

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية



République Algérienne Démocratique et Populaire
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
Université Ibn Khaldoun –Tiaret–
Faculté Sciences de la Nature et de la Vie
Département de Biologie

Mémoire de fin d'études
En vue de l'obtention du diplôme de Master académique
Domaine : Sciences de la Nature et de la Vie
Filière : Sciences Biologiques
Spécialité : Infectiologie

Présenté par :

M.lle Rezali Bouchra Yasmine
M.lle Bedoui Nour El Houda
M.lle Elguaizi reguia

Thème

Détection et sensibilité antimicrobienne d'*Escherichia coli* chez les poussins
d'un jour de poulet de chair dans la région de Tiaret

Soutenu publiquement le 26 / 06 /2025

Jury	Grade
Présidente : Pr. DJERBAOUI Malika	Pr
Encadrant ; Dr. MERATI Rachid	MCA
Examineur : Dr. Berrani Abdelkader	MCB

Année universitaire 2024 /2025

Remercîment

On remercier **Allah** le tout puissant de nous avoir donné la santé et la volonté d'entamer et de terminer ce mémoire.

On tient à remercier particulièrement notre superviseur, **Dr. Merati Rachid**, pour sa compétence, ses encouragements, ses conseils et l'attention particulière avec laquelle il a suivi et dirigé ce travail, nous le remercions vivement.

Nous remercions vivement les membres de jury :

Pr. DJERBAOUI Malika, nous sommes très honorées que vous acceptiez la présidence du jury de ce mémoire. Trouvez ici l'expression de nos sincères remerciements et soyez assuré de notre profonde gratitude

Dr. BERRANI Abdelkader, pour nous avoir fait l'honneur d'examiner ce travail, nous vous sommes très reconnaissantes et nous vous adressons nos vifs remerciements.

Enfin, nous adressons nos plus sincères remerciements à tous ceux qui de près ou de loin, nous ont apporté leur aide.

Nous souhaitons exprimer un sincère MERCI à tous

Dédicace

Après cinq ans d'efforts et de patience pour poursuivre mes études et réaliser mon rêve, je suis enfin sur le point d'obtenir mon diplôme. Dieu merci, pour lequel je loue avant, pendant et après chaque étape, car grâce à lui j'ai réussi.

Pour toi, maman

La source du courage, de l'amour et du sacrifice. Votre soutien silencieux et votre foi en moi ont éclairé les chemins les plus sombres. Ces notes sont pour vous autant que les miennes.

À mes frères

Linda et Khalil, mes premiers copains dans la vie. Votre présence, vos encouragements et votre affection ont été un refuge et une force dans chaque expérience.

À la douce mémoire de mon père

Ton absence est une douleur constante, mais ta mémoire est la lumière qui me guide. Votre amour, votre exemple et vos rêves pour moi vivent à travers chaque page de ce travail.

À moi-même,

pour ne jamais avoir abandonné malgré les défis.

À mes formidables amies **Wissam, Souhila, Rania, Mokhtaria, Samah** et **Sara**,
Merci pour votre présence, votre soutien, vos sourires et tous les souvenirs partagés.
Ce mémoire est aussi le vôtre.

Ma famille

Je dédie humblement ce journal, avec tout mon amour, ma gratitude et mon respect

Bouchra

Dédicace

Ce travail est l'aboutissement de plusieurs années d'efforts, de persévérance et de passion.

Je tiens à dédier ce mémoire à toutes les personnes qui ont, de près ou de loin, contribué à ce parcours riche en apprentissages.

À ceux qui m'ont soutenu(e), encouragé(e) et inspiré(e) tout au long de cette aventure, je souhaite exprimer ma profonde gratitude et mon affection sincère.

À mes chers parents,

Merci pour votre amour inconditionnel, vos sacrifices et votre soutien sans faille tout au long de ce parcours. Ce mémoire est le fruit de vos encouragements.

À mes frères et ma sœur,

Rami, Rayan et Rayhan Votre présence et vos mots d'encouragement ont été une source de motivation constante. Merci d'avoir toujours cru en moi.

À ma sœur

Que dieu a rappelée à lui – ton souvenir reste vivant à chaque étape de ma vie.

À ces frères que le cœur a choisis, et non le sang,

Islam, Redouane, Farouk Fragments de loyauté, d'humour et de présence dans les jours sombres comme dans la lumière. Vous êtes les témoins silencieux de mes doutes Les artisans discrets de ma confiance retrouvée. Nos chemins se sont croisés sans hasard, et depuis, vous êtes devenus une partie de ma force Merci d'exister, tout simplement.

À toute ma famille,

Merci pour votre confiance et vos prières.

Ruguia

Dédicace

Mon père

A celui qui a décoré mon nom des plus beaux titres, à celui qui m'a soutenu sans limites et qui m'a donné quelque chose sans retour, à celui qui m'a appris que le monde est un combat et que son arme est le savoir et la connaissance, mon premier soutien sur mon chemin, ma force après Dieu, ma gloire et la fierté .

Ma mère

A celle à qui Dieu a placé le paradis sous ses pieds, et dont le cœur m'a embrassé entre ses mains et m'a facilité l'adversité par ses supplications, au cœur compatissant et à la bougie qui était pour moi dans les nuits obscures, le secret de ma force, mon paradis

A mes jolie sœurs **Amel, Khadîdja et Fatima** je vous remerciée pour tous les Encouragements et le soutien moral tout au long de mes études.

A Mon marie **Nesredinne** et à mon très cher frère **Wael** que Dieu vous Protège et facilite votre chemin.

A ma trinôme **Bouchra et Rokaia** pour sa bonne humeur et pour les moments jamais inoubliables.

Nour El Houda

Résumé

La résistance aux antibiotiques chez *Escherichia coli* (*E. coli*) d'origine aviaire constitue un enjeu majeur en santé animale et représente une menace croissante pour la santé publique. La présente étude avait pour objectif de détecter la présence d'*E. coli* au niveau du sac vitellin chez des poussins d'un jour de poulet de chair, élevés au niveau de la wilaya de Tiaret, et d'évaluer le profil de sensibilité des souches isolées *vis-à-vis* de divers agents antimicrobiens. Un total de 24 échantillons a été prélevé sur des poussins d'un jour et analysé selon des méthodes conventionnelles d'isolement bactériologique. Parmi ces échantillons, 19 isolats d'*E. coli* (soit 79,16 %) ont été identifiés à partir des sacs vitellins. Dix de ces isolats ont été soumis à un test de sensibilité aux antibiotiques par la méthode de diffusion en disque, en utilisant un groupe de sept agents antimicrobiens. L'ensemble des souches testées a présenté une résistance de 100 % à l'amoxicilline, suivie de 60 % à la tétracycline et de 40 % à l'acide nalidixique. Par ailleurs, 30 % des isolats ont montré une résistance à la colistine et au triméthoprim-sulfaméthoxazole. En revanche, une faible résistance (10 %) a été observée à la gentamicine et à la spiramycine. Ces résultats mettent en évidence la présence préoccupante de souches multirésistantes d'*E. coli* dès le premier jour de vie, suggérant un risque potentiel pour la chaîne de production avicole et la santé publique.

Mots-clés: *Escherichia coli*, Poussin d'un jour , Poulet de chair, Sac vitellin, sensibilité antimicrobienne, Tiaret.

Summary

Antibiotic resistance in avian-origin *Escherichia coli* (*E. coli*) represents a major challenge in animal health and a growing threat to public health. The present study aimed to detect the presence of *E. coli* in the yolk sac of day-old broiler chicks raised in the Tiaret province, and to assess the antimicrobial susceptibility profile of the isolated strains. A total of 24 samples were collected from day-old chicks and analyzed using conventional bacteriological isolation methods. Among these samples, 19 *E. coli* isolates (representing 79.16%) were identified from yolk sacs. Ten of these isolates were subjected to antibiotic susceptibility testing using the disk diffusion method with a panel of seven antimicrobial agents. All tested strains exhibited 100% resistance to amoxicillin, followed by 60% resistance to tetracycline and 40% to nalidixic acid. Additionally, 30% of the isolates showed resistance to colistin and to trimethoprim-sulfamethoxazole. In contrast, low levels of resistance (10%) were observed for gentamicin and spiramycin. These results highlight the concerning presence of multidrug-resistant *E. coli* strains from the first day of life, suggesting a potential risk to the poultry production chain and public health.

Key words: *Escherichia coli*, day-old chick, broiler chicken, yolk sac, antimicrobial susceptibility.

ملخص

تعد مقاومة الاشريكية القولونية للمضادات الحيوية ذات الاصل الطيري تحديا كبيرا في مجال الصحة الحيوانية و تهديدا متزايدا للصحة العامة . هدفت هذه الدراسة الى الكشف عن وجود الاشريكية القولونية في اكياس المح لصيصان دجاج اللحم التي يبلغ عمرها يوما واحدا , و التي تربي في ولاية تيارت , بالإضافة الى تقييم حساسية السلالات المعزولة اتجاه مجموعة من المضادات الحيوية . تم تحليل 24 عينة باستخدام طرق العزل البكتيري التقليدية , من بين هذه العينات تم تحديد 19 عزلا الاشريكية القولونية من 19 عينة (79%) من اكياس الصفار . خضعت عشرة من هذه العزلات لاختبار حساسية للمضادات الحيوية بطريقة انتشار القرص , باستخدام مجموعة من سبعة عوامل مضادة للميكروبات . اظهرت جميع السلالات التي تم اختبارها مقاومة بنسبة 100% للأموكسيسيلين , تليها 60% للنتراسيكلين و 40% لحمض الناليديكسيك . علاوة على ذلك , اظهرت 30% من العزلات مقاومة للكوليستين و تريميثوبريم سلفاميثوكسازول . من ناحية أخرى , لوحظت مقاومة منخفضة 10% للجنتاميسين و السيبراميسين . تسلط هذه النتائج الضوء على الوجود المقلق لسلالات الاشريكية القولونية المقاومة للأدوية المتعددة منذ اليوم الأول للحياة , مما يشير الى وجود خطر محتمل على سلسلة انتاج الدواجن و الصحة العامة .

الكلمات المفتاحية : الاشريكية القولونية , فرخ عمره يوم واحد , دجاج لاحم , كيس المح , الحساسية اتجاه المضادات الميكروبية

Liste des abréviations

ADN: Acide désoxyribonucléique
ADH: Dihydrolase de l'arginine
ATB: Antibiotique
AX: Amoxicilline
BMR: Bactérie multi-résistante
CASFM: Comité de l'antibiogramme de la société française de microbiologie
CIT: Citrate
CLM : Colistine
CMI: Concentration minimale inhibitrice
E .Coli: *Escherichia coli*
ECPA: *Escherichia coli* pathogènes aviaire
EMB: Eosine méthylène bleu (Eosine-bleu de méthylène)
EUCAST: Comité Européen de normalisation des tests de sensibilité aux antibiotiques
GEI: Gastro-entérite infantile
GEL: Gélatinase
GEN: Gentamycine
GLU: Glucose
H₂O₂: Peroxyde d'hydrogène
H₂S: Sulfure d'hydrogène
IND: Indole
INO: Inositol
LDC: Décarboxylase de lysine
MAN: Mannose
NA: Acidenalidixique
ODC: Ornithine décarboxylase
ONPG: Ortho-nitro phenyl-galactoside
SP: Spiramycine
STEC: Shiga toxin-producing *E.Coli* (*E.Coli* producteur de toxines de shiga)
SXT: Triméthoprim-sulfaméthoxazole
TDA: Tryptophane désaminase
TE: Tétracycline
URE: Uréase
VP: Voges-Proskauer

Liste des figures

Figure 01 : <i>E. coli</i> sous microscope électronique (G x1000).	13
Figure 02 : Structure de la membrane d' <i>E. coli</i>	14
Figure 03: Cellule bactérienne et modes d'action des ABT.....	21
Figure 04: Protocole expérimentale	32
Figure 05: Milieu eau peptonée tamponnée utilisé pour le pré-enrichissement	34
Figure 06 : Prélèvement à partir de sac vitellin.....	34
Figure 07: Milieu EMB utilisé pour l'isolement de la bactérie.....	35
Figure 08: La galerie API 20 _E utilisé dans notre étude.	38
Figure 09: Lésions du sac vitellin évoquant une atteinte par la colibacillose chez des poussins d'un jour de poulet de chair.....	42
Figure 10: Taux de détection d' <i>E.coli</i>	43
Figure 11: Caractéristiques des colonies d' <i>E. coli</i> sur gélose EMB.....	43
Figure 12: Photographie au microscope d' <i>E. coli</i> (Gr x 100).	44
Figure 13: Test catalase (réaction positive).....	44
Figure 14: Test oxydase (réaction Négative).	45
Figure 15: Résultat de la Galerie API 20E Après incubation.....	45
Figure 16: Zones d'inhibition des disques d'antibiotique testés contre <i>E. coli</i>	47

Liste des tableaux

Tableau 01 : Caractères biochimique et enzymatique d` <i>E.coli</i>	15
Tableau 02 : Classification des ABT selon leur spectre d`activité	22
Tableau 03 : Classification des antibiotiques selon leur mode d`action	22
Tableau 04 : Les principaux antibiotiques utilisés en aviculture	24
Tableau 05 : Matériel et consommables utilisés durant l`étude.	31
Tableau 06 : Sensibilité des souches d` <i>E. coli</i> isolées aux antibiotiques testées	46
Tableau 07 : Résultats des souches multi-résistantes d` <i>E. coli</i> testées.	48

Table des matières

Liste des abréviations.....	I
Liste des figures	II
Table des matières	IV
Introduction	1

Chapitre I *Colibacillose*

1. Généralité.....	5
2. Epidémiologie	5
2.1. Facteurs prédisposants	5
2.2. Facteurs favorisants	6
2.2.1. Agents biologiques	6
2.2.2. Agents non biologiques	6
3. Pathogénie	6
4. Voie de contamination	6
5. Symptômes généraux	7
6. Clinique	7
6.1. Forme localisée	7
6.1.1. Le syndrome de la tête enflée	7
6.1.2. Omphalite ou inflammation du sac vitellin	7
6.2. Forme systémique	8
6.2.1. Colisepticémie	8
6.2.2. Forme chronique.....	8
7. Traitement	9
7.1. Choix des antibiotiques selon la forme clinique de la colibacillose	9
7.1.1. Forme respiratoire.....	9
7.1.2. Forme septicémique.....	9
7.2.3. Forme digestive	9
8. Diagnostic.....	10
8.1. Diagnostic différentiel.....	10
8.2. Diagnostic histologique.....	10

Chapitre II *Escherichia coli*

1. Généralités.....	12
2- Habitat.....	12
3. Caractères Bactériologiques	12
3.1. Caractères morphologiques.....	12
3.2. Caractères biochimiques	14

3.3. Caractères cultureux.....	15
4. Propriétés biologiques.....	16
4.1. Pouvoir antigénique	16
4.1.1. Antigène somatique O	16
4.1.2. Antigène flagellaire H	16
4.1.3. Antigène capsulaire K	17
4.2. Pouvoir pathogène	17
4.2.1. Pouvoir pathogène chez l'homme	17
4.2.2. Pouvoir pathogène chez l'animale.....	18

Chapitre III *Antibiotiques*

1. Définition	20
2. Classification des antibiotiques.....	20
2.1. Origine	20
2.2. Mécanismes d'action	21
2.3. Spectre d'activité	21
2.4. Modalité d'action :.....	22
3. Usage des antibiotiques dans le domaine vétérinaire.....	22
3.1. Utilisation à titre thérapeutique curatif	23
3.2. Utilisation en métaphylaxie	23
3.3. Utilisation à titre préventif	23
3.4. Utilisation en tant qu'additifs alimentaire.....	23
4. Les antibiotiques utilisés en élevage avicole.....	24
5. Association des antibiotiques	24
6. Résistance aux antibiotiques	25
6.1. Définition	25
6.2. Résistance Naturelle.....	25
6.3. La résistance acquise.....	25
7. Mécanismes de résistances bactériennes aux antibiotiques	26
7.1. Modification de cible de l'antibiotique.....	26
7.2. Inactivation enzymatique	26
7.3. L'imperméabilité aux antibiotiques	26
7.4. L'efflux des molécules d'antibiotique.....	26
8. Conséquence de la résistance aux antibiotiques.....	27
9. Antibiogramme.....	27

Matériel et Méthodes

1. Lieu, durée et période d'étude.....	30
2. Matériel.....	30
2.1. Matériel de prélèvement	30
2.2. Matériel et consommables de laboratoire	30
3. Méthodes.....	32
3.1. Protocole expérimental	32
3.2. Procédure de nécropsie et prélèvement.....	33
3.3. Isolement d' <i>E. coli</i>	34
3.4. Identification d' <i>E. coli</i>	35
3.4.1. Coloration de gram	35
3.4.2. Test de catalase.....	36
3.4.3. Test d'oxydase.....	36
3.4.4. Analyse des caractères biochimiques par la galerie Api 20E.....	36
3.5. Détermination de la sensibilité d' <i>E. coli</i> aux antibiotiques par antibiogramme	38
3.6. Analyse statistique	40

Chapitre V

Résultats

1. Examen bactériologique.....	42
2. Identification des souches d' <i>E. coli</i>	43
2.1. Coloration de gram	43
2.2. Test de catalase	44
2.3. Test oxydase.....	44
2.4. La galerie API 20E.....	45
3. Evaluation de la sensibilité aux antibiotiques des souches d' <i>E. coli</i> isolées.....	45
4. Détermination des souches multi-résistantes d' <i>E. coli</i> testées.....	47
<i>Discussion</i>	49
<i>Conclusion Perspectives</i>	54
<i>Références Bibliographiques</i>	56
<i>Annexes</i>	68

Introduction

Introduction

La production avicole constitue l'un des secteurs les plus dynamiques et les plus importants de l'agriculture mondiale. Elle contribue de manière significative à la sécurité alimentaire, à la génération de revenus et à la satisfaction des besoins nutritionnels. La viande de volaille, en particulier celle de poulet de chair, est largement consommée à travers le monde en raison de son coût abordable, de sa saveur appréciée et de sa valeur nutritionnelle, notamment en tant que source riche en protéines de haute qualité (FAO, 2023). L'essor rapide de l'industrie avicole est soutenu par une demande mondiale croissante, l'urbanisation et la croissance démographique, faisant de ce secteur un pilier essentiel des systèmes de production animale à l'échelle planétaire (OCDE/FAO, 2023).

