

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 Moléculaire et Médicale



Réf :

Mémoire de Fin de Cycle

En vue de l'obtention du diplôme

MASTER

Thème

Portage de *Staphylococcus aureus* chez le chameau

Présenté par :

BELAID Sabrina et FADEL Sarra

Soutenu le : **19/06/17**

Devant le jury composé de :

Mr. MOUSSAOUI B	MAA	Président
Mr. DJOUDI F	MCA	Encadreur
Mme. MOUICI K	MCB	Examinatrice

Année universitaire : 2016/2017

Remerciements

Nous tenons tout d'abord à remercier le Bon Dieu tout puissant de m'avoir aidé à réaliser ce modeste travail.

Au terme de réalisation de ce mémoire, nous tenons à adresser nos remerciements :

A notre encadreur de mémoire Mr Djoudi Ferhat pour son Soutien, sa disponibilité et sa confiance tout au long de ce travail de recherche.

Nous remercions vont aux membres de jury, Mr Moussaoui. Et M^{me} Mouici. Pour avoir accepté d'examiner ce travail.

Aux personnels de laboratoire de l'EPH de djamaa pour votre collaboration (chef service Abed Elmalak, Fatíha et M^{me} Naíla pour avoir accepté de nous aider et pour ses conseils)

Les propriétaires de chameaux pour l'acceptation de faire les prélèvements

Tous nos sincères remerciements pour votre disponibilité constante et pour votre contribution à la réalisation de ce travail.

Sarra et Sabrina

Dédicaces

*Grace Allah
Je dédie ce modeste travail :*

*A mon père tu es un pilier solide et incontournable
pour ma personne et mon parcours, que Dieu te donne
santé et longue vie.*

*A ma mère qui a toujours été à mes côtés que DIEU
me la garde*

*A mes sœurs Messaouda et Sassa
Et mes frères Abd'Elouadoud et Yasser*

*A mon cher fiancé Fares et sa famille
A mes tantes et mes oncles surtout Abd'Errazak et sa
femme Fatíha
A toute ma famille BELAID et BOUKHALFA.*

A toutes mes amies

*A ma chère binôme Sarra qui est toujours à côté de moi
dans les rires comme dans les larmes.*

Sabrina

Dédicaces

*Je tiens à dédier ce modeste travail à mon père que
dieu bénisse son âme.*

A ma mère que dieu les garde pour moi.

*A mes frères **Khalef** et **Ramzi**.*

*A mon fiancé **Othman** et sa famille*

*A mon oncle **Abd'Elbaki** que dieu le protège*

*A tous mes amies : **Imen, Malika, Kahina, Khalissa,
Oumelkhir, Hadjer, Ahlam et Rabeb.***

*A ma chère amie, binôme : **Sabrina** qui sans elle ce
travail n'aurait pas fini, on a passé des moments
agréables et des autres aussi incroyables, notre amitié
et notre amour était et sera au-dessus de tous les
obstacles, je t'aime **bina***

*A tous mes enseignants, du primaire à ce jour, pour le
savoir et les valeurs qu'ils m'ont transmis.*

*A mon promoteur monsieur **Djoudi**.*

*A toute la famille **Fadel** et **Kadrine**.*

Sarra

Tableau des matières

Liste des abréviations	
Liste des Figures	
Liste des Tableaux	
Introduction	1
Synthèse bibliographique	2
Méthodologie de l'étude	
I. Cadre et objectif	9
II. Echantillonnage	9
III. Enrichissement	9
IV. Isolement et purification.....	9
V. Identification.....	9
V.1 Catalase.....	10
V.2 Dnase	10
V.3 Coagulase	10
VI. Antibiogramme des souches isolées.....	11
VI.1 Technique d'antibiogramme	11
VI.2 Application des disques d'antibiotiques.....	12
Résultats	
I. Répartition des chameaux selon la zone de prélèvement.....	13
II. La prévalence globale du portage nasal de <i>S. aureus</i>	13
III. La prévalence du portage de <i>S. aureus</i> en fonction de la zone de prélèvement	14
IV. Résistance de <i>S. aureus</i> aux antibiotiques.....	14
V. Le portage nasal de <i>S. aureus</i> résistante à la méthicilline	16
Discussion.....	17
Conclusion	20
Références bibliographiques	
Annexes	

Liste des abréviations

BHIB : Bouillon coeur-cerveille (Brain Heart Infusion Brouth)

CMI : Concentration Minimale D'Inhibition

CP : Ciproflaxitine

Dnase : Désoxyribonucléase

E: Erythromycine

EPH : Etablissement Publique de l'Habitat

FA: Acide Fusidique

FOX: Cifoxitin

GN : Gentamicine

H2O2 : Peroxyde d'hydrogène

MH: Mueller-Hinton

PLP : Protéines Liant La Pénicilline

RA: Rifampicine

SARM : *Staphylococcus aureus* Résistant à la Méricilline

SARM-H : *Staphylococcus aureus* Résistant à la Méricilline Hospitalier

SASM : *Staphylococcus aureus* sensible à la Méricilline

SCC*mec*: Staphylococcal Cassette Chromosome *mec*

SXT: Trimethopinesulfomithoxasof

TET : Tétracycline

TOB: Tobramycine

TSST-1: Toxic Shock Syndrome Toxin-1

VA: Vancomycine

Liste des tableaux et figures

Tableaux

Numéro	Titre	Page
I	Les antibiotiques testés et diamètres d'interprétation.	12
II	La prévalence globale du portage nasal de <i>S. aureus</i>	13
III	Portage nasal de <i>S. aureus</i> en fonction de la zone de prélèvement	14

Figures

Numéro	Titre	Page
1	<i>Staphylococcus aureus</i> sous microscope optique(A) (coloration de Gram), staphylocoques sous microscope électronique à balayage (B)	4
2	Utilisation des antibiotiques et acquisition des résistances par <i>S. aureus</i> chez l'homme.	8
3	Répartition des chameaux selon la zone de prélèvement	13
4	Taux de résistance des souches de <i>S.aureus</i> du portage nasal vis-à-vis des antibiotiques testés.	15
5	antibiogramme de la souche n ^o 31 multi-résistante aux antibiotiques	15
6	Taux de portage de SARM	16

INTRODUCTION

Introduction

Introduction

De nombreuses études portant sur les *staphylocoques* se justifient par la grande place qui est la leur en pathologie infectieuse vétérinaire et humaine, tant par leur fréquence de diffusion que par la gravité des infections dont ils sont responsables.

L'homme est le principal réservoir de *S. aureus*. Toutefois, il peut être présent dans l'environnement, notamment sur certaines surfaces, ou coloniser des animaux domestiques. *S. aureus* est une bactérie commensale de la peau et des muqueuses. Notamment au niveau de la muqueuse nasale, de l'oropharynx et du périnée. **(Denis T et al., 2007)**

En plus de son pouvoir pathogène *S. aureus* est devenu un problème thérapeutique majeur à cause de sa multi-résistance aux antibiotiques. L'introduction des pénicillines résistantes aux enzyme hydrolytique de type β -lactamase a contribué à l'émergence de souches de *S. aureus* résistantes à la Méthicilline (SARM) **(Diep et al., 2006; Tattevin, 2011)**. Actuellement, le SARM constitue un important agent responsable d'infections nosocomiales et communautaires **(Djouidi et al., 2014)**.

La fréquence du portage nasal varie de 20 à 30% dans la population générale la majorité des sujets colonisés sont des porteurs occasionnels ou intermittents alors que d'autre sont des porteurs permanents *Staphylococcus aureus* est un pathogène opportuniste qui peut causer diverses maladies chez l'homme et l'animal, allant des affections qui évoluent spontanément vers la guérison à des pathologies mortelles **(Gautret, 2013)**.

Plusieurs études réalisées sur le portage de *S. aureus* chez l'Homme ont confirmé la relation étroite entre la souche de portage et celle de l'infection.. Cependant, l'étude de ce portage chez l'animal reste limitée à quelques animaux de compagnie, comme le chat, le cheval et le porc.

C'est dans le but d'estimer le portage nasal chez le chameaux nous avons entamé cette étude. Pour cela, nous avons procédé par des :

- Prélèvements nasaux et identification de *S. aureus* chez ces chameaux.
- Etude de la résistance aux antibiotiques.

SYNTHESE
BIBLIOGRAPHIQUE

Synthèse bibliographique

Staphylococcus aureus est un pathogène majeur de l'homme qui a la capacité d'entraîner un spectre très large d'infection suppurative et de maladies toxiques. Les infections staphylococciques peuvent être localisées dans un organe et engager le pronostic vital mais aussi se disséminer dans l'organisme (Tristan, 2007).

C'est une bactérie commensale de la peau et des muqueuses dont la niche principale est la fosse nasale. La colonisation nasale est définie comme le portage asymptomatique de la bactérie et concerne environ 30 à 50% de la population générale (Werthem, 2005). D'autres sites peuvent également être colonisés par *S. aureus* tels que le pharynx, l'intestin, le périnée, la peau et les aisselles. Si l'Homme est le principal réservoir, ces bactéries sont également retrouvées dans l'environnement (eau, air, surfaces, aliments) et chez l'animal.

