

Remerciements

On remercie tout d'abord le bon dieu le tout puissant de nous avoir donné la santé, la volonté et la patience pour réaliser ce travail.

On tient à remercier profondément notre promoteur Mr BELMAHDI M de nous avoir encadrées, pour leur aide, leurs conseils, sa patience et sa disponibilité durant notre préparation de ce mémoire.

On tient à remercier chaleureusement les membres du jury : Mr BOUTAIBA S et Mme BENABDERRAHMANE A et Mme CHENOUF A.

On tient à remercier Mr GASSAB le chef des laboratoires de département de biologie à l'université de ZIANE ACHOUR sans oublier l'ensemble du personnel du laboratoire pour leur patience, leur aide et leurs conseils pleins de sens.

Enfin, nos remerciements s'adressent à toutes les personnes qui ont contribué de près ou de loin à la réalisation de ce travail.

Dédicaces

Je tiens tout d'abord à remercier le bon dieu tout puissant de m'avoir aidé à réaliser ce modeste travail

Mes très chères parents

En reconnaissance de tous les sacrifices, les efforts, l'amour et la bonté qui m'ont toujours apportée, qu'ils trouvent ici le témoignage de mon affection, mon admiration et mon profond respect. Que Dieu vous garde pour moi.

A mes frères Zakaria et Ilyes, Merci Zaki pour tous les efforts auxquels tu as toujours consenti pour moi voir réussir. Merci pour tes encouragements et tes conseils.

A mes sœurs chéries et toute la famille BENKHECHIBA

je tiens à remercier tous les professeurs de la faculté des sciences de la nature et de la vie qui m'ont formés où j'ai passé 5 merveilleuses années et particulièrement : Mr. Bensaad, R. Mr Chieb, T Mr ,Belarbi .Mr Berrabeh, F , Mr Belaouni ,Melle Lahrech, N et Melle Gouge, F et Mme Cheriar

À Mlle Meriam trouve ici l'expression de mes remerciements pour m'avoir guidé durant mon stage au Laboratoire de Microbiologie Appliquée.

Je remercie particulièrement mon binôme Samiha, pour son aide et sa grande patience. Trouvez ici mes salutations les plus profondes.

Je remercie plus particulièrement une personne avec qui je me sens plus forte et plus confiante chaque jour, merci ma chérie ASMA pour vos encouragements et vos conseils.

Je tiens à remercier ma promotion de master en microbiologie appliquée, Et mes très chers(e)s amis(e)s sans exception et surtout : Aridje et sa fille nesrine, Hadjira, Ferial, Saadia, Liala, Zineb, Imen, khawla, Souad.

A ceux qui m'ont tout donné sans rien en retour,

A ceux qui m'ont encouragé et soutenu dans mes moments les plus difficiles

Cordialement : BENKHECHIBA Zahra.

Dédicaces

Je dédie ce travail :

A la lumière de mes jours, la source de mes efforts, la flamme de mon cœur, ma vie et mon bonheur ; celui qui s'est toujours sacrifié pour me voir réussir, à toi ma mère que je t'adore.

A l'homme de ma vie, mon exemple éternel, mon soutien moral et source de joie et de bonheur, celui qui s'est toujours sacrifié pour me voir réussir, à toi mon père que je t'adore.

A deux personnes qui me sont très chères et qui vivent dans mon cœur, je les aime tellement à ma sœur Céline et à mon frère Amine, qui étaient toujours à mes côtés.

A toute ma famille.

Que Dieu les garde et les protège.

A mon binôme BENKHECHIBA Zohra qui m'a partagée ce travail et qui m'a aidé.

Aux personnes qui m'ont toujours aidé et encouragé lointains ou proches, mes amies, et

aussi mes collègues qui m'ont accompagnaient
durant mon chemin d'études supérieures.

A ceux qui m'ont tout donné sans rien en
retour.

LAHRECH Samiha.

Sommaire

Liste des abréviations

Liste des figures

Liste des tableaux

Introduction.....1

SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE

I : Généralités sur le moineau

I-1-Description générale de moineau domestique.....3

I-2-Flore digestive du moineau.....7

I-3- Infections bactériennes chez les oiseaux sauvageset les moineaux7

II : L'antibiorésistance

II-1- Histoire des antibiotiques.....8

II-2- Résistance aux antibiotiques.....8

II-3- Résistance d'*E.coli*aux antibiotiques chez les oiseaux sauvages.....9

MATERIEL ET METHODES

I - Prélèvements.....10

II-Isolement et identification11

III- Etude de la sensibilité aux antibiotiques12

IV- Recherche de β -lactamase à Spectre Elargi (BLSE).....14

RESULTATS ET DISCUSSION

I- Souches bacteriennes.....15

II-Résultats des tests biochimiques.....15

II-Sensibilitédés souches aux antibiotiques.....15

IV- Détermination des phénotypes de résistance aux β -lactamines.....17

V- Phénotypes de résistance18

V-1-La multi résistance.....	18
Discussion.....	19
Conclusion.....	21
Références bibliographiques	
Annexes	

Liste des abréviations

AMC : Amoxicilline-clavulanate.

ATB : Antibiotique.

ATM : Aztréonam.

BMR : Bactérie Multi Résistante.

BLSE : Bêta-Lactamases à Spectre Etendu.

CAZ : Ceftazidime.

CIP : Ciprofloxacine.

COT : Co-méthoprime.

CST : Colistine.

CTX : Céfotaxime.

CFA-SFM-vet : Comité Français de l'Antibiogramme vétérinaire de la Société Française de Microbiologie.

CTX : Céfotaxime.

DD-test : Double Disc synergie test.

FOX : Céfoxitine.

GEN : Gentamicine.

g : gramme

h : heure.

I : Imipénème.

I : Intermédiaire

KIA : Kligler-Hajna

MAC : Mac Conkey.

MH : Mueller Hinton.

NA : Acide Nalidixique

PCR : Polymerase Chain Reaction

R : Résistant.

S : Sensible.

TE : Tetracycline.

TOB : Tobramycine.

µg : microgramme

VP : Réactif de Voges-Proskauer.

Liste des figures

Figure 01 : Représente la morphologie d'un <i>Passer domesticus</i>	3
Figure 02 :Photos d'un mâle (à gauche) et d'une femelle (à droite).....	4
Figure 03 :Photo d'oisillon tout juste sorti du nid de <i>Passer domesticus</i>	6
Figure 04 :Développement d'antibiorésistance	8
Figure 05 :Après la dissection des moineaux domestiques.....	10
Figure 06 :Après les prélèvements par écouvillonnage rectal.....	10
Figure 07 :La préparation d'une suspension bactérienne.....	13
Figure 08 :Ensemencement de la suspension mère sur la gélose MH.....	13
Figure 09 :Dépôt des disques d'antibiotiques sur la gélose MH.....	13
Figure 08 :Mesure des diamètres des zones d'inhibition avec pied de coulisse.....	14
Figure 09 :Les résultats du DD-test pour la souche B1 d' <i>Escherichia coli</i>	17

Liste des tableaux

Tableau N°I : Représente la classification de moineau domestique.....	4
Tableau N°II : Caractéristiques des moineaux domestiques et répartition des prélèvements.....	10
Tableau N°III : Nombre total des souches à chaque prélèvement.....	14
Tableau N°IV : Représente les résultats des tests d'antibiogramme sur gélose MH.....	15
Tableau N°V : Phénotypes de résistance des souches isolées.....	17

Introduction

Depuis plusieurs années, les antibiotiques ont joué un rôle crucial dans la lutte contre de nombreuses maladies infectieuses. Leur découverte a été l'une des principales causes de l'augmentation spectaculaire de l'espérance de vie moyenne durant le XX^{ème} siècle. Leur importance est d'une grande utilité pour une meilleure prise en charge de la santé publique (**Carle, 2009**). Cependant, l'utilisation massive et parfois abusive des antibiotiques a modifié considérablement l'écologie microbienne, les bactéries ont appris à se défendre et à s'adapter et certaines sont devenues résistantes aux antibiotiques. Cette situation est particulièrement préoccupante (**Soussy, 2007**). En plus de leur utilisation dans le traitement des infections humaines, ces antibiotiques sont aussi largement utilisés dans le domaine vétérinaire et agricole. En 2001, l'organisation mondiale de la santé (OMS) a estimé qu'au moins 50 % des antibiotiques produits dans le monde étaient destinés aux animaux d'élevage et de compagnie (**Ma et al., 2018**).

