

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
République Algérienne Démocratique et Populaire
Democratic and Popular Republic of Algeria
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
Ministry of Higher Education and Scientific Research
وزارة التعليم العالي و البحث العلمي
École Nationale Supérieure Vétérinaire. Rabie Bouchama
Higher National Veterinary School. Rabie Bouchama
المدرسة الوطنية العليا للبيطرة



N° d'ordre : 052/PFE/2024

Domaine : Sciences de la Nature et de la Vie

Filière : Sciences vétérinaires

Mémoire de fin d'études

Pour l'obtention du **diplôme de Docteur Vétérinaire**

THÈME

Isolement et identification des staphylocoques chez l'espèce cameline

Présenté par :

Melle HAMMADI Maroua Imane
Mr BOUMEDINE Mohamed Ryad

Soutenu publiquement, le juillet 2024 devant le jury :

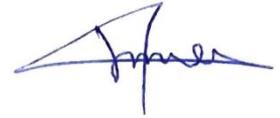
Mme BAKOUR L.	MCB (ENSV)	Présidente
Mme MEZALI L.	MCB (ENSV)	Promotrice
Mme NOUICHI S.	MCA (CU. Mila)	Examinatrice

Année universitaire 2023-2024

Déclaration sur l'honneur

Je soussignée, **HAMMADI Imane Maroua** déclare être pleinement conscient(e) que le plagiat de documents ou d'une partie d'un document publiés sous toute forme de support, y compris l'internet, constitue une violation des droits d'auteurs ainsi qu'une fraude caractérisée. En conséquence, je m'engage à citer toutes les sources que j'ai utilisées pour écrire ce mémoire.

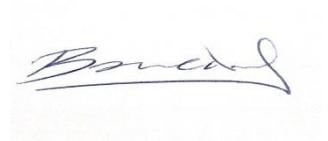
Signature

A handwritten signature in blue ink, appearing to be 'Imane Maroua', written in a cursive style.

Déclaration sur l'honneur

Je soussigné, **BOUMEDINE Mohamed Ryad** déclare être pleinement conscient(e) que le plagiat de documents ou d'une partie d'un document publiés sous toute forme de support, y compris l'internet, constitue une violation des droits d'auteurs ainsi qu'une fraude caractérisée. En conséquence, je m'engage à citer toutes les sources que j'ai utilisées pour écrire ce mémoire.

Signature

A handwritten signature in black ink, appearing to read 'Boumedine', is written on a light-colored rectangular background.

Résumé

Le lait de chamelle, apprécié pour sa richesse en vitamines, ses protéines digestes et son lactose mieux toléré, constitue un substitut potentiel au lait maternel et denrée alimentaire aux nombreuses vertus thérapeutiques. Cependant, il peut être contaminé par des bactéries pathogènes telles que les staphylocoques, en raison de défis associés à l'hygiène de la traite et du stockage. Notre étude se concentre sur l'isolement et l'identification des staphylocoques chez les chamelles laitières, à partir d'écouvillons nasaux et du lait cru.

L'analyse microbiologique a été réalisée selon les recommandations de la norme ISO- 6888-1 (1999) modifiée, et l'identification des espèces effectuée par le système API®STAPH. Les résultats montrent une prévalence globale de 63,33 % dans les échantillons nasaux et de 73,33 % dans le lait cru. *Mammaliicoccus lentus* (57,89 %) était prédominant dans les échantillons nasaux, tandis que *Staphylococcus xylosus* (45,45 %) et *Staphylococcus aureus* (4,55 %) étaient présents dans le lait.

Cette étude révèle la présence d'une diversité d'espèces de staphylocoques chez les chamelles laitières, un portage et contamination du lait qui peuvent être exacerbés par des manipulations inadéquates et le mauvais état de santé des femelles, notamment en cas de blessures cutanées, ainsi que la cohabitation avec d'autres animaux.

Un risque de transmission à l'homme, n'étant pas écarté et requérant des études approfondies pour comprendre l'origine et la propagation de la contamination staphylococcique, il est nécessaire que des mesures d'hygiène strictes et une traite appropriée soient instaurées dans les élevages camelins.

Mots clés : Staphylocoques, portage nasal, lait de chamelle, *S. xylosus*, *M. lentus*, *S. aureus*.

Abstract

She-camel milk, valued for its richness in vitamins, digestible proteins, and better-tolerated lactose, is a potential substitute for breast milk and a food item with numerous therapeutic virtues. However, it can be contaminated by pathogenic bacteria such as Staphylococci due to challenges associated with milking hygiene and storage. Our study focuses on the isolation and identification of Staphylococci in dairy camels, using nasal swabs and raw milk.

Microbiological analysis was conducted following the recommendations of the modified ISO-6888-1 (1999) standard, and species identification was performed using the API@STAPH system. The results show an overall prevalence of 63.33% in nasal samples and 73.33% in raw milk. *Mammaliicoccus lentus* (57.89%) was predominant in nasal samples, while *Staphylococcus xylosus* (45.45%) and *Staphylococcus aureus* (4.55%) were present in the milk.

This study reveals the presence of a diversity of staphylococcal species in dairy camels, a carriage and contamination of milk that can be exacerbated by inadequate handling and poor health conditions of the females, especially in cases of skin injuries, as well as cohabitation with other animals.

The risk of transmission to humans cannot be ruled out and requires in-depth studies to understand the origin and spread of staphylococcal contamination. It is necessary to implement strict hygiene measures and appropriate milking practices in camel farms.

Keywords: Staphylococci, nasal carriage, she-camel milk, *S. xylosus*, *M. lentus*, *S. aureus*.

ملخص

يُعتبر حليب الإبل، المُقدَّر لغناه بالفيتامينات والبروتينات القابلة للهضم واللاكتوز سهل الهضم، بديلاً محتملاً لحليب الأم ومادة غذائية ذات فوائد علاجية متعددة. ومع ذلك، يمكن أن يتلوث بالبكتيريا الممرضة مثل البكتيريا العنقودية بسبب التحديات المتعلقة بنظافة الحلب والتخزين. تركز دراستنا على عزل وتحديد هذه البكتيريا لدى الإبل الحلوب، باستخدام مسحات أنفية وحليب خام .

تم إجراء التحليل الميكروبيولوجي وفقاً لتوصيات المعيار (1999) ISO-6888-1 وتم تحديد الأنواع باستخدام نظام API®STAPH. أظهرت النتائج انتشاراً إجمالياً بنسبة 63.33% في العينات الأنفية و73.33% في الحليب الخام. كان *S. xylosus* هو السائد في العينات الأنفية بنسبة 45.45%، بينما كان *M. lentus* موجوداً بنسبة 57.89% في الحليب، و *S. aureus* بنسبة 4.55%.

تكشف هذه الدراسة عن وجود تنوع في أنواع ستافيلوكوك لدى الإبل الحلوب، وحمل وتلوث الحليب الذي يمكن أن يتفاقم بسبب المعاملات غير الملائمة والحالة الصحية السيئة للإبل، خاصة في حالة الإصابات الجلدية، وكذلك التعايش مع الحيوانات الأخرى. ولا يمكن استبعاد خطر انتقال العدوى إلى الإنسان، مما يتطلب دراسات متعمقة لفهم أصل وانتشار تلوث البكتيريا العنقودية. من الضروري تنفيذ تدابير نظافة صارمة وممارسات حلب مناسبة في مزارع الإبل

الكلمات المفتاحية

البكتيريا العنقودية - المسحات الأنفية - حليب الإبل - *S. aureus* - *M. lentus* - *S. xylosus*.

Remerciements

À l'issue de ce travail de fin d'études, il nous tient à cœur de manifester notre profonde gratitude à toutes les personnes qui ont contribué, de près ou de loin, à la réalisation de ce projet. Le soutien et l'accompagnement que nous avons reçus tout au long de ce parcours académique ont été indispensables à la concrétisation de ce travail.

Tout d'abord, nous souhaitons adresser nos remerciements les plus sincères aux membres du jury d'évaluation pour l'honneur qu'ils nous ont fait en examinant ce projet. Nous remercions particulièrement **Dr Bakour L.**, présidente du jury, pour ses avis éclairés et ses encouragements, et **Dr Nouichi S.**, examinatrice, pour ses observations constructives et ses conseils pertinents.

Nous tenons également à exprimer notre profonde gratitude à **Dr Mezali L.**, notre superviseur académique, dont les conseils avisés, la disponibilité et le soutien constants ont été une source d'inspiration tout au long de ce projet. Ses orientations précieuses ont permis de surmonter les difficultés innombrables rencontrées et de mener ce projet à terme.

Nous sommes particulièrement reconnaissants à l'équipe de la DSA de Ouargla pour leur aide précieuse lors de la collecte des échantillons, notamment **Dr El Bouti** et **Dr Mammeri**, dont le soutien logistique a été crucial pour cette phase du projet.

Enfin, nous tenons à exprimer notre gratitude envers l'ensemble de l'équipe du laboratoire clinique, en particulier **Dr Kechih Y.**, **Dr Guessoum M.** et **Dr Taïbi M.**, pour leurs collaborations respectives et leur assistance précieuse tout au long de la réalisation de ce travail. Nous remercions également **Monsieur Ahmed Saïdi** pour son soutien constant, son aide et ses encouragements, qui ont été déterminants pour l'aboutissement de ce projet.

À vous tous, nous vous exprimons notre profond respect et vous adressons nos sincères remerciements pour votre contribution essentielle à la réussite de ce projet.

Dédicaces

Grâce à Dieu Le Tout Puissant, ce modeste projet a pu aboutir.

Je souhaite dédier ce travail de fin d'études aux personnes qui ont été des sources inépuisables de soutien, de motivation et d'inspiration tout au long de ce parcours.

À mes parents, pour leur soutien inconditionnel et leur patience infinie. Votre présence et vos encouragements tout au long de ce parcours ont été des sources de motivation essentielles. Vous avez toujours cru en moi, même lorsque les défis semblaient insurmontables, et c'est grâce à votre soutien indéfectible que j'ai pu persévérer.

À ma grande sœur Khaoula et mes deux frères, Mohammed Bachir et Abd Allah Karim, pour votre soutien et vos encouragements. Vos paroles positives et votre fierté ont été une motivation précieuse qui m'a poussé à aller de l'avant.

À mon ami Mohamed Ryadh Boumedine, pour ton amitié sincère et ton soutien indéfectible tout au long de ce projet. Ta collaboration et ton engagement ont été des atouts majeurs pour la réussite de notre travail commun.

À mon amie Hadia Amel Taleb, pour ton soutien constant et ton amitié précieuse. Ta présence et tes encouragements m'ont beaucoup aidé à surmonter les moments difficiles.

À mes amis Wassim Kara et Racime Rayane Brikchaouech, pour votre camaraderie, vos encouragements et les moments que nous avons partagés. Votre amitié a été une bouffée d'air frais et un soutien moral inestimable.

À la mémoire de Samira Tahri, dont l'esprit continue de vivre dans nos cœurs. Tu es partie trop tôt, mais ta force et ton courage restent une inspiration pour nous tous. Ce travail t'est dédié, en hommage à l'impact que tu as eu sur ma vie.

À toutes ces personnes merveilleuses, je vous dédie ce projet avec toute ma gratitude et mon affection.

Maroua Imane H.

Dédicaces

Grâce à Dieu Le Tout Puissant, ce modeste projet a pu aboutir.

Je le dédie à mes précieux parents pour leur soutien indéfectible et leur amour inconditionnel. Je ne serai pas là sans vous, vous m'avez permis de poursuivre mes rêves etcette réussite est le reflet de votre dévouement et vos sacrifices, ce moment de joie est autant le vôtre que le mien.

À ma grande sœur **Lydia** et à mon petit frère **Anis**, je vous dédie ce travail avec tout mon amour et ma reconnaissance.

À ma meilleure amie **Yasmine Zabat**, ton amitié sincère a été une source constante de bonheur et de réconfort, cette réussite est aussi la tienne car tu as toujours été à mes côtés, tu as partagé mes moments de peine, de joie, d'échec mais aussi de réussite, ton soutien a été essentiel tout au long de ce projet et ton amitié, est un trésor inestimable.

À mon binôme **Maroua Hammadi**, tu es plus qu'une partenaire de travail, tu es une amie de valeur, ta bonne humeur et ta gentillesse ont transformé cette aventure en une expérience inoubliable.

A mon ami précieux que je considère comme un frère **Wassim Kara**, tu m'as accompagné tout au long du parcours universitaire durant lequel nous avons partagé ensemble des hauts et des bas de cette longue aventure, je te dédie ce travail avec toute ma reconnaissance pour avoir enrichi ma vie de manière précieuse.

A mes amies proches, **Racime Brikchaouch, Lotfi Saoudi, Marwa Bouhdida** et **Rania Chenouf** pour votre présence inestimable et votre amitié qui a été une lumière constante tout au long de ce parcours.

Au **Pr Mimoune N.** et au **Pr Souames S.**, dont l'impact va bien au-delà de l'enseignement. Vous avez inspiré mon cheminement académique et vous avez su éveiller en moi un amour profond pour l'apprentissage, cette réussite est le reflet de votre soutien inconditionnel. Je vous dédie ce travail avec tout mon respect le plus sincère.

Au **Dr Guessoum M.** pour votre soutien constant et votre encouragement et votre foi en mes capacités, je vous dédie ce projet en reconnaissance de l'impact que vous avez eu sur mon développement personnel.

Mohamed Ryad B.

Liste des abréviations

ADH : Hormone Anti-Diurétique.

AGS : Acide Gras Saturé.

AGPI : Acide Gras Polyinsaturé.

AGI : Acide Gras Insaturé.

Aw : Activité de l'eau.

Bap : Protéine Associée aux Biofilms.

BHIB : Brain Heart Infusion Broth (Bouillon cœur-cerveille).

BPF : Bonnes Pratiques de Fabrication.

BPH : Bonnes Pratiques d'Hygiène.

CMT : California Mastitis Test.

DNase : Désoxyribonucléase.

EFSA : European Food Safety Authority (Autorité Européenne de la Sécurité des Aliments).

ET : Entérotoxines.

ES : Exfoliant Toxines.

HACCP : Analyse des Risques et Points Critiques pour leur Maîtrise.

mPa-s : Millipascal Seconde.

MSCRAMMs : Composants de Surface Microbiens Reconnaissant les Molécules de Matrice Adhésive.

ORL : Oto-Rhino-Laryngologie.

PIA : Polysaccharide Adhésine Intercellulaire.

PSM : Modulines Solubles dans le Phénol.

PVL : Leucocidine de Pantan-Valentine.

REM : Relevé Épidémiologique Mensuel.

IgG et IgM : Immunoglobulines G et M

SAGs : Entérotoxines Superantigéniques.

SCN : Staphylocoques à Coagulase Négative.

SCP : Staphylocoques à Coagulase Positive.

SEA : Entérotoxine Staphylococcique A.

SEL : Entérotoxine Staphylococcique Similaire.

SES : Entérotoxines Staphylococciques.

STSS : Syndrome du Choc Toxique Staphylococcique.

TIAC : Toxi-Infection Alimentaire Collective.

TSST-1 : Toxine du Syndrome du Choc Toxique-1.

UV : Ultraviolet.

°D : Degré Dornic.

α -caséine : Alpha-caséine.

β -caséine : Bêta-caséine.

κ -caséine : Kappa-caséin

Liste des tableaux

Tableau 1 : Composition du lait de différentes espèces.....	4
Tableau 2 : Répartition des prélèvements sur 30 chamelles laitières.....	34
Tableau 3 : Prévalence globale des staphylocoques chez 30 chamelles prélevées.....	43
Tableau 4 : Prévalence des espèces de staphylocoques du portage nasale chez la chamelle.....	43
Tableau 5 : Prévalence des espèces de staphylocoques isolées a partir du lait de chamelle.....	44
Tableau 6 : Répartition des espèces de staphylocoques isolées des cavités nasales et du lait de chamelle par nature du prélèvement	45

Listes des figures

Figure 1 : Principales différences entre le lait de chamelle et le lait de vache.....	7
Figure 2 : Aspect des staphylocoques sous microscope électronique.....	15
Figure 3 : Aspect des colonies de <i>S. aureus</i> sur gélose bouillon cœur-cervele.....	16
Figure 4 : Facteurs de virulence des staphylocoques.....	18
Figure 5 : Mécanisme d'action des superantigènes.....	21
Figure 6 : Cycle de formation du biofilm par <i>S.aureus</i>	23

Liste des photographies

Photographie 1 : Aspects des colonies de staphylocoques sur milieu MSA	35
Photographie 2 : Aspect des colonies présomptives de staphylocoques sur milieu BP.....	36
Photographie 3 : Test de recherche de la catalase.....	38
Photographie 4 : Test de recherche de la cytochrome oxydase.....	38
Photographie 5 : Aspect microscopique du genre staphylocoques après coloration de Gram..	40
Photographie 6 : Aspect d'une galerie API® STAPH ensemencée.....	41
Photographie 7 : Aspect d'une galerie API® STAPH après incubation.....	42

Sommaire

Résumés	
Remerciements	
Dédicaces	
Liste des abréviations	
Liste des tableaux	
Liste des figures	
Liste des photographies	
Introduction.....	1

Partie bibliographique

Chapitre 1. Lait de chamelle

1	Composition du lait de chamelle.....	4
1.1	L'eau.....	4
1.2	La graisse.....	5
1.3	Les protéines.....	5
1.3.1	Les caséines.....	5
1.3.2	Les protéines de lactosérum.....	6
1.4	Le lactose.....	6
1.5	Les minéraux et vitamines.....	6
2	Caractéristiques organoleptiques.....	7
3	Caractéristiques nutritionnelles.....	7
4	Caractéristiques physicochimiques.....	9
4.1	pH et acidité.....	9
4.2	Densité.....	10
4.3	Viscosité.....	10
4.4	Point de congélation.....	10
5	Caractéristiques microbiologiques.....	10

Chapitre 2. Généralités sur les staphylocoques

1	Historique.....	12
2	Taxonomie.....	13
3	Habitat.....	14

4	Caractères bactériologiques.....	14
4.1	Caractères morphologiques.....	14
4.2	Caractères culturels.....	15
4.3	Caractères biochimiques.....	16
5	Pouvoir pathogène.....	17
5.1	Les facteurs de virulence.....	18
5.1.1	La capsule.....	18
5.1.2	Les protéines de surface.....	19
5.1.3	Les enzymes.....	19
5.1.4	Les toxines.....	21
5.1.5	La formation de biofilms.....	23

Chapitre 3. Toxi-infections alimentaires et atteintes dues aux staphylocoques

1	Notions d'épidémiologie.....	24
1.1	Réservoirs.....	24
1.2	Contamination staphylococcique du lait.....	24
1.3	Incidence des TIAC à staphylocoques et principaux aliments mis en cause...25	
2	Manifestations cliniques.....	26
3	Lutte et prévention contre le danger staphylocoques dans les industries agro-alimentaires.....	27
3.1	Inactivation des staphylocoques dans les aliments.....	27
3.2	Maîtrise de la contamination par <i>S. aureus</i>.....	28
3.2.1	Maîtrise de la chaîne de froid.....	28
3.2.2	Stratégies d'hygiène et de protection.....	29

Chapitre 4. Portage nasal

1	Colonisation de la muqueuse par les staphylocoques.....	30
2	Portage nasale de <i>S. aureus</i>.....	30
3	La survie des staphylocoques dans les cavités nasales.....	32

Partie pratique

	Objectifs.....	33
1	Matériel et méthodes.....	33
1.1	Période et lieu d'étude.....	33

1.2	Echantillonnage.....	33
1.3	Matériel.....	34
1.3.1	Matériel de prélèvement et d'analyses bactériologiques.....	34
1.3.2	Milieux de culture	35
1.4	Méthodes.....	35
1.4.1	Recherche des staphylocoques.....	35
1.4.2	Identification des staphylocoques et de ses espèces	37
1.4.3	Conservation des souches.....	42
2	Résultats.....	43
2.1	Prévalence globale de la contamination.....	43
2.2	Prévalence des espèces de staphylocoques.....	43
2.2.1	Prévalence des espèces de staphylocoques du portage nasale.....	43
2.2.2	Prévalence des espèces de staphylocoques dans le lait.....	44
2.3	Répartition des espèces de staphylocoques en fonction de la nature du prélèvement.....	44
3	Discussion.....	46
	Conclusion et recommandations	52
	Références bibliographiques	
	Annexes	

Introduction

Introduction

Le lait de chamelle est un aliment devenu très prisé par l'homme du fait de sa composition riche en certaines vitamines, en protéines plus digestes et moins allergènes (**KAPPELER et al., 2004**), et en lactose dont la structure, différente de celle du lait de vache, le rend moins intolérant ; ces caractéristiques permettent de l'utiliser comme un substitut au lait maternel si l'allaitement naturel est impossible (**BARLOWSKA et al., 2011**). Le lait de chamelle est également réputé pour ses diverses vertus thérapeutiques ; outre ses effets hépato-protecteur, anti-cancéreux, anti-Parkinson, antiépileptique et antidiabétique, son activité antimicrobienne est avérée (**BENKERROUM et al., 2004 ; KHATOON et al., 2015**). En dépit de tous ses effets bénéfiques, cette denrée alimentaire n'échappe pas à la contamination bactérienne à cause des nombreuses difficultés rencontrées dans la gestion de l'hygiène de la traite et du stockage. La famille des *Staphylococcaceae* fait partie de la très diversifiée microflore pathogène pouvant contaminer le lait (**EL HOSSSENY et al., 2018**). Le genre type de cette famille est *Staphylococcus* qui réunit 89 espèces dont *S. aureus*, l'espèce pathogène majeure (**GARRITY et al., 2007 ; PARTE et al., 2020**).

