

République Algérienne Démocratique et Populaire
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
Université Kasdi Merbah Ouargla
Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie
Département des Sciences Biologiques



Mémoire

En vue de l'obtention du diplôme de MASTER ACADEMIQUE en Microbiologie

Filière : Sciences Biologiques

Spécialité : Microbiologie Appliquée

Thème

**Isolement et identification phénotypique des bactéries lactiques
de la viande cameline « sélection des souches productrices de
bactériocines »**

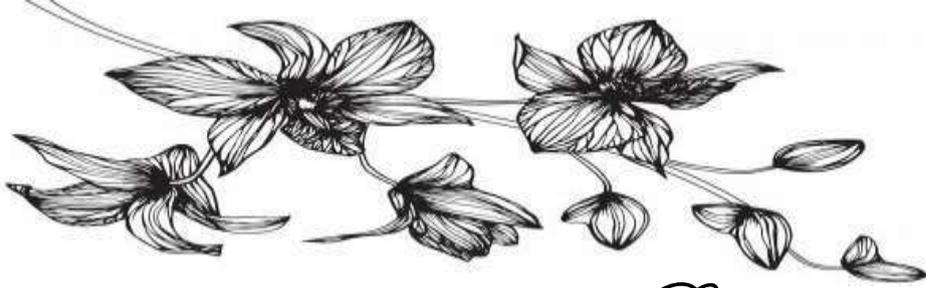
Soutenu publiquement le 29/06/2021

- **Présenté par: DERB Chahrazed
KHEMGANI Cheyma**

Devant le jury:

Président	<i>M^{me}</i> : OULD EL HADJ-KHELIL Aminata	Professeur	UKM Ouargla
Promoteur	<i>M^{me}</i> : BENAÏSSA Atika	M.C.A	UKM Ouargla
Co-promoteur	<i>M^{lle}</i> : TOHAMI Imene	Doctorante	UKM Ouargla
Examineur	<i>M^{me}</i> : KHALLEF Sakina	M.C.A	UKM Ouargla

Année universitaire: 2020 / 2021



Remerciements

*Avant tout nous remercions «**ALLAH**» le tout puissant qui nous a donné le courage, la santé, la volonté et la force, l'amour du savoir et surtout la patience pour réaliser ce modeste travail. Merci de nous avoir éclairé le chemin de la réussite.*

*Nos vifs remerciements et notre profonde gratitude s'adressent à notre encadreur **Madame BENAÏSSA Atika**, Maitre de conférences 'A' au département des Sciences Biologiques à la faculté des Sciences de la Nature et de la Vie de l'université Kasdi Merbah, qui nous a honorée en acceptant de diriger ce travail, pour son encadrement rigoureux et méthodique et les compétences dont elle nous a fait bénéficier le long de la durée de notre travail. Nous lui adressons également notre gratitude pour son aide précieuse et d'avoir été là pour nous, par ses conseils fructueux, son soutien continu et ses encouragements permanents. Merci de nous avoir guidées avec patience et d'avoir consacré autant d'heures pour les corrections de ce manuscrit. Merci Du Fond Du Cœur.*

*Notre Co-encadreur **Mademoiselle TOUHAMI Imane**, Doctorante à la faculté des Sciences de la Nature et de la Vie de l'université Kasdi Merbah pour ces précieux conseils, aide morale et matérielle et orientations, patience, confiance et son inlassable énergie pour terminer ce travail. Un Grand MERCI !*

*Nos vifs remerciements s'adressent à **Madame OULD EL HADJ-KHELIL Aminata** Professeur, au département des Sciences Biologiques à la faculté des Sciences de la Nature et de la Vie à l'université Kasdi Merbah Ouargla, pour l'honneur qu'elle nous fait en acceptant de présider le jury, qu'elle trouve ici l'expression de notre profond respect et de notre profonde reconnaissance.*

*Nos plus sincères remerciements vont également à **Madame KHALLEF Sakina** Maitre de Conférence « A », au département des Sciences Biologiques à la faculté des Sciences de la Nature et de la Vie à l'université Kasdi Merbah de Ouargla, de l'honneur qu'elle nous fait en acceptant d'examiner ce travail, qu'elle trouve ici l'expression de notre profond respect et de notre profonde reconnaissance.*

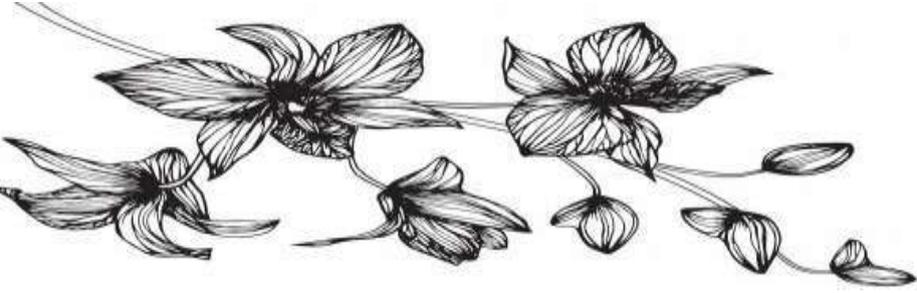
*Nos vifs remerciements s'adressent aux **Monsieur KHOUDIR Abdellah** directeur du laboratoire du CACQE (Centre Algérien du Contrôle de la Qualité et de l'Emballage de la wilaya de Ouargla) et tous le personnel praticien du CACQE, et ceux des laboratoires pédagogiques de la faculté des Sciences de la Nature et de la Vie de l'université Kasdi Merbah Ouargla., pour leur patience et leurs précieuses aides, pendant la réalisation de ce travail*

Nos remerciements s'adressent également à :

A tous les enseignants du département de biologie de la faculté des Sciences de Nature et de Vie université Kasdi Merbah d'Ouargla. Et surtout de la spécialité de Microbiologie appliquée et a tous les collègues de la promotion 2020 /2021.

Nos remercions tous ceux qui nous ont rendu service et qui ont contribué de près ou de loin pour accomplir ce travail.

Thank you



Dédicac

Grâce à **Allah**

Je dédie ce modeste travail

A mon cher **Papa** pour ses précieux conseils et encouragements. Aucune dédicace ne saura exprimée l'amour, l'estime et le respect que j'ai pour toi.

A ma très chère **Maman**, qui a œuvré pour ma réussite, tous les sacrifices consentis et ses précieux conseils, pour toute son assistance et sa présence dans ma vie. Que ce travail soit pour toi pour ton aide précieuse pendant toutes ces années.

A ma chère grand-mère **Fatna** que Dieu lui donne une long vie

A mes très chères **sœurs**, pour leurs encouragements et pour leurs aides. Je les ' aime trop fort.

A mes chères et adorables frères **Sofiane, Oussama et Nasro**.

A mes chères nièces et neveux surtout **Sidra, Isra, Loulou, Ahmed et Anes**.

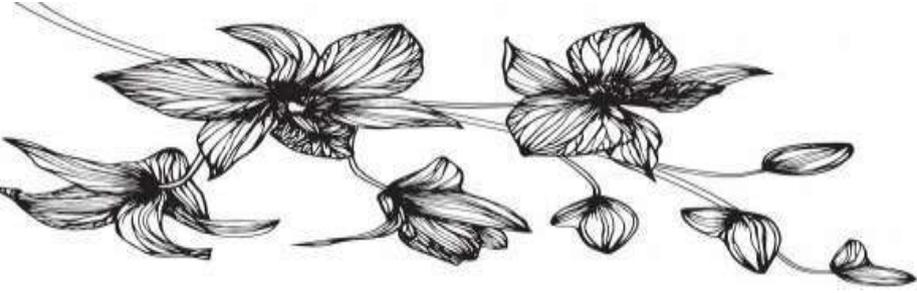
A mon cher Coencadreur Melle. **Imane** qui était toujours près de moi, Merci pour ton soutien quime fait une main-forte. MERCI DU FOND DU CŒUR.

A mes chères amies : **Bassma, Sara, Nabiha, Sana, Roumaissa et Chahrazed** qui n'ont pas cessé dem'encourager et m'aider.

A ma Cher 'Best Friend' et qui a donné un courage à ma vie, **Halima**.

Cheyma

merci



Dédicac

Je dédie ce modeste travail à

*Au début ; à mon chère père **Salah** et ma chère mère **Fatima**, qui sont ma vie et mon cœur.*

*Mon grand frère **Mohammed abd El-Ghani** et sa femme **Yamina** qui m'ont beaucoup aidé pour compléter mon travail.*

*Ma grande sœur **Bedra** qui m'a soutenu dans cette année universitaire. Ma tante **le Dr. Massaouda** pour le soutien moral ..merci ma tante ..*

*Mes chères sœurs **Fatima El-Zahraa, Khadidja** et mes chers frères **Mohammed El-Said, Ayoub** et mon petit frère **Riad** qui sont les compagnons de vie .*

*Mon chère **grande-père**, que Allah ait pitié de lui, qui est décédé en cette spéciale année ;*

*Ma chère **grand-mère**, que Allah prolonge sa vie et lui accorde El-Hadj pour elle et aussi mes chères parents.*

*A celui qui a été patient avec moi pendant les mois lesquels il y a eu beaucoup de pression et s'est tenu à mes côtés et m'a aidé et ne m'a dérangé avec rien Mon chère et bien-aimé Mon mari **Outmane** Allah le protège.*

*Ma deuxième famille à partir du père (**papa**) et la mère (**mama**) de mon mari jusqu'à le petit frère que Allah l'aide pour réussir à l'examen du baccalauréat.*

*En fin , A mon amie la plus chère , la plus gentille et la plus compatissante que j'ai rencontrée lors de ma première année universitaire **Cheyma** qui s'est tenue avec moi comme une sœur au conditions d'une grande pression et a respecté toutes mes circonstances et s'en fichait et m'a aidé avec tout ce qu'elle avait ; Je vous souhaite le meilleur. Merci..*

Chahrazed

merci

Liste des abréviations

ISO: International Standard Organisation.
FAO : Organisation des Nation Unies pour l'alimentation l'agriculture.
pH: Potentiel d'Hydrogène.
ATP: Adénosine triphosphate.
MRS: Man Rogosa et Sharpe.
M17 : Terzaghi et Sandine, 1975
NaOH : Hydroxyde de sodium.
BL : Bactérie lactique.
LAB : Bactérie lactique.
NaCl : chlorure de sodium.
UFC : unités formant colonies.
CO₂ : dioxyde de Carbone.
H₂O₂ : Peroxyde d'Hydrogène.
min : minute.
mm : millimètre.
µl : microlitre.
KDa : kilo dalton.
tr/min : tour /minute.
ml : millilitre.
mg : milligramme.
rpm : rotation par minute.

Liste des figures

Figure	page
Figure 1 : <i>Etapas de transformation du muscle en viande.</i>	12
Figure 2 : <i>Voie d'identification des LAB selon le genre.</i>	19
Figure 3 : <i>Séquence et structure de lantibiotiques de type A (Nisine), B (Mersacidine) et d'unlantibiotique « two-peptides » (Lacticine 3147 A1 et A2).</i>	23
Figure 4: <i>Les étapes de la préparation des dilutions décimales.</i>	30
Figure 5: <i>Evolution de la contamination de la viande cameline par la flore lactique au cours de laréfrigération sur milieu (M17).</i>	38
Figure 6: <i>Evolution de la contamination de la viande cameline par la flore lactique au cours de laréfrigération sur milieu (MRS).</i>	40
Figure 7: <i>Aspect macroscopique des colonies des bactéries lactiques isolées des échantillons de laviande cameline et purifiées sur milieu MRS et M17.</i>	42

Liste des photos

Photo	Page
Photo 1 : <i>Préparation des échantillons</i>	29
Photo 2: <i>Catalase négative (-).</i>	44
Photo 3: <i>Résultat du test oxydase.</i>	45
Photo 4 : <i>Résultats de type fermentaire sur milieu MRS et M17 liquide contenant la cloche dedurham.</i>	45
Photo 5 : <i>Absence d'Inhibition obtenue par les souches vis-à-vis Staphylococcus aureus.</i>	47
Photo 6 : <i>Zones d'Inhibition obtenue par les souches vis-à-vis Listeria monogénèse.</i>	48
Photo 7 : <i>Zones d'Inhibition obtenue par les souches vis-à-vis Bacillus subtilis.</i>	49
Photo 8: <i>Absence d'Inhibition obtenue par les souches vis-à-vis Micrococcus luteus et Pseudomonas sp. .</i>	50

Liste des tableaux

<i>Tableau</i>	<i>Page</i>
<i>Tableau I : Composition biochimique moyenne de la viande rouge.</i>	8
<i>Tableau II : Composition biochimique moyenne de la viande de dromadaire.</i>	8
<i>Tableau III : Les Protéines musculaires.</i>	9
<i>Tableau IV: Dénombrement des bactéries lactiques sur milieu gélosé M17, de la viande cameline réfrigérée.</i>	37
<i>Tableau V: Dénombrement des bactéries lactiques sur milieu gélosé MRS, de la viande camelineréfrigérée.</i>	39
<i>Tableau VI: Caractérisation macroscopique de quelques colonies des bactéries lactiques isolées deséchantillons de la viande cameline, cultivées sur milieu MRS et M17.</i>	41
<i>Tableau VII: Caractérisation microscopique des isolats lactiques.</i>	43
<i>Tableau IX: Résultat de test catalase, d'oxydase et type fermentaire pour les souches lactiquesisolées de la viande cameline.</i>	46
<i>Tableau IIX : Résultats des tests physiologiques des bactéries lactiques.</i>	47
<i>Tableau X : Résultats d'activités antagoniste des souches lactiques vis-à-vis des souchesindicatrices (S.aureus, M.luteus, L. monocytogenes, Pseudomonas sp. et B. subtils).</i>	50

Remerciement	
Dédicaces	
Liste des abréviations	
Liste des figures	
Liste des photos	
Liste des tableaux	
Introduction.....	1

Partie bibliographique

Chapitre I : Généralités sur la viande

I.1. Définition de la viande.....	6
I.2. Types des viandes.....	6
I.2.1. Viandes rouges.....	6
I.2.2. Viandes blanches.....	6
I.3. Définition du muscle.....	6
I.3.1. Différents types de muscles.....	7
I.3.1.1. Muscles lisses.....	7
I.3.1.2. Muscles intermédiaires.....	7
I.3.1.3. Muscles striés squelettiques (MSS).....	7
I.4. Caractérisation biochimiques de la viande rouge.....	7
I.4.1. Protéines.....	8
I.4.2. Lipides.....	9
I.4.3. Glucides.....	9
I.4.4. Vitamines.....	10
I.5. Caractéristiques physico-chimiques.....	10
I.5.1. Minéraux.....	10

Table de matières

I.5.2. Teneur en eau.....	10
I.5.3. Potentiel d'hydrogène.....	10
I.6. Phases de transformation du muscle en viande.....	11
I.6.1. Evolution <i>post-mortem</i>	11
I.6.2. Etat pantelant : phase de pantelance.....	12
I.6.3. Etat de <i>rigor mortis</i> : phase de la rigidité cadavérique.....	12
I.6.4. Phase de maturation.....	13
I.7. Microbiologie de la viande.....	13
I.7.1. Origine de la contamination.....	13
I.7.2. Flores de contamination.....	14
I.7.2.1. Contamination <i>ante-mortem</i>	14
I.7.2.2. Contamination <i>post-mortem</i>	14
I.7.2.3. Contamination profonde.....	14
I.7.2.4. Contamination superficielle.....	15
I.7.3. Conditions de la prolifération des micro-organismes de la viande.....	15
I.7.3.1. Activité d'eau (aw).....	15
I.7.3.2. Potentiel d'oxydoréduction positive et élevé (+250 mv).....	15
I.7.3.3. Potentiel d'hydrogène (pH).....	16
I.7.3.4. Température.....	16
I.7.3.5. Humidité du milieu.....	16
I.8. Conséquences hygiéniques des flores microbiennes contaminants la viande.....	16

Chapitre II : Généralités sur les bactéries lactiques

II.1. Historiques.....	18
II.2. Caractéristiques.....	18
II.3. Habitat.....	19
II.4. Classification.....	20
II.5. Intérêt des bactéries lactiques.....	20