Historiquement, *Staphylococcus aureus* est reconnu comme une importante cause de maladies infectieuses dans le monde. Il est à la fois un germe commensal et un pathogène associé aux infections nosocomiales et aux infections acquises dans la communauté. Il est capable de produire plusieurs facteurs de virulence qui lui permettent d'échapper aux défenses immunitaires de l'organisme et d'adopter plusieurs mécanismes de résister aux antibiotiques (Weigelt, 2006).

S. aureus a été observé et isolé pour la première fois en 1880 par Louis Pasteur dans un pus de furoncle. En 1883, Alexander Ogston distinguait deux types de cocci : ceux qui forment des chaînettes et ceux regroupés en grappes de raisin. Il nomma ces derniers par *Staphylococcus*. En 1884, Friedrich Rosenbach a obtenu des cultures pures de ces bactéries qu'il a scindées en deux groupes, l'un donnant des colonies jaunes et l'autre des colonies blanches (Avril et al., 1992). En 1885, Zopf regroupa les staphylocoques et le microcoque et certains groupes de saprophytes dans la famille des *Micrococcaceae*. Cependant, durant les années 60, une étude comparative en GC% a permis la distinction entre les deux genres *Micrococcus* et *Staphylococcus*. La comparaison de la composition des parois cellulaires dans les années 70 a confirmé cette distinction (Avril et al., 2000 ; Gillespie et Hawaky, 2006) et

Synthèse bibliographique

l'analyse de l'ARNr 16S a montré que les *staphylocoques* forment un groupe cohérent au niveau du genre (**Baron,1996**).

Au début du 21ème siècle, plus de 50 espèces et sous espèces sont décrites, dont 17 identifiées chez l'homme (**Garrity et al.,2007**). Selon le Bergey's manuel 2007, l'espèce type de *S. aureus* appartient :

- Domain : ***Bacteria***
- Phylum : ***Firmicute***
- Classe : ***Bacilli***
- Ordre : ***Bacillales***
- Famille : ***Staphylococcaceae***
- Genre : ***Staphylococcus***
- Espèce : ***Staphylococcus aureus***

Ces bactéries apparaissent sous forme de cocci Gram positif de 0.5 à 1.5 µm de diamètre, groupées en amas, immobiles, non sporulées et généralement non capsulées. Ce sont des aéro-anaérobies, oxydase négative et produisent plusieurs enzymes telles que la coagulase, la DNase et la catalase, ce qui permet de les distinguer des autres staphylocoques et cocci Gram positif (**Denis et al., 2005**). La culture de ces bactéries est obtenue après 24 heures d'incubation sur milieux ordinaires. Mais *S. aureus* peut également être cultivé en présence de fortes concentrations de sel (gélose Chapman), et généralement les colonies observées sont lisses, rondes, bombées, brillantes et fermentent le mannitol. La pigmentation en jaune doré peut être observée chez certaines souches d'où le nom d'*aureus* (**Avril et al., 2000, Tourret et Loulergue, 2003**).

Les souches de *S. aureus* sont : indole -, acétone +, uréase +, réduisant le téllurite de potassium et les nitrates en nitrites, et produisant de l'ammoniaque à partir de l'arginine (**Kloos et al., 1990**)

De plus, la plupart des souches de *S. aureus* contrairement aux autres espèces produisent de l'hémolyse bêta, caractéristique utile pour l'identifier (**Couture, 1990**).

S. aureus possède également un équipement enzymatique lui permettant de métaboliser de nombreux et divers substrats glucidiques, protéiques et lipidiques (**Ferron, 1984**).

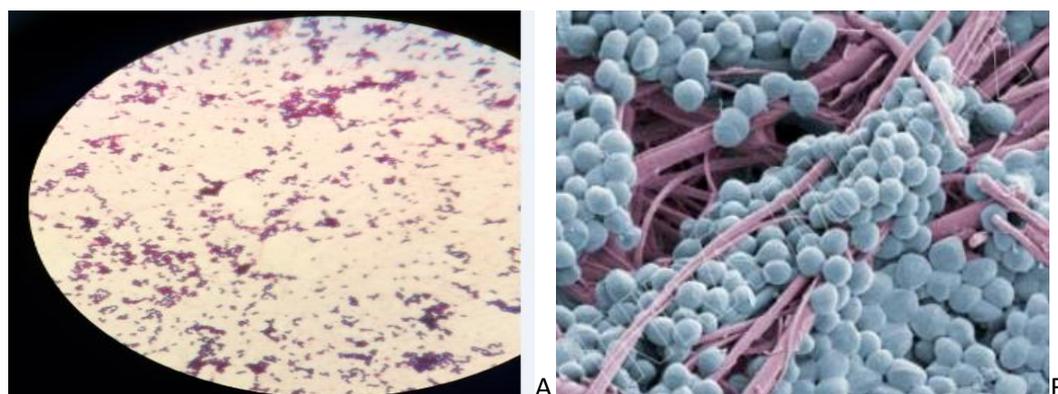


Figure n°1 : *Staphylococcus aureus* sous microscope optique(A) (coloration de Gram), staphylocoques sous microscope électronique à balayage (B).

Chez l'animal ce germe est un hôte normal des téguments, dans les glandes sébacées, à la racine des poils, des soies ou des plumes. Chez les animaux le portage est variable en fonction des espèces et des études, il reste cependant élevé 50% chez le poulet (**Kawano et al., 1996**), entre 14 et 23% chez les bovins (**Roberson et al., 1994** ; **Nagase et al., 2001**) et 42 % chez le porc (**Nagase et al, 2001**).

Staphylococcus aureus peut être considéré comme un agent zoonotique, cependant les souches isolées lors d'intoxinations ont très majoritairement une origine humaine (contamination de l'aliment par l'homme au cours du process ou lors de sa préparation avant consommation). (**GARRY P, 2010**)

S. aureus est un pathogène important pour l'Homme mais pose également de réels problèmes en médecine vétérinaire. En effet, cette bactérie est responsable d'infections chez une grande variété d'animaux comme le chat, le chien, le cheval, le cochon, le lapin, la volaille et les bovins (**Weese, 2010**). Comme chez l'Homme, les infections chez les animaux sont principalement des infections de la peau et des tissus mous mais peuvent parfois être létales (**Accarias, 2014**).

Dans les élevages bovins par exemple, *S. aureus* est responsable d'infections de la glande mammaire, ou mammites, pouvant être fatales. A ce titre, il est responsable de 5 à 30% des formes cliniques et de 5 à 10% des formes subcliniques de mammites (**Penton, 2014**).

Synthèse bibliographique

Chez les ovins, son rôle dans le développement des formes cliniques est plus élevé encore, puisqu'il est probablement le germe dominant, voire exclusif. **(Bergonier, 2003)**

Ces pathologies requièrent un recours à l'utilisation d'antibiotiques avec pour conséquence leur libération dans l'environnement via les excréments des animaux d'élevage. **(Accarias, 2014)**. Sachant que *S. aureus* peut survivre longtemps dans le milieu extérieur, ce relargage d'antibiotiques augmente les chances d'apparition de souches résistantes dans l'environnement, conduisant la médecine vétérinaire à plaider pour un usage raisonné de l'antibiothérapie dans les élevages **(Accarias, 2014)**.

Comme chez l'Homme, on observe chez les bovins une différence de sensibilité à l'infection par *S. aureus*, suggérant l'idée d'une possible sélection génétique des individus naturellement résistants **(Bonfont et al., 2011)**.

Il a été démontré que ces infections peuvent être transmises directement de l'animal à l'Homme via la consommation de lait contaminé par exemple ou de l'Homme à l'animal, notamment lors de la traite des bovins. Cette boucle Animal-(Environnement)-Homme -Animal, associée à l'émergence de souches résistantes aux antibiotiques, souligne l'importance de contrôles sanitaires stricts afin de limiter ces infections dans les élevages et ainsi diminuer les chances de transmission de souche multi résistantes à l'Homme **(Accarias, 2014)**.

Les chameaux dromadaires, étant une espèce de bétail précieuse Source de nourriture comme le lait et la viande, et le transport pour les pasteurs .des régions dans semi-arides et arides de la Grande Corne de l'Afrique, ils ont une Importance capital comme moyens de subsistance de ces habitants **(Zubair, 2015)**. **(Voir l'annexe)**

Les taux de portage de *S. aureus* chez le chameau normal ont été rapportés dans plusieurs études et il a été constaté que le taux de portage augmente en fonction de plusieurs facteurs. Parmi ces derniers, la région de collection des échantillons, l'état de santé, les infections de la glande mammaire, et les infections respiratoires favorisent ce portage **(Gautret, 2013)**.

La présence de l'un de ces facteurs précédents favorise également l'infection staphylococcique chez les porteurs. Des études antérieures ont établi que le portage

Synthèse bibliographique

nasal de *S. aureus* constitue un risque pour les infections endogènes chez les chameaux. Dans la communauté, 10,5% des infections de la glande mammaire se lient à ce portage (**Chauhan et al., 1987**), cependant une étude sur les bactériémies a montré que 90.6% des chameaux avaient les mêmes isolats responsables des infections respiratoires et de portage nasal (**Abdulsalam et Bakhsh, 1999**).

Ces infections non seulement conduisent à des pertes économiques en diminuant la productivité de lait et de la viande chez les chameaux, mais aussi impliquées dans la transmission zoonotique de ces pathogènes. Chez l'Homme (**Zubair, 2015**).

