

République Algérienne Démocratique et Populaire

Ministre de l'Enseignement Supérieur et de la recherche scientifique

Université A. Mira –Bejaia

FACULTÉ DES SCIENCES DE LA NATURE ET DE LA VIE

DÉPARTEMENT DE MICROBIOLOGIE

SPÉCIALITÉ : MICROBIOLOGIE APPLIQUÉE AU

DIAGNOSTIC



RÉF :

MÉMOIRE DE FIN DE CYCLE

EN VUE DE L'OBTENTION DU DIPLÔME DE :

MASTER

Thème

***Résistance aux antibiotiques des bactéries
isolées des infections communautaires***

Préparé par :

Soutenu le : 02/07/2025

Mlle Touré Mariam

Devant le jury composé de :

❖ Mr Bensaid K.

Président

❖ Mme Tafoukt R.

Promotrice

❖ Mme Zaidi Fathma Zohra

Examinatrice

Année universitaire 2024-2025

Dédicaces

J'ai le plaisir de dédier ce mémoire,

À ma **maman, Daoulata Touré**, partie trop tôt, mais toujours présente dans mon cœur. Ce travail t'est dédié, toi qui as fait de moi celle que je suis aujourd'hui. C'est en pensant à toi que je n'ai jamais baissé les bras, malgré les difficultés et les épreuves. Ton souvenir est ma force.

À **mon papa, Yoro Touré**, qui, depuis mon enfance, a toujours tout fait pour que je réussisse. Merci d'avoir fait de moi la personne que je suis devenue, merci pour tes sacrifices, ton amour inconditionnel et ton soutien sans faille.

À mes **grand- mères, Koutoukôrôba et Kiya** , qu'Allah vous accorde encore une longue vie à mes côtés .

À mes **frères et sœurs, Ami , Baba et Hattou** vous êtes ma fierté, ma force, ma raison d'avancer chaque jour.

À mes **sœurs de cœur Tima, Atta, et Hawa** , merci pour votre présence, votre soutien, et votre encouragement tout au long de ce parcours. Je vous en suis profondément reconnaissante

Je vous dédie ce mémoire, car derrière chaque réussite, il y a des mains tendues, des cœurs aimants et des âmes bienveillantes

Remerciements

Avant toute chose, je rends grâce à **Allah, le Tout-Puissant**, de m'avoir donné la force, la patience et la persévérance nécessaires à l'accomplissement de ce travail. Sans sa volonté, rien n'aurait été possible.

Je tiens à exprimer ma profonde gratitude à **Mme Tafoukt Rima**, qui m'a suivie tout au long de ce travail. Merci pour votre disponibilité, votre patience, vos conseils et votre accompagnement. Votre implication et votre soutien ont largement contribué à l'aboutissement de ce mémoire, et je vous en suis extrêmement reconnaissante.

Un grand merci aux membres du jury Mr Bensaid K et Mme Zaidi Fathma Zohra d'avoir accepté d'évaluer ce travail.

Je remercie également l'ensemble de **mes enseignants en Master**, qui m'ont transmis avec passion et dévouement un savoir précieux.

Je souhaite également remercier les **laboratoires (Lalaoui, Moualek, Djama et Aklouf)** qui m'ont ouvert leurs portes et permis de réaliser la collecte des souches nécessaires à ce travail.

Je n'oublie pas **Madame Salhi Karima**, qui à travers ses conseils, sa bienveillance et sa gentillesse, m'a apporté un soutien et un véritable réconfort tout au long de cette aventure.

Enfin, je remercie du fond du cœur toutes les personnes qui m'ont soutenue et aidée durant cette aventure, que ce soit par leurs conseils, leur soutien moral, ou leur encouragement. À ma famille, à mes amis, et à tous ceux qui ont cru en moi, je vous adresse toute ma gratitude.

À vous toutes et tous, merci.

SOMMAIRE

Liste des abréviations

Liste des figures

Liste des tableaux

Introduction..... 1

Matériels et méthodes

I-Collecte des souches bactériennes.....6

II . Sensibilité des souches aux antibiotiques.....7

III. Détermination des phénotypes de résistance aux β -lactamines.....8

III.1. Recherche de la production d'une β -lactamase à spectre étendu (BLSE).....8

III.2. Recherche de la production d'une carbapénémase.....8

Résultats

I .Collecte de souches.....10

I.1.Répartition des souches par laboratoire11

I .2.Répartition des souches par espèces11

I .3. Répartition des souches par prélèvement12

II. Caractéristiques de la population13

II.1. Répartition des espèces selon le sexe13

II.2. Répartition des espèces selon l'âge14

III. Résistance aux antibiotiques14

III.1. Recherche de la production de BLSE par DD-Test15

III.2. Recherche de la production d'une carbapénémase par le Test CIM.....18

Discussion.....	19
Conclusion.....	23
Références bibliographiques	

Liste des abréviations

AMC :	Amoxicilline+ l'acide clavulanique
AMP :	Ampicilline
AMC :	Amoxicilline
API :	Analytical profile index
ATB :	Antibiotiques
ATM :	Aztréonam
AUG :	Augmentin
BLSE :	Beta-lactamases à spectre étendu
BGN :	Bacille à gram négatif
C3G :	céphalosporine de 3eme génération
CAZ :	Ceftazidime (C3G)
FOX :	Céfoxitine (C2G)
CIM :	Carbapenem Inactivation Methode
CIP :	Ciprofloxacine
CMI :	Concentration minimale inhibitrice
CTX :	Céfotaxime
ERT :	Ertapénème
GEN :	Gentamicine
IMP :	Imipenème
IU :	Infection urinaire
MER :	Méropénème
MH :	Muller –Hinton
RBA :	Résistance bactérienne aux antibiotiques

Liste des figures

Figure 1 : Disposition des disques d'antibiotique utilisés lors du DD- test.....	8
Figure 2 : Test CIM.....	10
Figure 3 : Répartition des souches par espèce (n=207).....	12
Figure 4 : Répartition des souches par espèces (n=73).....	12
Figure 5 : Répartition des souches par catégorie d'âge (n=207).....	15
Figure 6 : Répartition des souches par catégorie d'âge (n=73).....	16
Figure 7 : Résultats du DD-Test pour la souche <i>E.coli</i> 8206	17
Figure 8 : Résultat d'un test CIM positif et négatif.....	20

Liste des tableaux

Tableau I : Méthode d'identification des souches par laboratoire	6
Tableau II : Répartition des souches bactériennes par laboratoire.....	11
Tableau III : Répartition des souches par prélèvement (n=207).....	12
Tableau IV : Répartition des souches par prélèvement (n=73).....	13
Tableau V : Répartition des espèces selon le sexe (n=207)	14
Tableau VI : Répartition des espèces selon le sexe(n=73)	14
Tableau VII : Répartition des souches résistantes aux céphalosporines de troisième génération (C3G) et carbapénèmes par espèce	16
Tableau VIII : Résultat du DD- test	17

INTRODUCTION

L'introduction des antibiotiques au XXe siècle a marqué un tournant décisif dans l'histoire de la médecine, permettant de traiter efficacement des infections autrefois mortelles et de réaliser des actes médicaux complexes en toute sécurité. La découverte de la pénicilline par Alexander Fleming en 1928, puis sa mise en production à grande échelle dans les années 1940, a ouvert la voie à une ère nouvelle dans la lutte contre les maladies infectieuses (Aminov, 2010). Grâce à leur usage, la mortalité due aux infections bactériennes a considérablement diminué et l'espérance de vie a augmenté. Toutefois, l'usage massif, et parfois inapproprié, de ces agents antimicrobiens a favorisé l'émergence de résistances, compromettant aujourd'hui leur efficacité. L'Organisation Mondiale de la Santé (OMS) considère désormais la résistance aux antibiotiques comme l'une des principales menaces pesant sur la santé publique mondiale (WHO, 2023).

La résistance bactérienne aux antibiotiques (RBA) correspond à la capacité d'une bactérie à tolérer l'action d'un ou de plusieurs antibiotiques, même lorsqu'ils sont administrés à des doses habituellement efficaces pour éradiquer des souches sensibles. Cette aptitude peut résulter d'une résistance intrinsèque, liée aux caractéristiques structurelles ou physiologiques de certaines espèces, ou d'une résistance acquise, généralement induite par des mutations génétiques ou par l'acquisition de gènes exogènes via des mécanismes de transfert horizontal (Blair et al., 2015). Parmi ces mécanismes, le transfert de gènes par l'intermédiaire de plasmides, de transposons ou d'intégrons joue un rôle clé dans la diffusion rapide de la résistance entre souches bactériennes, y compris entre espèces différentes (Carattoli, 2013).

La progression de la RBA résulte d'un ensemble de facteurs interdépendants. Parmi les plus préoccupants figurent la prescription excessive d'antibiotiques en médecine humaine, l'utilisation systématique de ces molécules dans les filières agroalimentaires, ainsi que l'automédication et le non-respect des traitements prescrits. À cela s'ajoute la dissémination environnementale de résidus d'antibiotiques, issus notamment des effluents hospitaliers ou des déchets agricoles, qui exerce une pression de sélection sur les bactéries présentes dans les milieux naturels (Prestinaci et al., 2015). À l'échelle mondiale, la consommation d'antibiotiques a connu une hausse significative au cours des deux dernières décennies, en particulier dans les pays à revenu faible ou intermédiaire, où elle a augmenté de 46 % entre 2000 et 2018 (Klein et al., 2021). Cette évolution contribue à l'aggravation du phénomène de résistance, notamment dans les contextes où les réglementations sont encore insuffisamment appliquées.

Face à l'ampleur croissante du phénomène, l'Organisation Mondiale de la Santé (OMS) a classé la résistance aux antimicrobiens parmi les dix principales menaces sanitaires globales, appelant à une mobilisation urgente des systèmes de santé pour limiter son impact (WHO, 2023). Les projections les plus alarmantes estiment que, sans mesures efficaces, les infections causées par des bactéries résistantes pourraient entraîner jusqu'à 10 millions de décès par an d'ici 2050, affectant sévèrement les économies et les systèmes de santé dans le monde entier (O'Neill, 2016). En 2019, on comptait déjà plus de 1,27 million de décès directement causés par des infections résistantes aux antibiotiques, un chiffre supérieur à celui des décès liés au VIH ou au paludisme dans plusieurs régions, notamment en Afrique subsaharienne (Murray et al., 2022).

Sur le plan économique, les conséquences sont également considérables. Selon l'Organisation de Coopération et de Développement Économique (OCDE), l'impact financier cumulé pourrait atteindre 100 000 milliards de dollars d'ici 2050, en raison de la prolongation des hospitalisations, des traitements plus coûteux, et des pertes de productivité (OECD, 2022).

Les bactéries ont développé au fil du temps divers mécanismes leur permettant d'échapper à l'action des antibiotiques. Ces mécanismes de résistance peuvent être multiples et agir simultanément, rendant certaines souches particulièrement difficiles à éradiquer. On distingue notamment :

- La production d'enzymes capables d'inactiver les antibiotiques, comme les β -lactamases, qui hydrolysent l'anneau β -lactame des pénicillines, céphalosporines ou carbapénèmes (Bush & Bradford, 2016) ;
- La modification des cibles des antibiotiques, par exemple les protéines de liaison aux pénicillines (PBP), altérées par mutation ;
- La diminution de la perméabilité membranaire, notamment via la perte de porines ;
- L'activation de pompes à efflux, qui expulsent activement les antibiotiques hors de la cellule bactérienne (Blair et al., 2015).