Cependant, cette croissance est fréquemment compromise par diverses maladies infectieuses qui entraînent des pertes économiques considérables (Jones et al., 2018). Parmi celles-ci, les infections bactériennes, en particulier celles causées par *Escherichia coli* (*E. coli*), suscitent une inquiétude majeure. L'*E. coli* pathogène aviaire (ECPA) constitue l'agent étiologique principal de la colibacillose, une maladie qui touche aussi bien les poulets de chair que les pondeuses, provoquant une détresse respiratoire, des péricardites, des péritonites, des septicémies ainsi qu'une mortalité élevée (Khairullah et al., 2024). Ces infections réduisent la productivité en affectant le gain de poids et en augmentant la mortalité, tout en engendrant des coûts supplémentaires liés aux traitements et aux mesures de prévention. Elles impactent négativement la production avicole, tant à petite échelle qu'au niveau industriel (Kika et al., 2023).

Pour lutter contre les infections à *E. coli* chez la volaille, les agents antimicrobiens ont traditionnellement été utilisés comme principaux outils thérapeutiques et prophylactiques. Des antibiotiques tels que les aminosides, les tétracyclines, les sulfamides et les fluoroquinolones sont couramment employés pour traiter les infections bactériennes et améliorer les performances des élevages (Dheilly et al., 2011 ; Hosain et al., 2021 ; Waliaula et al., 2024). Bien que ces interventions soient initialement efficaces, leur utilisation généralisée, parfois non rigoureusement contrôlée, suscite de vives inquiétudes, notamment dans le contexte de la production animale destinée à l'alimentation. En effet, l'usage intensif d'antibiotiques est étroitement associé à l'émergence et à la propagation de résistances bactériennes (Xu et al., 2022 ; Zhao et al., 2024).

L'émergence et la propagation de souches d'*E. coli* résistantes aux antimicrobiens dans les élevages avicoles représentent une menace croissante pour la santé animale et la

santé publique. Des souches d'ECPA multirésistantes sont de plus en plus rapportées, présentant une résistance à des antibiotiques critiques tels que les céphalosporines de troisième génération, les fluoroquinolones et la colistine (Aberkane et al., 2023 ; Watts et Wigley, 2024 ; Lúcio et al., 2025). Ces bactéries résistantes peuvent être transmises à l'homme par la chaîne alimentaire, constituant un risque zoonotique majeur et réduisant les options thérapeutiques disponibles pour le traitement des infections bactériennes (Ramos et al., 2020 ; Biswas et al., 2024 ; Ahmed et al., 2025).

À notre connaissance, aucune étude n'a été réalisée sur les profils de résistance des souches d'*E. coli* isolées à partir de poussins d'un jour de poulet de chair élevés dans la région de Tiaret. C'est dans ce contexte que la présente étude a pour objectif de détecter la présence d'*E. coli* chez des poussins d'un jour de poulet de chair présentant des signes d'omphalite, et d'évaluer la sensibilité des souches isolées aux antibiotiques.

Synthèse

Bibliographique

Chapitre I

Colibacillose

1. Généralité

La colibacillose aviaire constitue l'une des infections bactériennes les plus fréquentes en élevage avicole. Elle est responsable de pertes économiques considérables, en raison d'un taux de mortalité élevé et d'un recours intensif aux traitements antibiotiques. Cette affection est causée par *E. coli*, une bactérie naturellement présente dans le tube digestif des volailles. Toutefois, sa pathogénicité est généralement liée à plusieurs facteurs prédisposant, tels que des conditions d'élevage défavorables, une immunodépression des oiseaux ou encore la présence des souches particulières en virulentes (Stordeur et mainil, 2002).

Bien que la majorité des souches d'*E. coli* soient commensales et inoffensives, certaines, appelées ECPA, peuvent provoquer des infections sévères. Ces souches pathogènes sont impliquées dans divers syndromes, notamment les omphalites, les infections respiratoires, digestives et génitales, contribuant ainsi à une augmentation significative de la mortalité dans les élevages (Puterflam et al., 2019).

2. Epidémiologie

Les colibacilloses aviaires sont présentes à l'échelle mondiale, affectant toutes les espèces d'oiseaux. L'infection causée par *E. coli* est très courante et se retrouve partout dans le monde (Benmersouk, 2018).

2.1. Facteurs prédisposants

Plusieurs facteurs influencent la sensibilité des volailles à l'infection par *E. coli* notamment l'espèce, l'Age et le sexe :

- **Espèce** : Toutes les espèces aviaires sont sensibles à *E. coli*. Cette infection est extrêmement courante et présente à l'échelle mondiale (Guérin et al., 2011).
- **Âge** : La colibacillose survient généralement entre 3 et 12 semaines, affectant principalement les jeunes oiseaux en raison de leur système immunitaire moins développé. Cependant, des souches pathogènes peuvent également infecter des oiseaux en bonne santé (Hammoudi et Aggad, 2008).
- **Sexe** : Les mâles semblent être plus vulnérables à la maladie que les femelles. Une étude réalisée sur des dindons âgés de 5 semaines, ayant subi une immunosuppression par deux doses de dexaméthasone et l'inoculation de 100 UFC d'*E. coli* par les sacs aériens, a montré

que la mortalité, le score lésionnel et le taux d'*E. coli* dans le sang étaient significativement plus élevés chez les mâles que chez les femelles (Huff et al., 1999).

2.2. Facteurs favorisants

2.2.1. Agents biologiques

Plusieurs agents biologiques peuvent favoriser les infections aviaires par les souches ECPA, tels que le virus de la bronchite infectieuse, le virus de la maladie de Newcastle, celui de la maladie de Gumboro, et *Mycoplasma gallisepticum* (Stordeur et Mainil, 2002).

2.2.2. Agents non biologiques

Des conditions environnementales comme des niveaux trop élevés d'ammoniac ou de poussière dans les élevages peuvent également favoriser l'infection (Stordeur et Mainil, 2002).

3. Pathogénie

La principale voie d'entrée de l'agent pathogène est le tractus respiratoire, par inhalation de particules de poussière contaminées par des *E. coli* excrétés par le tractus digestif d'animaux sains (Gyles et Fairbrother, 2010). Après une multiplication initiale dans les voies respiratoires supérieures, les bactéries colonisent les voies respiratoires profondes, telles que les sacs aériens et les poumons. Par la suite, la bactérie pénètre dans la circulation sanguine et colonise des organes internes tels que le cœur, le foie et la rate (Jordan et Pattison, 1996).

4. Voie de contamination

La contamination par *E. coli* se fait principalement par voie aérienne. Les fientes sèches et la litière génèrent de véritables aérosols bactériens, qui peuvent être inhalés. Une fois les sacs aériens infectés, l'infection peut s'étendre aux organes génitaux (ovaire, utérus) par simple contact. Une eau de mauvaise qualité peut provoquer des entérites, tandis qu'une litière humide favorise la fermentation et la libération d'ammoniac, irritant ainsi les voies respiratoires. La transmission verticale directe à partir d'un ovaire ou d'un oviducte infecté reste rare. Chez les poussins, la voie digestive constitue le principal mode de contamination, l'eau souillée par les fientes peut devenir un véritable bouillon de culture. Les œufs peuvent également être contaminés lors de leur passage dans le cloaque ou par contact avec une litière

souillée. Par ailleurs, les poussières des éclosiers sont hautement contaminantes (Hammoudi, 2008).

5. Symptômes généraux

Colibacillose provoquer une large gamme de signes clinique chez les volailles, ces symptômes varient selon la souche d'*E. coli* impliqué, l'état immunitaire de l'animal et les conditions en environnementales. Selon AL Hassan, (2013) les manifestations générales observées chez les sujets infectés sont :

- Une diminution significative de l'apport alimentaire ;
- L'apparition de symptômes de fatigue intense accompagnés d'une hyperthermie (42 à 44°C) ;
- Des signes de détresse respiratoire, tels qu'une respiration rapide et irrégulière avec la bouche ouverte ;
- Une diarrhée de couleur blanchâtre.

6. Clinique

6.1. Forme localisée

6.1.1. Le syndrome de la tête enflée

Le syndrome de la tête enflée est fréquemment lié à la colibacillose. Elle se manifeste par une inflammation aigue a subaiguë des cellules sous cutané au niveau de la tête et des zones périorbitaires. La colonisation de ces tissus par colibacilles survient généralement à la suite d'une infection par des agents prédisposant tels que certain virus ou une concentration élevé d'ammoniac. La maladie apparait le plus souvent autour de la 30^{eme} semaine de vie, et ses conséquence principales sont des retards de croissance entrainant d'importantes pertes économiques. Les lésions typiques incluent un œdème de la tête et de la région périorbitaire, ainsi qu'un exsudat caséux dans le tissu conjonctif (Fekir et Boughedda, 2018).

6.1.2. Omphalite ou inflammation du sac vitellin

Cette affection, souvent associée à des erreurs d'élevage, constitue l'une des principales causes de mortalité chez les poussins de moins d'une semaine (Villate, 2001).

La contamination de l'œuf, plus précisément de la membrane vitelline, survient principalement au moment de la ponte. Les souches d'*E. coli* présentes dans les matières fécales de la poule adhèrent à la surface de l'œuf lorsqu'il traverse le cloaque. Elles peuvent ensuite pénétrer à travers les membranes coquillières et atteindre la membrane vitelline. Bien que la contamination des œufs puisse également se produire à partir de lésions de salpingite ou d'ovarite, cette voie reste peu fréquente (Montgomery et al., 1999).

6.2. Forme systémique

6.2.1. Colisepticémie

La colisepticémie est une septicémie résultant de l'invasion colibacillaire chez les jeunes oiseaux. Elle se manifeste par des mortalités soudaines, précédées d'une période d'abattement et de perte d'appétit chez les poulets. Cette affection est souvent associée à des complications telles que les colibacilloses respiratoires, les omphalites ou les synovites (Zebbar, 2022).

Lésions caractéristiques de la forme aiguë (non exsudative), elles se manifestent par des altérations macroscopiques spécifiques observées lors de l'évolution rapide de la maladie. Selon Guérin (2011) elles touchent principalement des organes vitaux comme :

- **Foie** : Hypertrophié, coloration intense avec présence de zones de dégénérescence, parfois verdâtres ;
- **Rate** : Augmentée de volume avec des foyers de nécrose ;
- **Rein** : Présence de néphrite et de dépôts d'urates ;
- **Intestin** : Ampoule cloacale dilatée, contenant des gaz et des matières liquides blanchâtres ;
- **Ascite légère** : Aspect brillant des viscères en raison d'un épanchement inflammatoire dans la cavité abdominale.

6.2.2. Forme chronique

Maladie respiratoire chronique également appelée maladie des sacs aériens, cette affection touche principalement les poulets âgés de 5 à 12 semaines, avec un pic d'incidence entre 6 et 9 semaines (Charaf, 2009).

La transmission se fait par voie respiratoire et survient généralement à la suite d'une infection à *Mycoplasma gallisepticum*, d'une virose à tropisme respiratoire (comme la

bronchite infectieuse) ou immunosuppressive (maladie de Gumboro). Elle peut également être déclenchée par un accident de vaccination ou par une exposition excessive à des agents irritants présents dans l'air, tels que la poussière et l'ammoniac. Ces facteurs altèrent la muqueuse respiratoire, facilitant l'entrée d'*E. coli* dans la circulation sanguine.

Cette infection entraîne alors une aérosacculite de sévérité variable, dont les lésions ont tendance à persister sur une longue durée (Stordeur et Mainil, 2002).

7. Traitement

Le traitement repose principalement sur une antibiothérapie faisant appel à différentes familles d'antibiotiques couramment utilisées en élevage, notamment les tétracyclines, fluoroquinolones, céphalosporines et macrolides toutefois, afin de limiter l'émergence de l'antibiorésistance, il est essentiel d'administrer les antibiotiques après un antibiogramme ciblé et de maintenir le traitement pour une durée minimale de cinq jours (Villatte, 2001).

7.1. Choix des antibiotiques selon la forme clinique de la colibacillose

7.1.1. Forme respiratoire

En raison de l'association fréquente entre les colibacilles et les mycoplasmes, il est souvent nécessaire de combiner des macrolides avec des aminosides, comme la streptomycine-spiramycine ou la streptomycine-tylosine (Benmersouk, 2018). De plus, les aminosides et polypeptides contribuent à la maîtrise des colibacilles pathogènes respiratoires (Villatte, 2001 ; Guérin et al., 2011).

7.1.2. Forme septicémique

Dans cette forme, l'antibiotique choisi doit être efficace par élimination tissulaire et posséder une bonne absorption intestinale afin d'assurer une diffusion optimale dans l'organisme. Les nitrofuranes ainsi que l'association triméthoprim-sulfamides sont particulièrement indiqués (Guérin et al., 2011).

7.2.3. Forme digestive

L'utilisation concernera les antibiotiques hautement actifs par voie orale, qui ne traversent pas la paroi intestinale, permettant ainsi leur concentration dans le tube digestif.

Parmi eux figurent les aminosides (tels que la gentamicine et la streptomycine) ainsi que les polypeptides (comme la colistine) (Mogenet et Fedida, 2004)

8. Diagnostic

La suspicion repose sur les symptômes, les lésions et l'historique de l'infection (Stordeur et Mainil, 2002).

8.1. Diagnostic différentiel

Étant un germe opportuniste impliqué dans des complications secondaires, *E. coli* peut coexister avec d'autres agents pathogènes responsables des infections primaires. Il est donc essentiel d'en tenir compte lors de l'établissement du diagnostic.

Le diagnostic différentiel doit être réalisé en fonction de la forme clinique de la colibacillose, en la distinguant d'autres affections majeures, (Martak et al., 2018). Notamment :

- **Septicémie aiguë** : infections causées par *Pasteurella*, *Ornithobacterium*, *Riemerella*, *Salmonella*, *Streptococcus*, *Staphylococcus*, *Pseudomonas*, etc.
- **Péricardite et péritonite** : souvent associées à *Chlamydia* (rarement), *Pasteurella multocida*, *Streptococcus* spp. et *Enterococcus* spp.
- **Aérosacculite** : chez les canards, *Riemerella anatipestifer* peut également être responsable de cette affection.

8.2. Diagnostic histologique

L'examen histologique peut fournir des indications sur les lésions histopathologies associées aux colibacilloses aviaires. Toutefois, il convient de souligner que ce diagnostic reste non spécifique (Zebbar, 2022).

Chapitre II

Escherichia coli

1. Généralités

Le genre *E. coli* fait partie de la famille des *Entérobactériaceae*, qui regroupe des bactéries anaérobies facultatives. Ces bactéries, allongées comme des bâtonnets, sont appelées bacilles et présentent une coloration de Gram négative. *E. coli*, l'une des huit espèces du genre, est la plus étudiée et a été découverte par le pédiatre Theodore Escherich en 1885 (Quévy, 2023). Il s'agit de l'espèce bactérienne la plus souvent isolée en laboratoire de bactériologie, et elle représente également le pathogène le plus notable pour les humains. *E. coli* est un commensal du système digestif humain et des animaux à sang chaud, constituant une part importante de la flore bactérienne aérobie intestinale. Les concentrations de *E. coli* dans les selles varient de 10^6 à 10^9 bactéries par gramme, tandis que la flore bactérienne totale peut atteindre de 10^{11} à 10^{12} bactéries par gramme (Cockenpot, 2016)

2- Habitat

E. coli est une bactérie fréquemment retrouvée dans la flore intestinale de l'homme et de nombreux animaux à sang chaud, tels que les mammifères et les oiseaux. Elle s'installe a symptomatiquement dans le système digestif humain dans les heures qui suivent la naissance, devenant la principale espèce bactérienne de la flore anaérobie facultative du côlon humain (Pantal, 2015). *E. coli* peut traverser l'eau et s'accumuler dans les sédiments, ce qui en fait un indicateur clé de la contamination fécale de l'eau. Environ la moitié de la population totale de ces bactéries vit dans ces habitats environnementaux secondaires, où certaines souches peuvent émerger et se propager naturellement. *E. coli* et d'autres coliformes thermo tolérants sont également recherchés dans les aliments pour déterminer s'ils présentent des signes de contamination fécale (Bouhraoua et al., 2021).