S. aureus a développé des résistances à beaucoup d'antibiotiques mis sur le marché dont les classes d'anti *staphylococciques* majeurs (**figure4**). Les mécanismes impliqués comprennent la synthèse d'enzymes inactivatrices, la modification de la cible des antibiotiques, des systèmes d'efflux qui diminuent la concentration de l'antibiotique dans la bactérie et la non pénétration de l'antibiotique (**Hardy et al., 2004**).

Chez *S. aureus*, l'émergence de la résistance aux antibiotiques peut être considérée comme une série de vagues de résistance (**Chambers et Dleo, 2009**). La première vague correspond à l'introduction de la pénicilline dans les années 1940 et à l'apparition quelques années plus tard de souches résistantes produisant des enzymes, les pénicillinases, qui inactivent la pénicilline G et les pénicillines à spectre étendu (pénicillines A) telles que l'ampicilline, l'amoxicilline ou la pipéracilline. De nos jours, plus de 90% des souches de *S. aureus* produisent une pénicillinase (**Couderc, 2015**).

La deuxième vague correspond au développement d'antibiotiques non sensibles aux β -lactamases (*i.e.* méticilline, oxacilline) et d'inhibiteurs de β -lactamases (*i.e.* acide clavulanique) pouvant être combinés à d'autres antibiotiques. Dans les années 1960, des souches de SARM ayant acquis le gène *mecA* codant pour une nouvelle protéine de liaison à la pénicilline (PLP2a ou PLP2') ont alors émergé. Celle-ci a une affinité faible pour les β -lactamines et confère une résistance à tous les antibiotiques de cette famille. Le gène de résistance à la méticilline *mec A* est inclus dans un élément génétique mobile particulier, la cassette staphylococcique (SCCmec, *staphylococcal cassette chromosome mec*) qui comporte également un complexe de

Synthèse bibliographique

gènes codant pour des recombinaisons responsables de la mobilité de la cassette. Il existe huit types de cassettes SCCmec (I-VIII) (Couderc, 2015).

Le fardeau de plus en plus lourd des infections à SARM dans les hôpitaux a conduit à une utilisation importante de la vancomycine, dernier antibiotique actif contre le SARM. Dès 1996, des souches de sensibilité réduites vis-à-vis de cet antibiotique sont apparues (Hiramatsu *et al.*, 1997) et depuis 2002 des souches résistantes sont confirmées (Périchon et Courvalin, 2009). C'est la troisième vague de l'histoire de résistance de *S. aureus*.

La dernière vague est marquée par l'apparition de souches de SARM spécifiques à la communauté sans aucune relation avec celles du SARM-H. Ces souches sont caractérisées par leurs facteurs de virulence spécifiques, des profils de résistance aux autres familles d'antibiotiques ainsi que leur fond génétique (Chambers et Deleo, 2009).

Synthèse bibliographique

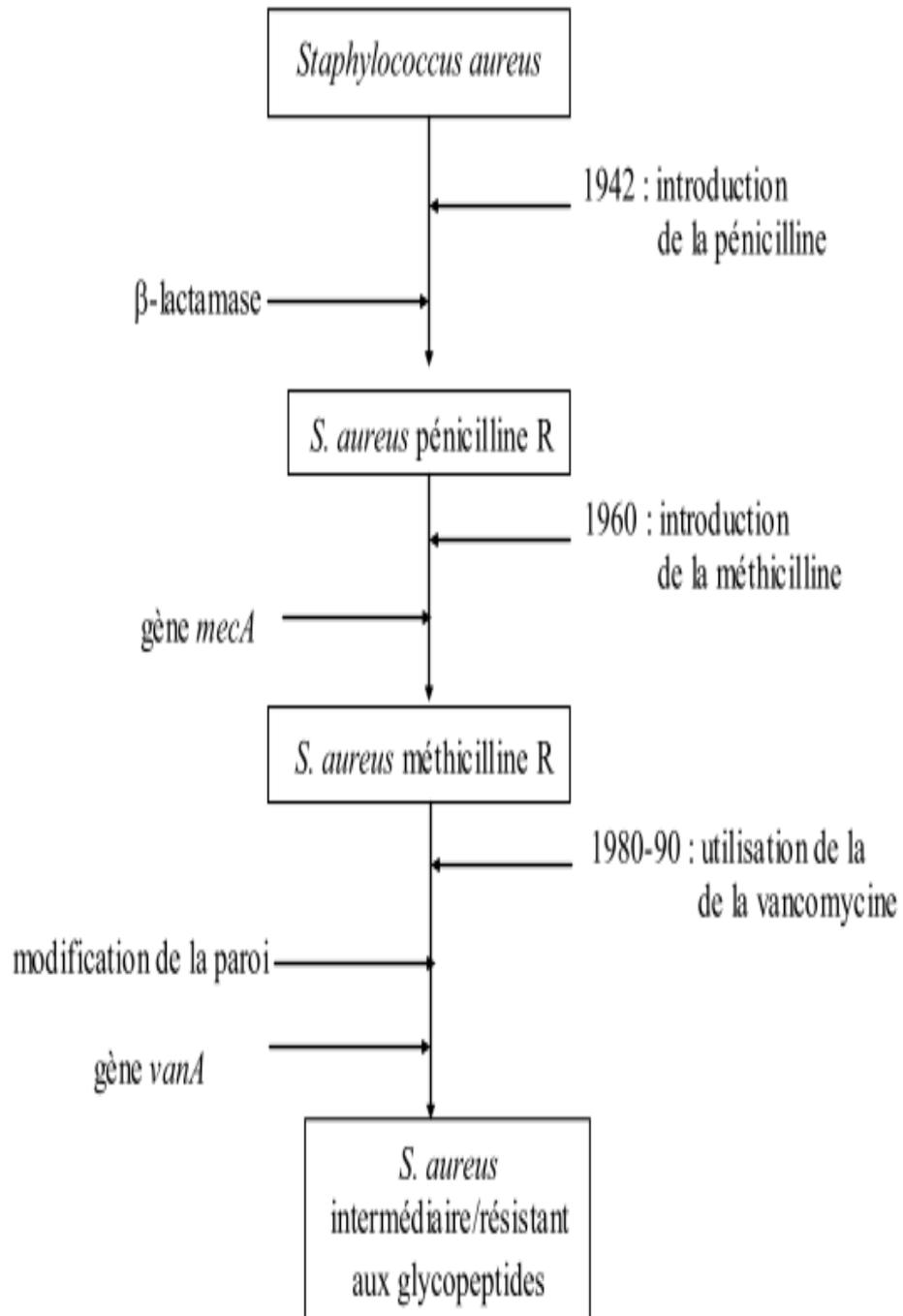


Figure 3: Utilisation des antibiotiques et acquisition des résistances par *S. aureus* chez l'homme (Hardy et al., 2004).

*MATERIES ET
METHODES*

Matériel et méthodes

I. Cadre et objectif

L'objectif de notre travail était de réaliser un dépistage du portage nasal du *S. aureus* chez les chameaux de deux régions Elmarrara (Eloued) et Elchagga (Biskra). Ainsi qu'étudier la sensibilité de souches isolées aux antibiotiques. Il s'agit d'une étude prospective réalisée entre 26 Janvier 2017 et 15 Avril 2017, dans le service de Bactériologie de l'EPH Saad Dahlab Eloued et le laboratoire de l'université Abderrahmane Mira-Bejaia.

II. Échantillonnage

Des prélèvements sont effectués partir des deux narines de plusieurs chameaux à l'aide des écouvillons stériles, et les échantillons sont emballés individuellement dans des sachets stériles.

III. Enrichissement

L'enrichissement du nombre de microorganismes est réalisé en mettant chaque écouvillon dans un tube contenant le bouillant nutritif et laisser incubé 24h à 37°C.

IV. Isolement et purification

L'isolement direct est pratiqué sur le milieu sélectif (Chapman). À l'aide d'une anse de platine on prélève 10µl de liquide, on les dépose sur le milieu, puis on ensemence sur gélose en boîte de Pétri, de façon à obtenir des colonies bien isolées après une incubation à 37°C pendant 24 heures.

V. Identification

L'identification comporte une série des étapes, se succédant le plus souvent dans un ordre déterminé, les souches isolées ont été identifiées par des techniques microbiologiques standards (la coloration de Gram, catalase, test de DNase et test de coagulase). Les résultats obtenus au cours de chaque étape permettent l'orientation des démarches ultérieures.

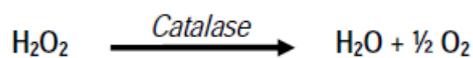
Sur le milieu de Chapman, les colonies dorées entourées d'une zone dorée, sont des *S. aureus*, et d'une zone blanche sont des staphylocoques blancs pas pathogènes.

Matériel et méthodes

En plus des caractères morphologiques, l'identification est aussi effectuée sur la base de quelques caractères biochimiques:

V.1 Catalase

Le catalase est une oxydoréductase intervenant dans le mécanisme de résistance à la bactéricide. Ce test permet de différencier les *staphylocoques* des *streptocoques*. A partir d'un isolement, une petite quantité de culture bactérienne est prélevée, puis placée sur une lame, on fait réagir la colonie dans 1 goutte de peroxyde d'hydrogène (H₂O₂). Une réaction positive se traduit par le dégagement de bulles de gaz (oxygène), la réaction se fait selon l'équation :



V.2 Dnase

Certaines bactéries sont capables de dégrader l'acide désoxyribonucléique inclut dans le milieu de culture grâce à la DNase. Sur la gélose à l'ADN d'un révélateur (HCl).