Parmi les bactéries les plus impliquées dans la dissémination de ces mécanismes, les entérobactéries occupent une place centrale. Il s'agit d'un groupe de bacilles à Gram négatif, appartenant à la famille des *Enterobacteriaceae*, retrouvés majoritairement dans la flore intestinale humaine et animale. Certaines espèces comme *Escherichia coli*, *Klebsiella pneumoniae*, *Enterobacter cloacae* ou *Proteus mirabilis* sont largement impliquées dans

diverses infections communautaires, notamment urinaires, digestives ou respiratoires (Pitout et al., 2020).

Ces entérobactéries présentent une capacité à acquérir et à transmettre des gènes de résistance. Leur adaptabilité génétique, combinée à leur présence ubiquitaire, en fait des réservoirs majeurs de résistance dans la communauté comme à l'hôpital. De nombreuses souches de *E. coli* et *K. pneumoniae*, par exemple, sont aujourd'hui productrices de β -lactamases à spectre étendu (BLSE), conférant une résistance aux céphalosporines de troisième génération (C3G) et souvent à d'autres familles d'antibiotiques (Bevan et al., 2021).

Les infections communautaires désignent des infections contractées en dehors du milieu hospitalier, ou qui apparaissent dans les premières 48 heures suivant l'hospitalisation, sans qu'il y ait eu de contact récent avec un établissement de soins (Drekonja et al., 2011). Ces infections touchent des organes variés : les voies urinaires, respiratoires, digestives, la peau, ou encore l'oreille et la gorge. Parmi les infections communautaires les plus fréquentes, on retrouve :

- Les infections urinaires (souvent causées par *E. coli*),
- Les infections des voies respiratoires supérieures (comme l'angine ou la sinusite),
- Les otites moyennes aiguës,
- Les infections cutanées (abcès, furoncles),
- ainsi que certaines gastro-entérites bactériennes (par *Salmonella*, *Shigella* ou *Campylobacter*).

Pendant longtemps, la majorité des souches impliquées dans ces infections restaient sensibles aux antibiotiques de première intention. Toutefois, depuis les années 2000, on assiste à une hausse inquiétante de la résistance même en milieu communautaire, avec l'apparition de souches multirésistantes auparavant réservées à l'hôpital, comme les entérobactéries productrices de BLSE ou de carbapénémases (Núñez-Samudio et Rojas, 2021).

Cette situation est d'autant plus préoccupante que la majorité des prescriptions d'antibiotiques se font en ville, dans des contextes ambulatoires, où les diagnostics sont parfois posés sans confirmation microbiologique (WHO, 2023). Ainsi, des traitements inadaptés peuvent favoriser la sélection et la dissémination de souches résistantes, qui

deviennent ensuite difficiles à éradiquer dans la population générale (Laxminarayan et al., 2013).

Escherichia coli, par exemple, est la principale cause d'infections urinaires communautaires dans le monde, notamment chez la femme (Foxman, 2014). Si les infections à *E. coli* étaient autrefois traitées efficacement par des antibiotiques courants comme les fluoroquinolones ou les céphalosporines, une proportion croissante des souches isolées montre aujourd'hui une résistance préoccupante à ces traitements (Ruppé et al., 2015). Cette résistance est souvent due à la production de β -lactamases à spectre étendu (BLSE), en particulier celles de la famille CTX-M, qui ont progressivement supplanté les anciennes enzymes TEM et SHV. L'enzyme CTX-M-15, notamment, est aujourd'hui la plus répandue à l'échelle mondiale, notamment dans les souches de *E. coli* circulant dans la communauté (Bevan et al., 2021). Sa prévalence est particulièrement élevée en Afrique du Nord, où elle constitue l'un des principaux mécanismes de résistance aux céphalosporines de troisième génération (Cantón et al., 2012).

Face à ces résistances, les carbapénèmes ont longtemps constitué l'ultime recours. Malheureusement, leur usage croissant a conduit à l'émergence de souches bactériennes produisant des carbapénémases. Parmi les plus répandues figurent KPC, NDM, OXA-48 et VIM (Logan et Weinstein, 2017). Leur présence en milieu communautaire est particulièrement préoccupante car elle témoigne de la diffusion de gènes de résistance hors des hôpitaux. Ces gènes sont souvent véhiculés par des plasmides hautement mobiles, facilitant leur transmission horizontale entre différentes espèces bactériennes, y compris dans l'environnement (Poirel et al., 2012).

Plusieurs recherches récentes ont mis en évidence une augmentation significative des bactéries multirésistantes en milieu communautaire, notamment parmi les entérobactéries comme *Escherichia coli*, *Klebsiella pneumoniae* ou *Proteus mirabilis*. Ces souches, souvent productrices de BLSE ou de carbapénémases, ont été isolées à partir d'échantillons d'urine de patients ambulatoires, y compris chez des personnes sans antécédents d'hospitalisation ou d'antibiothérapie (Benouda et al., 2020).

Les résultats de plusieurs laboratoires de biologie médicale de proximité montrent que la résistance aux antibiotiques utilisés en première intention devient de plus en plus fréquente. Dans certaines localités, plus de 50 % des isolats d'*E. coli* obtenus en consultation externe

présentent une résistance simultanée aux fluoroquinolones et aux céphalosporines de troisième génération (Lahlou et al., 2023).

Plusieurs facteurs expliquent cette dynamique: l'achat libre d'antibiotiques sans ordonnance dans de nombreuses officines reste courant (Cherif et al., 2022), la prescription excessive par certains praticiens en l'absence de preuve microbiologique est également fréquente (Kermas et al., 2023), et l'absence d'un système national structuré de surveillance en soins ambulatoires empêche une détection précoce des tendances émergentes de résistance (Lahoual et al., 2022).

La mise en œuvre urgente d'un réseau de surveillance épidémiologique adapté à la communauté, accompagné de campagnes de sensibilisation et de régulation de la vente des antibiotiques, apparaît indispensable.

C'est dans ce contexte préoccupant que s'inscrit notre étude, qui vise à évaluer la prévalence et les profils de résistance des souches bactériennes isolées en milieu communautaire dans la région de Béjaïa. L'étude porte principalement sur la résistance aux céphalosporines de troisième génération (C3G) et aux carbapénèmes, en tenant compte des phénotypes de production de BLSE et de carbapénémases. Pour ce faire, la méthodologie suivante a été adoptée :

- Collecte de bacilles à Gram négatif résistants aux céphalosporines de 3^e génération et aux carbapénèmes de quatre laboratoires d'analyses médicales.
- Détermination des phénotypes de résistance aux β -lactamines.

MATÉRIEL ET MÉTHODES

I-Collecte des souches bactériennes

Durant la période allant du 05 Janvier 2025 au 05 Juin 2025, des souches bactériennes résistantes aux C3G et/ou aux carbapénèmes isolées de prélèvements pathologiques ont été collectées de quatre laboratoires d'analyses médicales privés de Bejaia, il s'agit du :

- Laboratoire d'analyse médicale du Dr Lalaoui ;
- Laboratoire d'analyse médicale du Dr Moualek ;
- Laboratoire d'analyse médicale du Dr Djama ;
- Laboratoire d'analyse médicale du Dr Aklouf ;

Les données suivantes ont été recueillies pour chaque souche (Annexe I) :

- Age et sexe du patient.
- Type de prélèvement.
- Identification de la souche.
- Résultat de l'antibiogramme.

Des tests complémentaires ont été réalisés au laboratoire de Microbiologie 2 de l'université Abderrahmane Mira de Bejaia.

➤ **Identification des souches collectées**

L'identification des souches bactériennes a été réalisée au sein de chaque laboratoire d'analyses médicales, selon les méthodes d'identification propres et spécifiques à chaque structure (Tableau I).

Tableau I : Méthode d'identification des souches par laboratoire

Laboratoires	Milieu	Méthode
Dr Lalaoui	Gélose d'orientation Chromagar	Automate Vitek 2 compact
Dr Moualek	Gélose d'orientation Chromagar	Galerie biochimique API 20E
Dr Djama	Gélose d'orientation Chromagar	Galerie biochimique API 20E
Dr Aklouf	Gélose d'orientation Chromagar	Galerie biochimique API 20E

- **Laboratoire de Dr Lalaoui**

L'identification des souches est basée sur l'aspect des colonies sur la gélose d'orientation chromagar et la confirmation d'espèce est réalisée par l'automate Vitek 2 Compact.

- **Laboratoires Dr Moualek , Dr Djama et Dr Aklouf**

Une première identification est réalisée sur milieu chromagar, qui est confirmée par la suite avec l'utilisation d'une galerie biochimique API 20E.

II. Sensibilité des souches aux antibiotiques

La sensibilité aux antibiotiques a été évaluée selon la méthode standard par diffusion sur gélose Mueller-Hinton, conformément aux recommandations de l'European Committee on Antimicrobial Susceptibility Testing (EUCAST_2023).

- ✓ Technique

Après une culture de 18 à 24 heures sur milieu d'isolement, 3 à 4 colonies sont prélevées et mise en suspension dans 5ml d'eau physiologique stérile. Cette suspension est ensuite diluée au 1/10 (soit environ 10^7 UFC/ml). Un écouvillon stérile est immergé dans la suspension puis essoré en pressant fermement contre la paroi interne du tube pour éliminer l'excédent de liquide. Il est ensuite appliqué sur l'ensemble de la surface de la gélose sèche, en effectuant des stries serrées du haut vers le bas. Cette opération est répétée trois fois, en faisant pivoter la boîte de pétri de 60° à chaque fois et en veillant à tourner également l'écouvillon sur lui-même afin de garantir une distribution homogène. Les disques imprégnés d'antibiotiques sont disposés de façon stérile sur la périphérie de la gélose, puis les boîtes sont incubées à 37°C pendant 24h.

La liste des antibiotiques testés dans chaque laboratoire (laboratoire de microbiologie 02 inclus) est donnée dans l'annexe II.

- ✓ Lecture

La classification des souches bactériennes en sensibles (S), intermédiaires (I) ou résistantes (R), repose sur la comparaison des diamètres d'inhibition aux valeurs de référence de l'EUCAST 2023 à l'exception de la céftazidime (10 μg) et la céfotaxime (30 μg) dont les charges sont différentes de celles indiquées dans le CASFM-EUCAST, 2023. L'interprétation des résultats a été réalisée selon les recommandations du CASFM- 2013.

III. Détermination des phénotypes de résistance aux β -lactamines

III.1. Recherche de la production d'une β -lactamase à spectre étendu (BLSE)

La production d'une BLSE est recherchée par DD test. Ce test permet de détecter la production de ce type d'enzyme par la présence d'une image de synergie entre un disque de céphalosporine de 3eme génération (le Céfotaxime (CTX 30 μ g) et Ceftazidime (CAZ 10 μ g)) et un disque d'amoxicilline+ l'acide clavulanique (AMC20/10 μ g ou L'Augmentin AUG 30 μ g) (Figure N°1). (Jarlier et al 1988). Le DD test a été réalisé chez les souches ayant montré une résistance aux C3G testés.