3. Caractères Bactériologiques

3.1. Caractères morphologiques

E. coli est un bacille à Gram négatif qui se caractérise, selon Belguedj et Amouche (2018), par :

- Une coloration uniforme ;
- Une forme de bâtonnet ou de coccobacille ;
- L'absence de spores ;

- Des dimensions comprises entre 2 et 3 micromètres de long et 0,6 à 0,7 micromètre de large.

E. coli apparaît généralement isolé ou en paires (diplobacilles), mais il est très rarement observé en amas. La bactérie est mobile grâce à une ciliature péri triche (**Fig.01**).



Figure 01 : *E. coli* sous microscope électronique (G x1000) (Benabdallah et Hamlaoui,2016).

Le lipopolysaccharide (LPS) constitue un composant essentiel de la membrane externe de la bactérie *E. coli* (Nacef et Tali, 2019). Il est composé de trois parties:

- la partie pyrogène : lipide A ;
- le polysaccharide de base, aussi appelé noyau central (*core*) ;
- la chaîne latérale polysaccharidique externe, portant l'antigène O.

La membrane cytoplasmique d'*E. coli* est composée d'une double couche de phospholipides hydrophobes. Sa perméabilité sélective est due à des protéines spécifiques appelées perméases. Cette membrane contient également de nombreuses enzymes, notamment celles impliquées dans le métabolisme énergétique, ainsi que des transpeptidases et des carboxypeptidases sur sa partie externe indispensables à la synthèse du peptidoglycane (**Fig.02**) (Lezzar, 2017).

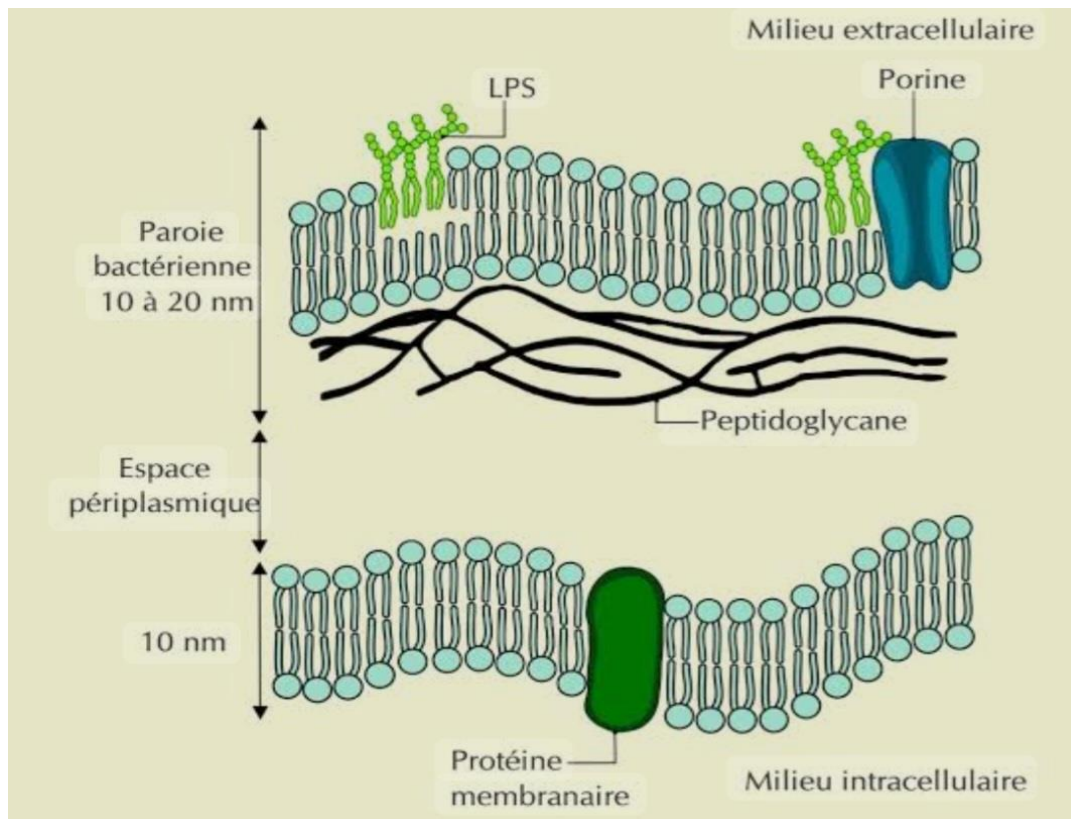


Figure 02 : Structure de la membrane d'*E. coli* (Lezzar, 2017).

3.2. Caractères biochimiques

E. coli se distingue, selon Ammar (2009), par une fermentation rapide du lactose, ainsi que par la fermentation du dulcitol et de la salicine. Ces caractéristiques sont davantage corrélées au sérotype qu'à la virulence des souches ECPA. Cette bactérie ne possède pas de désaminase et fermente le glucose par la voie des acides aminés (test du rouge de méthyle positif). Elle présente une réaction négative aux tests de Voges-Proskauer et au citrate.

Bien que souvent considérés comme des pathogènes secondaires, les *E. coli* aviaires représentent aujourd'hui l'une des principales causes de pertes économiques dans le secteur avicole et figurent parmi les motifs de saisie les plus fréquents à l'abattoir (Stordeur et Mainil, 2002).

Les caractères biochimiques et enzymatiques permettent de différencier *Escherichia coli* des autres entérobactéries. Le tableau ci-dessous présente les principaux caractères positifs, négatifs et variables observés chez cette espèce (Clave, 2015).

Tableau 01 : Caractères biochimique et enzymatique d '*E. coli*.

Les caractères positifs (+)	Les caractères négatifs (-)	Les caractères variables (+/-)
Glucose	Adonitol	Saccharose
Lactose	Inositol	Salicine
B-galactosidase	Voges-Proskauer	Dulcitol
Mannitol	Citrate de simmons	Acide phényle propionique
Indole	H ₂ S	Lysine
Nitrate	Uréase	Arginine

3.3. Caractères cultureux

Les *E. coli* se développent aisément sur des milieux classiques à une température optimale de 37 °C, mais leur croissance reste possible dans une plage allant de 20 °C à 40 °C. Ce sont des bactéries aéro-anaérobies facultatives. Leur pH optimal se situe entre 7 et 7,2, mais elles peuvent se développer dans une plage de pH comprise entre 5,8 et 8, proche de la neutralité. Leur temps de division varie de 20 à 40 minutes (Berche, 2002).

Sur gélose simple, les colonies atteignent une taille de 2 à 3 mm et se présentent sous une forme ronde, lisse, brillante, avec des bords bien délimités ou réguliers dans le cas des colonies lisses. Cependant, il existe également des formes rugueuses, caractérisées par un contour irrégulier et une surface granuleuse (Berche, 2002).

En milieu liquide, elles provoquent un trouble uniforme du bouillon. Les cultures sont généralement réalisées sur des milieux sélectifs favorisant l'identification et l'isolement des *E. coli*. Ces milieux contiennent des agents inhibiteurs ciblant les bactéries à Gram positif, ainsi que des indicateurs de pH colorés. Ils permettent ainsi de faciliter l'isolement des *E. coli* en vue de leur identification (Le Minor et Véron, 1989).

4. Propriétés biologiques

4.1. Pouvoir antigénique

Au sein de chaque genre, les espèces se différencient par l'étude de leurs caractéristiques biochimiques ou antigéniques. Toutes les entérobactéries possèdent des antigènes de paroi appelés antigènes O. Les entérobactéries mobiles présentent également des antigènes de flagelle, ou antigènes H. Enfin, certaines disposent d'un antigène d'enveloppe, appelé antigène K (Mainil, 2005).

4.1.1. Antigène somatique O

L'antigène O constitue l'endotoxine des bactéries à Gram négatif. Il est composé de lipopolysaccharides (LPS) complexes, thermostables, et localisés dans la paroi bactérienne. On en dénombre environ 160 stéréotypes. Il est formé d'un grand nombre d'unités répétées d'oligosaccharides, composées de 3 à 6 sucres, dont la combinaison détermine la diversité des antigènes O.

L'identification de ces antigènes peut se faire par différentes techniques, la plus courante étant l'agglutination sur lame à l'aide de sérums spécifiques. La présence d'une agglutination indique une correspondance entre le sérum utilisé et un antigène de la souche étudiée (Ammar, 2009).

Lors des infections systémiques à entérobactéries, la lyse bactérienne entraîne la libération de l'antigène O. En raison de sa toxicité, celui-ci provoque divers effets physiopathologiques. Étant antigénique, il induit également la production d'anticorps spécifiques anti-O, qui peuvent être dosés dans certains cas. Cette détection constitue un moyen indirect de diagnostic, comme le sérodiagnostic de Widal et Félix, utilisé pour les fièvres typhoïdes et paratyphoïdes (Prescott et al., 2007).

4.1.2. Antigène flagellaire H

L'antigène H, de nature protéique, n'est pas toxique. Bien qu'il ne soit pas utilisé pour identifier les *E. coli* pathogènes, il présente un intérêt épidémiologique. Son identification permet de confirmer qu'il s'agit de la même souche.

La diversité des antigènes H résulte des différents types de flagellines qui composent la structure du flagelle. On en recense près de 60. Ils peuvent être mis en évidence par agglutination sur lame à l'aide de sérums spécifiques. Lors des infections systémiques à entérobactéries, des anticorps anti-H sont produits. Bien que neutralisants, leur dosage, associé à celui des anticorps anti-O, permet de réaliser le sérodiagnostic des infections à entérobactéries (Orskov, 1984).

4.1.3. Antigène capsulaire K

Il existe trois types d'antigènes K, désignés par les lettres L, A ou B, avec un total d'environ 100 variantes.

- L'antigène **L**, le plus fréquent, est thermolabile. Par conséquent, l'exposition à la chaleur entraîne la perte de son pouvoir antigénique, de sa capacité à fixer les agglutinines et de son aptitude à masquer l'antigène O.
- L'antigène **A**, de nature capsulaire (les *E. coli* encapsulés sont relativement fréquents dans les infections urinaires), est rare mais extrêmement thermostable. Il nécessite un autoclavage pour être détruit (Ammar, 2009)..

4.2. Pouvoir pathogène

L'essentiel des signes cliniques liés à *E. coli* est associé à la production de toxines. Toutefois, le processus infectieux est multifactoriel, dépendant à la fois des facteurs bactériens et de ceux de l'hôte. Après ingestion, les souches entérohémorragiques (STEC) doivent résister à l'acidité gastrique. Les souches pathogènes d'*E. coli* sont classées en différents pathotypes ou pathovars (Michel et al., 2005).

4.2.1. Pouvoir pathogène chez l'homme

Pathotypes responsables des infections intestinales

- *E. coli* entérotoxinogènes : responsables de syndromes cholériformes.
- *E. coli* entéroadhérents : provoquent des diarrhées persistantes.
- *E. coli* entéropathogènes : à l'origine d'entérites épidémiques (anciennement appelées gastro-entérites infantiles – GEI).
- *E. coli* entéroinvasifs : responsables de diarrhées chez l'adulte.

- *E. coli* entérohémorragiques : provoquent des diarrhées sanglantes pouvant évoluer vers un syndrome hémolytique et urémique (insuffisance rénale) (Ammar, 2009).

Pathotypes responsables des infections extra-intestinales

Les souches pathogènes extra-intestinales d'*E. coli* (ExPEC) sont généralement inoffensives tant qu'elles restent confinées au tube digestif. Cependant, une fois qu'elles atteignent des tissus extra-intestinaux, elles peuvent causer des infections sévères (Maris, 2016).

- *E. coli* uropathogènes (UPEC) : responsables de la majorité des infections survenant dans un appareil urinaire sain.
- *E. coli* impliqués dans les méningites, notamment chez les nouveau-nés (Michel et al., 2005).

4.2.2. Pouvoir pathogène chez l'animale

Certaines souches d'*E. coli*, connues pour leur production de toxines ou leurs propriétés invasives, sont hautement pathogènes pour les animaux. Elles peuvent provoquer des diarrhées, qui constituent une cause majeure de pertes économiques en raison de leur fréquence et du taux de mortalité qu'elles entraînent (Avril et al., 1992).

Chapitre III

Antibiotiques

1. Définition

Les antibiotiques (ABT) sont des agents antibactériens caractérisés par une faible toxicité pour l'organisme humain et une efficacité remarquable, même à faible concentration. Ils peuvent être d'origine naturelle, produits par certains micro-organismes tels que les champignons ou les bactéries, semi-synthétiques lorsqu'ils résultent de modifications chimiques de composés naturels, ou entièrement synthétiques. Leur mode d'action repose sur une interaction spécifique avec des cibles moléculaires propres aux bactéries, ce qui permet de perturber leurs fonctions vitales sans nuire aux cellules humaines (Touré, 2022).

2. Classification des antibiotiques

Il existe actuellement plusieurs familles d'ABT qui sont (Yala et al., 2001) :

- Bêta-lactamines ;
- Aminosides ou aminoglycosides;
- Phénicoles ; chloramphénicoletthiamphénicol;
- Tétracyclines;
- Polypeptides;
- Macrolides, lincosamides;
- Quinolones;
- Sulfamides et associations.

Ces familles, fondées sur la chimie et la pharmacodynamie des molécules, aident à prédire leurs modes d'action et leur efficacité chez un hôte spécifique et contre une espèce bactérienne donnée. Leur classification actuelle suit plusieurs critères (Dahas et Touil, 2018).

2.1. Origine

- Les antibiotiques naturels;
- Les antibiotiques synthétiques (par la synthèse chimique) ;
- Les antibiotiques semi- synthétiques (Allem et Boutemine, 2020).

2.2. Mécanismes d'action

La majorité des classes d'ABT exercent leur activité antimicrobienne en ciblant des structures spécifiques ou des processus métaboliques essentiels des bactéries. Selon Ebimicowei et Ibemologie (2016), les principaux mécanismes d'action des antibiotiques sont les suivants :

- L'inhibition de la synthèse de la paroi cellulaire ;
- L'altération de la structure ou de la fonction de la membrane cellulaire ;
- L'inhibition de la synthèse ou de la fonction des acides nucléiques ;
- L'inhibition de la synthèse des protéines ;
- Le blocage de voies métaboliques clés.

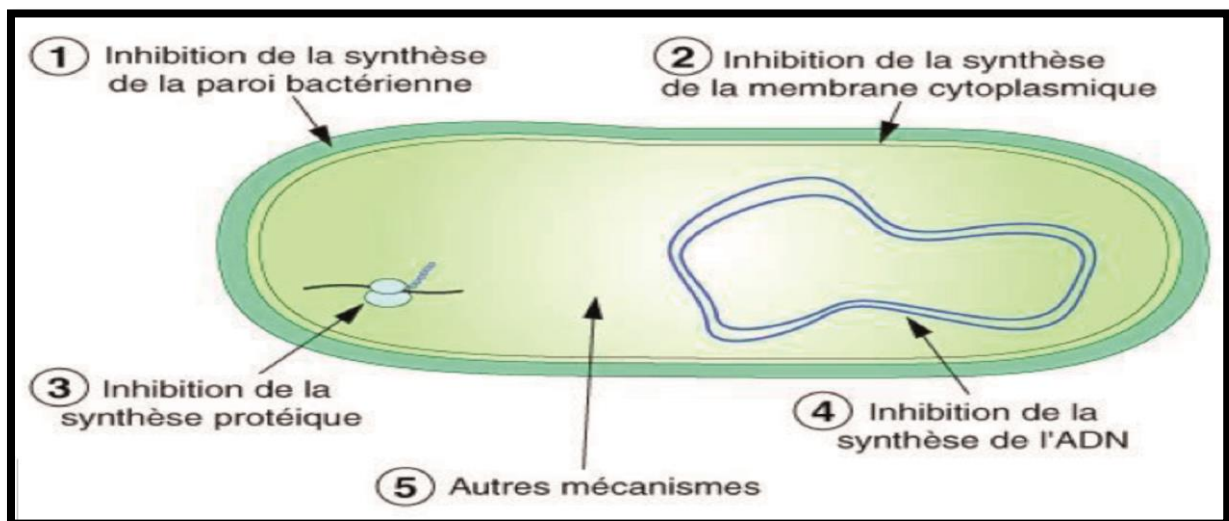


Figure 03: Cellule bactérienne et modes d'action des ABT (Pascale, 2014).

2.3. Spectre d'activité

Le spectre d'activité d'un ABT désigne l'étendue des micro-organismes sur lesquels il est actif. Il constitue un critère essentiel dans le choix thérapeutique. Aucun antibiotique n'est efficace contre l'ensemble des bactéries (Benouda, 2013). On distingue généralement deux grandes catégories :

- **Les antibiotiques à large spectre** : ils agissent sur un large éventail de bactéries, incluant à la fois les bactéries à Gram positif et à Gram négatif. Ils sont particulièrement indiqués lorsque l'agent pathogène responsable de l'infection n'est pas encore identifié.
- **Les antibiotiques à spectre étroit** : ils ciblent un nombre limité de bactéries spécifiques. Leur utilisation permet de traiter des infections bien identifiées tout en limitant l'impact sur le microbiote normal (Touré, 2022).