- A partir d'une culture de *Staphylococcus* onensemencé par simple strie de diamètre environ 3 mm un milieu gélosé (gélose à l'ADN).

-Incuber à l'étuve à 37°C pendant 24h.

-Inonder la boîte de pétri avec du HCl.

-Enlever l'excès d'acide et rechercher la présence d'un halo clair autour d'une strie d'ensemencement.

-La zone claire autour de la strie, le reste de la boîte reste opaque souche DNase positif.

V.3 Test de coagulase

Il consiste à rechercher l'enzyme participant au pouvoir pathogène du *S. aureus* qui est la coagulase. C'est une exo-enzyme peu antigénique capable de coaguler le plasma de l'homme. C'est une protéine thermostable. Qui agit sur une globuline plasmatique analogue à la prothrombine. La sécrétion de la coagulase est le caractère taxonomique essentiel de l'espèce (**Ferron, 1982**) pour réaliser ce test, on procède comme suite :

Matériel et méthodes

-A partir d'une culture pure, réaliser une subculture dans un tube de bouillon cœur cerveau (B.H.I.B).

-Incuber le tube à 37°C pendant 18à24 heures.

-Mélanger dans un tube à hémolyse stérile 0,5ml de plasma humain et 0,5 ml de la culture sur B.H.I.B.

-Incuber le mélange à 37°C pendant 24heures et effectuer la lecture après 30minutes, 1 heure, 4 heures et 24heures.

-Un résultat se traduit par la formation d'un caillot sanguin par prise en masse ou la coagulation du plasma humain dans le tube à hémolyse.

VI. Antibiogramme des souches isolées

L'étude de la sensibilité aux antibiotiques a été réalisée par la méthode de diffusion sur milieu gélosé Mueller-Hinton selon les normes et les recommandations du comité de l'antibiogramme de la société française de la microbiologie.

VI.1 Technique de l'antibiogramme

- Un inoculum est préparé à partir d'une culture pure de 24 heures sur milieu d'isolement Chapman. Quelques colonies bien isolées et parfaitement identiques sont raclées à l'aide d'une anse de platine, déchargée dans 5ml d'eau physiologique stérile à 0,9%.
- La suspension bactérienne est bien homogénéisée à l'aide d'un vortex.
- Le milieu Mueller-Hinton (MH), coulé en boîtes de Pétri de 90 mm de diamètre sur une épaisseur de 4 mm est utilisé, l'ensemencement doit se faire dans les 15 min qui suivent la préparation de l'inoculum.
- Un écouvillon stérile est trempé dans la suspension bactérienne, essoré en le pressant fermement sur la paroi interne du tube afin de le décharger au maximum, puis frotté sur la totalité de la surface gélosée sèche, de haut en bas, en stries serrées.
- L'opération est répétée deux fois en tournant la boîte de 60° à chaque fois, sans oublier de faire pivoter l'écouvillon sur lui-même. L'ensemencement est fini en passant l'écouvillon sur la périphérie de la gélose. L'écouvillon est rechargé à chaque fois qu'une boîte de Pétri est ensemencée.

VI.2 Application des disques d'antibiotiques

Déposer les disques (maximum 6 pour une boîte de 90mm) à la surface de la gélose en les appliquant délicatement à la pince stérile. Ils sont espacés de 24 mm, centre à centre.

Chaque disque d'antibiotique est appliqué à l'aide d'une pince stérile ou à l'aide d'un distributeur. Une fois appliqué le disque ne doit pas être déplacé.

Nous avons utilisés 11 antibiotiques dans le but de rechercher les souches multi résistantes, permis ses antibiotiques nous avons céfoxitine pour rechercher les *Staphylococcus aureus* résistante a la méthicilline.

Les boîtes sont ensuite incubées immédiatement pendant 24 heures à 37°C sauf les boites contient la céfoxitine sont incubée à 30°C.

Les résultats sont comparés aux valeurs critiques figurant dans le tableau I de lecture, Puis la bactérie est classée dans l'une des catégories sensible, intermédiaire ou résistante.

L'interprétation des diamètres des zones d'inhibition a été effectuée selon les recommandations de l'EUCAST, 2017.

Tableau I : Les antibiotiques testés et diamètres d'interprétation.

Molécule	Famille	L'abréviation	Concentration du disque (µg)	Seuil de résistance (mm)	Seuil de sensibilité (mm)
Erythromycine	Macrolide	E	15	18	21
Clindamycine	Lincosamide	DA	2	19	22
Tétracycline	Tétracycline	TET	30	19	22
Gentamycine	Aminoside	GN	10	18	18
Cefoxitine	Céphalosporine	FOX	30	22	22
Rifampicine	Rifampicines	RA	5	23	26
Acide fusidique	Fusidananés	FA	10	24	24
Ciprofloxacine	Fluoroquinolone	CP	5	21	21
Stx	Triméthopinesulfométhoxazole	SXT	25	14	17
Vancomycine	Glycopeptide	VA	30	17	17
Tobramycine	Tobramycine	TOB	10	16	18

RESULTATS

Résultats

Au total 110 chameaux ont été prélevés par écouvillonnage nasal.

I. Répartition des chameaux selon la zone de prélèvement

Dans notre étude, nous avons effectués le prélèvement nasal des chameaux on deux zones déférentes l'une Elchagga de Biskara (60) et l'autre c'est Elmarrara de Eloued (50) et les donnée dans le figure n°4.

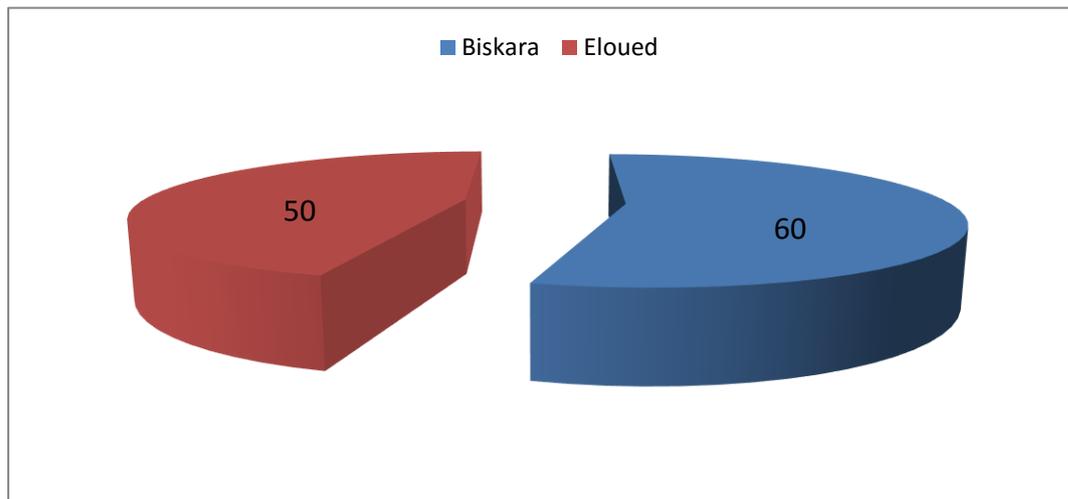


Figure n°4 : Répartition des chameaux selon la zone de prélèvement

II. La prévalence globale du portage nasal de *S. aureus* :

Au total de 110 chameaux prélevés durant notre étude, 30 ont été porteurs positifs du *S. aureus* ce qui représente un taux de 27.27%. Le tableau II présente le taux de portage.

Tableau II : La prévalence globale du portage nasal de *S. aureus*

	Effectif	Fréquence
Portage négatif	80	72,72%
Portage positif	30	27,27%
Total	110	100%

Résultats

III. La prévalence du portage nasal de *S. aureus* en fonction de la zone de prélèvement

La répartition des chameaux selon la zone de prélèvement et le pourcentage présenté par le tableau III. Le pourcentage du portage de *S. aureus* est différent donc nous avons Elchagga (Biskara) 14 permet les 60 prélèvements (23,33%) et à Elmarrara (Eloued) 16 permet les 50 prélèvements que nous avons fait (32%).

Tableau III : Portage nasal de *S.aureus* en fonction de la zone de prélèvement

	Portage négatif	Portage positif	Total	Pourcentage
Elchagga	44	14	60	23,33%
Elmarara	36	16	50	32%
Total	80	30	110	27.27%

IV. Résistance de *S. aureus* aux antibiotiques

La résistance des souches de *S. aureus* la plus élevée est enregistrée vis-à-vis de la Rifampicine et l'acide fusidique, avec un taux de 66.66% (20/30). Suivi de l'érythromycine, clindamycine, tétracycline, ciprofloxacine et gentamycine avec un taux de 6.66% (2/30). De faibles taux de résistance de 3.33% (1/30) pour céfoxitine, tobramycine sont enregistrés. Cependant toutes les souches sont sensibles à la triméthoprime-sulfaméthoxazole et la vancomycine. La figure n° 5 représente le pourcentage de résistance des souches aux antibiotiques.