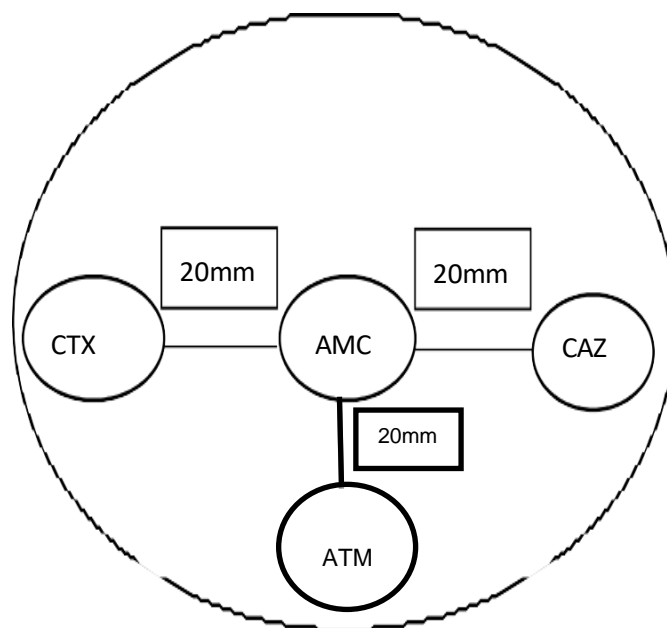


Figure N°1 : Disposition des disques d'antibiotique utilisés lors du DD-test.

La recherche des BLSE se fait dans les conditions de réalisation d'un antibiogramme standard par diffusion sur gélose Muller-Hinton.

III.2. Recherche de la production d'une carbapénèmase

La production d'une carbapénèmase est recherchée par le Test CIM modifié (Carbapénème Inactivation Method). Ce test permet de détecter la production d'une carbapénèmase même à faible activité (exemple OXA-48).

Cette méthode consiste à suspendre une anse de culture bactérienne (*E. coli* ATCC 25922) sensible à tous les antibiotiques utilisés comme témoins négatif, une souche productrice d'une carbapénémase utilisée comme témoin positif, et des souches à tester dans des eppendorfs stériles contenant 500ul d'eau physiologique stérile. Par la suite, un disque d'imipénème de 10ug a été introduit dans la suspension. Les Eppendorf sont ont été incubés à 37°C pendant 2h. Après incubation, les disques ont été retirés à l'aide d'une anse de platine et déposés sur une boîte de gélose MH (Muller Hinton) préalablementensemencée par une souche d'*E. Coli* (ATCC 25922) (ensemencement par écouvillonnage). L'incubation a été effectuée à 37°C pendant 24h (figure N°2) (Van der Zwaluw et al, 2015).

❖ Lecture

Si la souche *E.Coli* ATCC 29522 pousse au contact du disque, donc l'imipénème est hydrolysé et il y a production d'une carbapenemase (carbapénémase +).

S'il a une zone d'inhibition, cela signifie que l'imipénème est actif, il n'est pas hydrolysé par la souche donc absence de la production des carbapénémases (carbapénèmes-) (Van der Zwaluw et al, 2015).

Le test CIM a été réalisé chez toutes les souches ayant montré une résistance aux carbapénèmes testés.

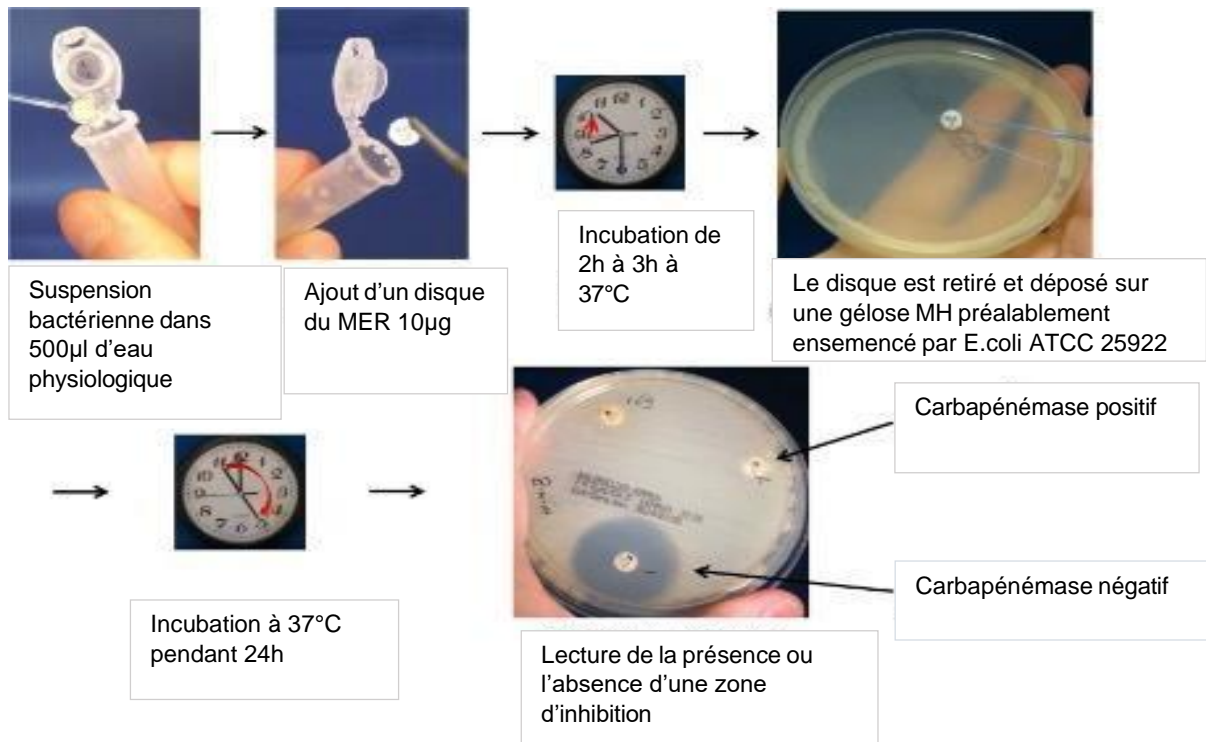


Figure N°2 : Test CIM (Van der Zwaluw et al,2015)

RESULTATS

I .Collecte de souches

I .1.Répartition des souches par laboratoire

Dans cette étude, 207 souches bactériennes ont été recueillies, durant la période allant du 5 Janvier 2025 au 5 juin 2025, à partir d'échantillons biologiques, des quatre laboratoires d'analyses médicales privés de Bejaia. Parmi elles, 73 souches ont montré une résistance aux céphalosporines de troisième génération (C3G) et/ou aux carbapénèmes.

Sur un total de 207 souches bactériennes collectées des 4 laboratoires, 86 souches (41,55%) ont été isolées du laboratoire du Dr Lalaoui, 52 souches (25,12%) du laboratoire du Dr Moualek, 40 souches (19,32%) du laboratoire du Dr Djama et 29 (14,01%) souches du laboratoire du Dr Aklouf (Tableau II).

Tableau II : Répartition des souches bactériennes par laboratoire (n=207)

Laboratoires	Effectif	Pourcentage
Laboratoire Dr LALAOUI	86 souches	41,55%
Laboratoire Dr Moualek	52 souches	25,12%
Laboratoire Dr Djama	40 souches	19,32%
Laboratoire Dr Aklouf	29 souches	14,01%

I .2.Répartition des souches par espèces

Parmi les 207 souches bactériennes collectées, plusieurs espèces ont été identifiées, comme le montre la figure 3. On observe une nette prédominance d'*Escherichia coli*, qui représente 45,89% des isolats. Viennent ensuite *Klebsiella pneumoniae* avec 29,95%, *Proteus mirabilis* à 9,18% , *Enterobacter sp* à 5,31%, puis *Citrobacter* à 4,35% et *Pseudomonas aeruginosa* à 5,31%.

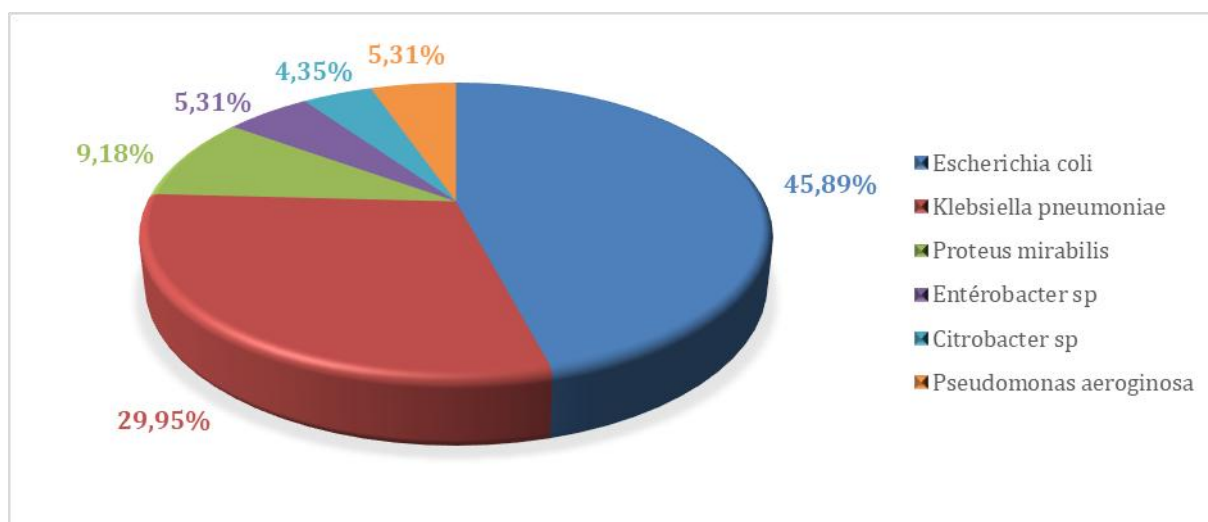


Figure 3 : Répartition des souches par espèces(n=207)

Et parmi les 73 souches résistantes, *E.coli* représente 56,16% ,suivie de *K.pn* (32,88%), de *Proteus*(4,11%) ,de *Pseudomonas* (5,48%), et d'*Enterobacter* (1,37%).