Tableau 02 : Classification des ABT selon leur spectre d'activité (Yala et al., 2001).

Spectre large	Spectre étroite
- Pénicillines groupe A - Chloramphénicol - Tétracyclines	- Polypeptides - Aminosides pénicillines groupe (G et M)

2.4. Modalité d'action :

Tous les ABT ont le pouvoir de détruire (effet bactéricide) ou d'inhiber la multiplication (effet bactériostatique) de certaines bactéries. Selon leur concentration, ils peuvent agir selon deux modalités différentes correspondant à des degrés dans l'intensité de leur action : la bactéricidie et la bactériostase (Duval et Soussy, 1990).

Tableau 03: Classification des antibiotiques selon leur mode d'action (Aouichiche et Boukhersoum, 2016)

Action bactériostatique	- Tétracyclines - Macrolides - Sulfamides
Action bactéricide	- Bêta-lactamine - Aminosides - Colistine

3. Usage des antibiotiques dans le domaine vétérinaire

Depuis les années 1950, les ABT sont utilisés pour prévenir et traiter les maladies infectieuses chez les animaux. Leur rôle est essentiel pour assurer la santé, le bien-être et

l'hygiène sanitaire des élevages, contribuant ainsi à la qualité et à l'efficacité des productions animales (Brahimi, 2014).

La réglementation communautaire autorise l'utilisation des antibiotiques selon quatre modalités principales :

3.1. Utilisation à titre thérapeutique curatif

L'objectif principal de l'utilisation des ATB en médecine vétérinaire est de guérir les animaux cliniquement malades et de prévenir leur mortalité. Le traitement permet non seulement de restaurer la santé des animaux, mais aussi de rétablir leur capacité de production (notamment la production de viande). En réduisant la multiplication des bactéries, il favorise la guérison et, dans le cas des infections zoonotiques, il contribue également à prévenir la transmission des agents pathogènes à l'homme (Chauvin et al., 2006).

3.2. Utilisation en métaphylaxie

Lorsqu'une infection collective, hautement contagieuse, se déclare dans un élevage de grande taille et évolue de manière aiguë, avec des éléments concordants permettant d'identifier une origine bactérienne, un traitement de groupe est mis en place. L'ensemble des animaux, y compris ceux ne présentant pas encore de signes cliniques mais exposés au risque, reçoit alors un traitement simultané avec les individus déjà malades. Cette approche vise à limiter la propagation de l'infection et à en atténuer l'impact sanitaire et économique (Maillard, 2002).

3.3. Utilisation à titre préventif

Les ABT peuvent être administrés de manière préventive à des moments critiques du cycle de vie des animaux, notamment lorsqu'ils sont soumis à une pression de contamination connue et récurrente. Dans ce contexte, on parle d'antibioprévention, car le traitement vise à empêcher totalement l'apparition de signes cliniques de la maladie (Chauvin et al., 2006).

3.4. Utilisation en tant qu'additifs alimentaire

L'utilisation des ABT en tant qu'additifs alimentaires reste aujourd'hui très limitée. Qualifiés de « régulateurs de flore » ou de « promoteurs de croissance », ces ABT sont

administrés à très faibles doses, non curatives, dans le but d'améliorer la croissance des animaux en agissant sur l'équilibre de la flore intestinale (Devie et al., 2006).

4. Les antibiotiques utilisés en élevage avicole

Les ABT les plus couramment utilisés en élevage avicole sont répertoriés dans le (tableau 04).

Tableau 04 : Les principaux antibiotiques utilisés en aviculture (Laribi, 2020).

Familles	Exemples
Beta-lactamines	Aminopénicilines : Ampiciline et Amoxiciline Céphalosporins : Cefotiofur
Aminosides	Dihydrostreptomycine, Gentamycine, Néomycine
Quinolones	Acide oxolinique, Fluméquine, Enrofloxacin
Tétracyclines	Chlortétracycline, oxytétracycline, Doxycycline.
Polypeptides	Colistine (polymyxine E)
Macrolides	Erythromycine, Josamycine, Lincomycine, Spiramycine, Tylosine
Sulfamides	Sulfadiazine, Sulfamidine, Sulfadiméthoxine
Diaminopyrimidines	Triméthoprim

5. Association des antibiotiques

Selon Bricaire (1997), plusieurs raisons peuvent justifier le recours à une association d'ABT :

- Obtenir une action bactéricide additive ou synergique ;
- Réduire le risque de sélection de mutants résistants ;
- Élargir le spectre d'activité antibiotique ;
- Permettre une réduction de la durée du traitement et/ou des posologies nécessaires.

La prescription d'une association d'ABT est particulièrement indiquée dans le cadre d'infections sévères. Elle s'impose notamment en fonction de la nature du ou des agents pathogènes impliqués, de la localisation de l'infection, de l'état général du patient (terrain), ou encore en cas de difficulté à atteindre efficacement le site infecté.

6. Résistance aux antibiotiques

6.1. Définition

Une souche est dite « résistante » lorsqu'elle tolère une concentration d'ABT supérieure à celle qui inhibe le développement de la majorité des autres souches de la même espèce (Faure, 2009).

De même, un micro-organisme est considéré comme « résistant » lorsque sa concentration minimale inhibitrice (CMI) dépasse celle nécessaire pour inhiber la croissance de la majorité des souches de la même espèce (Carie, 2009).

6.2. Résistance Naturelle

La résistance naturelle aux ABT est une caractéristique génétique stable et permanente, présente chez toutes les souches d'une même espèce bactérienne. Elle résulte de divers mécanismes, tels que l'inaccessibilité de la cible à l'ABT ou sa faible affinité. Cette résistance, d'origine chromosomique, se transmet verticalement à la descendance lors de la division cellulaire, mais ne se propage généralement pas par transmission horizontale entre bactéries. Par exemple, les *entérobactéries* et *Pseudomonas* sont naturellement résistants aux macrolides, tandis que les bactéries à Gram négatif le sont à la vancomycine (Sylvie, 2009).

6.3. La résistance acquise

Ce terme désigne les mécanismes par lesquels des bactéries initialement sensibles acquièrent une résistance à un ou plusieurs ABT (Chopra et al., 2003). Bien que cette résistance soit souvent moins stable, elle se diffuse largement dans le monde bactérien grâce à l'acquisition de nouveaux gènes conférant une insensibilité à un ou plusieurs ABT. Ces gènes peuvent être acquis soit par mutation chromosomique, soit par transfert d'ADN via des plasmides conjugatifs ou des transposons (Yala et al., 2001).

7. Mécanismes de résistances bactériennes aux antibiotiques

Les principaux mécanismes, souvent impliqués simultanément dans la résistance aux ABT, sont :

7.1. Modification de cible de l'antibiotique

La résistance aux ABT peut survenir lorsque l'antibiotique ne peut plus interagir avec sa cible, soit parce que celle-ci est protégée, soit parce qu'elle a été modifiée, entraînant une perte d'affinité de l'antibiotique (Boutal, 2017). Ce mécanisme concerne plusieurs classes d'ABT, notamment les bêta-lactamines, les quinolones et les macrolides (Lozniewski et Rabaud, 2010).

7.2. Inactivation enzymatique

Ce phénomène repose essentiellement sur l'action d'enzymes qui modifient chimiquement la molécule d'ABT par acétylation, phosphorylation ou adénylation. C'est notamment le cas des aminoglycosides, qui ne peuvent alors plus se fixer à leur cible (Ramirez et Tolmasky, 2010).

La molécule d'ABT peut également être dégradée par l'action enzymatique. Le mécanisme le plus courant concerne les β -lactamines, ciblées par des enzymes appelées β -lactamases (Bonomo, 2017).

7.3. L'imperméabilité aux antibiotiques

Contrairement aux bactéries à Gram positif, dont la structure enveloppante est relativement simple, avec une paroi externe épaisse de peptidoglycanes que les antibiotiques traversent par simple diffusion, les bactéries à Gram négatif possèdent une enveloppe plus complexe et plus difficile à franchir (Muylaert et Mainil, 2012).

7.4. L'efflux des molécules d'antibiotique

Les bactéries possèdent une machinerie composée de pompes à efflux, capables d'expulser les déchets métaboliques hors de la cellule. Ces mêmes pompes peuvent également contribuer à la résistance aux ABT en limitant l'accumulation des molécules au niveau de leur cible. Certaines pompes à efflux sont spécifiques à une famille d'ABT, tandis que d'autres

présentent une spécificité plus large, conférant ainsi à la bactérie une multi-résistance (Poole, 2005).

8. Conséquence de la résistance aux antibiotiques

La généralisation de la résistance aux ABT constitue une menace majeure pour la santé publique et animale. Selon Mehamdia et Moussa (2014), les conséquences sont particulièrement préoccupantes :

- L'échec thérapeutique entraîne une prolongation de la maladie et un risque accru de décès.
- Les patients infectés restent contagieux plus longtemps, ce qui accroît le risque de transmission et nécessite souvent le recours à des traitements de dernier recours, généralement plus coûteux et moins accessibles.
- On constate une augmentation de la morbidité, parfois de la mortalité, ainsi qu'un alourdissement des coûts pour les systèmes de santé.

9. Antibiogramme

L'antibiogramme est une technique microbiologique qui utilise un milieu gélosé spécifique, réparti dans une boîte de Pétri, sur lequel sont placés des disques imprégnés d'ABT à des concentrations définies. Cette méthode permet d'évaluer la sensibilité d'une bactérie pathogène à certains antibiotiques, choisis selon des critères cliniques et en fonction de la prévalence de la résistance acquise (Achi et Lalouatni, 2018).

En mesurant le diamètre des zones d'inhibition autour des disques et en se référant à des tableaux normatifs précisant les concentrations critiques, les diamètres seuils et les règles d'interprétation propres à des familles ou genres bactériens spécifiques, il est possible de classer la souche bactérienne comme sensible, intermédiaire ou résistante aux antibiotiques testés. La taille de la zone d'inhibition est corrélée à la concentration minimale inhibitrice de l'antibiotique (Bennini et Mehdi, 2017)

Partie

expérimentale

Matériel et Méthodes

L'objectif de cette étude est de détecter la présence d'*E. coli*, agent causal de la colibacillose, au niveau du sac vitellin chez des poussins d'un jour de poulet de chair élevés dans la région de Tiaret, et d'évaluer la sensibilité aux antibiotiques des souches isolées.

1. Lieu, durée et période d'étude

Notre étude a été menée au niveau du laboratoire de pathologie aviaire, Institut des Sciences Vétérinaires de Tiaret. Elle s'est déroulée sur une période de deux mois : soit du 19 février 2025 au 22 avril 2025.

2. Matériel

2.1. Matériel de prélèvement

Afin de garantir l'hygiène des échantillons, le matériel suivant a été utilisé :

- Une glacière pour le transport des prélèvements vers le laboratoire ;
- Des sachets stériles équipés d'un système de fermeture afin d'éviter toute contamination.

2.2. Matériel et consommables de laboratoire

Le matériel et consommables utilisés au niveau du laboratoire sont présentés dans le tableau suivant :

Tableau 05 : Matériel et consommables utilisés durant l'étude.

Appareillage	Consommables et verreries	Solution, milieux et Autres
-Spectrophotomètre. (pharmaciaBiotech,Angleterre). -Bec bunsen. -Balance. -Autoclave (Sanoclav,Allemange). -Etuve (Labtech,France). -Microscope Optique (Phywe,Chine) . -Réfrigérateur. -Plaques chauffante.	-Boîtes de pétrie. -Ecouillons. -Seringues de 5ml. -Tubes a essais. -Papier aluminium. -Pipettes pasteur. -Béchers de 300 ml. - Lames. -Pissettes. -Récipients. -Anse de platine. -Pince. -Eprouvette graduée. - Cuves. -Bistouri -Ciseau -Masque chirurgicale -Gants	Milieux : -Gélose Mueller-Hinton. -Milieu EMB. -Eau peptonée tamponnée. Solutions : -violet de gentiane. -Lugol. -Alcool 70°. -Fuch sine de ziehl. -Huile d'immersion. -Huile de paraffine. -Eau distillé. -peroxyde d'hydrogène (H ₂ O ₂). Autres : -Galerie API 20 E. (Biomérieux, France).. -Réactif TDA. -Réactif VP1 et VP2. - Réactif de Kovacs. -Disques d'antibiotiques. - Disque d'oxydase

3. Méthodes

3.1. Protocole expérimental

Le protocole utilisé dans ce travail est représenté comme suit:

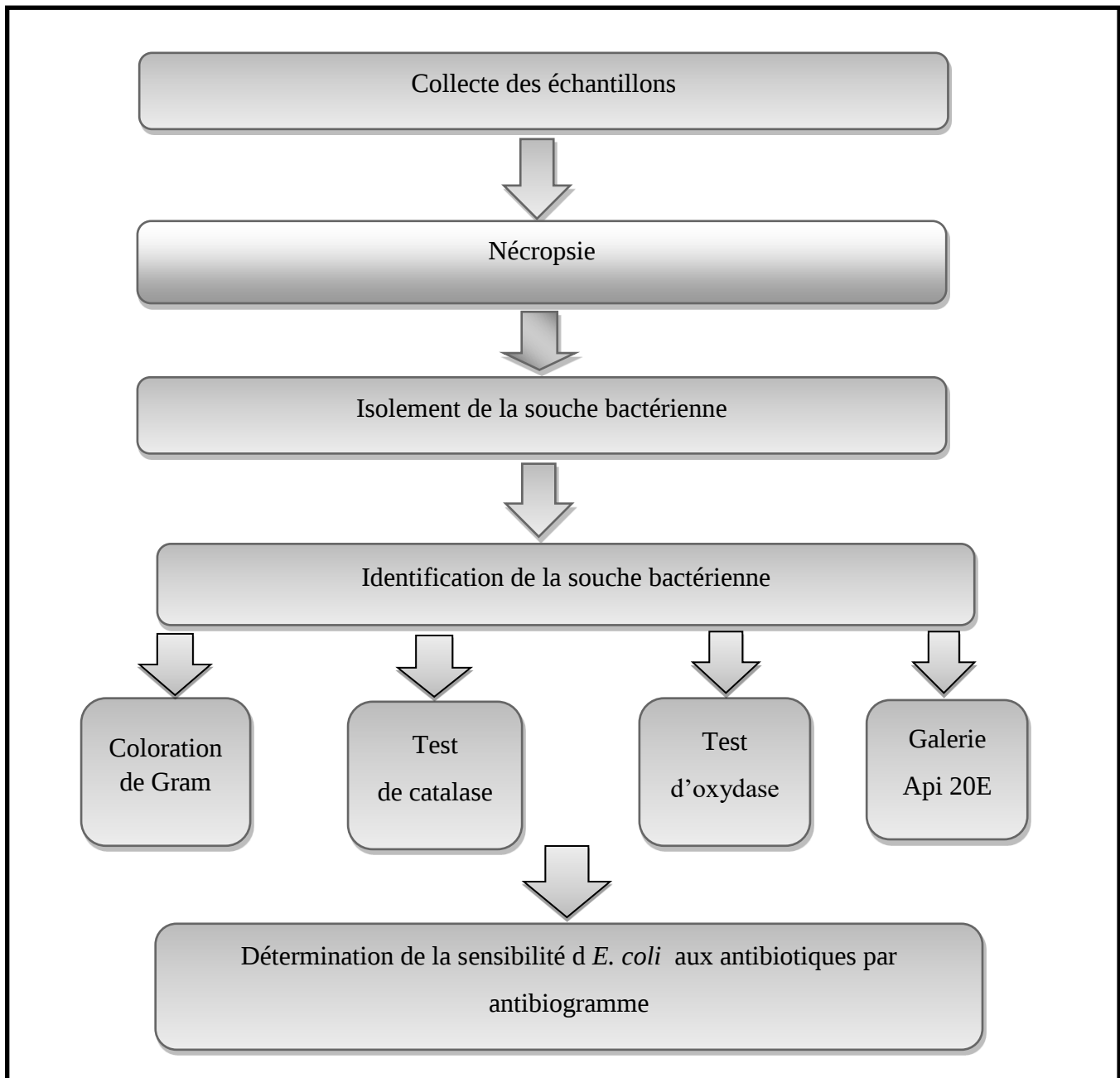


Figure 04 : Protocole expérimental

Au total, 24 échantillons de poussins d'un jour de poulets de chair, suspectés d'être atteints d'omphalite, ont été prélevés au moment de la réception dans quatre fermes avicoles différentes de la région de Tiaret, situées à Sougueur, Aïn Bouchakif, Tousnina et Guertoufa (six prélèvements par élevage, chacun comptant un effectif moyen de 3 000 poulets de chair). Les prélèvements ont été effectués sur une période de deux mois, du 19 février au 22 avril 2025. Tous les échantillons ont été rapidement transférés, dans une glacière, vers le laboratoire de pathologie aviaire de l'Institut des Sciences Vétérinaires de Tiaret.

