

République Algérienne Démocratique et Populaire
Ministère 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
Filière : Sciences Biologiques
Option : Microbiologie en secteur Biomédical et Vétérinaire



Réf :.....

Mémoire de Fin de Cycle
En vue de l'obtention du diplôme

MASTER

Thème

**Caractérisation de la résistance aux carbapénèmes des souches de
bacilles à Gram négatif isolées des résidences universitaires Targa
Ouzemour et Ireyahen**

Présenté par :
MILOUDI Sabrina
KHELIFA Sonia
Soutenu le : **20/06/2017**

Devant le jury composé de :

M ^r BENSAID K	MAA	Président
M ^{me} BELHADI K.	MAA	Encadreur
M ^{me} GHAROUT A	MCB	Examinatrice

Année universitaire : 2016 / 2017

REMERCIEMENTS

Tout d'abord, je remercie Dieu, le tout puissant le Généreux qui nous a donné la force et la volonté afin d'accomplir ce travail.

*Nos vifs remerciements s'adressent à notre promotrice Mme **Belhadi Karima** qui trouve ici le témoignage de notre profonde gratitude pour sa gentillesse, sa disponibilité, sa patience, sa bienveillance, et ses conseils.*

*Nous tenons également à remercier les membres de notre jury : Mr **BENSAID K** et Mme **GHAROUT A**, d'avoir accepté de présider et d'examiner ce travail.*

Nos profonds remerciements vont à l'ensemble du personnel du Laboratoire de Microbiologie.

Nous tenons également à exprimer nos remerciements à tous nos enseignants qui nous ont soutenu durant les années de notre cursus d'étude.

Nous tenons à remercier également tous les gens qui nous ont aidés de près ou de loin à réaliser ce travail.

Sabrina et Sonia



Dédicaces

Je dédie ce modeste travail

À la mémoire de mes grands-parents paternels et mon grand-père maternels que dieu vous accueillir dans ses vastes Paradies.

À mes très chers parents qui ont toujours été là pour moi, et qui m'ont donné un magnifique model de labeur et de persévérance, de la tendresse, de l'amour et de la force et dont je suis fière et reconnaissante de les avoir comme parents.

À ma sœur Zakia et son mari Mokhtar, Adja et son mari Abdeslam, Rachida et son mari Khireddine, Ghania, Lila, Sara et Nadja pour leurs amours et leurs générosités et soutient.

À mon frère Karim et sa femme Saida, Djellali et sa femme Fatima, et mon petit frère Lyes qui ont été très patient avec moi et qui m'ont toujours encouragé afin d'aller toujours plus loin.

*À mes très chers neveux Imad, Rayan, Amine, Walid, Zakaria, Islam, et ma trop belle nièce Maria. Que Dieu fasse que vous suiviez mes traces et que vous fassiez plus que moi.
Que Dieu tout puissant vous donne longue vie, beaucoup de santé et vous préserve du mal.*

À ma très chère amie Linda qui m'a toujours soutenu, qui a été toujours là pour moi.

À mon oncle Mahfoud et sa femmes Adidi, mon cousin Djamel et sa femme Samiha et leur fils Djaouad, Abdelkader et sa femme Salma, mes cousines Radia et Samira et leur petites familles, et ma petite cousine Siham pour leurs soutien moral et leurs encouragements permanents.

À ma grande mère maternelle, que dieu la garde pour nous.

À mes oncles et tantes et leurs familles

À tous mes amies Rozina, Lamia, Nadja, Thiziri, Lila, Fifi, Souhila, et Fairouz pour leur présence, leur compréhension et leur bonne humeur de tous les jours.

À mon très cher binôme Sonia et sa famille

Et à celui et ceux qui me sont très chers et qui m'ont aidé de près ou de loin à réaliser ce travail.

Sabrina





Dédicaces

Je dédie ce modeste travail

*A mes chers parents qui ont toujours été là pour moi, et qui m'ont donné
un magnifique model de labeur et de persévérance, de la tendresse, de
l'amour et de la force et dont je suis fière et reconnaissante de les avoir
comme parents,*

Pour

Mon unique frère Sofiane & mon unique sœur Lyticia

Que dieu vous garde et vous protège

A la mémoire de mes grandes-mères et mes grands pères

A mes amies

A mon adorable binôme Sabrina

*Et à ceux qui me sont très chers et qui m'ont aidé de près ou de loin à
réaliser ce travail.*

Sonia



Sommaire

Sommaire

Liste des tableaux

Liste des figures

Liste des abréviations

Introduction	01
--------------------	----

Matériel et méthodes

I- Ecouvillonnage des surfaces	06
II-Isolement et purification des souches	09
III-Identification des souches	09
IV-Etude de la sensibilité des souches aux antibiotiques.....	11
V-Détection des phénotypes de résistance aux β -lactamines.....	12
V-1-Recherche de la production de β -lactamase à spectre étendu(BLSE).....	12
V-2-Recherche de la production des carbapénèmases par test CIM (Carbapenem Inactivation méthod)	13

Résultats

I- Répartition des souches par espèces	15
II-Répartition des souches par résidences.....	16
III-Etude de la sensibilité des souches aux antibiotiques	16
III-1 Etude de la résistance des souches de BGN non fermentaire	16
III-2-Etude de la résistance des entérobactéries	16
IV-Recherche des phénotypes de résistance aux β -lactamines.....	18
IV-1-Recherche de la production des BLSE par test de synergie	18

Sommaire

IV-2-Test de synergie avec la cloxacilline	19
IV-3-Recherche de la production des carbapénèmases par test CIM	17
V- Phénotypes de résistance aux β-lactamines	18
Discussion	20
Conclusion	24
Références bibliographiques	
Annexes	

Liste des tableaux

N°	Tableau	Page
I	Répartition des prélèvements par résidence et par site	06
II	Galerie biochimique classique d'identification des souches	09
IV	Diamètres critiques des zones d'inhibition selon les recommandations de l'EUCAST (2016) et le CA SFM (2013)	10
V	Répartition des prélèvements par site et par résidence universitaire	13
VI	Répartition des souches par résidence	14
VII	Résultats du test de synergie	16
VIII	Diamètres des zones d'inhibition sur gélose Mueller Hinton avec et sans cloxacilline	17
IX	Résultats du test CIM	18
X	phénotypes de résistance probables aux β -lactamines	18

Liste des tableaux Annexes

I	Aspect des colonies sur milieu Chromagar (CHROMagar™ Orientation)	ANNEXE III
II	Total des souches par site de prélèvement	ANNEXE IV
III	Profil de résistance ou sensibilité des souches de BGN non fermentaire et des entérobactéries isolées des différentes surfaces des résidences universitaire	ANNEXE V

Liste des figures

N°	Titre	Page
1	Etapes de la réalisation du test CIM	12
2	Répartition des souches par espèces	13
3	Taux de résistance aux antibiotiques des bacilles à Gram négatif non fermentaires	15
4	Taux de résistance aux antibiotiques des entérobactéries	15
5	Test de synergie positif de la souche KP (BTR41)	16

Liste des abréviations

Liste des abréviations

AMC: Amoxicilline-clavulanate

AmpC : Céphalosporinases

ATB : Antibiotique

ATM : Aztréonam

BIR : Résidence Iryahen Bejaia

BGN : Bacille à Gram négatif

BLSE : Bêta-Lactamases à Spectre Etendu

BTR : Résidence Targa ouzemour Bejaia

C3G : Céphalosporines de troisième Génération

CA-SFM : Comité de l'Antibiogramme de la Société Française de Microbiologie

CAZ: Céftazidime

CIM: Carbapenem Inactivation Method

CIP: Ciprofloxacine

CLOXA : Cloxacilline

CTX: Céfotaxime

DD-test : Double Disc synergie test

EPC : Entérobactéries Productrices de Carbapénèmases

ERV : Entérocoques Résistant à la Vancomycine

ETP: Ertapénème

EUCAST: European Committee on Antimicrobial Susceptibility Testing

FOX: Céfoxitine

I : Intermédiaire

IPM: Imipénème

KPC : *Klebsiella Pneumoniae* Carbapenemase

LPS : Lipopolysaccharide

MEM : Méropénème

MH : Mueller Hinton

NR : Nitrate Réductase

NDM : New Delhi Metallo--lactamases

Liste des abréviations

OMS: Organisation Mondiale de la Santé

R : Résistant

RM : Rouge de Méthyle

RU: Residence Universitaire

S: Sensible

TO: Targa Ouzemour

TOB: Tobramycine

TSI: Three Sugar Iron

VP : Vosges-Proskauer

Une résidence universitaire (RU) est un type de logement spécialement dévolu à la catégorie de la population qui poursuit des études supérieures. Elles sont en majorité situées à proximité d'établissement dispensant un enseignement supérieur soit des écoles préparatoires, soit des universités, elles bénéficient aussi en général d'une assez bonne couverture avec les services de transport (www.estudis.fr).

Les RU sont des ensemble sécurisées, et offrent plusieurs services tels que : gardiennage, accès internet, restauration, laverie, service de ménage, salle de sport, salle de lecture, fourniture de linge de maison,etc (www.investirlmnp.fr).

En Algérie, plus exactement à Bejaïa, plusieurs résidences universitaire sont disponibles pour les étudiants et leur offre une variété de services qui leur permettent de suivre leurs études dans des conditions adéquates. La RU Ireyahen est composé de 15 blocs dont 03 pour les garçons et 12 pour les filles. La capacité d'accueil est de 3955 étudiants et le nombre de résidents pour l'année 2016-2017 est de 3023 étudiants. Elle offre plusieurs services dont : Hébergement, Administration et moyens généraux, restauration et service culturel (**université de Bejaia, 2017**).

La RU Targa Ouzemour est composé de 15 blocs, 09 pour garçons et 06 pour les filles. Sa capacité d'accueil est de 2897 étudiants et le nombre de résidents pour l'année en cour est de 2558 étudiants (1213 filles et 1345 garçons). Les services offerts par cette RU sont variés : service d'hébergement, service administration et moyens généraux, service d'hygiène, et la restauration (**université de Bejaia, 2017**).

Les conditions d'hygiènes dans les résidences universitaires Algériennes sont très précaires, et la majorité des surfaces sont exposés au risque de contamination. Cela implique directement une croissance microbienne. Les bactéries comme tous les autres microorganismes trouvent en ces milieux tout le nécessaire pour croitre et se multiplier (**université de Bejaia, 2017**).

Les bacilles à Gram négatif sont des hôtes naturels de l'intestin et de l'environnement, et représentent un groupe hétérogène qui comprend les entérobactéries ainsi que les *Acinetobacter* sp, et les *Pseudomonas* sp. (**Avril et al., 1992**). Les bacilles à Gram négatif non fermentaires sont des bactéries ubiquitaires retrouvées dans l'environnement (sols, eaux...). Elles sont dites pathogènes opportunistes car, bien que

pouvant être isolées d'infections communautaires, elles sont le plus souvent impliqués dans les infections nosocomiales (**Berthelot et al., 2004**).

Pseudomonas aeruginosa est une bactérie à Gram négatif opportuniste vivant à l'état saprophyte dans l'eau, le sol humide et les végétaux, mais qui peut également vivre à l'état commensale sur la peau ou à l'intérieur du système digestif (**Sabin, 2006**).