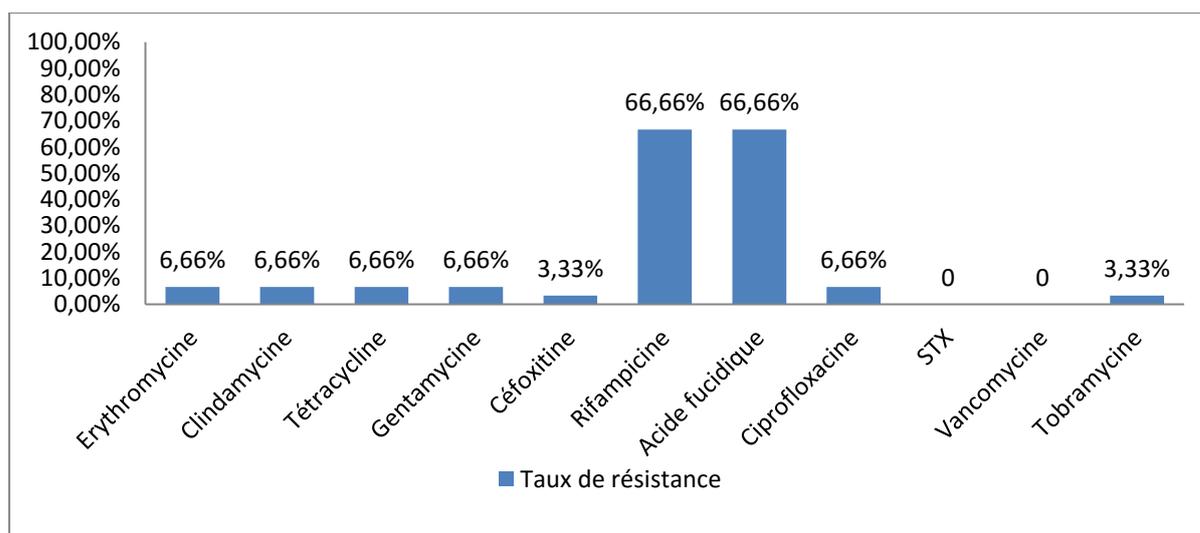


figure n°5 : Taux de résistance des souches de *S.aureus* du portage nasal vis-à-vis des antibiotiques testés.

Résultats

La figure suivante représente l'antibiogramme de la souche n° 31, qui exprime une multi-résistance à la tétracycline, gentamycine et la ciprofloxacine.

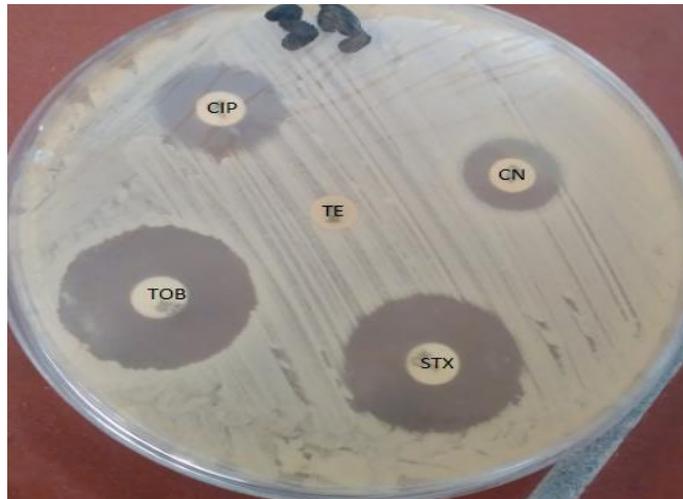


Figure n°6 : antibiogramme de la souche n° 31 multi-résistante aux antibiotiques.

V. Le portage nasal de *S. aureus* résistant à la méthicilline

Le taux de portage total de SARM obtenu au cours de notre étude est de 3.33% c'est-à-dire une seule souche contre 29 de SASM.

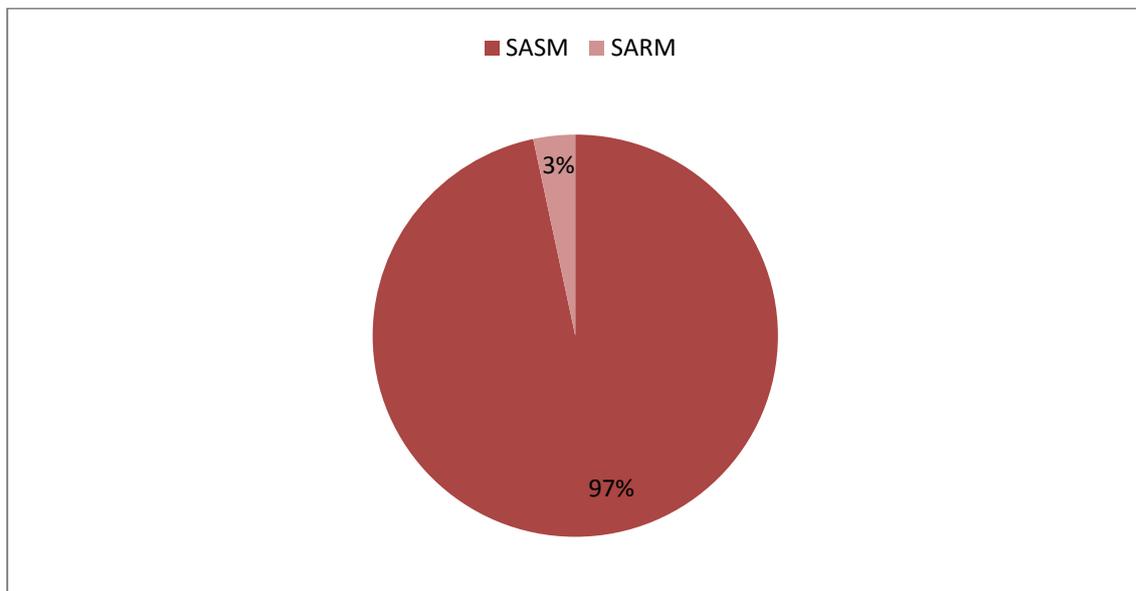


Figure n°7 : Taux de portage de SARM.

DISCUSSION

Discussion

Discussion

En Algérie, aucune étude n'a été faite auparavant sur le portage de *Staphylococcus aureus* chez les chameaux donc notre travail c'est pour la première fois .

S. aureus est une cause majeure des infections bactériennes chez l'homme et les différentes espèces d'animaux. Au cours de notre étude, le taux de portage nasal général de *S. aureus* est de 27,27%.ce résultat est supérieure à celui rapporté par Bryskier et Labro avec un taux de 7,5% au Royaume-Uni chez le chiens (**Bryskier et Labro, 2014**), et au Pakistan avec un taux de 10,5% chez le chameau (**Chauhan et al., 1987**), et en Ethiopie avec un taux de 13,2% chez l'Âne (**Desissa et al., 2009**) cependant, ce résultat est inférieur à celui rapporté par Abdulsalam et Bakhsh, en Pakistan avec un taux de 90,6% chez le chameau (**Abdulsalam et Bakhsh, 1999**), également ce résultat est inférieur à celui rapporté au nord Jordanie avec un taux de 53,7% chez le bovin (**Oalekish et al.,2013**), et au Jordan avec un taux de 37,5% (**Lafi et al., 1994**), au Kenya avec un taux de 34.2% (**Shitandi et al., 2004**), et au Ethiopie avec un taux de 42.6% (**Getahun et al., 2008**).

Le taux de portage enregistré chez les chameaux de région Elmarara-Eloued (32%) est supérieur à celui enregistré chez la région Elchagga-Biskra (23,33%) ceci est expliqué par la différence dans les conditions de leur vie et la surveillance vétérinaire, par exemple les chameaux de régions Elchagga à chaque fois consultés chez le médecin vétérinaire par contrairement aux chameaux de Elmarrara.

Dans notre étude le taux de portage du SARM est de 3,33%, ce résultat proche de celui rapporté par Bryskier et Labro avec un taux de 0,7% au Portugal chez les chiens (**Bryskier et Labro, 2014**) au Royaume-Uni avec de taux 2,3 à 9% (**Loeffler, Boag, Sung, 2005**), et jusqu'à 20 % en cas d'épidémie au Canada (**Weese, Faires, Rousseau, 2007**).Ce résultat reste inférieur à celui rapporté par Bryskier et Labro avec un taux de 22.8% dans 24 Etats en Amérique, chez les élevages (**Bryskier et Labro, 2014**).

Dans notre étude, le taux de résistance à la tétracycline chez les souches de *S. aureus* isolées est de 6,66%.Ce taux est inférieur à celui rapporté en Grèce avec un taux de 44% chez l'ovine (**Fthenakis, 1998**), et au nord Jordanie avec un taux de 85%

Discussion

chez le bovin (**Oalekish, et al.,2013**) et au France avec un taux de 15% en 1997 selon des prélèvements à partir des bovins (**Christiane et al., 2001**).