Les staphylocoques sont des bactéries à Gram positif présentant un mode de regroupement en grappe caractéristique, aéro-anaérobies facultatives et possédant l'enzyme catalase (**BACAR et MISKINE, 2014**). La possession de divers facteurs de virulence explique la diversité des signes cliniques, notamment ceux évocateurs d'intoxications alimentaires dues à la production d'entérotoxines staphylococciques (**HARANT, 2022**).

Par ailleurs, les staphylocoques sont des espèces à caractère commensal présentes sur la peau et les muqueuses oro-nasales chez l'homme et les animaux ; *S. xylosus* étant principalement retrouvé dans la flore cutanée animale (**TESHOME et al., 2016**). La muqueuse des cavités nasales des animaux représente le site de prédilection que les staphylocoques colonisent grâce à divers mécanismes. Cette colonisation, ou portage nasal, dépend de l'équilibre entre les réponses immunitaires de l'hôte et le caractère commensal de ces

bactéries, ainsi que de la composition de la flore commensale qui colonise la peau et les muqueuses.

Le portage nasal, de *S. aureus* chez les animaux laitiers en particulier, résulte du contact manuel et de la diffusion aérienne (DAVIDO, 2010). *S. aureus*, également associé aux infections intra-mammaires, peut être isolé à des taux variables chez les animaux de rente, et contaminer le lait ; ce dernier pouvant être contaminé par différentes autres espèces de staphylocoques. Plusieurs facteurs liés à l'animal ainsi qu'aux techniques de la traite et de la manipulation peuvent augmenter le risque de présence de ces micro-organismes dans le lait. Afin de le maîtriser, divers procédés technologiques ont été développés, tels que la pasteurisation, le chauffage ohmique, les micro-ondes et les radiofréquences. Des combinaisons de traitements thermiques et non thermiques, comme les rayonnements UV, sont également utilisées (EBERT, 2018).

La situation épidémiologique concernant les toxi-infections alimentaires collectives (TIAC) liées aux staphylocoques reste difficile à évaluer en raison de la rareté de données disponibles (NAITALI et al., 2017 ; MANIL, 2021).

À notre connaissance, très peu d'études existent, notamment en Algérie, sur le portage nasal et la contamination du lait par les différentes espèces de staphylocoques chez la chamelle.

Cela s'expliquerait, d'une part, par le fait que l'état sanitaire du cheptel camelin est difficile à établir en raison du déplacement fréquent des élevages. D'autre part, le lait de l'espèce cameline est considéré comme une denrée alimentaire fondamentale des peuples nomades ; il n'est pas fréquemment disponible pour les autres peuples chez lesquels il connaît une forte demande du fait de ses nombreuses propriétés médicinales évoquées précédemment. Cette production, étant peu voire pas du tout industrialisée, sa consommation à l'état cru ou du moins sans procédé de traitement technologique la rend vulnérable et susceptible à diverses attaques microbiennes, tels que la contamination staphylococcique, notamment à *S. aureus*, la principale espèce responsable des TIAC.

Introduction

Partant de cette idée, nous avons initié ce travail afin d'estimer la prévalence du portage nasal et de la contamination du lait par les staphylocoques conjointement chez le même individu, d'identifier les espèces, et de rechercher une éventuelle corrélation quant à la présence des micro-organismes dans ces deux sites.

Notre étude est scindée en deux parties :

Une partie bibliographique, composée de 4 chapitres, qui abordera d'abord la composition et les caractéristiques du lait de chamelle, ensuite des généralités sur le danger staphylocoques et son implication dans les toxi-infections alimentaires ainsi que dans diverses autres atteintes, et enfin le portage nasal.

Une partie pratique qui a pour objet la recherche des staphylocoques chez des femelles laitières de l'espèce cameline dans la wilaya de Ouargla, dans le but d'évaluer la prévalence du portage nasal et de la contamination du lait cru, d'identifier les espèces et d'étudier la corrélation entre la présence de staphylocoques dans les cavités nasales et dans le lait cru.

Chapitre 1

Le lait de chamelle

1 Composition du lait de chamelle

Plusieurs études ont été réalisées sur les différentes variétés de lait consommées par l'homme, y compris celui de la chamelle. L'importance du lait de chamelle repose sur le fait que sa composition se rapproche de celle du lait de chèvre et de vache, mais également de l'homme, et cela a été démontré dans plusieurs recherches (SABAH EL KHEIR *et al.*, 2012).

Tableau 1 : Composition du lait de différentes espèces (VINCENZETTI *et al.*, 2022).

Mammifères	Energie (Kcal/100g)	Matière grasse (g/100g)	Protéines (g/100g)	Lactose (g/100g)
Homme	64,2	3,5	1,2	6,4
Ane	41,8	0,7	1,6	6,6
Vache	76,2	3,8	3,4	4,8
Brebis	115,7	7,0	5,7	4,7
Chèvre	74,5	4,1	3,3	4,5
Dromadaire	66,1	3,1	3,5	4,4
Chamelle	88,9	5,3	3,9	4,5

Cependant, la composition de cette denrée n'est pas constante. En effet, les variations saisonnières, la quantité d'eau prise, la qualité de l'alimentation et les races de chameaux, influent sur la composition du lait (AL KANHAL, 2010).

1.1 L'eau

La teneur en eau du lait de chamelle, variant de 84% à 90%, est similaire à celle du lait de chèvre. La variation est principalement due à l'alimentation et à la consommation d'eau. Chez les femelles déshydratées, la teneur qui se rapproche de 90%, est due à l'effet de l'hormone antidiurétique (ADH) qui retient l'eau de l'organisme ; cette eau se concentre dans la mamelle pour qu'elles puissent allaiter leurs petits. Le lait des chameaux qui ont un accès *ad libitum* à l'eau, a une teneur qui se rapproche de 84% (WATSON *et al.*, 2017 ; MCNAMARA *et MCSWEENEY*, 2022).

1.2 La graisse

Avec une taille moyenne de 2,99 μm , les globules de graisse sont plus petits comparés à ceux des ruminants (**BARLOWSKA et al., 2011**). La proportion varie entre 1,2% et 6,4%. Dans ce ratio, les acides gras insaturés (AGI) sont retrouvés en plus grande quantité comparé au lait de vache, soit 43%, dont 25% d'acide oléique, 7,3% d'acide palmitoléique, 5% d'acide arachidonique. En petite quantité, sont retrouvés les acides gras polyinsaturés (AGPI) dont l'acide linoléique et linoléique (4,1% - 4,6% et 0,6% - 0,9%, respectivement) (**KONUSPAYEVA et al., 2009**). Concernant les acides gras saturés (AGS), les acides stéarique, myristique, caprique et palmitique sont les plus majoritaires (**TULTABAYEVA et al., 2015**).

1.3 Les protéines

Divisées en caséine et protéines de lactosérum, les protéines existent dans le lait de chamelle avec un taux qui varie entre 2,15% et 4,90% et un taux moyen de $3,1 \pm 0,5\%$ (**KONUSPAYEVA et al., 2009**).

1.3.1 Les caséines

Elles représentent la fraction protéique la plus majoritaire avec un taux variant entre 52% à 87%, soit 1,63% - 2,76% de la composition totale du lait. La bêta-caséine (β - caséine) est prépondérante et constitue 65% de la caséine totale suivi de l'alpha-caséine (α - caséine) et, en très petite concentration, de la κ -caséine (**KAPPELER et al., 2004**). Comme chez l'homme, en raison de l'abondance des β -caséines plus digestible et moins allergène, le lait de chamelle peut être utilisé comme lait de remplacement pour les bébés si leurs mères sont incapables de les allaiter (**BARLOWSKA et al., 2011**).

1.3.2 Les protéines de lactosérum

Représentant 20% à 25% des protéines totales, soit 0,63g à 0,80g / 100g de lait, elles sont formées d'immunoglobulines, de lactoferrines, de lactoperoxydases, de peptidoglycanes et de sérum albumine dont l'alpha-lactalbumine (α -lactalbumine) qui est majoritaire. Chez les bovins, c'est la bêta-lactoglobuline (β -lactoglobuline) qui constitue l'élément allergène, qui domine (KAPPELER *et al.*, 2004 ; KHASKHELI *et al.*, 2005).

1.4 Le lactose

La teneur varie entre 2,40% et 5,80% ; une variation qui est principalement due à l'alimentation des camélins (KHASKHELI *et al.*, 2005).

Le lactose du lait de chamelle provoque moins d'intolérances que celui du lait de vache car la structure du lactate obtenu lors de la fermentation intestinale du lactose, est différente. (CARDOSO *et al.*, 2010) ; il s'agit de l'isomère lévogyre, une forme plus digestible du lactate qui est estimée à 2,21% pour le lait de chamelle contre 0,02% seulement pour le lait de vache (KONUSPAYEVA *et al.*, 2019).

1.5 Les minéraux et vitamines

Les minéraux inclus dans le lait sont les chlorures, les citrates de sodium, le calcium avec 1060-1570 mg/L, et le magnésium avec 75-160 mg/L, ainsi que quelques traces de cuivre, de zinc et de sélénium (SEBOUSSI *et al.*, 2009). La quantité de fer (1,3-2,5 mg/L) est supérieure à celle du lait de vache.

Quant aux vitamines, la vitamine C (25-60 mg/L) et la vitamine B3 (4,6 mg/L) sont retrouvées en plus grandes quantités dans le lait de chamelle que dans celui des vaches. Cependant, les vitamines A (0,10-0,15 mg/L), E (0,53 mg/L), B2 (0,42-0,80 mg/L), B9 (0,004 mg/L) et B5 sont beaucoup plus fréquents dans le lait de vache (KONUSPAYEVA *et al.*, 2011 ; FAYE *et al.*, 2019).

La **Figure 1** résume les principales différences entre le lait de chamelle et celui avec lequel il a été fréquemment comparé : le lait de vache.

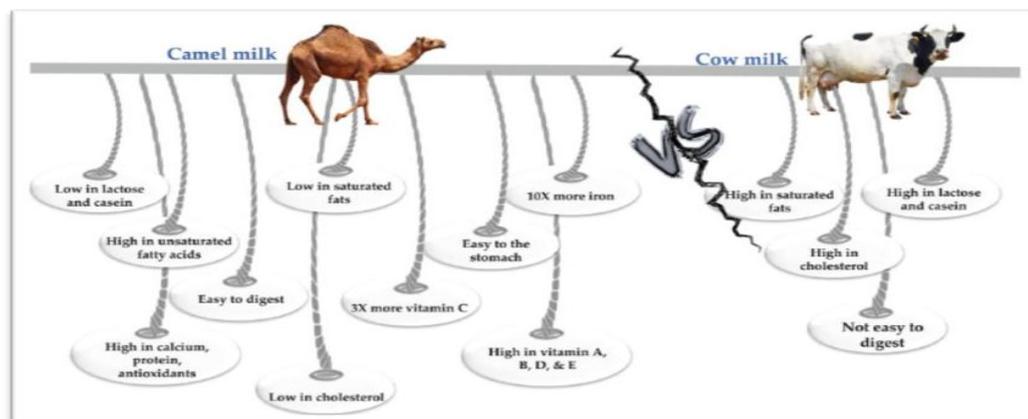


Figure 1 : Principales différences entre le lait de chamelle et le lait de vache (SWELUM *et al.*, 2021).

2 Caractéristiques organoleptiques

Contrairement au lait de vache, le lait de chamelle est de couleur blanc mat (pauvre en bêta-carotène) (DEROUICHE et ELGUIZI, 2022), plus visqueux et a un goût salé et acide, parfois amer. Ces caractéristiques varient selon l'alimentation et la disponibilité en eau. Ainsi, une alimentation à base de luzerne rend le goût sucré (SBAUOI *et al.*, 2009).

3 Caractéristiques nutritionnelles

En plus de posséder des nutriments très digestibles, le lait de chamelle possède plusieurs bienfaits. L'hydrolyse de la caséine libère des peptides dotés d'une activité anti-oxydative, et il a été reconnu que cette activité joue un rôle majeur dans l'effet hépatoprotecteur, l'effet anticancéreux et dans les désordres neurologiques comme les convulsions (POWER *et al.*, 2013).

Pour l'effet hépatoprotecteur, une étude sur des rats de laboratoire a démontré que, chez les animaux qui présentaient une stéatose hépatique due à un régime hyper-gras, l'effet anti-oxydant des peptides a amélioré leurs paramètres biochimiques avec une augmentation du glutathion réduit et de l'activité anti-oxydative de la catalase, parallèlement à une diminution du malondialdéhyde, un indicateur de stress oxydatif (KORISH et ARAFAH, 2013).

Chapitre 1 Le lait de chamelle

Une autre étude sur l'effet protecteur du lait de chamelle contre l'hépatotoxicité due à l'alcool a montré que, chez les rats auxquels le lait de chamelle a été administré, la destruction cellulaire du tissu hépatique est moindre, comparé aux sujets qui n'ont pas eu un régime à base de ce lait (**DARWISH et al., 2012**).

L'activité anticancéreuse est due à la réduction du stress oxydatif et donc à la diminution des pathologies dues à ce phénomène comme le carcinome hépatique. (**HOMAYOUNI-TABRISZI et al., 2016**). De plus, il a été démontré que cette denrée diminuerait les chances de survie des cellules tumorales hépatiques et celles du cancer du sein par l'activation des voies intrinsèques et extrinsèques de l'apoptose (**KORASHI et al., 2012**).

Une étude comparative sur l'effet du lait de chamelle et l'effet des traitements de base utilisés contre la maladie de Parkinson chez des rats, a indiqué que l'effet anti- Parkinson de ce lait était supérieur à celui des traitements usuellement utilisés. L'histologie du cerveau a indiqué une préservation des neurones de l'hippocampe, contrairement aux traitements de base (**KHATOON et al., 2016**).

Une autre étude a démontré le rôle de l'activité anti-oxydative de la caséine dans l'effet antiépileptique (**KHATOON et al., 2015**).

En outre, le lait est traditionnellement utilisé par les bédouins pour le traitement du diabète. En effet, il existe une quantité d'insuline dans le lait déterminée par radio- immunologie (40 unités/L) (**YAGIL et al., 1994**). Différentes théories essayent d'expliquer les mécanismes de l'activité antidiabétique du lait. Une des possibilités est la présence d'insuline-like protéines qui peuvent se lier aux récepteurs de cette hormone et la stimuler à interagir avec ses propres récepteurs (**HE et al., 2011**). Une autre théorie est le passage et l'absorption rapide du lait, et donc de l'insuline, dus à l'absence de coagulation à pH intestinal et à l'encapsulation de cette hormone au niveau des globules lipidiques, la protégeant ainsi de toute protéolyse stomacale (**MALIK et al., 2012**).

Chapitre 1 Le lait de chamelle

Par ailleurs, il a été démontré la présence de bactéries productrices d'acide lactique qui jouent un rôle important dans la stimulation du système immunitaire et la production de probiotiques (**TEMMERMAN et al., 2003 ; KALLIOMAKI et al., 2001**). Une étude sur les propriétés antimicrobiennes du lait a démontré la présence d'un effet bactériostatique contre *Escherichia coli* et *Listeria monocytogenes* dû aux peptides antimicrobiens (lactoferrine, lactoperoxydase, lysozyme et immunoglobulines) (**BENKERROUM et al., 2004**). De plus, les anticorps présents sont très efficaces contre les *Rotavirus* (**EL- AGAMY et al., 1992**).

Le fluide biologique est aussi très faiblement allergène car il ne contient pas de β -lactoglobuline et contient moins d' α -caséine considérés comme très allergènes. (**SHABO et al., 2005**). Grâce à ses constituants faiblement allergènes et à ses caractéristiques antigéniques différentes de celles du lait de vache, le lait de chamelle peut être utilisé comme une source protéique alternative pour des enfants ne pouvant pas consommer le lait de vache (**EL- AGAMY et al., 2009**).

4 Caractéristiques physicochimiques

4.1 pH et acidité

Le pH du lait de chamelle est généralement plus bas que celui du lait de vache, avec une valeur moyenne qui se situe autour de 6,33. Cette valeur peut varier selon la région.

L'acidité du lait est liée, d'une part, à sa composition en caséines, albumine, citrates, phosphates et en dioxyde de carbone, et d'autre part, à l'acide lactique provenant de la fermentation du lactose par les micro-organismes (**YOGANANDI et al., 2014**). Des valeurs supérieures ou égales à 15°D de l'acidité titrable ont été rapportées par différents auteurs. Ces valeurs varient selon la région (**DEROUICHE et ELGUIZI, 2022**).

4.2 Densité

La densité du lait de chamelle se situe entre 1023 et 1034 g/l. Une densité de 1031 à 1032 a été enregistrée en Algérie (**SIBOUKEUR, 2007 ; MERZOUG et al., 2013**). Dans une étude comparative des propriétés physico-chimiques du lait de vache, de bufflonne et de chamelle a révélé que la densité du lait de chamelle est de 1029 g/l, une valeur comparable à celle du lait de vache. Des variations de cette valeur ont été rapportées dans différentes régions : 1030 g/l en Inde, de 1028 g/l à 1038 g/l à Riyad, en Arabie saoudite. Ces variations pourraient être attribuées à divers facteurs, tels que le régime alimentaire et la race des chameaux (**YOGANANDI et al., 2014**).

4.3 Viscosité

La viscosité du lait de chamelle, mesurée à 20°C, est de 1,72 mPa-s, ce qui est considéré comme élevé en comparaison avec celle du lait de vache. Cette augmentation de viscosité est attribuée à sa composition en globules gras (**YOGANADI et al., 2014**).

4.4 Point de congélation

En raison de sa teneur faible en extrait sec dégraissé, le point de congélation du lait de chamelle est plus bas que celui du lait de vache (**ARBIA et CHIHEB, 2018**). **YOGANADI et al. (2014)** ont rapporté que la moyenne du point de congélation du lait de chamelle était de -0,518°C.

5 Caractéristiques microbiologiques

Il est admis que le lait de chamelle n'est pas stérile avec une flore bactérienne totale qui atteint en moyenne $1,8 \cdot 10^7$ UFC/mL (**ALAOUI et al., 2016 ; EL-HOSSNY et al., 2018**).

Généralement, une grande partie de la flore totale est constituée d'une flore qui indique une contamination. Elle excède les 10^6 UFC/mL, du fait du mode extensif de l'élevage des camélidés et par conséquent, d'une difficulté de gestion de l'hygiène de la traite et du stockage du lait (**ALAOUI et al., 2016 ; EL-HOSSNY et al., 2018**).

Chapitre 1 Le lait de chamelle

Parmi les contaminants, les coliformes totaux et les *Enterobacteriaceae* qui signent d'une contamination fécale, deux études séparées ont révélé que ces germes ont atteint les moyennes de $3,70.10^4 \pm 1,20.10^4$ UFC/ml et de $2,91.10^4$ UFC/ml, respectivement (**EL-ZINEY et al., 2007** ; **EL-HOSSNY et al., 2018**).

Les bactéries pathogènes peuvent aussi être présentes, à l'exemple de staphylocoques et de *Salmonella*. Concernant le 1^{er} genre, la contamination du lait peut être due à la présence de mammites cliniques ou subcliniques, aux différentes manipulations du lait liées à l'homme, ainsi qu'aux mauvaises conditions de son entreposage et de son exposition lors de la vente (**ELHOSSNEY et al., 2018**). Quant au 2^{ème} genre, le passage vers les camelins est très fréquent et son inoculation est due à sa survie dans l'environnement, notamment dans l'eau, l'aliment et les équipements (**ALAOUI et al., 2016**).

Les bactéries lactiques sont d'ordre supérieur à 10^4 UFC/ml dont les leuconostoques qui sont les plus majoritaires ($4,45.10^7$ UFC/ml, en moyenne) suivies des lactocoques ($4,25.10^7$ UFC/ml, en moyenne), ensuite des lactobacilles ($3,55.10^7$ UFC/ml, en moyenne), et enfin des entérocoques ($1,5.10^4$ UFC/ml, en moyenne) (**BENKERROUM et al., 2003** ; **ALAOUI et al., 2016**).

Chapitre 2

Généralités sur les staphylocoques

1 Historique

Louis Pasteur fût le 1^{er} à révéler l'existence des staphylocoques qu'il isole à partir du pus d'abcès humain, et des eaux de la Seine en France (FASQUELLE, 1974 ; NAITALI et al., 2017). En 1878, Robert Koch décrit l'aspect microscopique du micro-organisme comme étant des coques regroupées en grappe de raisin (SPICER, 2003 ; NAITALI et al., 2017). Quatre ans plus tard, Alexander Ogston propose staphylocoques à la bactérie, un nom issu du grecque (*staphyle* qui signifie grappe de raisin et *kokkos* pour grain) qui signifie ainsi des coques regroupées en grappe de raisin. (SPICER, 2003 ; NAITALI et al., 2017). En 1884, l'Allemand Anton Julius Friedrich Rosenbach cultive la bactérie sur milieux solides et obtient des cultures pures ; il fût le 1^{er} à décrire le genre bactérien *Staphylococcus* en différenciant *S. aureus* et *S. albus* selon les pigments produits par les colonies (colonies jaunes et blanches, respectivement). Durant cette même période, les staphylocoques ont été classés parmi les cocci à Gram positif, après la mise au point de la coloration de Gram (AVRIL et al., 2000 ; GILLESPIE, 2006). En 1922, Baerthlein fût le 1^{er} à rapporter une toxi-infection alimentaire collective (TIAC) de grande ampleur survenue en 1918 lors du siège de Verdun : plus de 2000 soldats ont présenté des symptômes d'une gastro-entérite aigue suite à la consommation de saucisses contaminées ; après analyse bactériologique et description des symptômes, le micro-organisme incriminé dans cette TIAC était *S. aureus*, par le biais de ses entérotoxines staphylococciques (ES) (NAITALI et al., 2017).

Depuis, plusieurs cas de TIAC ont été rapportés au fil du temps, incriminant diverses espèces de staphylocoques dont, *S. aureus*, l'espèce type du genre *Staphylococcus*.