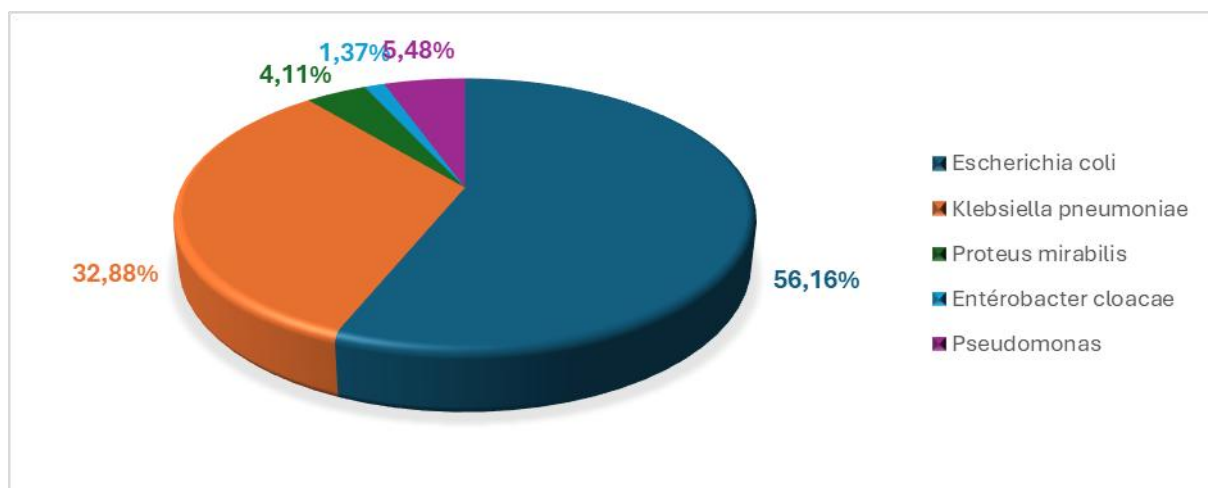


Figure 4 : Répartition des souches par espèces (n=73)

I.3. Répartition des souches par prélèvement

Tableau III : .Répartition des souches par prélèvement(n=207)

Souches/Prélèvements	Urine	Pus	Crachat	PV
<i>Escherichia coli</i>	89	-	-	6
<i>Klebsiella pneumoniae</i>	52	-	3	7

<i>Proteus mirabilis</i>	17	2	-	-
<i>Enterobacter sp</i>	11	-	-	-
<i>Citrobacter sp</i>	9	-	-	-
<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	9	0	2	-
Total	187	2	5	13
Pourcentage	90,33%	0,97%	2,42%	6,28%

PV : Prélèvement vaginal

Le tableau III ci dessus montre que la majorité des souches ont été isolées des urines (90,33 %), suivis par les prélèvements vaginaux avec un taux de 6,28 %, des prélèvements de crachat 2,42% et des prélèvements de pus 0,97%.

Le taux d'*Escherichia coli* dans les prélèvements urinaires est le plus élevé avec un pourcentage de 43% (89 souches). 6 souches appartenant à cette espèce ont été isolées à partir de prélèvements vaginaux, aucune souche n'a été isolée à partir des autres prélèvements.

Les souches de *Klebsiella pneumoniae* ont été isolées majoritairement de prélèvements urinaires avec un taux de 25,12% (52 souches). Cette espèce a été moins fréquemment isolée de prélèvements de crachat 1,45% (3 souches) et de prélèvements vaginaux 3,38% (7 souches). Aucune souche n'a été isolée à partir de pus .

Le taux d'isolement des souches de *Proteus mirabilis* est de 8,21% (17 souches) dans les prélèvements urinaires. 2 souches de cette espèce ont été isolées de prélèvements de pus.

Les espèces *Enterobacter sp* et *Citrobacter sp* ont été principalement isolées des urines avec un taux de 5,31% (11 souches) pour *Enterobacter sp* et 4,35% (9 souches) pour *Citrobacter sp*.

L'espèce *Pseudomonas aeruginosa* a été isolée des prélèvements urinaires avec un taux de 4,35% (9 souches), 2 souches ont été isolées d'un prélèvement de crachat.

Tableau IV: .Répartition des souches par prélèvement(n=73)

Souches/Prelevements	Urine	Pus	Crachat	PV
<i>Escherichia coli</i>	40	0	0	1
<i>Klebsiella pneumoniae</i>	23	1	0	0
<i>Proteus mirabilis</i>	2	1	0	0
<i>Enterobacter</i>	1	0	0	0
<i>Pseudomonas</i>	3	0	1	0
Total	69	2	1	1
Pourcentage	94,52%	2,74%	1,37%	1,37%

Parmi les 73 souches résistantes, la majorité provient des prélèvements urinaires (94,52%), suivie des prélèvements de pus(2,74%), et des prélèvements de pus et de crachats(1,37%).

II. Caractéristiques de la population

II.1. Répartition des espèces selon le sexe

Sur un total de 207 souches bactériennes, 147 (71,01%) souches ont été isolées de prélèvement de sexe féminin et 60 (28,99%) souches ont été isolées de prélèvement de sexe masculin, le sexe ration femme/homme (147/60) est de 2.45. Il y'a donc deux fois plus de patients de sexe féminin que de patients de sexe masculin. Le tableau IV donne la répartition des souches collectées par espèce et selon le sexe.

Tableau V : Répartition des espèces selon le sexe(n=207)

Souches	Femme	Homme
	Effectif / Pourcentage	Effectif / Pourcentage
<i>Escherichia coli</i>	68 / 32,85%	27 / 13,04%
<i>K. pneumoniae</i>	44 / 21,26%	18 / 8,70%
<i>Proteus mirabilis</i>	15 / 7,25%	4 / 1,93%
<i>Entérobacter sp</i>	7 / 3,38%	4 / 1,93%
<i>Citrobacter sp</i>	9 / 4,35%	- / -
<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	4 / 1,93%	7 / 3,38%
Total	147 / 71,01%	60 / 28,99%

Et sur les 73 souches résistantes, 64,39% ont été isolées des prélèvements de sexe féminin et 35,62% ,des prélèvements de sexe masculin.

Tableau VI : Répartition des espèces selon le sexe(n=73)

Souches	Femme		Homme	
	Effectif	Pourcentage	Effectif	Pourcentage
<i>Esherichia coli</i>	33	45,21%%	8	10,96%
<i>Klebsiella pneumoniae</i>	11	15,07%	13	17,81%
<i>Proteus mirabilis</i>	1	1,37%	2	2,74%
<i>Entérobacter sp</i>	0	0	1	1,37%
<i>Pseudomonas</i>	2	2,74%	2	2,74%
Total	47	64,39%	26	35,62%

II.2. Répartition des espèces selon l'âge

L'âge des patients a été réparti en catégories. Le choix de ces catégories d'âge a été dicté par les données recueillies sur les patients auprès des laboratoires. La figure suivante montre la répartition des souches par catégorie d'âge.

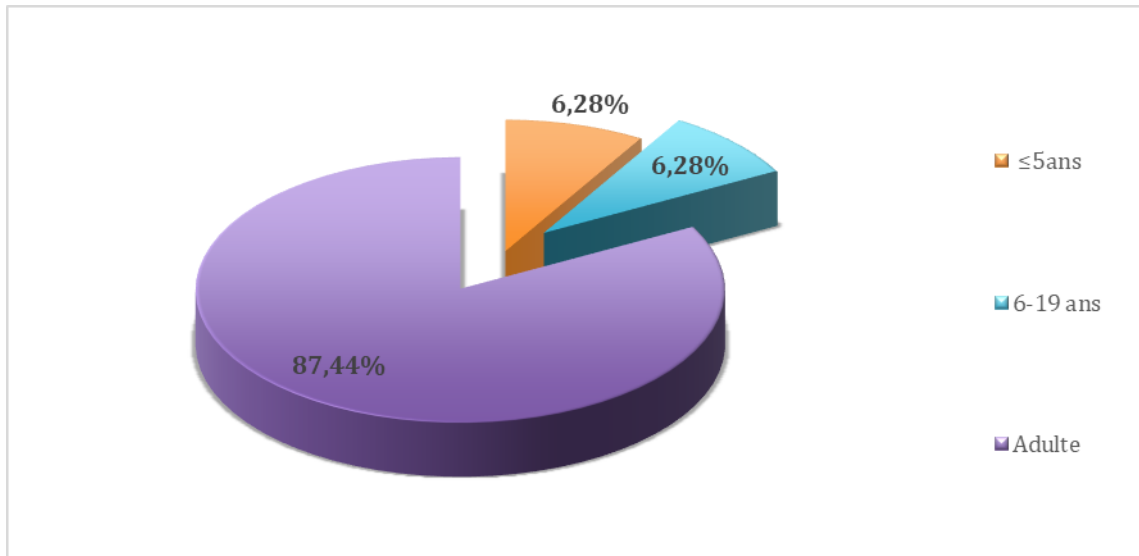


Figure 5 : Répartition des souches par catégorie d'âge(n=207)

La catégorie d'âge adulte est la catégorie à partir de laquelle les souches ont été le plus souvent isolées avec un taux de 87,44%. Pour les tranches d'âge ≤ 5 ans et celle allant de 6 à 19 ans les taux sont de 6,28%.

Et parmi les 73 souches résistantes, 89,04% des souches provenaient des adultes, 8,22% de la catégorie d'âge allant de 6 à 9 ans et 2,74% de celle inférieure à 5 ans.

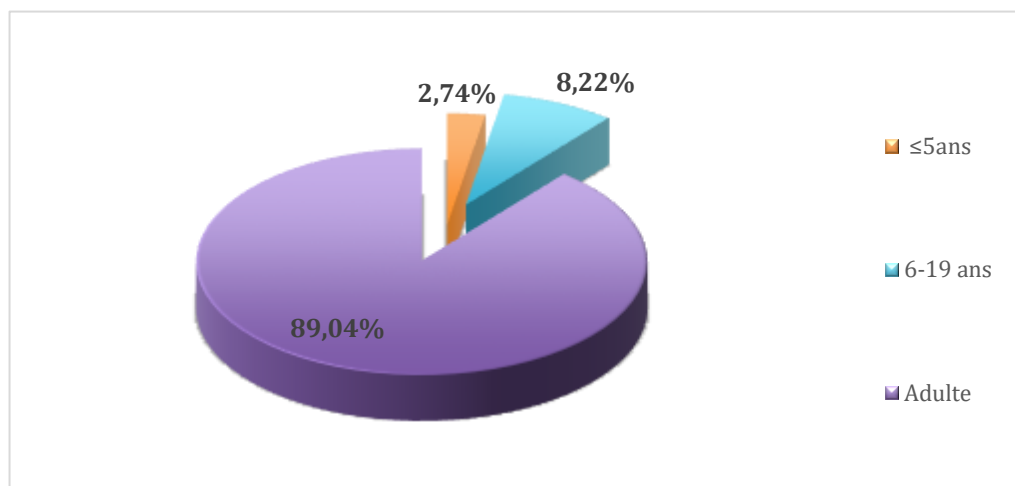


Figure 6 : Repartition des souches par catégorie d'âge (n=73)

III. Résistance aux antibiotiques

Au total 73/207 des souches collectées ont présenté une résistance au C3G et/ou aux carbapénèmes testés, parmi lesquelles, 45 (45/207) souches ont été isolées au laboratoire du Dr Lalaoui, 10 (10/207) souches ont été isolées au laboratoire du Dr Moualek, 10 (10/207) souches ont été isolées au laboratoire du Dr Djama, et 8 (8/207) souches ont été isolées au laboratoire du Dr Aklouf.

Sur les 73 souches, 62 souches ont été résistantes aux céphalosporines de troisième génération (C3G), 24 souches ont été résistantes aux carbapénèmes, et 16 aux deux à la fois.