Acinetobacter baumannii est considérée comme une bactérie ubiquiste ayant pour principal habitat le sol, les eaux, les végétaux, et les animaux (**Euzéby, 2003**). Chez l'homme, elle peut coloniser la peau, les plaies et le tractus aérien et digestif. Elle peut également résister à la dessiccation pendant plusieurs semaines (**Marrakchi, 2008**).

Les entérobactéries sont des bacilles à Gram négatif qui font partie de la flore gastro-intestinale normale des êtres humains. Ce sont d'ailleurs les bactéries les plus fréquemment isolées dans les spécimens cliniques (**Bilavsky et al., 2010**). Elles sont également responsables d'une multitude d'infections, entre autres des infections urinaires, des bactériémies, des pneumonies et des infections intra-abdominales (**Paterson, 2006**).

L'utilisation abusive et incontrôlée des antibiotiques favorise l'évolution des bactéries vers la résistance ce qui provoque fréquemment des échecs thérapeutiques. Cette résistance peut être naturelle (intrinsèque) ou acquise. La résistance chromosomique est spécifique d'une espèce ou d'un genre et définit le spectre d'activité de l'antibiotique. Contrairement à la résistance acquise qui caractérise seulement certaines souches d'une espèce ou d'un genre. Cette dernière peut être due à une mutation dans un gène localisé dans le chromosome bactérien ou dans un plasmide ou bien de l'acquisition d'information génétique, principalement par conjugaison ou transformation (**Courvalin, 2008**).

Au cours des vingt dernières années, peu d'antibiotiques ont été commercialisés. Plusieurs bactéries ont développé plusieurs résistances aux antibiotiques; c'est le cas du *Staphylococcus aureus* résistant à la méticilline (SARM), des entérocoques résistants à la vancomycine (ERV) et, plus récemment, des entérobactéries productrices de carbapénémases (EPC) (**Boivin et al., 2016**). L'émergence de bactéries multi-résistantes aux antibiotiques est inquiétante, elle concerne non seulement des bactéries rencontrées en milieu hospitalier mais également des bactéries communautaires et dans les différents compartiments de l'environnement (**Carle, 2009**).

Les carbapénèmes sont des antibiotiques appartenant à la famille des bêta-lactamines, ils sont caractérisés par un très large spectre antibactérien doublé d'une grande stabilité envers la quasi-totalité des bêta-lactamases, ils font partie des antibiotiques utilisés en première ligne du traitement probabiliste des infections nosocomiales sévères (**Wolff et al., 2009**). L'utilisation des carbapénèmes pour traiter les infections causées par les bactéries à Gram négatif multirésistants a provoqué la dissémination de la résistance aux carbapénèmes au niveau mondial (**Bradford et al., 2015**).

La résistance aux carbapénèmes chez les bacilles à Gram négatif a conduit à des impasses thérapeutiques. Cette résistance peut être d'origine chromosomique (altération de la porine OprD chez *Pseudomonas aeruginosa*), due à l'association de mécanismes de résistances (β -lactamase à spectre étendu (BLSE) et/ou céphalosporinase associée à une perte de la perméabilité membranaire chez les entérobactéries) ou à la production d'enzymes hydrolysant les carbapénèmes. Ce dernier mécanisme est le plus inquiétant par le fait que les gènes codant pour ces enzymes sont habituellement situés sur des éléments génétiques mobiles (plasmides, transposons, intégrons) qui leur permettent une dissémination rapide (**Grall et Andermount, 2011**).

La résistance par production de carbapénémases chez les entérobactéries est d'origine plasmidique. Ces gènes sont en mesure de se transmettre tant d'un genre bactérien à un autre que d'une espèce bactérienne à une autre. Ce mode de transmission plasmidique permet une propagation rapide des entérobactéries productrices des carbapénémases (EPC) dans le milieu hospitalier et dans la collectivité (**Tzouveleakis et al., 2012**).

Les carbapénémases décrites chez les entérobactéries appartiennent aux trois classes connues de bêta-lactamases (classe A, B, D) de la classification d'Ambler. Les plus importantes sont actuellement les bêta-lactamases de type KPC, IMP/VIM, OXA-48 et les NDM-1. Les bêta-lactamases de classe A ont une activité qui est totalement ou partiellement inhiber in vitro par l'acide clavulanique et le tazobactame alors que les autres types des bêta-lactamases ne sont pas inhiber par ces inhibiteurs classiques de bêta-lactamases (**Nordmann et al., 2010**). En Algérie, la première carbapénémase de type OXA-48 a été isolée chez des patients hospitalisés à l'hôpital militaire à Constantine (**Agabou et al., 2014**), puis chez d'autres souches de *K. pneumoniae* et *E. Cloacae* isolées de l'environnement hospitalier à l'hôpital de Guelma (**Bouguenoun et al., 2016**) et des cafards au niveau de service des brûlés du CHU de Batna (**Loucif et al., 2016**).

Les β -lactamases, avec une activité de carbapénèmases les plus répandue chez *A. baumannii* sont les β -lactamases qui hydrolysent la classe D des oxacillinases. Ces enzymes sont spécifiques à cette espèce. Parmi les quelles il existe quatre groupes représentés par OXA-23, OXA-24/40, OXA141 et OXA-58 qui peuvent être codées soit par des gènes chromosomiques soit plasmidiques (**Bakour et al., 2012**). En Algérie, une carbapénémase de type OXA-23 a été détectée chez des souches d'*A.baumannii* isolées chez des poissons de (**Brahmi et al., 2016**).

La diffusion de carbapénèmases de type OXA, VIM-2 et NDM-1 a été rapporté chez des souches d'*A.baumannii* et de *P.aeruginosa* d'origine clinique et environnemental (**Bakour et al., 2012 ; Bakour et al., 2013 ; Mesli et al., 2013 ; Touati et al., 2012; Zenati et al., 2016**). La résistance aux carbapénèmases par modification de porine a été également rapporté chez des souches de *P.aeruginosa* isolées de différentes surfaces (**Bouguenoun et al., 2016**).

La colistine, cette molécule qui sert d'antibiotique de réserve pour le traitement de certaines infections graves due à des bactéries à Gram négatif multirésistantes (**Dortet et al., 2006**). C'est un antibiotique polypeptidique de la famille des polymexines, utilisé depuis longtemps en médecine vétérinaire, principalement pour le traitement des colibacillooses dans les filières de production animales. Chez l'être humain par contre, la colistine n'est que peu utilisée en raison de ses effets secondaires toxiques sur les reins et le système nerveux (**Dortet et al., 2006**).

Suite à l'utilisation accrue de la colistine dans le traitement des infections sévères, une résistance à cet antibiotique est apparue (**Bradford et al., 2015**). Cette résistance est due au changement de la charge négative de la membrane externe. La charge globale négative est affaiblie en changeant les groupes phosphates du lipide A par le 4-amino-désoxy-L-arabinose et/ ou par le phosphoéthanolamine. Les pathogènes intrinsèques résistants à la colistine, tels que *Proteus*, *Providencia*, *Serratia*, *Brucella*, *Neisseria*, *Chromobacterium*, et *Burkholderia sp.* Ont une faible affinité pour la colistine en raison de la modification des LPS (**Yong et al., 2014**).

Des analyses génomiques récents ont suggéré que l'inactivation de l'insertion du gène *mgrB*, la surexpression du système de signalisation PhoP/PhoQ, l'activation de l'opéron *pmrHFJKLMpmrA*, et la présence du gène *ArnB* peuvent éventuellement

conduire à des modification des LPS liées à la résistance à la colistine chez plusieurs agents pathogènes, y compris *K. pneumoniae* (Yong et al., 2014).

En 2015, des scientifiques chinois ont découvert le gène *mcr-1* susceptible être responsables de la résistance plasmidique à la colistine. En 2016, le gène *mcr-1* a été détecté dans une souche isolées d'un échantillon de viande de poulet (Olaitin et al., 2016). Au cours de la même année, le gène *mcr-1* a été rapporté en Algérie chez des souches d'origine clinique (Yanat et al., 2016).

Une étude réalisée par SLIMI en 2016 au niveau de l'Université de Bejaia sur le portage fécal de BMR chez des étudiants résident dans différentes résidences universitaire a révélé des taux de résistance considérables chez les bacilles à Gram négatif à différentes familles d'antibiotique notamment les carbapénèmes et la colistine.

Dans cette optique et sachant qu'il y'a pas de travaux nationaux et internationaux concernant la contamination des lieux public en particulier les résidences universitaires par des BGN mutirésistants aux antibiotiques. Nous ne sommes fixé comme objectif de déterminer si les surfaces fréquemment en contact avec ces étudiants sont contaminées et faire un lien avec la propagation des BMR dans l'environnement. Pour réaliser notre travail, nous avons adopté la méthodologie suivante :

- ✓ Rechercher des bacilles à Gram négatif résistants aux carbapénèmes au niveau de deux résidences : Ireyahen et Targa Ouzemour
- Evaluation de la sensibilité des souches vis-à-vis de plusieurs familles d'antibiotiques à savoir les β -lactamines, quinolones, aminosides et à la colistine.
- ✓ Détermination des phénotypes de résistance aux β -lactamines

Notre étude a été réalisée durant la période allant du 28/02/2017 jusqu' au 28/05/2017 au niveau du laboratoire de Microbiologie de l'Université A. Mira de Bejaia. Deux résidences universitaires ont fait l'objet de notre étude à savoir la résidence Ireyahen et la résidence Targa Ouzemour.

I) Ecouvillonnage des surfaces

Cinquante-cinq prélèvements de surfaces ont été effectués au niveau des deux résidences dans la wilaya de Bejaia à savoir 20 prélèvements au niveau de la résidence Targa Ouzemour et 35 prélèvements au niveau de la résidence Ireyahen. La répartition des prélèvements par sites pour chaque résidence est résumée dans le tableau I.

Tableau I : Répartition des prélèvements par résidence et par sites

Résidences	Date	Lieu ou pavillon	Sites de prélèvement	Nombre de prélèvement
Targa Ouzemour	19/03/2017	Chambre K303	Table à manger	20
			Plaque à cuisson	
		Toilette bloc K 2 ^{ème} étage	Cuvette	
			Sol	
		Couloir bloc K 2 ^{ème} étage	Interrupteur	
			Radiateur	
			Bordure d'escalier	
		Toilette bloc F 3 ^{ème} étage	Lavabo	
			Cuvette	
			Poignée de porte	
			Robinet	
		Chambre F304	Mur	
			Table	
		Toilette bloc I 2 ^{ème} étage	Poignée de porte	
Lavabo				
Toilette poste police	Cuvette			
	Mur			
Douche garçon	Cuvette			
	Mur			
Toilette bloc F 1 ^{er} étage	Cuvette			
	Poignée de porte			

Tableau I (suite): Répartition des prélèvements par résidence et par site

Résidence	Date	Lieu ou pavillon	Sites de prélèvement	Nombre de prélèvement
Ireyahen	28/02/2017	Chambre E418	Poignée de porte	35
			Interrupteur	
			Casier	
			Drap et couverture	
			Table	
		Chambre E318	Poignée de porte	
			Interrupteur	
			Casier	
			Drap et couverture	
			Table	
		Chambre E417	Poignée de porte	
			Interrupteur	
			Casier	
			Drap et couverture	
			Table	
	Toilette bloc E 3 ^{ème} étage	Lavabo		
		Robinet		
		Cuvette		
		Porte savon		
	Toilette bloc E 4 ^{ème} étage	Lavabo		
		Robinet		
		Cuvette		
		Porte savon		
Restaurant	Paillasse			
05/03/2017	Douche bloc E	Poignée de porte		
		Porte savon		
		Mur		
		Sol		
		Lavabo		
	Toilette bloc A 1 ^{er} étage	Cuvette		
		Chasse		
		Sol		
	Toilette bloc M 2 ^{ème} étage	Lavabo		
		Poignée de porte		
Mur				

Les prélèvements ont été effectués par la méthode d'écouvillonnage. Un écouvillon stérile est préalablement humidifié avec du bouillon nutritif puis frotté sur une surface en stries parallèles et rapprochées. L'écouvillon est immédiatement introduit dans le bouillon nutritif, transporté au laboratoire, puis incubé à 37°C pendant 24h.