Table de matières

II.6. Activité antimicrobienne.....	21
II.6.1. Bactériocines.....	21
II.6.1.1. Définition.....	21
II.6.1.2. Caractéristiques générales.....	21
II.6.1.3. Classification.....	21
II.6.1.3.1. Classe I.....	22
II.6.1.3.2. Classe II.....	23
II.6.1.3.3. Classe III.....	23
II.6.1.3.4. Classe IV.....	23
II.6.1.4. Biosynthèse et mode d'action des bactériocines.....	23
II.6.1.5. Application des bactériocines.....	24

Partie expérimentale

Chapitre III : Matériels et méthodes

III.1. Objectif de l'étude.....	28
III.2. Matériel biologique.....	28
III.3. Echantillonnage.....	28
III.3.1. Préparation des échantillons.....	28
III.4. Evaluation de la qualité bactériologique de la viande cameline au cours de la réfrigération.....	29
III.4.1. Analyse bactériologique.....	29
III.4.1.1. Dénombrement des bactéries lactiques.....	29
III.4.1.1.1. Préparation de la solution mère et des dilutions décimales.....	29
III.4.1.1.2. Ensemencement.....	30
III.4.1.1.3. Lecture et expression des résultats.....	31
III.4.1.1.3.1. Saisie et analyse statistique.....	31
III.4.1.1.4. Purification des cultures.....	32
III.4.1.1.5. Caractérisations phénotypiques des isolats bactériens.....	32

Table de matières

III.4.1.1.5.1. Examen macroscopique.....	32
III.4.1.1.5.2. Examen microscopique.....	33
III.4.1.1.6. Caractérisations physicochimiques et biochimiques des bactéries	
Lactiques.....	33
III.4.1.1.6.1. Test catalase.....	33
III.4.1.1.6.2. Recherche de l'oxydase.....	33
III.4.1.1.6.3. Croissance à différentes températures : 5°C, 10°C et 45°C.....	33
III.4.1.1.6.4. Croissance en présence de différentes concentrations en NaCl :	
3%, 7% et 10%.....	34
III.4.1.1.6.5. Croissance à différentes pH : 3,9 , 6,4 et 8,9.....	34
III.4.1.1.6.6. Recherche du type fermentaire.....	34
III.4.1.1.7. Mise en évidence de l'activité inhibitrice des bactéries lactiques.....	34
III.4.1.1.7.1. Méthode de diffusion en puits.....	35

Chapitre IV : Résultats et discussion

IV.1. Dénombrement de la flore lactique.....	37
IV.1.1. Dénombrement des bactéries lactiques sur milieu gélosé M17.....	37
IV.1.2. Cinétique de croissance des bactéries lactiques de la viande cameline sur M17.....	38
IV.1.3. Dénombrement de la flore lactique de la viande sur milieu gélosé MRS.....	39
IV.1.4. Cinétique de croissance des bactéries lactiques de la viande cameline sur MRS....	40
IV.2. Etude des caractères phénotypiques.....	40
IV.2.1. Caractérisation macroscopique des bactéries lactiques.....	40
IV.2.2. Caractérisation microscopique des bactéries lactiques.....	43
IV.2.3. Caractérisation biochimique des isolats lactiques.....	44
IV.2.3.1. Test catalase.....	44
IV.2.3.2. Test de l'oxydase.....	44
IV.2.3.3. Type respiratoire.....	45
IV.2.3.4. Tests physiologiques.....	46
IV.2.3.4.1. Croissance à différentes températures : 5°C, 10°C et 45°C.....	46

Table de matières

IV.2.3.4.2. Croissance en présence de différentes concentrations en NaCl : 3%, 7% et 10%.....	46
IV.2.3.4.3. Croissance à différents pH : 3,9 , 6,4 et 8,9.....	46
IV.2.3.4.4. Tests biochimiques.....	47
IV.2.3.4.4.1. Activité inhibitrice.....	47
IV.3. Discussion.....	50
Conclusion.....	54
Références bibliographiques.....	57
Annexes	
Résumé	

Introduction

Introduction

La viande fait partie de l'alimentation humaine depuis la préhistoire et le développement des techniques de chasse (Varnam, et *al.*, 1995).

La viande et les produits carnés, par leurs grandes valeurs nutritives, restent des aliments très appréciés. Ils sont riches en nutriments, notamment en acides aminés essentiels (Frantz, 1988), c'est aussi une bonne source de fer et de vitamines hydrosolubles (Aouachria et Maamri, 2017).

En Algérie, les régions sahariennes tiennent donc, généralement, la première place dans la consommation de produits camelins et notamment la viande (Benyoucef et Bouzegag, 2006).

L'étude de la filière viande cameline dans le Sahara septentrional algérien a montré une légère augmentation de sa consommation durant ces dernières années, malgré la dominance des autres espèces (ovine et bovine), due notamment aux habitudes alimentaires de la société algérienne, en particulier nonautochtone (Oulad Belkhir et *al.*, 2013).

L'Algérie est classée parmi les pays dont l'effectif camelin connaît une croissance élevée récente (Faye, 2013). Classant de ce fait l'Algérie au 14^{ème} rang mondial (FAO, 2013).

Selon les statistiques de la FAO, la production de viande cameline couvre une consommation d'environ 4,2% de la consommation nationale en viandes rouges et 33,02% de la consommation des régions arides.

La viande cameline en générale est connue pour sa faible teneur en lipides notamment en cholestérol (50-61 mg/100g) par rapport aux autres espèces comme le mouton (53-78 mg/100g), le poulet (57-76 mg/100g) et la vache (59- 73 mg/100g) (Labiad et Dahmani, 2015).

La richesse de la viande en eau et en protéines de haute valeur biologique fait d'elle un aliment indispensable pour une alimentation équilibrée. Cependant, ces mêmes raisons la rendent un terrain favorable à la prolifération microbienne (Cottin et *al.*, 1985).

C'est donc une matière première fragile qui doit être strictement surveillée en raison du danger dû à ces altérations et à la présence éventuelle de germes pathogènes (Guiraud, 2003).

Une grande partie des germes contaminant les carcasses suite aux différentes étapes de l'abattage (dépouillement et éviscération) sont saprophytes. Il s'agit de bactéries, de levures et de moisissures. Ce sont des germes d'altération qui provoquent la putréfaction de la viande. Par ailleurs, la présence de germes pathogènes responsables des toxi- infections alimentaires est possible. Elle est souvent liée à des défauts d'hygiène. Ces intoxications souvent causées par: *Salmonella sp*, *Escherichia coli*, *Staphylococcus aureus*, *Clostridium perfringens*, *Bacillus cereus* etc...) peuvent être assez graves (Cottin et *al.*, 1985).

Pour assurer la stabilisation de la viande et améliorer sa conservation, l'utilisation de basses températures est éventuellement la meilleure méthode (Collin, 1972 ; Claude, 1974).

Introduction

La conservation de la viande consiste à maintenir sa qualité microbiologique en ralentissant la vitesse de prolifération des microorganismes et garder ses propriétés organoleptiques et nutritionnelles en éliminant les mécanismes d'altération intrinsèques et extrinsèques (Multon, 1984; Durand, 2006).

La réfrigération est un excellent moyen, qui permet la conservation les aliments dans un état très voisin de leur état initial (Pierre, 1998 et Boumendjel, 2005).

Dans le cas de conservation par réfrigération, la prédominance du genre *Pseudomonas* a été montrée sur la viande réfrigérée et également la présence des bactéries lactiques et des *Enterobacteriaceae* (Li et al., 2006 ; Olofsson et al., 2007 et Ntzimani et al., 2008).

Les bactéries psychotropes peuvent être des agents de toxi infections (*Clostridium perfringens*, *Pseudomonas* etc.... avec en plus *E coli*, et *Salmonella* ...) ou des agents d'altération des aliments *Pseudomonas*, *Acinetobacters*, *Leuconostoc* et certains Staphylocoques ...) (Ait Abdelouahab, 2001).

Parmi ces espèces bactériennes, certaines bactéries lactiques jouent un rôle important dans la conservation des produits carnés en inhibant le développement d'espèces pathogènes ou d'altération.

Les bactéries lactiques sont des microorganismes de catégorie alimentaire d'ailleurs largement utilisées dans la fermentation des matières premières animales et végétales et dans la fabrication de produits fermentés entrant depuis longtemps dans la nourriture de l'Homme les poissons fermentés, les saucissons secs, les yaourts et fromages, la choucroute, représentent les produits les plus courants saumurage des légumes, boulangerie, fabrication du vin, des viandes et des salaisons, etc. Elles appartiennent à divers genres comme *Bifidobacterium*, *Enterococcus*, *Lactobacillus*, *Lactococcus*, *Leuconostoc*, *Pediococcus*, *Streptococcus*, *Aerococcus*, *Alloicoccus* et *Carnobacterium*. Leur apports bénéfiques consistent à l'amélioration de la qualité des produits fermentés en y développant certaines caractéristiques organoleptiques, sans altérer le goût ni l'odeur, et en augmentant leur durée de conservation (Dortu et Thonart, 2009; Moraes et al., 2010) .

Par la production des différentes molécules antibactériennes les acides organiques, le peroxyde d'hydrogène, le dioxyde de carbone, le diacétyle, l'acide acétique, les acides gras insaturés et les bactériocines (Zagorec, 2004 et Dotru, 2008).

Ces dernières années, l'intérêt de l'emploi de la bactériocine et ou tout autre bactéries lactiques productrice de substances inhibitrices pour des applications de bio-préservation a suscité beaucoup de recherches (Schillinger et Lücke, 1989; Budde et al., 2003; Jacobsen et al., 2003; Vermeiren et al., 2004; Guessas et Saidi, 2007).

L'intérêt des bactériocines des bactéries lactiques réside d'une part dans leur effet

Introduction

antimicrobien à spectre large ou étroit et d'autre part dans leur sûreté pour la santé humaine, vue leur sensibilité aux protéases digestives, et leur non toxicité pour les cellules eucaryotes. Ces substances antimicrobiennes ont la capacité de cibler sélectivement les bactéries pathogènes ou altérantes, sans pour autant inhiber les bactéries indispensables. Ces substances bioactives présentent également une grande tolérance aux variations de pH et aux traitements thermiques. Tous ces critères suggèrent que les bactériocines peuvent être un substituant de des conservateurs chimiques (Dortu et Thonart 2009).

Dortu et Thonart (2009) rapportent à ce sujet, que les bactéries productrices de bactériocines peuvent être appliquées directement sur les matrices alimentaires, la bactériocine est dans ce cas produite *in situ*. Dans le même ordre d'idée, parmi les différents genres bactériens pouvant exercer des actions de bioprotection,

Garry et *al.*, (2008) citent les genres *Lactococcus*, *Lactobacillus* et *Pediococcus* assurer la sécurité sanitaire des viandes est devenue par conséquent une préoccupation récurrente dans la filière des produits carnés et les viandes.

L'objectif de notre étude consiste en l'isolement et le dénombrement des bactéries lactiques à partir de viande de dromadaire issue de l'abattoir de Ouargla, et conservée par réfrigération, afin de tester leur activité antibactérienne.

Pour cela, notre travail s'articule autour de trois parties :

La première consiste en une synthèse bibliographique dans laquelle des informations sur la viande cameline, les bactéries lactiques et les bactériocines sont collectées.

La deuxième partie est consacrée à la méthodologie adoptée pour réaliser la partie expérimentale.

Les résultats et la discussion sont représentés dans la troisième partie. Une conclusion suivie de perspectives viennent achever notre manuscrit.

Partie I :
Synthèse bibliographique

Chapitre I : Généralités sur la viande

I. Généralités sur la viande**I.1. Définition de la viande**

Selon l'organisation mondiale de la santé animale, la viande désigne toutes les parties comestibles d'un animal et considère le mot « animal », dans ce contexte « tout mammifère ou oiseau ». Dans ce vocabulaire sont incluses la chair des mammifères (Ovin, bovin, caprin, camelin ...) et des oiseaux (poulet, dinde, pintade ...). Mais la qualité de la viande est en fonction de l'âge, du sexe, et de la race de l'animal (Fosse, 2003 ; El Rammouz, 2005)

La viande est le produit de l'évolution *post-mortem* du strié dont la fibre constitue l'unité de base. Les viandes se caractérisent par une grande hétérogénéité elles sont principalement constituées de muscles striés squelettiques qui comportent aussi d'autre tissus (tissu conjonctif, tissu adipeux ; parfois des os et de la peau) en quantité très variables selon les espèces, les races, les régimes alimentaires et la région anatomique concernée, elles sont consommables brutes ou transformées (salaisons et conserves). (Staron, 1979 ; Ounes, 2006 ; Gondret et *al.*, 2004 ; Debiton, 1994 ;)

I.2. Types des viandes

Les viandes sont classées selon la couleur en : viandes rouges et viandes blanches et selon la richesse en graisse en: viandes maigres et viandes plus ou moins riches en graisse (Staron, 1982).

I.2.1. Viande rouges

La viande rouge correspond à toutes les parties de la carcasse des animaux domestiques propres à la consommation humaine tels que les bovins, les ovins, les caprins, les équidés (Chougui, 2015).

I.2.2. Viande blanches

La viande blanche est une source de protéines animales présentant autant de qualités nutritives que la viande rouge ; dans le passé cette viande était qualifiée de viande des pauvres ; actuellement et compte tenu des avantages qu'elle présente en matière des lipides, elle est conseillée aux patients au titre d'un régime alimentaire non gras pour la maîtrise du taux de cholestérol (Boukhalfa, 2006).

Selon Chougui (2015) la viande blanche regroupe toutes les parties comestibles des volailles et du lapin. La couleur de la chair permet également de les classer : volailles à chair blanche (poules et coqs) et volailles à chair rose (lapins d'élevage)

I.3. Définition du muscle

Le muscle est une structure anatomique faite de cellules spécialisées regroupées en faisceaux. En physiologie il s'agit de loges, capables de contractions et de décontractions et génératrices de mouvements (Dumont et *al.*, 1982 ; Zeghilet, 2009).

Le muscle (appelé partie noble) représente 50 à 60 % de la masse corporelle (Chougui, 2015). Il représentant ainsi le tissu le plus abondant de la carcasse. Recouvrant le squelette osseux, il y est rattaché par le biais des tendons. Il permet ainsi le maintien de la posture et les mouvements du corps (Grefte *et al.*, 2007).

Le muscle squelettique est un muscle à contraction volontaire qui s'active grâce à une stimulation par le système nerveux (Chougui, 2015).

Il est composé de 75 % d'eau, 20 % de protéines, 3 % de lipides, 1 % de glucides et 1 % de sels minéraux (Grefte *et al.*, 2007).

Après l'abattage des animaux de boucherie, les muscles sont le siège de modifications, plus ou moins importantes qui contribuent à l'élaboration et à la définition des qualités organoleptiques de la viande (Ouali, 1990).

I.3.1. Différents types de muscles

Il existe trois types de muscles :

I.3.1.1. Muscles lisses

Les muscles lisses sont involontaires et automatiques. C'est à dire qu'ils échappent au contrôle de la volonté. Ils sont dits aussi parasympathiques, tel que les muscles des viscères (Zeghilet, 2009). Composés de cellules mononuclées, présents dans les artères, les veines, l'utérus les viscères, avec des fonctions diverses, mais axées sur le maintien des structures et de l'élasticité. Ils sont sous le contrôle du système nerveux autonome (Gosling *et al.*, 1999).

I.3.1.2. Muscles intermédiaires

Les muscles intermédiaires ou striés sont automatiques, c'est le cas du muscle cardiaque commandé par le système nerveux autonome, leur fonctionnement permanence permet d'assurer la circulation du sang et l'apport continu des nutriments et de l'oxygène aux tissus (Beauthier *et al.*, 2001 ; Zeghilet, 2009).

I.3.1.3. Les muscles striés squelettiques (MSS)

Ces muscles sont striés et le plus souvent relient les os entre eux qui représentent 30 à 35% du poids du corps d'un animal vivant. Ils assurent le maintien de la posture, ainsi que les mouvements du corps. Leurs contractions sont volontaires répondant aux influx nerveux. Le muscle squelettique est un tissu très différencié et hautement spécialisé (Serg, 2005 ; Zeghilet, 2009).