Le tableau suivant donne la répartition des souches résistantes aux céphalosporines de troisième génération (C3G) et aux carbapénèmes par espèce.

Tableau VII : Répartition des souches résistantes aux céphalosporines de troisième génération (C3G) et aux carbapénèmes par espèce.

Souches	Souches résistantes aux C3G	Souches résistantes aux carbapénèmes	Souches résistantes aux deux à la fois
<i>Escherichia coli</i>	37	8	6
<i>Klebsiella pneumoniae</i>	18	12	7
<i>Proteus</i>	2	3	2
<i>Enterobacter</i>	1	0	0
<i>Citrobacter</i>	0	0	0
<i>Pseudomonas</i>	4	1	1
TOTAL	62	24	16

III.1. Recherche de la production de BLSE par DD-Test

Le DD-test a été réalisé sur 62 souches, résistantes aux C3G, parmi les 207 souches collectées. la présence d'une image de synergie à été observée chez 28 souches (**Figure N°5**) ce qui signifie, qu'elles sont probablement productrices d'une BLSE (Tableau VI)

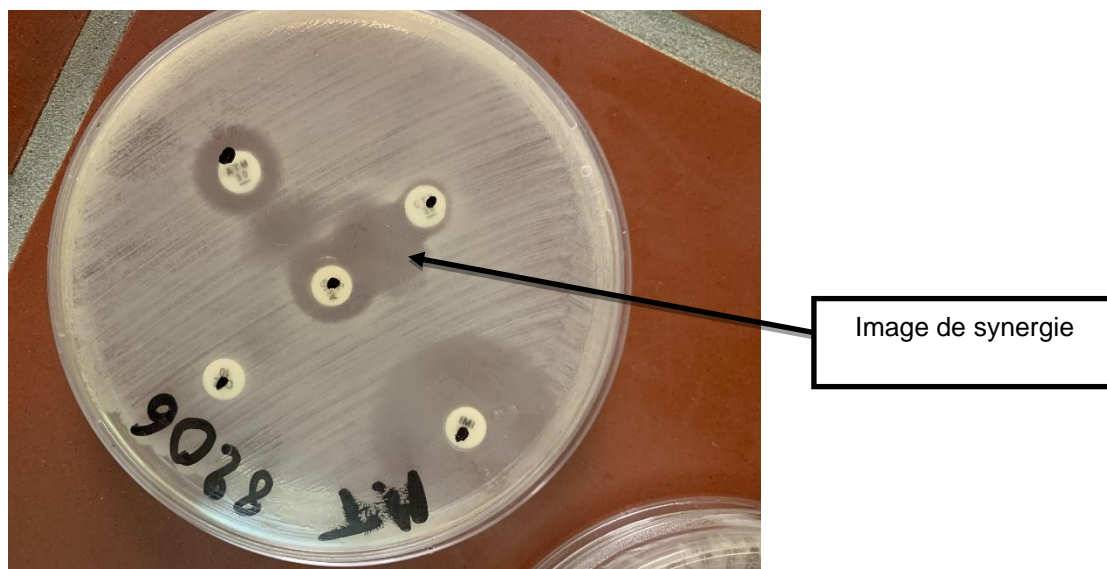


Figure 7 : Résultats du DD-Test pour la souche *E.coli* 8206

Tableau VIII : Résultats du DD-Test (Diamètres en mm)

Numero	Souche	AUG	CTX	CAZ	ATM	FOX	BLSE
3420	<i>E.coli</i>	10	7	7	10	13	BLSE
4138	<i>K.pneumoniae</i>	10	6	6	11	13	BLSE
7292	<i>E.coli</i>	13	8	5	11	14	BLSE
10364	<i>E.coli</i>	11	\	\	6	12	BLSE
5913	<i>K.pneumoniae</i>	6	16	10	17	12	BLSE
2330	<i>K.pneumoniae</i>	6	10	\	11	\	BLSE
2393	<i>K.pneumoniae</i>	6	\	\	6	10	BLSE
373	<i>E.coli</i>	12	8	7	11	10	BLSE

3202	<i>E.coli</i>	10	8	9	11	13	BLSE
13093	<i>E.coli</i>	11	8	7	13	13	BLSE
6287	<i>K.pneumoniae</i>	12	9	10	12	15	BLSE
1019	<i>E.coli</i>	11	6	8	10	14	BLSE
7034	<i>E.coli</i>	11	8	8	11	13	BLSE
3821	<i>Proteus</i>	12	12	6	11	15	BLSE
8463	<i>E.coli</i>	6	8	7	10	16	BLSE
2881	<i>K.pneumoniae</i>	9	6	\	8	12	BLSE
7679	<i>K.pneumoniae</i>	12	7	5	11	12	BLSE
4623	<i>K.pneumoniae</i>	9	9	7	10	13	BLSE
95	<i>E.coli</i>	11	5	6	9	10	BLSE
10753	<i>K.pneumoniae</i>	11	8	7	9	13	BLSE
8206	<i>E.coli</i>	8	5	\	8	14	BLSE
9891	<i>K.pneumoniae</i>	11	14	10	8	10	BLSE
7356	<i>E.coli</i>	8	11	7	11	12	BLSE
13236	<i>Pseudomonas</i>	\	7	5	14	9	-
716	<i>K.pneumoniae</i>	\	4	3	14	\	-
4018	<i>E.coli</i>	19	15	\	\	16	-
3116	<i>E.coli</i>	\	10	5	14	\	-
7985	<i>K.pneumoniae</i>	\	9	6	12	\	-
11524	<i>K.pneumoniae</i>	\	8	\	7	\	-
4926	<i>K.pneumoniae</i>	\	10	\	9	\	-
5078	<i>K.pneumoniae</i>	\	7	6	9	9	-
11910	<i>Pseudomonas</i>	\	9	5	12	\	-
786	<i>E.coli</i>	\	8	4	10	14	-
9933	<i>Proteus</i>	\	17	9	15	13	-
14829	<i>E.coli</i>	4	17	10	17	13	-
12864	<i>E.coli</i>	\	14	9	14	14	-
371	<i>E.coli</i>	11	6	4	10	\	BLSE
4584	<i>Pseudomonas</i>	\	\	3	15	\	-
2890	<i>Enterobacter</i>	\	7	4	9	\	-
2317	<i>E.coli</i>	\	8	\	\	\	-
2897	<i>E.coli</i>	\	\	9	\	\	-

2462	<i>K.pneumoniae</i>	18	\	3	12	\	BLSE
73	<i>Pseudomonas</i>	\	4	\	6	\	-
711	<i>E.coli</i>	15	16	10	8	\	BLSE
602	<i>E.coli</i>	4	\	4	5	\	-
500	<i>E.coli</i>	16	13	10	11	\	BLSE
511	<i>K.pneumoniae</i>	\	4	5	\	\	-
96	<i>K.pneumoniae</i>	12	14	10	9	\	BLSE
8351	<i>E.coli</i>	\	6	8	7	\	-
12838	<i>K.pneumoniae</i>	4	\	4	10	\	-
1920	<i>E.coli</i>	\	\	\	3	\	-
7035	<i>E.coli</i>	\	\	4	\	\	-
10366	<i>E.coli</i>	2	\	\	4	\	-
2899	<i>E.coli</i>	\	4	\	\	\	-
2469	<i>E.coli</i>	\	5	\	6	\	-
2318	<i>E.coli</i>	\	\	4	\	\	-
608	<i>E.coli</i>	\	\	5	6	\	-
614	<i>E.coli</i>	4	\	\	4	\	-
703	<i>E.coli</i>	4	8	\	9	\	-
92	<i>E.coli</i>	\	10	\	\	\	-
97	<i>E.coli</i>	\	12	7	\	\	-
370	<i>E.coli</i>	6	\	\	4	\	-
410	<i>E.coli</i>	\	\	8	10	\	-

\ :absence du diametre d'inhibition ; - : Négatif

III.2. Recherche de la production d'une carbapénèmase par le Test CIM

Parmi les 207 souches collectées, le test CIM a été réalisé sur 24 souches, les résultats ont montré que parmi elles, seulement 4 souches ont présenté un test CIM positif (**Figure N°6**) ce que signifie qu'elles produisent probablement une carbapénèmase à l'origine de la résistance à l'imipenème.

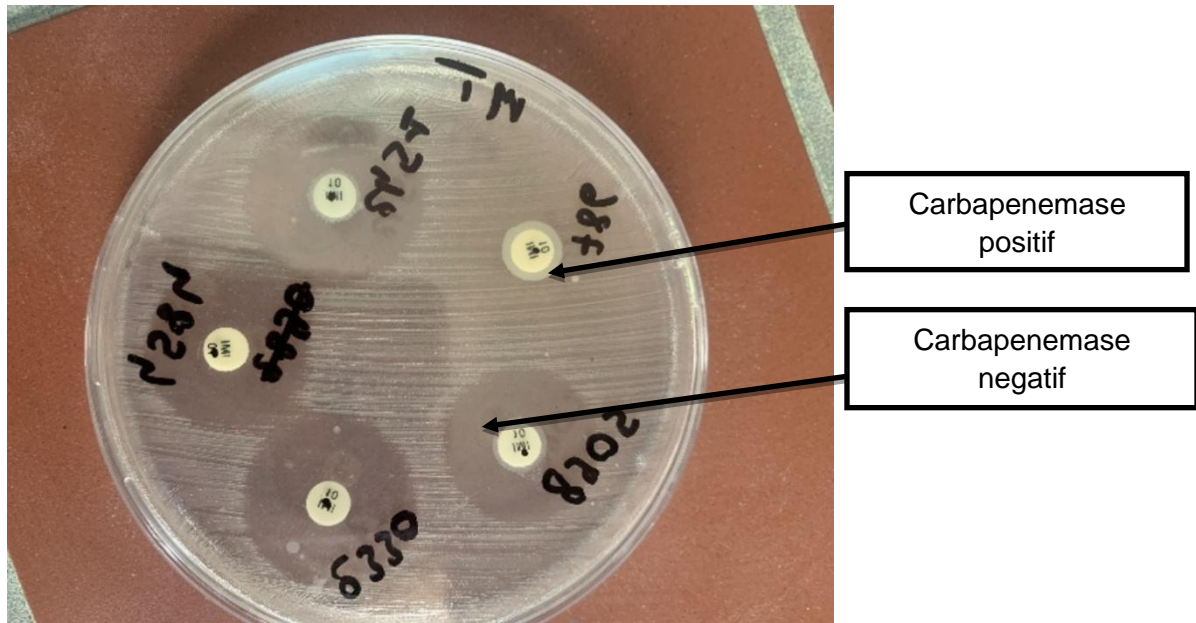


Figure N° 8 : Résultat d'un test CIM

DISCUSSION

La présente étude s'inscrit dans le cadre de la surveillance de la résistance bactérienne aux antibiotiques en milieu communautaire dans la région de Béjaïa. Elle a permis d'évaluer la prévalence et les profils de résistance d'un ensemble de 207 souches bactériennes isolées à partir d'échantillons cliniques collectées dans quatre laboratoires privés, sur une période de cinq mois (du 05 janvier au 05 juin 2025).