Le taux de résistance à l'Erythromycine enregistré est de 6,66% ceci est supérieur aux résultats rapportés en France avec un taux de 2% chez la chèvre et 1,6% chez la porcine (**Mercieret Pellet, 2003**) en Suisse avec un taux de 3% chez le bovin (**Stephan et al., 1999**). Ce taux est inférieur à ce rapporté en Grèce avec un taux de 57% chez l'ovine (**Fthenakis, 1998**), et au Pakistan avec un taux de 17% chez le chameau (**Abdulsalam et Bakhsh, 1999**). La résistance à cet antibiotique est assurée par les gènes codant une méthylase nommée "erm" (**Winston et Chambers, 2009**), par des mutations dans le gène codant le facteur d'élongation G (fusA).

Parmi les 30 souches de *S. aureus* isolées aucune résistance à la triméthoprim / sulphaméthoxazole. cependant, nos résultats diffèrent de ceux qui ont été récemment rapportés au nord Jordanie avec un taux de 90% pour cet antibiotique chez le bovin (**Oalekish et al.,2013**).

Le taux de résistance à la clindamycine des 30 souches de *S. aureus* isolées est de 6,66%, ce taux est supérieur à celui rapporté par Stephan et ses collaborateurs avec un taux 3% en Suisse chez le bovin (**Stephan et al., 1999**).

Les souches des *S. aureus* isolées expriment des niveaux élevés de sensibilité à la ciprofloxacine (93,33%), ce qui est proche de résultat rapporté en Inde (100%) chez le chameau (**Sandeep et al., 2013**).

Notre résultat porte un taux très élevé de sensibilité à la tobramycine 96,66%, ce taux est supérieur à celui rapporté en Khartoum avec un taux de 58% chez quelques animaux (**Wisal et Elamin, 2003**).

Dans notre étude, la résistance à la gentamycine est enregistrée avec un taux de 6,66%. par contre dans une autre étude sur le bovin rapportée par Boutet et ses collaborateurs aucune résistance à cet antibiotique (**Boutet et al., 2005**), et également en Inde aucune résistance enregistrée, à cet antibiotique chez le chameau (**Sandeep et al., 2013**), nos résultats sont supérieurs à celui rapporté en Pakistan avec un taux de 5% chez le chameau (**Abdulsalam et Bakhsh, 1999**).

D'après Sandeep et ses collaborateurs, le taux de résistance à la rifampicine enregistré est 33,33% chez le chameau (**Sandeep et al., 2013**), ce taux est inférieur à celui rapporté chez nous 66,66%.

Discussion

Parmi les 30 souches de *S. aureus* isolées aucune résistance à la vancomycine n'a été enregistrée ce qui est différent de ceux qui ont été récemment rapporté par Sandeep et ses collaborateurs avec un taux de 53,34% chez le chameau (**Sandeep et al., 2013**).

Le taux de résistance à l'acide fusidique sur les *S. aureus* isolées dans notre étude est de 66,66% ce taux est supérieur à celui rapporté par Boutet et ses collaborateurs avec un taux de 30 % chez le porc (**Boutet et al., 2005**). La résistance à cet antibiotique est d'origine plasmidique impliquée dans l'imperméabilité de l'acide fusidique (**Daurel et Leclercq, 2008**).

La souche de SARM isolé dans notre étude est résistante à la rifampicine. Cette multi-résistance est généralement assurée par des gènes de résistances portés sur d'autres éléments génétiques, tel que les transposons et des plasmides. Ces derniers sont intégrés dans les régions (J) des cassettes chromosomiques staphylococciques SCCmec qui comportent le gène de résistance le mec A (**Nour et al., 2005; Turlej et al., 2011**). Cette souche reste sensible aux autres antibiotiques testés.

Le portage de la souche SARM enregistré chez les chameaux de régions Elchagga. Il est reconnu que la prescription des antibiotiques constitue un facteur de risque dans la colonisation par le SARM (**Kluytman et al., 1997; Lederer et al., 2007**). Ceci peut être expliqué par le fait que les antibiotiques exercent une pression de sélection et facilitent la colonisation par les pathogènes résistants à ces molécules (**Wang et al., 2009**). Néanmoins, d'autres auteurs ont montré que l'utilisation des antibiotiques n'est pas associée à la colonisation par le SARM (**Schaefer et al., 2009; Wang et al., 2009**).

Conclusions

Conclusions

Au total 30 souches de *S. aureus* ont été isolées chez les 110 chameaux, ce qui correspond à un taux de 27,27%. Parmi ces derniers, une seule souche résistante à la céfoxitine (méthicilline) ce qui donne un taux de portage nasal de SARM de 3,33%.

Le taux de résistance des 30 souches de *S.aureus* vis-à-vis de gentamicine, érythromycine, clindamycine, tétracycline et ciprofloxacine est de 6,66%. Un faible taux de résistance est enregistré pour la céfoxitine, et la tobramycine avec 3,33 chez ces dernier ATB. Cependant toutes les souches sont sensibles à la STX et la vacomycine.

La souche de SARM isolé du portage nasal exprime des résistances à la céfoxitine, et présente de faible diamètre à la rifampicine.

Les taux de portage nasal de *S. aureus* et de SARM rapportés dans cette étude restent plus faibles que ceux décrits dans autre travaux. Ceci diminuerait le risque d'infection pour les chameaux et donc diminuerait la contamination de la viandes et le lait collecté ainsi réduit également le risque de transmission de maladies à partir du chameau vers l'Homme.

Ces résultats restent préliminaires et nécessitent des études complémentaires plus approfondies, à savoir :

Augmenter l'effectif de la population et élargir les champs d'étude sur plusieurs régions, augmenter le nombre de facteurs analysés et enfin compléter par les méthodes de typage moléculaires afin de caractériser les isolats de SARM.

REFERENCES

BIBLIOGRAPHIQUES

Références bibliographiques

Références bibliographiques

A

- **Abdalsalam A et Bakhsh A.**(1999). Nasal Microflora of camels (*Camelus dromedarius*) under two different conditions, Pakistan V55et, J.19 (4).
- **Accarias S.**(2014). Impact du phénotype des macrophages résidents sur la nature de la réponse inflammatoire précoce lors d'une infection par *Staphylococcus aureus*. Université Paul Sabatier Toulouse III. 212P.
- **Avril JL, Dabernat H, Denis F et Monteil H.** (1992). Bactériologie clinique. 2nd Edition, Ellipses, Paris.
- **Avril JL, Dabernat H, Denis F et Monteil H.** (2000). Bactériologie clinique. Caractères généraux des *Staphylococcus aureus*. Ellipses, édition Paris. P. 7-28.

B

- **Baron S.** (1996). Medical Microbiology. University of Texas Medical Branch at Galveston, Texas. ISBN.10, 0-9631172-1-1.
- **Bergonier D, de Crémoux R, Rupp R, Lagriffoul G, Berthelot X.** (2003) Mastitis of dairy small ruminants. Vet Res; 34: 689-716. Doi: 10. 1051/vet res:2003 030
- **Bonnefont CMD, Rainard P, Cunha P, Gilbert FB, Toufeer M, Aurel M-R, et al.**(2012). Genetic susceptibility to *S. aureus* mastitis in sheep: differential expression of mammary epithelial cells in response to live bacteria or supernatant. Physiol Genomics. **44**, 403-416.
- **Boutet P., Detilleux J., Motkin M., Deliege M., Piraux E., Depinoisdebliquy P., Mainil J., Czaplicki G., Lekeux P.**(2005). Comparaison du taux cellulaire et de la sensibilité antimicrobienne des germes responsables de mammite subclinique bovine entre les filières. **5**, 998-40.
- **Bryskier J et Labro M.** (2014). Animaux de compagnie et staphylocoque Résistants à la méthicilline. Bulletin de ville scientifique Vol :25 ;36.

Références bibliographiques

C

- **Chambers HF, Deleo FR.**(2009). Waves of resistance: *Staphylococcus aureus* in the antibiotic era. *Nat Rev Microbiol.***7**, 629–41.
- **Chauhan, R, S,S,C. Gupta ,K,C. satija, R,C. kulshrenshtha and R .K .K. Aushik.** (1987). Bacterial flora of upper, respiratory tract in apparently healthy camels. *Indian J. Amin. Sci.* **57**: 424-426.
- **Christiane W, Marisa,Cardoso b, d, Jean-Louis Martelc, StefanS.** (2001). Antimicrobial resistance in staphylococci from animals with particular reference to bovine *Staphylococcus aureus*, porcine *Staphylococcus hyicus*, and canine *Staphylococcus intermedius* *Vet. Res.* **32**,341–362.
- **Couderc C.**(2015). Impact des antibiotiques sur l'histoire naturelle de la colonisation nasal par *staphylococcus aureus*. Université PIEKRE LOUIS et MARIE CURIE. P.121.
- **Couto N, Pomba C, Moodley A, et al.**(2011).Prevalence of methicillin resistant *staphylococci* among dogs and cats at a veterinary teaching hospital in Portugal. *Vet Rec.***169** ,72.
- **Couture B.** (1990). Bactériologie médicale «Etude et méthodes d'identification bactéries aérobies et facultatives d'intérêt médical». Vigot, Paris.P. 15-32.