I.4. Caractéristiques biochimiques de la viande rouge

La viande est une source de protéines importantes et facilement digestible. La composition de la viande est variable selon l'espèce, mais elle contient environ 75% d'eau, 20% de protéines, 3% de

lipides et un faible pourcentage de sels minéraux, de vitamines (essentiellement du groupe B) et de glucides sous forme de glycogène. La composition de la viande dépend de l'espèce, de la race, du sexe, de l'âge, de l'alimentation et de l'entretien des animaux (Diarra, 2007).

La composition du muscle est variable entre les animaux et chez un même animal d'un muscle à l'autre. Mais il y a une composition moyenne qui est retenue indiquée dans le Tableau 1 (Coibion, 2008).

Tableau I : Composition biochimique moyenne de la viande rouge (Coibion, 2008).

Composants	Moyennes (%)
Eau	75
Protéines	15.5
Lipides	3
Substances azotées non protéiques	1.5
Glucides et catabolites	1
Composés minéraux	1

Pour la viande de dromadaire, Kamoun (1993) suggère la composition selon le tableau II pour 100g de viande.

Tableau II : Composition biochimique moyenne de la viande de dromadaire (Kamoun ,1993)

Composants	Moyennes (g)
Eau	77.7 8
Matière sèche	22.3
Protéines	18.7
Cendres	10
Lipides	2.6

I.4.1. Protéines

Les viandes sont des denrées protéiques de première nécessité. Cependant, il s'agit de calories chères. Elles sont par excellence, la première source de protéines animales grâce à leur richesse en acides aminés indispensables qui les classent parmi les protéines nobles (Staron, 1982. Ould el hadj et al.1999).

Les protéines d'origine animale sont riches en acides aminés indispensables, en particulier en acides aminés soufrés, surtout en lysine qui est l'acide aminé, qui ne peut pas être ni synthétisé ni

remplacé. Ce qui leur donne un intérêt particulier sur le plan nutritionnel. La teneur en protéines de la viande varie entre 16 et 22% du poids de la viande (Laurent, 1974).

Les protéines (Tableau III) se répartissent en : Protéines intracellulaires représentés par les protéines sarcoplasmique (albumine, globuline, hémoglobine et myoglobine), les protéines myofibrillaires (actine, myosine, tropomyosine et actinine) et en protéines extracellulaires (collagène, réticuline et élastine) (Lawrie, 1998).

La viande de dromadaire a une teneur en protéines de 18.7% à 20%, et elle évolue avec l'âge de l'animal (Bouras et *al.*, 1995; Kamoun, 1993). La viande de mouton renferme 18% de protéines (Laurent, 1974).

Tableau III : Les Protéines musculaires (Alais et al. 2004)

Localisation	Proportion (% des protéines musculaires)	Principaux constituants (% de la catégorie)		Propriétés
Protéines du stroma (Protéines extracellulaire)	15 à 20	Collagène Elastine	50 10	Insolubles, extracellulaires, tissu conjonctif.
Protéines sarcoplasmiques (cytoplasme)	30 à 35	Myoglobine Enzymes	5	Solubles, intracellulaires, activité biologique.
Protéines myofibrillaires	50 à 55	Myosine Actine Tropomyosine Et troponines	50 20 15	Peu soluble, Intracellulaire, Propriétés contractiles

I.4.2. Lipides

La fraction lipidique représente de 1.3 à 15 % du muscle. Les lipides sont présents sous forme de triglycérides et de phospholipides (lipides membranaires insaturés). Les lipides des viandes sont constitués d'acides gras saturés (Craplet et *al.* 1976).

La viande comporte environ 45 à 55% d'acides gras indispensables ou essentiels (Geay et *al.* 2002).

La viande de dromadaire est relativement maigre, sa teneur en lipides est de 0.92% à 1.01%. La majeure partie de graisse se dépose au niveau de la bosse et dans la cavité abdominale. Chez le mouton cette teneur est de 1.7% (Laurent, 1974).

I.4.3. Glucides

Les viandes ne contiennent pratiquement pas de glucides : en effet le Glycogène présent dans les muscles est transformé en acide lactique après la mort de l'animal, cet acide lactique exerce une action favorable sur la maturation de la viande, dans le foie il reste un peu de Glycogène (Dupin, 1992).

La fraction glucidique ou le glycogène dans le muscle est d'environ 2%. Elle constitue la réserve énergétique pour la contraction du muscle. La viande est pauvre en glucides. (Craplet et *al.* 1979).

I.4.4. Vitamines

Les viandes contiennent les vitamines hydrosolubles surtout le groupe B. Elles sont riches en Thiamine B1, Riboflavine B2 et pauvre en vitamine C ; celles qui ont une teneur élevée en gras sont riches en vitamines liposolubles.

Les vitamines permettent l'utilisation et la transformation des macronutriments pour diverses fonctions de l'organisme, elles sont notamment nécessaires au bon fonctionnement du système nerveux et des muscles (Mansour, 1996).

I.5. Caractéristiques physico-chimiques

I.5.1. Minéraux

Les viandes constituent une source principale en Zinc par contre elles sont pauvres en calcium. Elles apportent du potassium, de phosphore et surtout 3 à 6 mg de fer ; ce dernier est celui qui est le mieux absorbé par l'organisme ; les viandes sont la meilleure source de cet oligo-élément (Dupin, 1992).

La teneur en matières minérales chez le dromadaire est déterminée par la teneur en cendres, qui est plus ou moins égale pour tous les âges. Elle est d'environ 1.13% (Bouras et Moussaoui, 1995). Pour 100g de viande cameline il y aurait 350mg de potassium, 190mg de phosphore 5mg de calcium, 20mg de magnésium et 75mg de sodium (Gahlot, 2000 ; Chaibou, 2005).

I.5.2. Teneur en eau

Le muscle peut contenir de 60 à 80 % d'eau dont 90 à 95 % sous forme libre et 5 à 10% sous forme liée (Coibion, 2008). La viande de dromadaire a un taux d'humidité de l'ordre de 77.3% (Kamoun, 1993).

La teneur du muscle en eau est variable selon l'âge, le type de muscle et surtout la teneur en lipides. Ainsi, pour la viande de dromadaire, la richesse en eau diminue avec l'âge, de 77.07% à 74.80% (Bouras et Moussaoui, 1995). La viande de mouton contient en moyenne 64% d'eau (Laurent, 1974).

I.5.3. Potentiel d'hydrogène

La valeur du pH de la viande est le résultat de la dégradation du glycogène juste après l'abattage, il est voisin de 7 (Craplet, 1966). L'ensemble des réactions survenant dans la cellule musculaire post mortem, suite à la libération dans le sarcoplasme des ions calcium qui stimulent l'activité ATPasique du complexe actomyosine, entraînant ainsi la libération de phosphate inorganique, conduit à l'accumulation d'acide lactique. Ces phénomènes provoquent une acidification progressive du muscle et donc une chute de pH musculaire post mortem qui se poursuit jusqu'à l'arrêt des réactions biochimiques (ou glycolyse). Le pH post mortem est appelé pH ultime ou pHu (El Rammouz, 2005).

La valeur ultime est très variable, elle dépend de l'espèce animale et du muscle proprement dit. L'amplitude de la chute du pHu (pH ultime) est dépendante du type de fibres musculaires. En effet, l'amplitude dépend essentiellement du taux de glycogène musculaire, au moment de l'abattage. Les fibres blanches étant plus riches en glycogène que les fibres rouges, le pH ultime est d'autant plus bas que la proportion de glycogène est élevée (Hay et *al.*, 1973; Laborde et *al.*, 1985).

I.6. Phases de transformation du muscle en viande

Après l'abattage de l'animal. Le muscle subit des modifications contribuant à l'acquisition des qualités organoleptiques de la viande, en particulier à son attendrissement, qui est une des qualités les plus importantes et les plus recherchées par les consommateurs. En fait, on peut considérer qu'au cours de sa transformation en viande, le muscle passe successivement par trois états :

- Phase de pantelance.
- Phase de rigidité cadavérique.
- Phase de maturation (Coibion, 2008).

I.6.1. Évolution *post-mortem* du muscle en viande

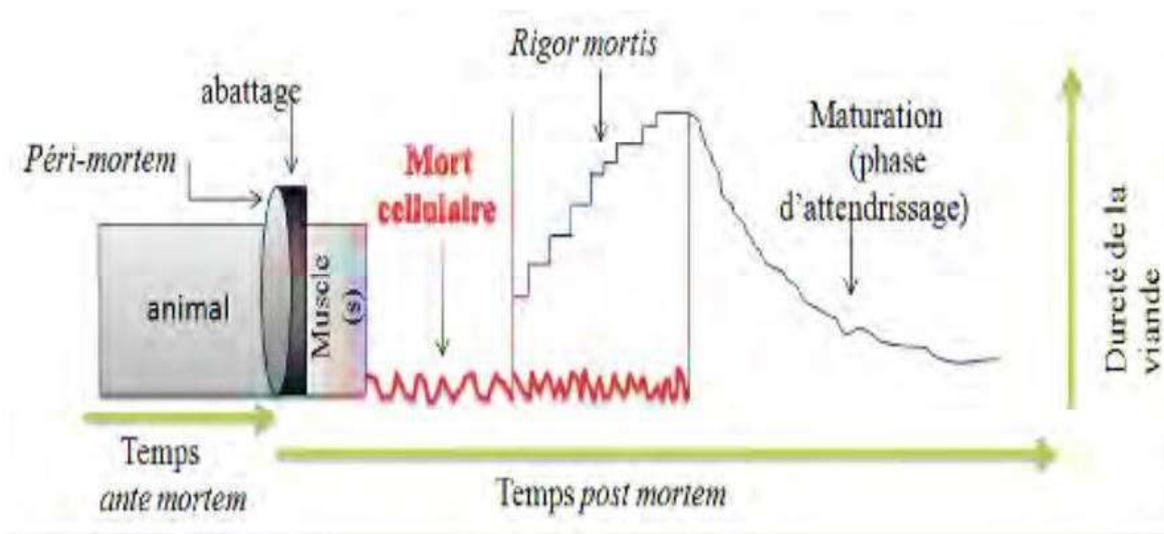


Figure 1 : Etapes de transformation du muscle en viande (Ouali et al., 2006).

I.6.2. Etat pantelant: phase de pantelance

L'état pantelant est également une phase précédant la rigor. C'est une courte période après l'abattage entre 20 à 30 minutes, durant laquelle des contractions musculaires ont lieu, selon des impulsions nerveuses incontrôlées. Ce phénomène dure aussi longtemps que le système nerveux est encore actif (Maltin et al., 2003).

L'accumulation d'acide lactique qui s'en suit provoque ainsi une baisse du pH qui passe selon les muscles, de 7 à environ 5,5. Pendant cette phase, le muscle conserve encore une activité métabolique et sa couleur est relativement foncée due au manque d'oxygénation provoquée par la saignée et l'arrêt de la circulation sanguine (Ouali, 1991 ; Maltin et al., 2003 ; El Rammouz, 2008 et Dudouet, 2010).

I.6.3. Etat de *rigor mortis* : phase de la rigidité cadavérique

Durant cette phase, il y a établissement de la rigidité cadavérique, le muscle devient progressivement raide et inextensible dans les heures qui suivent la mort de l'animal. Le processus de rigor est caractérisé par une phase de latence et une phase de contraction rapide.

L'installation de la rigidité cadavérique est un phénomène dynamique caractérisé par la perte de l'élasticité du muscle et son acidification (Bax, 2012).

La rigidité cadavérique est le résultat de la liaison irréversible entre la myosine et l'actine, avec la diminution de la teneur en ATP car la vitesse de sa production devient inférieure à celle de son

hydrolyse due au manque d'oxygène au niveau du muscle provoqué par l'arrêt de la circulation sanguine (Coibion , 2008).

In vivo, l'ATP joue le rôle de plastifiant puisqu'il permet au muscle de se relaxer. En absence de ce dernier, le muscle perd ses propriétés d'élasticité et ainsi s'installe la rigidité cadavérique (Coibion, 2008 et Promeyrat , 2013).

Les protons hydrogène issus de l'hydrolyse de l'ATP et l'acide lactique s'accumulent et entraînent une diminution du pH musculaire, jusqu'à un pH dit « ultime », qui varie de 5,5 à 5,7 selon le type de muscle et l'espèce, lorsque les réserves de glycogène sont épuisées (Guillemin *et al.*, 2009 et Promeyrat, 2013).

I.6.4. Phase de maturation

La phase de maturation conduit à un attendrissement du muscle. Lors de cette phase dont la durée peut atteindre plusieurs jours, la dureté est réduite de 80%. Le muscle peut à nouveau être étiré à la même longueur que celle en pré-rigor, mais l'étirement n'est plus réversible. La maturation résulte du relâchement des liens entre les fibres musculaires. Ce relâchement se fait grâce à l'action de diverses enzymes capables de dégrader les protéines du muscle. La protéolyse post mortem provoque donc l'affaiblissement des structures myofibrillaires et des protéines associées qui résulte en l'attendrissage (Ouali, 1990 ; Wheeler et Koohmaraie, 1994 ; Taylor *et al.*, 1995).

II. Microbiologie de viande

II.1. Origine de la contamination de la viande

Les sources de contamination microbienne de la viande sont diverses et d'importance inégale. Différents facteurs sont à l'origine de cette contamination. Selon l'origine de contamination, les microorganismes de la viande peuvent être endogènes ou exogènes (Rosset et Liget, 1982; Cartier, 2004).

Les étapes de l'abattage, comme le dépouillement et l'éviscération, représentent des moments sensibles pour la contamination microbienne des carcasses. Une grande partie de ces germes sont des saprophytes de la peau et du tube digestif de l'animal, provoquant des altérations possibles de la carcasse, comme le poissage, une altération superficielle des carcasses, pouvant aller jusqu'à la putréfaction, c'est-à-dire une altération majeure des viandes si les conditions de conservation au froid ne sont pas respectées. Une fois contaminée, la viande peut être le siège d'une prolifération microbienne car elle constitue un excellent milieu de croissance pour un grand nombre d'espèces bactériennes. Ces contaminations sont souvent indécélables lors d'une simple inspection sanitaire post

mortem car il s'agit de contaminations de très petites tailles. Néanmoins, toute souillure visuelle (matière fécale, contenu digestif, souillure environnementale) est une source importante de contamination bactérienne (Benaissa *et al.*, 2015)

La chair des animaux sains ne renferme pas de micro-organismes, sachant que l'origine de la contamination de la viande peut être d'après Pierre, (2003):

Par les bactéries intestinales lors l'éviscération, le manque respect des conditions d'hygiène lors de l'abattage, de la conservation et de la préparation de cet denrée et aussi intervient les condition ante et mortem qui subit l'animal (stress, fatigue, ...) ou sa carcasse (les manipulation pour la transformation de cette viande).

II.2 Flore de contamination

II.2.1. Contamination ante-mortem

La contamination avant l'abattage est une contamination profonde toujours limitée. Les animaux malades sont en effet, systématiquement éliminés par les services vétérinaires lors des contrôles ante et post mortem par contre, il arrive que les animaux apparemment sains hébergent notamment dans leur tube digestif des germes dangereux, en particulier des salmonelles qui lors du stress causée les conditions d'abattage, elles passent dans les différents parties du corps notamment le muscle (Bourgeois *et al.*, 1996).

II.2.2. Contamination post mortem

Elle est déterminée par une contamination profonde et une contamination superficielle. L'essentiel des germes est apporté au cours de l'abattage et au cours de la préparation des carcasses par la matière fécale, la peau, les instruments, les manipulateurs (Bourgeois *et al.*, 1996).

II.2.3. Contamination profonde

Une contamination non négligeable des carcasses par des bactéries intestinales peut prendre place plusieurs heures après la mort lorsque la paroi intestinal fragilisée permet l'entrée de ces bactéries d'où le danger d'une éviscération tardive. Le tube digestif ne constitue pas la seule source de contamination, certaines bactéries peuvent pénétrer dans l'organisme d'animaux vivant, lors de la saignée par le biais de la muqueuse, comme les muqueuses nasal et respiratoire. (Bourgeois *et al.*, 1991)

II.2.4. Contamination superficielle

Elle est beaucoup plus importante, elle provient essentiellement de l'animal lui-même de l'aire d'abattage, des ateliers de découpe et des chambres de stockage. Leur origine exogène montre l'importance des règles d'hygiène à respecter lors de la préparation des carcasses. Parmi les germes isolés en surface, on trouve principalement : *Pseudomonas*, *Lactobacillus*, *Micrococcus*, et un certain nombre d'Entérobactéries, ainsi que les différentes variétés de *Bacillus*, *Staphylococcus*, *Levures* et *Moisissures*. (Bourgeois et al., 1996).