2 Taxonomie

La famille des *Staphylococcaceae* regroupe 14 genres bactériens dont le genre type *Staphylococcus* ainsi que *Macrococcus*, *Mammaliicoccus*, *Salinicoccus*, *Jeotgalicoccus* et *Nosocomiicoccus* (PARTE et al., 2020).

Les staphylocoques comptent à ce jour 89 espèces, parmi lesquelles 17 isolées chez l'homme, et 30 sous-espèces identifiées grâce à l'analyse des gènes codant pour l'ARN ribosomale (GARRITY et al., 2007 ; PARTE et al., 2020). Selon la dernière reclassification taxonomique, 5 espèces de ce genre, à savoir *S. fleurettii*, *S. lentus*, *S. stepanovicii*, *S. sciuri* et *S. vitulinus* ont été réassignées au genre *Mammaliicoccus* dans lequel *M. sciuri* est l'espèce type (MADHAIYAN et al., 2020).

Selon leur capacité à produire la coagulase libre, les différentes espèces de staphylocoques sont classées en 2 groupes :

- Les staphylocoques à coagulase positive (SCP), considérés comme pathogènes.

Dans ce groupe, *S. aureus* représente l'espèce la plus incriminée dans les TIAC ; il est subdivisé en deux sous-espèces :

- *S. aureus* subsp. *anaerobius*, une sous-espèce très rare et marginale mais qui possède des caractéristiques particulières, dont la croissance en anaérobiose et l'absence de la catalase. Elle a été isolée à partir d'abcès chez le mouton (NAITALI et al., 2017).

- *S. aureus* subsp. *aureus* est la sous-espèce la plus fréquente (NAITALI et al., 2017).

- *S. intermedius* et *S. delphinii* appartiennent aussi à ce groupe (HEBERT et CAILLET, 1982).

- Les staphylocoques à coagulase négative (SCN), à l'exemple de *S. xylosus*, *M. lentus* et *S. saprophyticus* sont généralement considérés comme non pathogènes (LeLoir et Gautier, 2010).

Il est à noter que l'espèce *S. hyicus* est coagulase +/- (CASANOVA et al., 2011).

3 Habitat

Les staphylocoques sont des bactéries ubiquitaires commensales présentes sur la peau et les muqueuses ainsi que dans la sphère rhinopharyngée des animaux à sang chaud. La niche principale, notamment de *S. aureus*, est représenté par l'homme ; cette espèce se trouve chez 37% de porteurs sains dans le nez, les muqueuses nasales et la gorge, ainsi que sur la peau et les mains (ALEXANDER et al., 2011 ; NAITALI et al., 2017).

Bien que commensale, le micro-organisme est capable de provoquer diverses infections cutanées, sous-cutanées ou muqueuses (abcès, furoncles et folliculites), des mammites (PEACOCK et PATERSON, 2015 ; FETSCH, 2018), et des infections viscérales après bactériémie (atteintes graves pulmonaires et cardiaques) (DENIS et al., 2011 ; BENITO et al., 2015).

Les staphylocoques sont également présents dans différents environnements : l'environnement naturel (sol, eau douce ou eau de mer, air ambiant) (BURDIN, 1973), l'environnement domestique humain (cuisine), l'environnement industriel agro-alimentaire, l'environnement hospitalier, ainsi que dans les denrées alimentaires. La présence du micro-organisme dans l'environnement et les aliments est due à la contamination de ces derniers par l'homme et les animaux (NAITALI et al., 2017).

4 Caractères bactériologiques

4.1 Caractères morphologiques

Les staphylocoques sont des bactéries à Gram positif, avec un diamètre généralement compris entre 0,8 et 1 μm . Ils sont immobiles, asporulés et parfois capsulés. Ces micro-organismes peuvent apparaître isolés, regroupés en courtes chaînettes, en diplocoques ou le plus souvent en amas. Le mode de regroupement en grappes est caractéristique et permet leur différenciation avec les streptocoques (Figure 2) ; il est dû à leur capacité de division dans plusieurs plans (BACAR et MESKINE, 2014 ; HENNEKINNE, 2018).

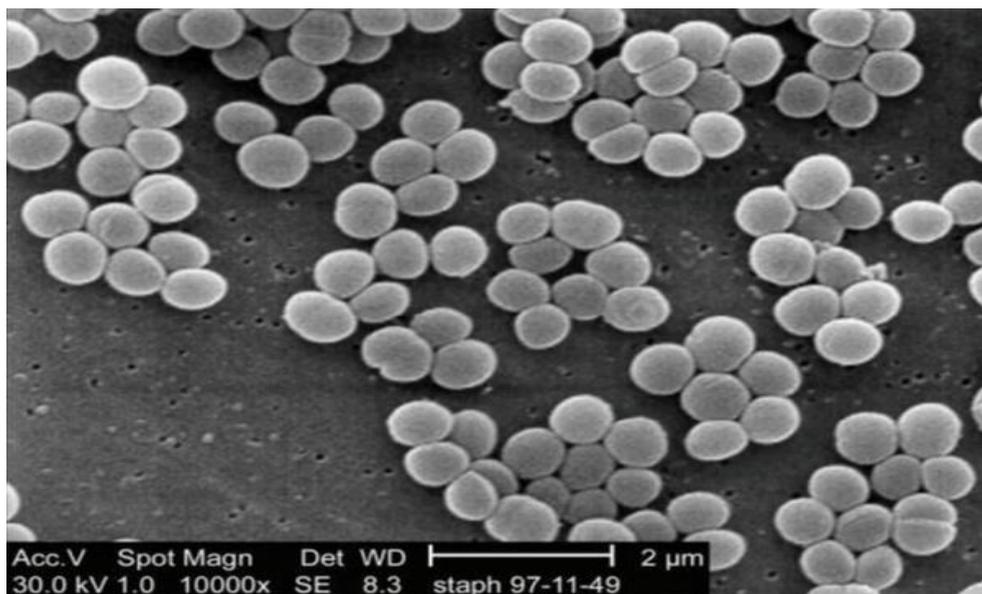


Figure 2 : Aspect des staphylocoques sous microscope électronique
(**FARHHOD et al., 2022**).

4.2 Caractères cultureux

Les staphylocoques sont peu exigeants, halophiles et tolèrent une activité en eau (A_w) de 0,83%. Les autres conditions optimales de leur croissance sont une température de 37°C avec une possibilité de multiplication entre 7°C et 48°C qui les classe parmi les micro-organismes mésophiles, et un pH de neutrophilie de 7-7,5 (**RIEMANN et CLIVER, 2006 ; BECKER, 2018**). Certaines espèces, telles que *S. aureus* subsp. *anaerobius* et *S. saccharolyticus*, ont une croissance plus lente et nécessitent du CO₂ (**BOUCHIAT et al., 2011**).

Les staphylocoques sont des micro-organismes mésophiles qui peuvent semultiplier dans des températures allant de 7 °C à 48 °C, avec une température optimale de 37 °C.

Sur des milieux de culture usuels, tels que le bouillon nutritif, la gélose nutritive et la gélose au sang, les staphylocoques poussent en 18 à 24 heures d'incubation à 37°C ; le temps de leur régénération étant de 20 à 30 minutes. Ils forment des colonies de taille variable, de 1 à 3 mm de diamètre, rondes, opaques, légèrement bombées ou aplaties. La couleur des colonies varie du jaune au jaune doré, ainsi que du blanc au blanc crémeux.

Les colonies de *S. aureus* sont de couleur jaune doré (**Figure 3**), d'où l'appellation de staphylocoque doré, cette coloration est due à la synthèse d'un pigment possédant une activité oxydante qui permet à la bactérie de lutter contre espèces réactives de l'oxygène produits par l'hôte ; c'est la staphyloxanthine (**RAYNAUD, 2020**).



Figure 3 : Aspect des colonies de *S. aureus* sur gélose cœur-cervelle (BHI) (**RAYNAUD, 2020**).

L'isolement des staphylocoques à partir de prélèvements polymicrobiens se fait sur des milieux sélectifs tels que les milieux gélosés Columbia enrichis en antibiotiques, comme la colistine et l'acide nalidixique, ou la colistine et l'aztreonam, qui permettent la sélection des bactéries à Gram positif. Le milieu Chapman hypersalé à base de mannitol, est utilisé pour la sélection de *S. aureus*. Le milieu au Baird-Parker supplémenté de tellurite de potassium et de jaune d'œufs, est utilisé pour les échantillons alimentaires et environnementaux (**BOUCHIAT et al., 2011**).

4.3 Caractères biochimiques

Les staphylocoques sont des bactéries aéro-anaérobies facultatives, à l'exception des souches appartenant à *S. aureus* subsp. *anaerobius* et *S. saccharolyticus* qui exigent la présence du CO₂ pour leur croissance. Ainsi, tous autres staphylocoques possèdent l'enzyme catalase qui les différencie des streptocoques. La plupart des staphylocoques sont capables de fermenter le glucose, le saccharose, le lactose et le mannitol. L'utilisation du glucose les différencie des microcoques (DENIS et al., 2011).

5 Pouvoir pathogène

Chez l'homme et l'animal, les staphylocoques sont des micro-organismes commensaux de la peau et des muqueuses. Cependant, leur potentiel pathogène se manifeste lorsque des conditions favorables permettent leur prolifération excessive ou leur introduction dans des sites normalement stériles. Les infections peuvent résulter de cette présence excessive de la flore endogène, entraînant une auto-infection, ou de l'introduction de staphylocoques provenant de l'environnement externe, notamment dans le cas de toxi-infections alimentaires (DENIS et al., 2011).

Parmi les infections causées, figurent des staphylococcies cutanées, sous-cutanées et muqueuses (abcès, furoncles et folliculites), des septicémies, des mammites (PEACOCK et PATERSON, 2015 ; FETSCH, 2018), des staphylococcies viscérales, telles que l'ostéomyélite, la pleuropneumonie et l'endocardite, des infections nosocomiales, des toxémies staphylococciques associées à la production de toxines, telles que le syndrome d'exfoliation généralisée causé par les exfoliatines ou toxines exfoliantes (Exfoliant toxines ET), et les pneumonies nécrosantes causées par la leucocidine de Panton et Valentine (Panton-Valentine Leucocidine PVL), ainsi que des intoxications alimentaires qui peuvent être causées par les entérotoxines staphylococciques SE et les toxines similaires aux entérotoxines SEL qui possèdent une activité superantigénique et qui provoquent des symptômes de gastro entérite (DENIS et al., 2011 ; BENITO et al., 2015).

5.1 Les facteurs de virulence

La pathogénicité des staphylocoques est liée à leur capacité à produire plusieurs facteurs de virulence (**BECKER, 2018**), parmi lesquels on compte la capsule, les protéines de surface, les enzymes et les toxines (**Figure 4**). Ces facteurs de virulence interagissent de manière complexe dans différents processus pathogènes, aboutissant à la colonisation des tissus et à l'échappement au système immunitaire (**PALAVECINO, 2014**).

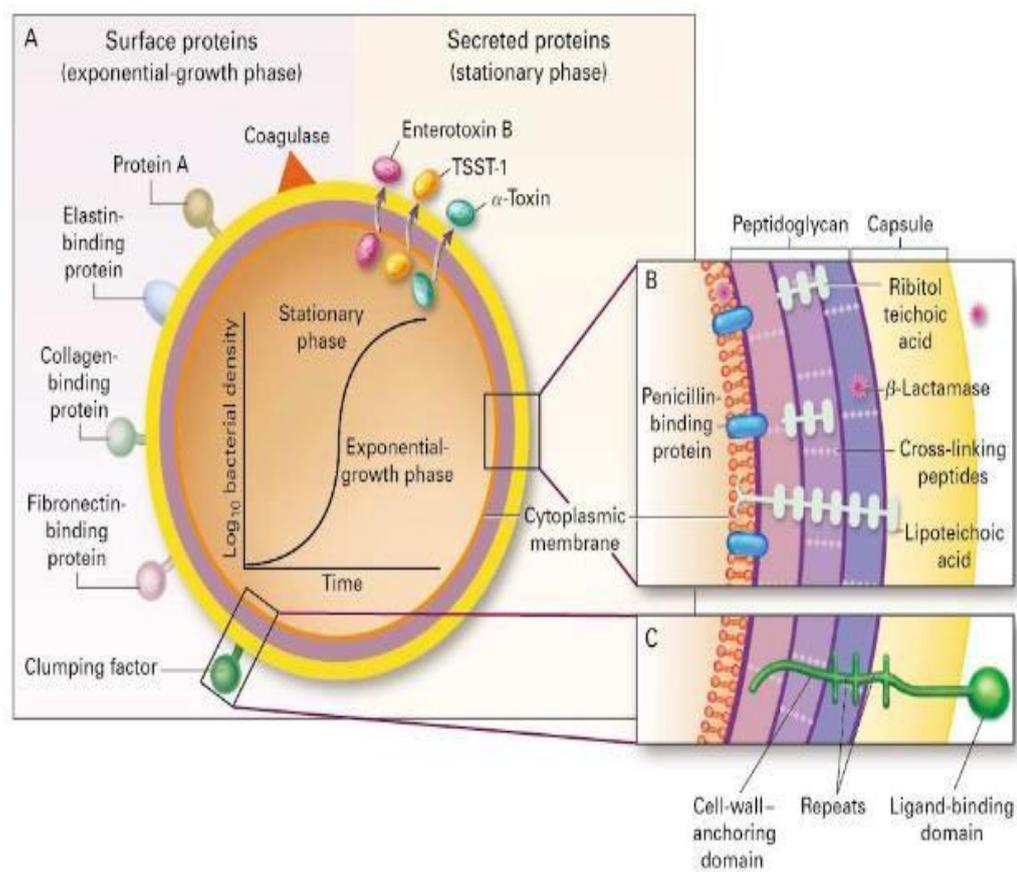


Figure 4 : Facteurs de virulence des staphylocoques (**FERRY et al., 2007**).

5.1.1 La capsule

Parmi les facteurs qui permettent à la bactérie d'échapper la phagocytose, les polysaccharides capsulaires. La capsule masque les épitopes de la surface pour les anticorps (**HARANT, 2022**).

5.1.2 Les protéines de surface

5.1.2.1 La protéine A

Cette protéine est présente chez certaines espèces, telles que *S. aureus*, *S. pseudintermedius*, *S. schleiferi* et *S. hyicus*. Elle est généralement associée au peptidoglycane et peut également être présente sous forme libre. Elle se lie au fragment constant des immunoglobulines IgG et IgM et inhibe l'opsonisation (HARANT, 2022).

5.1.2.2 Les récepteurs à la fibronectine

Ces récepteurs permettent la fixation de la bactérie sur la fibronectine exprimée par les cellules endothéliales en réponse à une inflammation (DENIS et al., 2011).

5.1.2.3 Le clumping factor ou la coagulase liée

Cette protéine se lie au fibrinogène formant une couche autour de la bactérie afin de la protéger de la phagocytose (DENIS et al., 2011). Elle est présente chez *S. aureus*, mais peut également être retrouvée chez *S. lugdunensis*, *S. schleiferi* et *S. pseudintermedius* (HARANT, 2022).

5.1.2.4 Les sidérophores

Un système de captation de fer que la bactérie utilise lorsque le niveau de fer disponible est bas (ALIOUA, 2015).

5.1.3 Les enzymes

5.1.3.1 La coagulase libre ou staphylocoagulase

Une enzyme produite par les espèces dites à coagulase positif. En activant la thrombine, la coagulase provoque la conversion du fibrinogène en fibrine permettant ainsi la coagulation du plasma humain et du plasma de lapin (DENIS et al., 2011).

5.1.3.2 La staphylokinase ou fibrinolysine

Une protéase fibrinolytique ayant pour rôle l'activation du plasminogène en plasmine, provoquant ainsi la dissémination de thrombus riches en bactéries. Elle joue également un rôle dans l'échappement à la phagocytose (PALAVECINO, 2014).

5.1.3.3 La catalase

Une enzyme assure la survie de la bactérie en intracellulaire (BERGDOLL et WONG, 2006).

5.1.3.4 La nucléase

Il s'agit d'une DNAase thermostable (HARANT, 2022). De plus, les staphylocoques peuvent synthétiser d'autres enzymes, telles que la hyaluronidase qui dégrade l'acide hyaluronique de la structure extracellulaire de l'hôte afin de pouvoir diffuser à travers les différents tissus ; ils peuvent produire aussi des protéases et des lipases (HARANT, 2022).

5.1.4 Les toxines

5.1.4.1 Les hémolysines

Il s'agit de toxines qui exercent une action cytolytique sur les cellules sanguines. L'hémolysine alpha (α -hémolysine) est produite lors de la phase exponentielle de la croissance bactérienne. C'est une protéine thermostable et antigénique qui forme des pores dans la membrane des cellules épithéliales et phagocytaires de l'hôte.

L'hémolysine bêta (β -hémolysine) cible spécifiquement les monocytes et déstabilise leur membrane.

L'hémolysine gamma (γ -hémolysine) forme des pores dans la membrane des leucocytes et des érythrocytes.

L'hémolysine delta (δ -hémolysine) détruit les monocytes et les neutrophiles (HARANT, 2022).

5.1.4.2 La leucocidine de Panton et Valentine PVL

Elle est cytotoxique pour les polynucléaires neutrophiles et les monocytes (**HARANT, 2022**)

5.1.4.3 Les toxines exfoliantes ET

Les exfoliatines sont des épidermolysines impliquées dans la pathologie cutanée (**HARANT, 2022**).

5.1.4.4 Les exotoxines superantigéniques SAg

La famille de superantigènes bactériens (SAg) comprend des toxines impliquées dans le choc toxique à staphylocoques et aux toxi-infections alimentaires (**HARANT, 2022 ; HU et al., 2018**). Les entérotoxines qui font partie de cette famille et qui sont responsables des toxi-infections alimentaires sont thermostables et résistantes à la pepsine stomacale (**HARANT, 2022**).

5.1.4.5 Description des entérotoxines

Les entérotoxines constituent une superfamille comprenant 23 types, y compris les SEs (staphylococcal enterotoxin) et les SELs (staphylococcal enterotoxin-like). Les SEs et les SELs sont des exotoxines superantigéniques (SAGs). Les SELs sont des toxines relativement récemment identifiées qui possèdent des caractéristiques physicochimiques similaires aux SEs mais qui n'ont pas une activité émétique (**HU et al., 2018**).

Les SAGs sont des exotoxines protéiques produites par certaines souches de *S. aureus*. Parmi les SAGs, se trouvent les SEs A, B, C (avec plusieurs variantes notées n), D, E, G, et F, ainsi que le TSST-1, responsable du syndrome de choc toxique. Les SELs H, I, et J-X, comptent parmi les SELs (**PALAVECINO, 2014**). Contrairement aux antigènes classiques, les SAGs ne passent pas par le processus de traitement des antigènes habituel ; ils provoquent une stimulation exceptionnelle du système immunitaire en activant et en provoquant la prolifération des lymphocytes T, et n'endommage pas la membrane cellulaire (**FERRY et al., 2007 ; HU et al., 2018**), selon un mécanisme illustré par la **figure 5**.

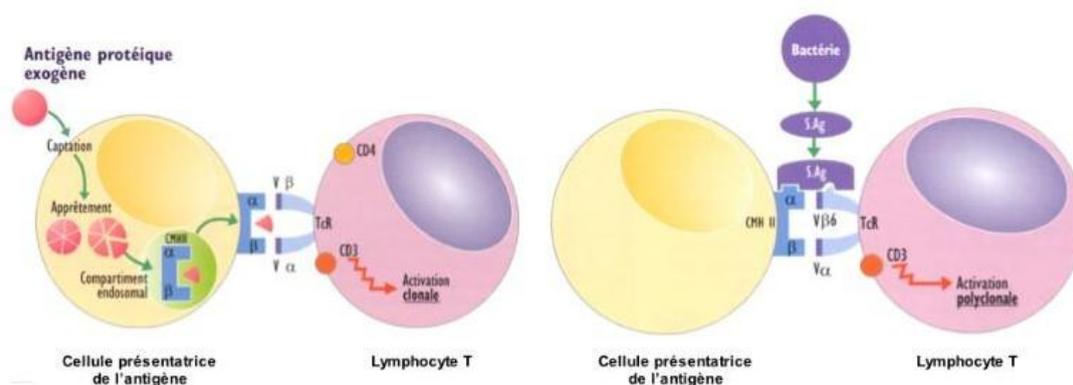


Figure 5 : Mécanisme d'action des superantigènes (FERRY *et al.*, 2007)

5.1.4.6 La dose émétique

La durée d'incubation et la sévérité des symptômes observées lors d'intoxication alimentaire staphylococcique varient selon le type et le nombre de toxines SEs ingérées ainsi que la sensibilité de l'individu (HU *et al.*, 2018). L'analyse des aliments impliqués dans les toxi-infections alimentaires donne peu d'informations sur la dose ayant provoqué l'infection en raison de la distribution inégale des entérotoxines dans l'aliment ; par conséquent, il n'est pas facile de pouvoir déterminer de la dose ingérée par l'individu. Des études ont montré que la quantité minimale ingérée de la toxine SEA, pouvant provoquer des symptômes, ne dépasse pas les 184 ng. Une analyse faite sur 540 intoxication alimentaire a révélé une moyenne de 144 ng de SEA par 240ml du lait (BERGDOLL *et al.*, 2006). Peu d'études ont été menées sur le mécanisme de l'activité émétique en raison du manque de modèles animaux adéquats pour les études. Des études réalisées sur des singes rhésus ont révélé des doses variables pour différents SE, la SEA semblant être la plus puissante (HU *et al.*, 2018). La quantité émétique minimale de SEA observée lorsqu'elle est administrée par voie intragastrique était de 5 µg/3 kg et de 20 ng/kg lorsqu'elle était administrée par voie intraveineuse (BERGDOLL *et al.*, 2006). Bien que les singes soient considérés comme le modèle principal, leur utilisation est restreinte pour plusieurs raisons, parmi lesquelles des considérations éthiques (HU *et al.*, 2018).