D

- **Daurel C et Leclercq R.**(2008).L'antibiogramme de *staphylococcus aureus*.*Rev Fr Lab.* **407**,81-90.
- **Denis F. Play M-C . Martin C. Bengen E. Quentin R.** 2007 Bactériologie Médicale. Technique usuelles. Elsevier Massan P. 252-545.
- **Denis O, Deplano A, Beenhouwer HD, Hallin M, Huysmans G, Garrino MG, Glupczynski Y, Malaviolle X, Vergison A et Struelens MJ.** (2005). Polyclonal emergence and importation of community-acquired methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* strains harbouring Panton-Valentine leucosidin genes in Belgium. *J Antimicrobial Chemoth.* **56**, 1103-1106.
- **Desissa F. Gutema, DVM; Bojia E. Duguma, DVM, MVS; Ayele G. Dinka.**(2009).Isolation and identification of aerobic bacterial flora the upper respiratory tract of donkeys in central Ethiopia intern *J Appl res vet Med.***Vol.7**.no 4.

Références bibliographiques

- **Diep BA, Carleton HA, Chang RF, Sensabaugh GF et Perdreau-Remington F.** (2006). Roles of 34 Virulence Genes in the Evolution of Hospital-and Community-Associated Strains of Methicillin-Resistant *staphylococcus aureus*. *JD.P.*193.
- **Djoudi F, Benallaoua S, Bonura C, Touati A et Mammina C.** (2014). *staphylococcus aureus* résistant à la methicilline chez des mères et des enfants hospitalisés à Alger : prédominance du clone virulent européen. *Med et mal infect.* **44**, 232-237.

E

- **European Committee for Antimicrobial Susceptibility Testing (EUCAST) of the European Society of clinical Microbiology and Infection Disease (ESCMID).** (207). Determination of minimum inhibitory concentration (MICs) of antibacterial agents by agar dilution. *Clin Microbiol Infect.* 6, 509-15.

F

- **Feron A,** 1982. *Bactériologie Médicale.* Editions : Crouan et Roques. Lille. P 14.
- **Ferron A.** (1984). *Bactériologie médicale à l'usage des étudiants en médecine.* 12ème édition. CROUAN et ROQUES, Paris. **40** 87-94.
- **Fthenakis G.** 1998. Susceptibility to antibiotics of staphylococcal isolates from cases of ovine or bovine mastitis in Greece. *Small Ruminant Research.* **28**, 19-32.

G

- **GARRY P.** (2010). *Satphylococcus aureus* -états des dans la filière lieux porcine- .Rapport d'étude institut de porc. P.24.

H

- **Hardy K., Hawakey P., Gao F., et Oppenheirn B.,** 2004. Methicillin resistant *Staphylococcus aureus* in the critically ill. *Br J Anesth.* 92:121-130
- **Hirramatsu K., Hanaki Hino T., Yabuta K., Oguric T. et Tenover F.C.** 1997. Methicillin-resistant *staphylococcus aureus* clinical strain with reduced vancomycin susceptibility. *Antimicrob. Chemoth.* **40**, 135-136.

Références bibliographiques

G

- **Gautret, P., Benkouiten, S., Gaillard, C., Parola, P. & Brouqui, P.** (2013). Camel milk-associated infection risk perception and knowledge in French Hajj pilgrims. *Vector borne and zoonotic diseases*, **13**(6), p. 425–7.
- **Garrity GM, Johnson kl, Bell J ET Searles DB.** (2007). *Bergey's Manual of Systematic Bacteriology*. Second edition. New York. P.65-77.
- **Getahun K, Kelay B, Bekana M, Lobago F.** (2008). Bovine mastitis and antibiotic resistance patterns in Selalle smallholder dairy farms, central Ethiopia. *Trop. Anim. Health Prod.*, **40**, 261-268.
- **Gillespie SH et Hawaky PM.** (2006). *Principles and practice of clinical bacteriology* second edition. Edition Willy. England. P. 73-88.

K

- **Kawano J., Shimizu A., Saitoh Y., Yagi M, Saito T, and Okamoto R,** (1996). Isolation of methicillin-resistant coagulase-negative staphylococci from chickens. *Journal of Clinical Microbiology*, **34**(9), 2072–2077.
- **Kloos W. E. and Veron M.** (1990). *Bactériologie Médicale «Staphylococcus et Micrococcus »* J. Fleurette 2ème édition. Flammarion Médecine-Sciences, Paris. P.773-794.
- **Kluytman J, Vanbelkum A et Verbrugh H.** (1997). Nasal Carriage of *Staphylococcus aureus*. Epidemiology, Underlying Mechanisms, and Associated Risks. *Clin Microbial Rev.* **10**, 505-520.

L

- **Lafi S, Al-rawashdeh O, Na'was T, Hailat N.** (1994). National cross-sectional study of mastitis in dairy cattle in Jordan. *Trop Anim Health Prod.* **26**, 168-174.
- **Lederer SR, Riedelsdorf G et Schiffel H.** (2007). Nasal carriage of methicillin resistant *Staphylococcus aureus*: The prevalence, patient at risk and the effect of elimination on outcomes among out clinic haemodialysis patients. *Eur J Med Res.* **12**, 1-5.
- **Loeffler A, Boag AK, Sung J, et al.** (2005). Prevalence of methicillin resistant *Staphylococcus aureus* among staff and pets In a small animal referral hospital in the UK. *Antimicrob Chemother.* **56**, 692–7.

Références bibliographiques

M

- **M. Oalekish, K. M al-qudah, A. Al-saleh.**(2013).Prevalence of antimicrobial resistance among Bacterial pathogens isolated from bovine mastitis in northern Jordan Revue Méd. Vet.**164**, 319-326.

N

- **Nour M, Mastouri M et Ben Nejma M.** (2005).Le staphylococcus aureus résistant a la methicilline : émergence et bases moléculaires de la résistance. Pathol Biol. **53**,334-340.

P

- **Mercier P et M.-P. pelle.** (2003). Évolution de l'antibiorésistance de souches de *Staphylococcus aureus* d'origine caprine en France Revue Méd. Vét, **154**, 277-280.
- **Penton V, Le Loir Y.** (2014).*Staphylococcus aureus* in veterinary médecine. Infect Genet Evol J Mol Epidemiol Evol Genet Infect Dis.; **21**: 602-615.
- **Perichon B. et Courvalin P.**(2009). Van A-type Vancomycin-resistant *staphylococcus aureus*. Antimicrob. Agents Ch.**53**, 4580-4587.

R

- **Roberson J. R. , Fox L. K. , Hancock D. D. , Gay J.M. , and Besser T. E.** (1994). Ecology of *Staphylococcus aureus* Isolated from Various Sites on Dairy Farms, Journal of Dairy Science, Vol. **77**, 11 3354-3364

S

- **Sandeep K, Sharma Nathawat, TarunaBhati , Nazeer Mohammed , Snehachodhary, Bajneesh Raj, Sueep Sahanki, Anilk. Kataria.** (2013).characterization of *staphylococcus aureus* isolated from nasal discharge from pneumonic camels (camel's dromedaries) ABAH Bioflux, volume, **25**:15-19.
- **Schaerfer AM, McMullen KM, Mayfield JL, Richmond A, Warren DK et Dubberke ER.** (2009). Risk factors associated with methicillin with methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* colonization on hospital admission among oncology patients. Am J Infect Control. **37**,603-605.
- **Shitandia, Anakalo G, Galgalo T, Mwangim.** (2004). Prevalence of bovine mastitis amongst small holder dairy herds in Kenya . Vet. Med.**59**,1-2.

Références bibliographiques

- **Stephan R., Dura U., Untermann F.**(1999). Resistance situation and enterotoxin production capacity of *Staphylococcus aureus* strains from bovine mastitis milk samples, Schweiz. Arch. Tierheilkd. **141**, 287-290.

T

- **Tattevin P.**(2011). Les infections à *staphylococcus aureus* résistant à la methicilline(SARM) d'acquisition communautaire .Med Mal Infect .**41** ,167-175.
- **Tourret et Loulergue.** (2003). Le *Staphylocoque* doré résistant à la méthicilline d'origine communautaire. DES de Bactériologie, Virologie et Hygiène hospitalière. p.4.
- **Tristan F.** (2007). Rôle des exotoxines super antigéniques dans le choc toxique et le choc septique a staphylococcus aureus. Université CLAUDE BERNARD-LYON1.P. 270.
- **Tulej A, Hryniewicz W et Empe J.** (2011). Staphylococcal Cassette chromosome mec (SCCmec) classification and typing methods: an overview. Polish J Microbiol.**60**, 95-103.

V

- **Vincze S, Stamm I, Kopp PA, et al.**(2014). Alarming proportions of methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* (MRSA) in wound samples from companion animals, Germany 2010-2012. PLoS One. **9(1)**: 85-656.

W

- **Wang JT, Liao Ch,frang CT ; Chie WC, Lia MS, Lauderdale TS, Lee WS, Huang JH et Chang SC.** (2009). Prevalence of and risk factors for colonization by methicillin resistant *Staphylococcus aureus* among adults in community settings in Taiwan .J Clin Microbial.**47**, 2957-2963.
- **Weese JS, Faires M, Rousseau J, et al.** (2007). Cluster of methicillin resistant *Staphylococcus aureus* colonization in a small animal intensive care unit. *Jam Vet Med Assoc*; **231**:1361–4.
- **WeeseJS.**(2010). Methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* in animals. ILAR J.**51**: 233-244.
- **Weigelt.** (2006).Methicillin-Resistant *Staphylococcus aureus*. U.S.A. Medical College of Wisconsin. United State.p.1-3.