II.3. Conditions de la prolifération des microorganismes de la viande

L'évolution qualitative et quantitative des microorganismes de la viande est déterminée par les caractéristiques physicochimiques du muscle et les conditions de son entreposage (Benaïssa, 2011)

La viande fraîche contient tous les nutriments nécessaires au développement des microorganismes. Cette prolifération microbienne dépend de plusieurs paramètres, tel que l'activité de l'eau, le pH, la température, la tension en oxygène et la concentration en substrat (Bourgeois et al., 1996; Leyral et Vierling, 1997).

II.3.1. Activité de l'eau (a_w) L'activité de l'eau de la viande fraîche se situe entre 0.98 et 0.99. Elle est favorable à la multiplication de toutes les espèces microbiennes (Bourgeois et al., 1996).

Par contre de nombreuses moisissures et levures sont très sensibles à une diminution de l'activité de l'eau (Leyral et Vierling, 1997).

II.3.2. Potentiel d'oxydoréduction positif et élevé (+250mv)

Après la mort les réserves en oxygène du muscle sont favorables au développement des germes. Selon le mode de métabolisme, on rencontre différents microorganismes dont les microorganismes aérobies stricts provenant de la contamination superficielle exogène des viandes (Craplet, 1966) tel que les *Pseudomonas*, les *Micrococcus* et les *Vibrio* (Marchandin, 2007). Ou les microaérophiles exigeant un potentiel d'oxydoréduction moyen, tel que les *Lactobacillus* (Leyral et Vierling, 1997). Ou encore les anaérobies stricts, se développant en absence d'oxygène, tel que les *Clostridium* (Cuq, 2007). Comme on peut rencontrer les aérobies anaérobies facultatifs, tels que les Staphylocoques et les Coliformes, généralement ces microbes prolifèrent plus rapidement en présence d'oxygène sauf pour les bactéries qui produisent de l'acide lactique qui ont une croissance identique en aérobiose ou en anaérobiose (Leyral et Vierling, 1997).

II.3.3. pH

Après l'abattage, le pH atteint une valeur de 5.5 à 5.7. Le développement des microorganismes est ralenti par l'abaissement de ce paramètre (Beaubois, 2001).

Les bactéries sont les plus touchées, puis les levures et enfin les moisissures (Fournier, 2003).

La croissance optimale des levures et des moisissures se situe à des pH compris entre 5 et 6. Cependant, certaines d'entre elles peuvent se multiplier à pH 3 et d'autre à pH 8 (Fournier, 2003).

Le pH optimum du développement des bactéries se situe entre 5.6 et 7.5 avec des exceptions, les bactéries acétiques et les bactéries lactiques qui supportent des pH inférieurs à 3.5 (Bourgeois et *al.*, 1996).

II.3.4. Température

La température est le facteur le plus important dans le stockage de la viande. Le maintien continu de la viande à des températures voisines de 0°C limite la multiplication des germes d'altération et des germes pathogènes (Bourgeois et *al.*, 1996 ; Lyerl et Vierling, 1997)

II.3.5. Humidité du milieu

En atmosphère humide se développent les *Pseudomonas*, les *Acinetobacters Alcaligenes*. Les *Flavobacterium* et *entérobactéries*. Une atmosphère trop humide, favorise la multiplication des germes de surface (Bourgeois et Leveau, 1991).

II.4. Conséquences hygiéniques des flores microbiennes contaminant la viande

L'utilisation d'aliments contaminés, mal préparés et insuffisamment réfrigérés jusqu' à leur consommation, constitue la principale cause de déclenchement des intoxications, intoxications ou des toxi-infections alimentaires (Rosset, 1982).

La présence des germes pathogènes peut être à l'origine d'accidents alimentaires, soit par leur pouvoir pathogène, soit surtout par leurs toxines. Les bactéries les plus fréquemment rencontrées sont *Salmonella*, *Staphylococcus aureus*, *Clostridium perfringens* et *Clostridium botulinum* celles-ci libèrent des entérotoxines à l'origine de syndromes digestifs et vasculaires sérieux (Olivier, 1992).

Chapitre II :

Généralités sur les bactéries lactiques

II. Généralités sur les bactéries lactiques

II.1. Historique

Les bactéries lactiques sont apparues avant les cyanobactéries, il y a près de trois milliards d'années (Tailliez, 2001).

De nos jours les bactéries lactiques représentent le deuxième plus grand marché de production de biomasse, après les levures. Principalement utilisées dans l'industrie alimentaire, comme la fabrication des fromages, des laits fermentés, de certains légumes et produits carnés fermentés et de certains vins, elles interviennent aussi dans l'industrie chimique pour la production d'acide lactique et de biopolymères et acquièrent, depuis quelques années, un rôle croissant en santé animale et humaine (Streit, 2008).

II.2. Caractéristiques

Les bactéries lactiques sont des cellules procaryotes, hétérotrophes et chimio-organotrophes (Dellaglio et al., 1994).

Ces microorganismes ont pour principales caractéristiques d'être à Gram positif généralement immobiles, asporulés, anaérobies mais aérotolérants, et de ne posséder ni catalase (certaines souches possèdent une pseudo-catalase), ni nitrate réductase, ni cytochrome oxydase. (Dellaglio et al., 1994), capables de croître à des températures comprises entre 10°C et 45°C et à des pH allant de 4.0 à 4.5.

Les bactéries lactiques regroupent un ensemble d'espèces hétérogènes, elles se caractérisent par la production d'acide lactique comme produit majeur du métabolisme (Salminen *et al.*, 2004; Labioui *et al.*, 2005 ; König et Fröhlich, 2009 et Pringsulaka *et al.*, 2011).

Ces bactéries ont un métabolisme fermentaire strictement saccharolytique qui, en utilisant des glucides, produit soit exclusivement de l'acide lactique (bactéries homolactiques strictes). Soit de l'acide lactique et de l'acide acétique (bactéries hétérolactiques facultatives). Soit de l'acide lactique, l'acide acétique ou de l'éthanol et de CO₂ (bactéries hétérolactiques strictes). Certaines espèces ou certaines souches peuvent en outre produire des acides, formique ou succinique (Dellaglio et al., 1994).

Ces bactéries ont des exigences nutritionnelles complexes pour les acides aminés, les peptides, les vitamines, les sels, les acides gras et les glucides fermentescibles (Dellaglio et al., 1994 et Hogg, 2008).

Les bactéries lactiques sont classées en douze genres: *Streptococcus*, *Lactococcus*, *Vagococcus*, *Enterococcus*, *Pedicoccus*, *Aerodoceuse*, *Tetragenococcus*, *Leuconostoc*, *Lactobacillus*, *Carnobacterium*, *Atopobium* et *Bifidiobacterium* cette classification est réalisée selon

plusieurs critères morphologique, sérologique, génétique, écologique et moléculaire (Dellaglio et al.,1994).

Les bactéries lactiques appartiennent à un groupe de bactéries bénéfiques, et forment un groupe hétérogène composé de bacilles et de coques (Badis et al., 2005 ; Doumandji et al., 2010).

II.3. Habitat

Les bactéries lactiques sont très fréquentes dans la nature. Elles se trouvent généralement associées à des aliments riches en sucres simples. Elles peuvent être isolées du lait, du fromage, de la viande, des végétaux. Elles se développent avec les levures dans le vin, la bière et le pain. Quelques espèces colonisent le tube digestif de l’Homme et des animaux (Hassan et Frank, 2001). (Drouault et Corthier, 2001).

Elles accomplissent de nombreuses fonctions. Elles créent surtout un environnement hostile aux bactéries pathogènes. Elles survivent dans un milieu à faible activité d’eau, et résistent à l’éthanol (10 – 15 % éthanol) et au CO₂.

En général, les bactéries lactiques ont des besoins complexes en facteurs de croissance tels que vitamine B, acides aminés, peptides, bases puriques et pyrimidiques (Nielsen et al., 2008 Sachindra et al., 2005). La figure 02 montre un diagramme utilisé des propriétés phénotypiques et biochimiques pour l’identification LAB.

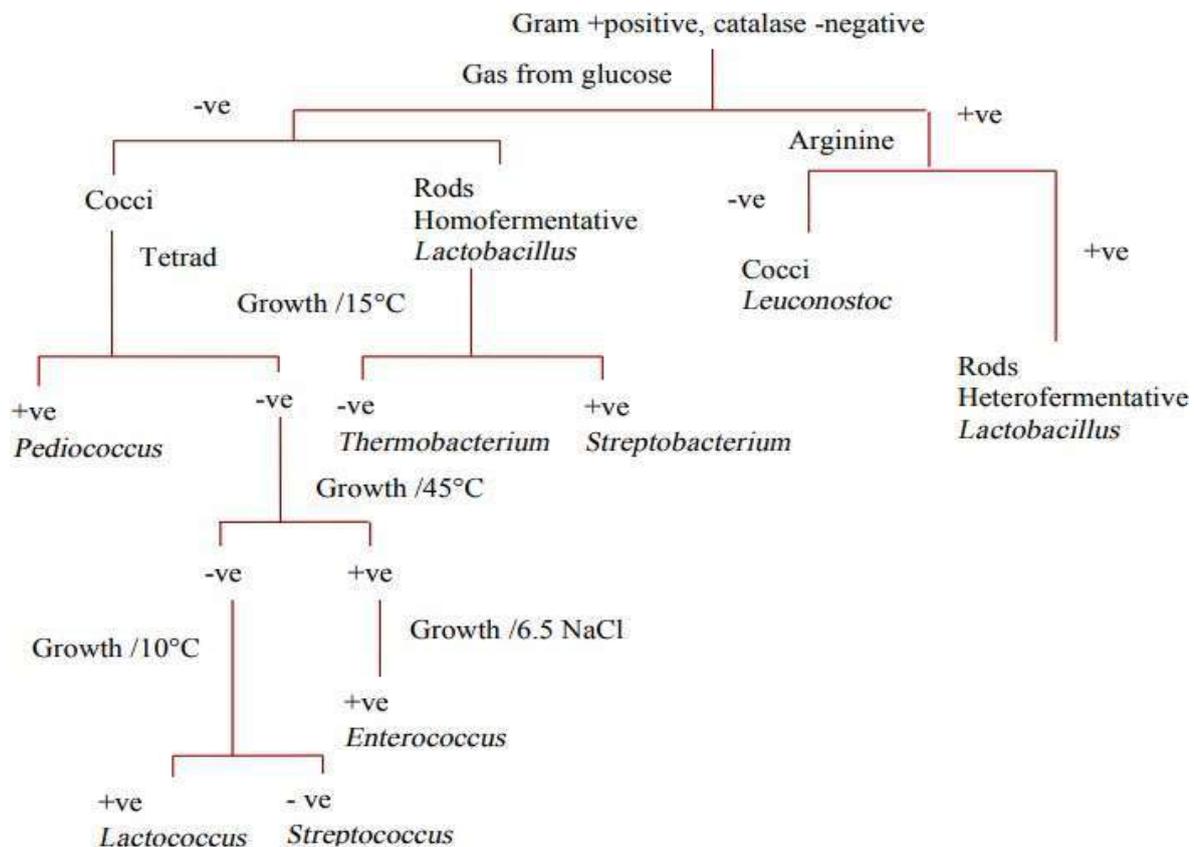


Figure 2 : Voie d’identification des LAB selon le genre (Adnan et al., 2017).

II.4. Classification des bactéries lactiques

La première classification des BL a été établie en 1919 par Orla-Jensen selon divers critères morphologiques et physiologiques (activités catalase et nitrite réductase, type de fermentation) (Stiles et Holzappel, 1997).

Leur classification est réalisée en fonction de leur morphologie, de leur type de fermentation et de leur température optimale de croissance. Elles forment un groupe hétérogène composé de coques et de bacilles, dont la principale caractéristique est la production d'acide lactique à partir de la fermentation des sucres, ou se distinguent deux groupes homofermentaires et hétérofermentaires (Badis et *al.*, 2005 ; Priyanka et Prakash, 2009).

Selon la dernière édition de Bergey's manual of systematic bacteriology (2009), les bactéries lactiques sont classées dans le phylum des Firmicutes, la classe des Bacilli et l'ordre des *Lactobacillales* renfermant trente-cinq genres répartis sur six familles. Parmi ces genres, seulement douze sont utilisés dans la biotechnologie alimentaire, à savoir *Aerococcus*, *Carnobacterium*, *Enterococcus*, *Lactobacillus*, *Lactococcus*, *Leuconostoc*, *Oenococcus*, *Pediococcus*, *Streptococcus*, *Vagococcus*, *Tetragenococcus*, *Weissella* (Drider et Privost, 2009) et *Bifidobacterium* (Ludwig et *al.*, 2009).

II.5. Intérêt des bactéries lactiques

Ces micro-organismes sont très largement utilisés comme auxiliaires technologiques dans les industries alimentaires, pour transformer des matières premières d'origine animale (lait, viandes, poissons), ou d'origine végétale (fruits, légumes, céréales), et / ou pour l'augmentation des valeurs nutritionnels des aliments (Béal et *al.*, 2008).

. En plus de la propriété de bioconservation elles ont le critère d'être à effet probiotique, aussi elles sont productrices de bactériocines, elles contribuent aussi dans la diminution des gaz dus à la fermentation ainsi qu'à l'amélioration du goût et de la qualité du produit fini, et la plupart d'entre eux se caractérisent par capacités acidifiantes, protéolytiques, lipolytiques et production de exopolysaccharides (Makhloufi, 2011).

L'utilisation de ces bactéries a pour but l'amélioration des caractéristiques organoleptiques des produits fermentés et l'augmentation de leur durée de conservation sans l'utilisation de conservateurs chimiques grâce aux substances antimicrobiennes qu'elles secrètent (Dortu et Thonart, 2009 et Yateem et *al.*, 2008).

Les bactéries lactiques confèrent une balance de la microflore intestinale, et ont un rôle important dans le système immunitaire (Yateem *et al.*, 2008).

elles sont fréquemment utilisées comme probiotiques car elles se caractérisent par : la suppression de l'activité de certains pathogènes à l'amélioration de l'utilisation du lactose, de la réduction du cholestérol sanguin et du niveau de substances carcinogènes, l'inactivation de composés toxiques le rôle préventif sur plusieurs types de diarrhées et la capacité de diminuer les allergies liées aux aliments grâce à leur activité protéolytique (*Lactobacillus* et des *Bifidobacterium*) (Khan et Ansari, 2007).

II.6. Activité antimicrobienne

L'une des utilisations des bactéries lactiques dans l'industrie alimentaire est la conservation des aliments, bioconservation ou bioprotection la capacité de compétition de ces bactéries avec les microorganismes d'altération dans les milieux de fermentation industrielle résulte de la production des composés antimicrobiens tels que les acides organiques, le H₂O₂ et des protéines antimicrobiennes, les bactériocines, ainsi que l'accumulation d'acides organiques est directement inhibitrice pour les microorganismes pathogènes qui exigent des pH neutre. Sans oublier le peroxyde d'hydrogène qui est connu depuis longtemps comme agent majeur de l'activité antimicrobienne des bactéries lactiques ainsi que l'accumulation du dioxyde de carbone qui a une activité antimicrobienne, il est maintenant utilisé dans des emballages sous atmosphère modifiée. Les bactéries lactiques sont reconnues pour leur production du diacétyle qui est plus actif contre les bactéries Gram négatives, les levures et les moisissures que contre les bactéries Gram positives (Klaenhammer *et al.*, 1994 ; Siboukeur, 2018).

II.6.1. Bactériocines

II.6.1.1. Définition

Les bactériocines sont des substances antagonistes douées d'une activité bactéricide à l'encontre d'espèces proches de la souche productrice (Klaenhammer *et al.*, 1994).

Ces substances sont des protéines ribosomiales synthétisées et libérées dans le milieu extracellulaire. Elles agissent à de très faible concentration, de l'ordre de la pico ou de la nanomole/l (Heng *et al.*, 2007 ; Parada *et al.*, 2007 ; Gong *et al.*, 2009 ; Rongne *et al.*, 2009 ; Sapatnekar *et al.*, 2010).