Les entérobactéries, notamment *Escherichia coli* et *Klebsiella pneumoniae*, sont reconnues comme les principales bactéries responsables des infections communautaires, en particulier les infections urinaires, mais également les infections des plaies, respiratoires, ou digestives.

Sur l'ensemble des bacilles à Gram négatif isolés au cours de notre étude, *Escherichia coli* s'est révélé être l'espèce la plus fréquemment identifiée, avec 95 souches, représentant 45,89 % des isolats, suivie par *Klebsiella pneumoniae*, qui a atteint un taux d'isolement de 29,95 %. Cette prédominance d'*E. coli* est conforme aux tendances observées dans plusieurs études menées en Algérie et plus précisément dans la région de Béjaïa.

En effet, nos résultats confirment ceux obtenus par Boukacem en 2023, qui rapportait respectivement 65,02 % pour *E. coli* et 15,24 % pour *K. pneumoniae* (Boukacem, 2023) . En 2024, Khoufech a également rapporté une nette dominance d'*E. coli* (70,5 %) et 23,27% pour *Klebsiella pneumoniae* (Khoufech, 2024). Ces données rejoignent également les observations internationales. Le Centre européen de prévention et de contrôle des maladies (ECDC) a indiqué en 2023 qu'*E. coli* demeure l'agent pathogène majoritaire dans les infections urinaires communautaires en Europe, avec une prévalence allant de 68 % à 75 % selon les pays étudiés (ECDC, 2023). *Klebsiella pneumoniae*, quant à elle, occupe une place croissante dans les infections communautaires, en lien avec l'émergence des souches hypervirulentes et multirésistantes (Wyres et al., 2022).

Dans notre étude, *Proteus mirabilis* a été isolé avec un taux de 9,18 %, tandis qu'*Enterobacter* a été isolé avec un taux de 5,31 %. *Citrobacter*, quant à lui, se place en sixième position avec 4,35 %. Ces résultats suivent ceux rapportés par Khoufech en 2024 avec un taux de 9,48% pour *Proteus*, 7,75% pour *Enterobacter*, et 3,44% pour *Citrobacter* (Khoufech, 2024). En 2023 Boukacem rapporte également la présence de *Proteus mirabilis* dans environ 9 % des cas.

Pseudomonas aeruginosa a été isolé avec un taux de 5,31 %. Des taux similaires ont été observés, à Béjaïa, en 2023 et 2024 (Boukacem, 2023;Khoufech, 2024). la résistance croissante de *Pseudomonas aeruginosa*, bien qu'isolée à un taux plus faible dans notre étude,

reste préoccupante au vu de sa capacité d'adaptation et de ses multiples mécanismes de résistance (Lister et al., 2009).

La distribution des espèces selon le type de prélèvement dans notre étude révèle une nette prédominance des échantillons urinaires (90,33%), suivis des prélèvements vaginaux (6,28%) et de crachats (2,42%) et, en moindre proportion, des prélèvements de pus (0,97 %). Ces résultats sont en accord avec plusieurs études en Algérie, qui rapportent également une prédominance des infections urinaires dans les infections bactériologiques réalisés en milieu communautaire. Par exemple, à Bejaia, Khoufech a montré que les urines représentaient plus de 92% des prélèvements d'origine communautaire positifs (Khoufech, 2024). De même, l'étude de Boukacem (2023) rapporte une fréquence similaire (95,06%). À Alger, Bensalem et ses collaborateurs ont trouvé une proportion des urines dans les isolement bactériens communautaires qui atteignaient 91,2%, illustrant la persistance de l'infection urinaire comme principale source de prescription d'antibiotiques en soins primaires (Bensalem et al., 2021). Une enquête menée en Espagne par Navarro et al. (2021) confirme cette tendance, les urines représentaient 86,3% des isolements en médecine de ville.

Cette fréquence élevée des infections urinaires (IU) s'explique par la physiopathologie ascendante de ces infections, facilitée par la colonisation périnéale par des entérobactéries d'origine digestive, notamment *Escherichia coli*. Ce pathogène possède des facteurs d'uropathogénicité tels que des adhésines et des fimbriae permettant son attachement à l'épithélium urinaire, ce qui limite son élimination (Flores-Mireles et al., 2015).

Dans notre étude, *E. coli* représente 43 % des isolats urinaires, un chiffre comparable à celui rapporté par Khoufech, avec un avec un taux d'isolement d'E.coli de 54% (Khoufech, 2024). Quant à *Klebsiella pneumoniae* et *Proteus mirabilis*, leurs taux sont respectivement de 25,12% et 8,21 %. Ces deux espèces produisent une uréase qui alcalinise l'urine, modifiant son pH naturellement acide, et facilite donc leur prolifération.

Concernant les facteurs de risque, le sexe et l'âge jouent un rôle majeur. Dans notre étude, nous avons observé une forte prédominance féminine parmi les patients atteints d'infections communautaires, avec un taux de 71,01 % chez les femmes contre 28,99% chez les hommes. Cette répartition est cohérente avec les données rapportées dans plusieurs études dont celles faites récemment à Bejaia, Boukacem (2023) et Khoufech (2024) qui ont noté une prédominance féminine respectivement de 80% et 68,97%.

Cette différence de répartition selon le sexe s'explique principalement par des facteurs anatomiques et physiologiques qui rendent les femmes plus vulnérables aux infections urinaires, notamment une urètre plus courte et plus proche de l'anus, facilitant la colonisation bactérienne ascendante (Foxman, 2014).

En ce qui concerne l'âge, notre étude montre que la majorité des souches ont été isolées chez les adultes, représentant 87,44 % des cas, ce qui rejoint les observations rapportées en Algérie par Boukacem (2023), où 80 % des patientes étaient des adultes, ainsi que par Khoufech (2024) (91,37%). Chez les femmes, la fréquence des infections urinaires augmente avec l'âge, notamment à deux périodes critiques : au début de la vie sexuelle active et après la ménopause, en lien avec des modifications hormonales et anatomiques. Chez les hommes, on observe une augmentation après 50 ans, souvent associée à des pathologies prostatiques (Caron et al., 2008). Ces tendances ont également été décrites dans des travaux plus récents menés en Algérie, notamment par Belkaid et al. (2023), qui souligne que l'âge avancé constitue un facteur de risque majeur d'infection urinaire, en raison des altérations immunitaires, de la fréquence accrue de comorbidité et de la diminution des défenses muqueuses chez les personnes âgées.

Parmi les 207 souches isolées, 62 souches (soit 29,95%) parmi les isolats ont présenté une résistance aux céphalosporines de troisième génération (C3G), et 28 d'entre elles ont été identifiées comme productrices de β -lactamases à spectre étendu (BLSE), dont 15 étaient des *Escherichia coli* et 12 des *Klebsiella pneumoniae*. Ces résultats concordent avec ceux des travaux réalisés en Algérie (Alger), où plusieurs auteurs ont rapporté la présence de gènes de résistance tels que *bla_{CTX-M-15}*, *bla_{SHV-2a}*, *bla_{TEM-4}*, *bla_{TEM-31}* et *bla_{TEM-35}* dans des souches communautaires d'*E. coli* (Yahiaoui et al., 2015) ainsi que dans des souches de *Proteus mirabilis* isolées de laboratoires d'analyses privés (Boudjemaa et al., 2019). A Bejaia, Boukacem (2023) a rapporté un taux de (38,33%) de souches productrices de BLSE dont *E.coli* (37,5%), et *K.pneumoniae* (33,33%).

Concernant les carbapénèmes, 24 souches (soit 11,60%) ont montré une résistance aux carbapénèmes, et parmi elles, quatre souches ont été identifiées comme productrices de carbapénémases. Ces résultats suivent celles rapportées ces deux dernières années à Bejaia où Khoufech (2024) et Boukacem (2023) ont eu un taux de résistance aux carbapénèmes

respectivement de 13,92% et 8,52% parmi lesquelles 2 souches productrices de carbapénémase.

La résistance aux carbapénèmes chez les Enterobacteriaceae représente aujourd'hui un enjeu majeur de santé publique, car ces enzymes, notamment les KPC, NDM, OXA-48 et VIM, se diffusent rapidement à l'échelle mondiale, rendant les options thérapeutiques limitées (Nordmann et Poirel, 2014). Cette situation est préoccupante d'autant plus qu'elle affecte aussi bien les milieux hospitaliers que communautaires.

CONCLUSION

La résistance des bacilles Gram négatif aux céphalosporines de troisième génération (C3G) et aux carbapénèmes constitue aujourd'hui une menace majeure pour la santé publique mondiale. Cette résistance repose principalement sur la production de β -lactamase à spectre étendu (BLSE) et de carbapénémase, qui neutralisent l'efficacité de ces antibiotiques.

Dans cette étude, sur les 62 souches résistantes aux C3G, 15 souches d'*Esherichia coli*, et 12 souches de *Klebsiella pneumoniae* sont probablement productrices de BLSE. Parmi les 24 souches résistantes aux carbapénèmes, 4 souches d'*Esherichia coli* ont été identifiées comme productrice de carbapénémase.

Ces dernières années, l'Algérie a été confrontée à une augmentation préoccupante de la résistance aux antibiotiques, notamment chez les bacilles à Gram négatif. Cette résistance ne cesse de s'aggraver, notamment avec l'émergence de nouveaux mécanismes tels que la production de carbapénémase, rendant la situation de plus en plus alarmante.

La résistance bactérienne aux antibiotiques en milieu communautaires complique le traitement des infections courantes, en raison de l'usage abusif d'antibiotiques, la transmission interhumaine et la contamination environnementale (eau, surfaces, aliments).

Face à cette menace grandissante, il est crucial de renforcer la sensibilisation à l'usage approprié des antibiotiques et de promouvoir des mesures d'hygiène strictes pour freiner la dissémination des souches résistantes. Par ailleurs, investir dans la recherche de nouveaux antibiotiques et alternatives thérapeutiques devient essentiel. La lutte contre les souches résistantes, notamment celles résistantes aux céphalosporines de troisième génération et aux carbapénèmes en milieu communautaire, nécessite une approche intégrée mêlant prévention, surveillance épidémiologique, éducation du public et innovation scientifique.

Ces résultats demeurent préliminaires et nécessitent d'être approfondis par :

- Un élargissement de l'étude sur une période plus longue afin d'obtenir un échantillon plus représentatif, permettant une analyse statistique plus fiable ;
- Réalisation de tests phénotypiques complémentaires (Ex : DD-test à la cloxacilline, Modified Hodge Test,...)
- Confirmation des profils de résistance par biologie moléculaire ;
- Analyse de la clonalité des souches à via des méthodes comme le MLST (Multilocus Sequence Typing) ou le PFGE (Pulsed-Field Gel Electroforesis).

RÉFÉRENCES
BIBLIOGRAPHIQUES

A

- ❖ **Aminov RI.** (2010) . A brief history of the antibiotic era: lessons learned and challenges for the future. *Frontiers in Microbiology* 1: 134.