L'utilisation des antibiotiques en médecine vétérinaire et humaine est considérée comme étant le facteur le plus important pour l'apparition et la diffusion des microorganismes résistants aux antibiotiques. Cette résistance n'inclue pas que les agents pathogènes mais aussi la flore endogène des individus (animaux et humains) (**Bogaard et al., 2001**). La flore commensale représente une grande partie des germes présents chez l'Homme et l'animal. Ces bactéries sont autant de germes qui peuvent acquérir et disséminer des résistances de manière silencieuse. La majorité des bactéries commensales sont présentes dans le tube digestif (**Andremont, 2000**). Ces bactéries intestinales sont considérées comme des indicateurs de la contamination fécale de l'environnement et souvent aussi en tant que microorganismes modèles pour détecter l'apparition de la résistance aux antibiotiques chez l'Homme et les animaux domestiques (**Poirel et al., 2012**).

La plupart des espèces bactériennes sont capables d'intégrer dans leur génome différents déterminants de résistance. Ces gènes de résistance peuvent ensuite être transférés horizontalement entre différentes cellules bactériennes, ou bien transférés verticalement entre différentes espèces pendant la division cellulaire (**Perdrix., 2015**).

Les β -lactamines, représentent la famille d'antibiotiques la plus utilisée en antibioprofylaxie et en antibiothérapie (**Cavallo et al., 2004**).

Les β -lactamase constituent le principal mécanisme de résistance naturelle et acquise aux β -lactamines, en particulier chez les bacilles à Gram négatif.

Ce sont des enzymes produites par les micro-organismes capables d'hydrolyser le noyau β -lactame. Chez les bactéries à Gram négatif, les gènes codant pour ces enzymes sont soit d'origine

chromosomique ou plasmidique, produites d'une manière inductible ou constitutive (**Bush et al., 2010**).

Certaines souches arrivent à établir une multirésistance vis-à-vis de plusieurs antibiotiques à la fois donnant lieu à ce qu'on appelle les bactéries multirésistantes aux antibiotiques (BMR). Les BMR les plus souvent détectées en microbiologie sont par ordre de fréquence : Entérobactéries à Bêta-lactamase Staphylocoque résistante à la méticilline, Entérocoque résistante à la Vancomycine (**Bouyahya et al., 2017**).

Le problème de la résistance aux antibiotiques tend de plus en plus à être un problème écologique global. La flore intestinale commensale des animaux étant considérée comme réservoir hébergeant des bactéries résistantes. Il existe de multiples liens entre les compartiments humains, animaux et environnementaux qui permettent non seulement le déplacement des bactéries mais aussi des éléments génétiques mobiles (EGM) (**Woolhouse et al., 2015**).

Plusieurs études soutiennent l'hypothèse d'un lien entre l'utilisation des antibiotiques dans l'agriculture et l'élevage et l'émergence des souches résistantes avec l'alimentation comme moyen de transmission (**Madec, 2013**). Le Moineau domestique est une espèce anthropophile (proche de l'homme) depuis des siècles. Il a tissé avec l'homme des liens très étroits ; C'est un oiseau sédentaire et grégaire (**Sandrine et al., 2017**).

C'est dans ce contexte que s'inscrit cette étude qui a pour objectif la caractérisation de la résistance des souches d'*Escherichia coli* aux différents antibiotiques isolées de l'intestin des moineaux ; Pour cela nous avons adopté la démarche expérimentale suivante :

Isolement et identification des souches pures d'*Escherichia coli* résistantes aux antibiotiques à partir de l'intestin du moineau.

Détermination leurs sensibilités.

Généralités sur le moineau

Les moineaux sont des oiseaux de la famille des Passeridae, (ou passériformes en français) sont le plus grand ordre de la classe des oiseaux. Le taxon regroupe en effet plus de la moitié des espèces d'oiseaux. Les oiseaux de cet ordre sont dénommés passereaux de manière générique, mais sont également souvent qualifiés d'oiseaux chanteurs d'après leur appellation « *songbirds* » par les anglophones. Ils répartissent en plusieurs espèces, dont la plus répandue est le Moineau domestique(Sandrine et al., 2017).

I-1- Description générale de moineau domestique

I-1-1 Dimensions et morphologie

Le Moineau domestique (*Passer domesticus*) est une espèce de petits passereaux de la famille des Passeridae. C'est un petit oiseau assez trapu, mesurant de 14 à 18 cm, généralement 16 centimètres de long pour un poids allant de 24 à 39,5 g chez l'adulte. Les femelles étant en moyenne un peu plus petites que les mâles. Les mâles sont plus gros durant l'hiver et les femelles lors de la saison de reproduction. La tête est grosse et ronde, avec un bec conique, court et fort mesurant entre 1,1 et 1,5 cm. La queue est courte, et mesure de 5,2 à 6,5 cm de long, l'aile pliée mesure de 6,7 à 8,9 cm, le tarse de 1,6 à 2,5 cm(Sandrine et al., 2017).

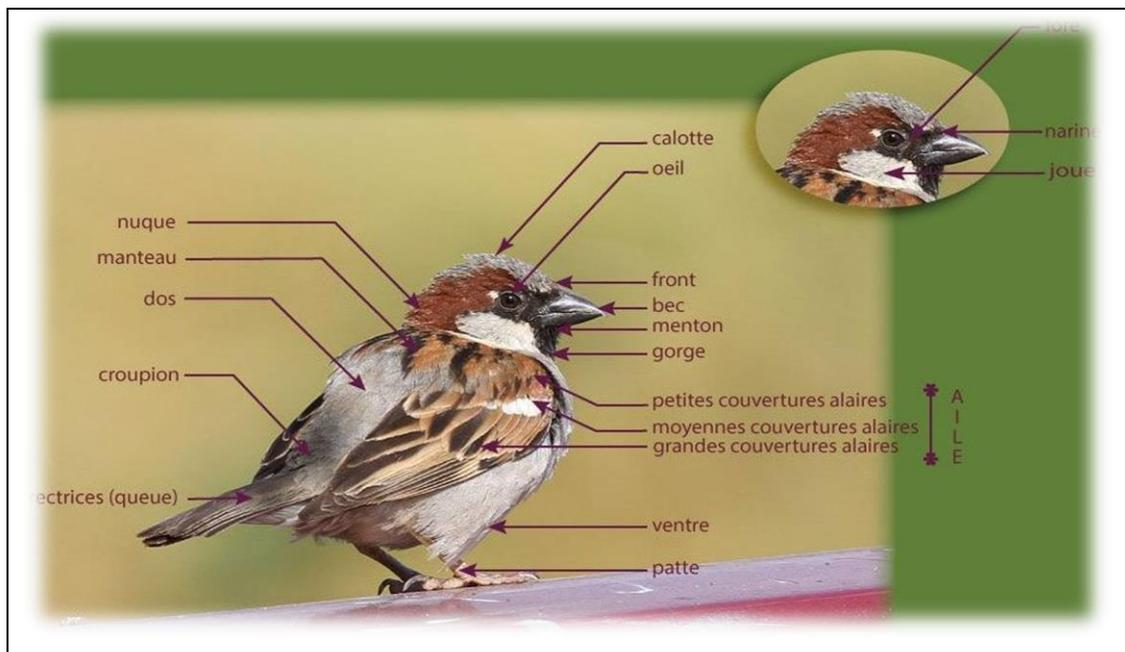


Figure01 :La morphologie d'un *Passer domesticus*(Philippe et al., 2017).