5.1.5 La formation de biofilms

Le biofilm, en tant qu'amas de cellules enrobé d'une matrice, agit comme un mécanisme de défense contre le stress, favorise la dissémination, et augmente la persistance et la prolifération des bactéries sur les surfaces biotiques et abiotiques.

Il représente un mode d'adaptation des micro-organismes face aux conditions extrêmes. Ces micro-organismes se fixent à une surface et sécrètent une matrice extracellulaire protectrice qui assure l'ancrage et la protection contre les agressions environnementales (physiques, chimiques et biologiques), et empêche la dessiccation et crée un réservoir d'eau et de nutriments.

Les biofilms peuvent entraîner une persistance indésirable des bactéries, augmentant ainsi les risques de contamination dans l'industrie alimentaire, en particulier. Ceux formés par les staphylocoques (**Figure 6**) ont été détectés sur diverses surfaces, notamment le matériel médical.

Ils sont constitués d'une variété de protéines, telles que la protéine associée au biofilm (Biofilm-associated protein) Bap, les protéines MSCRAMMs (Microbial Surface Components Recognizing Adhesive Matrix Molecules) associées à la paroi cellulaire, ainsi que les protéines solubles dans le phénol (Phenol Soluble Modulins, PSM). En outre, le biofilm renferme des polysaccharides, notamment le polysaccharide adhésine intercellulaire (PIA) qui joue un rôle crucial dans la cohésion et contribue à l'évasion du système immunitaire. Dans les espèces de staphylocoques, l'ADN extracellulaire constitue un autre composant essentiel de la matrice du biofilm, agissant comme un liant dans les interactions cellulaires et contribuant à la formation, à la maturation et au maintien des biofilms (**BECKER, 2018**).

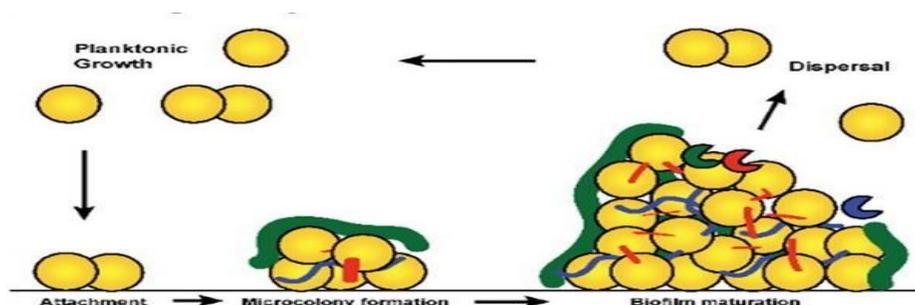


Figure 6 : Cycle de formation du biofilm par *S. aureus* (**LISTER et al., 2014**).

Chapitre 3
Toxi-infections alimentaires et atteintes
dues aux staphylocoques

1 Notions d'épidémiologie

1.1 Réservoirs

Les staphylocoques sont présents chez la majorité des mammifères domestiques et sauvages, surtout au niveau de la peau et dans la sphère oro-nasale. Chez l'homme les principales espèces présentes sur la peau sont *S. epidermidis* et *S. hominis* (KLOOS et MUSSELWHITE, 1975 ; NAGASE et al., 2002 ; FINDLEY et al., 2013). Ceci n'exclue pas la présence d'autres espèces sur la peau humaine, y compris *S. aureus* et *S. haemolyticus* mais rarement *S. xylosus* (KLOOS et SCHLEIFER, 1975 ; NAGASE et al., 2002). *S. xylosus* est, par contre, fréquente chez l'animal, mais cela ne signifie pas l'absence de *S. aureus*, l'espèce majeure responsable des TIAC. En Algérie, plusieurs études ont porté sur la détection de *S. aureus* chez différentes espèces animales. Une étude réalisée en 2018 sur le portage nasal chez des bovidés sains a indiqué une prévalence de 31% (BOUNAR-KECHIH et al., 2018). Une autre étude réalisée chez les petits ruminants et les camélidés a enregistré des taux de contamination de 9,3% et de 4,4%, respectivement (AGABOU et al., 2017). Chez le poulet, la prévalence était de 30% (BENRABIA et al., 2020). Les études ne se sont pas limitées aux animaux, elles se sont étalées à leurs diverses productions.

1.2 Contamination staphylococcique du lait

La principale source de contamination du lait par les staphylocoques reste les infections intra-mammaire à *S. aureus* (POUTREL et al., 2015). La contamination de cette denrée alimentaire peut être également due à la mauvaise hygiène de la traite dont les principaux facteurs de risque sont l'absence de nettoyage de la mamelle, l'utilisation d'un chiffon collectif et d'un même récipient d'eau pour tous les animaux, ainsi que la traite mécanique qui met en contact les micro-organismes humains avec la mamelle (HAMIROUNE et al., 2014 ; POUTREL et al., 2015). Le risque de contamination augmente avec l'âge, la quantité de lait produite, le nombre de gestations, ainsi que la largeur et la forme du trayon, représentent les facteurs liés à l'animal (HAMIROUNE et al., 2014 ; ATIGUI, 2014).

Chapitre 3. Toxi-infections alimentaires et atteintes dues aux staphylocoques

Parmi les études réalisées sur le lait de vache non pasteurisé, celle conduite en Algérie sur l'analyse de 82 échantillons analysés, a signalé 3 échantillons positifs à *S.aureus* (OSMAN et al., 2020). En Arabie-Saoudite, sur un total de 100 échantillons de lait de chamelle examinés, 10 étaient positifs à *S. aureus*, soit une prévalence de 10% (YEHIA et al., 2020).

1.3 Incidence des TIAC à staphylocoques et principaux aliments mis en cause

Bien que les TIAC sont des maladies à déclaration obligatoire en Algérie et dans plusieurs pays, l'incidence des TIAC à l'entérotoxine staphylococcique (ES), en particulier, est difficile à évaluer en raison de la rapidité de rétablissement (24 heures) et de l'absence de consultations médicales justifiée par des signes cliniques qui pourraient être négligés où passer inaperçus (NAITALI et al., 2017 ; MANIL, 2021).

En Algérie, les données sur la situation épidémiologique des TIAC dus aux staphylocoques ne sont pas disponibles. Cependant, l'incidence globale des TIAC est en hausse, selon le dernier relevé épidémiologique mensuel (REM) communiqué qui date de 2022 ; elle est passée de 10,90 en l'an 2000 à 12,73 cas pour 100.000 habitants en 2022. La wilaya la plus touchée durant 2022 étant la wilaya d'El Tarf avec 48,90 cas pour 100.000 habitants, suivie de la wilaya de Mostaganem avec une incidence de 36,69 cas pour 100.000 (INSP, 2022).

En Europe, l'autorité européenne de la sécurité des aliments (EFSA) a rapporté que, sur 4005 foyers confirmés de TIAC en 2021, 60 étaient liés à l'ES ; celle-ci étant considérée la principale cause de TIAC en Roumanie, au Portugal et en Macédoine du Nord (EFSA, 2021). Durant la même année, *S. aureus* avait causé le plus grand nombre d'hospitalisations en Europe.

En Belgique, le laboratoire de référence des TIA a déclaré 2 foyers de TIAC à l'ES, en 2022. Le premier foyer est représenté par 10 personnes ayant consommé une crème glacée à base de lait cru contaminé dans lequel la concentration en ES-A était élevée. Le second foyer est constitué de 27 personnes ayant consommé de la viande crue préparée en tartare (SCIENSANO, 2022).

Chapitre 3. Toxi-infections alimentaires et atteintes dues aux staphylocoques

En France, 13 foyers de TIAC ont été confirmés en 2020 avec un total de 265 malades dont 8 hospitalisés ; il a été observé que l'ES était la 1^{ère} cause lorsque la catégorie lait et les produits laitiers était impliquée dans ces TIAC (ANSES, 2022).

2 Manifestations cliniques

Les symptômes d'ingestion de l'ES sont d'apparition rapide (3 heures, en moyenne) et durent environ 18 à 24 heures. Ils sont caractérisés par des vomissements en fusée, sans fièvre ni nausées (LEROY *et al.*, 2016 ; NAITALI *et al.*, 2017), pouvant être suivis de douleurs abdominales et de diarrhée qui, en conséquence, peut conduire à une déshydratation sévère (NAITALI *et al.*, 2017). La majorité des TIAC à staphylocoques implique 5 toxines, de l'ES-A à l'ES-E (LEROY *et al.*, 2016).

Outre les toxi-infections alimentaires, le staphylocoque doré est aussi capable de provoquer diverses infections, telles que des suppurations localisées au niveau cutané (abcès, furoncles, panaris), de la sphère ORL (otites et sinusites) et viscéral (abcès pulmonaires et du cerveau), ainsi que des atteintes de différents autres viscères du corps. S'ajoutent à ces infections, les septicémies qui conduisent aux endocardites considérées comme secondaires à un foyer d'infection, et le syndrome du choc toxique staphylococcique (STSS) qui est dû à la toxine du syndrome du choc toxique TSST-1, et dont la symptomatologie se traduit par de la fièvre, un état de choc (hypotension), des atteintes hépatiques, rénales et musculaires, ainsi que des éruptions cutanées de type scarlatiniforme (AVRIL *et FAUCHERE*, 2002).

Une autre espèce de staphylocoques a vu son importance croître dans les atteintes suppurées des muqueuses ainsi que dans les atteintes du tractus urinaire ; il s'agit de *S. xylosus* (HARITH *et al.*, 2008 ; SIDIBE *et al.*, 2022).

3 Lute et prévention contre le danger staphylocoques dans les industries agro-alimentaires

Les staphylocoques sont des micro-organismes opportunistes présents naturellement chez les humains. La contamination des aliments se fait essentiellement par contact direct avec les porteurs sains. Ainsi, certains aliments contiennent initialement des quantités de staphylocoques, et des conditions d'hygiène médiocres ainsi qu'une conservation inadéquate favorisent la multiplication des micro-organismes et la toxinogénèse (HENNEKINNE, 2018).

3.1 Inactivation des staphylocoques dans les aliments

Dans le lait, les cellules de staphylocoques sont détruites par pasteurisation à 72°C ; 99,6% sont détruites en 15 secondes, et 100 % en 35 secondes. En ce qui concerne l'élimination des entérotoxines staphylococciques (SE) dans le lait, les valeurs D sont de 9,9 à 11,4 minutes à 121°C et de 70,0 minutes à 100°C. Cependant, des études ont montré que la pasteurisation à moins de 70°C pendant 20 minutes, pourrait entraîner la survie de *S. aureus* et provoquer une multiplication ultérieure et une production de toxines en l'absence de refroidissement, avec des effets modérés d'une nouvelle élévation de température sur les SE thermorésistants. Ainsi, la mesure recommandée est l'utilisation d'une combinaison d'au moins 75°C pendant au moins 1 minute. Dans une étude menée sur du lait inoculé par des souches de staphylocoques et traité thermiquement pendant 15 secondes à différentes températures (72°C, 85°C et 92°C), il a été constaté que la quantité de SE était réduite mais que ces toxines n'étaient pas complètement éliminées. Cette étude montre que les toxines SE peuvent persister dans le lait malgré l'inactivation des cellules de *S. aureus* par pasteurisation ; il est donc impératif d'éviter toute rupture de la chaîne de froid pendant la production et le traitement du lait (EBERT, 2018).

Toutefois, les traitements thermiques peuvent entraîner des altérations du lait ; parmi les autres technologies qui ont été développées pour garantir la sécurité alimentaire, le chauffage ohmique, le chauffage par micro-ondes et le

Chapitre 3. Toxi-infections alimentaires et atteintes dues aux staphylocoques

chauffage par radiofréquence, ont montré leur efficacité pour éliminer les staphylocoques et leurs entérotoxines des aliments. Le chauffage ohmique implique l'utilisation d'un courant électrique à basse fréquence(généralement 50-60 Hz) pour générer de la chaleur à l'intérieur d'un matériau alimentaire ;les micro-organismes sont éliminés grâce à l'application de températures élevées et à une électroporation douce de leur paroi cellulaire. Aucun pathogène ne peut survivre à cette combinaison de chaleur et d'électroporation. Tandis que les micro-ondes et les radiofréquences agissent en stimulant les vibrations moléculaires pour chauffer les matériaux alimentaires (**EBERT, 2018**).

D'autres techniques combinent des traitements thermiques avec des traitements non thermiques, telles que l'association de rayonnements UV avec un traitement thermique doux, afin de compenser leur faible profondeur de pénétration dans certaines matrices alimentaires. Ces combinaisons ont prouvé leur efficacité dans l'inactivation des souches de *S. aureus* produisant des entérotoxines (**EBERT, 2018**).

3.2 Maîtrise de la contamination par *S. aureus*

3.2.1 Maîtrise de la chaîne de froid

Les staphylocoques sont des micro-organismes mésophiles qui peuvent semultiplier dans des températures allant de 7°C à 48°C, avec une température optimale de 37 °C. La toxinogénèse peut commencer à une concentration de 10⁵ UFC/g dans un aliment, à une température de 10°C à 45°C, avec un optimum de 40°C à 45°C (**HENNEKINNE, 2018**).

Les staphylocoques se multiplient plus rapidement à des températures plus élevées que 7°C, surtout en l'absence de bactéries concurrentes comme dans les cas de contaminations *post*-traitement thermique et de lait cru provenant d'animaux souffrant de mammites à *S. aureus*. Le maintien de la chaîne de froid, le refroidissement rapide des aliments après traitement thermique, ou leur maintien à une température de 65°C (liaison chaude), ou encore leur consommation dans les 30 minutes suivant leur préparation, peuvent garantir la sécurité de l'aliment (**EBERT, 2018**).

Chapitre 3. Toxi-infections alimentaires et atteintes dues aux staphylocoques

Il est impératif de mettre en place un système de surveillance des limites critiques de la température, notamment lors de la conservation des aliments périssables. Par exemple, les variations soudaines de températures peuvent être évitées par l'emplacement adéquat de capteurs thermiques. En cas de défaillance de la chaîne de froid, une multiplication des staphylocoques et la production de toxines peuvent survenir, rendant ainsi l'aliment impropre à la consommation humaine. Dans ce cas, des actions correctives doivent être entreprises, telles que le traitement thermique immédiat, l'ajustement de la date d'expiration, ou l'élimination de l'aliment contaminé (**EBERT, 2018**).

3.2.2 Stratégies d'hygiène et de protection

S. aureus est commensal chez l'homme. Ce micro-organisme colonise en particulier la peau et la muqueuse respiratoire, ce qui laisse supposer que la présence de porteurs sains dans les entreprises alimentaires est systématique. Pour éviter ou réduire le risque de propagation *S. aureus* par les manipulateurs, l'hygiène personnelle est l'un des éléments clé. L'hygiène doit concerner les principales sources de contamination (la peau des mains, la cavité nasale, les matériaux en contact de l'aliment et tout site possible de contamination croisée). La source principale de transmission des infections à staphylocoques étant les mains, leur nettoyage et désinfection appropriées peuvent réduire considérablement le risque de contamination. Cependant, des vêtements et des éléments de protection spéciaux pour recouvrir les parties potentiellement contaminées par les staphylocoques commensaux sont indispensables afin d'éviter toute propagation (**EBERT, 2018**).

L'hygiène du personnel s'acquiert par la formation sur le système BPH (Bonnes Pratiques d'Hygiène). Le domaine de formation du personnel doit s'étendre à d'autres systèmes. Les systèmes BPF (Bonnes Pratiques de Fabrication) et HACCP (analyse des risques et points critiques pour leur maîtrise) imposent des règles d'hygiène efficaces qui peuvent minimiser significativement le risque de contamination des aliments par les staphylocoques et permettent d'éviter les infections d'origine alimentaire, mais seulement si ces systèmes sont appliqués correctement. Cela exige un personnel bien formé et motivé. La formation des manipulateurs sur l'hygiène alimentaire contribue à garantir la sécurité des aliments (**EBERT, 2018**).

Chapitre 4

Le portage nasal

1 Colonisation de la muqueuse par les staphylocoques

Les staphylocoques peuvent coloniser plusieurs sites comprenant la peau, les différentes muqueuses dont la plus importante est la muqueuse nasale, la région périnéale, et plus rarement, le tractus gastro-intestinal (**HARTSTEIN et MULLIGAN, 1996**).

La colonisation ne peut se faire sans adhérence de la bactérie aux composants de la matrice extracellulaire du tissu ; il s'agit d'un phénomène multifactoriel qui consiste en une adhésion physico-chimique non spécifique (les charges de surface et interactions hydrophobes) combinée à autre type d'adhésion plus spécifique faisant intervenir des protéines de surface nommées les adhésines qui comprennent les MSCRAMMs, des molécules intervenant dans la virulence et évoquées précédemment. Ces protéines ont le pouvoir de se lier à divers composants de la matrice extracellulaire, notamment la fibronectine, le fibrinogène et le collagène. Parmi les autres adhésines, figurent le clumping factor B ou cytokeratin-binding protein qui se lie à la cyto kératine 10 présente à la surface des cellules de l'épithélium nasal (**WERTHEIM et al., 2007 ; FOSTER, 2009**).

2 Portage nasal de *S. aureus*

Le portage de staphylocoques est fréquent et indique un équilibre entre la défense immunitaire de l'hôte ainsi que le commensalisme propre à la bactérie (**WERTHEIM et al., 2005**).

Chez l'homme les fosses nasales représentent le principal site de portage (**WERTHEIM et al., 2005**), selon **NOUWEL et al. (2004)**, il existe trois modalités de portage :

- Les porteurs permanents représentant environ 20% des individus, sont colonisés le plus souvent par la même souche de *S. aureus* sur de longues périodes ; chez ces individus, la charge bactérienne est très importante, ce qui augmente le risque d'infection.
- Les porteurs intermittents qui représentent environ 30% des individus et qui sont colonisés par différentes souches, au fil du temps.
- Les non porteurs.

Une étude a permis d'obtenir une classification après 2 résultats d'écouvillonnages nasaux à 1 semaine d'intervalle pour différencier entre porteur et non porteur suivi d'autres écouvillonnages avec un intervalle de plus d'une semaine afin de distinguer entre non porteur et porteur intermittent (**HEIMAN et al., 2007**).

Il existe des facteurs de risque favorisant le portage nasal de *S. aureus*. Dans une autre étude menée sur des individus appartenant à des tranches d'âge différentes, il a été observé que les porteurs permanents étaient parmi les jeunes et sont retrouvés en plus grandes proportions chez les nouveaux nés et les enfants de moins de 6 mois, avec des taux de 45% et 21%, respectivement (**DAVIDO, 2010**). Parmi les autres facteurs de risque, il a été rapporté la prédisposition raciale avec les individus de peau blanche, le diabète, le séjour prolongé dans le milieu hospitalier, les greffes d'organes, l'hémodialyse, la sérologie positive à l'HIV et toutes autres maladies pouvant conduire à une immunodéficience, ainsi que les pathologies cutanées chroniques (**PEACOCK et al., 2003 ; DAVIDO, 2010**).

La muqueuse nasale animale héberge habituellement *S. aureus*, une espèce moins fréquente chez l'homme. Le portage varie en fonction des espèces étudiées.

Chez les bovins, il a été estimé entre 14 et 23% (**ROBERTSON et al., 1994**).

Chez l'espèce cameline, plusieurs études rapportent des taux de portage différents en fonction de plusieurs facteurs, tels que l'état de santé et les infections respiratoires et mammaires (**GAUTRET et al., 2013**).

Le portage nasal constitue un risque d'apparition de diverses infections chez les camelins. Selon **CHAUHAN et al., (1987)**, 10,5% des atteintes mammaires étaient originaires de ce portage. Selon une autre étude, 90,6% de chameaux étudiés atteints de bactériémie avait comme origine les micro-organismes retrouvés au niveau de la partie nasale (**ABDULSALAM et BAKHSH, 1999**).

3 La survie des staphylocoques dans les cavités nasales

Les staphylocoques, notamment *S. aureus*, sont naturellement présents dans les cavités nasales des animaux à sang chaud, en particulier chez les animaux laitiers (TESHOME et al., 2016). Selon DAVIDO (2010), le taux de portage nasal de *S. aureus* chez les camelins, était d'environ 53%, bien que ce chiffre puisse varier selon les régions. Deux hypothèses principales expliquent la contamination des fosses nasales : la première hypothèse est le contact avec les mains, et la seconde hypothèse est la diffusion aérienne directe. Les sécrétions nasales, qui contiennent des immunoglobulines IgA et IgG, des lysozymes, de la lactoferrine, ainsi que des peptides antimicrobiens, jouent un rôle essentiel dans les défenses immunitaires de l'hôte. Un dysfonctionnement de ces réponses immunitaires peut favoriser la colonisation par *S. aureus*. De plus, des études ont révélé que *S. aureus* développe des mécanismes de résistance aux peptides antimicrobiens, ce qui peut également contribuer à sa colonisation des fosses nasales (DAVIDO, 2010).

Partie pratique

Objectifs

Notre étude qui porte sur la recherche des staphylocoques chez des femelles laitières de l'espèce cameline dans la wilaya de Ouargla, a pour objectifs :

- ✓ D'évaluer la prévalence du portage nasal de staphylocoques.
- ✓ D'évaluer la prévalence de la contamination du lait cru par les staphylocoques.
- ✓ D'identifier les espèces de staphylocoques isolés des cavités nasales et du lait.

1 Matériel et méthodes

1.1 Période et lieu d'étude

Ce travail a été réalisé entre octobre 2023 et février 2024 dans des élevages camelins de la wilaya de Ouargla.