II) Isolement et purification des souches

A partir des bouillons positifs (observation d'un trouble), on ensemence à l'aide d'une anse de platine une gélose Mac Conkey additionnée de l'ertapénème (0,5 µg/ml) et de la vancomycine (32 µg/ml) pour la sélection des bacilles à Gram négatif résistants aux carbapénèmes et l'élimination des Gram positif. Après incubation à 37°C /24h, les boîtes sont examinées selon l'aspect des colonies et chaque type est repiqué sur gélose Mac Conkey jusqu'à l'obtention d'une culture pure.

III) Identification des souches

L'identification des souches de bacilles à Gram négatif a été réalisée selon les critères macroscopiques sur gélose Mac Conkey (aspect des colonies, couleur, taille et forme) et la coloration de Gram.

L'orientation de l'identification des souches isolées a été réalisée sur la base de l'aspect des colonies sur milieu chromagar (CHROMagar™ Orientation) (Tableau I, Annexe III) puis confirmer par la réalisation d'une galerie biochimique classique (tableau II) et API20E pour certaines souches (BTR 45) et (BTR 47).

Pour les souches non fermentaire, d'autres tests ont été réalisés pour l'identification des souches *d'A. baumannii* à savoir la croissance à 44°C et la pigmentation en vert pour les souches de *P. aeruginosa*.

Tableau II : Galerie biochimique classique d'identification des souches

Test	Ensemencement	Résultats
Recherche des nitrates réductases (bouillon nitraté)	Ensemencement du milieu avec une suspension bactérienne et l'incubation à 37° C / 24h	Nitrate réductase + : virage au rouge après l'ajout des deux réactifs NR1 et NR2 Nitrate réductase - : le milieu reste jaune après l'ajout du zinc
Fermentation des sucres (TSI)	Ensemencement de la pente par des stries sériées, puis le culot par piqueure centrale. L'incubation est réalisée à 37° C / 24h	Lactose+ : virage de la pente au jaune Glucose+ : virage du culot au jaune Gaz+ : apparition des poches gazeuse Production d'H ₂ S : noircissement du milieu
Utilisation du citrate comme seul source de Carbone (Citrate de Simmons)	Ensemencement de la gélose par des striées longitudinales et incubation à 37° C pendant 24h à 7 jours.	Citrate+ : virage de milieu au bleu
Recherche de la production d'uréase (urée indole)	Ensemencement du milieu avec une suspension bactérienne puis incubation à 37°C/24h.	Uréase+ : Virage du milieu au rouge/ rose.
Recherche de la production d'indole (eau peptonée exempte d'indole)	Ensemencement du milieu avec une suspension bactérienne, et incubation à 37°C/24h.	Indole+ : Apparition d'un anneau rouge en surface après l'ajout de quelques gouttes du réactif de Kovacs.
Etude des voies fermentaires (Clark et Lubs)	Ensemencement du milieu par une suspension bactérienne, et incubation à 37°C/24h.	VP+ : virage au rouge cerise après l'ajout des réactifs VP I et VP II. RM+ : Coloration rouge après l'ajout du réactif Rouge de Méthyle

IV) Etude de la sensibilité des souches aux antibiotiques

La sensibilité des souches aux antibiotiques est évaluée par la méthode de l'antibiogramme standard par diffusion sur gélose Mueller Hinton selon les recommandations de l'EUCAST(2016).

- **Suspension bactérienne et ensemencement des boites**

A partir d'une culture de 18 à 24h, on réalise une suspension en dissociant 4 à 5 colonies dans 5ml d'eau physiologique stérile pour un inoculum d'environ 10⁸ UFC/ml (EUCAST, 2016). Des boites Mueller Hinton sont ensemencées par écouvillonnage, par la suite, les disques d'antibiotiques (tableau IV) sont déposés à l'aide d'une pince stérile. Les boites sont incubées pendant 24h à 37°C.

- **Lecture**

On mesure à l'aide d'un pied à coulisse les différents diamètres des zones d'inhibitions obtenues autour des disques d'antibiotiques. L'interprétation des résultats en sensible (S), intermédiaire(I) ou résistante(R) est effectuée selon les critères définis par CA-SFM (2013) et EUCAST (2016).

Tableau IV : Diamètres critiques des zones d'inhibition selon les recommandations de EUCAST (2016) et le CA-SFM (2013).

Antibiotique	Abréviatio n	Charge (µg)	Diamètre critique		Marque	Famille
			S≥	R<		
Meropénème	MEM	10	22	19	Cypress diagnostic	Carbapénèmes
Imipénème	IPM	10	22	16	Cypress diagnostic	Carbapénèmes
Ertapénème	ETP	10	25	22	OXOID	Carbapénèmes
Tobramycine	TOB	10	17	14	Cypress diagnostic	Aminoside
Ceftazidime	CAZ	30	26	21	HIMEDIA	Céphalosporines
Ciprofloxacine	CIP	5	22	19	Cypress diagnostic	Fluoroquinolones
Amoxyclav	AMC	30	19	19	Bioanalyse	Aminopénicillines
Céfotaxime	CTX	30	26	23	Cypress diagnostic	Céphalosporins
Colistine	CT	50	15	15	OXOID	Polymixines
Aztréonam	ATM	30	26	21	Cypress diagnostic	Monobactames
Céfoxitine	FOX	30	19	15	Bioanalyse	Céphalosporines

V) Détection des phénotypes de résistances aux bêta-lactamines

V-I- Recherche de la production de bêta-lactamases à spectre étendu (BLSE)

- **DD-test (ou test de synergie)**

La production d'une β -lactamase à spectre étendu est détectée par le test de synergie qui consiste à placer les disques de céphalosporines de 3^{ème} génération (céftazidime et céfotaxime) et d'aztréonam à une distance de 20 mm (centre à centre) d'un disque combiné d'amoxiciline et acide clavulanique (AMC).

L'augmentation de la zone d'inhibition entre le disque d'amoxiciline/acide clavulanique et les disques de céftazidime, céfotaxime et/ou aztréonam indique la production d'une BLSE (**Jarlier et al., 1998**).

- **DD-test sur gélose à la cloxaciline (250 μ g/ml)**

Afin d'inhiber l'activité de la céphalosporinase naturelle ou plasmidique, le test de synergie a été refait sur gélose Muller-Hinton additionnée de 250 μ g/ml de cloxacilline. La comparaison des diamètres des zones d'inhibition entre les boîtes avec et sans cloxacilline permet de mettre en évidence la présence d'une BLSE (**Drieux et al., 2008**).

V-II-Recherche de la production de carbapénèmases par test CIM (Carbapenem Inactivation Method)

Le test CIM est une nouvelle méthode phénotypique développée pour la détection des carbapénèmases. Ce test permet la détection rapide des différents types de carbapénèmases (KPC, NDM, OXA-48, VIM, IMP et OXA-23) (**Vander Zwaluw et al., 2015**).

Le principe de la technique est résumé dans la figure 6 et comme suit :

- 1-Préparer 03 Eppendorfs contenant 500 μ l d'eau physiologique stérile,
- 2-Faire suspendre dans le premier Eppendorf une ose de *E .coli* ATCC sensible comme témoin négatif. Dans le deuxième, une souche productrice de NDM-1 comme Témoin positif et dans le troisième la souche à tester.
- 3-Introduire dans chaque Eppendorf, un disque de meropénème (MEM) ou imipénème (IPM) de 10 μ g (Cypress Diagnostic) puis incubé au minimum 2 heures,
- 4-Après incubation, déposer les disques de MEM ou IPM correspondant au témoin (+), témoin (-) et aux souches à tester sur des boîtes de Petri contenant de la gélose Mueller

Hinton. Les boîtes sont ensemencées par la souche *E. coli* sensible puis incubés pendant 24h à 37°C.

5- La lecture est faite en mesurant les diamètres des zones d'inhibition et l'interprétation en sensible, résistante, ou intermédiaire est réalisée selon les recommandations de l' EUCAST 2016.

La figure ci-dessous montre les différentes étapes de la réalisation du test CIM.

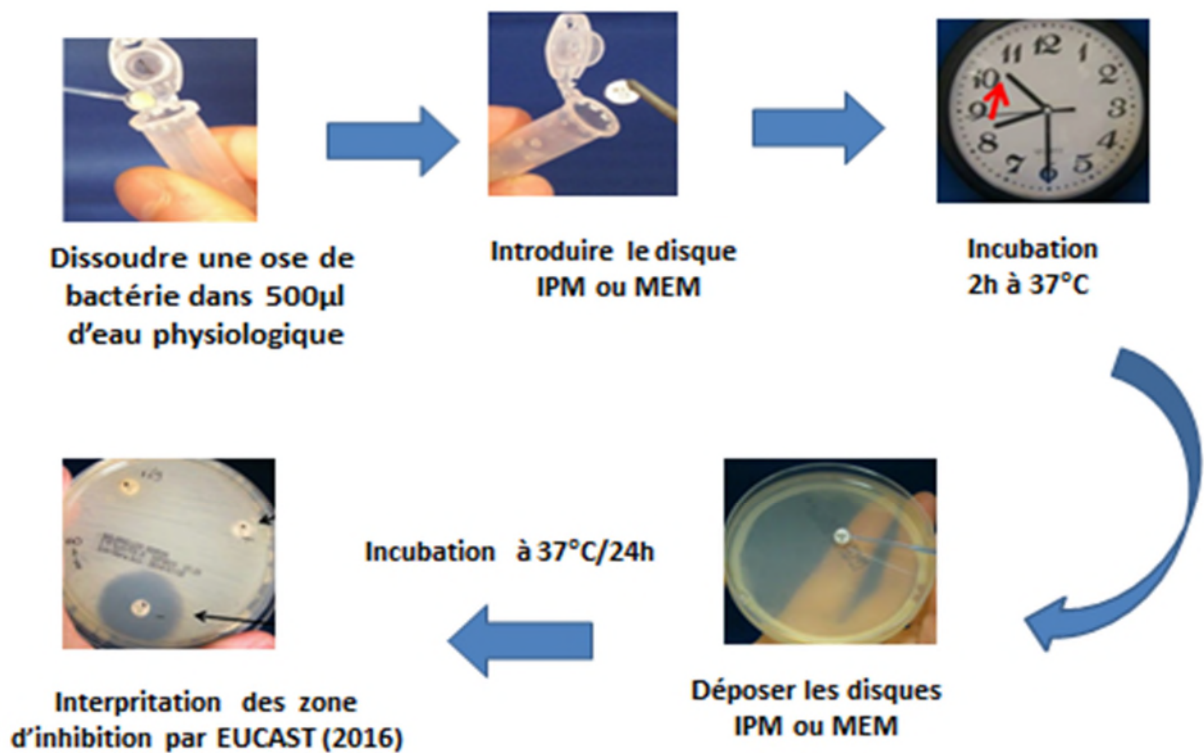


Figure 1 : Etapes de réalisation du test CIM (Vander Zwaluw et al., 2015).