<u>Classification</u>	
<u>Règne</u>	<u>Animalia</u>
<u>Embranchement</u>	<u>Chordata</u>
<u>Sous-embr.</u>	<u>Vertebrata</u>
<u>Classe</u>	<u>Aves</u>
<u>Ordre</u>	<u>Passeriformes</u>
<u>Famille</u>	<u>Passeridae</u>
<u>Genre</u>	<u>Passer</u>
<u>Espèce</u>	<u><i>Passer domesticus</i></u>

Tableau N°I : La classification de moineau domestique (Philippe et al., 2017).

I-1-2 Plumage

Le plumage du Moineau domestique est principalement coloré en nuances de gris et de brun. En plumage nuptial, la différence entre le plumage du mâle et le plumage de la femelle au niveau des couleurs est évidente (figure 02) (Sandrine et al., 2017).



Figure 02 : Photos d'un mâle (à gauche) et d'une femelle (à droite). (Philippe et al., 2017).

I-1-3 Comportement social

Le Moineau domestique est très sociable, et vit souvent en bandes non territoriales. C'est l'espèce qui est la plus associée à l'homme. Il est grégaire en toutes saisons lorsqu'il s'alimente, mangeant en compagnie d'individus appartenant à d'autres espèces. Les facultés d'adaptation des moineaux sont étonnantes. Le Moineau domestique se regroupe dans les arbres et les buissons. Il est largement sédentaire la plupart du temps (**Frédéric et al., 2017**).

I-1-4 Alimentation

L'adulte se nourrit principalement de graines de céréales et d'herbes folles, aussi les insectes et certaines fleurs des plantes du genre *Sophora*.

Plusieurs études sur le Moineau domestique menées dans des zones agricoles au climat tempéré ont mesuré que les graines représentaient près de 90 % du régime de l'oiseau. Il consomme à peu près toutes les graines, mais s'il a le choix, il préfère l'avoine et le blé. Dans les zones urbaines, le Moineau domestique se nourrit principalement des denrées alimentaires fournies directement ou indirectement par l'humain, comme le pain. Il mange également des baies, des fruits et des bourgeons.

Cet oiseau consomme également divers arthropodes, aussi des vers de terre, et même des vertébrés comme les lézards. Au nid, les oisillons sont majoritairement nourris d'insectes durant une quinzaine de jours après l'éclosion. Les hémiptères, fourmis, mouches à scie, et les coléoptères sont également importants, mais le Moineau domestique attrape les insectes en vol au début du printemps et au début de l'automne, et déchire les fleurs, surtout les jaunes, au printemps (**Frédéric et al., 2017**).

I-1-5 Reproduction

Le Moineau domestique est sexuellement mature dès la saison de reproduction suivant sa naissance, et peut parfois tenter de se reproduire dès ce moment. Certains oiseaux se reproduisant pour la première fois sous les tropiques sont seulement âgés de quelques mois, et présentent encore leur plumage de juvénile. Mais les oiseaux plus vieux se reproduisent plus tôt dans la saison que ne le font les jeunes couples, et mènent plus de jeunes à l'envol. La saison de reproduction du Moineau domestique est variable, dépendant principalement de la disponibilité des insectes. Le Moineau domestique est monogame, et s'apparie généralement pour la vie (**Frédéric et al., 2017**).

Période de nidification : mars à septembre.

Nombre de couvaisons : 3 à 4.

Nombre d'œufs : 4 à 6 œufs gris-blanc, finement mouchetés de gris et de brun.

Incubation : 14 à 17 jours (**Philippe et al., 2017**).

Nid : Cavités et crevasses dans des bâtiments, des trous d'arbres. Les moineaux occupent aussi d'anciens nids d'hirondelles de fenêtre et de cheminée, et dans les fondations des nids de corbeaux. Son nid est fait d'une structure désordonnée de paille et d'herbe, tapissée de plumes les plus diverses (**Philippe et al., 2017**).



Figure 03 : Photo d'un oisillon tout juste sorti du nid de *Passer domesticus* (**Philippe et al., 2017**).

I-1-6 Répartition

et

habitat

Le Moineau domestique est originaire du Moyen-Orient, et s'est répandu en suivant l'expansion de l'agriculture à une grande partie de l'Eurasie et certaines parties de l'Afrique du Nord. Il est rare dans une grande partie de l'Asie de l'Est où il est remplacé en milieu urbain par le Moineau friquet. Depuis le milieu du XIX^{ème} siècle il s'est répandu un peu partout dans le monde, Sa répartition en tant qu'espèce introduite couvre une grande partie de l'Amérique du Nord, l'Amérique centrale, le Sud de l'Amérique du Sud, l'Afrique australe, une partie de l'Afrique de l'ouest, l'Australie, la Nouvelle-Zélande, et des îles dans le monde entier, faisant de lui l'oiseau sauvage le plus largement répandu sur la planète. Il connaît une grande prospérité dans la majeure partie du monde où il a été introduit, la plupart du temps grâce à son adaptation rapide à vivre aux côtés des humains, et à son adaptabilité à un large éventail de conditions. D'autres facteurs pourraient inclure sa

robuste réponse immunitaire. Dans beaucoup de régions du monde il est devenu un causeur de ravages (**Frédéric et al., 2017**).

I-2- Flore digestive des oiseaux sauvages

Les entérobactéries constituent plus de 80% des germes isolés en laboratoire : *Escherichia*, *Salmonella*, *Shigella*, *Klebsiella*, *Enterobacter*, *Serratia*, *Proteus*, *Morganella* et *Yersinia* sont les bâtonnets les plus souvent retrouvés.

La microflore intestinale des oiseaux sauvages et ses variations sont contrôlées par les antibiotiques facteurs de croissance. Avec leur suppression enregistrée en Europe pour 2006, des alternatives doivent être développées pour maîtriser la microflore car toute modification, même légère, de celle-ci peut avoir des conséquences économiques importantes. La flore digestive peut se trouver dans la lumière intestinale ou adhérer à la muqueuse digestive. La flore luminale dépend des nutriments disponibles, de la vitesse de transit et de la présence ou non de substances antimicrobiennes. La flore des muqueuses dépend de l'expression par l'hôte de sites d'adhésion spécifiques sur les membranes des entérocytes, de la vitesse de production de mucus, de la production d'anticorps (Ig) sécrétoires et de l'extrusion de matériel cellulaire de la membrane (**Farmer et al., 2007**).

I-3- Infections bactériennes chez le moineau et les oiseaux sauvages

Des études étaient de déterminer la prévalence de *Salmonella* dans une population de moineaux domestiques, que l'on trouve couramment autour des poulaillers, et de caractériser les isolats de *Salmonella* obtenus par sérotypage, réaction en chaîne de la polymérase multiplex (PCR) et analyse de la résistance aux antibiotiques. Des échantillons d'organes viscéraux (tractus gastro-intestinal, foie et cœur) de 470 moineaux domestiques ont été soumis à une culture et les résultats montrent que 18 (3,8%) étaient positifs pour *Salmonella*. Comme conséquences tous les isolats de *Salmonella* étaient sensibles à la norfloxacine, à la flumequine, à l'ampicilline et au sultrim, et 35% étaient résistants à la lincospectine (la résistance la plus répandue) (**Sara, et al. 2008**).