II.6.1.2. Caractéristiques générales

Les bactériocines peuvent détruire ou inhiber la croissance des bactéries pathogènes qui se trouvent dans la même niche écologique ou la même source d'éléments nutritifs : d'où leur importance dans les industries agroalimentaires.

La nisine produite par *Lactococcus lactis subsp. lactisa* un effet inhibiteur qui s'étend à la majorité des bactéries à GRAM positif que le *Clostridium botulinum* dans les fromages fondus (Klaenhammer et al., 1994 ; Bayoub et al., 2006).

La structure de ces substances est résistante à l'autoclavage. En plus, elle est stable à actives contre les bactéries a GRAM négatif mais, elles ne sont pas fréquemment actives contre les bactéries à GRAM négatif (Riley et Wertz, 2002).

La structure de ces substances est résistante à l'autoclavage. En plus, elle est stable à pH combiné au traitement thermique, ce qui veut dire qu'elle pourrait être utilisée dans le cas de préparations subissant un traitement thermique pour la préservation dans l'industrie agroalimentaire (Bayoub et al., 2006).

Ces substances antimicrobiennes différentes des antibiotiques par leur spectre d'action qui est relativement étroit, par leur synthèse qui est ribosomiale contrairement aux antibiotiques qui possèdent une synthèse par un système enzymatique unique. Elles ne sont pas toxiques et sont rapidement digérées par les protéases dans le tractus digestif de l'Homme. Enfin, ces molécules sont généralement produites au cours de la phase de croissance et cessent d'être produites à la fin de la phase exponentielle. (Nes et al., 2002 ; Riley et Wertz, 2002 ; Wardani et al., 2006 ; Parada et al., 2007) .

Les bactériocines différents par leur taille, les souches ciblent, le mode d'action et les mécanismes de l'immunité (Riley Wertz. 2002).

II.6.1.3. Classification

Selon Todd Klaenhammer, (1988), qui a donné la définition la plus largement utilisée « les bactériocines sont des protéines, ou complexes de protéines, avec une activité bactéricide contre des espèces proches de la souche productrice. Elles représentent une large classe de substances antagonistes qui varient considérablement du point de vue de leur poids moléculaire, de leurs propriétés biochimiques, de leur spectre et mode d'action ».

Il propose, en 1993, une classification, les répartissant en 4 classes selon leur structure peptidique, leur poids moléculaire, leur mode d'action, et leurs propriétés biochimiques (Dortu, 2008).

- **Classe I :**

Se compose des « **lantibiotiques** ». Les peptides ont une taille inférieure à 5kDa, sont stables à la chaleur, et contiennent des acides aminés soufrés formés post traductionnellement (lanthionine, déhydroalanine, déhydrobutyrine...). Cette Classe I peut être divisée en 2 sous-classes Ia et Ib selon

la charge des peptides, Ia, cationiques hydrophobes avec jusqu'à 34 acides aminés, et Ib globulaires chargés négativement ou sans charge contenant jusqu'à 19 acides aminés (Figure 2).

- **Classe II :**

Contient les peptides de poids moléculaire inférieur à 10kDa, stables à la chaleur, ne contenant pas d'acides aminés modifiés. Elle est divisée en 3 sous-classes : Classe IIa , Classe IIb et Classe IIc .

- **Classe III :**

Contient les bactériocines de poids moléculaire supérieur à 30kDa et sensibles à la chaleur. Elle ne se compose que de 4 molécules qui sont l'helvéticine J, l'entérolisine A, la zoocine A, et la millericine B.

- **Classe IV :**

Est constituée des peptides nécessitant une partie lipidique ou carbohydratée pour avoir leur activité. A ce jour, aucune bactériocine de cette classe n'a été décrite. (Dillenseger, 2019).

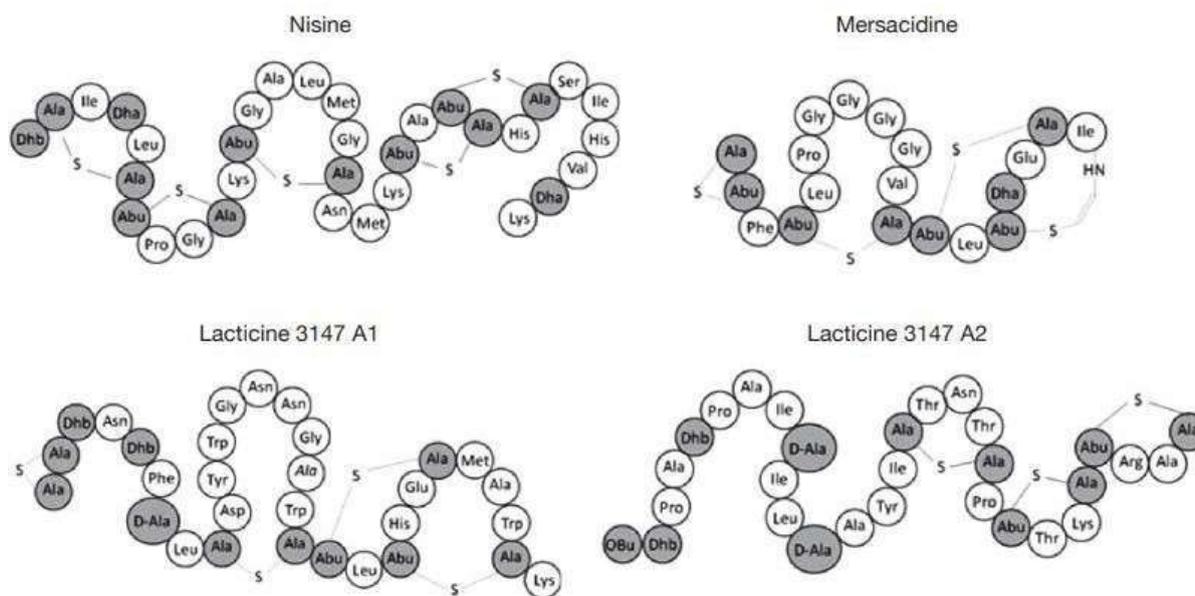


Figure 3 : Séquence et structure de lantibiotiques de type A (Nisine), B (Mersacidine) et d'un lantibiotique « two-peptides » (Lacticine 3147 A1 et A2). (Dillenseger, 2019).

II.6.1.4. Biosynthèse et mode d'action des bactériocines

La biosynthèse des bactériocines dépend du microorganisme et des conditions de culture. Les bactériocines sont des peptides de synthèse ribosomique qui sont initialement biologiquement inactifs, et modifiés afin qu'ils soient actifs (Todorov, 2009 ; Güllüce et *al.*, 2013 ; Perez et *al.*, 2014).

Les bactériocines ont différents mécanismes d'action. Soit elles vont altérer la perméabilité membranaire des bactéries, soit inhiber la synthèse de leurs peptidoglycanes, soit encore agir en détruisant les liaisons peptidiques entre les peptidoglycanes.

Les « lantibiotiques » c'est-à-dire les bactériocines de Classe I, interagissent avec les membranes cellulaires par interactions électrostatiques ou par liaison à des récepteurs spécifiques. Ces interactions permettent de former des pores larges et non-spécifiques à la surface des cellules cibles, causant un efflux rapide des composés cytoplasmiques (ions, ATP, acides aminés...). Elles détruisent donc les bactéries en augmentant leur perméabilité membranaire.

Les bactériocines de Classe II agissent de la même manière, en provoquant la perméabilisation de la membrane, ce qui conduit à la mort cellulaire.

Pour la Classe III, le mode d'action est complètement différent. En effet, elles agissent par hydrolyse des liens peptidiques entre les peptidoglycanes de la membrane des bactéries sensibles. Selon le nombre de bactéries sensibles, le spectre d'action des bactériocines est plus ou moins large (étroit pour la zoocine A, large pour l'entérolysine A et la millericine B). (Dortu, 2008).

II.6.1.5. Application des bactériocines :

Les bactériocines peuvent être appliquées sous une forme purifiée, semi-purifiée ou sous la forme d'un concentré obtenu après fermentation d'un substrat alimentaire. Les bactéries productrices peuvent également être appliquées dans les produits alimentaires, la bactériocine sera alors produite *in situ* (Dortu, 2008).

Aussi les bactériocines peuvent être utilisées dans le domaine agro-alimentaire le domaine médicale (Benmouna, 2019)

Ils peuvent être utilisés purifiées ou semi-purifiées après production en fermenteur, d'un point de vue législatif, une telle préparation est considérée comme un additif alimentaire. Jusqu'à présent, seule la nisine, un lantibiotique, est acceptée comme additif alimentaire (E234) (Guinane et *al.*, 2005).

Les bactériocines peuvent également être appliquées sous la forme d'un concentré obtenu après fermentation par la souche productrice et atomisation d'un substrat alimentaire. Cette préparation contiendra la bactériocine mais également d'autres métabolites microbiens tels que l'acide lactique (Guinane et *al.*, 2005).

Un autre mode d'application des bactériocines consiste en leur immobilisation sur les cellules productrices, dans des gels ou des films telle que l'alginate de calcium, la gélatine, la cellulose, les protéines de soja, des films de polysaccharides, etc. La bactériocine sera alors libérée dans le produit

au cours de la conservation. (Luchansky et *al.*, 2004 ; Deegan et *al.*, 2006 ; Ghalfi et *al.*, 2006 ; Galvez et *al.*, 2007).

Les bactéries productrices de bactériocines peuvent être ajoutées comme starter dans des produits fermentés ou comme culture protectrice. Elles doivent être capables de croître et de produire des bactériocines dans l'aliment à conserver.

Les bactéries productrices de bactériocines peuvent être également ajoutées en combinaison avec un autre starter qui confèrera les propriétés organoleptiques désirables (Deegan et *al.*, 2006 ; Galvez et *al.*, 2007).

Si la bactérie est appliquée en tant que culture protectrice, elle doit être capable de produire sa bactériocine sans modifier les propriétés organoleptiques (Rodgers, 2004).

La concentration cellulaire maximale atteinte dans le produit doit par ailleurs être inférieure à la limite de 10^6 ufc.g⁻¹ généralement admise pour les produits non fermentés. (Dortu, 2008).

Partie II : Partie expérimentale

Chapitre III : Matériel et méthodes

III. Matériel et méthodes**III.1. Objectif de l'étude**

Les objectifs de notre étude sont :

- l'étude de l'évolution de la flore lactique au cours de la réfrigération de la viande de dromadaire issue de l'abattoir de Ouargla.

- l'isolement et l'identification phénotypique de quelques souches lactiques présentant un intérêt bioconservateur de cette viande

III.2. Matériel biologique

Le matériel biologique utilisé est la viande de dromadaire issue de l'abattoir de la commune de Ouargla. Les prélèvements sont réalisés du compartiment anatomique : la cuisse. Les prélèvements proviennent des carcasses d'animaux choisis sans tenir compte ni de leur âge ni de leur sexe non plus de leur race.

III.3. Échantillonnage

Les prélèvements de viande sont réalisés juste après l'abattage, la dépouille et l'éviscération des dromadaires au niveau de l'abattoir d'Ouargla.

Les échantillons sont prélevés du même compartiment de la carcasse, la cuisse. Le choix de ce muscle est basé sur le fait que c'est la partie de la carcasse la plus riche en tissu musculaire et le plus demandé par les consommateurs. Les prélèvements sont réalisés à partir de 6 carcasses.

Dans notre étude, 2 répétitions de prélèvements de la viande cameline ont été réalisées à partir de la même zone anatomique: la cuisse de 6 carcasses différentes.

Pour des raisons de commodité de travail, de simplicité, et de rapidité, et aussi vue que l'abattage des animaux de boucheries se font très tôt, les prélèvements sont réalisés le matin à 7:00h au niveau de l'abattoir d'Ouargla. (Annexe I)

Les prélèvements de viande cameline sont réalisés à l'aide d'un couteau stérile, après lavage des mains et le port des gants pour le personnel.

Le poids de chaque échantillon est d'environ 250g. Les prélèvements sont emballés individuellement dans des sachets stériles de STOMACHER.. (Annexe I)

La viande fraîche nécessite un transport accompli dans un système réfrigérant. En effet les échantillons sont maintenus sous froid dans une glacière iso thermique, et transportés rapidement au laboratoire où ils sont traités immédiatement.

Notre étude a été réalisée aux laboratoires du CACQE (Centre Algérien du Contrôle de la Qualité et de l'Emballage) de la wilaya de Ouargla et les laboratoires pédagogiques de la microbiologie de la faculté des Sciences de la Nature et de la Vie de l'université Kasdi Merbah Ouargla.

III.2.1. Préparation des échantillons

Arrivée aux laboratoires, les échantillons de viande sont découpés aseptiquement en morceaux d'environ 10g, à l'aide d'un ciseau et d'une pince, stériles. La pesée est réalisée à l'aide d'une balance analytique. Les manipulations sont réalisées avec un maximum d'asepsie (Bec Bunsen allumée depuis 15 min et paillasse désinfectée à l'eau de javel) (Annexe I).

Chaque échantillon de 10g est placé individuel dans un sachet stérile de STOMACHER, et l'ensemble est placé dans un réfrigérateur réglé à une température comprise entre 0 et +4°C.

Dans notre étude le jour même de l'abattage 10g à partir de 6 carcasses différentes de viande de dromadaire sont analysés et le reste des échantillons sont aussitôt placés dans un réfrigérateur domestique, dont la température est maintenue entre 0 et +4°C, pour analyses bactériologiques ultérieures dans le but de suivre l'évolution de la population bactérienne lactique psychotrope au cours de la réfrigération, durant la durée d'étude (**Photo 1**).



Photo 1 : Préparation des échantillons.

III.3.Évaluation de la qualité bactériologique de la viande cameline au cours de la réfrigération :

Pour contrôler la qualité bactériologique de la viande cameline au cours de la réfrigération en passe par une série des analyses bactériologiques qui comprend le dénombrement de la flore psychotrope. L'ensemencement est réalisé sur milieux solides MRS et M17 dans des boîtes de Pétri par un ensemencement en masse. Les cultures sont incubées à 4°C pendant 5 à 10 jours

III.3.1. Analyses bactériologiques

III.3.1.1. Dénombrement des bactéries lactiques

III.3.1.1.1.Préparation de la solution mère et des dilutions décimales

La solution mère est la première dilution préparée à partir d'un produit solide carné (la viande), à l'aide d'une lame de bistouri l'échantillon de viande est découpé en petits morceaux de **10 g** chaque morceau est placé dans un sachet stérile de Stomacher puis additionné **90ml d'eau peptonée stérile**. (Najjari et *al.*, 2007).

L'homogénéisation de l'ensemble s'effectue durant 2min à l'aide d'un **broyeur électrique Stomacher**. Le broyat ainsi obtenu constitue la solution mère et c'est la dilution $1/10^{-1}$ (Cuq, 2007).

Cette solution mère est laissée au repos pendant 4h pour obtenir la revivification des bactéries.

Les différentes dilutions sont réalisées à partir de la solution mère et conformément à la norme ISO 6887-2 (ISO, 2004).

Les dilutions décimales sont réalisées pour faciliter le dénombrement des germes. Homogénéisée à l'aide d'un vortex, 1 ml de la solution mère est prélevé aseptiquement à l'aide d'une pipette stérile et introduit dans un tube à essai contenant 9ml d'eau physiologique, on obtient ainsi la dilution 10^{-2} et ainsi de suite jusqu'à 10^{-6} (Guiraud, 2003).

Donc, une série de dilutions décimales (jusqu'à 10^{-6}) est réalisée afin de dénombrer les bactéries lactiques (Figure 4).