Durant notre étude, 55 prélèvements de surfaces ont été réalisés au niveau de deux résidences universitaires (RU) de la wilaya de Bejaia, à savoir 20 prélèvements à Targa Ouzemour et 35 prélèvements à Iryahen.

Un total de 34 souches de bacilles à Gram négatif (BGN) ont été isolées dont 23 souches au niveau de la résidence Iryahen et 11 souches au niveau de la résidence Targa Ouzemour (tableau II, Annexe IV). Le tableau suivant montre la répartition des prélèvements par résidence universitaire et par site.

Tableau V : Répartition des prélèvements par site et par résidence universitaire

Sites \ Résidence	Iryahen	Targa Ouzemour
Chambre	15	04
Toilette	14	12
Douche	05	01
Couloir	–	03
Restaurant	01	–

I-Répartition des souches par espèces

L'identification des souches isolées nous a permis de caractériser 17 souches de *P.aeruginosa*, 11 souches de *A.baumannii*, 3 souches de *K.pneumoniae*, 1 souche de *K. oxytoca* et 2 souches de *E.coli*. La figure suivante représente la répartition des souches par espèces.

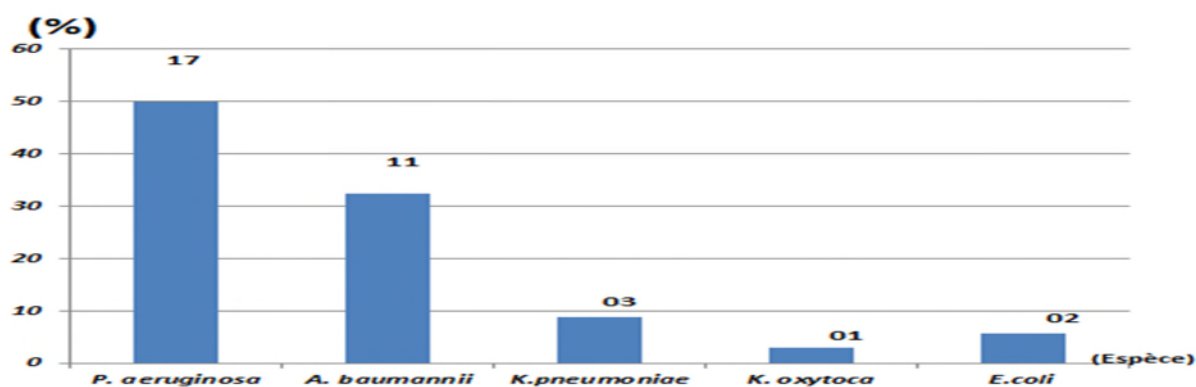


Figure 2 : Répartition des souches par espèces

II-Répartition des souches par résidence

Le tableau ci-dessous montre que la résidence Ireyahen regroupe le nombre le plus important de bacilles à Gram négatif non fermentaires comparé à la résidence Targa Ouzemour. En effet, le germe le plus dominant dans les deux résidences est *P aeruginosa* avec des taux de 47,82% à la résidence Ireyahen et 54,54% à la résidence Targa Ouzemour suivi par *A.baumannii* avec un taux de 39,13% et 18,18% respectivement. On remarque également que la présence des entérobactéries est faible au niveau de ces deux résidences.

Tableau VI : Répartition des souches par résidence

Résidences	Nombre de prélèvements	Nombre de souches isolées	Groupe bactériens				
			Les non fermentaires		Les entérobactéries		
			<i>P. aeruginosa</i>	<i>A. baumannii</i>	<i>K. pneumoniae</i>	<i>K. oxytoca</i>	<i>E. coli</i>
Ireyahen	35	23 (65,71%)	11 (47,82%)	09 (39,13%)	02 (8,69%)	01 (4,34%)	00
Targa Ouzemour	20	11 (55%)	06 (54,54%)	02 (18,18%)	01 (9,09%)	00	02 (18,18%)
Total	55	34 (61,81%)	17 (50%)	11 (32,35%)	03 (8,82%)	01 (2,94%)	02 (5,88%)

III- Etude de la sensibilité des souches aux antibiotiques

III-I- Etude de la résistance des souches de BGN non fermentaires

Les résultats des antibiogrammes (Tableau III, Annexe V) réalisés sur les souches de bacilles à Gram négatif non fermentaires montrent des taux potentiellement élevés aux carbapénèmes (IPM et MEM), à la céftazidime et à la colistine. Cependant, elles restent sensibles à la ciprofloxacine et à la tobramycine (figure 3).

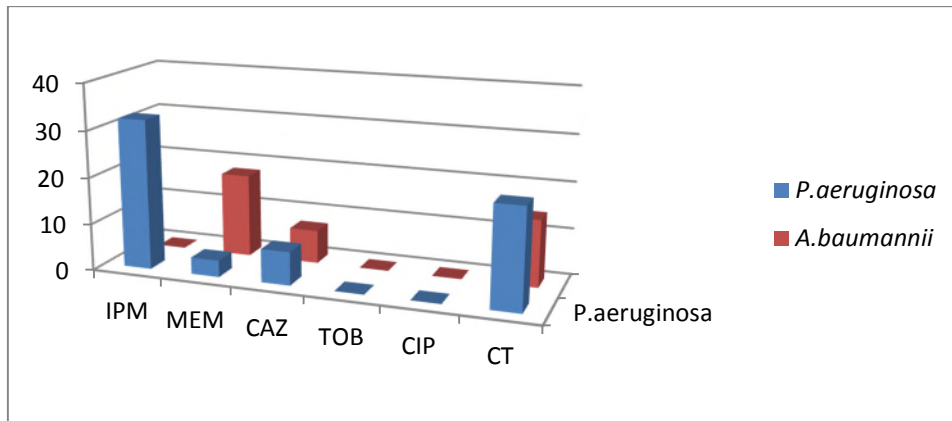


Figure 3 : Taux de résistance aux antibiotiques des non fermentaires

III-I- Etude de la résistance des entérobactéries

La figure 4 montre que la majorité des souches d'entérobactéries et particulièrement les souches de *K. pneumoniae* présentent des taux de résistance très élevés aux β -lactamines, à la ciprofloxacine et à la tobramycine. Toutefois, le méropénème reste l'antibiotique le plus actif contre ces souches. Les souches de *K. oxytoca* et *E. coli* présentent une tendance à la sensibilité comparées aux souches de *K. pneumoniae*.

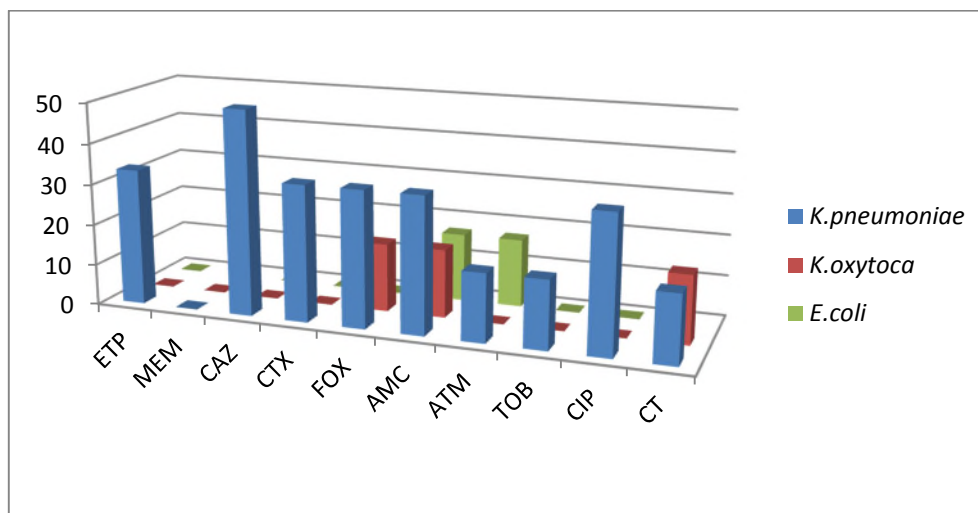


Figure 4: Taux de résistance aux antibiotiques chez les entérobactéries

IV- Recherche des phénotypes de résistance aux β -lactamines

IV-1-Recherche de la production des BLSE par test de synergie

Le test de synergie réalisé sur les entérobactéries est positif uniquement pour une souche de *K. pneumoniae* (BTR 41) isolée de la résidence Targa Ouzemour d'une cuvette de toilette. Le résultat du test de synergie est montré dans le tableau ci-dessous.

Tableau VII : Résultats du test de synergie

Souches	Espèce	Diamètre des zones d'inhibition										Synergie
		CAZ		CTX		ATM		FOX		AMC		
BIR 23(1)	<i>K. pneumoniae</i>	06	R	14	R	06	R	23	S	28	S	Absence
BIR 23(2)	<i>K. pneumoniae</i>	15	R	31	S	26	S	07	R	08	R	Absence
BIR (23)	<i>K. oxytoca</i>	25	I	33	S	37	S	17	S	09	R	Absence
BTR 46	<i>E. coli</i>	24	I	26	S	30	S	32	S	16	R	Absence
BTR41	<i>K. pneumoniae</i>	06	R	06	R	06	R	06	R	06	R	Présence

D'après le tableau VII, on remarque que les deux souches de *K. pneumoniae* (BIR23(2) et BTR41) présentent une résistance à la FOX. Ce résultat peut être expliqué par l'acquisition d'une AmpC plasmidique qui peut masquer la présence d'une BLSE. Le résultat du test de synergie est montré dans la figure suivante.

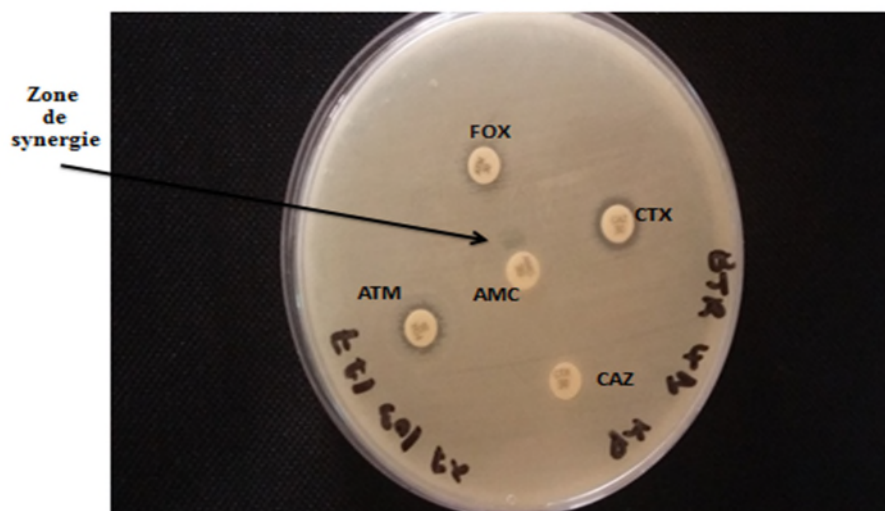


Figure 5: Test de synergie positif de la souche *K. pneumoniae* (BTR 41)

IV-2 Test de synergie avec la cloxacilline

Un test de synergie sur gélose MH additionnée de 250µg/ml de cloxacilline est effectué pour la souche de *K. pneumoniae* résistante à la FOX (BIR 23(2)). Aucune image de synergie n'a été observée.