L'antibiorésistance

II-1- Histoire des antibiotiques

Un antibiotique est une substance naturelle ou synthétique qui détruit ou bloque la croissance des bactéries. Les antibiotiques constituent une des plus importantes classes thérapeutiques et ont révolutionné la médecine humaine. Les maladies infectieuses sont aujourd'hui responsables de 2% des décès en France, ce recul étant essentiellement dû à la découverte des antibiotiques qui figure comme la plus grosse avancée thérapeutique de la seconde moitié du XX^{ème} siècle (**Bouyahya et al., 2017**).

II-2- Résistance aux antibiotiques

La pression de sélection antibiotique va jouer un rôle essentiel puisqu'elle va permettre la sélection des souches résistantes. En effet, au sein d'une flore bactérienne essentiellement sensible à un antibiotique administré (flore intestinale notamment), cet antibiotique va avoir une action inhibitrice sur les bactéries sensibles de la flore commensale, entraînant leur disparition transitoire, (Figure 04) et laissant alors de la place aux souches ayant acquis le gène de résistance, permettant ainsi leur croissance (**Bouyahya et al., 2017**).

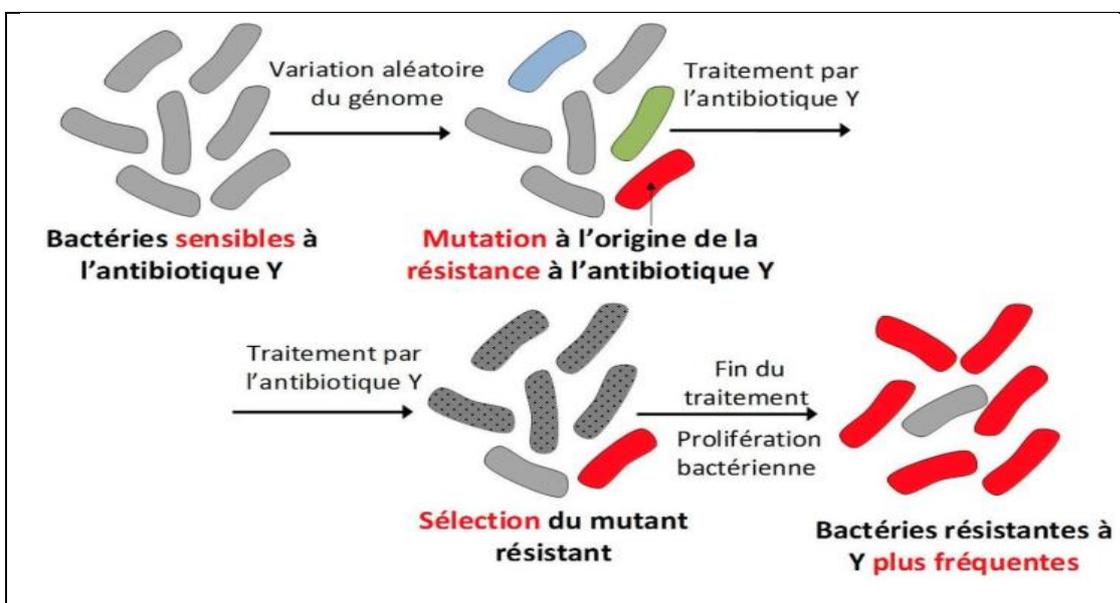


Figure 04 : Développement d'antibiorésistance.

II-3 Résistance d'*E.coli* aux antibiotiques chez les oiseaux sauvages

Escherichia coli C'est un Bacille à Gram négatif, assez grand ($1-1.5 \times 2-6 \mu\text{m}$), aéro-anaérobie facultatif, oxydase négatif, nitrate positif et qui fermente le glucose aussi

Faire la production d'une β -galactosidase, la production d'indole à partir du tryptophane, et l'absence d'uréase (**Farmer et al. 2007**).

On trouve *Escherichia coli* en abondance dans la flore commensale, en particulier dans le tube digestif. Par ailleurs, elle est très répandue dans l'environnement : eau, sols, et dans les aliments (**Baraduc et al. 2000**).

La colonisation par *E. coli* est précoce, et peut être responsable d'un nombre varié de pathologie. Toutefois, deux types de syndromes majeurs résultent de l'infection par de souches *E. coli* pathogènes : infections urinaires, les infections digestives (**Jaureguy. 2009**).

MATERIEL ET METHODES

I- Prélèvements

Notre travail a été réalisé au sein de Laboratoire de microbiologie de l'Université Ziane Achour durant une période allant de 15/03/2019 au 11/07/2019. Les moineaux étudiés au cours de cette recherche ont été obtenus par biais d'un chasseur. Dans l'intérêt de recherche de germes résistants aux antibiotiques.

Un total de 30 moineaux domestiques ont été obtenu à partir de 03 régions de Djelfa à savoir; MERGAB, BOURDJ, BERBIH.

Après avoir disséqué les moineaux et extraire les intestins, des prélèvements par écouvillonnage intestinal ont été réalisés sur chaque sujet (Figure 05 et 06).



Figure 05 : Echantillons d'intestins (Originale, 2019).



Figure 06 : Etape d'enrichissement (Originale, 2019).

Les principales caractéristiques des prélèvements (moineaux domestiques) sont reprises dans le tableau ci-dessus :

Tableau N°II: Caractéristiques des prélèvements.

Lieu	Date de recueille dessujets	Nombre de sujets	Age	Poids moyen (g)
MERGAB	29/03/2019	20	Adulte	de 24 à 39,5 g
BOURDJ	08/04/2019	05	Adulte	de 24 à 39,5 g
BERBIH	08/04/2019	05	Adulte	de 24 à 39,5 g

II- Isolement et identification

Après les prélèvements, les étapes suivantes sont réalisées successivement dans cet ordre :

Enrichissement réalisé, par l'introduction des écouvillons dans une eau peptonée exempte d'indole, incubés à 44°C pendant 24 heures ;

Isolement sur des milieux gélosés spécifiques : Mac-conkey + ATB CTX et Mac-conkey + ATB CST, Hecktoen.

Purification des souches isolées est effectuée par des repiquages successifs sur les mêmes milieux spécifiques (Ensemencement par des stries).

L'incubation se fait à une température de 37°C pendant 24 heures(**Le Minor et al, 1993**).

Identification des souches purifiées par des tests biochimiques, et tests d'antibiogrammes comme suivant :

II-1- Production d'indole

A partir d'une suspension bactérienne, quelques gouttes sont émulsionnées dans le milieu eau peptonée exempte d'indole, puis incubé à 44°C pendant 24h. La production d'indole est révélée par l'addition de quelques gouttes du réactif de Kovacs. L'apparition d'un anneau rouge à la surface du tube indique un test positif (**Le Minor et al, 1993**).

Pour l'Urée indole à 37°C on utilise le même réactif et on obtient le même résultat.

II-2- Etude du type fermentaire (réaction de Voges-Proskauer)

Ce test est réalisé sur milieu Clark et Lubs. Ce dernier est ensemencé par quelques gouttes de la suspension bactérienne puis incubé à 37°C pendant 48h. Après incubation, quelques gouttes des deux réactifs VPI et VPII sont additionnées respectivement au milieu de culture. Après agitation, la lecture se fait après 15 minutes. Le test positif se traduit par l'apparition d'une coloration rouge en surface pouvant diffuser dans le milieu (**Le Minor et al, 1993**).