3.2. Procédure de nécropsie et prélèvement

Les étapes suivantes ont été suivies (Abdoun et Azouaoui, 2020 ; Kalai, 2024) :

- Avant de commencer, l'ensemble du matériel nécessaire a été préparé : gants, ciseaux, pinces, bistouri, plateaux, flacons stériles pour les échantillons, désinfectant et marqueurs ;
- Chaque poussin a été nettoyé avec de l'éthanol à 70 % afin de désinfecter la surface externe avant l'ouverture ;
- À l'aide de ciseaux ou d'un bistouri, une incision longitudinale a été pratiquée sur la ligne médiane de l'abdomen afin d'accéder à la cavité abdominale et au sac vitellin ;
- Le sac vitellin a été observé à la recherche de signes d'inflammation, d'hémorragie, de turbidité ou d'odeur fétide. Une cautérisation de la surface a été effectuée, puis le contenu du sac vitellin a été prélevé. Il a été transféré immédiatement dans un tube contenant 9 ml de bouillon EPT stérile, puis mélangé doucement pour obtenir une suspension bactérienne homogène. Le tube a ensuite été incubé à 37 °C pendant 24 heures ;
- Le matériel a été soigneusement nettoyé et désinfecté après chaque nécropsie pour éviter toute contamination croisée.

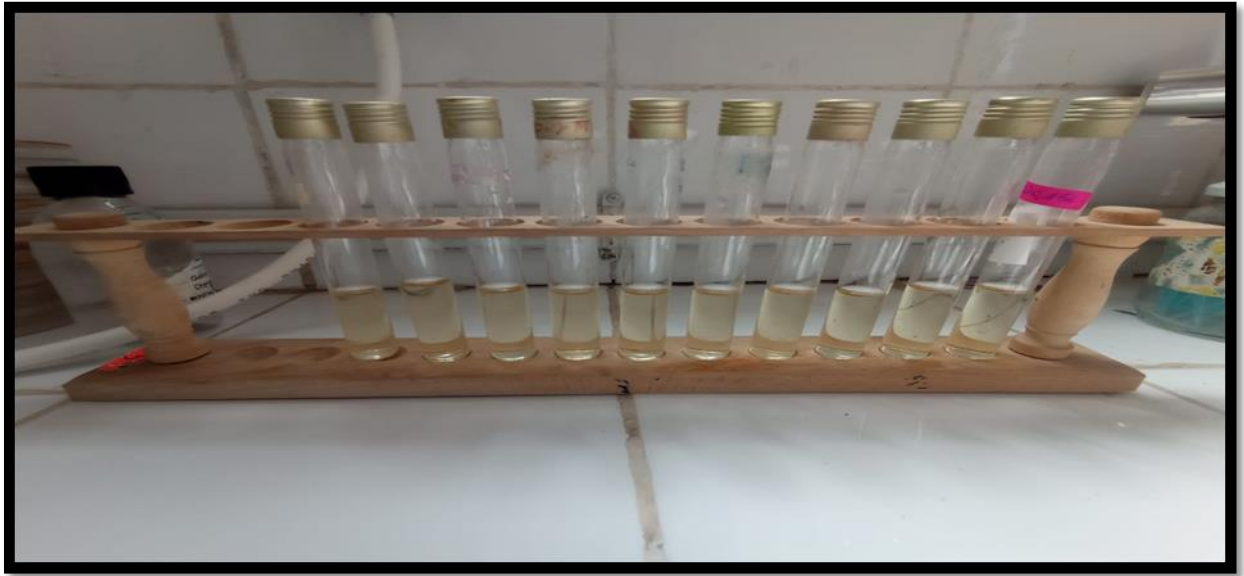


Figure 05 : Milieu eau peptonée tamponnée utilisé pour le pré-enrichissement.

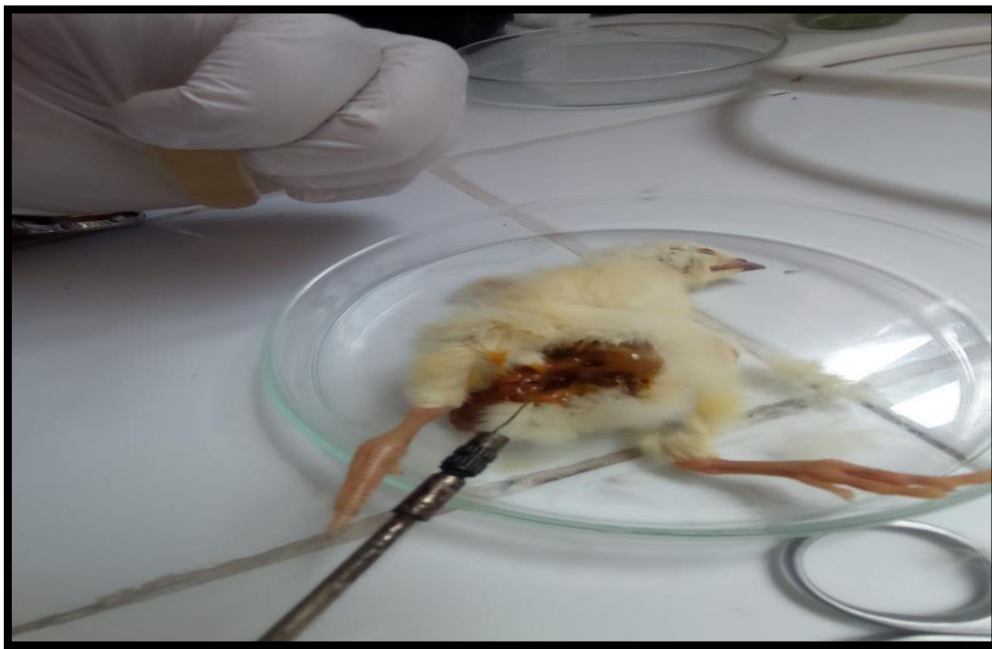


Figure 06 : Prélèvement à partir de sac vitellin.

3.3. Isolement d'*E. coli*

Après incubation sur milieu d'enrichissement, la culture a étéensemencée sur gélose éosine-méthylène bleu (EMB, BioKar, France) et incubée en aérobiose à 37 °C pendant 24 heures. Les colonies présentant une couleur violette très foncée avec un reflet métallique

verdâtre ont été sélectionnées pour purification. Les colonies pures ont ensuite été conservées à 4 °C en vue de la confirmation de la souche bactérienne (Ibrahim et al., 2019)..

Après l'incubation prélevé une petite quantité de bouillon enrichi est ensemencée sur gélose éosine méthylène bleu (EMB) et incubée à 37°C dans 24 h Les colonies affichant un reflet métallique verdâtre ont été observées.



Figure 07: Milieu EMB utilisé pour l'isolement de la bactérie.

3.4. Identification d'*E. coli*

Après purification des colonies sur milieu EMB, celles-ci ont été identifiées comme *E. coli* à l'aide de plusieurs tests, notamment la coloration de Gram, le test de catalase, le test d'oxydase, ainsi que l'analyse des caractéristiques biochimiques à l'aide de la galerie API 20E.

3.4.1. Coloration de Gram

Technique

Dans une première étape, le frottis est coloré avec du violet de gentiane (un colorant basique) pendant une minute. Ensuite, la préparation est traitée avec une solution d'iode "lugol" pendant une minute. Par la suite, le frottis est décoloré en plongeant dans de l'alcool pendant 30 secondes. Cette étape produit une différenciation de la coloration de Gram : les

bactéries Gram positifs conservent la coloration violette du violet de gentiane, tandis que les bactéries Gram négatifs la perdent et se décolorent. Enfin, le frottis est contre-coloré avec un autre colorant basique, la fuchsine, pendant 30 secondes. Ce dernier colore les bactéries Gram négatifs en rose et laisse les bactéries Gram positifs teintées en violet foncé (Denis et al., 2011).

3.4.2. Test de catalase

Technique

Cette enzyme est utilisée en bactériologie pour l'identification des bactéries. Il s'agit de déposer sur une lame de verre une goutte d'eau oxygénée H_2O_2 , puis mettre en contact avec une colonie isolée, prélevée directement avec une pipette pasteur. S'il y a formation de bulle, la bactérie possède la catalase (L'effervescence est due au dégagement de dioxyde) Si rien n'est observable, la bactérie ne possède pas l'enzyme (Ammar, 2019).

3.4.3. Test d'oxydase

Technique

Dans ce test, on utilise, généralement, un disque imprégné du réactif chlorhydrate sur lequel on dépose, avec une pipette pasteur, une colonie bien isolée. S'il y a apparition d'une tache violette au bout de 30 secondes, on conclut que la bactérie est oxydase positive et qu'elle possède le cytochrome oxydase. S'il n'y a rien qui apparait, ça veut dire que la bactérie est oxydase négative et qu'elle ne possède pas l'enzyme respiratoire. Il ne faut pas utiliser une anse métal car elle serait oxydante (Macfaddin, 2000).

3.4.4. Analyse des caractères biochimiques par la galerie Api 20_E

Le test API 20_E est un test biochimique bien connu et largement utilisé pour l'identification et la différenciation des bactéries de la famille des *Enterobacteriaceae*.

Il s'agit d'un test biochimique standardisé, conçu pour permettre l'identification des micro-organismes au niveau de l'espèce (Mubashir, 2023).

- **Principe**

La gamme API propose une version standardisée et miniaturisée des techniques d'identification traditionnelles, qui étaient jusqu'à présent complexes à réaliser et difficiles à interpréter.

Dans le système API20_E, une bandelette en plastique comporte vingt micro-galeries contenant des milieux déshydratés, dont la composition chimique est spécifiquement définie pour chaque test. Ces tests permettent généralement de détecter une activité enzymatique, principalement liée à la fermentation des glucides ou au catabolisme des protéines et des acides aminés par les micro-organismes inoculés.

- **Suspension bactérienne**

Utilisée pour réhydrater chaque puits, puis les bandelettes sont incubées. Au cours de l'incubation, le métabolisme bactérien induit des changements de couleur, spontanément ou après l'ajout de réactifs spécifiques.

Les résultats positifs et négatifs sont ensuite compilés pour générer un profil numérique, qui est comparé à ceux répertoriés dans un code de lecture commercial (ou en ligne), afin de déterminer l'identification de l'espèce bactérienne (Mubashir, 2023).

- **Mode opératoire**

- Prélevez une colonie bien isolée à partir d'une culture pure et préparez une suspension dans de l'eau distillée stérile ;
- Munissez-vous d'une galerie API 20_E, contenant 20 compartiments individuels avec des milieux biochimiques déshydratés ;
- À l'aide d'une pipette Pasteur, remplissez chaque compartiment à ras bord avec la suspension bactérienne préparée ;
- Ajoutez une goutte d'huile minérale stérile dans les compartiments ADH, LDC, ODC,

H₂S₂ et URE, conformément aux recommandations du fabricant ;

- Versez quelques gouttes d'eau dans le fond de la boîte d'incubation pour maintenir une humidité optimale, puis placez-y la galerie et refermez la boîte ;

- Identifiez clairement la galerie avec un numéro de code (ID patient ou souche), la date et vos initiales ;
- Incubez la galerie à 37°C pendant 18 à 24 heures.

- **Lecture de la galerie**

Après l'incubation, la lecture de la galerie doit se faire en s'appuyant sur le tableau d'interprétation. Trois tests nécessitent l'ajout de réactifs spécifiques :

- Test Tryptophane Désaminase (TDA) : ajouter une goutte de réactif TDA. L'apparition d'une couleur marron-rougeâtre indique une réaction positive, à consigner sur la fiche de résultats.
- Test Indole (IND) : ajouter une goutte de réactif de Kovacs. Une coloration rose se diffusant dans toute la cupule signale une réaction positive, à noter également sur la fiche de résultats.
- Test Voges-Proskauer (VP) : ajouter une goutte de réactif VP1 puis de réactif VP2, et attendre au moins 10 minutes. L'apparition d'une couleur rose ou rouge indique une
 - réaction positive, à reporter sur la fiche de résultats (Sagar, 2022).



Figure 08 : La galerie API 20_E utilisé dans notre étude.

3.5. Détermination de la sensibilité d'*E. coli* aux antibiotiques par antibiogramme

L'étude de la sensibilité aux ABT a été menée selon la méthode standard de l'antibiogramme par diffusion de disques sur gélose. Le milieu utilisé était la gélose Mueller-

Hinton, et une gamme d'ABT appartenant à différentes classes a été testée à l'aide de disques imprégnés de chaque molécule. Les antibiotiques évalués dans cette étude étaient les suivants : Amoxicilline (AX : 20 µg) (CYPRESS DIAGNOSTICS, Belgique) ; Tétracycline (TE : 30 µg) (CYPRESS DIAGNOSTICS, Belgique) ; Acide nalidixique (NA : 30 µg) (Liofilchem, Italie) ; Colistine (CT : 10 µg) ; Céfoxitine (FOX : 30 µg) (Liofilchem, Italie) ; Triméthoprine-Sulfaméthoxazole (SXT : 25 µg) (Liofilchem, Italie) ; et Gentamicine (CN : 10 µg)(Barnier et Lebeaux , 2024).

Technique

▪ Inoculum

- A partir d'une culture pure (18 heures) de la bactérie à tester sur milieu d'isolement, racler à l'aide d'une anse de platine ou d'une pipette pasteur scellée, quelques colonies bien isolées et parfaitement identiques.
- Décharger l'anse ou la pipette pasteur dans 5 ml d'eau distillée stérile.
- Bien homogénéiser la suspension bactérienne, son opacité doit être équivalente à 0.5 McFarland ou à une DO de 0.08 à 0.13 lue à 625 nm. Ajuster l'inoculum, soit en ajoutant de la culture s'il est trop faible ou l'eau distillée stérile, s'il est trop fort.
- L'ensemencement doit se faire en moins 15 min après la préparation de l'inoculum.

▪ Ensemencement

- Le milieu de culture utilisé est Mueller Hinton, qui est le milieu le plus employé pour les tests de sensibilité aux agents antibactériens.
- Tremper un écouvillon stérile dans la suspension bactérienne.
- L'essorer en le pressant fermement, en tournant sur la paroi interne du tube, afin de le décharger au maximum.
- Frotter l'écouvillon sur la totalité de la surface gélosée, sèche, de haut en bas, en stries serrées.
- Répéter l'opération deux fois, en tournant la boîte de Pétri de 60° à chaque fois, sans oublier de faire pivoter l'écouvillon sur lui-même. Finir l'ensemencement en passant l'écouvillon sur la périphérie de la gélose.
- Dans le cas de l'ensemencement de plusieurs boîtes de Pétri il faut recharger l'écouvillon à chaque fois.
- Disposer 4 disques des antibiotiques différents dans chaque boîte.

- **Incubation et lecture des résultats**

Après incubation à $35\pm 1^{\circ}\text{C}$ en aérobiose pendant 24 heures, la lecture des résultats est effectuée par mesure des diamètres d'inhibition autour des disques d'antibiotiques à l'aide d'une règle (en millimètre) suivie d'une interprétation et une catégorisation des souches sensible (S) ou résistante (R) grâce à une table qui offre des valeurs critiques des diamètres des zones d'inhibition pour les Entérobactéries selon les recommandations du CASFM/EUCAST (2017).

3.6. Analyse statistique

Toutes les données ont été saisies et analysées à l'aide du logiciel Excel 2016, et les résultats ont été exprimés en pourcentages

Chapitre V

Résultats

L'ensemble des 24 poussins d'un jour de poulets de chair examinés ont présenté des lésions macroscopiques évocatrices d'omphalite (**Fig. 09**). Ces lésions, localisées principalement au niveau du sac vitellin, se caractérisaient par une inflammation marquée, une congestion, ainsi que par la présence possible d'hémorragies et d'une odeur fétide.



Figure 09 : Lésions du sac vitellin évoquant une atteinte par la colibacillose chez des poussins d'un jour de poulet de chair.

1. Examen bactériologique

Sur les 24 poussins d'un jour de poulets de chair analysés, 19 isolats d'*E. coli* (soit 79%) ont été détectés (**Fig. 10**). Les colonies isolées ont présenté une coloration violette très foncée avec un reflet métallique verdâtre, caractéristiques sur gélose EMB (**Fig. 11**).