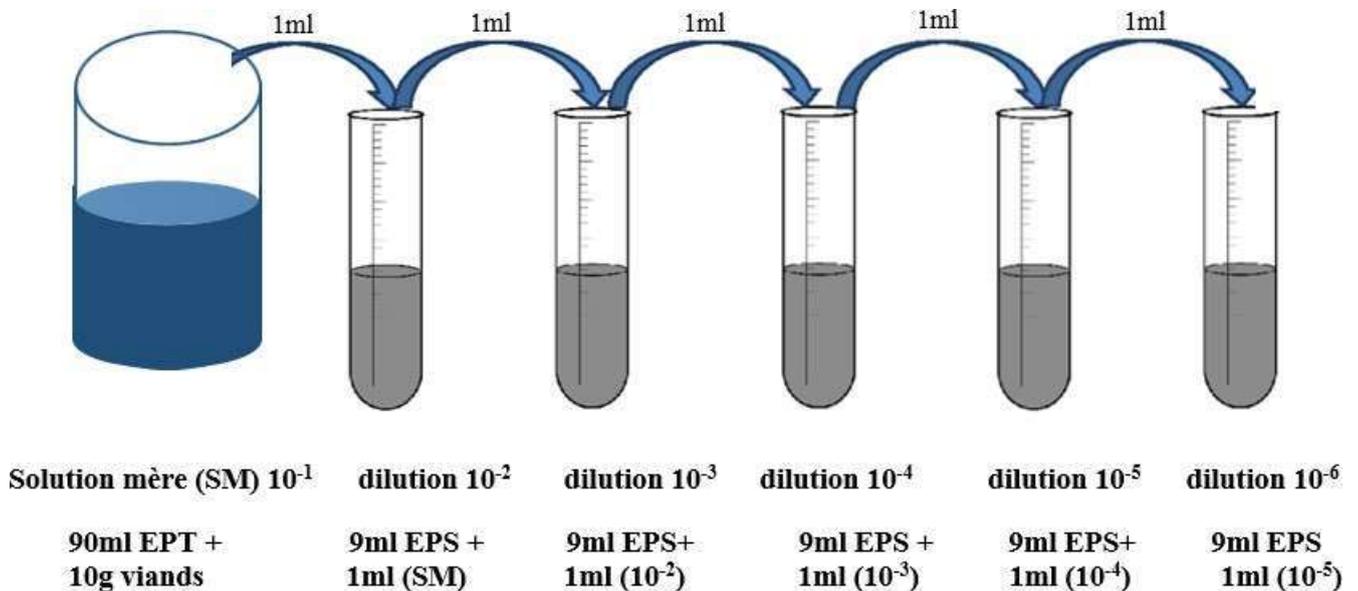


Figure 4: Les étapes de la préparation des dilutions décimales.

Légende : EPT : eau peptonée, ESP : eau physiologique.

III.3.1.1.2. **Ensemencement :**

L'ensemencement en masse a été réalisé à partir des dilutions décimales : 10^{-1} , 10^{-2} et 10^{-3} , 10^{-4} , 10^{-5} et 10^{-6} . Chaque dilution a été ensemencée en même temps sur les deux milieux de culture gélosés MRS et M17.

L'isolement des bactéries lactiques a été réalisé sur le milieu de **Man Rogosa et Sharpe (MRS)** et M17 solide. La gélose MRS est utilisée pour la culture et le dénombrement des *Lactobacillus* dans les produits alimentaires des animaux. Ce milieu permet de cultiver des germes à croissance ralentie. Le milieu M17 est employé pour la recherche et dénombrement des lactococcus, Streptococcus et Enterococcus dans le domaine alimentaire.

Transférer stérilement 1ml de la solution mère ou de ses dilutions décimales dans des boîtes de Pétri vides, stériles numérotées et préparées à cet usage. Couler 15 ml de milieu gélosé MRS ou M17. Homogénéiser parfaitement le contenu, par des mouvements circulaires et de va-et-vient.

Laisser solidifier le milieu de culture ensemencé sur une surface fraîche et horizontale, incuber les boîtes couvercles en bas à une température de **4 °C pendant 5 à 10 jours**.

III.3.1.1.3. Lecture et expression des résultats :

Les boîtes contenant un nombre de colonies caractéristiques compris entre 15 et 300, sont retenues pour le dénombrement des bactéries lactiques (Annexe IV).

La lecture et l'expression du nombre des bactéries lactiques sont faites suivant la norme ISO. Selon **ISO 7218 octobre (2007)**, la norme officialise l'utilisation d'une seule boîte par dilution. Le calcul du nombre d'UFC par g de produit, consiste à faire la moyenne pondérée du nombre de colonies obtenues sur deux dilutions successives dont l'une, au moins, présente un minimum de 15 colonies.

Le nombre de microorganismes par gramme de viande est calculé à partir des boîtes retenues au niveau de deux dilutions successives à l'aide de l'équation suivante:

Équation aux grandeurs :

$$N = \Sigma C / (V \times 1,1 d)$$

Avec :

- **N** = nombre d'UFC par millilitres
- **ΣC** = la somme des colonies comptées sur les boîtes des deux dilutions retenues
- **V** = volume de l'inoculum appliqué à chaque boîte en millilitres
- **d** = dilution correspondant à la première boîte retenue

Le résultat de germes dénombrés par g de produit est noté par un nombre compris entre 1 et 9.9 multiplié par 10^n où n est la puissance appropriée de 10.

Les résultats arrondis à deux chiffres significatifs après la virgule. Ils sont donnés en logarithme décimal d'unité format colonies par gramme (UFC/g) (Larpen, 1997 et Rosset, 2002).

III.3.1.1.3.1. Saisie et analyse statistique

L'analyse statistique comporte des statistiques descriptives et analytiques avec le logiciel Excel version 2013 (Microsoft) nous a permis de calculer la statistique descriptive (moyenne, écart-type) pour les flore lactiques et pour tous les échantillons. Les représentations graphiques des résultats, en courbes ont été réalisées avec le logiciel.

III.3.1.1.4. Purification des cultures

Après chaque culture, à partir des boîtes servant aux dénombrements, nous classons les colonies en catégories selon leur aspect macroscopique.

Dans chaque catégorie, nous avons sélectionné de façon aléatoire une colonie supposée représentative parmi celles observées pour réaliser les premiers tests d'orientation.

C'est une étape très importante et très délicate, qui demande beaucoup de temps, puisqu'il s'agit d'un prélèvement qui abrite des milliers de microorganismes, et c'est de la pureté des cultures qui va dépendre le reste de travail taxonomique.

Concernant les bactéries lactiques, la purification des bactéries isolées est établie par la réalisation des subcultures sur bouillons MRS ou M17 et milieux MRS ou M17 solides jusqu'à l'obtention des colonies bien distinctes et homogènes,

L'incubation est réalisée à 4°C. La purification des souches sur milieu gélosé se fait par la méthode des stries (Ghozlane, 2012).

La pureté des souches est révélée par des colonies homogènes ayant le même aspect extérieur (couleur, taille et forme) (Guiraud, 2003).

III.3.1.1.5. Caractérisations phénotypiques des isolats bactériens

L'identification des souches isolées est établie en se basant sur des caractères morphologiques, physiologique et divers tests biochimiques pour une caractérisation présomptive des isolats.

Les colonies obtenues sont soumises aux principaux tests d'identification : examen macroscopique et microscopique (coloration de Gram).

Cette étude est basée sur l'observation visuelle de la culture des isolats sur milieu MRS et M17 solide ; pour caractériser la taille, la forme et la couleur ainsi que la disposition et la mobilité des cellules bactériennes isolées (Badis et *al.*, 2005).

III.3.1.1.5.1. Examen macroscopique

Il s'agit d'une observation visuelle de l'aspect des colonies sur la surface des milieux MRS et M17 solides elle vise à apprécier et caractériser les éléments suivants (Badis et *al.*, 2005).

- **La forme des colonies** : circulaires, punctiformes, ondulées, érodées.
- **Le contour** : régulier ou irrégulier,
- **L'opacité** : opaque, translucide ou transparente,
- **L'élévation** : convexes, concaves, plates, à centre élevé
- **La surface** : lisse, rugueuse, sèche, dentelée.
- **La taille** : grande, moyenne, petite.

III.3.1.1.5.2. Examen microscopique

Étude microscopique après coloration de Gram

Cette étude a pour but d'écarter tous les cellules qui ne peuvent pas être des bactéries lactiques. Les isolats ont été soumis à la coloration de Gram Cette étude permet de différencier les bactéries à Gram positif de celles à Gram négatif, les bâtonnets, les coques et le mode de regroupement (Singleton, 1999). (Annexe I)

III.3.1.1.6. Caractérisations physicochimiques et biochimiques des bactéries lactiques :

III.3.1.1.6.1. Test catalase

La catalase est une enzyme qui catalyse la dégradation du peroxyde d'hydrogène (H_2O_2) produit par la souche : **catalase**



Le test consiste à mettre des bactéries en quantité suffisante en contact de peroxyde d'hydrogène (H_2O_2). Si elles possèdent la catalase, elle dégrade le peroxyde d'hydrogène en eau et dioxygène visible par la formation de bulles.

L'activité catalytique consiste à prélever une colonie sur gélose MRS ou M17 et la dissocier dans une goutte d'eau oxygénée (H_2O_2), l'apparition de bulles est signe d'une réaction positive (la bactérie est dite catalase positive) (Ahmed et Irene, 2007).

III.3.1.1.6.2. Recherche de l'oxydase

La recherche de l'oxydase est une technique d'identification en bactériologie concernant les Gram négatifs, Permet de mettre en évidence la phénylène diamine oxydase des bactéries à partir de leur culture en milieu gélosé. Cette enzyme est capable d'oxyder le N diméthyle paraphénylène diamine (Joffin et Leyral, 2006).

Sur une boîte de Pétri stérile vide, Une colonie bactérienne (culture pure) prélevée sur gélose est déposée sur un disque d'oxydase. Après quelques secondes les résultats sont observés à l'œil nu. L'apparition d'une tache violette (réaction d'oxydation) révèle la présence de l'enzyme et signifie que la bactérie est oxydase positive.

III.3.1.1.6.3. Croissance à différentes températures 5°C, 10°C et 45°C

Ce test est réalisé sur bouillon MRS. La croissance est quantifiée par un trouble du milieu après 24 heures à 5°C, 10°C et 45°C en comparaison avec un tube témoin non ensemencé (Hassaine, 2013) (Annexe II). Ce test est important car il permet de distinguer les bactéries lactiques mésophiles, psychrophiles ou thermophiles. (Carr et *al.*, 2002 ; Badis et *al.*, 2004).

III.3.1.1.6.4. Croissance en présence de différents concentration en NaCl : 3%, 7% et 10%

On teste la croissance des isolats en présence de différentes concentrations de NaCl (3%, 7% et 10%), La croissance se manifeste par un trouble en milieu liquide MRS (Guiraud., 1989).

La culture des isolats est réalisée dans des tubes de bouillon MRS avec des concentrations de 3% ,7% et 10% en NaCl, l'incubation se fait à 30°C pendant 24 à 72 heures.

La croissance de ces bactéries se manifeste par un trouble du milieu en comparaison avec un tube témoin non ensemencé

III.3.1.1.6.5. Croissance à différents pH 3,9, 6,4 et 8,9

Ce test est réalisé dans des bouillons alcalins (pH ≥ 8) ou acides dont le pH est ajusté à (3,9). Après une incubation à 30°C pendant 24 à 72 heures, l'aptitude des bactéries lactiques à croître sur ces milieux se traduit par l'apparition d'un trouble.

La croissance est appréciée par examen des milieux de culture et par comparaison avec un tube de milieu de culture non ensemencé incubé à la même température (Carr *et al.*, 2002; Mathara *et al.*, 2004).

III.3.1.1.6.6. Recherche de type fermentaire

Ce test permet de s'avoir le type du métabolisme (Homofermentaire ou Hétérofermentaire) par lequel le substrat carboné est transformé, et la production du gaz à partir la dégradation du glucose.

Un tube contenant le bouillon MRS et une cloche de Durham est inoculé avec la souche étudiée après incubation de 24 à 48h à 30°C, la présence du gaz dans la cloche indique un métabolisme, hétérofermentaire (Hariri *et al.*, 2009).

III.3.1.1.7. Mise en évidence de l'activité inhibitrice des bactéries lactiques

Les bactéries lactiques jouent un rôle important que ce soit dans la bio conservation des aliments ou dans la biothérapie grâce à leur pouvoir d'inhiber les bactéries pathogènes et altérantes (Uehara *et al.*, 2006 ; Dortu et Thonart., 2009 ; El-Ghaish *et al.*, 2011).

Les nombreuses méthodes décrites pour la détection de souches lactiques productrices de bactériocines sont basées sur le principe que ces substances protéiques peuvent diffuser dans un milieu de culture solide ou semi solide qu'on inocule préalablement avec une souche cible (les souches cible utilisées dans notre protocole expérimentale sont *Staphylococcus aureus* ATCC25923 (*S. aureus*), *Listeria monocytogenes* ATCC13932 (*L. monocytogenes*), *Pseudomonas aeruginosa* ATCC9027 (*P.aeruginosa*), *Micrococcus luteus* ATCC9314 (*M. luteus*) et *Bacillus subtilis* ATCC6633 (*B. subtilis*). La production de substances actives est détectée par le pouvoir inhibiteur du micro- organisme testé sur la croissance du germe cible (Tagg et MacGiven, 1971).

Après la sélection des bactéries lactiques, nous avons étudiées l'effet antagoniste des souches lactiques sélectionnées contre cinq souches indicatrices, par méthode de diffusion sur puits.

L'inhibition est notée positive lorsqu'elle est supérieure à 8 mm (Schillinger et Lucke, 2001).

➤ **Méthode de diffusion en puits**

Cette méthode consiste à :

- Les souches productrices de substances inhibitrices sont cultivées dans du milieu MRS liquide selon le type d'action antagoniste recherché
- Après incubation, le milieu est centrifugé (8000 tr/min, 10 min) à 4°C et le surnageant est récupéré.
- Dans une boîte de Pétri contenant du Müller Hinton solide préalablementensemencé par la souche testée (bactérie cible), des puits de 7 mm de diamètre sont réalisés avec un emporte-pièce.
- Ces puits recevront 100 µl du surnageant brut de la culture lactique à tester.
- les boîtes sont placées à 4°C pendant 1 heure puis incubées pendant 24 h à 37°C.

Les puits entourés d'une zone claire d'inhibition de la souche test et ayant un diamètre supérieur à 8 mm sont considérées comme positive. (Aouachria et Maamri ,2017).

Chapitre IV : Résultats et discussion

IV. Résultats et discussion

IV.1. Dénombrement de la flore lactique

Ces résultats sont obtenus après le calcul de la moyenne arithmétique des unités formant colonies sur deux boîtes de pétri de deux dilutions successives. Le dénombrement exprimé en moyenne et en moyenne logarithmique plus ou moins l'écart type.

L'analyse bactériologique montre une variabilité dans les charges en ces bactéries et une diversité selon le type de milieux culture utilisé : MRS ou M17, pour les échantillons des viandes cameline réfrigérées (Tableau IV). (Annexe III)

IV.1.1. Dénombrement des bactéries lactiques sur milieu gélosé M17

Les résultats du dénombrement des bactéries lactiques en fonction du temps sont montrés dans le Tableau IV.

Tableau IV: Dénombrement des bactéries lactiques de la viande cameline réfrigérée sur le milieu gélosé M17.

Temps de réfrigération (jours)	Carcasse1	Carcasse 2	Carcasse3	Carcasse4	Carcasse5	Carcasse6	Moyenne (UFC/g)	Moyenne Log (UFC/g)	Moyenne Log (UFC/g) ± Ecart type
t1= (1j)	4,18x10 ³	1,01x10 ³	3,97x10 ⁴	3,30x10 ⁴	2,18x10 ³	8,00x10 ³	1,46x10 ⁴	4.16	4.16 ± 1,70
t2= (2j)	3,72x10 ³	4,36x10 ³	1,98x10 ⁴	1,72x10 ⁴	2,27x10 ⁴	2,72x10 ⁴	1,58x10 ⁴	4.19	4.19 ± 9,71
t3= (3j)	2,54x10 ⁴	3,90x10 ⁴	1,09x10 ⁵	1,44x10 ⁴	1,45x10 ⁴	1,48x10 ⁵	7,01x10 ⁵	5.84	5.84 ± 1,56
t4= (4j)	3,45x10 ⁵	7,81x10 ⁶	8,18x10 ⁴	2,09x10 ⁷	1,62x10 ⁶	2,54x10 ⁵	5,16x10 ⁶	6.71	6.71 ± 7,84
t5= (5j)	3,33x10 ⁴	8,75x10 ⁴	1,42x10 ⁵	1,36x10 ⁶	1,72x10 ⁴	4,15x10 ⁶	2,40x10 ⁶	6.38	6.38 ± 6,04
Log moyenne (UFC/g)	5.56	6.59	5.77	6.77	6.08	6.54	6.41	6.41	
Ecart type	7,08	3,97	8,84	9,16	2,07	7,04	2,21	2,21	

Légende : t : temps, UFC : unité formant colonie, j : jour.