II-3- Utilisation du glucose, du lactose et production de gaz et d'H₂S (gélose KIA)

A partir de la suspension bactérienne, le culot KIA est ensemencé par piqûre centrale puis la surface de la gélose par stries. L'incubation à 37 °C pendant 24 h. La lecture se fait comme suit :

- Fermentation du lactose + : virage au jaune de la pente.
- Fermentation du glucose + : virage au jaune au fond de tube.
- Production de gaz : apparition de bulles et craquement de la gélose.
- Production d'H₂S : noircissement du milieu (**Le Minor et al., 1993**).

III-Etude de la sensibilité aux antibiotiques

L'étude de la sensibilité des souches d'*E coli* isolées et identifiées, vis- à-vis des antibiotiques est réalisée selon la méthode de l'antibiogramme standard par diffusion sur gélose Mueller Hinton (MH) suivant les recommandations du Comité Français de l'Antibiogramme vétérinaire de la Société Française de Microbiologie (**CFA-SFM-vet, 2018**).

A partir d'une culture fraîche de 24h, une suspension bactérienne a été préparée (Figure07).

Des boîtes de gélose Mueller Hinton sontensemencées par écouvillonnage par des stries serrées. (Figure 08).Des disques d'antibiotiques sont déposés à l'aide d'une pince puis les boîtes sont incubées à 37°C pendant 24h. (Figure 09). Les différents diamètres des zones d'inhibition ont été mesurés avec pied de coulisse. (Figure 10).

L'interprétation en Sensible (S), Intermédiaire (I) ou Résistante (R) a été faite selon les recommandations de (CA-SFM 2018).



Figure 07 : La préparation d'une suspension bactérienne (Originale, 2019).



Figure 08 : Ensemencement de la gélose MH (Originale, 2019)



Figure 09 : Dépôt les disques d'antibiotiques sur la gélose MH (Originale, 2019).



Figure 10 : Mesure des diamètres des zones d'inhibition avec pied de coulisse (Originale, 2019).

IV- Recherche de β -lactamase à Spectre Elargi (BLSE)

Après lecture du précédent antibiogramme, des souches sont sélectionnées et testées pour rechercher la présence d'une β -lactamase à spectre étendu (BLSE), en utilisant le DD-test. Ce dernier consiste à placer des disques de céfotaxime (CTX, 30 μ g) et ceftazidime (CAZ, 30 μ g) à une distance de 20mm (centre à centre) d'un disque d'Amoxicilline/acide Clavulanique (AMC20/10 μ g). L'observation d'une image de synergie entre le disque d'AMC et le disque CAZ ou CTX (L'augmentation des zones d'inhibition entre eux) indique la production d'une BLSE (Jarlier et al. 1988) Des disques de céfoxitine (FOX30 μ g), Aztréonam (ATM, 30 μ g) ont été testés sur la même boîte.

I- Souches bactériennes

Au cours de cette étude, un total de 30 échantillons ont été analysés. Ce qui a permis de sélectionner 22 souches pures. Ces souches sont identifiées comme étant des souches *E. coli*. Selon les résultats obtenus par les tests biochimiques qui étaient positifs.

Tableau N°III : Nombre total des souches à chaque prélèvement.

Lieu		MERGAB	BOURDJ	BERBIH	TOTAL
Nombre de prélèvement		20	05	05	30
Nombre de souches prélevées	CTX	09	04	01	14
	CST	08	00	00	08
% de souches dans chaque prélèvement	CTX	64.28	28.57	7.14	/
	CST	57.14	00	00	/

Des 22 souches isolées (parmi 30 échantillonsensemencé sur Mac + CTX et 30 sur Mac + CST en total) dont 14 souches bien isolées sur gélose Mac Conkey + CTX et 08 souches sur gélose Mac Conkey+CST.

Le pourcentage des 22 souches isolées par rapport au total c'est 73.33%.

II- Résultats des tests biochimiques

Pour les 22 souches isolées les résultats des tests obtenus sont les suivants :

- 1- Production d'indole : positifs.
- 2- Réaction de Voges-Proskauer : positifs.
- 3- Gélose KIA : positifs
 - Fermentation du lactose + : virage au jaune de la pente.
 - Fermentation du glucose + : virage au jaune au fond de tube.
 - Production de gaz : apparition de bulles et craquement de la gélose.
 - Bactéries H₂S - :(Absence de noircissement du milieu).

III- Sensibilité des souches aux antibiotiques

La sensibilité de toutes les souches isolées vis-à-vis des antibiotiques testés est présentée dans le tableau suivant :

Tableau N°IV: Résultats de la sensibilité aux ATB des 22 souches isolées sur gélose MH.

Souches isolées sur Mac Conkey + CTX

Souches	CTX						CTX						Image de synergie
	NA	CIP	TOB	GEN	COT	TE	ATM	CTX	IMP	FOX	CAZ	AMC	
A1	R	R	S	S	S	R	I	R	S	S	R	R	-
A2	R	R	S	S	S	R	I	R	S	S	S	R	-
A3	R	R	S	S	S	R	S	R	S	S	S	R	-
A4	R	R	S	S	S	R	I	R	S	S	S	R	-
A6	R	R	S	S	S	R	R	R	S	S	R	R	-
B1	R	S	S	S	S	R	R	R	S	R	R	R	+
B*1	R	R	S	S	S	R	R	R	S	S	I	R	-
B*2	R	R	S	S	S	R	I	R	S	S	R	R	-
B*3	R	R	S	S	S	R	R	R	S	S	R	R	-
B*4	R	R	S	S	S	R	R	R	S	S	R	R	-
C1	R	R	R	S	S	R	R	R	S	S	R	R	-
C3	R	R	R	S	S	R	R	R	S	S	R	R	-
C6	R	R	R	S	S	R	R	R	S	S	R	R	-
C8	R	R	R	S	S	R	R	R	S	S	R	R	-
Souches isolées sur Macconkey + CST													
Souches	CST						CST						-
	NA	CIP	TOB	GEN	COT	TE	ATM	CTX	IMP	FOX	CAZ	AMC	
A2	S	S	S	S	S	R	S	S	S	S	S	S	-
A10	S	S	R	S	S	R	S	S	S	S	S	S	-
KA3	S	S	S	S	S	R	S	S	S	S	R	S	-
KA5	S	S	S	S	R	R	S	S	S	S	S	S	-
KA7	S	S	S	S	R	R	S	S	S	S	R	S	-
C1	S	S	S	S	S	R	S	S	S	S	R	S	-
C3	S	S	S	S	S	R	S	S	S	S	I	S	-
C6	S	S	S	S	S	R	S	S	S	S	I	S	-

Légende : AMC : Amoxicilline+Clavulanique, CTX :Céfotaxime, CAZ :Céftazidime,FOX : Céfoxitine, ATM : Aztréonam, NA : Acide Nalidixique, CIP : Ciprofloxacine,TOB : Tobramycine,GEN : Gentamicine, COT: Co-méthoprimé, TE : Tetracycline, IPM : Imipenème, S : sensible, R : Résistant, NT : non testé, ND : non déterminé.

Après ces résultats on remarque que les 22 souches isolées dont 14 souches isolées sur gélose Macconnkey + CTX et 08 souches sur gélose Macconnkey+CST.

Présente un taux de sensibilité élevé par rapport au taux de résistance.

Le pourcentage de sensibilité pour ces souches est 56.06%.

Le pourcentage de résistance est 34.46%.