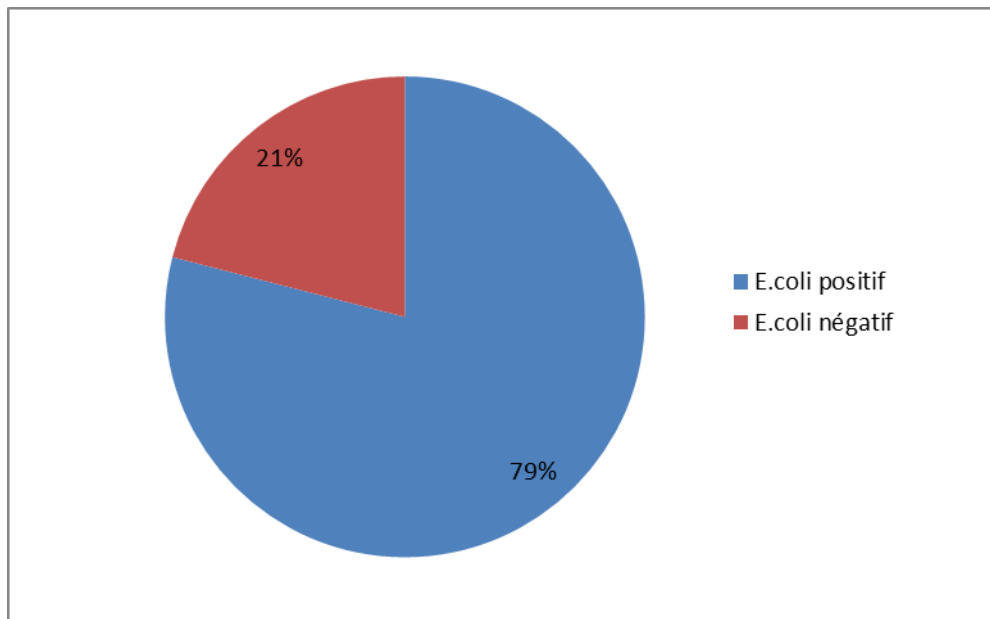


Figure 10: Taux de détection d'*E. coli*.

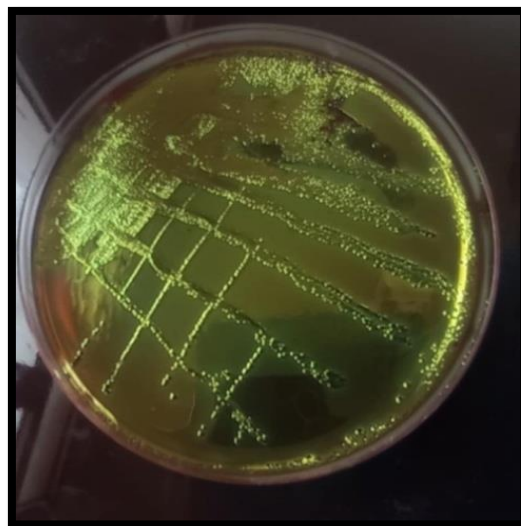


Figure11: Caractéristiques des colonies d'*E. coli* sur gélose EMB.

2. Identification des souches d'*E. coli*

L'identification de la souche d'*E. coli* a été basée sur les caractères morphologique et biochimiques.

2.1. Coloration de Gram

La coloration de Gram a révélé la présence de bactéries de couleur rose en forme de bâtonnets allongés indiquant des Gram-négatifs (**Fig. 12**).

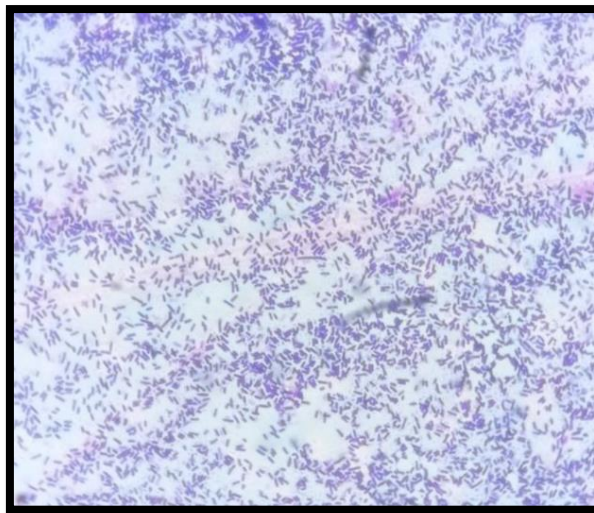


Figure 12: Photographie au microscope d'*E. coli* (Gr x 100).

2.2. Test de catalase

La production de bulles d'oxygène par les souches bactériennes isolées après l'ajout de peroxyde d'hydrogène indique une réaction catalase positive.



Figure13:Test catalase (réaction positive).

2.3. Test oxydase

L'absence de réaction après l'application du disque d'oxydase sur la culture bactérienne indique que la souche est considérée comme oxydase négative.



Figure 14:Test oxydase (réaction Négative).

2.4. La galerie API 20_E

L'analyse biochimique a révélé que les souches testées étaient positives pour les tests suivants : ONPG (ortho-nitro-phényl- β -galactoside), LDC (lysine décarboxylase), IND (production d'indole), GLU (fermentation du glucose), MAN (mannitol), SOR (sorbitol), RHA (rhamnose), SAC (saccharose), MEL (mélitiose), AMY (amylase) et ARA (arabinose). En revanche, elles se sont révélées négatives pour les tests ADH (arginine dihydrolase), ODC (ornithine décarboxylase), CIT (utilisation du citrate), H₂S (production de sulfure d'hydrogène), URE (urase), TDA (tryptophane désaminase), VP (Voges-Proskauer), GEL (gélatinase) et INO (inositol) (**Fig. 15**).



Figure15 : Résultat de la Galerie API 20_E Après incubation.

3. Evaluation de la sensibilité aux antibiotiques des souches d'*E. coli* isolées

Ce test avait pour objectif d'évaluer la sensibilité des souches d'*E. coli* isolées à différents antibiotiques. Les résultats de l'antibiogramme réalisé sont présentés dans le tableau suivant.

Tableau06 : Sensibilité des souches d'*E. coli* isolées aux antibiotiques testées

Antibiotiques	Concentration De disque	Totale des souches testées (n=10)			
		Sensible*	Intermédiaire*	Résistant*	Pourcentage %
Amoxicilline (AX)	25 µg	0	0	10	100
Gentamycine (GEN)	10 µg	9	0	1	10
Acide nalidixique (NA)	30 µg	5	1	4	40
Spiramycine (SP)	100 µg	4	5	1	10
Tétracycline (TE)	30 µg	4	0	6	60
Colistine (CLM)	10 µg	0	7	3	30
Triméthoprim Sulfaméthoxazole (SXT)	25 µg	6	1	3	30

*Recommandation du comité de l'antibiogramme de la société française de microbiologie (2017).

Selon les résultats de l'antibiogramme présentés dans le tableau, on constate que les souches bactériennes testées ont montré une résistance totale à l'Amoxicilline (100%), tandis qu'elles étaient majoritairement sensibles à la Gentamycine (90%). En ce qui concerne l'Acide Nalidixique, 40% des souches étaient résistantes. La Spiramycine a montré une faible résistance, avec seulement 10% des souches résistantes, et 40% sensibles. La Tétracycline a présenté une résistance de 60%, tandis que la Colistine a montré 30% de résistance et 70% de souches intermédiaires. Enfin, le Triméthoprim-sulfaméthoxazole a révélé une résistance de 30%, avec 60% des souches sensibles.

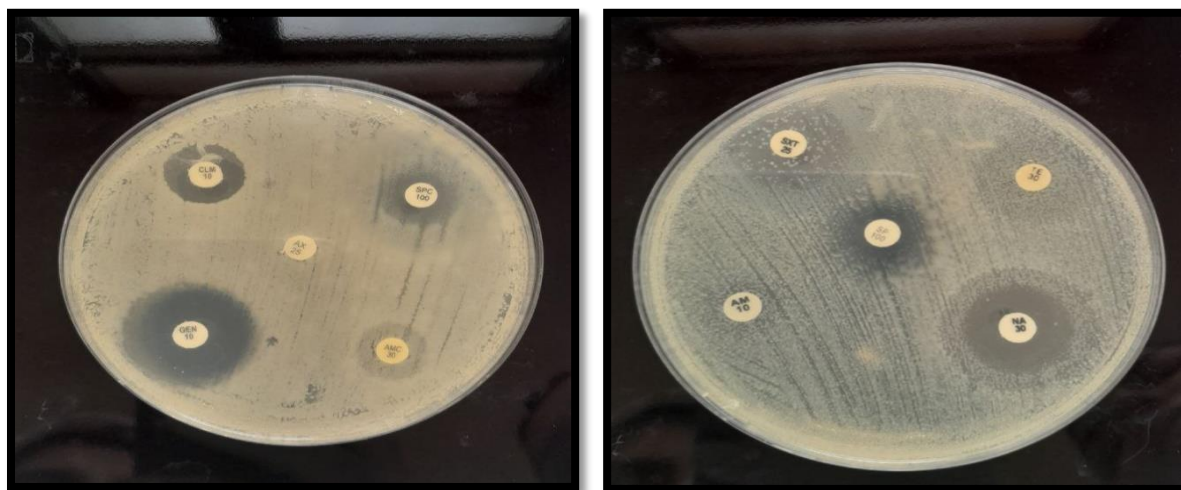
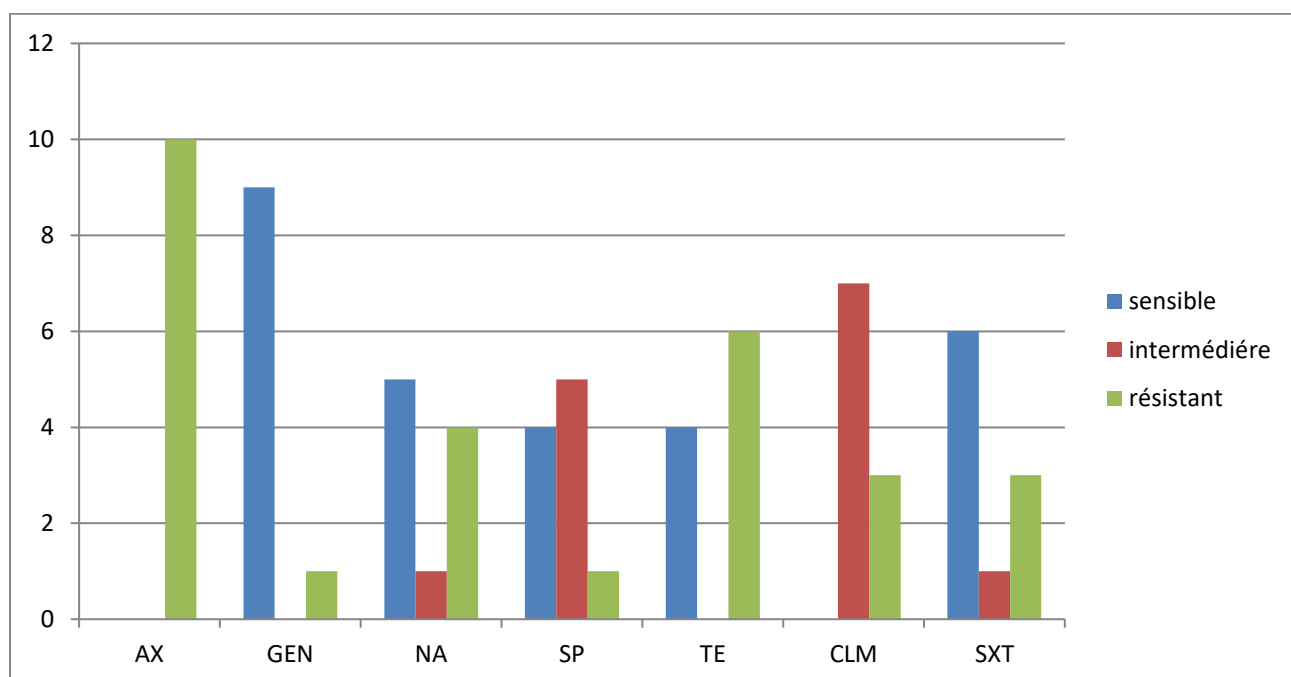


Figure 16 : Zones d'inhibition des disques d'antibiotique testés contre *E. coli*.



AX : Amoxicilline ; GEN : Gentamycine ; NA : Acide nalidixique ; SP : Spiramycine ; TE : Tétracycline ; CLM : Colistine ; SXT : Trimethoprim-sulfamethoxazole.

Figure17 : Résultats de l'antibiogramme des souches d'*E. coli* testées.

4. Détermination des souches multi-résistantes d'*E. coli* testées

Les résultats de la détermination des souches multi-résistants d'*E. coli* isolées à partir du sac vitellin de poussin d'un jour de poulet de chair sont illustrés dans le tableau.

Tableau 07 : Résultats des souches multi-résistantes d'*E. coli* testées.

Nombre de classes d'antibiotiques	Nombre d'isolats d'<i>E. coli</i> multi-résistants* (n=06)	Pourcentage (%)
3	3	50
4	2	33
5	1	17

*bactéries multi-résistantes (résistances a plus de 3 classes d'antibiotiques différentes)

D'après les résultats du tableau, on observe que parmi les 6 isolats d'*E. coli* multi-résistants, 50% ont présenté une résistance à trois classes d'antibiotiques, 33% à quatre classes, et 17% à cinq classes.

Discussion

Discussion

L'aviculture constitue un secteur stratégique pour la sécurité alimentaire, notamment dans la production de viande blanche (FAO, 2023). Cependant, ce secteur est confronté à de nombreuses pathologies bactériennes, dont la colibacillose aviaire, causée principalement par *ECPA*. Cette infection, fréquente chez les poussins d'un jour, engendre des pertes économiques importantes (Khairullah et al., 2024). Dans un contexte marqué par la recrudescence des résistances aux antibiotiques (Xu et al., 2022 ; Zhao et al., 2024), la surveillance de la présence d'*E. coli* et l'évaluation de sa sensibilité aux antimicrobiens revêtent une importance particulière. C'est dans ce cadre que notre étude a été menée, visant à détecter la présence d'*E. coli* chez les poussins d'un jour destinés à la production de poulet de chair dans la région de Tiaret, et à évaluer la sensibilité aux antibiotiques des souches isolées.

Les résultats de l'analyse ont révélé que, sur un total de 24 échantillons de sacs vitellins prélevés chez des poussins d'un jour, 19 isolats d'*E. coli* (soit 79,16 %) ont été détectés. Ces résultats corroborent en partie ceux rapportés par Shaheen et al. (2024), qui ont mené une enquête sur 43 exploitations avicoles et analysé 129 poussins afin de comparer les taux d'omphalite attribuables à différents agents pathogènes. À partir des sacs vitellins de poussins de chair atteints d'omphalite, *E. coli*, *Salmonella* spp. et *Staphylococcus aureus* ont été isolés à des taux respectifs de 87,5 %, 62,5 % et 45,8 %, mettant en évidence la prévalence importante d'*E. coli* dans ce type d'infection. Ces observations sont également soutenues par une étude conduite dans deux instituts vétérinaires en Égypte (Beni-Suef et Fayoum), où 216 sacs vitellins de poussins atteints d'omphalite ont été examinés. Les résultats ont révélé un taux d'infection très élevé par *E. coli*, atteignant 90,7 % des échantillons testés positifs. L'infection était fréquemment observée seule, mais aussi en association avec d'autres bactéries pathogènes (EL-Sawah et al., 2016). La convergence des résultats entre différentes régions géographiques met en évidence la nature ubiquitaire et le pouvoir pathogène marqué de cette bactérie dans les premières étapes de la vie des volailles.

Dans la présente étude, une résistance de 100 % à l'amoxicilline a été observée chez les isolats d'*E. coli* associés à l'omphalite, indiquant un niveau de résistance particulièrement élevé. Ces résultats sont partiellement concordants avec ceux rapportés par Shaheen et al. (2024) en Égypte, où un taux de résistance de 73,81 % a été enregistré. En comparaison, l'étude de Kalantari et al. (2021) menée en Iran a révélé des niveaux de résistance plus modérés, avec un taux compris entre 31 % et 46 % à l'ampicilline, un antibiotique appartenant

également à la famille des β -lactamines. Le taux le plus faible a été observé au Bénin dans l'étude de Dougnon et al. (2023), où seulement 16,7 % des isolats d'*E. coli* étaient résistants à l'amoxicilline. Ces disparités reflètent des différences régionales marquées dans les pratiques d'usage des antibiotiques. En Algérie, l'utilisation fréquente des β -lactamines, notamment dans le traitement des infections respiratoires en aviculture, pourrait en partie expliquer les niveaux de résistance exceptionnellement élevés observés dans cette étude.

En ce qui concerne la résistance à la tétracycline, elle a été observée dans 60 % des isolats issus de cas d'omphalite dans la présente étude, indiquant un niveau modéré mais préoccupant. Kalantari et al. (2021) ont rapporté un taux de résistance comparable de 67 %, corroborant ainsi nos résultats. En revanche, Awad et al. (2020) ont signalé un taux de résistance particulièrement élevé, atteignant 100 % pour la tétracycline et 84,62 % pour la doxycycline, un antibiotique appartenant à la même classe. À l'opposé, Shaheen et al. (2024) ont observé un taux de résistance nettement plus faible, de 11,63 %, mettant en évidence une grande variabilité entre les études.

Par ailleurs, l'acide nalidixique et le triméthoprim-sulfaméthoxazole ont présenté des taux de résistance modérés, s'élevant respectivement à 40 % et 30 %. Ces résultats apparaissent relativement inférieurs à ceux rapportés précédemment. Kalantari et al. (2021) ont enregistré des taux de résistance plus élevés, atteignant 77 % pour la tétracycline et 36 % pour le triméthoprim-sulfaméthoxazole. De leur côté, Dougnon et al. (2023) ont signalé un taux de résistance de 62 % au triméthoprim-sulfaméthoxazole chez des isolats issus de poussins d'un jour, tandis que Shaheen et al. (2024) ont rapporté un taux encore plus alarmant de 92,86 %.