B

- ❖ **Bevan ER, Jones AM & Hawkey PM.** (2021). Global epidemiology of CTX-M β -lactamases: temporal and geographical shifts in genotype. *Journal of Antimicrobial Chemotherapy* 76(10): 2494–2505.
- ❖ **Benouda A, Touati A, Khoudri I, Bennani B, Araj GF & Matar GM.** (2020). Prevalence and molecular epidemiology of extended-spectrum beta-lactamase-producing Enterobacteriaceae in the community setting in Morocco. *Journal of Global Antimicrobial Resistance* 21: 180–186.
- ❖ **Belkaid Z, Moula B, Hamzaoui A.** (2023). Les infections urinaires communautaires chez les personnes âgées : facteurs de risque et implications cliniques. *J Infect Microbiol* 31: 45–52.
- ❖ **Bensalem S, Hadjadj A, Mehenni A.** (2021). Distribution des entérobactéries isolées en milieu communautaire à Alger : étude rétrospective. *Ann Biol Clin* 79: 301–308.
- ❖ **Boudjemaa A, Hamaidi M, Touati A.** (2019). Caractérisation moléculaire des souches de *Proteus mirabilis* productrices de BLSE isolées en milieu communautaire en Algérie. *Microbiol Maghreb* 12: 17–23.
- ❖ **Boukacem M.** (2023). Étude de la résistance aux antibiotiques de souches bactériennes isolées en milieu communautaire . Mémoire de Master. Université de Béjaïa.
- ❖ **Blair JMA, Webber MA, Baylay AJ, Ogbolu DO & Piddock LJV.** (2015). Molecular mechanisms of antibiotic resistance. *Nature Reviews Microbiology* 13(1): 42–51.
- ❖ **Bush K & Bradford PA.** (2016). β -Lactams and β -lactamase inhibitors: an overview. *Cold Spring Harbor Perspectives in Medicine* 6(8): a025247.

C

- ❖ **Cantón R, González-Alba JM & Galán JC.** (2012). CTX-M enzymes: origin and diffusion. *Frontiers in Microbiology* 3: 110.
- ❖ **Carattoli A.** (2013). Plasmids and the spread of resistance. *International Journal of Medical Microbiology* 303(6–7): 298–304.
- ❖ **Caron F, Bonadona A, Bouvenot G.** (2008). Infections urinaires de l'adulte : recommandations diagnostiques et thérapeutiques. *La Revue du Praticien* 58: 1285–1294.
- ❖ **Cherif H, Ouchenane Z, Gharout A, Dekhil M, Rolain JM & Raoult D.** (2022). Self-medication with antibiotics in the community in Algeria: a cross-sectional survey. *Antimicrobial Resistance & Infection Control* 11(1): 1–8.

D

- ❖ **Drekonja DM, Filice GA, Greer N, Olson A, MacDonald R, Rutks I & Wilt TJ.** (2011). Antimicrobial stewardship in outpatient settings: a systematic review. *Infection Control & Hospital Epidemiology* 36(2): 142–152.

E

- ❖ **ECDC.** (2023). Surveillance of antimicrobial resistance in Europe 2023. European Centre for Disease Prevention and Control Annual Report. Stockholm: ECDC.

F

- ❖ **Flores-Mireles AL, Walker JN, Caparon M, Hultgren SJ.** (2015). Urinary tract infections: epidemiology, mechanisms of infection and treatment options. *Nat Rev Microbiol* 13: 269–284.
- ❖ **Foxman B.** (2014). Urinary tract infection syndromes: occurrence, recurrence, bacteriology, risk factors, and disease burden. *Infectious Disease Clinics of North America* 28(1): 1–13.

K

- ❖ **Klein EY, Van Boeckel TP, Martinez EM, Pant S, Gandra S, Levin SA, Goossens H, Robach P & Laxminarayan R.** (2021). Global increase and geographic convergence in antibiotic consumption between 2000 and 2018. *Proceedings of the National Academy of Sciences USA* 118(15): e2013220118.
- ❖ **Kermas R, Bouchabou M, Gharbi L, Boukef M, Dahmani A & Ould Mohamed A.** (2023). Patterns of antibiotic prescription in primary care in Algeria: a cross-sectional study. *Journal of Infection in Developing Countries* 17(1): 10–18.
- ❖ **Khoufech Y.** (2024). Étude de la résistance aux antibiotiques de souches BGN isolés en milieu communautaire dans la région de Béjaïa. Mémoire de Master. Université de Béjaïa.

L

- ❖ **Lahlou FZ, Boudarene L, Bekka A, Guenane M & Rahal K.** (2023). Surveillance of antimicrobial resistance in *Escherichia coli* isolated from community-acquired urinary tract infections in Algiers, Algeria. *African Journal of Clinical and Experimental Microbiology* 24(1): 37–44.
- ❖ **Lahoual S, Bouhidel M, Dali-Yahia A, Mouffok F & Gharout-Sait A.** (2022). National surveillance of antibiotic resistance in community infections: challenges and perspectives in Algeria. *International Journal of Antimicrobial Agents* 60(2): 106541.
- ❖ **Laxminarayan R, Duse A, Wattal C, Zaidi AKM, Wertheim HFL, Sumpradit N, Vlieghe E, Hara GL, Gould IM, Goossens H, Greko C, So AD, Bigdeli M, Tomson G, Woodhouse W, Ombaka E, Peralta AQ, Qamar FN, Mir F, Kariuki S, Bhutta ZA, Coates A, Bergstrom R, Wright GD, Brown ED & Cars O.** (2013). Antibiotic resistance—the need for global solutions. *The Lancet Infectious Diseases* 13(12): 1057–1098.
- ❖ **Logan LK & Weinstein RA.** (2017). The epidemiology of carbapenem-resistant Enterobacteriaceae: the impact and evolution of a global menace. *Journal of Infectious Diseases* 215(suppl_1): S28–S36.

- ❖ **Lister PD, Wolter DJ, Hanson ND.** (2009). Antibacterial-resistant *Pseudomonas aeruginosa*: clinical impact and complex regulation of chromosomally encoded resistance mechanisms. *Clin Microbiol Rev* 22: 582–610.

M

- ❖ **Murray CJL, Ikuta KS, Sharara F, Swetschinski L, Aguilar GR, Gray A, Han C, Bisignano C, Rao P, Wool E et al.** (2022). Global burden of bacterial antimicrobial resistance in 2019: a systematic analysis. *The Lancet* 399(10325): 629–655.

N

- ❖ **Núñez-Samudio V & Rojas R.** (2021). Epidemiology of community-acquired infections caused by extended-spectrum beta-lactamase-producing Enterobacteriaceae. *Therapeutic Advances in Infectious Disease* 8: 2049936120984403.
- ❖ **Navarro MD, Hernández-Torres A, Aznar J.** (2021). Epidemiology and antimicrobial susceptibility of community-acquired urinary pathogens in primary care in Spain. *Enferm Infecc Microbiol Clin* 39: 135–141.
- ❖ **Nordmann P, Poirel L.** (2014). The difficult-to-control spread of carbapenemase producers among Enterobacteriaceae worldwide. *Clin Microbiol Infect* 20: 821–830.

O

- ❖ **O’Neill J.** (2016). Tackling drug-resistant infections globally: final report and recommendations. London: Review on Antimicrobial Resistance.
- ❖ **OECD.** (2022). Antimicrobial resistance: Tackling the burden in the European Union. Paris: OECD Publishing.

P

- ❖ **Pitout JDD, Peirano G & Kock MM.** (2020). The global ascendancy of OXA-48-type carbapenemases. *Clinical Microbiology Reviews* 33(1): e00102–19.

❖ **Poirel L, Potron A & Nordmann P.** (2012). OXA-48-like carbapenemases: the phantom menace. *Journal of Antimicrobial Chemotherapy* 67(7): 1597–1606.

❖ **Prestinaci F, Pezzotti P & Pantosti A.** (2015). Antimicrobial resistance: a global multifaceted phenomenon. *Pathogens and Global Health* 109(7): 309–318.

R

❖ **Ruppé E, Woerther PL & Barbier F.** (2015). Mechanisms of antimicrobial resistance in Gram-negative bacilli. *Annals of Intensive Care* 5(1): 21.

V

❖ **Van der Zwaluw K, de Haan A, Pluister GN, Bootsma HJ, de Neeling AJ & Schouls LM.** (2015). The carbapenem inactivation method (CIM), a simple and low-cost alternative for the Carba NP test to assess carbapenemase activity in Gram-negative rods. *PLoS One* 10(3): e0123690.

W

❖ **WHO.** (2023). Antimicrobial resistance. World Health Organization. Available at: <https://www.who.int/news-room/fact-sheets/detail/antimicrobial-resistance>.

❖ **Wyres KL, Lam MMC, Holt KE.** (2022). Population genomics of *Klebsiella pneumoniae*. *Nat Rev Microbiol* 20: 344–359.

Y

❖ **Yahiaoui R, Benameur L, Mouffok F, Messal K, Touati A.** (2015). Prévalence et caractérisation des gènes de BLSE dans les souches communautaires d'*Escherichia coli* à Alger. *J Med Microbiol* 64: 1304–1310.

ANNEXES

Tableau I: profil de résistance des souches du laboratoire Dr Lalaoui

Laboratoire Lalaoui							
Espèces	Prélèvement	Profil de résistance	Patients		DD-test	Test-CIM	
			Sexe	Âge		Diamètre (mm)	+/-
E.coli 7356	URINES	CTX; CAZ	F	53 ans	<u>BLSE</u>	NR	NR
E.coli 4991		ERT; IMP; ATM	F	12 ans	NR	/	+
E.coli 4018		CTX; CAZ; ERT	F	9 ans	-	14	-
E.coli 3202		CTX; IMP	F	41 ans	BLSE	15	-
E.coli 3116		CTX; CAZ	F	59 ans	-	NR	NR
E.coli 2555		IMP	F	61ans	NR	11	-
E.coli 3420		CTX; CAZ	F	33ans	BLSE	NR	NR
E.coli 786		CTX; CAZ; ERT	F	11 mois	-	/	+
E.coli 8463		CTX; CAZ	F	56 ans	BLSE	NR	NR
E.coli 8206		CTX; CAZ	H	75 ans	BLSE	NR	NR
E.coli 7292		CTX	F	64 ans	BLSE	NR	NR
E.coli 7034		CTX; IMP	H	82 ans	BLSE	14	-
E.coli 1019		CAZ	H	86 ans	BLSE	NR	NR
E.coli 11014		CIP; AMP	F	60 ans	NR	NR	NR

E.coli 1144		CIP; AMP	F	62 ans	NR	NR	NR
E.coli 10364		CAZ; CTX; CIP	H	66 ans	BLSE	NR	NR
E.coli 1920		CTX	F	42 ans	-	NR	NR
E.coli 7035		CTX ; CAZ ; AMC	F	48 ans	-	NR	NR
E.coli 10366		CTX ; CAZ ; AMC	F	72 ans	-	NR	NR
K.pn 7985		CTX; IMP	F	16 ans	-	14	-
K.pn 10753		CTX; CAZ	H	62 ans	BLSE	NR	NR
K.pn 12838		CTX; CAZ; IMP	H	75 ans	-	13	-
K.pn 13753		IMP	F	29 ans	NR	14	-
K.pn 2881		CTX; CAZ	F	83 ans	BLSE	NR	NR
K.pn 2451		IMP	H	91 ans	NR	13	-
K.pn 5913		CTX; CAZ; IMP	F	61 ans	BLSE	14	-
K.pn 4138		CTX	F	73 ans	BLSE	NR	NR
K.pn 4623		CTX; CAZ	H	77 ans	BLSE	NR	NR
K.pn 4926		CTX; CAZ	H	78 ans	-	NR	NR
K.pn 5078		CAZ; IMP	H	81 ans	-	12	-
K.pn 4873		IMP	F	52 ans	NR	13	-