IV- Détermination des phénotypes de résistance aux β -lactamines

IV-1 Recherche de la production de BLSE

IV-1-1 DD-test

Le DD-test effectué sur gélose Muller Hinton pour les souches qui sont déjà identifiées et a révélé la présence d'une seule image de synergie chez une seule souche (B1)(Figure 11).

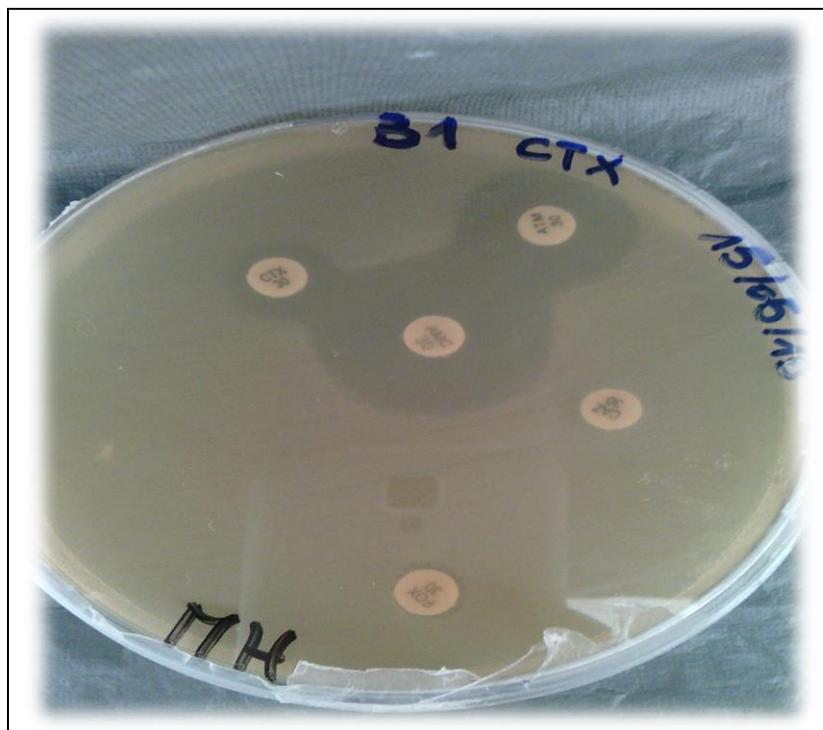


Figure 11: Résultats du DD-test pour la souche B1 (Originale, 2019).

V- Phénotypes de résistance

Les 22 souches isolées présentent des caractères de résistance différents. La combinaison entre ces caractères permet d'obtenir un total de 12 phénotypes de résistance différents qui se répartissent comme indiqué dans le tableau N°V.

Tableau N°V: Phénotypes de résistance des souches isolées

Phénotype	Nombre de souches	Lieu	Code des souches
CIP ATM CTX TOB CAZ AMC TE NA	04	MARGEGB	C1 C3 C6 C8
CIP ATM CTX CAZ AMC TE NA	03	BOURDJ et MARGEGB	A6 B*3 B*4
NA ATM CTX FOX AMC NA TE	01	BERBIH	B1
CIP ATM CTX AMC NA TE	01	BOURDJ	B*1
CIP CTX CAZ AMC NA TE	01	BOURDJ	B*2
CIP CTX AMC NA TE	03	MARGEGB	A2 A3 A4
CIP CAZ AMC NA TE	01	MARGEGB	A1
TE CAZ	02	MARGEGB	KA3 C1
TE TOB	01	MARGEGB	A10
COT TE	01	MARGEGB	KA5
TE	04	MARGEGB	A2 C3 C6
CAZ	01	MARGEGB	KA7

Code des souches :

Le codes A et C codés les souches isolées de la région de MERGEB.

Le code B codé les souches isolées de la région de BERBIH.

Le code B* codé les souches isolées de la région de BOURDJ.

V-1 La multi résistance :

Les souches qui présente une multirésistantes (BMR) aux ATB que nous l'avons étudié sont : C1 C3 C6 C8/ A6 B*3 B*4/ B1/ B*1/ B*2/ A2 A3 A4/ A1.

On trouve que la plupart des souches isolées représente un phénotype de multi résistance.

Discussion générale

La résistance aux antibiotiques représente un problème de santé global important et complexe. La consommation mondiale d'antibiotiques a augmenté de près de 40% au cours de la dernière décennie. En dehors des applications fondamentales en milieu clinique, de très grandes quantités d'antibiotiques sont utilisées dans l'agriculture et l'industrie alimentaire (**Purohit et al., 2017**). Les bactéries résistantes aux antibiotiques se trouvant dans un environnement donné peuvent être transmises à d'autres bactéries dans un autre environnement via la chaîne alimentaire et l'eau (**Mahmudur et al., 2015**). Plusieurs études ont montré que l'utilisation d'antibiotiques chez les animaux contribuait à la sélection de la résistance aux antibiotiques et pose des risques pour l'Homme en raison de la transmission des bactéries zoonotiques résistantes via la chaîne alimentaire et le transfert indirect de gènes de résistance des animaux à l'Homme (**Madec, 2013**).

Des oiseaux sauvages ont été postulés en tant que sentinelles, réservoirs et propagateurs potentiels de la résistance aux antibiotiques. Des bactéries résistantes aux antibiotiques ont été isolées chez une multitude d'espèces d'oiseaux sauvages. Il existe des preuves suggérant que les oiseaux sauvages peuvent transmettre des bactéries résistantes par la migration et que des bactéries résistantes peuvent être transmises d'oiseaux à l'homme et inversement. Capturer facilement les bactéries humaines et environnementales (**Mahmudur et al., 2015**). Comparant nos résultats aux résultats de nos camarades travaillant sur des souches *E. coli* isolées de dinde, on observe qu'elles ont le même profil de résistance. De ce fait, on suppose que la résistance de nos souches peut être due à une contamination via aux contacts avec des animaux d'élevage aux tours de leurs habitats.

Grâce à de nouvelles études sur la distribution spatiale et temporelle des bactéries résistantes chez les oiseaux sauvages, nous pouvons mieux évaluer leur rôle et contribuer ainsi à atténuer le problème croissant de la résistance aux antibiotiques dans le monde (**Madec, 2013**).

Les oiseaux sauvages jouent un rôle important en ce qui concerne la résistance aux antibiotiques. De nombreux facteurs contribuent à la prévalence de la résistance aux antibiotiques chez les oiseaux sauvages dans un lieu géographique donné. Plusieurs caractéristiques d'une zone sont probablement plus importantes que son emplacement réel dans le monde. L'état de conservation naturelle, les densités d'animaux et d'êtres humains, ainsi que l'éloignement d'une zone ont été postulés comme des facteurs importants.

De plus, les niveaux de résistance semblent corrélés au degré d'association aux activités humaines. Les habitats contaminés dans lesquels des bactéries résistantes aux antibiotiques ont été fréquemment isolées incluent des fermes d'élevage, des décharges et des installations de traitement des eaux usées à gestion intensive. **(Purohit et al. 2017).**

Dans les zones où la propagation du fumier est largement utilisée en agriculture, on peut trouver une résistance à de multiples antibiotiques dans des bactéries issues de la maladie. De cette manière, les antibiotiques et les bactéries résistantes aux antibiotiques résultant d'une industrie de l'élevage intense peuvent se propager aux oiseaux et à l'environnement. Etant donné que les oiseaux peuvent migrer sur de longues distances en peu de temps et que de nombreux cas de portage de bactéries résistantes aux antibiotiques ont déjà été rapportés, il est possible que les oiseaux sauvages puissent agir comme épandeurs de résistance aux antibiotiques. Pour les humains, la propagation de bactéries résistantes aux antibiotiques lors de voyages a été démontrée. Il existe également des exemples de liens entre la migration des oiseaux sauvages et la propagation d'agents pathogènes, tels que la dissémination du virus du Nil occidental aux États-Unis **(Purohit et al. 2017).**

Des résultats d'identification des souches sauvages (30 souches de *C. jejuni*, 20 souches de *C. coli* et 4 souches de *C. lari*) obtenus par PCR multiplex coïncidaient avec ceux des tests d'identification biochimiques classiques, ce qui suggère que la PCR multiplex peut différencier simultanément *C. jejuni*, *C. coli* et *C. lari* des souches sauvages de campylobacters facilement et rapidement.