La colistine a présenté un taux de résistance de 30 %. En revanche, la spiramycine a affiché un taux de résistance relativement faible, limité à 10 %. Quant à la gentamycine, elle a démontré une excellente activité, avec 90 % des isolats sensibles et un seul cas de résistance, ce qui en fait l'un des antibiotiques les plus efficaces évalués dans cette étude. Ces résultats contrastent avec ceux rapportés par Awad et al. (2020), qui ont observé des taux de résistance nettement plus élevés : 53,85 % pour la gentamycine, 84,62 % pour la spiramycine et 92,31 % pour la colistine. De manière plus concordante avec nos données, Shaheen et al. (2024) ont signalé un taux de résistance de 14,29 % à la gentamycine, tandis que Kalantari et al. (2021) ont rapporté un taux encore plus faible, de seulement 2 % pour le même antibiotique.

Cette variabilité pourrait s'expliquer par plusieurs facteurs : les différences géographiques, influençant les pratiques d'élevage, les conditions sanitaires et l'accès aux antimicrobiens ; les variations dans l'usage vétérinaire des antibiotiques, notamment en termes de fréquence, de dosage et de types d'antimicrobiens utilisés ; les protocoles de prélèvement, d'isolement et de test de sensibilité, qui peuvent diverger d'une étude à l'autre ; ainsi que les caractéristiques génétiques propres aux souches bactériennes locales, pouvant conférer des niveaux de résistance plus ou moins élevés.

Conclusion

Et Perspectives

Conclusion

La présente étude avait pour objectif de détecter la présence d'*E. coli* chez des poussins d'un jour présentant des signes cliniques d'omphalite, ainsi que d'évaluer le profil de sensibilité aux antibiotiques des souches bactériennes isolées.

En conclusion, les résultats ont permis la détection d'*E. coli* à un taux de 79,16 % (19/24) à partir des sacs vitellins de poussins d'un jour de poulet de chair élevés dans la région de Tiaret. Les tests de sensibilité antimicrobienne ont révélé une résistance particulièrement élevée à l'amoxicilline (100 %), suivie de la tétracycline (60 %) et de l'acide nalidixique (40 %). Une résistance modérée (30 %) a été observée à la colistine et au triméthoprim-sulfaméthoxazole, tandis que la gentamicine et la spiramycine ont conservé une efficacité satisfaisante, avec seulement 10 % de souches résistantes. Ces résultats mettent en évidence la détection précoce de souches multirésistantes d'*E. coli*, constituant une menace sérieuse pour la santé animale et un risque potentiel pour la santé publique à travers la filière avicole.

Perspectives

- Réaliser des études sur un plus grand nombre d'échantillons et dans plusieurs wilayas afin de mieux connaître la prévalence régionale de l'infection à *E. coli*.
- Il serait intéressant de mener d'autres investigations sur un plus grand nombre de souches d'*E. coli* isolées chez les poussins d'un jour de poulet de chair
- Il est recommandé d'élargir l'échantillonnage à d'autres couvoirs et périodes.

Références

Bibliographiques

Références bibliographiques

A

- **Abdoun, S., & Ahmed Zouaoui, N. H. (2021).** La détection d'*Escherichia coli* O157:H7 dans les denrées alimentaires et les carcasses bovines et ovines. Université Djilali Bounaama de Khmis Miliana, Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie, Département de Biologie, p. 28.
- **Aberkane, C., Messaï, A., Messaï, C. R., & Boussaada, T. (2023).** Antimicrobial resistance pattern of avian pathogenic *Escherichia coli* with detection of extended-spectrum β -lactamase-producing isolates in broilers in east Algeria. *Veterinary World*, 16(3), 449–454. <https://doi.org/10.14202/vetworld.2023.449-454>
- **Achi, S., & Lalouatni, B. (2018).** Etude phénotypique des souches *Escherichia coli* multi-résistantes .Mémoire de Master en Sciences Biologiques . Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie, Université des Frères Mentouri, Constantine, p. 77.
- **Achi, S., & Lalouatni, B.(2018).**Etude phénotypique des souches *Escherichia coli* multi-résistantes (Mémoire de Master en Sciences Biologiques). Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie, Université des Frères Mentouri, Constantine, p. 77.
- **Ahmed, Z. S., Hashad, M. E., Atef, Y., et al.(2025).** Public health threat of antimicrobial resistance and virulence genes in *Escherichia coli* from human-chicken transmission in Egypt. *Scientific Reports*, 15, 12627. <https://doi.org/10.1038/s41598-025-94177-w>
- **Al Hassane, M.(2012).** La colibacillose du poulet de chair : Étude anatomo-clinique et circonstances d'apparition dans la zone périurbaine de Dakar (Thèse de doctorat en médecine vétérinaire). Université Cheikh Anta Diop de Dakar, Sénégal, 120 pages.
- **Allem, R., Boutemine, A. (2020).** Etude de la sensibilité aux antibiotiques des bacilles à gram négatif non fermentant. Mémoire de Master en Sciences Biologiques. Faculté des Sciences Exactes et des Sciences de la Nature et de la Vie. Université Larbi Ben M'hidi. Oum El Bouaghi, p : 64.
- **Ammar, A.(2009).** Antibiorésistance des souches *E. coli* d'origine aviaire (Thèse de Magister en Sciences Vétérinaires). Faculté des Sciences Agronomiques et Vétérinaires, p. 2, 4, 6.
- **Aouchiche, S., & Boukhersoum, G.(2016).** Antibiothérapie chez le poulet de chair dans la région de Médéa (Thèse de docteur vétérinaire). Institut des Sciences Vétérinaires, Université Saad Dahlab, Blida 1, pp. 36-37.

Références Bibliographiques

- **Aryal, S.(2022).** API (Analytical Profile Index) 20E Test – Procedure, Uses and Interpretation.
- **Avril, J., Dabernat, H., Denis, F., & Monteil, H. (1992).** Bactériologie clinique (3e éd.). Paris, p. 602.
- **Awad, A. M., El-Shall, N. A., Khalil, D. S., AbdEl-Hack, M. E., Swelum, A. A., Mahmoud, A. H., Ebaid, H., Komany, A., Sammour, R. H., & Sedeik, M. E. (2020).** Incidence, pathotyping, and antibiotic susceptibility of avian pathogenic *Escherichia coli* among diseased broiler chicks. *Pathogens*, 9(2), 114. <https://doi.org/10.3390/pathogens9020114>

B

- **Bachir Pacha, M.(2013).** Manuel des pathologies aviaires. Office de publications universitaires.
- **Barnier, J.-P., & Lebeaux, D.(2024).** L'antibiogramme : interprétation, pièges et nouveautés. *Médecine Intensive Réanimation*, 33(1).
- **Belguedj, N., & Amouche, O.(2018).** Etude phénotypique des souches *Escherichia coli* multi résistantes aux antibiotiques responsables des infections urinaires (Mémoire de Master en Sciences Biologie). Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie, Université des Frères Mentouri, Constantine, p. 99.
- **Benmersouk, A. O.(2018).** Enquête sur les colibacillooses aviaires (Région de Bouira, Bejaia, Tiziouzou). Université Saad Dahlab – Blida 1.
- **Bennini, A., & Mehdi, K.E (2017).** Etude phénotypique des souches d'*Escherichia coli* multirésistantes isolées de CHU Constantine (Mémoire de Master en Sciences Biologiques). Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie, Université des Frères Mentouri, Constantine, p. 66.
- **Biswas, S., Bal, M., Pati, S., et al. (2024).** Antibiotic resistance in toxigenic *E. coli*: a severe threat to global health. *Discovery Medicine*, 1, 72. <https://doi.org/10.1007/s44337-024-00102-x>
- **Boissieu, C., & Guérin, J. L.(2008).** AVIcampus École Nationale Vétérinaire Toulouse, les colibacillooses ou infections à *Escherichia coli*.
- **Bonomo, A. R.(2017).** β -Lactam/ β -Lactamase Inhibitors. In T. Yoshikawa & S. Rajagopalan (Eds.), *Antibiotic Therapy for Geriatric Patients* (pp. 141-153). Taylor & Francis Group LLC.

Références Bibliographiques

- **Bouhraoua, N., Amraoui, A., & Irki, S.(2021).** Isolement et antibiorésistance des souches d'*Escherichia coli* isolée chez la volaille (Mémoire de Master en Biologie). Faculté des Sciences, Université Yahia Fares, Médéa, p. 104.
- **Boulbair, I.(2017).** Etude de la colibacillose aviaire : isolement et antibiogramme (régions de Tiaret et Tissemsilt) (Mémoire de Magister en Sciences Vétérinaires). Institut des Sciences Vétérinaires, Université Ibn Khaldoun, Tiaret, p. 112.
- **Bourgoin, G.(2016).** Etude de la sensibilité aux antibiotiques par méthode semi-automatisée en milieu liquide de 293 souches consécutives de *Escherichia coli* isolées d'ECBU au CHU de Rouen ; apport de la méthode E-Test pour évaluation de la sensibilité à l'association amoxicilline-acide clavulanique (Thèse de Docteur en Pharmacie). Université de Rouen, p. 137.
- **Brahimi, A.(2014).**Antibiotiques et antibiorésistance en élevage avicole : Étude bibliographique (Mémoire de Docteur Vétérinaire). Institut des Sciences Vétérinaires, Université Saad Dahlab, Blida, p. 71.
- **Breche, P. (2002).** Bactériologie générale (PCEM2).
- **Bricaire, F.(1997).** Association antibiotique. Réanimation Urgences, 6(4).

C

- **Carie, S.(2009).** La résistance aux antibiotiques : un enjeu de santé publique important. Le parrainage des antimicrobiens : vision 2010, 42, 6-21.
- **Charaf, B.(2009).** Reproduction expérimentale d'une colibacillose chez le poulet : comparaison de l'efficacité d'une fluméquine et d'une amoxicilline par rapport à une enrofloxacin de référence dans le traitement de cette pathologie (Thèse de doctorat). Université Mentouri Constantine, p. 171.
- **Chauvin, C., Colin, P., Guillot, J. F., Laval, A., Milleman, Y., Moulin, G., & Pellanne, I.(2006).** Usage des antibiotiques chez l'animal. Agence Française de Sécurité Sanitaire des Aliments (AFSSA), Ploufragan, 214 p.
- **Chopra, I., O'Neill, A., & Miller, K. (2003).** The role of mutators in the emergence of antibiotic-resistant bacteria. Drug Resistance Updates, 6, 137-145.
- **Clave, D.(2015).** Fiche technique : *Escherichia coli*. www.ctcb.com, p. 02.
- **Cockenpot, T.(2016).** Alternatives aux carbapénèmes en réanimation : étude de la prévalence du portage des entérobactéries productrices de β -lactamase à spectre étendu, de leur sensibilité aux antibiotiques et caractérisation moléculaire des

mécanismes de résistance (Thèse de Docteur en Médecine). Université de Bordeaux, p. 159.

D

- **Dahas, M.(2018).** Recherche des souches d'*Escherichia coli* résistantes aux antibiotiques au niveau d'abattoirs avicoles de Wilaya de Djelfa (Projet de fin d'études en vue de l'obtention du diplôme de Master en Microbiologie Appliquée). Université Ziane Achour, Djelfa, p. 79.
- **Denis, F., Ploy, M. C., Martin, C., Bingen, E., & Quentin, R.(2011).**Bactériologie médicale : techniques usuelles (2e éd.). Elsevier Masson SAS, Paris, p. 615.
- **Devie, P., Divol, A., Gilbert, G., Laurent, S., Legoasiou, A., Olivon, M., & Petit, J.(2006).** Les antibiotiques dans l'alimentation animale, p. 6.
- **Dheilly, A., Boudier, A., Le Devendec, L., Hellard, G., & Kempf, I.(2011).** Clinical and microbial efficacy of antimicrobial treatments of experimental avian colibacillosis. *Veterinary Microbiology*, 149(3-4), 422–429.
<https://doi.org/10.1016/j.vetmic.2010.11.033>
- **Dougnon, P., Dougnon, V., Legba, B., Fabiyi, K., Soha, A., Koudokpon, H., Sintondji, K., Deguenon, E., Hounmanou, G., Quenum, C., Aminou, T., Lokossou, R., Togla, I., Boko, C., Djossa, B., Assogba-Komlan, F., & Baba-Moussa, L.(2023).** Antibiotic profiling of multidrug resistant pathogens in one-day-old chicks imported from Belgium to Benin. *BMC Veterinary Research*, 19(1), 17.
<https://doi.org/10.1186/s12917-023-03570-y>
- **Dozois, C. M., Chanteloup, N., Dho-Moulin, M., Bree, A., Desautels, C., & Fairbrother, J. M.(1994).** Bacterial colonization and in vivo expression of F1 (Type 1) fimbrial antigens in chickens experimentally infected with pathogenic *Escherichia coli*. *Avian Diseases*, 38, 231–239.
- **Dozois, C. M., Fairbrother, J. M., Harel, J., & Bosse, M. (1992).** Pap- and pil-related DNA sequences and other virulence determinants associated with *Escherichia coli* isolated from septicemic chickens and turkeys. *Infection and Immunity*, 60, 2648–2656.
- **Dozois, C. M., Pourbakhsh, S. A., & Fairbrother, J. M.(1995).** Expression of P and type 1 (F1) fimbriae in pathogenic *Escherichia coli* from poultry. *Veterinary Microbiology*, 45, 297–309.
- **Duval, J., & Soussy, C.-J.(1990).**Antibiothérapie (4e éd.).

E

- **Ebimiewei, E., & Ibemologi, A.(2016).** Antibiotics: Classification and mechanisms of action with emphasis on molecular perspectives. International Journal of Microbiology and Biotechnology Research, Faculty of Science, Niger Delta University, Amassoma, Wilberforce Island, Nigeria, p. 7.
- **EL-Sawah, A., M. Dahshan, A. H., A. Nasef, S., El-Nahass, E., & A. I., N.(2016).** Characterization of *E. coli* and *Salmonella* spp. isolates associated with omphalitis in baby chicks. Journal of Veterinary Medical Research, 23(1), 61–70. <https://doi.org/10.21608/jvmr.2016.43223>.

F

- **FAO. (2023).** The State of Food and Agriculture 2023. Revealing the true cost of food to transform agrifood systems. Food and Agriculture Organization of the United Nations. Rome. <https://doi.org/10.4060/cc7724en>
- **Faure, S. (2009).** Les aminosides. Actualités Pharmaceutiques, 480, 49-53.
- **Fekir, H., & Boughedda, F.(2018).** Enquête sur les colibacilloses aviaires dans la région de Ain Defla, Chlef et Blida.

G

- **Gross, W. G.(1994).** Diseases due to *Escherichia coli* in poultry. In C. L. Gyles (Ed.), *Escherichia coli in domestic animals and humans* (pp. 237–259). Oxon: CAB International.
- **Guérin, J. L., Balloy, D., & Villate, D.(2011).** Maladies des volailles (3e éd.). Édition France Agricole, pp. 316–324.
- **Gyles, C. L., & Fairbrother, J. M. (2010).** *Escherichia coli*. In B. W. Calnek (Ed.), *Pathogenesis of bacterial infections in animals* (4e éd., chap. 15, pp. 267–308). Ames, IA: Iowa State Press.

H

- **Halfaoui, Z.(2015).** Isolement et identification des *Escherichia coli* pathogènes d'origine aviaire, sérotypage et recherche de la résistance aux antibiotiques (Mémoire de Magister en Sciences Vétérinaires). Institut des Sciences Vétérinaires, Université de Blida 1, p. 119.
- **Hammoudi, A.(2008).** Étude de la colibacillose aviaire : Épidémiologie, antibiorésistance et caractéristiques des gènes de virulence par méthode de PCR.

Références Bibliographiques

- **Hammoudi, A., & Aggad, H.(2008).** Antibioresistance of *Escherichia coli* strains isolated from chicken colibacillosis in Western Algeria. Turkish Journal of Veterinary and Animal Sciences, 32(2), 123–126.
- **Hosain, M. Z., Kabir, S. M. L., & Kamal, M. M.(2021).** Antimicrobial uses for livestock production in developing countries. Veterinary World, 14(1), 210–221. <https://doi.org/10.14202/vetworld.2021.210-221>
- **Huff, G. R., Huff, W. E., Balog, J. M., & Rath, N. C.(1999).** Sex differences in the resistance of turkeys to *Escherichia coli* challenge after immunosuppression with dexamethasone. Poultry Science, 78, 38–44.

I

- **Ibrahim, W. A., Marouf, S. A., Erfan, A. M., Nacef, S. A., & El Jakee, J. K.(2019).** The occurrence of disinfectant and antibiotic resistant genes in *Escherichiacoli* isolated from chickens in Egypt. Veterinary World, 12, 141-145.
- **Iqbal, M.(2023).** API test | 20E Test – How it works and uses.