D'autres espèces animales cohabitent avec l'espèce cameline dans les élevages que nous avons visités. L'effectif moyen est de 10 dromadaires et le mode d'élevage est extensif sans bâtiments d'élevage. Contrairement aux mâles et aux femelles non gravides, les femelles gestantes et les femelles en lactation reçoivent une supplémentation alimentaire à base de concentré d'orge et de foin sec. La traite des femelles se fait manuellement par l'éleveur.

1.2 Echantillonnage

Au total, 30 chamelles laitières provenant de 6 régions distinctes ont fait l'objet d'échantillonnage sur 3 périodes. Sur le même individu, ont été réalisés deux prélèvements : un prélèvement nasal et un prélèvement de lait cru (**Tableau 2**).

- Les prélèvements nasaux ont été réalisés dans des conditions aseptiques en utilisant des écouvillons stériles préalablement humidifiés avec de l'eau physiologique stérile. Nous avons effectué, avec le même coton-tige introduit délicatement dans les deux narines de l'animal, des mouvements rotatoires sur la muqueuse nasale afin de recueillir, par de légers frottements, le maximum de sécrétions nasales.
- Les échantillons de lait individuel ont été prélevés par traite manuelle directement dans des tubes à essai stériles, après élimination des

premiers jets.

Les prélèvements, réalisés en fin d'après-midi avec l'étroite collaboration des services vétérinaires de la DSA de Ouargla et des chameliers de chaque élevage, ont été étiquetés, mis dans une enceinte isotherme munie de poches de glace, et aussitôt acheminés par route vers le laboratoire pédagogique d'HIDAOA de l'école nationale supérieure vétérinaire d'Alger. Tous les prélèvements ont été analysés dans les 24 heures.

Tableau 2 : Répartition des prélèvements réalisés sur 30 chammelles laitières.

Période	Régions	n		
		Ecouvillon nasal	Lait	Total
1	Mekhadma	6	6	12
	Rouissat			
	Chegga			
2	Hassi Ben Abdallah	12	12	24
3	El Alia	12	12	24
	Sid Otba			
Total		30	30	60

n : nombre de prélèvements.

1.3 Matériel

1.3.1 Matériel de prélèvement et d'analyses bactériologiques

Le matériel que nous avons utilisé pour effectuer les prélèvements, la recherche et l'identification des staphylocoques, est listé en **annexe 1**.

1.3.2 Milieux de culture

Les milieux de culture utilisés ainsi que leur préparation sont présentés en **annexe 2**.

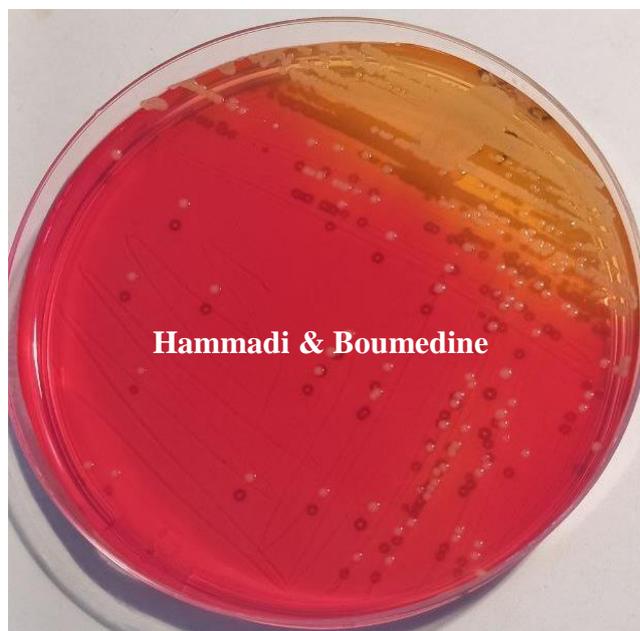
1.4 Méthodes

1.4.1 Recherche des staphylocoques

1.4.1.1 À partir d'écouvillons nasaux

L'écouvillon nasal a été mis dans 2 ml de bouillon BHIB et incubé à 37°C pendant 18-24 heures. À partir de la culture d'enrichissement, l'isolement sélectif sur gélose hypersalée au mannitol (Mannitol salt agar MSA), appelée gélose Chapman, a été réalisé selon la technique d'ensemencement en stries à 3 quadrants, en utilisant une anse de platine bouclée. L'incubation a été réalisée à 37°C pendant 18-24 heures.

Les colonies staphylococciques sur milieu MSA sont circulaires, à bords réguliers, très brillantes, opaques, crémeuses, convexes, non pigmentées ou pigmentées en jaune orange entourées (cas de *S. aureus*, *M. sciuri*, *S. xylosus*, *S. cohnii* et *S. capitis*) d'une zone jaunâtre (LE LOIR ET GAUTHIER, 2009) (Photographie 1).



Photographie 1 : Aspects des colonies de staphylocoques sur milieu MSA (Photopersonnelle).

1.4.1.2 Dans le lait

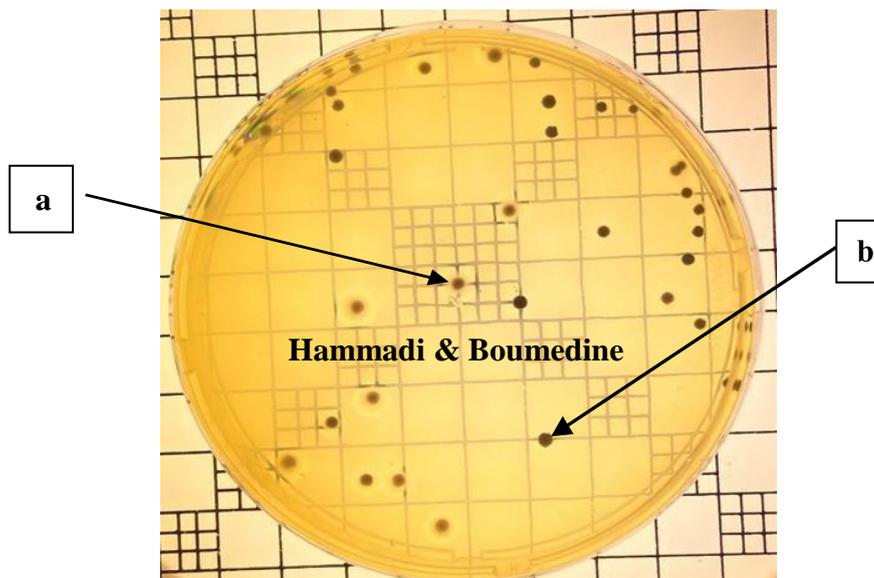
En microbiologie des aliments, la norme ISO-6888-1 (1999) spécifie la méthode horizontale pour le dénombrement des staphylocoques à coagulase positive (*Staphylococcus aureus* et autres espèces) selon la technique utilisant le milieu gélosé de Baird-Parker.

Cette norme a été appliquée avec quelques modifications pour la recherche et la confirmation de *Staphylococcus* dans le lait cru de chamelle.

Le lait, riche en nutriments favorables à la croissance de plusieurs micro-organismes, est un produit liquide. De ce fait, l'échantillon prélevé constitue d'emblée la solution mère, à partir de laquelle l'isolement sur milieu gélosé sélectif de Baird-Parker (BP), supplémenté d'émulsion de jaune d'œufs et de tellurite de potassium, a été effectué selon la technique d'ensemencement en stries à 3 quadrants, en utilisant une anse de platine bouclée. L'incubation a été réalisée à 37°C pendant 24-48 heures.

Deux types de colonies de staphylocoques peuvent coexister sur milieu BP (**Photographie 2**) :

- Des colonies caractéristiques (**a**) de couleur noire ou grise, brillantes et convexes (1mm à 1,5 mm de diamètre après 24 heures d'incubation et 1,5 mm à 2,5 mm de diamètre après 48 h d'incubation), entourées d'une auréole claire qui peut être partiellement opaque. Après au moins 24 heures d'incubation, un anneau opalescent peut apparaître dans cette zone claire immédiatement au contact des colonies.
- Des colonies non caractéristiques (**b**) qui ont la même taille que les précédentes ; elles sont soit noires et brillantes, avec ou sans bord blanc, mais la zone claire et l'anneau opalescent sont absents, soit grises et dépourvues de zone claire.



Photographie 2 : Aspect des colonies présomptives de staphylocoques sur milieu BP(Photo personnelle).

1.4.2 Identification des staphylocoques et de ses espèces

1.4.2.1 Purification des isolats

Toute identification bactérienne est précédée par l'étape de purification afin d'obtenir des cultures pures et jeunes. À partir des cultures obtenues sur milieux sélectifs, nous avons choisi jusqu'à 5 colonies présomptives de staphylocoques parfaitement isolées sur MSA, et jusqu'à 5 colonies caractéristiques et non caractéristiques de staphylocoques parfaitement isolées sur BP. Ces colonies ont été prélevées avec une pipette Pasteur pour ensemercer la gélose nutritive (GN). L'incubation a été faite à 37°C pendant 18-24 heures.

1.4.2.2 Tests biochimiques métaboliques classiques

- **Test de catalase**

La catalase est une enzyme présente chez la plupart des bactéries aérobies et aéro- anaérobies facultatives, y compris les staphylocoques. Cette enzyme catalyse la dégradation du peroxyde d'hydrogène en eau et dioxygène (BOURGEOIS *et al.*, 1989), selon la réaction suivante :



Afin de mettre en évidence la présence de cette enzyme, un test de catalase est réalisé et consiste à suspendre, sur une lame de microscopie stérile, une goutte de peroxyde d'hydrogène avec une fraction de la colonie présomptive, prélevée sur GN en utilisant une anse de platine bouclée stérile. Un test catalase positif (+) se traduit par la formation instantanée de bulles d'air (O_2).

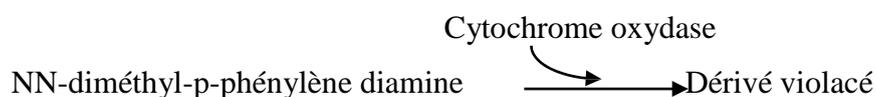
Au fur et à mesure des tests, les isolats au profil catalase (-) seront éliminés des étapes d'identification suivantes.



Photographie 3 : Test de recherche de la catalase (positif à droite et négatif à gauche(Photo personnelle).

- **Test d'oxydase**

Le test d'oxydase permet de déterminer la capacité d'une bactérie à produire l'enzyme cytochrome oxydase, qui fait partie de la chaîne respiratoire cytochromique bactérienne. En présence d'oxygène, cette enzyme catalyse l'oxydation du NN-diméthyl-paraphénylène diamine, un réactif incolore, pour générer un composé violacé (GAIDA et MALLERET, 1992), suivant la réaction ci-après :



Partie pratique

Le test consiste à étaler une fraction d'une colonie suspecte prélevée sur GN à l'aide de l'anse de platine bouclée stérile, sur une bandelette d'oxydase.

Les isolats pourvus de cytochrome oxydase donnent une coloration violette à la bandelette (**Photographie 4**).

À ce stade, seuls les isolats au profil oxydase (-) seront soumis à la suite des tests d'identification.



Photographie 4 : Test de recherche de la cytochrome oxydase (positif à gauche et négatif à droite) (Photo personnelle).

1.4.2.3 Coloration de Gram

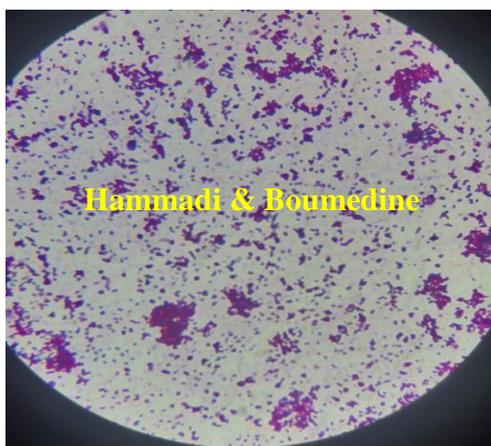
La coloration de Gram est une technique bactériologique fondamentale utilisée pour différencier les bactéries en fonction de la composition de leur paroi cellulaire. Cette technique repose sur l'affinité des bactéries pour les colorants, qui dépendent de la nature de leur paroi. Les bactéries à Gram négatif possèdent une paroi riche en lipides avec une fine couche de peptidoglycane. Lors du processus de coloration à la fuchsine, l'alcool contenu dans le décolorant extrait les lipides de la paroi, la rendant plus poreuse. Ainsi, ces bactéries perdent leur capacité à retenir le complexe violet de gentiane-solution de Lugol, ce qui les décolore en dévoilant la coloration rose. En revanche, les bactéries à Gram positif ont une paroi avec un peptidoglycane plus épais et plus fortement réticulé, ce qui leur permet de retenir efficacement le complexe violet de gentiane-solution de Lugol. Par conséquent, lors du processus de décoloration, la paroi des bactéries à Gram positif reste moins sensible et conserve la coloration violette (**DENIS, 2011**).

Partie pratique

La technique consiste d'abord à suspendre, dans des conditions aseptiques, une fraction de la colonie présumptive avec une goutte d'eau physiologique déposée sur une lame de microscopie en utilisant une pipette Pasteur. La lame est ensuite séchée par flambage, plongée pendant 1 minute dans le violet de gentiane, rincée, puis fixée pendant 1 minute dans la solution de Lugol. Après rinçage, la lame est immergée dans une solution d'éthanol

à 95% pendant 1 minute, rincée, introduite dans la fuchsine, et finalement rincée et séchée. L'observation de la lame préparée, à laquelle est ajoutée une goutte d'huile à immersion, est réalisée au microscope optique réglé à l'objectif 100.

Les bactéries du genre staphylocoques apparaissent sous forme de cocci à Gram positif, regroupés en grappes de raisin ou en diplocoques (**Photographie 5**).



Photographie 5 : Aspect microscopique des staphylocoques après coloration de Gram (Gx100) (Photo personnelle).

1.4.2.4 Tests biochimiques métaboliques en galeries miniaturisées

Nous avons utilisé un des systèmes manuels et standardisés les plus courants pour l'identification biochimique rapide des espèces de *Staphylococcus* pour un seul isolat par échantillon positif : le système API[®] (bioMérieux, Marcy l'Etoile, France) basé sur la détermination de l'indice du profil analytique (Analytic Profile Index).

Le système API[®] STAPH consiste en une galerie composée de 20 microtubes contenant des substrats déshydratés.

Partie pratique

Le mode opératoire, à plusieurs étapes, a été réalisé dans des conditions d'asepsie, conformément aux instructions du fabricant :

- **Préparation de la galerie** : après avoir réuni le fond et le couvercle de la boîte d'incubation, les alvéoles du fond sont remplis d'eau distillée pour obtenir un environnement humide. La référence de la souche à identifier est inscrite sur la languette latérale du fond de la galerie et non pas sur le couvercle. La galerie est ensuite sortie de son emballage et placée dans la boîte à incubation.
- **Préparation de l'inoculum** : la culture pure et jeune des staphylocoques obtenue sur GN est suspendue dans 6 ml du milieu API Staph jusqu'à obtention d'une suspension bactérienne de 0,5 McFarland.
- **Inoculation de la galerie** : en utilisant une pipette Pasteur, les tubes de la galerie sont remplis avec la suspension bactérienne, en veillant à ne pas remplir les cupules et donc de ne pas dépasser le niveau des tubes. Pour éviter la formation de bulles d'air indésirables, la galerie est légèrement inclinée vers l'avant et la pointe de la pipette est mise sur le côté de la cupule. Avant de fermer la boîte d'incubation contenant la galerie ensemencée (**Photographie 6**) et de la placer dans une étuve réglée à 37°C pendant 18-24 heures, l'huile de paraffine est ajoutée aux cupules destests ADH et URE pour créer une atmosphère anaérobie.



Photographie 6 : Aspect d'une galerie API® STAPH ensemencée (Photo personnelle).

- **Lecture de la galerie** : après incubation et ajout des réactifs VP1 et VP2 dans le tube VP et des réactifs NIT1 et NIT2 dans le tube NIT, la lecture de la galerie se fait après 10 minutes (**Photographie 7**) en se référant au tableau interprétatif de la fiche technique fournie par le fabricant (**Annexe 3**).



Photographie 7 : Aspect d'une galerie API® STAPH après incubation (Photo personnelle).

La détermination du nom de l'espèce de staphylocoques a été effectuée à l'aide d'un identificateur API® STAPH, version 4.1.

1.4.3 Conservation des souches

Après confirmation du genre des staphylocoques et identification de leurs espèces, les souches ont été conservées sur GN inclinée en tubes à essai. Cette gélose a étéensemencée sur toute la surface de la pente et par piqûre centrale, à partir de la culture pure et jeune obtenue sur GN puis incubée à 37°C pendant 18-24 heures. Cette méthode permet la conservation des souches 4-8 semaines à +4°C.

2 Résultats

2.1 Prévalence globale de la contamination par les staphylocoques

Chez les 30 chamelles prélevées, les staphylocoques ont été isolés de 22 écouvillons nasaux et 19 échantillons de lait étaient positifs aux staphylocoques, ce qui porte le taux global du portage nasal et de la contamination du lait à 73,33% et à 63,33%, respectivement. Au moins un des deux sites de prélèvements (**Tableau 3**).

Tableau 3 : Prévalence globale de staphylocoques chez 30 chamelles prélevées.

Nature du prélèvement	Ecouvillon nasal	Lait individuel
N	30	30
n positif	19	22
Prévalence globale (%)	63,33	73,33

n : nombre de prélèvements.

2.2 Prévalence des espèces de staphylocoques

2.2.1 Prévalence des espèces de staphylocoques du portage nasal

Les tests biochimiques réalisés sur les 19 souches isolées à partir d'écouvillons nasaux, ont permis d'identifier 3 espèces de staphylocoques : 1 espèce du genre *Staphylococcus* et 2 espèces du genre *Mammaliicoccus* ; l'espèce la plus fréquemment portée étant *M. lentus*, retrouvée avec un taux estimé à 57,90%, suivie de *S. xylosus* et de *M. sciuri* avec une prévalence de 21,05%, chacune (**Tableau 4**).

Tableau 4 : Prévalence des espèces de staphylocoques du portage nasal chez la chamelle.

Espèce	n positif	Prévalence (%)
<i>M. lentus</i>	11	57,89
<i>M. sciuri</i>	4	21,05
<i>S. xylosus</i>	4	21,05

n : nombre de prélèvements.

2.2.2 Prévalence des espèces de staphylocoques dans le lait

Les tests biochimiques réalisés sur les 22 souches isolées à partir de prélèvements de lait individuel, ont permis d'identifier 7 espèces de staphylocoques : six du genre *Staphylococcus* et une du genre *Mammaliicoccus* ; l'espèce la plus prévalente étant *S. xylosus* avec un taux évalué à 45,45%. La prévalence de contamination par *S. aureus* était de l'ordre de 4,55% (**Tableau 5**).

Tableau 5 : Prévalence des espèces de staphylocoques isolées à partir du lait de chamelle.

Espèce	n positif	Prévalence (%)
<i>S. xylosus</i>	10	45,45
<i>M. sciuri</i>	5	22,73
<i>S. hyicus</i>	3	13,64
<i>S. aureus</i>	1	4,55
<i>S. capitis</i>	1	4,55
<i>S. cohnii</i> subsp. <i>cohnii</i>	1	4,55
<i>S. simulans</i>	1	4,55

n : nombre de prélèvements.

2.3 Répartition des espèces de staphylocoques en fonction de la nature du prélèvement

Sur un total de 30 chammelles prélevées, 12 (40%) avaient à la fois les écouvillons nasaux et le lait contaminé par les staphylocoques. Six chammelles (20%) étaient uniquement porteuses de staphylocoques dans les cavités nasales alors que 10 chammelles (33,33%) présentaient uniquement une contamination staphylococcique du lait (**Tableau 5**). La recherche de staphylocoques était négative chez 2 chammelles (6,67%) seulement.

Résultats

S. xylosus et *M. sciuri* étaient les deux espèces communes aux deux types de prélèvements (**Tableaux 4 et 5**). Les espèces les plus fréquemment cohabitantes chez le même individu dans les deux sites de prélèvement étaient *M. lentus* dans les cavités nasales (n= 4) et *S. xylosus* dans le lait (n= 4). L'espèce *S. aureus* retrouvée dans le lait a été associée à l'espèce *M. sciuri* isolée des écouvillons nasaux (**Tableau 6**).

Tableau 6 : Répartition des espèces de staphylocoques isolées des cavités nasales et du lait de chamelle par nature du prélèvement.

Nature du prélèvement	Ecouvillon nasal	Lait	Ecouvillon nasal + Lait
Espèce.s (n)	<i>M. lentus</i> (5) <i>S. xylosus</i> (1)	<i>S. cohnii</i> ssp. <i>Cohnii</i> (1) <i>S. hyicus</i> (2) <i>M. sciuri</i> (3) <i>S. simulans</i> (1) <i>S. xylosus</i> (3)	<i>M. lentus</i> + <i>S. xylosus</i> (4) <i>S. xylosus</i> + <i>S. xylosus</i> (2) <i>M. sciuri</i> + <i>S. aureus</i> (1) <i>M. sciuri</i> + <i>S. capitis</i> (1) <i>M. sciuri</i> + <i>S. xylosus</i> (1) <i>M. lentus</i> + <i>M. sciuri</i> (1) <i>M. lentus</i> + <i>S. hyicus</i> (1) <i>S. xylosus</i> + <i>M. sciuri</i> (1)
Total n	6	10	12
%	20%	33,33%	40%

n : nombre de chamelles prélevées.

3. Discussion

Notre étude, réalisée dans 6 élevages à Ouargla et portée sur l'isolement par la recherche et l'identification des espèces de staphylocoques chez 30 femelles laitières de l'espèce cameline, à partir d'écouvillons nasaux et du lait cru, a révélé des prévalences globales respectives de 63,33% et de 73,33% (**Tableau 3**).