Tableau VIII : Diamètres des zones d'inhibitions sur gélose Mueller Hinton avec et sans cloxaciline.

Code	Espèce	Diamètre (mm)	CTX		FOX		ATM		AMC		CAZ		Image de synergie
BIR 23 (2)	<i>K. pneumoniae</i>	Sur MH	38	S	06	R	39	S	06	R	06	R	Absence
		MH+cloxa	31	S	07	R	26	S	08	R	15	R	Absence
		Différence de diamètre	07		01		13		02		09		Absence

IV-3-Recherche de la production des carbapénèmases par test CIM

Parmi les 16 souches résistantes aux carbapénèmes testées par le test CIM, la moitié (8/16) des souches présentent des diamètres réduits autour des disques d'IPM (tableau IX). Cinq souches de *P. aeruginosa*, une souche d'*Acinetobacter baumannii* et deux souches de *K. pneumoniae* ont été identifiées. Ces résultats impliquent qu'il y a probablement production de carbapénèmases par ces souches.

Tableau IX : Résultats du test CIM

Code	Espèce	ATB (10µg)	<i>E. coli</i> (T-)		NDM (T+)		Diamètre d'inhibition	
BIR 18	<i>A. baumannii</i>	IPM	19	S	06	R	22	S
BIR 25	<i>P. aeruginosa</i>	IPM	19	S	06	R	16	R
BIR 29	<i>P. aeruginosa</i>	IPM	19	S	06	R	15	R
BIR 39	<i>P. aeruginosa</i>	IPM	19	S	06	R	18	S
BIR 28B	<i>P. aeruginosa</i>	IPM	19	S	06	R	20	S
BIR 37P	<i>P. aeruginosa</i>	IPM	19	S	06	R	14	R
BIR 34	<i>P. aeruginosa</i>	IPM	19	S	06	R	17	R
BIR 23(2)	<i>K. pneumoniae</i>	IPM	19	S	06	R	15	R
BIR 21	<i>A. baumannii</i>	IPM	19	S	06	R	22	S
BIR 9A	<i>P.aeruginosa</i>	IPM	19	S	06	R	22	S
BIR 9B	<i>A. baumannii</i>	IPM	19	S	06	R	21	S
BTR 52	<i>P. aeruginosa</i>	IPM	19	S	06	R	17	S
BTR 20	<i>P. aeruginosa</i>	IPM	19	S	06	R	16	R
BTR 41	<i>K. pneumoniae</i>	IPM	19	S	06	R	13	R
BTR 54A	<i>A. baumannii</i>	IPM	19	S	06	R	06	R
BIR 19	<i>A. baumannii</i>	IPM	21	S	06	R	20	S

V-Les phénotypes de résistance aux β -lactamines

Le tableau suivant représente les différents phénotypes de résistances probables aux β -lactamines.

Tableau X : Phénotypes de résistance probables aux β -lactamines

Code	Souche	DD-test	Test CIM	Phénotype	Site de prélèvement	Résidence
BIR 25	<i>P. aeruginosa</i>	NT	+	Carbapenemase	Cuvette	Ireyahen
BIR 29	<i>P. aeruginosa</i>	NT	+	Carbapenemase	Porte savon douche	Ireyahen
BIR 37P	<i>P. aeruginosa</i>	NT	+	Carbapenemase	Lavabo toilette	Ireyahen
BIR 34	<i>P. aeruginosa</i>	NT	+	Carbapenemase	Cuvette	Ireyahen
BTR 20	<i>P.aeruginosa</i>	NT	+	Carbapénémase	Mur douche	TO
BTR 52	<i>P.aeruginosa</i>	NT	-	Impérméabilité ou efflux	Cuvette	TO
BIR 39	<i>P.aeruginosa</i>	NT	-	Impérméabilité ou efflux	Mur douche	Ireyahen
BIR 28B	<i>P.aeruginosa</i>	NT	-	Impérméabilité ou efflux	Porte savon toilette	Ireyahen
BIR 9A	<i>P.aeruginosa</i>	NT	-	Impérméabilité ou efflux	Casier de chambre	Ireyahen
BTR41	<i>K. pneumoniae</i>	+	+	BLSE + Carbapenemase+AmpC	Cuvette	TO
BIR 23(2)	<i>K. pneumoniae</i>	-	+	Carbapenemase+ AmpC	Robinet de toilette	Ireyahen
BTR 54A	<i>A.baumannii</i>	NT	+	Carbapenemase	Mur toilette	TO
BIR 18	<i>A.baumannii</i>	NT	-	Impérméabilité ou efflux	Table à manger	Ireyahen
BIR 21	<i>A.baumannii</i>	NT	-	Impérméabilité ou efflux	Lavabo toilette	Ireyahen
BIR 9B	<i>A.baumannii</i>	NT	-	Impérméabilité ou efflux	Casier chambre	Ireyahen
BIR 19	<i>A.baumannii</i>	NT	-	Impérméabilité ou efflux	Table à manger	Ireyahen

NT : non testé, TO : Targa Ouzemour

L'apparition de bactéries multi-résistantes (BMR) aux antibiotiques et leur diffusion constituent un phénomène émergent ces dernières années. Ce sujet prédomine dans le milieu hospitalier mais c'est aussi un problème de santé publique qui concerne le secteur extra-hospitalier. Peu d'études ont porté sur la contamination des surfaces par des BMR dans les milieux communautaires et particulièrement au niveau des résidences universitaires.

Notre étude a été effectuée sur un collectif de 55 prélèvements de surface au niveau de deux résidences universitaires à savoir la résidence Ireyahen et la résidence Targa Ouzemour. Un taux de contamination de 61,81% (34/55) est rapporté. Nos résultats s'accordent avec une étude réalisée en 2014, par Ayachi et Achiou sur la contamination bactérienne des téléphones portables en milieu communautaires ou un taux de 74% (74/100) a été rapporté.

Durant cette étude, différentes espèces de bacilles à Gram négatif ont été isolées à partir de différentes surfaces avec une prédominance des souches de *P. aeruginosa* et des souches de *A.baumannii* (50% et 32,35% respectivement) suivi des entérobactéries à savoir deux souches de *E. coli*, trois souches de *K. pneumoniae* et une souche de *K. oxytoca*. La majorité des souches ont été isolées au niveau des toilettes et des chambres avec des taux de 58,82% (20/34) et de 35,29% (12/34) respectivement. Toutes les souches d'entérobactéries ont été isolées principalement des toilettes, cela peut être due au manque d'hygiènes, mais aussi à une contamination fécal des surfaces par des résidents porteurs de BMR. Presque la moitié des souches de BGNnf (9 souches de *P.aeruginosa* et 6 souches d'*A.baumannii*) ont été également isolées au niveau des toilettes.

Les bactéries à Gram négatif, bien qu'elles proviennent souvent de la flore naturelle des êtres humains, elles peuvent survivre dans différentes niches environnementales. Elles prolifèrent mieux sur des zones humides et mal nettoyées, désinfectées ou stérilisées (**Dancer, 2004**). La présence des entérobactéries sur des surfaces nécessitant un nettoyage quotidien comme les sanitaires peut être due à une défaillance du procédé de nettoyage ou à la perte de l'efficacité des produits utilisés (développement d'une résistance aux désinfectants) souvent très dilués.

Comparant avec les travaux qui ont rapporté la contamination de surfaces en milieu hospitalier dans la région de Bejaia, nos résultats sont en accord avec ceux rapportées par Bellache et Yous en 2013 sur la prédominance de souches non fermentaires par rapport aux entérobactéries isolées de différentes surfaces au niveau de CHU Khilil Amrane de Bejaia.

Plusieurs études nationales et internationales ont rapporté la contamination par des souches d'*A. baumannii*, de *P. aeruginosa* et de *K. pneumoniae* de surfaces proches et communes aux patients telles que les poignées de porte, les draps, bordure du lit et les couvertures, robinet, lavabo, chasse d'eau des toilettes. Ces souches sont capables de survivre pendant des mois sur des surfaces inanimées et sont fréquemment isolées de patients atteints d'infections nosocomiales (Touati et al., 2007 ; Touati et al., 2010 ; Obeidat et al., 2014 ; Stoesser et al., 2014 ; Zenati et al., 2016). L'environnement proche de personne colonisés et/ou infectés est souvent contaminé (Girou et Fagon, 1998). Le portage de BMR chez des étudiants résidents dans des cités universitaires de la wilaya de Bejaia (SLIMI, 2016) confirme la présence de ces BGN dans les chambres et sur des surfaces communes aux étudiants.

L'étude de la sensibilité des souches aux antibiotiques a permis de constater que 50% des souches de bacilles à Gram négatif sont résistantes aux carbapénèmes (IPM, ETP et MEM) à savoir 58,82% des *P. aeruginosa*, 45, 45% des *A. baumannii*, et 33,33% d'entérobactéries. En effet, ces deux espèces sont des bactéries se trouvant essentiellement dans l'environnement, et présentent une capacité d'acquérir et de cumuler facilement plusieurs mécanismes de résistance (Khalifa Ben Haj et al., 2010).

Le test de CIM effectué sur les 16 souches de BGN a permis de caractérisé 8 souches comme productrices de carbapénémase dont 5 souches de *P.aeruginosa*, une souche de *A. baumannii* et deux souches de *K.pneumoniae*. Le mécanisme de résistance aux carbapénèmes le plus répandu chez *A. baumannii* est la production de carbapénémases ou la surexpression de l'OXA-51 chromosomique par insertion de la séquence d'*ISAbal* en amont du gène. Il existe également d'autres mécanismes de résistance non enzymatiques (Turton et al., 2006 ; Nordmann, 2010). Les β -lactamases hydrolysant les carbapénèmes les plus diffusés dans le monde sont, selon la classification d'Ambler, la classe A (KPC), la classe B(MBL) tels que IMP, VIM ou les NDM et la classe D qui sont principalement des oxacillinases à spectre élargi (OXA-48 like) chez les entérobactéries (Magdalena et al.,2013).

La résistance des *P.aeruginosa* aux carbapénèmes est due principalement à un défaut de pénétration suite à une perte de la porine (OprD2), voie préférentielle de passage de imipénème, ou à une hyperproduction de la céphalosporine chromosomique (AmpC) (Bricha et al.,2009). Des mutations au niveau de la porine OprD2 a été rapporté en Algérie par (Bouguenoun et al., 2016) chez des souches de *P. aeruginosa* isolées de différentes surfaces

et d'origine clinique. Ce résultat peut expliquer la résistance non enzymatique de ces dernières aux carbapénèmes retrouvé par le test CIM.