Références bibliographiques

- **Wertheim HF, Melles DC, Vos, et al.**(2005).The role of nasal carriage in *staphylococcus aureus* infections. *Lancet Infect Dis.***5**:751-62.
- **Winston LG Et chambers HF.** (2019).Antimicrobial Resistance in Staphylococci: Mechanisms of Resistance and Clinical Implication. *Antimicrobial Drug Resistance, Clin Epidemiol Aspect.***2**, 735-748.
- **Wisal M et Elamin M.** (July 2013). Conventional and molecular epidemiology of *staphylococcus aureus* isolates originated from human.edition Paris.**50**, 30-33.

Z

- **Zubair S.** (2015).Bioinformatics analysis of bacterial pathogens from East African camels. Comparative genomics of *Streptococcus agalactiae* and *Staphylococcus aureus*. **22**:13-17.

ANNEXE

ANNEXE I : Matériels et méthodes :

Matériels :

- Anse de platine
- Boite de Pétri
- Bac Bunsen
- Etuve
- Ecouvillons stérile
- Lames et Lamelles
- Micropipette
- Microscope optique
- Portoir
- Porte -objet
- Pipettes Pasteur stérile
- Réfrigérateur à 4C°
- Tube à essai stériles
- Les gants stériles
- Tubes à hémolyse

Les milieux culture

- Bouillon nutritive
- Gélose Chapman
- Gélose Mueller Hinton
- Gélose DNase
- Gélose nutritive
- Bouillon coeur cerveau (BHIB)
- Glycérol
- TSB

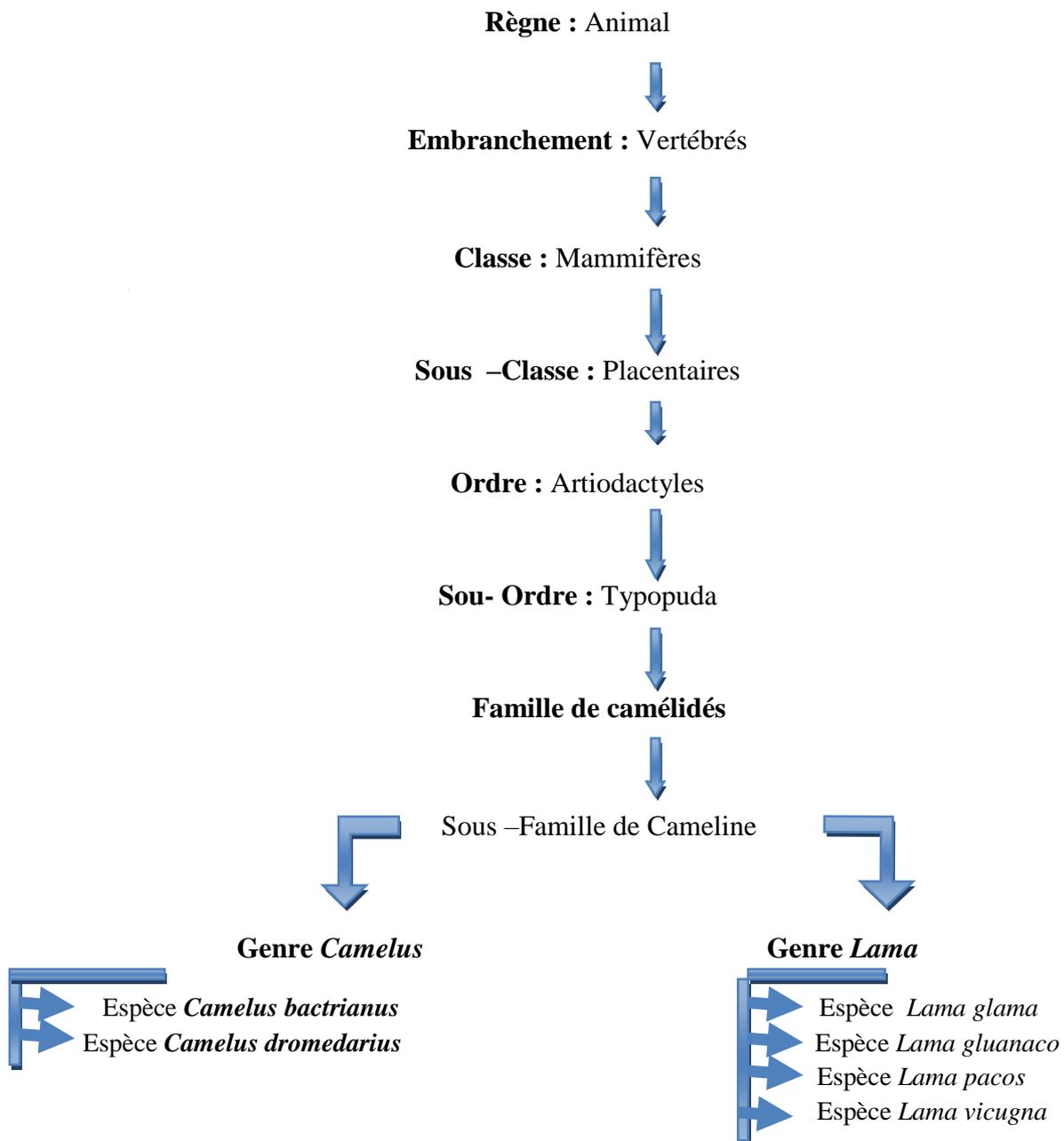
Réactifs et solutions

- Solution de violet de Gentiane
- Lugol
- Alcool à 70°
- Fushine
- Huile de vaseline stérile
- Eau physiologique
- Eau oxygénée (H₂O₂)
- Hcl

Annexes

ANNEX II : Généralité sur le dromadaire :

Le dromadaire est l'animal le plus adapté anatomiquement et physiologiquement au milieu de sécheresse, et qui a le plus la capacité à produire dans les zones arides. Cet animal représente une source essentielle de protéines animale pour les populations sahariennes les plus touchés par le déficit protéique, et cela s'ajoute à son intérêt économique, écologique.



Annexes



Photo des chameaux à la région d'Elchagga (Biskra)

Annexes

ANNEX III :

L'antibiogramme des souches isolées à partir de région Elmarrara (Eloued) :

souche n°	DA	E	STX	RA	FOX	VA	FA	TOB	CIP	TE	CN
7	23	28	25	21	30	18	17	21	28	29	24
8	29	21	26	19	26	17	20	28	20	22	29
10	27	29	26	13	30	19	21	29	35	33	32
12	32	33	31	17	36	22	21	30	37	34	35
17	11	23	30	09	30	21	19	0	21	30	11
26	24	34	25	20	30	18	23	28	32	31	35
29	35	31	30	24	40	21	25	34	34	34	36
30	24	36	25	20	38	20	22	28	34	32	31
31	12	0	31	19	30	23	21	33	16	0	13
32	23	31	23	12	30	20	18	30	33	34	32
33	31	34	26	20	35	18	31	25	35	33	29
37	25	34	28	18	30	22	25	29	35	34	31
40	25	13	31	19	31	28	21	33	28	33	30

L'antibiogramme des souches isolées à partir de région chagga (Beskra) :

souche n°	DA	E	STX	RA	FOX	VA	FA	TOB	CIP	TE	CN
46	22	31	22	19	30	0	0	20	34	32	29
49	26	30	24	23	30	22	25	29	35	34	31
56	24	28	20	24	31	19	19	22	30	30	20
57	30	30	24	23	35	21	20	30	33	R	35
59	25	33	21	17	30	21	21	28	34	32	29
62	24	30	22	20	26	18	17	23	28	32	24
64	30	27	25	17	30	20	28	22	27	30	32
66	23	30	23	19	29	18	17	22	35	31	23
68	21	33	22	15	26	19	21	21	28	29	22
70	25	24	30	23	28	34	22	30	37	26	30
74	23	22	38	25	30	23	26	17	26	32	28
81	26	24	30	23	30	23	20	32	35	38	35
87	35	34	21	22	R	19	33	25	37	36	22
88	33	34	24	22	26	23	34	27	36	34	29
96	21	31	22	23	28	19	18	25	31	32	26

Résumé

L'objectif de notre travail était de réaliser un dépistage du portage nasal du *S. aureus* chez les chameaux de deux régions Elmarrara (Eloued) et Elchagga (Biskra). Ainsi qu'étudier la sensibilité de souches isolées aux antibiotiques. 30 souches de *S. aureus* ont été détectées chez 110 chameaux, donnant un taux de portage nasal de 27,27% et du SARM de 3,33%. Les 30 souches de *S. aureus* exprime un taux de résistance important vis-à-vis de l'acide fusidique et rifampicine (66.66%).

Les mots clés : portage nasal, *S. aureus*, SARM, Chameaux.

Summary

The objective of our work was to carry out a screening of the nasal carriage of *S. aureus* in the camels of two regions Elmarrara (Eloued) and Chagga (Biskra). As well as studying the susceptibility of strains isolated to antibiotics. 30 strains of *S. aureus* were characterized in 110 camels, giving a nasal carriage rate of 27.27% and MRSA of 3.33%. The 30 strains of *S. aureus* express a high resistance to acide fusidique et le rifampicine (66.66%).

Keywords: nasal carriage, *S. aureus*, MRSA, camels.