À notre connaissance, très peu de travaux concernant le portage nasal chez les camélidés ont été entrepris tant à l'échelle nationale qu'internationale, encore moins sur l'isolement du micro-organisme des deux sites de prélèvement conjointement chez le même individu.

Comparé à des études réalisées en Algérie, notre résultat sur la présence des staphylocoques dans les cavités nasales chez l'espèce cameline (63,33%, **Tableau 3**) était supérieur à celui de **AGABOU et al (2017)** qui ont enregistré une prévalence de 53% dans la wilaya de Tamanrasset, et inférieur à celui de **BELHOUT (2024)** qui a rapporté une prévalence de 100% pour 46 dromadaires prélevés dans 7 élevages situés dans les deux wilayas de M'sila et de Ouargla.

En Afrique, la prévalence que nous avons enregistrée était largement supérieure à celle obtenue par **ISMAIL et al (2014)** en Egypte, estimée à 18%. Par contraste, des taux de portage staphylococcique de 95,6% et de 100% ont été respectivement communiqué par **BEN CHEHIDA et al (2021)** pour des chameaux en bonne santé en Tunisie, et par **AKARSU et al (2022)** pour des animaux en bonne santé et des animaux présentant des signes cliniques, au Kenya et en Somalie.

De par le monde, et plus particulièrement au Moyen-Orient et en Europe où se répartissent les camélidés, les prévalences varient également d'un pays à l'autre. Selon la documentation disponible, il a été rapporté 52,7% en Iran (**AZIZOLLAH et al., 2009**), 42,86% au Qatar (**AL-THANI et AL-ALI, 2012**) et 48,84% aux îles Canaries, en Espagne (**SILVA et al., 2022**).

La disparité et la fluctuation des résultats enregistrées par ces différentes études seraient influencées par plusieurs facteurs notamment la région, l'environnement, la saison, le protocole d'échantillonnage y compris la taille de

l'échantillon, les techniques d'analyse et les milieux utilisés, le nombre d'isolats caractérisés par échantillon, ainsi que les variations individuelles liées à l'âge, au sexe qui diffèrent d'une étude à une autre.

La prévalence élevée que nous avons obtenue s'expliquerait par le fait que les staphylocoques sont commensaux dans le tractus respiratoire supérieur des animaux mammifères et des oiseaux. Néanmoins, ces micro-organismes peuvent être pathogènes dans des conditions prédisposantes telles que la défaillance de l'immunité de l'hôte (**AHMED et al., 2015 ; GEBRU et al., 2018**). Par ailleurs, un contact étroit entre l'animal et l'homme pourrait aussi favoriser la transmission et, par conséquent, la colonisation de la muqueuse nasale (**DAMBORG et al., 2015**). Ainsi, dans le cadre de la présente étude, une transmission des staphylocoques de l'homme aux chameaux se serait produite lors des différentes interactions entre les deux espèces, en plus de la présence de ces micro-organismes dans la flore naturelle des cavités nasales des animaux, mais sans exclure les interactions avec le milieu environnant.

L'identification biochimique des staphylocoques a révélé la présence de deux espèces du genre *Mammaliicoccus* avec prédominance de *M. lentus* (57,89%) suivi de *M. sciuri* (21,05%), ainsi que d'une espèce appartenant au genre *Staphylococcus* : *S. xylosus* (21,05%) (**Tableau 4**).

Le portage nasal de *M. sciuri* et *S. xylosus* chez le dromadaire a été récemment rapporté en Algérie, en précisant que *S. xylosus* était une espèce émergente (**BELHOUT, 2024**).

Les deux espèces *M. lentus* et *M. sciuri* possèdent un large spectre d'hôtes qu'elles peuvent coloniser et un grand pouvoir d'adaptation aux différents environnements et habitats (**BECKER et al., 2014 ; NEMEGHAIRE et al., 2014**). *M. lentus*, fréquemment et naturellement présent dans la flore nasale de l'homme (**GÖTZ et al., 2006 ; KASPAR et al., 2016**), et commensal de la peau des animaux (**GÖTZ et al., 2006**), est également ubiquiste ; en effet, cette espèce est naturellement retrouvée dans le sol, l'aliment, l'eau ainsi que dans les différentes surfaces (**KESSIE et al., 1998 ; SHALE et al., 2005**).

L'aspect commensal de ces deux espèces et le caractère ubiquitaire de *M. lentus* aurait facilité leur détection à partir d'écouvillons nasaux. Leur présence dans les cavités nasales serait due au comportement de léchage de la peau et des

nasaux, à un environnement prédisposant en raison d'un mode d'élevage majoritairement extensif, ainsi qu'au contact avec l'homme lors d'activités diverses telles que la contention et le toilettage.

L'absence de l'espèce pathogène majeure, *S. aureus*, du portage nasal des chamelles prélevées, s'explique probablement par le fait que, d'une part, nous n'avons pas caractérisé tous les isolats du même prélèvement, et d'autre part, par la présence d'une compétition, par synthèse de substances antimicrobiennes, avec d'autres espèces à coagulase positive ou négative, ainsi qu'avec d'autres genres bactériens colonisant la muqueuse nasale (KRISMER *et al.*, 2017).

Une grande variabilité des espèces a été notée à travers les études consultées. En Algérie, la caractérisation de plusieurs isolats par prélèvement, en utilisant deux milieux gélosés sélectifs de MRS (Milieu ORSAB et milieu Columbia supplémentés de 5% de sang de mouton, de 3,5 mg/ml de céfoxitine et de 4 mg/ml de colistine) ainsi que l'appareillage MALDI-TOF MS, de spécificité élevée d'indentification, a permis d'identifier, en plus des deux espèces *M. sciuri* et *S. xylosus*, 11 autres espèces parmi lesquelles *S. aureus* (BELHOUT, 2024).

BEN CHEHIDA *et al.* (2023) ont noté une faible présence du staphylocoque doré (6,2%) ; les autres isolats ayant été présentés dans le groupe des SCN.

AKARSU *et al.* (2022) ont pu identifier *M. sciuri* (11%), ainsi que *S. aureus* (36%) et 11 autres espèces de *Staphylococcus*.

AL-THANI et AL-ALI (2012) ont isolé *M. lentus* (30%), *S. xylosus* (15%) et *M. sciuri* (6%), ainsi que *S. aureus* (42%) et moins fréquemment 2 autres espèces (*S. lugdunensis* et *S. caprae*).

SILVA *et al.* (2022), appuyant nos résultats, ont également identifié *S. lentus*, comme espèce majoritaire (31%), suivie de *M. sciuri* (28%) et de *S. xylosus* (7%) ; ces auteurs ont mis en évidence *S. aureus* (12%), ainsi que *S. chromogenes*, *S. epidermidis* et *S. hominis*.

Ces résultats diversifiés pourraient s'expliquer par la différence de régions et du mode d'élevage, le contact des camélidés avec d'autres espèces animales et l'intensité du contact entre les animaux et l'homme ; en Tunisie et au Qatar, les chameaux ont un contact étroit avec les humains car souvent utilisés dans le secteur touristique.

Concernant la contamination staphylococcique du lait cru de chamelle, la prévalence que nous avons enregistrée (73,33%, **Tableau 3**) se situe entre celles rapportées par **HADEF et al.**, en **2017** (63,38%), et par **MAMMERI et BADR EDDINE**, en **2023** (83%), dans des études réalisées en Algérie, à Bir Naam et dans la région des Zibans, respectivement.

Dans d'autres pays Africains, les prévalences signalées étaient de l'ordre de 80,30% au Soudan (**ALAMIN et al.**, **2013**) et de 35,98% en Éthiopie (**REGASSA et al.**, **2013**).

La variation dans la distribution des prévalences de la contamination staphylococcique du lait de chamelle, d'une région à une autre, pourrait être due à plusieurs facteurs liés à l'animal, tels que l'âge, la parité, le stade de lactation et le statut immunitaire et l'état de santé de la mamelle ; des travaux réalisés sur des femelles soumises à des CMT (Californian mastitis tests) ont révélé que les mammites subcliniques seraient une cause de contamination du lait de chamelle par les staphylocoques. D'autres facteurs liés à aux conditions environnementales, aux méthodes et à l'hygiène de la traite peuvent également constituer des sources potentielles de contamination du lait à travers la contamination de la peau et des trayons (**KIS et al.**, **2021** ; **REMOUS et al.**, **2022**).

Dans la présente étude, nous avons identifié 7 espèces de staphylocoques dans le lait de chamelle, avec prédominance de *S. xylosus* (45,45%), suivie de *M. sciuri* (22,73%) et de *S. hyicus* (13,64%), ainsi que de *S. aureus*, *S. capitis*, *S. cohnii* subsp. *cohnii* et *S. simulans* représentant chacun une prévalence de 4,55% (**Tableau 5**).

Étant des espèces commensales de l'épithélium et des muqueuses des animaux, leur présence dans le lait pourrait être la conséquence de contaminations lors de la traite par contact avec la peau de l'animal. Ces contaminations, qui contribuent à la transmission des staphylocoques vers la mamelle, se produisent lors de la manipulation simultanée de plusieurs chammelles par les mêmes personnes ; le risque de contamination du lait par diverses espèces de staphylocoques étant augmenté par une traite inadéquate. L'état de santé des femelles, par exemple, la présence de blessures cutanées joue également un rôle dans la contamination staphylococcique du lait.

De plus, la cohabitation avec d'autres espèces animales dans le même élevage favorise la propagation de ces micro-organismes.

L'espèce pathogène *S. aureus*, qui peut ainsi être présente sur la peau et dans le tractus gastro-intestinal des animaux, peut contaminer le lait lors de la traite, surtout si la femelle présente des infections cutanées ou des plaies ouvertes. Une contamination du lait par *S. aureus* d'origine humaine est également possible, notamment en cas de traite manuelle où des pratiques d'hygiène inadéquates peuvent favoriser sa prolifération ; en effet, cette espèce peut se multiplier dans des conditions d'hygiène médiocres, contaminant ainsi les trayons et, par conséquent, le lait (**KIS et al., 2021**). *S. aureus* est souvent associé aux mammites subcliniques chez les chamelles ; une glande mammaire infectée constitue le réservoir de ce pathogène et la principale source de contamination du lait. Par ailleurs, la présence de *S. aureus* sur des surfaces, comme l'équipement de traite, favorisant la formation de biofilms, représente une autre source potentielle de la contamination du lait (**PACHA et al., 2021**).

La prévalence de contamination du lait de chamelle par *S. aureus* que nous avons obtenue (4,55%) était assez proche de celles enregistrées par **MAMMERI et BADR EDDINE (2023)** : 3%, et par **HADEF et al. (2017)** : 7,14% ; notre résultat était inférieur à celui de **BARKA et al. (2023)** : 25,51% dans une zone d'étude étendue aux régions de Biskra et Msila.

Par ailleurs, dans des travaux étrangers menés sur des chamelles avec des mammites subcliniques, le taux de contamination du lait par *S. aureus* a été estimé à 53,49 %, 22,75% et 41,05%, observés respectivement au Pakistan, au Soudan et en Éthiopie. Dans un travail de synthèse concernant plusieurs pays arabes, la prévalence rapportée de *S. aureus* dans le lait était aussi élevé, de l'ordre de 20% (**BELHOUT et al., 2022**).

Concernant les autres espèces de staphylocoques identifiées lors de travaux nationaux, *S. cohnii* subsp. *cohnii*, *S. capitis* et *S. xylosus* ont été isolés, entre autres espèces, avec des taux respectifs de 26%, de 23% et de 6% (**MAMMERI et BADR EDDINE, 2023**).

D'autres études internationales corroborent l'identification, au cours de la présente étude, de *S. hyicus* (REGASSA et al., 2013 : 28,42% ; ALAMIN et al., 2017 : 22,75%) et de *S. simulans* (ALAMIN et al., 2017 : 6,06%) dans le lait de chamelle.

Cette importante variation dans la diversité des espèces de staphylocoques identifiées dans le lait de chamelle, entre les régions et pays, serait liée aux différences géographiques et environnementales, au type d'élevages, aux races, ainsi qu'à des facteurs propres à l'animal, tels que l'âge et l'état de santé général de la femelle.

Au cours de la présente étude, nous avons noté que *S. xylosus* et *M. sciuri* étaient les deux espèces communément isolées des écouvillons nasaux et du lait (Tableau 7), ce qui pourrait être expliqué par le contact étroit et l'intervention de l'homme (mains), ou par la diffusion des staphylocoques à travers les aérosols (DAVIDO, 2010). Bien que ces hypothèses aient été proposées pour *S. aureus*, la plus étudiée étant l'espèce type et agent infectieux pathogène, il est possible de les extrapoler pour les autres espèces de staphylocoques, du fait du spectre large d'hôtes de *M. sciuri* ainsi que le fait que *S. xylosus* a déjà été isolée chez les ovins et caprins atteints de mammites subcliniques (VASIL et al., 2016 ; ACHEK et al., 2019). De ce qui précède et sachant que les élevages visités se composaient de camelins, d'ovins et de caprins, nos observations renforceraient la 1^{ère} hypothèse sur l'intervention de l'homme dans la colonisation nasale et la contamination du lait par les staphylocoques.

Nous avons également noté que *S. xylosus* et *M. lentus* cohabitait chez 4 chamelles ; la première espèce étant isolée des écouvillons nasaux et la seconde du lait (Tableau 7). La présence d'éventuelles associations doit être confirmée par une étude statistique détaillée. Cependant, afin de conclure à une signification épidémiologique, l'étude doit être élargie à la caractérisation de tous les isolats de chaque échantillon et nécessite d'établir un lien de clonalité génotypique, entre les souches caractérisées, par des méthodes moléculaires.

Conclusion et Recommandations

Conclusion et recommandations

Le présent travail, ayant pour objet l'isolement par la recherche et l'identification des staphylocoques chez l'espèce cameline à partir d'écouvillons nasaux et du lait cru, a révélé des prévalences globales de 63,33% et de 73,33%, respectivement. Nos résultats reflètent l'aspect commensal des staphylocoques, l'implication importante de cette grande famille de micro-organismes dans les mammites, qu'elles soient subcliniques ou cliniques, ainsi que toutes les contaminations liées aux interactions entre les 3 écosystèmes, de l'homme, de l'animal et de leur environnement.

Les tests d'identification biochimique ont permis de déterminer 3 espèces staphylococciques dans les cavités nasales avec prédominance de *M. lentus* (57,89%), suivi de *M. sciuri* (21,05%), et de *S. xylosus* (21,05%). À notre connaissance, *S. xylosus* est une espèce identifiée pour la 2^{ème} fois chez l'espèce cameline en Algérie, et la 1^{ère} fois chez des chamelles laitières. Dans le lait, 7 espèces de staphylocoques ont été identifiées dont *S. xylosus*, la plus prévalente (45,45%), ainsi que *S. aureus* (4,55%), l'espèce pathogène majeure. Celle-ci constitue un risque très élevé pour l'homme, notamment lors de la consommation d'un lait fortement contaminé par des entérotoxines staphylococciques, en induisant des symptômes de toxi-infection alimentaire. Bien que les autres espèces provoquent rarement des toxi-infections, elles demeurent un danger potentiel pour l'homme ; en effet, l'aspect zoonotique est non négligeable, notamment pour les personnes en contact étroit et permanent avec l'animal, à l'exemple de l'éleveur et de sa famille, ainsi que des vétérinaires. Associés au manque d'hygiène et à la présence de plaies, les staphylocoques peuvent entraîner chez l'homme des staphylococcies cutanées, sous cutanées et muqueuses, ainsi que des atteintes plus profondes (septicémies) dans le cas d'une défaillance des défenses immunitaire de l'hôte.

Au terme de notre étude, outre la suggestion d'entreprendre d'autres études plus approfondies pour identifier les origines du portage nasal et de la contamination staphylococcique du lait, nous recommandons le respect des bonnes pratiques d'hygiène générale dans les élevages camelins, et de la traite en particulier, à savoir :

Conclusion et Recommandations

- ✓ Le lavage des mains avant et après manipulation de l'animal et de la denrée alimentaire.
- ✓ L'utilisation de lingettes propres à chaque animal.
- ✓ L'utilisation des CMT pour le dépistage des animaux atteints de mammites subcliniques avec instauration de traitements précoces.

- ✓ L'instauration d'un ordre de traite, en commençant par traire les animaux sains pour finir par les animaux malades.
- ✓ L'élimination des 1^{ers} jets hors sol.
- ✓ La désinfection de la mamelle après la traite.
- ✓ L'entreposage du lait dans des locaux de stockage propres et à température de réfrigération.
- ✓ Traitement du lait avant consommation par un procédé technologique (chaleur) qui assurera d'écarter le risque staphylocoques.

Annexes

Annexe 1. Matériel de prélèvement et d'analyses bactériologiques

- Glacière.
- Portoir.
- Tubes à essai stérile.
- Ecouvillons stériles.
- Autoclave.
- Étuve réglée à 37°C.
- Microscope photonique.
- Bec Bunsen.
- Bécher.
- Micropipette réglable 100µL-1000µL.
- Seringues stériles.
- Boîtes de Pétri Ø 90 mm.
- Anse de platine bouclée.
- Pipettes pasteur.
- Lames de microscopie.
- Tubes Eppendorf.
- Embouts stériles.
- Œufs de poule frais.
- Éthanol 70%.
- Solution de tellurite de potassium.
- Eau distillée stérile.
- Milieu gélosé de Baird-Parker.
- Bouillon BHIB (Brain heart infusion broth).
- Milieu gélosé de Chapman.
- Eau oxygénée.
- Bandelettes d'oxydase.
- Kit de coloration de Gram (Violet de gentiane, Lugol, Ethanol 95%, fuchsine).
- Huile d'immersion.
- Gélose nutritive (GN).
- Galerie API[®] STAPH.
- GN inclinée.

Annexe 2. Préparation des milieux de culture

Préparation du milieu gélosé sélectif de Baird-Parker supplémenté d'émulsion de jaune d'œufs et de solution de tellurite de potassium

Le milieu de Baird-Parker supplémenté d'émulsion de jaune d'œufs et de solution de tellurite de potassium, est un milieu sélectif utilisé pour isoler les staphylocoques à partir d'échantillons provenant des denrées alimentaires et de l'environnement. Nous l'avons préparé dans des conditions aseptiques.

- Le milieu de base est constitué de :

Digestat pancréatique de caséine :	10g
Extrait de levure :	1g
Extrait de viande :	5g
Pyruvate de sodium :	10g
L-Glycine :	12g
Chlorure de lithium :	5g
Agar :	12g à 22g*
Eau distillée :	Qsp volume final 1000 ml

* Selon le pouvoir gélifiant de l'agar.

- Préparation de l'émulsion de jaune d'œufs à concentration de 20%

Les œufs de poule frais à coquille intact, sont d'abord soigneusement nettoyés avec une brosse et du détergent, puis rincés à l'eau courante, et enfin pulvérisés d'éthanol à 70% et flambés. De manière aseptique, les œufs sont cassés et aux jaunes récupérés dans un bécher stérile gradué, quatre fois leur volume d'eau distillée stérile sont ajoutés. Le mélange est ensuite transvasé dans un flacon stérile, agité vigoureusement, chauffé au bain-Marie à 47°C pendant 2 heures, et mis à 3°C ± 2°C pendant 18-24 heures pour laisser se former un précipité. Le liquide surnageant, recueilli dans un flacon stérile, constitue l'émulsion de jaune d'œufs qui ne peut être conservée que 72 heures au maximum à 3°C ± 2°C.

La supplémentation en cette émulsion sert à la détection des colonies de staphylocoques endémontrant l'action de leur lécithinase.

- La solution de tellurite de potassium

Conditionnée dans des ampoules, elle est préparée en mélangeant 1g de tellurite de potassium K_2TeO_3 à 100 ml d'eau distillée.

La supplémentation en cette solution facilite la reconnaissance des colonies de staphylocoques qui réduisent le tellurite en tellure à couleur sombre.

- Reconstitution du milieu complet de Baird-Parker et préparation des boîtes de Pétri

Le milieu de base de Baird-Parker, disponible en gélose, est d'abord fondu dans un autoclave réglé à $121^\circ C$ pendant 15 minutes, puis refroidi dans une étuve à $50^\circ C \pm 2^\circ C$. En utilisant des seringues stériles, 5 ml d'émulsion de jaune d'œufs et 1 ml de solution de tellurite de potassium sont ajoutés à chaque 100 ml du milieu de base en surfusion. Le milieu complet de Baird-Parker, mélangé soigneusement pour éviter de former une mousse, est coulé dans des boîtes de Pétri disposées sur un plan horizontal autour du bec Bunsen de façon à obtenir une épaisseur d'environ 4 mm, puis laissé se solidifier à température ambiante. Les boîtes préparées sont incubées à $37^\circ C$ pendant 18-24 heures afin de détecter d'éventuelles contaminations.

Milieu gélosé sélectif Mannitol Salt Agar MSA

Le milieu gélosé sélectif MSA ou milieu de Chapman est une gélose sélective à base de mannitol, spécialement conçu pour la culture des staphylocoques. C'est un milieu hypersalé (concentration en NaCl très élevée : 75 g/L), favorisant la croissance des bactéries halophiles. De plus, il facilite l'identification des staphylocoques positifs au mannitol, qui acidifient le milieu par l'utilisation de mannitol, entraînant un changement de couleur du rouge au jaune, rendu visible par la présence du rouge de phénol.

La gélose MSA ne nécessite pas une supplémentation en additifs ; elle est composée de :

Peptone :	10g
Extrait de viande :	1g
Chlorure de sodium :	75g
D-Mannitol :	10g
Rouge de phénol :	25mg
Agar :	15g
Eau distillée :	Qsp volume final 1000 ml

Le milieu reconstitué est stérilisé à l'autoclave (121°C, 15 minutes) puis refroidi dans une étuve réglée à 50°C±2°C. Le milieu en surfusion est coulé dans des boîtes de Pétridisposées sur un plan horizontal autour du bec Bunsen de façon à obtenir une épaisseur d'environ 4 mm, puis laissé se solidifier à température ambiante. Les boîtes préparées sont incubées à 37°C pendant 18-24 heures afin de détecter d'éventuelles contaminations.