Trois des treize souches de *C. jejuni* isolées à partir de matières fécales de moineau ont montré une résistance à la quinolone. De l'utilisation fréquente des quinolones pour le traitement des animaux industriels comme les poulets, les porcs et les vaches, les trois souches de *C. jejuni* résistant à la quinolone chez le moineau doit provenir de ces animaux industriels. Les moineaux atteints de *C. jejuni* résistant à la quinolone ont été considérés comme ayant avec des animaux industriels ou leur nourriture. On peut au contraire présumer que *C. jejuni* chez le moineau pourrait être une source potentielle de contamination des poulets de chair **(Takehisa et al., 2000).**

Conclusion

Durant notre travail, nous avons isolé 22 souches d'*E.coli* au niveau de la région de Djelfa, à partir de l'intestin des moineaux domestiques, et leur sensibilité a été testée par la méthode de l'antibiogramme par diffusion sur gélose MH ; ces souches présentent des profils de résistances différents. La détection de ces souches résistantes aux antibiotiques peuvent être une source de préoccupation, cela pourraient avoir un impact sur la santé publique.

L'utilisation des antibiotiques dans le domaine humain ou animal ou d'agriculture pourrait exercer une pression de sélection sur les micro-organismes comme les bactéries qui contribue à l'apparition de la résistance des souches, commensales ou pathogènes, aux antibiotiques. Cette conséquence est observée chez les souches isolées. Ces dernières peuvent être à l'origine de l'émergence des souches résistantes aux antibiotiques d'origine animale vers l'homme, l'environnement et d'autres animaux.

Bien que cette étude ait été réalisée sur un oiseau passer domestique, il est raisonnable de croire que les oiseaux sauvages peuvent également être porteurs de bactéries résistantes aux antibiotiques assez longtemps pendant la migration, avec le potentiel de propagation intercontinentale de la résistance. La propagation de bactéries résistantes aux antibiotiques dans des régions isolées, atteintes principalement par les oiseaux migrateurs, pourrait également influencer sur les communautés bactériennes de ces écosystèmes fragiles, les substances antimicrobiennes faisant partie intégrante du dialogue sur les bactéries.

Perspectives

Ces résultats restent préliminaires et nécessitent trois approches possibles pour continuer ce projet : la première porte sur :

Un échantillonnage plus large et sur une période importante dans différentes saisons.

La deuxième consiste à faire Une enquête préliminaire suffisante incluant les antibiotiques utilisés dans les élevages d'animaux.

Et la troisième porte sur les techniques de biologie moléculaire pour la caractérisation des gènes de résistance et le typage des souches.

Références bibliographiques

- Andremont, A. (2000).** [Consequences of antibiotic therapy to the intestinal ecosystem]. *Ann. Fr. Anesth. Reanim.* **19**, 395–402.
- Baraduc, R., Darfeuille-Michaud, A., Forestier, C., Jallat, C., Joly, B., and Livrelly, D. (2000).** *Escherichia coli* et autres *Escherichia*, *Shigella*. Précis de bactériologie clinique. Editions ESKA : 1115-1126.
- Bogaard, V.D., E, A., London, N., Driessen, C., and Stobberingh, E.E. (2001).** Antibiotic resistance of faecal *Escherichia coli* in poultry, poultry farmers and poultry slaughterers. *J. Antimicrob. Chemother.* **47**, 763–771.
- Bouyahya, A., Bakri, Y., and Et-Touy, A. (2017).** Résistance aux antibiotiques et mécanismes d'action des huiles essentielles contre les bactéries | SpringerLink
- Bush, K., and Jacoby, G.A. (2010).** Updated functional classification of β -lactamases., Updated Functional Classification of β -Lactamases. *Antimicrob. Agents Chemother.* **54**, 54, 969, 969–976.
- Carle, S. (2009).** La résistance aux antibiotiques : un enjeu de santé publique important ! *Pharmactuel* **42**.
- Cavallo, J.-D., Fabre, R., Jehl, F., Rapp, C., and Garrabé, E. (2004).** Bêta-lactamines. *EMC - Mal. Infect.* **1**, 129–202.
- Farmer, J.J., Boatwright, K.D., and Janda, J.M. (2007).** Enterobacteriaceae : Introduction and identification. *Manual of Clinical Microbiology*. Washington, DC, USA : ASM press. 9th ed : 649-669.
- Jarlier, V., Nicolas, M.H., Fournier, G., and Philippon, A. (1988).** Extended broad spectrum β -lactamases conferring transferable resistance to newer β -lactam agents in Enterobacteriaceae : hospital prevalence and susceptibility patterns. *Rev. Infect. Dis.* **10**, 867– 878
- Jauregui, F. (2009).** Host and bacterial determinants of *Escherichia coli* extra intestinal infections. *Med Sci, Paris.* **25**(3) : 221-223.
- Lundborg, C. (2017).** Antibiotic Resistance in an Indian Rural Community : A “One-Health” Observational Study on Commensal Coliform from Humans, Animals, and Water. *Int. J. Environ. Res. Public Health* **14**
- Ma, D.S.L., Tan, L.T.-H., Chan, K.-G., Yap, W.H., Pusparajah, P., Chuah, L.-H., Ming, L.C., Khan, T.M., Lee, L.-H., and Goh, B.-H. (2018).** Resveratrol— Potential Antibacterial Agent against Foodborne Pathogens. *Front. Pharmacol.* **9**

- Madec, J.-Y. (2013).** Résistance aux antibiotiques chez l'animal : quel risque pour l'Homme ? *J. Anti-Infect.* **15**, 178–186.
- Mahmudur, R., Rakib, M.M., and Hasan, B. (2015).** Antimicrobial-resistant and ESBL-producing *Escherichia coli* in different ecological niches in Bangladesh. *Infect. Ecol. Epidemiol.* **5**, 26712.
- Poirel, L., Berçot, B., Millemann, Y., Bonnin, R.A., Pannaux, G., and Nordmann, P. (2012).** Carbapenemase-producing *Acinetobacter* spp. in Cattle, France. *Emerg. Infect. Dis.* **18**, 523–525.
- Purohit, M.R., Chandran, S., Shah, H., Diwan, V., Tamhankar, A.J., and Stålsby Soussy, C.-J. (2007).** Résistance bactérienne aux antibiotiques. In *Les infections urinaires*, (Springer, Paris), pp. 21–46
- Philippe M., Frédéric M., Michel S., (2017).** Participera à l'enquête moineaux *corif/lpo* p 1-17.
- Sandrine M., Philippe M., Frédéric M., Michel S., (2017).** Participera à l'enquête moineaux *corif/lpo* p 1-17.
- Woolhouse, M., Ward, M., Bunnik, B. van, and Farrar, J. (2015).** Antimicrobial resistance in humans, livestock and the wider environment. *Phil Trans R Soc B* **370**, 20140083.