La résistance des souches d'entérobactéries aux carbapénèmes a révélé que 2/6 souches de *K. pneumoniae* sont probablement productrices de carbapénémases. Une étude réalisée par SLIMI en 2016 sur le portage de BMR chez des étudiants résidents dans des cités universitaires de la wilaya de Bejaia, a montré un taux de 13% (13/100) d'entérobactéries productrices de carbapénémases à savoir 7 souches à Targa Ouzemour et une souche à Ireyahen. La présence des entérobactéries productrices de carbapénémases sur les différentes surfaces au niveau de ces résidences universitaires peut être expliquée par la contamination de ces dernières par le portage fécal des étudiants résident dans ces résidences.

En Algérie, Bakour et *al.* (2015) ont rapporté la présence d'une souche de *K. pneumoniae* productrice KPC-3 chez un enfant hospitalisé au niveau du CHU de Sétif. La première découverte des carbapénémase de la classe B (NDM-5) était en 2016 par Yousfi et *al.* chez des souches de *E. coli* isolées de matière fécale d'animaux de compagnie. La même année, d'autres études ont rapporté la présence de NDM-5 chez des souches d'*E. coli* isolées de lait de vache, et OXA-48 chez les animaux de compagnie (**Yousfi et al.,2016**).

La contamination des surfaces par des BMR souligne la nécessité de les conserver aussi sec et propre que possible. Le tube digestif constitue un important réservoir de bacilles Gram négatifs (*Enterobacteriaceae*, *Pseudomonas aeruginosa* et *Acinetobacter baumannii*) (**Donskey, 2006**) et la substitution de souche originale par une souche multirésistante se produit généralement pendant l'hospitalisation ou après une antibiothérapie à large spectre (**Biendo et al., 2008**).

Le test de synergie nous a permis de mettre en évidence une souche productrice de BLSE La présence des entérobactéries sécrétrices de β -lactamase à spectre élargi (EBLSE) était essentiellement limitée aux hôpitaux mais nous assistons actuellement à une diffusion de ces enzymes dans le milieu communautaires (**Gharout et al.,2016**), chez les animaux sauvage et de compagnie (**Yousfi et al.,2016**).

L'accroissement des infections dues à des bactéries à Gram négatif multi résistantes, incluant les souches résistantes aux carbapénèmes, plus particulièrement les souches de *Pseudomonas sp*, *Acinetobacter sp*, *K.pneumoniae* a conduit à la relance des polymyxines dans le monde entier comme l'option de traitement de dernier recours. La colistine est composé de la colistine A et B, et présente un effet bactéricide sur la plupart des bactéries à

Gram négatif à l'exception de : *Proteus*, *Providencia*, *Morganella*, *Serratia*, *Edwardsiella*, et *Burkholderia*, qui sont naturellement résistantes à la colistine. La nature cationique de cette molécule permet de modifier les charges négatives des LPS, ce qui conduit au déplacement compétitif de cations divalents des LPS, résultant de la rupture de la membrane cellulaire et de la mort cellulaire (Olaitan et al., 2014).

En Chine, une étude a montré que 21% de souches d'*E.coli* isolées des vaches étaient résistantes à la colistine, et que cette résistance est due à l'expression d'un gène *mcr-1* qui se transfère d'une souche à une autre sur un plasmide par le phénomène de conjugaison et de transformation (Nordmann, 2016). En Algérie, une étude a rapporté pour la première fois la présence de *mcr-1* chez des souches d'*E.coli* isolées d'un être humain (Yanat et al., 2016).

Durant notre étude, 12 souches de bacilles à Gram négatif présentent un diamètre réduit à la colistine. Selon les recommandations de l'EUCAST (2017), une souche est dite résistante à la colistine lorsqu'elle présente une CMI $\geq 4\mu\text{g/ml}$. Toutefois, en l'absence des résultats des CMI on ne peut pas conclure sur le taux de résistance à la colistine mais juste avoir une appréciation de la sensibilité réduite à cette molécule. Il est donc important d'appliquer rigoureusement les règles d'hygiène comme une réponse préventive et opérationnelle dans la lutte contre la diffusion des BMR.

Au cours de cette étude et durant une période de 3 mois, 55 prélèvements de surfaces ont été effectués au niveau des deux résidences universitaires Ireyahen et Targa Ouzemour de la wilaya de Bejaia.

Au total, 34 souches de bacilles à Gram négatif ont été isolées et identifiées dont 17/34 souches de *P.aeruginosa*, 11/34 souches d'*A.baumannii*, 3/34 souches de *K.pneumoniae*, 1/34 souche de *K.oxytoca* et 2/34 souches d'*E.coli*,

Une seule souche de *K. pneumoniae* est productrice de β -lactamase à spectre étendu (BLSE) et 8 souches sont productrices de carbapénémases, à savoir 1/8 d'*A.baumannii*, 2/8 *K.pneumoniae*, 5/8 de *P.aeruginosa*. La plupart des souches étaient résistantes aux β -lactamine et à la colistine.

L'évolution de la résistance, comprenant l'apparition incessante de nouveaux mécanismes résistance et de modes de transmission. La dissémination des BMR dans les milieux communautaires est un problème majeur de santé publique. Ce phénomène épidémique est particulièrement inquiétant par la rapidité de sa diffusion et son étendue géographique. Face à cette menace, il est donc urgent d'adopter les règles de « bon usage » et de « moindre usage » des antibiotiques. La maîtrise du risque passe par la mise en place et le respect des mesures d'hygiène en particulier dans les établissements publique qui accueillent une population hétérogène d'individu tel que les résidences universitaire.

En perspectives, les résultats obtenus au cours de notre étude restent préliminaires et méritent d'être exploiter et compléter par :

- la réalisation d'un plus grand nombre de prélèvement incluant d'autres résidences universitaires.
- L'étude des facteurs de risque d'acquisition de souches multi-résistantes (le portage fécal, hygiène.....).
- Étudier la capacité de ces souches à persister dans l'environnement et à former des biofilms.
- Étudier l'efficacité des produits utilisés dans le nettoyage (les désinfectants...etc)
- L'étude de la sensibilité des souches vis-à-vis une large gamme d'antibiotiques.
- La caractérisation des différents mécanismes impliqués dans la résistance aux antibiotiques.
- Etude de la virulence des souches.

ANNEXE I**Composition des milieux de culture (pour 1L d'eau distillée, en (g/L))****Gélose Mac Conkey**

Peptone	20g
Lactose	10g
Sel biliaire	1,5g
Cristal violet	0,001g
Rouge neutre	0,05g
Chlorure de sodium	5g
Agar	15g

PH : 7,4**Gélose Mueller Hinton**

Hydrolysate de caséine.....	17,5g
Amidon.....	1,5g
Infusion de viande de boeuf... ..	300g

Agar 17g

PH : 7,3

Gélose nutritive

Extrait de viande.....5g

Peptone10g

Chlorure de sodium5g.

Agar.....20g

Gélose TSI

Chlorure de sodium.....5g

Citrate de sodium.....0,3g

Thiosulphate de sodium0,3g

Lactose.....10g

Glucose.....1g

Saccharose.....10g

Rouge de phénol.....0,05g

Agar.....12g

PH 7

Milieu Citrate de Simmons

Citrate de sodium	02g
Chlorure de sodium.....	.05g
Sulfate de magnésium.....	.0,2g
Phosphate monoammoniaque.....	.01g
Phosphate bipotassique.....	.01g
Bleu de bromothymol.....	.0,08g
Agar.....	.15g

pH 7,0-7,2

CHROMagar Orientation Medium

Chromopeptone	16,1g
Mélange chromogène.....	1,3g
Gélose.....	.15g

PH : 6,9

Bouillon nutritif

Macération de viande.....	.01g
Peptone tryptique15g
NACL.....	.05g

PH : 7,7

Bouillon nitraté

Bouillon nutritif.....	1L
nitrate de sodium.....	10g

PH : 7,7**Eau peptonée exempte d'indole**

Peptone exempte d'indole.....	15g
Chlorure de sodium.....	0,05g

PH : 7,2**Milieu urée-indole**

L-tryptophane	3g
Phosphate monopotassique.....	1g
Phosphate bipotassique.....	1g
Chlorure de sodium	5g
Urée.....	20g
Alcool à 95.....	10ml
Rouge de phénol.....	0,025g

PH : 7

Milieu Clark et Lubs

Peptone tryptique de viande..... 05g

Phosphate bipotassique.....05g

Glucose.....06g

PH : 7

ANNEXE II**Réactifs utilisés****Réactifs de Kovacs**

Alcool amylique ou isoamylique	150ml
P diméthylaminobenzadehyde.....	10ml
Acide chlorhydrique concentré.....	50ml
Rouge de méthyle	0.5g
Alcool éthylique à 60%.....	100ml

Réactif de voges-proskauer(VPI)

α -naphtol	6g
Alcool éthylique à 90%.....	100ml

Réactif de voges-prauskaur(VPII)

NaOH 4N

Réactif de Griess (NRI)

Acide parasulfanilique	8g
Acide acétique 5N.....	1L

Réactif de Griess(NRII)

α -naphtylamine.....	6g
Acide acétique 5N.....	1L

ANNEXE III

Tableau N° I : Aspect des colonies sur milieu CHROMagar (CHROMagar™ Orientation)
(Fiche technique).

Espèce	Couleur de colonies
<i>Escherichia coli</i>	Colonies roses à pourpres
KES-C (<i>Klebseilla, Entérobacter, Serratia, Citrobacter</i>)	Colonies bleues vert à bleues avec ou sans auréole violette
<i>Proteus mirabilis, Morganella, Providencia</i>	Colonies pales à beiges cernées d'une auréole ambre à marron
<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	Colonies muqueuses blanches brunâtres
<i>Acinetobacter baumannii</i>	Colonies muqueuses blanches opaques
<i>Entérocoque</i>	Petites colonies bleues turquoise

ANNEXE IV

Tableau N° II : Total des souches par site de prélèvement

residence	code	espèce	sites
résidence ireyahen	BIR 17A	<i>A.baumannii</i>	table de chambre E418
	BIR 38	<i>A.baumannii</i>	poignet de porte toilette bloc M 2eme étage
	BIR 19	<i>A.baumannii</i>	table de chambre E417
	BIR 35	<i>A.baumannii</i>	chasse toilette bloc A 1ere étage
	BIR 37A	<i>A.baumannii</i>	lavabo toilette bloc M 2eme étage
	BIR 01	<i>A.baumannii</i>	poignet de porte chambre E418
	BIR18	<i>A.baumannii</i>	table de chambre F318
	BIR 17B	<i>P.aeruginosa</i>	table de chambre E418
	BIR 46	<i>P.aeruginosa</i>	paillace de resto
	BIR 26	<i>P.aeruginosa</i>	cuvette toilette bloc E 4eme étage
	BIR 25	<i>P.aeruginosa</i>	cuvette toilette bloc E 3eme étage
	BIR 29	<i>P.aeruginosa</i>	porte savon douche bloc E
	BIR 39	<i>P.aeruginosa</i>	mur douche bloc E
	BIR 28B	<i>P.aeruginosa</i>	porte savon toilette bloc E 4eme étage
	BIR 22	<i>P.aeruginosa</i>	lavabo toilette bloc E 4eme étage
	BIR 37P	<i>P.aeruginosa</i>	lavabo toilette bloc M 2eme étage
	BIR 34	<i>P.aeruginosa</i>	cuvette bloc A 1ere etage
	BIR 23	<i>Koxytoca</i>	robinet toilette bloc F 3eme étage
	BIR 23(1)	<i>K. pneumoniae</i>	robinet toilette bloc F 3eme étage
	BIR 23(2)	<i>K. pneumoniae</i>	robinet toilette bloc F 3eme étage
BIR 21	<i>A.baumannii</i>	lavabo toilette bloc F 3eme étage	
BIR 9B	<i>P.aeruginosa</i>	casier chambre E418	
BIR 9A	<i>A.baumannii</i>	casier chambre E418	
résidence targua	BTR 48	<i>A.baumannii</i>	radiateur bloc K 3eme étage
	BTR 54A	<i>A.baumannii</i>	mur toilette bloc F 3eme étage
	BTR 54B	<i>P.aeruginosa</i>	mur toilette bloc F 3eme étage
	BTR 52	<i>P.aeruginosa</i>	cuvette toilette bloc F 3eme étage
	BTR 20	<i>P.aeruginosa</i>	mur douche garçon
	BTR 08	<i>P.aeruginosa</i>	lavabo toilette bloc I 1ere étage
	BTR 51	<i>P.aeruginosa</i>	table chambre F304
	BTR 41	<i>K. pneumoniae</i>	cuvette toilette bloc F 1ere étage
	BTR 46	<i>E coli</i>	poignet de porte toilette bloc F 1eme étage
	BTR 45	<i>E coli</i>	sol toilette bloc K 2eme étage
BTR 47	<i>P.aeruginosa</i>	interrupteur couloir bloc K 3eme étage	