**Annexe 3. Interprétation des tests biochimiques pour
l'identification des espèces destaphylocoques sur API[®] STAPH.**

Test	Résultat négatif	Résultat positif
Utilisation du glucose (GLU)	Rouge	Jaune
Utilisation du fructose (FRU)	Rouge	Jaune
Utilisation du mannose (MAN)	Rouge	Jaune
Utilisation du maltose (MAL)	Rouge	Jaune
Utilisation du lactose (LAC)	Rouge	Jaune
Utilisation du tréhalose (TRE)	Rouge	Jaune
Utilisation du mannitol (MAN)	Rouge	Jaune
Utilisation du xylitol (XLT)	Rouge	Jaune
Utilisation du mélibiose (MEL)	Rouge	Jaune
Réduction des nitrates (NIT)	Incolore/Rose pale	Rouge
Test de Vokes-Proskauer (VP)	Incolore/Rose pale	Violet/Rose
Utilisation du raffinose (RAF)	Rouge	Jaune
Utilisation du xylose (XYL)	Rouge	Jaune
Utilisation du saccharose (SAC)	Rouge	Jaune
Acidification (Méthyl- α D-glucopyranoside) (MDG)	Rouge	Jaune
Acidification (N-Acétyle-Glucosamine) (NAG)	Rouge	Jaune
Test de l'arginine dihydrolase (ADH)	Jaune	Orange/Rouge
Recherche de l'uréase (URE)	Jaune	Rouge/Violet

Références bibliographiques

Références bibliographiques

A.

1. **ABDULSALAM A, BAKHSH A (1999)**. Nasal microflora of camels (*Camelus dromedarius*) under two different conditions [en ligne]. Pakistan Vet. J., 19(4). Disponible sur : <https://www.pakistanveterinaryjournal.com/article123456> [consulté le 6 avril 2024].
2. **ACHEK R, EL-ADAWY H, HOTZEL H, TOMASO H, EHRICHT R, HAMDI M, AZZI, O, MONECKE, S (2020)**. Mastitis in ruminants is an important disease with major effects on both the economy and animal welfare. It is caused by major pathogens such as *Staphylococcus aureus* and minor pathogens such as coagulase-negative staphylococci. Journal of Dairy Science, 103, pp. 890–897.
3. **AGABOU A, OUCHENANE Z, NGBA ESSEBE C, KHEMISSI S, CHEHBOUB MTE, CHEHBOUB IB et al. (2017)**. Emergence of Nasal Carriage of ST80 and ST152 PVL+ *Staphylococcus aureus* Isolates from Livestock in Algeria. Toxins (Basel), 9(10): (303).
4. **AHMED ME, MUSA TM, MOHAMMED AE, (2017)**. Bacteria Associated with Pneumonia in Camels (*Camelus Dromaderius*) I, The Sudan and Sensitivity of Some Isolates to Antibiotics using Vitek 2 Compact. Global Journal Of Science Frontier Research : C Biological Science (USA) 15(5).
5. **AKARSU H, LILJANDER A, YOUNAN M, BRODARD I, OVERESCH G, GLUCKS I et al. (2022)**. Genomic Characterization and Antimicrobial Susceptibility of Dromedary-Associated *Staphylococcaceae* from the Horn of Africa. Applied and Environmental Microbiology, 88 (21).
6. **ALAMIN MA, ALQURASHI AM, ELSHEIKH AS, YASIN TE (2013)**. Mastitis incidence and bacterial causative agents isolated from lactating she-camel (*Camelus dromedaries*). IOSR Journal of Agriculture and Veterinary Science, 2(3): 07-10.
7. **ALAOUI ISMAILI M, SAIDI ZAHAR M, HAMAMA A, EZZAIER R (2019)**. Composition and microbial quality of raw camel milk produced in Morocco. Journal of the Saudi Society of Agricultural Sciences, 18(1): 17-21.
8. **ALEXANDER E L, MORGAN J D , KESH S , WEISENBERG S A , ZALESKAS J M, KALTSAS A et al. (2011)**. Prevalence, persistence, and microbiology of *Staphylococcus aureus* nasal carriage among hemodialysis outpatients at a major New York hospital. Diagn Microbiol Infect Dis., 1(70): 37-44.
9. **ALHAJ O, AL KANHAL H A (2010)**. Compositional, technological and nutritional aspects of dromedary camel mil. *Int. Dairy J.* 2010, 20(12) : 811-821.
10. **ALIOUA, MA (2015)**. Les staphylocoques : sensibilité aux antibiotiques et profil moléculaire de *Staphylococcus aureus* Résistant à la Méthicilline. Thèse de doctorat en microbiologie. Annaba : Université Badji Mokhtar, 200 p.

Références bibliographiques

11. **AL-MATHKHURY HJF, FLAIH MT, AL-GHRAIRY, ZKA (2008)**. Pathological Study on *Staphylococcus xylosus* Isolated from Patients with Urinary Tract Infections. Journal of Al-Nahrain University., 11(2): 123-130.
12. **AL-THANI A et Al ALI F (2012)**. Incidences and antimicrobial susceptibility profile of *Staphylococcus* species isolated from animals in different Qatari farms. African Journal of Microbiology Research., 6(48): 7454-7458.
13. **ANSES (2022a)**. Fiche de description de danger biologique transmissible par les aliments : *Staphylococcus aureus* et entérotoxines staphylococciques [en ligne]. Saisine n°2016-SA-0076. Disponible sur : <https://www.anses.fr/fr/system/files/MIC-2016-SA-0076.pdf> [consulté le 6 janvier 2024].
14. **ANSES (2022b)**. Avis relatif à la mise à jour de la fiche de description de danger biologique transmissible par les aliments relative à *Staphylococcus aureus* et aux entérotoxines staphylococciques (saisine 2016-SA-0076). Maisons-Alfort : Anses, 7 p.
15. **ARBIA T et CHIHEB A E. (2018)**. Caractérisation physico-chimique, bactériologique et authentification du lait camelin collecté dans la région de Oued Souf au Sud Est Algérien. Mémoire de Master. Guelma : Université 8 Mai 1945, pp. 45.
16. **ASRES A et YUSUF M (2014)**. Traditional consumption, therapeutic value and its derived dairy products of dromedary camel (*Camelus dromedaries*) milk in Somali regional state, Eastern Ethiopia. J. Biol. Agric. Healthc., 4(25), pp. 140-145.
17. **ATIGUI M (2014)**. caractéristiques anatomophysilogiques de la glande mammaire chez la chamelle en Tunisie et son aptitude à la mécanisation de la traite. Thèse de Doctorat. Tunisie : Université Européenne de Bretagne/Institut National Agronomique de Tunisie., 143 p.
18. **AVRIL JL, DABERNAT H, MONTEIL H, DENIS F (2000)**. Bactériologie clinique. Caractères généraux des *Staphylococcus aureus*. Paris : Ellipses, 543p.
19. **AZIZOLLAH E, BENTOL-HODA M, RAZIEH K (2009)**. The aerobic bacterial population of the respiratory passageways of healthy dromedaries in Najaf-abbad abattoir, central Iran. Journal of Camelid Science, 2: 26-29.
20. **BACAR E et MESKINE H. (2006)**. Contribution à l'étude de l'activité antibactérienne de l'ail (*Allium sativum* L). Mémoire en vue de l'obtention d'un diplôme Master. Guelma : Université 8 Mai 1945, pp. 80.
21. **BARLOWSKA J, SZWAJKOWSKA M, LITWINCZUK Z, KROL J (2011)**. Nutritional Value and Technological Suitability of Milk from Various Animal Species Used for Dairy Production. Comprehensive Reviews in Food Science and Food Safety, 10(6): 291-302.
22. **BECKER K, HEILMANN C, PETERS G (2014a)**. Coagulase-Negative Staphylococci. *Clinical Microbiology Reviews*, 27(4): 870-926.

Références bibliographiques

23. **BECKER K (2018)**. Pathogenesis of *Staphylococcus aureus*. In : FETSCH A, *Staphylococcus aureus*. London : Academic Press, pp. 13.
24. **BELAID S et FADEL S (2017)**. Portage de *Staphylococcus aureus* chez le chameau. Mémoire de fin de cycle en vue de l'obtention du diplôme de MASTER. Bejaia: Université Abderrahmane MIRA-Bejaia, 48 p.
25. **BELHOUT C, ELGROUD R, BUTAYE P (2022)**. Methicillin-Resistant *Staphylococcus aureus* (MRSA) and other Methicillin-Resistant Staphylococci and *Mammaliicoccus* (MRNaS) associated with animals and food products in Arab countries: A review. *Vet. Sci*, 9(317): 17p.
26. **BELHOUT C (2024)**. Investigation et caractérisation moléculaire des *Staphylococcus aureus* et autres *Staphylococcus* spp. résistants à la méthicilline chez les animaux et les matrices alimentaires. Thèse de doctorat en sciences vétérinaires, spécialité gestion et maîtrise de la qualité et de la sécurité sanitaire des aliments. Ecole nationale supérieure vétérinaire Rabie BOUCHAMA, Alger, N°02/Doc.LMD/2024, 81p.
27. **BEN CHEHIDA F, GHARSA H, TOMBARI W, SELMI R, KHALDI S, DAALOUL M, et al. (2021)**. First Report of Antimicrobial Susceptibility and Virulence Gene Characterization Associated with *Staphylococcus aureus* Carriage in Healthy Camels from Tunisia. *Animals*, 11(2754).
28. **BENITO D, GOMEZ P, ASPIROZ C, ZARAZAGA M, LOZANO C, TORRES C (2016)**. Molecular characterization of *Staphylococcus aureus* isolated from humans related to a livestock farm in Spain, with detection of MRSA-CC130 carrying mecC gene: A zoonotic case?. *Enferm Infecc Microbiol Clin*, 34(5) : 280-285.
29. **BENKERROUM N, BOUGHDADI A, BENNANI N, HIDANE K (2003)**. Microbiological quality assessment of Moroccan camel's milk and identification of predominating lactic acid bacteria. *World J Microbiol. Biotechnol.*, 19 : 645-648.
30. **BENKERROUM N, MEKKAOUI M, BENNANI N, HIDANE K (2004)**. Antimicrobial activity of camel's milk against pathogenic strains of *Escherichia coli* and *Listeria monocytogenes*. *Int. J. Dairy Technol.* 57 (1) : 39-43.
31. **BENRABIA I, HAMDI TM, SHEHATA AA, NEUBAUER H, WARETH G (2020)**. Methicillin-Resistant *Staphylococcus aureus* (MRSA) in Poultry Species in Algeria: Long-Term Study on Prevalence and Antimicrobial Resistance. *Vet. Sci.*, 7(2): 54.
32. **BERGDOLL MS et WONG ACL (2006)**. Staphylococcal Intoxications. In: **RIEMANN HP et CLIVER DO**. *Foodborne Infections and Intoxications* (3ème édition). Amsterdam: Academic Press, 523p.
33. **BOUCHIAT C, DUPIEUX C, GARNIER F, DENIS F, VANDENESCH F (2011)**. Familles des *Staphylococcaceae* et *Micrococcaceae*. In : **DENIS F, PLOY M.-C., MARTIN C**,

Références bibliographiques

BINGEN É, QUENTIN R. Bactériologie médicale Techniques usuelles (2^{ème} édition). Paris : Elsevier Masson, 261p.

- 34. BOUNAR-KECHIH S, HAMDI M T, AGGAD H, MEGUENNI N, CANTEKIN Z (2018).** Carriage Methicillin-Resistant *Staphylococcus aureus* in Poultry and Cattle in Northern Algeria [en ligne]. Veterinary Medicine International. Disponible sur : <https://doi.org/10.1155/2018/4636121> [consulté le 2 mai 2024].
- 35. BOURGEOIS C M, MESCLE J F, ZUCCA J (1989).** Microbiologie Alimentaire. Aspect microbiologique de la sécurité et de la qualité des aliments (2^{ème} édition). Paris : Technique et documentation, 334p.

C

- 36. CALOP J, LIMAT S, FERNANDEZ C, AULAGNER G (2012).** Pharmacie clinique et thérapeutique / sous l'égide de l'Association nationale des enseignants de pharmacie clinique (4^{ème} édition). Elsevier Masson, Paris, 801p.
- 37. CARDOSO RRA, SANTOS RMDB, CARDOSO CRA, CARVALHO MO (2010).** Consumption of camel's milk by patients intolerant to lactose. A preliminary study. Revista Alergia Mexico, 57(1) : 26-32.
- 38. CASANOVA C, ISELIN L, VON STEIGER, N, DROZ S, SENDI, P (2011).** Staphylococcus hyicus Bacteremia in a Farmer. *Journal of Clinical Microbiology*, 49(12) : 4377-4378.
- 39. CHAUHAN RS, GUPTA SSC, SATIJA KC, KULSHRESHTHA RC, KUSHWAHA RKK (1987).** Bacterial flora of upper respiratory tract in apparently healthy camels. Indian J. Anim. Sci., 57: 424-426.
- 40. CHENOUF N S, OLOUWAFEMI M M , MESSAÏ R C , RUIZ-RIPA L, FERNANDEZ-FERNANDEZ R , CARVALHO I , ZITOUNI A , HAKEM A, TORRES C et al. (2021).** Detection of methicillin-resistant coagulase-negative Staphylococci and PVL/mecA genes in cefoxitin-susceptible *Staphylococcus aureus* (t044/ST80) from unpasteurized milk sold in stores in Djelfa, Algeria. *J. Dairy Sci.*, 104(3): 2684-2692.
- 41. COHEN Y et JACQUOT C (2008).** Antibiotiques. In : Valette G, Pharmacologie (6^{ème} édition). Paris, France : Elsevier Masson SAS., p.344.

D

- 42. DAMBORG P, BROENS B M, CHOMEL B B, GUENTHER S, PASMANS F, WAGENAAR J A , WEESE J S, WIELER L H, WINDAHL U, VANROMPAY D, GUARDABASSI L et al. (2013).** Bacterial Zoonoses Transmitted by Household Pets: State-of-the-Art and Future Perspectives for Targeted Research and Policy Actions. *J. Comp. Path.*, 1(14).

Références bibliographiques

43. **DARWISH HA, ABD RABOH NR, MAHDY A (2012)**. Camel's milk alleviates alcohol-induced liver injury in rats. *Food Chem. Toxicol.*, 50(5) : 1377-1383.
 44. **DAVIDO B (2010)**. Etude de la prise en charge ambulatoire des infections cutanées communautaires à staphylocoque doré. Thèse pour le Doctorat en Médecine. Paris : Université Denis Diderot (Paris VII), Paris 7, 100p.
 45. **DELBRASSINNE L, VERHAEGEN B, VAN DAMME I, VAN HOORDE K (2023)**. *Maladies infectieuses humaines - Pathogènes alimentaires*. [en ligne]. Bruxelles, Belgique : Sciensano, novembre 2023. Disponible à : <https://www.sciensano.be/sites/default/files/> [Consulté le : 26 avril 2024].
 46. **DENIS F, BOUCHIAT C, LOUBINOUX J et al. (2011)**. Cocci à Gram positif. In: **DENIS F, PLOY M.-C., MARTIN C, BINGEN É, QUENTIN R**. Bactériologie médicale Techniques usuelles (2^{ème} édition). Paris : Elsevier Masson, p. 261.
 47. **DEROUICHE AT et ELGUIZI I. (2022)**. Le lait de chamelle dans la région de Djelfa (Algérie) propriétés et qualités nutritives. Mémoire en vue de l'obtention d'un diplôme master. Djelfa : Université Ziane Achour, 55p.
- E**
48. **EBERT M (2018)**. Hygiene Principles to Avoid Contamination/Cross-Contamination in the Kitchen and During Food Processing. In: **FETSCH A**. *Staphylococcus aureus*. London : Academic Press, pp. 217-293.
 49. **EFSA et ECDC (2022a)**. The European Union One Health 2021 Zoonoses Report [en ligne]. *EFSA Journal*, 20(12), pp. 7666, 273. Disponible sur : <https://doi.org/10.2903/j.efsa.2022.7666> [consulté le 08 mars 2024].
 50. **EFSA et ECDC (2022b)**. The European Union One Health 2021 Zoonoses Report [en ligne]. *EFSA Journal*, 20(12). Disponible sur : <https://doi.org/10.2903/j.efsa.2022.7666> [consulté le 29 juin 2024].
 51. **EL-AGAMY EI, RUPPANNER R, ISMAIL A, CHAMPAGNE CP, ASSAF R. (1992)**. Antibacterial and antiviral activity of camel milk protective proteins. *J. Dairy Res*, 59(2) : 169–175.
 52. **EL-AGAMY EI, NAWAR M, SHAMSIA SM, AWAD S, HAENLEIN GF. (2009)**. Are camel milk proteins convenient to the nutrition of cow milk allergic children? *Small Rumin. Res.* 82 (1) : 1–6.
 53. **ELHOSSSENY M, GWIDA M, ELSHERBINI M, ABU SAMRA R, AL ASHMAWY M (2018)**. Evaluation of physicochemical properties and microbiological quality of camel milk from Egypt. *Journal of Dairy, Veterinary & Animal Research*, 7(3): 92-97.

Références bibliographiques

54. **EL-ZINEY MG et AL-TURKI AI (2007)**. Microbiological quality and safety assessment of camel milk (*Camelus dromedaries*) in Saudi Arabia (Qassim region). Appl. Ecol. Environ. Res., 5(2) : 115-122.
55. **FARHHOD A, SAHIB AA, MUTTLAQ AL, ET HASSAN BA (2022)**. Review the Antibacterial Activity of Sulfonamides Derivatives. Annals of R.S.C.B., 26(1): 3633-3648.
56. **FASQUELLE R (1974)**. Eléments de bactériologie médicale. (9ème édition). Paris : Flammarion, 27p.
57. **FAYE B, KONUSPAYEVA G, NARMURATOVA M, LOISEAU G (2008)**. Comparative fatty acid gross composition of milk in Bactrian camel and dromedary. J. Camelid Sci., 1 : 48-53.
58. **FAYE B, KONUSPAYEVA G, BENGOUNI M (2019)**. Vitamines du lait de chamelle : une revue complète. J. Camelid Sci., 12 : 17-32.
59. **FERRY T, PERPOINT T, VANDENESCH F, ETIENNE J (2007)**. Virulence determinants in *Staphylococcus aureus* and their involvement in clinical syndromes. Current Infectious Disease Reports, 7(6), 420-428
60. **FETSCH A (2018)**. *Staphylococcus aureus*. London: Academic Press 296 p.
61. **FINDLEY K et al. (2013)**. Topographic diversity of fungal and bacterial communities in human skin. NATURE., 498(7454) : 367-370.
62. **FOSTER TJ (2009)**. Colonization and infection of the human host by Staphylococci: adhesion, survival and immune evasion. Vet. Dermatol., 20(5–6) : 456-470.
63. **GAÏDA D, MALLERET C (1992)**. Interet du dosage de l'activité cytochrome oxydase pour l'évaluation de la flore psychrotrophe du lait cru à l'arrivée à l'usine. Elsevier/INRA, 72 : 221-232
64. **GARRITY MG, WANG Q, TIEDJE MJ, COLE RJ (2007)**. Naïve Bayesian Classifier for Rapid Assignment of rRNA Sequences into the New Bacterial Taxonomy. APPL. ENVIRON. MICROBIOL. (USA), 73(16) : 5261-5267.
65. **GAUTRET P, BENKOUTEN S, GAILLARD C, PAROLA P, BROUQUI P (2013)**. Camel milk-associated infection risk perception and knowledge in French Hajj pilgrims. Vector Borne Zoonotic Dis., 13(6): 425-427.
66. **GEBRU M, TEFERA G, DAWO F, TESSEMA T F (2018)**. Aerobic bacteriological studies on the respiratory tracts of apparently healthy and pneumonic camels (*Camelus dromedaries*) in selected districts of Afar Region, Ethiopia. Trop Anim Health Prod., 50 (1) 603–611
67. **GILMORE BF et DENYER SP (2023)**. Hugo and Russell's Pharmaceutical Microbiology (9ème édition). Queen's University Belfast, Belfast, UK: John Wiley & Sons Ltd

Références bibliographiques

68. GÖTZ F, BANNERMAN T, SCHLEIFER KH (2006). The Genera *Staphylococcus* and *Micrococcus*. Prokaryotes, 4 : 5–75.
69. GOUTELLE et GUILHAUMOU R (2018). Pharmacologie des anti-infectieux. Dans Société Française de Pharmacologie et de Thérapeutique, Collège National de Pharmacologie Médicale (Coord.), Pharmacologie des anti-infectieux (1re édition). Elsevier Masson SAS. 224 p.
- H**
70. HADEF L, AGGAD H, HAMAD B (2018). Bacterial Causative Agents Associated with Subclinical Mastitis in Dromedary She-Camels in Southeastern Algeria. *Jordan Journal of Biological Sciences*, 11(2) : 209-214.
71. HAMIROUNE M, BERBER A, BOUBEKEUR S (2014). Contribution à l'étude de la contamination du lait bovin par les staphylocoques dans certaines fermes de la région d'Alger et son impact sur la santé humaine. *Rev. sci. tech. Off. int. Epiz.*, 33(3) : 1-18.
72. HARANT A (2022). Comparaison des infections cutanées à *Staphylococcus* spp. entre l'homme et le chien. Thèse de doctorat vétérinaire. Lyon : Université Claude Bernard Lyon 137p.
73. HAROUNE S et MADI N (2012). Etude du portage nasal de *Staphylococcus aureus* et *Staphylococcus aureus* résistant à la Méthicilline au niveau de l'hôpital d'Amizour. Mémoire de Fin de Cycle. Bejaia : Université Abderrahmane Mira, 50p.
74. HARTSTEIN AI et MULLIGAN ME (1996). Methicillin-resistant *Staphylococcus aureus*. In: MAYHALL CG, Hospital Epidemiology and Infection Control, pp. 290-306. Baltimore, MD: Williams & Wilkins.
75. HE K, CHAN CB, LIU X, JIA Y, LUO HR, FRANCE SA, JIA Y (2011). Identification of a molecular activator for insulin receptor with potent anti-diabetic effects. *J. Biol. Chem.*, 286(43) : 37379–37388.
76. HEBERT JP et CAILLET R (1982). Isolément de *Staphylococcus intermedius* en pathologie humaine. *Médecine et Maladies Infectieuses*, 12(8): 455-458.
77. HENNEKINNE J-A, GUILLIER F, HERBIN S, AUVRAY F (2005). *Staphylococcus aureus* et autres staphylocoques producteurs d'entérotoxines. In: NAÏTALI M, GUILLIER L, DUBOIS-BRISSONNET F. Risques microbiologiques alimentaires. Paris : Lavoisier, pp. 625-637.
78. HENNEKINNE J-A, DE BUYSER ML, DRAGACCI S (2012). *Staphylococcus aureus* and its food poisoning toxins: characterization and outbreak investigation. *FEMS Microbiology Reviews*, 36: 815-836.
79. HENNEKINNE J-A (2018). *Staphylococcus aureus* as a Leading Cause of Foodborne Outbreaks Worldwide. In: FETSCH A. *Staphylococcus aureus*. London: Academic Press, 129p.