Cette étape nous a permis de mettre en évidence l'évolution de flore lactique dans la viande issue des carcasses camelines.

Le comptage des colonies sur milieu M17 a montré que le nombre de bactéries lactiques varie d'une carcasse à une autre. La carcasse la plus contaminée par cette flore dès le premier jour est celle numéro 1 dont la charge est de **4,18x10³UFC/g**, alors que **la carcasse 2** est la moins chargée (Tableau IV).

Une chute des charges bactériennes est noté le deuxième jour de conservation pour toutes les carcasses sauf pour les carcasses (2) et (5) pour qui le nombre de ces bactéries a augmenté pour atteindre $4,36 \times 10^3$ UFC/g pour la carcasse (2) et $2,27 \times 10^4$ UFC/g pour la carcasse(5) (Tableau IV).

pour le troisième le quatrième et le cinquième jour la variation dans les charges ne suit pas le même profil pour toutes les carcasses une valeur maximale de $1,48 \times 10^5$ UFC/g est notée sur la carcasse 6 à t3 , une charge de de $2,09 \times 10^7$ UFC/g est prélevée sur la carcasse 4 à t4 à t5 la carcasse la plus chargée est la numéro 6 avec $4,15 \times 10^6$ UFC/g (Tableau IV).

IV.1.2. Cinétique de croissance des bactéries lactiques de la viande cameline sur M17

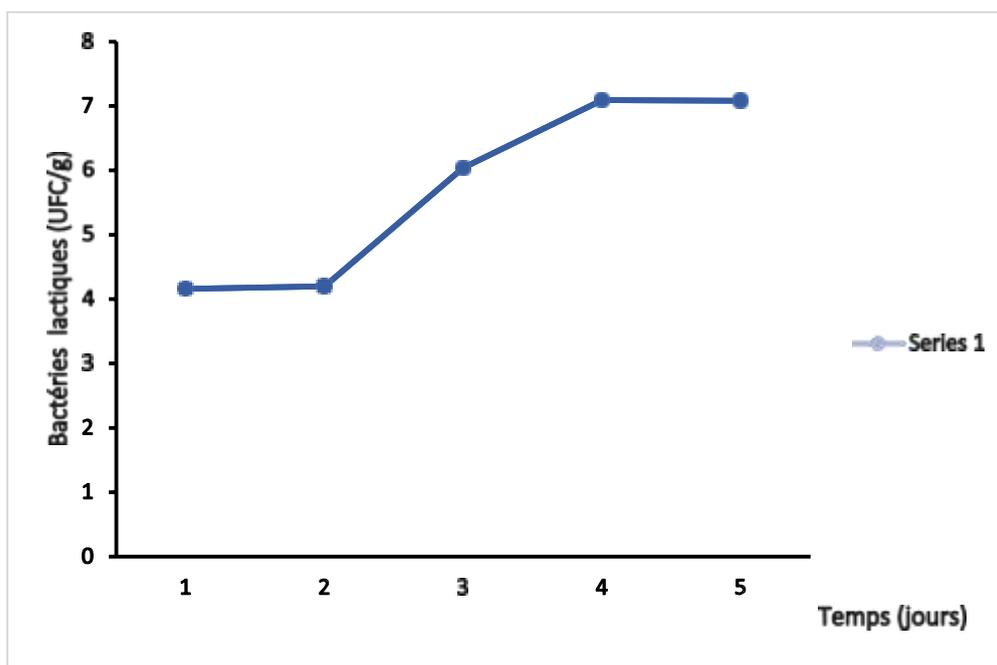


Figure 5: Evolution de la contamination de la viande cameline par la flore lactique au cours de la réfrigération sur le milieu (M17).

La figure 5 représente l'évolution de la contamination de la viande de dromadaire au cours du temps. La moyenne de contamination enregistrée le premier jour est de $4,19 \pm 9,71$ logUFC/g (Figure5).

Une légère augmentation du nombre de ces germes est prélevée le deuxième jour de réfrigération dont la moyenne est de $4,19 \pm 9,71$ logUFC/g.

Après 48 heures de réfrigération, la charge en bactéries lactiques augment rapidement jusqu'a une valeur de $6,71 \pm 7,84$ logUFC/g.

Du quatrième jour au cinquième jour de réfrigération le taux de contamination dénombrés sur cette viande arrive à une valeur maximale de $6,38 \pm 6,04$ logUFC/g (figure 5).

IV.1.3. Dénombrement de la flore lactique de la viande cameline sur le milieu gélosé MRS :

Tableau V: Dénombrement des bactéries lactiques de la viande cameline réfrigérée sur le milieu gélosé MRS.

Temps de réfrigération (jours)	Carcasse1	Carcasse 2	Carcasse3	Carcasse4	Carcasse5	Carcasse6	Moyenne (UFC/g)	Moyenne Log (UFC/g)	Moyenne Log (UFC/g) ±Ecart type
t1= (1j)	6,00x10 ³	2,27x10 ⁴	2,29x10 ⁴	7,63x10 ³	3,35x10 ⁴	1,21x10 ⁴	1,40 x10 ⁴	4.14	4.14±1,18
t2= (2j)	1,18x10 ⁴	4,45x10 ³	2,30x10 ⁴	5,72x10 ³	2,81 x10 ²	1,90 x10 ²	7,57 x10 ³	3.87	3.87±9,71
t3= (3j)	8,18 x10 ⁴	1,45x10 ⁴	8,72x10 ²	2,13 x10 ⁶	2,18 x10 ⁵	2,24 x10 ⁶	7,80 x10 ⁵	5.89	5.89 ±1,09
t4= (4j)	1,00 x10 ⁶	6,36 x10 ⁵	9,09 x10 ⁵	6,18 x10 ⁶	1,18 x10 ⁶	2,36x10 ⁶	2,04 x10 ⁶	6.31	6.31 ±2,11
t5= (5j)	1,27x10 ⁵	3,09 x10 ⁵	3,63x10 ⁵	1,09x10 ⁶	1,90x10 ⁶	1,52x10 ⁵	6,56 x10 ⁵	5.81	5.81±7,03
Log moyenne (UFC/g)	5.38	5.28	5.42	6.27	5.82	5.97	5.84	5.84	
Ecart type	4,24	2,79	3,90	2,55	8,41	1,23	7,00	7,00	

Légende : t : temps, UFC : unité formant colonie, j : jour.

Selon les résultats du dénombrement des bactéries lactiques de la viande issue des carcasses camelines, prélevée à partir de la cuisse, et dont l'ensemencement est réalisé sur le milieu de culture gélosé MRS, on remarque que les charges en cette flore sont différentes pour toutes les carcasses et dont les moyenne enregistrées ont varié d'une minimale de **1,21x10⁴ UFC/g** notée sur la carcasse 6 et une maximale de l'ordre de **7,63x10³ UFC/g** enregistrée sur la carcasse 4, le premier jour (**Tableau V**).

A partir du deuxième jour une diminution considérable du nombre de bactéries lactiques est enregistrée sur les échantillons réfrigérés et provenant des carcasses 2, 4, 5, et 6. La valeur minimale de l'ordre de **1,90 x10²UFC/g est enregistrée** sur la carcasse 6 avec une augmentation de la charge des échantillons de la carcasse 1 pour atteindre une valeur de **1,18x10⁴ UFC/g** (**Tableau V**).

Pour le troisième et le quatrième jour une augmentation remarquable pour tous les échantillons est notée pour atteindre une valeur maximale de l'ordre **6,18 x10⁶UFC/g** sur la carcasse 4 (**Tableau V**).

Durant le cinquième jour (**t5**) on remarque une diminution progressive du nombre de la flore lactique pour tous les prélèvements pour atteindre une valeur minimale en ces germes de **1,27x10⁵UFC/g** dénombrés sur les échantillons prévenant de la carcasse 1 (**Tableau V**).

IV.1.4. Cinétique de croissance des bactéries lactiques de la viande cameline sur MRS

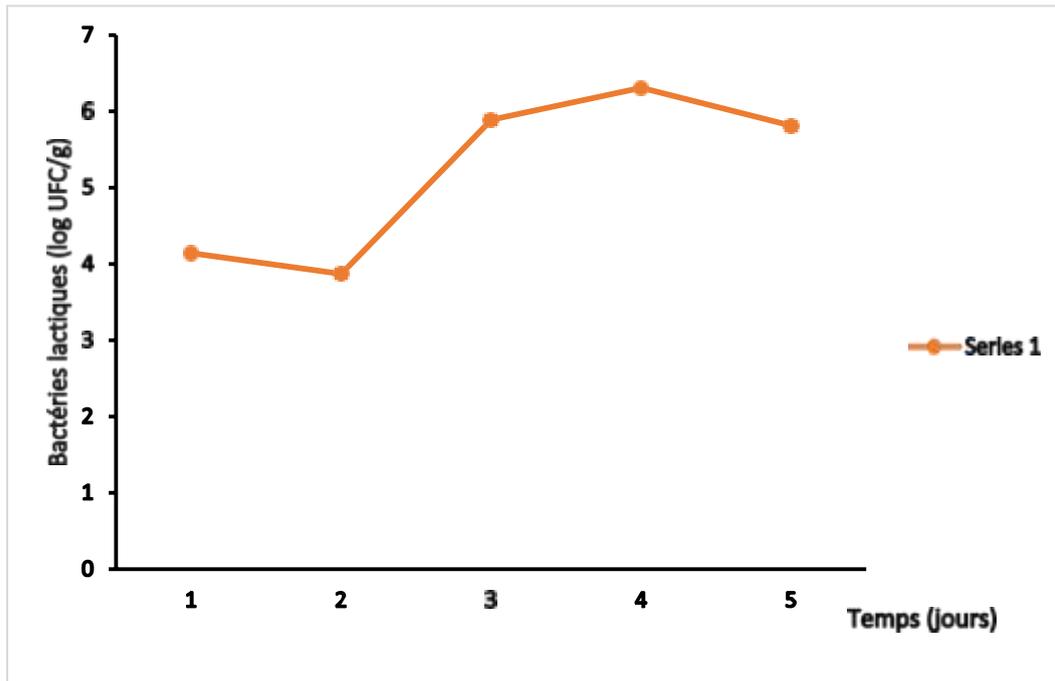


Figure 6: Evolution de la contamination de la viande cameline par la flore lactique sur milieu MRS au cours de la réfrigération.

D'après la figure de l'évolution de la contamination la viande cameline par la flore lactique (les lactobacilles) au cours de réfrigération sur leur milieu **MRS**, on remarque une forte charge en ces bactéries dès le premier jour un niveau de contamination de **4.14± 1,18 logUFC/g est noté à t1**. Une diminution des taux de contamination est enregistrée à t2, la valeur moyenne notée est de **3.87± 0,71 logUFC/g. (Figure6)**.

À partir du troisième jour augmentation rapide est notée pour atteindre un niveau maximal de **6.31 ± 2,11 logUFC/g à t4** et de **5.81± 7,03 logUFC/g à t5 (Figure6)**.

IV.2. Etude des caractères phénotypiques

IV.2.1. Caractérisation macroscopique des bactéries lactiques

A partir des échantillons de la viande cameline étudiée, 5 souches de bactéries lactiques ont été isolées. Afin de réaliser une caractérisation présomptive au stade genre de ces bactéries cultivées sur MRS et M17 des observations macroscopiques et microscopiques et des tests biochimiques sont appliqués.

Les différents isolats ont de différents aspects macroscopiques, ils montrent divers aspects de colonies. Nous avons remarqué des colonies lenticulaires blanches de couleur jaune claire, des colonies rondes parfois bombées de couleur blanchâtre ou blanche soit de taille variable de 1 à 2 mm et avec une surface lisse, parmi lesquelles on trouve des colonies a contour régulier (**Tableau V**).

Tableau VI: Caractérisation macroscopique de quelques colonies des bactéries lactiques isolées des échantillons de la viande cameline, cultivées sur milieu MRS et M17

Isolats	Forme	Elévation	Surface et consistance	Opacité	Contour	Taille	Couleur
S1	Circulaire	Légèrement bombée	Lisse brillante et crémeuse	Opaque	Régulier	Petite	Blanche
S2	Circulaire	Bombée	Lisse brillante et crémeuse	Opaque	Régulier	Moyenne	Jaune /blanc cassé
S3	Allongée	Plate	Lisse brillante	Opaque	Régulier	Petite	Blanche
S4	Punctiforme	Bombée	Lisse brillante	Opaque	Régulier	Petite	Blanchâtre
S5	Circulaire	Plate	Lisse brillante et crémeuse	Opaque	Régulier	Petite	Blanchâtre

Légende : S : souche.

- Purification de cultures lactiques



Souche 1



Souche 2



Souche 4



Souche 3



Souche 5

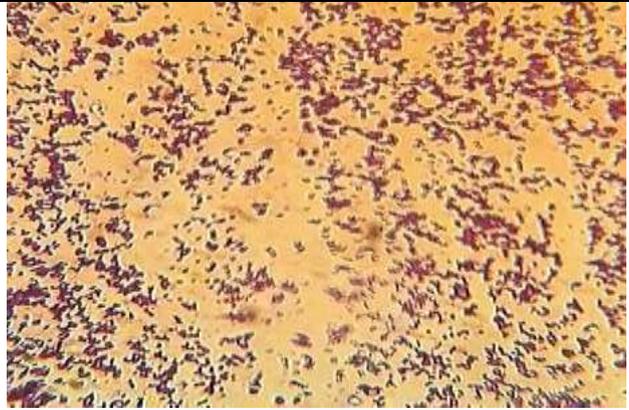
Figure 7: Aspect macroscopique des colonies des bactéries lactiques isolées des échantillons de la viande cameline et purifiées sur milieux MRS et M17.

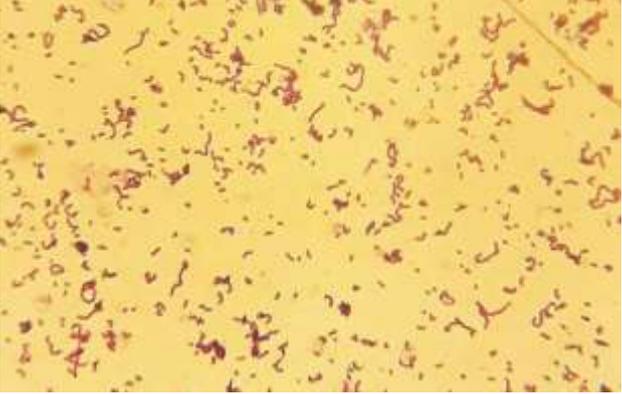
IV.2.2. Caractérisation microscopique des isolats lactiques

La caractérisation microscopique est basée sur la coloration de Gram, puis l'observation microscopique des frottis, ce qui a révélé que les souches sont à Gram positif, se présentant sous deux formes cellulaires : des coques et des bacilles ou bâtonnets. Les coques sont arrangées en diplocoques (en paire de cellules) et en chaînettes (**Tableau VII**).

Selon la caractérisation phénotypique de ces cellules, on peut déduire que les premières (formes en coques) sont des bactéries lactiques des genres : *Streptococcus*, *Lactococcus*, *Leuconostoc* et *Pediococcus* et les secondes (formes bâtonnets) sont du genre *Lactobacillus* (**Tableau VII**).

Tableau VII: Caractérisation microscopique des isolats lactiques.

Souche	La forme et Gram de bactérie	Observation microscopique au (Gr x400)
S1	Cellules violettes, Forme cocci en paire et en chaînette La souche est à Gram positif	
S2	Cellules violettes, Forme bacille : isolée, diplobacille, en chaîne ; La souche est à Gram positif	
S3	Cellules violettes, Forme bacille La souche est à Gram positif	

S4	Cellules violettes, Forme bacille : isolée, diplobacille, en amas, en long et courte chaîne ; La souche est à Gram positif	
S5	Cellules violettes, Forme coccobacille La souche est à Gram positif	

Légende : S : souche.