K.pn 2330		CTX; IMP	F	67 ans	BLSE	12	-
K.pn 2393		CTX; CAZ; IMP	H	51 ans	BLSE	14	-
K.pn 6110		IMP	H	75 ans	NR	13	-
K.pn 8905		IMP ; AMC	F	59 ans	NE	14	-
K.pn 7679		CTX; CAZ	F	82 ans	BLSE	NR	NR
K.pn 6287		CTX; CAZ; IMP	H	69 ans	BLSE	13	-
K.pn 9891		CTX; CAZ	F	78 ans	BLSE	NR	NR
K.pn 11524	PUS	CTX; CAZ; CIP	H	70 ans	-	NR	NR
Proteus 9933		CAZ; ERT,IMP	H	72 ans	-	15	-
Proteus 3821	URINES	CAZ; CTX; ERT; MER	H	84 ans	BLSE	14	-
Proteus 2365		IMP	F	61 ans	NR	14	-
Pseudo 13236		CTX;CA Z; CIP	H	62 ans	-	NR	NR
Pseudo 11910		CTX;CA Z; CIP	H	60 ans	-	NR	NR
Pseudo 4584	CRACH ATS	CTX;CA Z; IMP	F	68 ans	-	14	-

Tableau II : Profil de résistance des souches du laboratoire Dr Moualek

Laboratoire Moualek					
Espece	Prélève	Profil de	Patients	DD-test	Test-CIM

	ment	resistanc e	Sexe	Âge		Diamètre (mm)	+/-
E.coli 12864	URINES	CTX; CAZ; CIP ; FOX	H	77 ans	-	NR	NR
E.coli 13093		CTX; CAZ; CIP	H	44 ans	BLSE	NR	NR
E.coli 14829		CTX; CAZ; AMC	F	18 mois	-	NR	NR
E.coli 2317		CTX; CAZ; ATM; AMC	F	18 ans	-	NR	NR
E.coli 2897		CTX	F	27 ans	-	NR	NR
E.coli 2899		CTX	F	40 ans	-	NR	NR
E.coli 2469		CTX ; CAZ	F	74 ans	-	NR	NR
E.coli 2318		CTX ; ATM ; AMC	H	59 ans	-	NR	NR
K.pn 2462		CTX; CAZ; AMC; AMP	H	57 ans	BLSE	NR	NR
Enteroba cter 2890		CTX; CAZ; ATM; AMC	H	60 ans	-	NR	NR

Tableau III : Profil de résistance des souches du laboratoire Dr Djama

Laboratoire Djama					
Espece	Prélève	Profil de	Patients	DD-test	Test-CIM

	ment	resistanc e	Sexe	Âge		Diamètre (mm)	+/-
E.coli 8351	PV	CTX; AMC	F	6 ans	-	NR	NR
E.coli 711	URINES	CTX; ERT	F	51 ans	BLSE	/	+
E.coli 500		CTX; CAZ;	F	73 ans	BLSE	NR	NR
E.coli 602		CTX; CAZ;	H	60 ans	-	NR	NR
E.coli 608		CTX ; CAZ ; AMC	F	64 ans	-	NR	NR
E.coli 614		CTX ; CAZ	F	20 ans	-	NR	NR
E.coli 703		CTX	F	57 ans	-	NR	NR
K.pn 716		CAZ; CIP	H	27 ans	-	NR	NR
K.pn 511		CTX	H	28 ans	-	NR	NR
Pseudo monas 73		CTX	F	28 ans	-	NR	NR

Tableau IV : Profil de résistance des souches du laboratoire Dr Aklouf

Laboratoire Aklouf							
Espece	Prélève ment	Profil de resistanc e	Patients		DD-test	Test-CIM	
			Sexe	Âge		Diamètre (mm)	+/-
E.coli 373	URINES	IMP; CTX ; ATM ; CIP	F	68 ans	BLSE	/	+
E.coli 95		CTX;	F	43 ans	BLSE	NR	NR

		CAZ					
E.coli 371		CTX ; AMC ; AMP	F	43 ans	BLSE	NR	NR
E.coli 92		CTX ; CAZ ; AMC	F	45 ans	-	NR	NR
E.coli 97		CTX	F	29 ans	-	NR	NR
E.coli 370		CAZ	F	84 ans	-	NR	NR
E.coli 410		CTX	F	74 ans	-	NR	NR
K.pn 96		CTX	F	18 ans	BLSE	NR	NR

E. coli = *Escherichia coli* .**K.pn**= *Klebsiella pneumoniae*.
mirabilis. **Enterobacter** = *Enterobacter sp*
aeruginosa

Proteus= *Proteus*
Pseudo : *Pseudomonas*

F : Femme. **H** : Homme. + = Positif. - = Négatif \ : Absence de diamètre d'inhibition

NR = Non Réalisé(l'absence de l'ATB à tester parce que elle est sensible).

Tableau V : Liste des antibiotiques testés pour chaque laboratoire

Laboratoire Dr Lalaoui	Ampicilline, Amoxicilline + acide clavulanique, Ceftazidime, Céfotaxime, Gentamicine, Ciprofloxacine, Aztréonam, Augmentin, Imipenème, Ertapeneme, Meropeneme
Laboratoire Dr Moualek	Amoxicilline+ l'acide clavulanique, Ampicilline, Ceftazidime, Céfoxitine, Ciprofloxacine, Céfotaxime
Laboratoire Dr Djama	Amoxicilline+ l'acide clavulanique, Ceftazidime, Céfoxitine, Ciprofloxacine, Ertapeneme , Meropeneme
Laboratoire Dr Aklouf	Ampicilline, Amoxicilline + acide clavulanique, Céfotaxime, Imipenème, Ciprofloxacine, Aztréonam
Laboratoire de microbiologie 02 (Université de Bejaïa)	Amoxicilline+ l'acide clavulanique, Ceftazidime, Céfoxitine, Imipenème , Meropeneme, Aztréonam

Tableau VI :Diamètre des zones d'inhibition (EUCAST)

<i>Enterobacteriaceae</i>	Charges du disque (μg)	Diamètres critiques (mm)		Concentrations critiques (mg/L)	
		S \geq	R <	S \leq	R >
Ampicilline	10	14	14	8	8
Amoxicilline	20	19	19	8	8
Amoxicilline + Ac. clavu	20	19	19	8	8
Ticarcilline	75	23	20	8	16
Ticarcilline + Ac. clavu	75	23	20	8	16
Céfotaxime	5	20	17	1	2
Ceftazidime	10	22	19	1	4
Ceftriazone	30	25	22	1	2
Ertapénème	10	25	22	0,5	1
Imipénème	10	22	16	2	8
Ciprofloxacine	5	26	24	0,25	0,5
Acide nalidixique	30	19	14	16	16
Norfloxacine	10	22	19	0,5	1
Gentamicine	10	17	14	2	4

<i>Pseudomonas</i> spp. et apparentés	Charges du disque (μg)	Diamètres critiques (mm)		Concentrations critiques (mg/L)	
		S \geq	R <	S \leq	R >
Pipéracilline	30	18	18	16	16
Ticarcilline	75	18	18	16	16
Ticarcilline + Ac. clavu	75	18	18	16	16
Ceftazidime	10	16	16	8	8
Imipénème	10	20	17	4	8
Ciprofloxacine	5	26	26	0,5	0,5
Amikacine	30	18	15	8	16
Gentamicine	10	15	15	4	4

La composition des milieux de culture et reactifs utilisés pour 1L d'eau distillée (LeMinor et Richard, 1993)

➤ **Mueller Hinton**

Hydrolysa de caséine	17,5g
Infusion de viande de bœuf déshydratée	300g
Amidon de maïs	1,5g
Agar Agar	13g
Eau distillée	1000 ml
pH	7,2-7,4

➤ **Gélose Nutritive**

Peptone	05g
HM Peptone B	1,50g
Chlorure de sodium	5g

Agar	15g
pH	7,4
pH	6,9

Résumé : Cette étude porte sur la résistance des bacilles Gram négatif, isolés du milieu communautaire, aux céphalosporines de troisième génération et/ou aux carbapénèmes, dans différents laboratoires d'analyse privés de Bejaïa.

Un total de 207 souches bactériennes a été collecté dans plusieurs laboratoires d'analyse privés de la wilaya de Bejaïa. La sensibilité aux antibiotiques a été évalué par la méthode de diffusion sur gélose Mueller-Hinton pour la majorité des échantillons, ainsi qu'à l'aide de l'automate Vitek 2 Compact basé sur les concentrations minimales inhibitrices (CMI). Les phénotypes de résistances aux β -lactamines ont été déterminés à l'aide du test CIM (Carbapenem Inactivation Method) et du test de synergie (DD-test).

207 souches collectées, dont 95 *Escherichia coli*, 62 *Klebsiella pneumoniae*, 19 *Proteus mirabilis*, 11 *Enterobacter sp*, 11 *Pseudomonas* et 9 *Citrobacter sp*. 28 souches ont été identifiées comme productrice de BLSE et 4 comme productrice de carbapénemases.

La résistance des bacilles Gram négatifs aux C3G et aux carbapénèmes en milieu communautaire constitue un enjeu majeur de santé publique, nécessitant des actions coordonnées et multidimensionnelles afin de limiter son expansion et ses conséquences.

Mots-clés : Résistance aux antibiotiques, bacille Gram négatif, C3G, Carbapénèmes, laboratoires d'analyses médicales.

Abstract : This study focuses on the resistance of Gram-negative bacilli, isolated from the community, to third-generation cephalosporins (C3G) and carbapenems, in various private laboratories in the wilaya of Béjaïa.

A total of 207 bacterial strains were collected from several private analysis laboratories. Antibiotic susceptibility was assessed using the disk diffusion method on Mueller-Hinton agar for most samples, and with the Vitek 2 Compact system based on minimum inhibitory concentrations (MICs). Beta-lactam resistance phenotypes were determined using the CIM test and DD-test.

207 strains collected, including 95 *Escherichia coli*, 62 *Klebsiella pneumoniae*, 19 *Proteus mirabilis*, 11 *Enterobacter sp*, 11 *Pseudomonas* and 9 *Citrobacter*. Of these, 28 strains were identified as ESBL producers and 4 as carbapenemase producers.

Gram-negative bacilli resistance to third-generation cephalosporins and carbapenems in the community represents a major public health challenge, requiring coordinated and multifaceted strategies to limit its spread and impact.

Keywords: antibiotic resistance, Gram-negative bacilli, C3G, carbapenem medical analysis laboratories..