Références bibliographiques

- 80. HOMAYOUNI TABRIZI M, SHABESTARIN H, ASOODEH A, SOLTANI M (2016).** Identification of two novel antioxidant peptides from camel milk using digestive proteases: impact on expression gene of superoxide dismutase (SOD) in hepatocellular carcinoma cell line. *Int. J. Pept. Res. Ther.*, 22(2) : 187-195.
- 81. HU D-L, WANG L, FANG R, OKAMURA M, ONO HK (2018).** *Staphylococcus aureus* Enterotoxins. In: **FETSCH A.** *Staphylococcus aureus*. London: Academic Press, pp. 39-55.
- I**
- 82. INSP (Institut national de sante publique) (2022).** Situation épidémiologique de l'année 2022 sur la base des cas déclarés à l'INSP. Relevé Epidémiologique Mensuel « R.E.M », Algérie, 33.
- 83. ISMAIL M, EZZ EL-DEEN N, EL-HARIRI M (2014).** Bacteriological Examination of Respiratory Tract of Apparently Healthy Camels in Egypt. *International Journal of Microbiological Research*, 5(1).
- 84. ISMAILI MA, SAIDI B, ZAHAR M, HAMAMA A, EZZAIER R (2019).** Composition and microbial quality of raw camel milk produced in Morocco. *Journal of the Saudi Society of Agricultural Sciences*, 18: 17-21.
- J**
- 85. BURDIN J C (1973).** Les bactéries. Presses universitaires de France. Paris. 94p.
- 86. JI Y (2014).** Methicillin-Resistant *Staphylococcus aureus* (MRSA) Protocols (2^{ème} édition). New York: Springer 353 p.
- 87. JORGENSEN JH (2009).** Performance standards for antimicrobial susceptibility testing. *Clin Infect Dis.*, 49(11) : 1749-1755.
- K**
- 88. KALLIOMÄKI M, SALMINEN S, ARVILOMMI H, KERO P, KOSKINEN P, ISOLAURI E (2001).** Probiotics in primary prevention of atopic disease: a randomised placebo-controlled trial. *Lancet*, 357(9262) : 1076–1079.
- 89. KAMAL-ELDIN A, AYYASH M, SOBTI B, NAGY P (2022).** Camel Milk. In: *Encyclopedia of Dairy Sciences* (3^{ème} édition), pp. 504-513. Elsevier.
- 90. KAPPELER SR, HEUBERGER C, FARAH Z, PUHAN Z (2004).** Expression of the Peptidoglycan Recognition Protein, PGRP, in the Lactating Mammary Gland. *J. Dairy Sci.*, 87(8) : 2660-2668.
- 91. KASPAR U, KRIEGESKORTE A, SCHUBERT T, PETERS G, RUDACK C, PIEPER DH et al. (2016).** The culturome of the human nose habitats reveals individual bacterial fingerprint patterns. *Environmental Microbiology*, 18(7) : 2130–2142.
- 92. KESSIE G, ETTAYEBI M, HADDAD AM, SHIBL AM, AL-SHAMMARY FJ, TAWFIK AF, AL-AHDAL MN (1998).** Plasmid profile and antibiotic resistance in coagulase-negative *Staphylococci* isolated from polluted water. *Journal of Applied Microbiology*, 84: 417–42

Références bibliographiques

93. KHATOON H, NAJAM R, MIRZAT, SIKANDAR B, ISHAQ H, ANSER H (2015). Effets anticonvulsivants et neuroprotecteurs du lait de chamelle dans un modèle de crise induite par la strychnine. *Asian Pac. J. Trop. Dis.*, 5(10) : 817–820.
94. KHATOON H, NAJAM R, MIRZA T, SIKANDAR B (2016). Beneficial anti-Parkinson effects of camel milk in chlorpromazine-induced animal model: behavioural and histopathological study. *Pak. J. Pharm. Sci.*, 29(5): 1525-1529.
95. KHASKHELI M, ARAIN MA, CHAUDHRY S, SOOMRO AH, TALPUR TA (2005). Physico-Chemical Quality of Camel Milk. *J. Agric. Soc. Sci.*, 1(2): 164-166.
96. KIŠ M, KOLAČKO I, ZDOLEC N (2021). Unprocessed milk as a source of multidrug-resistant *Staphylococcus aureus* strains. *Acta Vet. Brn*, 90(3) : 357-363.
97. KLOOS WE, MUSSELWHITE MS (1975). Distribution and persistence of *Staphylococcus* and *Micrococcus* species and other aerobic bacteria on human skin. *Appl Microbiol.*, 30(3): 381–5.
98. KLOOS WE, SCHLEIFER KH (1975). Simplified scheme for routine identification of human *Staphylococcus* species. *J Clin Microbiol.*, 1(1): 82–8.
99. KONUSPAYEVA G, BAUBEKOVA A, AKHMETSADYKOVA S, AKHMETSADYKOV N, FAYE B (2019). Concentrations of D- and L-lactate in raw cow and camel milk. *J. Camel Pract. Res.*, 26(1) : 111-113.
100. KONUSPAYEVA G, FAYE B, LOISEAU G (2009). The composition of camel milk: A meta-analysis of the literature data. *J. Food Compos. Anal.*, 22 : 95-101.
101. KORASHY HM, MAAYAH ZH, ABD-ALLAH AR, EL-KADI AO, ALHAIDER AA (2012). Camel milk triggers apoptotic signaling pathways in human hepatoma HepG2 and breast cancer MCF7 cell lines through transcriptional mechanism. *J. Biomed. Biotechnol.*, 1-9.
102. KORISH AA, ARAFAH MM (2013). Camel milk ameliorates steatohepatitis, insulin resistance and lipid peroxidation in experimental non-alcoholic fatty liver disease. *BMC Complement Altern Med.* 13(1):264.
103. KRISMER B, WEIDENMAIER C, ZIPPERER A, PESCHEL A (2017). The commensal lifestyle of *Staphylococcus aureus* and its interactions with the nasal microbiota. *Nature Reviews Microbiology*, 15.
- L**
104. LARSEN J, STEGGER M, ANDERSEN PS, PETERSEN A, LARSEN AR, WESTH H, et al. (2016). Evidence for Human Adaptation and Foodborne Transmission of Livestock-Associated Methicillin-Resistant *Staphylococcus aureus*. *Clinical Infectious Diseases*, 63(10) : 1349–1352.
105. LE LOIR Y et GAUTIER M (2010). Monographie de la microbiologie : *Staphylococcus aureus*. Tec et Doc, Lavoisier, Paris.

Références bibliographiques

106. **LEROY S, VERMASSEN A, TALON R (2016).** *Staphylococcus*: Occurrence and Properties [en ligne]. Encyclopedia of Food and Health. Disponible sur : <http://dx.doi.org/10.1016/B978-0-12-384947-2.00656-5> [consulté le 2 mai 2024].
107. **LISTER JL, ALEXANDER R, HORSWIL L (2014).** *Staphylococcus aureus* biofilms: recent developments in biofilm dispersal. *Frontiers in Cellular and Infection Microbiology*, 4(1): 178.
108. **Lowy FD (1998).** *Staphylococcus aureus* Infections. *The New England Journal of Medicine*, 520-532.
- M**
109. **MALIK A, AL-SENAIDY A, SKRZYPCZAK-JANKUN E, JANKUN J (2012).** A study of the anti-diabetic agents of camel milk. *J. Mol. Med.*, 30(3) : 585–592.
110. **MAMMERI A et BADREDDINE A (2023).** Characterization of Staphylococci in she-camel milk: Evaluation of zoonotic and environmental threats in periurban camel herds of Ziban region, Algeria. *Agricultura*, 136(4): 127-128.
111. **MANIL M (2021).** Comment diminuer l'incidence des toxi-infections d'origine alimentaire, à la maison, en Belgique, en assurant une bonne gestion de son réfrigérateur. Travail de fin d'études en vue de l'obtention du grade de Médecin Vétérinaire. Liège : Université de Liège, 42p.
112. **MCSWEENEY PLH, MCNAMARA P (2022).** Encyclopedia of Dairy Sciences (3ème édition). ELSEVIER pp.48-63
113. **MUNA E AHMED, MUSA TIBIN MUSA, MOHAMMED A E (2015).** Bacteria Associated with Pneumonia in Camels (*Camelus Dromedarius*) in the Sudan and Sensitivity of Some Isolates to Antibiotics using Vitek 2 Compact. *Global Journal of Science Frontier Research: C Biological Science*, 15(5).
- N**
114. **NAGASE N, SASAKI A, YAMASHITA K, SHIMIZU A, WAKITA Y, KITAI S, KAWANO J (2002).** Isolation and species distribution of Staphylococci from animal and human skin. *J. Vet. Med. Sci.*, 64(3):245-250.
115. **NAITALI M, GUILLER L, BRISSONNET FD (2017).** Risques microbiologiques alimentaires (1^{ère} édition). Lavoisier Tec et Doc p.795. pp. 625-636.
116. **NEMEGHAIRE S, VANDERHAEGHEN W, ARGUDÍN M A, HAESEBROUCK, F, BUTAYE P (2014).** Characterization of methicillin-resistant *Staphylococcus sciuri* isolates from industrially raised pigs, cattle and broiler chicken. *Journal of Antimicrobial Chemotherapy*, 69(10): 2928-2934.
117. **NOUWEN J L, OTT A, KLUYTMANS-VANDENBERGH M FQ, BOELENS H A M, HOFMAN A, VAN BELKUM, A, & VERBRUGH H A (2004).** Predicting the

Références bibliographiques

Staphylococcus aureus Nasal Carrier State: Derivation and Validation of a “Culture Rule”.
Clinical Infectious Diseases, 39 : 806-811.

O

118. **OSMAN KM, DA SILVA PIRES Á, FRANCO OL, ORABI A, HANAFY MH, MARZOUK E, et al. (2019).** Enterotoxigenicity and Antibiotic Resistance of Coagulase-Negative Staphylococci Isolated from Raw Buffalo and Cow Milk. *Microbial Drug Resistance*, 26(5)1–9.

P

119. **PACHA PA, MUNOZ MA, GONZÁLEZ-ROCHA G, SAN MARTÍN I, QUEZADA-AGUILUZ M, AGUAYO-REYES A et al. (2020).** Molecular diversity of *Staphylococcus aureus* and the role of milking equipment adherences or biofilm as a source for bulk tank milk contamination. *Enferm Infecc Microbiol Clin.*, 104(3): 3522-3531.
120. **PALAVECINO EL (2014).** Clinical, Epidemiologic, and Laboratory Aspects of Methicillin-Resistant *Staphylococcus aureus* Infections. In: **JI Y.** Methicillin-Resistant *Staphylococcus aureus* (MRSA) Protocols. Second Edition. New York: Springer, pp. 1-18
121. **PARTE AC, CARBASSE SJ, MEIER-KOLTHOFF JP, REIMER LC, Göker M (2020).** List of Prokaryotic names with Standing in Nomenclature (LSPN) moves to the DMSZ. *Int. J. Syst. Evol. Microbiol.*, 70 :5607-5612
122. **PEACOCK SJ, JUSTICE A, GRIFFITH D, KANTZANOU M, DERRICK S (2003).** Determinants of acquisition and carriage of *Staphylococcus aureus* in infancy [en ligne]. *J. Clin. Microbiol.*, 41(12) : 5718-5725.
123. **PEACOCK SJ et PATERSON GK (2015).** Mechanisms of Methicillin Resistance in *Staphylococcus aureus*. *Annu Rev Biochem*, 84 : 577-601.
124. **POUTREL B, VIALARD J, GROUD K, GRAIN F, SOURY-LAVERGNE F, BASTIEN J et al. (2015).** Sources of Contamination of Bovine Milk and Raw Milk Cheese by *Staphylococcus aureus* Using Variable Number of Tandem Repeat Analysis. *Journal of Veterinary Science & Technology*, 246(6): 1-7.
125. **POWER O, JAKEMAN P, FITZGERALD R (2013).** Antioxidative peptides: enzymatic production, in vitro and in vivo antioxidant activity and potential applications of milk-derived antioxidative peptides. *Amino Acids*. **FAYE et al.** . *Journal of Camelid Science*, 44(3) : 797–820.

R

126. **RAYNAUD S (2020).** Étude fonctionnelle et cibles d’un ARN régulateur exprimé par le pathogène humain *Staphylococcus aureus* et impliqué dans l’internalisation des bactéries par les cellules humaines. Thèse de doctorat. Rennes: Université de Rennes, 306p.

Références bibliographiques

127. **REGASSA A, GOLICHA G, TESFAYE D, ABUNNA F, MEGERSA B (2013).** Prevalence, risk factors, and major bacterial causes of camel mastitis in Borana Zone, Oromia Regional State, Ethiopia. Springer Science+Business Media Dordrecht, 45 : 1589–1595.
128. **REMOUS O, NSASINGA J, MUNSHI Z, HAMDY A, MARCINIAK T, SOUNDARARAJAN M et al. (2022).** Epidemiology and antimicrobial resistance of staphylococci other than *Staphylococcus aureus* from domestic animals and livestock in Africa: a systematic review. *Frontiers* (9) : 1-17.
129. **RIEMANN HP et CLIVER DO (2006).** Foodborne Infections and Intoxications (3ème édition). Amsterdam: Academic Press 903 p.
130. **ROBERSON JR, FOX LK, HANCOCK DD, GAY JM, BESSER TE (1994).** Ecology of *Staphylococcus aureus* Isolated from Various Sites on Dairy. *J. Dairy Sci.*, 77(11): 3354-3364.
131. **RONGVAUX-GAÏDA D, PITON-MALLERET C (1992).** Intérêt du dosage de l'activité cytochrome oxydase pour l'évaluation de la flore psychrotrophe du lait cru à l'arrivée à l'usine. *Le Lait*, 72(2) : 221-232.
- S**
132. **SABAHKHEIR MK, FATEN MM, OMER FI (2012).** Comparative Determination of Biochemical Constituents between Animals (Goat, Sheep, Cow and Camel) Milk with Human Milk. *Res. J. Recent Sci.*, 1(5): 69-71.
133. **SBOUI A, KHORCHANI T, DJEGHAM M, BELHADJ O(2009).** Comparaison de la composition physicochimique du lait camelin et bovin du Sud tunisien; variation du pH et de l'acidité à différentes températures. *Afrique SCIENCE*, 5(2) : 293-304.
134. **SEBOUSSI R, FAYE B, ASKAR M, HASSAN K, ALHADRAMI G (2009).** Effect of selenium supplementation on blood status and milk, urine and fecal excretion in pregnant and lactating camels. *Biol. Trace Elem. Res.*, 128 : 45-57.
135. **SHABO Y, BARZEL R, MARGOULIS M, YAGIL R (2005).** Camel milk for food allergies in children. *Immunol. Allerg.*, 7 (12) : 796–798.
136. **SHALE K, LUES JFR, VENTER P, BUYS EM (2005).** The distribution of *Staphylococcus* sp. on bovine meat from abattoir deboning rooms. *Food Microbiology*, 22(4) : 433-438.
137. **SIBOUKEUR O (2024).** Étude du lait camelin collecté localement : caractéristiques physico-chimiques et microbiologiques ; aptitudes à la coagulation. Thèse de doctorat en Sciences Agronomiques. Institut national supérieur agronomique, Alger, 150p.
138. **SIDIBE M, NAPO A, DEMBELE A, KASSOGUÉ O, DIALLO O, DEMBELE DJONNY Jet al. (2022).** *Staphylococcus xylosus* isolation of conjunctival secretions in an 8-year-old child at Sikasso hospital (Mali): About a Case. *Open Journal of Medical Microbiology*, 12(2) : 49-55.

Références bibliographiques

139. **SILVA V, CANIÇA M, MANAGEIRO V, VERBISCK N, TEJEDOR-JUNCO MT, GONZALEZ-MARTIN M et al. (2019).** Enterotoxigenicity and Antibiotic Resistance of Coagulase-Negative Staphylococci Isolated from Raw Buffalo and Cow Milk. *Microbial Drug Resistance*, 26(5):520-530.
140. **SPICER WJ (2003).** Pratique clinique en bactériologie, mycologie et parasitologie. Flammarion Médecine-Sciences, Paris, 28p.
141. **SWELUM AA, EL-SAADONY M, ABDO M, OMBARAK RA, HUSSEIN OS, SULIMAN G (2021).** Nutritional, antimicrobial and medicinal properties of Camel's milk :A review. *Saudi Journal of Biological Sciences* 28 : 3126-3136.
- T**
142. **TEMMERMAN R, POT B, HUYS G, SWINGS J (2003).** Identification and antibiotic susceptibility of bacterial isolates from probiotic products. *Int. J. Food Microbiol.* 81 (1): 1–10.
143. **TESHOME B, TEFERA G, BELETE B, MEKURIA A (2016).** Pattern of *Staphylococcus aureus* from raw camel and goat milk from Somali region of Ethiopia. *African Journal of Microbiology Research*, 10(28): 1066-1071.
144. **TULTABAYEVA T, CHOMANOV U, TULTABAYEV B, SHOMAN A (2015)** Study of Fatty Acids Content of Lipids in Mare and Camel's Milk. *IJCEBS*, 3(1) : 90-93.
- V**
145. **VASIL M, PECKA-KIELB E, ELECKO J, ZACHWIEJA A, ZAWADZKI W, ZIGO F et al. (2016).** Effects of udder infections with *Staphylococcus xylosus* and *Staphylococcus warneri* on the composition and physicochemical changes in cow's milk. *Polish Journal of Veterinary Sciences* 19(4) : 841-848.
146. **VALLE J, PIRIZ S, DE LA FUENTE R, VADILLO S (1991).** Staphylocoques isolés de chèvres en bonne santé. *Journal de Médecine Vétérinaire, Série B*, 38 : 81-89.
147. **VIDAL N (2015).** Fonction venimeuse chez les serpents. In : **ROLLARD C, CHIPPAUX J-P, GOYFFON M.** La fonction venimeuse. Paris : Lavoisier, pp. 329-334.
148. **VINCENZETTI S, CAMMERTONI N, RAPACCETTI R, POLIDORI P (2022).** Nutraceutical and Functional Properties of Camelids' Milk. *Beverages*, 8(1):12.
- W**
149. **WALSH C (2003).** Antibiotics: Actions, Origins, Resistance. ASM Press, Washington, DC, USA, 335p.
150. **WATSON R, COLLIER RJ, PREEDY VR (2017).** Nutrients in Dairy and their Implications for Health and Disease. Academic Presse pp.377-385. p.490
151. **WERTHEIM HFL, MELLES DC, VOS MC, VAN LEEUWEN W, VAN BELKUM A, VERBRUGH HA et al. (2005).** The role of nasal carriage in *Staphylococcus aureus* infections. *Lancet Infect*, (12):751-62.

Références bibliographiques

- 152. WERTHEIM HFL, WALSH E, CHOUDHURRY R, MELLES DC, BOELENS HAM, MIAJLOVIC H et al. (2008).** Key role for clumping factor B in *Staphylococcus aureus* nasal colonization of humans. *PLoS Med.*, 5(1): 104-112.
- 153. WESTBLADE LF, MAGLEBY R, BEMIS DA, KIM D, CARROLL KC, CASTANHEIRA M, KANIA SA, JENKINS SG (2019).** First reported human isolation of *Staphylococcus delphini*. *Diagnostic Microbiology and Infectious Disease*, 94: 274-276.
- Y**
- 154. YAGIL R, ZAGORSKI O, VAN CREVELD C, SARAN A (1994).** *Science and camel's milk production*. In: Actes du Colloque: Dromadaires et chameaux animaux laitiers, Mauritanie, pp. 35-42.
- 155. YEHIA HM, AL-MASOUD AH, ALARJANI KM, ALAMRI MS (2020).** Prevalence of methicillin-resistant (*mecA* gene) and heat-resistant *Staphylococcus aureus* strains in pasteurized camel milk. *J. Dairy Sci.*, 103(7): 5947-5963.
- 156. YOGANANDI J, MEHTA BM, WADHWANI KN, DARJI VB, APARNATHI KD (2014).** Comparison of physico-chemical properties of camel milk with cow milk and buffalo milk. *International Journal of Agriculture, Environment and Biotechnology*, 21(2): 253-258.