ANNEXE V

Tableau N° III : Profil de résistance ou sensibilité des souches de BGN non fermentaire et des entérobactéries isolées des différentes surfaces des résidences universitaire

Les non fermentaires :

residence	code	espèce	sites	IPM	ETP	MEM	CAZ	CTX	AMC	ATM	FOX	TOB	CT	CIP			
résidence ireyahen	BIR 17A	<i>A.baumannii</i>	table de chambre E418	40	S	40	S	20	S			22	S	13	R	30	S
	BIR 38	<i>A.baumannii</i>	poignet de porte toilette bloc M 2eme étage	35	S	30	S	16	I			20	S	12	R	30	S
	BIR 19	<i>A.baumannii</i>	table de chambre E417	40	S	20	R	10	R			20	S	12	R	30	S
	BIR 35	<i>A.baumannii</i>	chasse toilette bloc A 1ere étage	30	S	30	S	11	R			20	S	18	S	30	S
	BIR 37A	<i>A.baumannii</i>	lavabo toilette bloc M 2eme étage	28	S	26	S	18	S			20	S	18	S	30	S
	BIR 01	<i>A.baumannii</i>	poignet de porte chambre E418	32	S	26	S	24	S			29	S	20	S	34	S
	BIR18	<i>A.baumannii</i>	table de chambre F318	34	S	20	R	21	S			32	S	19	S	32	S
	BIR 17B	<i>A.baumannii</i>	table de chambre E418	31	S	40	S	22	S			22	S	12	R	36	S
	BIR 46	<i>A.baumannii</i>	paillace de resto	34	S	40	S	18	S			20	S	13	R	34	S
	BIR 26	<i>A.baumannii</i>	cuvette toilette bloc E 4eme étage	26	S	27	S	20	S			25	S	18	S	34	S
	BIR 25	<i>A.baumannii</i>	cuvette toilette bloc E 3eme étage	20	R	28	S	25	S			21	S	18	S	35	S
	BIR 29	<i>P.aeruginosi</i>	porte savon douche bloc E	20	R	30	S	20	S			19	S	18	S	35	S
	BIR 39	<i>P.aeruginosi</i>	mur douche bloc E	20	R	28	S	20	S			21	S	18	S	32	S
	BIR 28B	<i>P.aeruginosi</i>	porte savon toilette bloc E 4eme étage	22	R	36	S	24	S			24	S	20	S	38	S
	BIR 22	<i>P.aeruginosi</i>	lavabo toilette bloc E 4eme étage	27	S	30	S	20	S			25	S	18	S	31	S
	BIR 37P	<i>P.aeruginosi</i>	lavabo toilette bloc M 2eme étage	21	R	27	S	15	S			18	S	15	S	30	S
	BIR 34	<i>P.aeruginosi</i>	cuvette bloc A 1ere etage	21	R	21	R	26	S			22	S	19	S	36	S
	BIR 21	<i>acineto</i>	lavabo toilette bloc F 3eme étage	32	S	16	R	20	S			28	S	18	S	30	S
	BIR 9B	<i>P.aeruginosi</i>	casier chambre E418	21	R	32	S	26	S			22	S	18	S	34	S
	BIR 9A	<i>A.baumannii</i>	casier chambre E418	31	S	21	R	22	S			26	S	18	S	32	S
résidence targu	BTR 48	<i>A.baumannii</i>	radiateur bloc K 3eme étage	29	S	25	S	19	S			19	S	12	R	29	S
	BTR 54A	<i>A.baumannii</i>	mur toilette bloc F 3eme étage	31	S	24	R	19	S			20	S	15	S	31	S
	BTR 54B	<i>P.aeruginosi</i>	mur toilette bloc F 3eme étage	27	S	28	S	24	S			20	S	11	R	32	S
	BTR 52	<i>P.aeruginosi</i>	cuvette toilette bloc F 3eme étage	23	R	30	S	24	S					11	R	33	S
	BTR 20	<i>P.aeruginosi</i>	mur douche garçon	21	R	30	S	24	S			22	S	12	R	34	S
	BTR 08	<i>P.aeruginosi</i>	lavabo toilette bloc I 1ere étage	27	S	30	S	24	S			25	S	13	R	37	S
	BTR 51	<i>P.aeruginosi</i>	table chambre F304	27	S	29	S	28	S			23	S	18	S	32	S
BTR 47	<i>P.aeruginosi</i>	interrupteur couloir bloc K 3eme étage															

Les entérobactéries :

residence	code	espèce	sites	IPM	ETP	MEM	CAZ	CTX	AMC	ATM	FOX	TOB	CT	CIP	BISE										
Ireya hen	BIR 23	<i>K oxytoca</i>	robinet toilette bloc F 3eme étage				25	S	33	S	9	R	37	S	7	R	neg								
	BIR 23(1)	<i>K.pneumoni</i>	robinet toilette bloc F 3eme étage		26	S	34	S	6	R	14	R	28	S	6	R	23	S	14	I	16	S	6	R	neg
	BIR 23(2)	<i>K.pneumoni</i>	robinet toilette bloc F 3eme étage				15	R	31	S	8	R	26	I	7	R	neg								
T O	BTR 41	<i>K.pneumoni</i>	cuvette toilette bloc F 1ere étage		17	R	28	S	6	R	6	R	6	R	6	R	6	R	6	R	19	S	6	R	neg
	BTR 46	<i>E coli</i>	poignet de porte toilette bloc F 1eme étage		28	S	32	S	24	S	26	S	16	R	30	S	32	S	19	S	16	S	36	S	neg
	BTR 45	<i>E coli</i>	sol toilette bloc K 2eme étage	32	S		29	S					26		15	S	42	S							

Introduction

Matériel
Et
Méthodes

Résultats

Discussion

Conclusion

*Références
bibliographiques*

ANNEXES

A

- **Agabou,A.,Pantel,A .,Ouchenane,Z.,Lezzar,N .,Khemissi,S.,Satta,D.,Sotto,A. Lavigne,J.P.(2014)** .First description of OXA-48-producing *Escherichia coli* and the pandemic clone ST 131from patients hospitalised at a military hospital in Algeria .*Microbiol infect Dis* . 33 :1642-1646
- **Avril,JL.,Dabernat,H.,Denis,F.,Monterial,H.(1992)** .*Bacteriologie clinique*. Marketig Paris .12,265,184,135.

B

- **Bakour, S., Kempf, M., Touati, A.(2012)**. Carbapenemase-producing *Acinetobacter baumannii* in two university hospitals in Algeria. *J Med Microbiol* .61:1341–1343.
- **Bakour, S., Touati, A., Sahli, F., Ameer, A. A., Haouchine, D., Rolain, J. M. (2013)**. Antibiotic resistance determinants of multidrug-resistant *Acinetobacter baumannii* clinical isolates in Algeria. *Diagnostic microbiology and infectious disease*.76(4):529-531.
- **Berthelot, P., Grattard, F., Mallaval, F.O., Ros, A., Lucht, F., Pozzetto, B.(2004)**.Épidémiologie des infections nosocomiales à *Pseudomonas aeruginosa*, *Burkholderia cepacia* et *Stenotrophomonas maltophilia*. *Pathologie Biologie*. 6 (53): 341-348.
- **Biendo, M., Canarelli, B., Thomas, D., Rousseau, F., Hamdad, F., Adjide, C., Eb, F. (2008)**. Successive emergence of extended-spectrum β -lactamase-producing and carbapenemase-producing *Enterobacter aerogenes* isolates in a university hospital. *Journal of clinical microbiology*. 46(3): 1037-1044.
- **Bilavsky, E., Schwaber M.J., Carmeli, Y.(2010)**.« How to stem the tide of carbapenemase-producing enterobacteriaceae?: proactive versus reactive strategies », *Current Opinion in Infectious Diseases*. 23 (4): 327-331.
- **Boivin, S., Caux, C., Soucy, C., Allard, A. (2016)**. Les entérobactéries productrices de carbapénémases. 13 (5): 53-55.
- **Bouguenoun, W., Bakour, S., Bentorki, A. A., Al Bayssari, C., Merad, T., Rolain, J. M. (2016)**. Molecular epidemiology of environmental and clinical carbapenemase-producing Gram-negative bacilli from hospitals in Guelma, Algeria: Multiple genetic

Références bibliographiques

lineages and first report of OXA-48 in *Enterobacter cloacae*. Journal of global antimicrobial resistance. 7: 135-140.

- **Bradford, P. A., Kazmierczak, K. M. (2015).** "Colistin-resistant *Enterobacteriaceae*: correlation of β -lactamase production and colistin resistance among isolates from a global surveillance program. Antimicrobial agents and chemotherapy: 01870-01815.
- **Brahmi, S., Touati, A., Cadière, A., Djahmi, N., Pantel, A., Sotto, A., Lavigne, J.P. (2016).** First Description of Two Sequence Type 2 *Acinetobacter baumannii* isolates Carrying OXA-23 Carbapenemase in *Pagellus acarne* fished from the Mediterranean Sea near Bejaia, Algeria. Antimicrobial Agents and Chemotherapy. 60(04):2513-2515.
- **Bricha, S., Ounine, K., & Oulkheir, S. (2009).** Facteurs de virulence et épidémiologie liés au *pseudomonas aeruginosa*. Revue Tunisienne d'Infectiologie. 2: 7-14.

C

- **Carle, S. (2009).** "La résistance aux antibiotiques: un enjeu de santé publique important!" Pharmactuel . 42.
- **COURVALIN, P. (2008).** "La résistance des bactéries aux antibiotiques: Combinaisons de mécanismes biochimiques et génétiques." Bulletin de l'Académie vétérinaire de France, 2008, N° 1, fascicule thématique " Le médicament vétérinaire".