J

- **Johnson, T. J., Siek, K. E., Johnson, S. J., & Nolan, L. K.(2006).** DNA sequence of a ColV plasmid and prevalence of selected plasmid-encoded virulence genes among avian *Escherichia coli* strains. Journal of Bacteriology, 188, 745–758.
- **Jones, P. J., Niemi, J., Christensen, J.-P., Tranter, R. B., & Bennett, R. M.(2019).** A review of the financial impact of production diseases in poultry production systems. Animal Production Science, 59, 1585–1597. <https://doi.org/10.1071/AN18281>

K

- **Kalai, K.(2024).**Post mortem examination of poultry birds with important gross lesions and sample collection during postmortem for laboratory tests.
- **Kalantari, M., Sharifiyazdi, H., Asasi, K., & Abdi-Hachesoo, B.(2021).** High incidence of multidrug resistance and class 1 and 2 integrons in *Escherichia coli* isolated from broiler chickens in South of Iran. Veterinary Research Forum: An International Quarterly Journal, 12(1), 101–107. <https://doi.org/10.30466/vrf.2019.96366.2309>
- **Khairullah, A. R., Afrani, D. A., Riwu, K. H. P., Widodo, A., Yanestria, S. M., Moses, I. B., Effendi, M. H., Ramandinianto, S. C., Wibowo, S., Fauziah, I., Kusala, M. K. J., Fauzia, K. A., Furqoni, A. H., & Raissa, R.(2024).** Avian pathogenic *Escherichia coli*: Epidemiology, virulence and pathogenesis, diagnosis,

pathophysiology, transmission, vaccination, and control. *Veterinary World*, 17(12), 2747–2762. <https://doi.org/10.14202/vetworld.2024.2747-2762>

- **Kika, T. S., Cocoli, S., Ljubojević Pelić, D., Puvača, N., Lika, E., & Pelić, M.(2023).** Colibacillosis in modern poultry production. *Journal of Agronomy, Technology and Engineering Management*, 6(6), 975–987. <https://doi.org/10.55817/YZFA3391>

L

- **Larbi, H., & Mechetoun, E. H.(2020-2021).** Étude de la contribution à la détection des résidus d’antibiotiques dans le foie de poulet commercialisé dans la région de Tiaret (Thèse de Master académique). Faculté Sciences de la Nature et de la Vie, Université Ibn Khaldoun, Tiaret.
- **Laribi, F.(2020).** Réalisation d’antibiogramme sur isolement d’*E. coli* aviaire (Mémoire de Master complémentaire en Sciences Vétérinaires). Institut des Sciences Vétérinaires, Université Ibn Khaldoun, Tiaret, p. 99.
- **Lesueur, P.(2014).** Antibiotiques : modes d’action, mécanismes de la résistance. Pharmacien, Paris. <https://devsante.org/articles/antibiotiques-modes-d-action-mecanismes-de-la-resistance/>
- **Leysour de Rohello, F.(2020).** L’antibiogramme par diffusion : de sa découverte à son automatisation – Mise en place d’une méthode automatisée au CHU de Rouen [Mémoire]. Université de Rouen Normandie, UFR Santé – Département Pharmacie.
- **Lezzar, N.(2017).** Etude comparative des souches d’*Escherichia coli* aviaires et humaines (Thèse de Docteur en Sciences Vétérinaires). Institut des Sciences Vétérinaires, Université des Frères Mentouri, Constantine, p. 341.
- **Lozniewski, A., & Rabaud, C.(2010).** Résistance bactérienne aux antibiotiques [en ligne]. CCLIN sud-est. Nancy. Disponible sur : http://nosobase.chulyon.fr/recommandations/cclin_arlin/cclinSudEst/2010_ResistanceAntibiotiques_CClinSE.pdf (consulté le 06.11.2015).
- **Lúcio, C. J., Hansen, P. H. C., Griebeler, J., Kipper, D., & Lunge, V. R. (2025).** Virulence and antimicrobial resistance of avian pathogenic *Escherichia coli* (APEC) isolates from poultry in Brazil. *Poultry*, 4(1), 10. <https://doi.org/10.3390/poultry4010010>

M

- **MacFaddin, J. F.(2000).**Biochemical Test for Identification of Medical Bacteria (2nd ed.). Williams & Wilkins Company, Baltimore
- **Maillard, R.(2002).** Antibiothérapie respiratoire. La Dépêche Vétérinaire, 80, 15-17.
- **Mainil, J. (2005).** Avian pathogenic *Escherichia coli*. University of Liege, Belgium.
- **Maris, S.(2016).** Caractérisation de souches d'*Escherichia coli* pathogènes urinaires provenant de Guadeloupe : portrait de la diversité des facteurs de virulence présents (Mémoire du Grade de Maître en Sciences en Microbiologie Appliquée). Institut Armand Frappier, p. 113.
- **Mehamdia, N., & Moussa, S.(2014).** Mécanismes de la résistance aux antibiotiques (Mémoire de Master). Université 8 Mai 1945, Guelma.
- **Michel, F., Carlin, F., Humbert, J., Catteau, M., & Pardon, P.(2005).** Bactériologie alimentaire. In Compendium d'hygiène des aliments (2e éd., pp. 55-57).
- **Minor, L., & Veron, M.(1989).** Bactériologie médicale (2e éd.). Ed. Méd. Scien. Flam.
- **Montgomery, R. D., Boyle, C. R., Lenarduzzi, T. A., & Jones, L. S.(1999).** Consequences to chicks hatched from *Escherichia coli*-inoculated embryos. Avian Diseases, 43, 553–563.
- **MUYLAERT, A., & MAINIL, J. G.** Résistances bactériennes aux antibiotiques : les mécanismes et leur « contagiosité ». Service de Bactériologie, Département des Maladies infectieuses et parasitaires, Faculté de Médecine Vétérinaire, Université de Liège.

N

- **Nacef, O., & Tali, Z.(2019).** Isolement et identification d'*Escherichia coli* aviaire dans la région de Bouira et Boumaredas (Projet de Docteur Vétérinaire). Institut des Sciences Vétérinaires, Université Saad Dahleb Blida 1, p. 67.

O

- **OECD/FAO.(2023).** OECD-FAO Agricultural Outlook 2023-2032. OECD Publishing, Paris. <https://doi.org/10.1787/08801ab7-en>
- **Orskov, F., & Orskov, I. (s.d.).** Serotyping of *Escherichia coli*. Methods in Microbiology, Vol. 14, pp. 45, 112

P

- **Pantel, A.(2015).** Multirésistance des entérobactéries aux antibiotiques : modulation de l'influx membranaire chez l'*Escherichia coli* ST131. Médecine humaine et pathologie, Université Montpellier, p. 244.
- **Pascale, L.(2014).** Antibiotiques : modes d'action, mécanismes de la résistance. Pharmacien, Paris. <https://devsante.org/articles/antibiotiques-modes-d-action-mecanismes-de-la-resistance/>
- **Poole, K.(2005).** Resistance to beta-lactam antibiotics. Cellular and Molecular Life Sciences, 61(17), 2200-2223.
- **Pourbakhsh, S. A., Boulianne, M., Martineau-Doize, B., & Fairbrother, J. M.(1997).** Virulence mechanisms of avian fimbriated *Escherichia coli* in experimentally inoculated chickens. Veterinary Microbiology, 58, 195–213.
- **Puterflam, J., Kempf, I., Delannoy, S., Yousfi, L., Lebouquin, S., Galliot, P., Balaine, L., & Souillard, R.(2019).** La colibacillose en élevage de poulets de chair.

Q

- **Quévy, R.(2023).** Etude des niveaux d'antibiorésistance chez les colibacilles agents de diarrhées néonatales chez le veau : état des lieux une dizaine d'années après la première étude réalisée dans l'Allier entre 2011 et 2013 (Thèse de Docteur Vétérinaire). Faculté de Médecine de Créteil, Ecole Nationale Vétérinaire Alfort, Paris, p. 152.

R

- **Ramirez, M. S., & Tolmasky, M. E.(2010).** Aminoglycoside-modifying enzymes. Drug Resistance Updates, 13, 151-171.
- **Ramos, S., Silva, V., Dapkevicius, M. L. E., Caniça, M., Tejedor-Junco, M. T., Igrejas, G., & Poeta, P.(2020).** *Escherichia coli* as commensal and pathogenic bacteria among food-producing animals: Health implications of extended spectrum β -lactamase (ESBL) production. Animals, 10(12), 2239. <https://doi.org/10.3390/ani10122239>
- **Redjem, R., & Meghezzi, Y.(2017).** Place d'*Escherichia coli* dans les infections nosocomiales (Mémoire de Master en Sciences Biologiques). Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie, Université des Frères Mentouri, Constantine, p. 93.

S

- **Shaheen, R., El-Abasy, M., El-Sharkawy, H., & Ismail, M. M.(2024).** Prevalence, molecular characterization, and antimicrobial resistance among *Escherichiacoli*, *Salmonella* spp., and *Staphylococcus aureus* strains isolated from Egyptian broiler chicken flocks with omphalitis. *Open Veterinary Journal*, 14(1), 284–291. <https://doi.org/10.5455/OVJ.2024.v14.i1.25>
- **Stordeur, P., & Mainil, J.(2002).** La colibacillose aviaire, formation continue. Faculté de Médecine Vétérinaire, Université de Liège.

T

- **Toure, A. M.(2022).**Étude de la résistance aux antibiotiques des bacilles à Gram négatif non fermentaires au laboratoire Biotech de Bamako (Thèse de Docteur en Pharmacie). Faculté de Pharmacie, Université des Sciences des Techniques et des Technologies, Bamako, p. 99.

V

- **Vilate, D.(2001).** Maladies des volailles : Manuel pratique (2e éd.). Édition France Agricole, 399 pages.

W

- **Waliaula, P. K., Kiarie, E. G., & Diarra, M. S.(2024).** Predisposition factors and control strategies of avian pathogenic *Escherichia coli* in laying hens. *Frontiers in Veterinary Science*, 11, 1474549. <https://doi.org/10.3389/fvets.2024.1474549>
- **Watts, A., & Wigley, P.(2024).** Avian pathogenic *Escherichia coli*: An overview of infection biology, antimicrobial resistance and vaccination. *Antibiotics*, 13(9), 809. <https://doi.org/10.3390/antibiotics13090809>

X

- **Xu, C., Kong, L., Gao, H., Cheng, X., & Wang, X.(2022).** A review of current bacterial resistance to antibiotics in food animals. *Frontiers in Microbiology*, 13, 822689. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2022.822689>.

Y

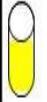
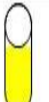
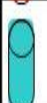
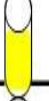
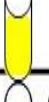
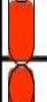
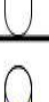
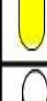
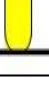
- **Yala, D., Merad, A. S., Mohamedi, D., & Ouar Korich, M. N.(2001).** Classification et mode d'action des antibiotiques. *Médecine du Maghreb*, n°91.

Z

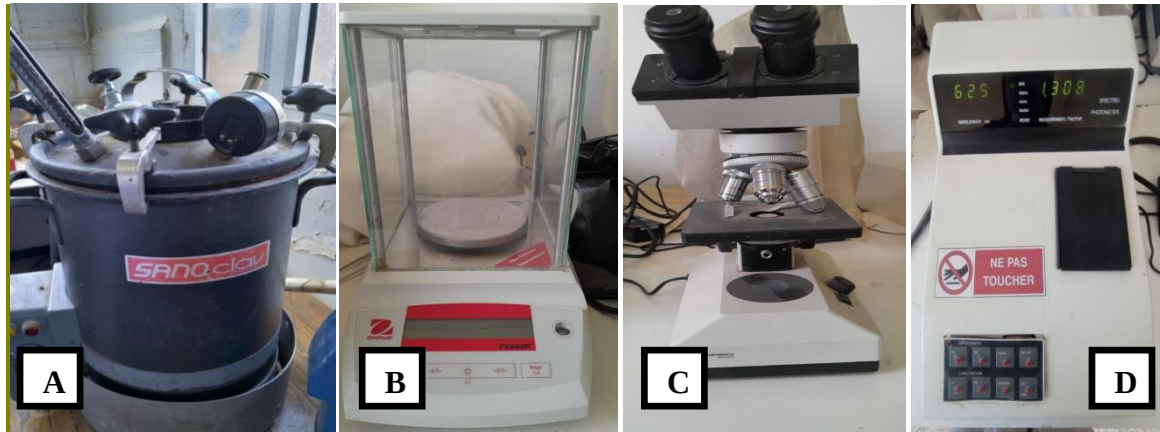
- **Zanella, A., Alborali, G. L., Bardotti, M., Candotti, P., Guadagnini, P. F., Martino, A. P., & Stonfer, M.(2000).** Severe *Escherichia coli* septicemia O111 septicaemia and polyserositis in hens at the start of lay. *Avian Pathology*, 29, 311–317.
- **Zebbar, M.** (2022). Enquête épidémiologique sur la colibacillose chez le poulet de chair à Chlef.
- **Zhao, C., Wang, Y., Mulchandani, R., et al.(2024).** Global surveillance of antimicrobial resistance in food animals using priority drugs maps. *Nature Communications*, 15, 763. <https://doi.org/10.1038/s41467-024-45111-7>.

Annexes

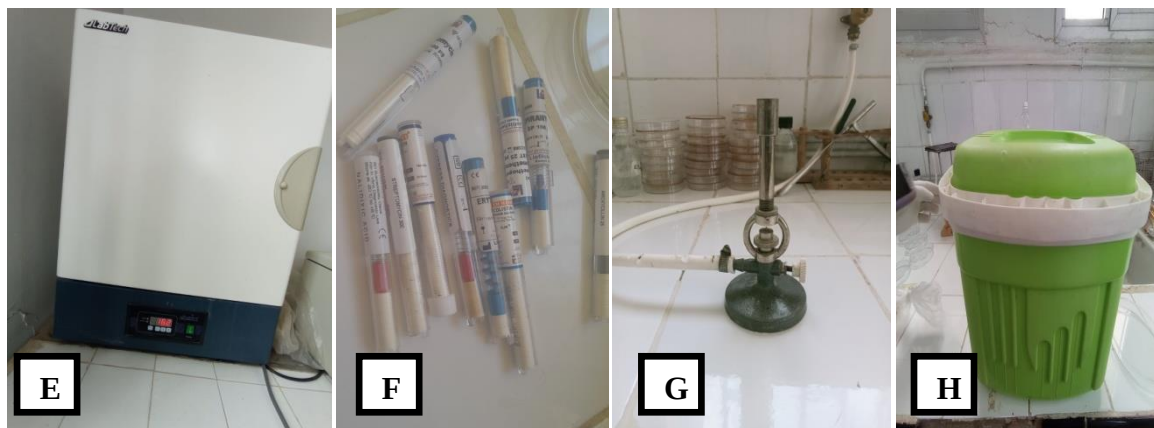
Annexe 01 : Table de lecture de la galerie Api 20E

Microtube	Substrat :	Caractère recherché	Révélateur	Lecture directe ou indirecte Test (si nécessaire)	Résultat -	Résultat +
ONPG	ONPG = Ortho-Nitro-Phényl-Galactoside	Béta galactosidase		Lecture directe		
ADH LDC ODC	Arginine Lysine Ornithine	Arginine Dihydrolase Lysine Décarboxylase Ornithine Décarboxylase	Rouge de phénol	Lecture directe		
CIT	Citrate	Utilisation du citrate	BBT	Lecture directe		
H ₂ S	Thiosulfate de sodium	Production d'H ₂ S	Fe III	Lecture directe		
URÉ	Urée	Uréase	Rouge de Phénol	Lecture directe		 
TDA	Tryptophane	Tryptophane désaminase		Lecture indirecte		
IND	Tryptophane	Tryptophanase ou production d'indole		Lecture indirecte		 
VP	Pyruvate de sodium	production d'acétoïne (3-hydroxybutanone)		Lecture indirecte		 
GEL	Gélatine	gélatinase	Particules de charbon	Lecture directe		
GLU à ARA = zymogramme	Substrat carboné (glucide)	Utilisation de substrats carbonés (glucides)	BBT	Lecture directe		
NO ₂ / N ₂	Nitrates (NO ₃ ⁻)	Nitrate réductase		Lecture indirecte		

Annexe 02 : Matériels utilisés.



- A. Auto clave
- B. Balance
- C. Microscope optique
- D. Standardisation



- E. Auto clave
- F. Les Antibiotiques
- G. Bec benzène
- H. Glacière.

Annexe 03 : Compositions des milieux de culture utilisés

1. Eau peptonée tamponnées

- Peptone10,00
- Chlorure de sodium.....5,00g
- Phosphate disodique anhydre3,57 g
- Phosphate monopotassique anhydre1,50 g
- PH final7,0+/-0,2



2. Gélose EMB agar

- Peptone10 g/l
 - Lactose10 g/l
 - Phosphate dipotassiumhydrogène2 g/l
 - Bleu de méthylène0,065 g/l
 - Eosine Y0,4 g/l
 - Agar15 g/l
 - PH final7,14+/- 0,2
- (à 37°C)



3. Gélose Mueller Hinton

- Hydrolysate acide de caséine (peptone)17,5 g
- Infusion de viande2,0 g
- Amidon soluble.....1,5 g
- Agar agar bactériologique.....17,0 g
- PH7,3 +/- 0,2
(à 25° C)