Annexe N° I

Composition des différents milieux de cultures utilisés

Bouillon CLARK et LUBS

Peptone tryptique de viande	5g
Phosphate bipotassique	5g
Glycose	5g
Eau distillée q.s.p	1000ml
pH=7	

Muller-Hinton

Infusion de viande de bœuf déshydraté	3g
Hydrolysate de caséine	17,5g
Amidon	1,5g
Agar	10g
Eau distillée q.s.p	1000ml
PH final=7,4	

Hektoen

Protéose peptone	12g
Extrait de levure	3g
Chlorure de sodium	5g
Thiosulfate de sodium	9g
Sels biliaires	1,5g
Citrate de fer ammoniacal	2g
Salicine	12g
Lactose	12g
Saccharose	12g
Fuchine acide	0,1g
Bleu de bromothymol	0,065g
Agar	13g
Eau distillée q.s.p	1000ml
pH=7,5	

Bouillon Eau Peptonée Exempte d'indole

Peptone	10g
Tryptone	10g
Chlorure de sodium	5g
Eau distillée q.s.p	1000ml
pH =7,2	

Bouillon nutritif

Extrait de viande	1g
Extrait de levure	2g
Na Cl	5g
Peptone	5g
Eau distillée q.s.p	1000ml
PH=7.6	

Macconkey

Macconkeypharm	50g
Eau distillée q.s.p	1000ml
PH=7.6	

Eau physiologique

Na Cl	9g
Eau distillée q.s.p	1000ml
PH=7.5	

Annexe N° II**Composition des réactifs****Réactif de VPI**

Naphtol	6 g
Alcool à 90(qsp)	100 ml

Réactif VPII

NaOH 4N

Réactif de Kovacs

Alcool amylique	5 g
Paradiméthylamino-benzaldéhyde	75 ml
HCL pur	25 ml

Rouge de méthyle

Rouge de methyle	0.5g
Alcool ethylique à 60%	100ml

Urée indole

Phosphate	3g
Phosphate monopotassique	1g
Chlorure de sodium	5g
Urée	20g
Alcool a 95	10ml
Rouge de phénol	0.025g
PH 7	

Annexe N° III

Résultats de l'antibiogramme des souches isolées de MARGEB, BOURDJ, BERBIH.

	CTX						CTX					
Souches	NA	CIP	TOB	GEN	COT	TE	ATM	CTX	IMP	FOX	CAZ	AMC
A1	0	14	26	30	25	0	25	ND	30	20	20	08
A2	0	16	27	31	29	0	25	19	32	19	22	11
A3	0	13	23	25	25	0	26	17	32	19	23	11
A4	0	11	23	29	27	0	14	17	29	20	22	12
A6	0	15	24	27	25	0	22	14	25	21	18	11
B1	13	28	23	25	26	16	17	11	27	07	ND	18
B*1	0	16	24	29	25	0	22	18	30	21	21	18
B*2	0	20	23	30	27	0	25	18	28	20	19	17
B*3	0	15	26	27	27	0	17	15	29	22	18	17
B*4	0	15	26	25	29	0	19	17	29	19	20	18
C1	0	11	16	19	28	0	17	10	31	19	17	08
C3	0	10	16	20	27	0	18	11	30	19	17	08
C6	0	10	17	21	28	0	19	11	32	20	17	09
C8	0	11	16	21	28	0	18	10	32	20	18	08
	CST						CST					
Souches	NA	CIP	TOB	GEN	COT	TE	ATM	CTX	IMP	FOX	CAZ	AMC
A2	23	33	24	26	26	16	31	32	28	30	22	30
A10	22	31	0	25	32	14	33	33	26	29	23	34
KA3	23	33	21	28	32	14	34	25	29	31	09	31
KA5	25	32	23	26	0	0	34	32	26	28	23	28
KA7	23	30	21	26	0	0	32	30	29	28	19	29
C1	22	31	23	27	30	15	34	31	24	28	20	29
C3	20	31	24	25	30	16	33	30	25	31	21	29
C6	23	33	22	27	31	16	33	31	29	28	21	28

Annexe N°IV Antibiotiques testés pour les souches analysées. (Concentrations, diamètres critiques et règles de lecture interprétative en médecine vétérinaire pour Enterobacteriaceae) (CFA-SFM 2018)

Antibiotique	Abréviation	Charge (µg)	Famille	Diamètres critiques (mm)	
				S ≥	R <
Acide Nalidixique	NA	30	Quinolone	20	15
Ciprofloxacine	CIP	05	Fluocyne	25	22
Tobramycine	TOB		Aminoside	20	21
Gentamicine	GEN	15	Aminoside	18	16
Co-méthoprime	COT		Sulfamide	25	22
Tetracycline	TE	30	Tetracycline	19	17
Aztréonam	ATM	30	β-lactamines	26	21
Céfotaxime	CTX	30	Céphalosporine	26	23
Imipenème	IMP	10	β-lactamines	22	6
Céfoxitine	FOX	30	β-lactamines	19	19
Céftazidime	CAZ	30	Céphalosporine	26	21
Amoxicilline clavulanate	AMC	20+10	β-lactamines	19	19

الملخص

في عملنا، تم جمع 30 عينة على مستوى منطقة الجلفة بغرض عزل وتحديد البكتيريا المقاومة ومتعددة المقاومة من أمعاء العصفور الدوري أو الدوري المنزلي. بعد عزل السلالات الموجودة على جيلوز ماكونكي + سيفوتكسيموماكونكي + كوليسيتين. تم عزل 22 سلالة من العصيات القولونية وقد تم اختبار حساسيتهم بواسطة طريقة المضادات الحيوية على جيلوز ميلار هينتون. هذه السلالات لها ملامح مختلفة المقاومة. تم تحديد النمط الظاهري لمقاومة مضادات بيتا-لاكتام باستخدام اختبار النمط الظاهري بما في ذلك اختبار تآزر القرص المزدوج.

العصفور الدوري يمكن أن يكون بمثابة خزان للبكتيريا متعددة المقاومة

الكلمات المفتاحية العصيات القولونية. لمحات المقاومة. أمعاء العصفور الدوري. المضادات الحيوية. اختبار تآزر القرص المزدوج. الجلفة.

Résumé

Dans notre travail un total de 30 échantillons a été collecté au niveau de la région de Djelfa dans l'objectif d'isolement et d'identification des bactéries résistantes et multi résistantes aux plusieurs antibiotiques, à partir de l'intestin des moineaux domestiques. Après isolement des souches sur gélose Macconkey + CTX et Macconkey + CST, les 22 souches d'*E.coli* sont isolées, et leur sensibilité a été testée par la méthode de l'antibiogramme par diffusion sur gélose MH ; ces souches présentent des profils de résistances différents.

Un phénotype de résistance aux β -lactamines a été déterminé par l'utilisation de test phénotypique y compris DD-test.

Les moineaux domestiques peuvent servir comme réservoir de bactéries multi résistantes.

Mots clés : *E. coli*, profils de résistance, l'intestin des moineaux domestiques, antibiotiques, DD-test, Djelfa.

Abstract

In our work a total of 30 samples were collected in the Djelfa region for the purpose of isolating and identifying multi-resistant and multi-resistant bacteria from the intestines of house sparrows. After isolation of the strains on Macconkey + CTX and Macconkey + CST, the 22 *E. coli* strains are isolated, and their sensitivity was tested by the MH agar diffusion susceptibility test method ; these strains have different resistance profiles.

A phenotype of β -lactam resistance was determined by the use of phenotypic test including DD-test.

House sparrows can serve as a reservoir of multi-resistant bacteria.

Keywords : *E. coli*, resistance profiles, domestic sparrow intestines, antibiotics, DD-test, Djelfa.