D

- **Dancer, S.J. (2004).** How do we assess hospital cleaning? A proposal for microbiological standards for surface hygiene in hospitals. J Hosp Infect. 56 : 10-15.
- **Donskey, C. J. (2006).** Antibiotic regimens and intestinal colonization with antibiotic-resistant gram-negative bacilli. Clinical Infectious Diseases. 43(2): 62-69.
- **Dortet, L., Legrand, P., Claude-James, S., Cattoir, V. (2006).** Bacterial identification, clinical significance, and antimicrobial susceptibilities of *Acinetobacter ursingii* and *Acinetobacter schindleri*, two frequently misidentified opportunistic pathogens. J Clin Microbiol. 44(12): 4471–4478.
- **Drieux, L., Brossier, F., Sougakoff, W., & Jarlier, V. (2008).** Phenotypic detection of extended-spectrum β -lactamase production in *Enterobacteriaceae*: review and bench guide. Clinical Microbiology and Infection. 14(1):90-103.

Références bibliographiques

E

- **Euzéby, J. P. (2003).** Dictionnaire de bactériologie vétérinaire.

G

- **Gharout, A. (2016).** Etude de la résistance aux antibiotiques des souches d'entérobactéries hospitalières et communautaires. Thèse de doctorat de microbiologie. Université de Béjaia, faculté des sciences de la nature et de la vie.97.
- **Girou, E., Stephan, F., Novara, A. N. A., Safar, M., & Fagon, J. Y. (1998).** Risk factors and outcome of nosocomial infections: results of a matched case-control study of ICU patients. *American journal of respiratory and critical care medicine.* 157(4): 1151-1158.
- **Grall, N., Andremont, A. (2011).** "Résistance aux carbapénèmes: vers une nouvelle impasse?" *Journal des Anti-infectieux.* 13(2): 87-102.

J

- **Jarlier, V., Nicolas, M., Fournier, G., Philippon, A. (1998).** Extended-broad-spectrum beta-lactamases conferring transferable resistance to newer beta-lactam agents in *Enterobacteriaceae*: hospital prevalence and susceptibility patterns. *Review of infection Diseases.* 10:867-878.

k

- **Khalifa, A. B. H., & Khedher, M. (2010).** Profil de sensibilité aux antibiotiques des souches d'*Acinetobacter baumannii* isolées dans la région de Mahdia. *Médecine et maladies infectieuses.* 40(2): 126-128.

L

- **Loucif, L., Gacemi-Kirane, D., Cherak, Z., Chamlal, N., Grainat, N., Rolain, J. M. (2016).** First report of German cockroaches (*Blattella germanica*) as reservoirs of CTX-M-15 extended-spectrum- β -lactamase- and OXA-48 carbapenemase-producing *Enterobacteriaceae* in Batna University Hospital, Algeria. *Antimicrobial agents and chemotherapy*. 60(10): 6377-6380.

M

- **Magdalena, N., Zyrfluh, K., Hächler, H., Stephan, R.(2013).** No evidence so far for the dissemination of carbapenemase-producing *Enterobacteriaceae* in the community in Switzerland. *Antimicrobial Resistance and Infection Control*. 2(23).
- **Marrakchi, CH.(2008).** Infections à *Acinetobacter*. *Rev Tun Infectiol*. 2(2): 28-30.
- **Mesli, E., Berrazeg, M., Drissi, M., Bekkhoucha, S.N., Rolain, J.M.(2013).** Prevalence of carbapenemase-encoding genes including New Delhi metallo-beta-lactamase in *Acinetobacter* species, Algeria. *Int J Infect Dis*.17:739–743.

N

- **Nordmann, P., Carrer, A. (2010).** "Les carbapénèmases des entérobactéries." *Archives de pédiatrie*. 17: 154-162.
- **Nordmann, P., Aurélie, J., Laurent, P. (2016).** A universal culture medium for screening polymyxin-resistant Gram negatives. *journal Clin Microbiol*.10(1128):00446-16.

O

- **Obeidat, N., Jawdat,F., Al-Bakri, A.G. (2014).** Major biologic characteristics of *Acinetobacter baumannii* isolates from hospital environmental and patient's respiratory tract sources. *Am J Infect Control* .42:40140-40144.

Références bibliographiques

- **Olaitan, A. O., Diene, S. M. (2014).** "Worldwide emergence of colistin resistance in *Klebsiella pneumoniae* from healthy humans and patients in Lao PDR, Thailand, Israel, Nigeria and France owing to inactivation of the PhoP/PhoQ regulator mgrB: an epidemiological and molecular study." *International journal of antimicrobial agents*. 44(6): 500-507.
- **Olaitan A.O., Chabou, S., Okdah, L., Morand, S., Rolain, J.M.(2016).** Dissemination of the *mcr-1* colistin resistance gene. *Lancet Infect Dis*. 16:147.
- OMS, (2016).

P

- **Paterson, D.L.(2006).** « Resistance in Gram-negative bacteria: enterobacteriaceae », *American Journal of Infection Control*. 34(5): 20-28; 64-73.

S

- **Sabin, C., Mitchell, E. P., Pokorná, M., Gautier, C., Utille, J. P., Wimmerová, M., & Imberty, A. (2006).** Binding of different monosaccharides by lectin PA-III from *Pseudomonas aeruginosa*: Thermodynamics data correlated with X-ray structures. *FEBS letters*.580(3). 982-987.
- **Stoesser, A., E. Giess, M. Batty, A.E. Sheppard, A.S. Walker, D.J. Wilson, X. Didelot, A. Bashir, R. Sebra, A. Kasarskis, B. Sthapit, M. Shakya, D. Kelly, A.J. Pollard, T.E.A. Peto, D.W. Crook, P. Donnelly, S. Thorson, P. Amatya, and S. Joshi. (2014).** Genome Sequencing of an Extended Series of NDM-Producing *Klebsiella pneumoniae* Isolates from Neonatal Infections in a Nepali Hospital Characterizes the Extent of Community- versus Hospital Associated Transmission in an Endemic Setting. *Antimicrob Agents Chemother*. 58 (12) : 7347-7357.

T

- **Touati, A., Benallaoua, S., Djoudi, F., Madoux, J., Brasme, L., De Champs, C.**

Références bibliographiques

- (2007). Characterisation of CTX-M-15-producing *Klebsiella pneumoniae* and *Escherichia coli* strains isolated from hospital environments in Algeria. *Microbial Drug Resistance*.13(2): 85-89.
- **Touati, A., Zenati, K., Brasme, L., Benallaoua, S., De Champs, C.(2010).** Extended-spectrum β -lactamase characterisation and heavy metal resistance of *Enterobacteriaceae* strains isolated from hospital environmental surfaces. *J Hosp Infect* .75:78–79.
- **Touati, A., Diene, S.M., Racherache, A., Dekhil, M., Djahoudi, A., Rolain, J.M.(2012).** Emergence of *bla*OXA-23 and *bla*OXA-58 carbapenemase-encoding genes in multidrug-resistant *Acinetobacter baumannii* isolates from University Hospital of Annaba, Algeria. *Int J Antimicrob Agents* .40:89–91.
- **Turton, J. F., Woodford, N., Glover, J., Yarde, S., Kaufmann, M. E., & Pitt, T. L. (2006).** Identification of *Acinetobacter baumannii* by detection of the *bla*OXA-51-like carbapenemase gene intrinsic to this species. *Journal of clinical microbiology*. 44(8): 2974-2976.
- **Tzouvelekis, L.S., Markogiannakis, A., Psychogiou, M., Tassios, P.T., Daikos, G.L.(2012).** « Carbapenemases in *Klebsiella pneumoniae* and other Enterobacteriaceae: an evolving crisis of global dimensions », *Clinical Microbiology Reviews*. 25 (4) : 682-707.

U

- université de Bejaia, 2017

V

- **van der Zwaluw, K., de Haan, A., Pluister, G. N., Bootsma, H. J., de Neeling, A. J., & Schouls, L. M. (2015).** The carbapenem inactivation method (CIM), a simple and low-cost alternative for the Carba NP test to assess phenotypic carbapenemase activity in gram-negative rods. *PLoS One*. 10(3). 0123690.

Références bibliographiques

W

- **Wolff, M., Joly-Guillou, M. L., & Pajot, O. (2009).** Les carbapénèmes. *Réanimation*. 18: 199-208.
- www.estudis.fr
- www.investirlmnp.fr

Y

- **Yanat, B., Jesus, M.(2016).** First report of the plasmid-mediated colistin resistance gene *mcr-1* in a clinical *Escherichia coli* isolate in Algeria. *International Journal of Antimicrobial Agents*.10(1016).
- **Yong-Mi, A., Ah-Jung, K., Ju-Yeun, L. (2014).** Lolistin resistance in *Klebsiella pneumoniae*. *International Journal of Antimicrobial Agents*.
- **Yousfi, M., Touati, A., Mairi, A., Brasme, L., Gharout-Sait, A., Guillard, T., & De Champs, C. (2016).** Emergence of carbapenemase-producing *Escherichia coli* isolated from companion animals in Algeria. *Microbial drug resistance*. 22(4): 342-346.

Z

- **Zenati, K., A.Touati, S. Bakour, F. Sahli, and J.M. Rolain. (2016).** Characterization of NDM-1 and OXA-23 producing *Acinetobacter baumannii* isolates from inanimate surfaces in hospital environment in Algeria. *J Hosp Infect*.92: 19-26.

Références bibliographiques

Résumé :

Objectif : Le but de cette étude est de rechercher les bacilles à Gram négatif résistant aux carbapénèmes au niveau des résidences universitaires de la wilaya de Bejaia.

Méthode : 55 prélèvements de surface ont été réalisés dans différents sites des résidences universitaires de la Wilaya de Bejaia. L'identification des souches est réalisée sur la gélose Mac conkey et la galerie biochimique et confirmé par une coloration de Gram, une identification sur le CHROMagar et une galerie API20E. La détection des carbapénèmases a été effectuée par le test CIM. Et la détection de la production des BLSE a été effectuée par le test de synergie.

Résultats : 16 souches ont présenté une résistance aux carbapénèmes ,9 souches de *P.aeruginosa*, 5 souches d'*A.baumannii*, 2 souches de *K.pneumoniae*. Une souche de *K.pneumoniae* BLSE positif ,8 souche productrices de carbapénèmases ont été retrouvées.

Conclusion : Les surfaces contaminées contribuent à la transmission des bacilles Gram négatif multiresistantes, l'hygiène des mains et des surfaces sont fortement recommandés.

Mots clé : Résidence universitaire, contamination bactérienne, bacille à Gram négatif, carbapénèmase, Bejaia.

Abstract

Purpose: the aim of this study is to find Gram negative bacilli carbapenem resistant in university residences of Bejaia.

Methodology: 55 surface samples were collected from different sites in university residences of the wilaya of Bejaia. Strains identification was performed on Mac conkey medium, Chrom Agar, and API20E detection system. Detection of the production of carbapenemases by strains was performed by CIM test. And detection of the production of ESBL was performed by DD-test.

Results: Among the isolates of our collection, 16 strains show carbapenem resistance, 9 strains of *P.aeruginosa*, 5 strains of *A.baumannii*, and 2 strains of *K.pneumoniae*. One strain *K.pneumoniae* ESBL positive, 8 strains produce carbapenemases.

Conclusion: contaminated surfaces in the university residences contribute to the transmission of multiresistant Gram negative Bacilli. Thus hand and surfaces hygiene are strongly recommended.

Key words: university residences, bacterial contamination, Gram negative bacilli, carbapenemases, Bejaia.