IV.3. Caractérisation physicochimiques et biochimique des isolats lactiques

IV.3.1. Test de catalase

Les cinq souches isolées sur les milieux MRS et M17 ne représentent pas d'effervescence (Pas de bulles d'air) l'ors de l'ajout d'une goutte de H_2O_2 , ce qui s'explique par le fait que ces bactéries ne possèdent pas l'activité d'enzyme catalase. Ce qui laisse suggérer que ces bactéries sont des bactéries lactiques (**Photo 2**).

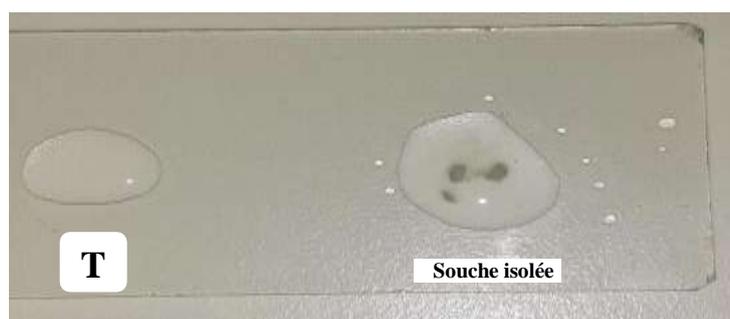


Photo 2: Catalase négative (-)

IV.3.2. Test oxydase

Résultat du test de l'oxydase s'est révélé négatif pour toutes les souches isolées sur MRS et M17, ce qui laisse suggérer aussi que ces bactéries sont des bactéries lactiques (**Photo 3**).

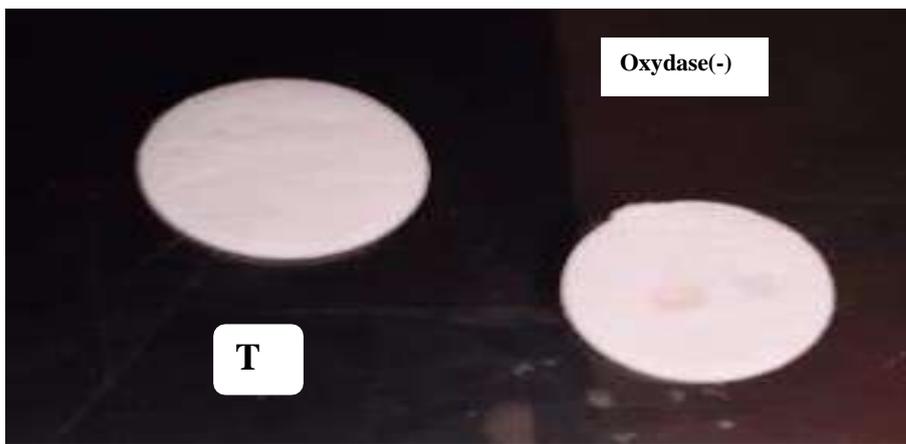


Photo 3: Résultat du test oxydase.

IV.3.3. Type respiratoire

Ce test nous a permis de différencier entre les souches homofermentaires et les souches hétérofermentaires. Les souches qui produisent du gaz (CO_2) à partir du glucose qui apparaît dans la cloche de Durham (**Photo 4**), sont considérées comme hétérofermentaire qui est un caractère spécifique pour les *Leuconostoc* (Badis et al., 2005 ; Mathot et al., 1994).

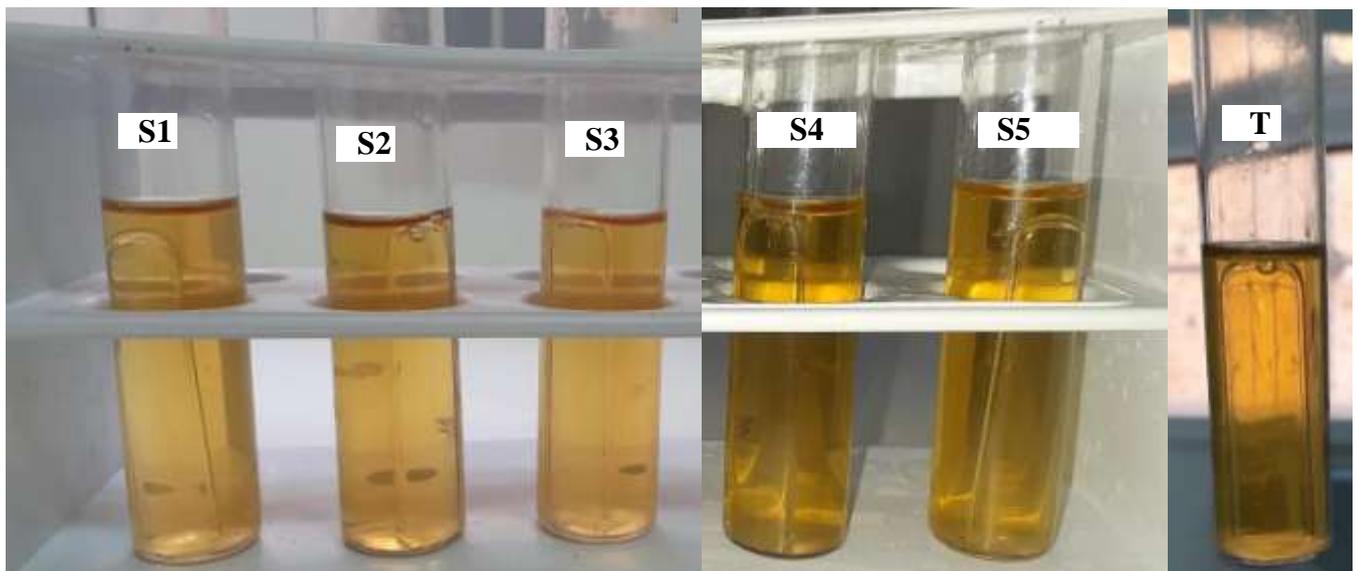


Photo 4: Résultats du type fermentaire sur milieux MRS et M17 liquides contenant la cloche de Durham.

Tableau IIX: Résultat de test catalase, d'oxydase et type fermentaire pour les souches lactiques isolées de la viande cameline.

Isolats	Catalase	Oxydase	Type fermentaire
S1	Négatif (-)	Négatif (-)	Homofermentaire
S2	Négatif (-)	Négatif (-)	Homofermentaire
S3	Négatif (-)	Négatif (-)	Homofermentaire
S4	Négatif (-)	Négatif (-)	Homofermentaire
S5	Négatif (-)	Négatif (-)	Homofermentaire

D'après les résultats obtenus On remarque que toutes les souches isolées sont des bactéries à catalase négative, oxydase négative et homofermentaires.

IV.3.4. Tests physiologiques

On teste la croissance de nos isolats en présence de différentes concentrations de NaCl (3% ,7%, et 10%), différents valeurs de pH 3,9 et 6,4 et 8 et la croissance en différentes températures (4°C, 10°C et 45°C). (Badis et *al.*, 2005). (Tableau IX).

IV.3.4.1. Croissance à différentes températures : 5°C, 10°C et 45°C

Parmi les 05 souches isolées, deux souches sont capables de se multiplier à 45 °C, ce qui signifie que ces bactéries lactiques isolées sont des thermorésistantes ou thermotrophes.

Les résultats obtenus laissent ressortir que les 5 souches sont capables de croître à 5 C°, conditions souvent utilisées dans la conservation de viande réfrigérée, ce qui permet de conclure que ces souches sont psychrotrophes pouvant s'adapter au froid.

Pour la croissance à 15° C, les résultats révèlent que toutes les souches ont la capacité de proliférer à cette température, ce qui implique que ce sont des bactéries psychrotrophes ou mésophiles (Voir le tableau IX).

IV.3.4.2. Croissance en présence de différentes concentrations en NaCl 3% ,7% et 10% :

Les résultats montrent que la majorité de ces bactéries tolèrent des concentrations différentes en NaCl, 3 souches prolifèrent en présence d'une concentration de 7% dont deux souches poussent à 3% de NaCl. Aucune souche n'est cultivée à une concentration de 10% du milieu en NaCl. (Tableau X).

IV.3.4.3. Croissance à différents pH : 3,9, 6,4 et 8 :

D'après nos résultats toutes les souches se multiplient aux pH : 3,9 et 6,4, et à pH 8 seule la souche S1 qui fait exception (Tableau IX),

Les résultats des tests physiologiques sont résumés dans le tableau X.

Tableau IX : Résultats des tests physiologiques des bactéries lactiques isolées.

Souche	pH			NaCl			Température			Type fermentaire
	3.9	6.4	8	3%	7%	10%	5°C	15°C	45°C	
S1	+	+	-	-	-	-	+	+	-	Homofermentaire
S2	+	+	+	-	+	-	+	+	+	Homofermentaire
S3	+	+	+	-	+	-	+	+	+	Homofermentaire
S4	+	+	+	+	+	-	+	+	+	Homofermentaire
S5	+	+	+	+	+	-	+	+	-	Homofermentaire

Légende : (+) : présence, (-) : absence.

IV.3.4.4. Tests biochimiques

IV.3.4.4.1. Activité inhibitrice

a) Activité antagoniste des souches vis-à-vis de *Staphylococcus aureus*

Parmi les 05 souches sélectionnées pour la recherche des propriétés antagoniste, toutes ces souches ne présentent aucun spectre d'activité vis-à-vis du germe cible testé *Staphylococcus aureus*. (Photo 5).



Photo 5 : Absence de zone d'inhibition par les souches vis-à-vis de *Staphylococcus aureus*.

Légende : (7) : souche 1, (3) : souche 2, (4) : souche 3, (3') : souche 4, (4') : souche 5

b) Activité antagoniste de souches vis-à-vis de *Listeria monocytogenes* :

Pour *Listeria monocytogenes* le diamètre de zone d'inhibition varie entre 15 à 30 mm pour les souches S4 et S3. Aucune inhibition n'a été observée pour les souches S1, S2 et S5 (Photo 6).

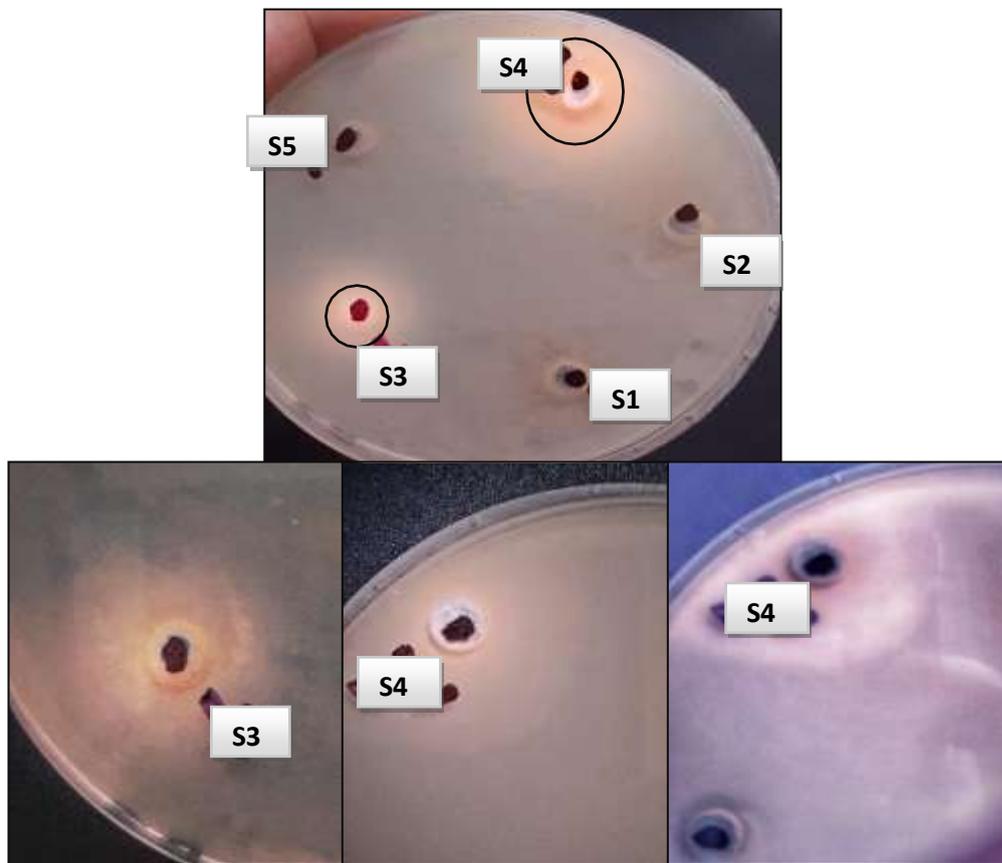


Photo 6: Zones d'inhibition obtenues par les souches vis-à-vis de *Listeria monocytogenes*.

c) Activité antagoniste des souches vis-à-vis de *Bacillus subtilis*

A partir de nos résultats, nous remarquons que deux des souches isolées S3 et S4 possèdent une activité antibactérienne contre *Bacillus subtilis*. Le diamètre de la zone d'inhibition a varié entre 13 à 22 mm. Le reste des souches (S1, S2, S5) ne présentent aucune activité antagoniste vis à vis de cette espèce bactérienne (**Photo 7**).

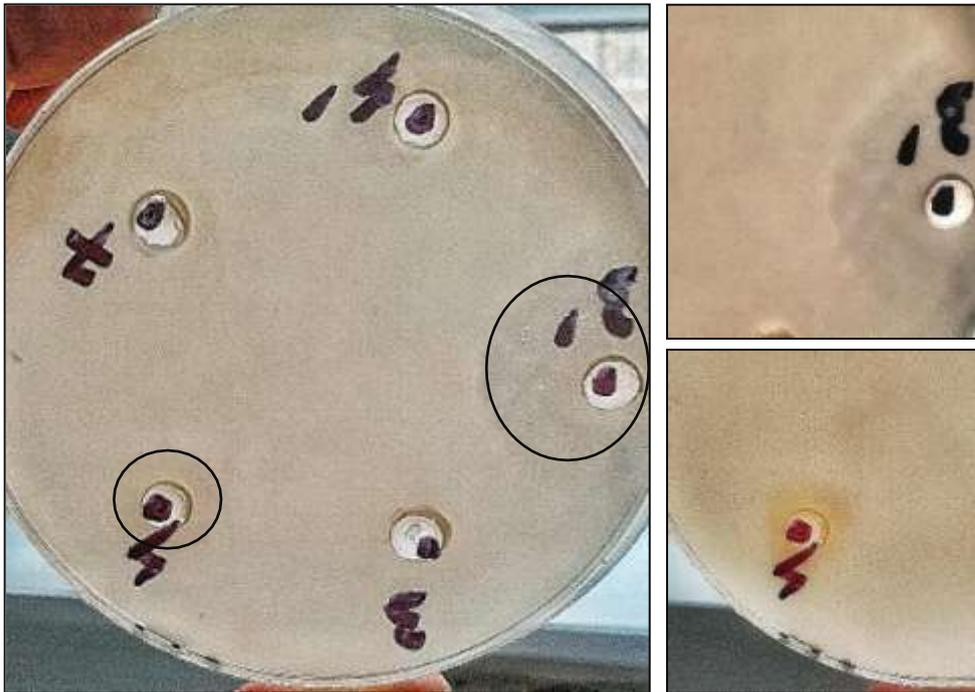


Photo 7 : zones d’Inhibition obtenue par les souches vis-à-vis *Bacillus subtilis*.

Légende : (4) : souche 3, (3’) : souche 4

d) Activité antagoniste de souches vis-à-vis *Pseudomonas aeruginosa* et *Micrococcus luteus*

Aucune zone d’inhibition n’a été observée pour toutes les souches lactique isolées vis-à-vis de *Micrococcus luteus* et *Pseudomonas aeruginosa* (**Photo 8**).



Résultat de l’activité antagoniste vis-à-vis *Micrococcus luteus*



Résultat de l’activité antagoniste vis-à-vis *Pseudomonas aeruginosa*

Photo 8 : absence d’Inhibition obtenue par les souches vis-à-vis *Micrococcus luteus* et *Pseudomonas aeruginosa*

Légende : (7) : souche 1, (3) : souche 2, (4) : souche 3, (3’) : souche 4, (4’) : souche 5

Les résultats sont résumés dans le **tableau X**.

Tableau X : Résultats d'activités antagoniste des souches lactiques vis-à-vis des souches testées : *Staphylococcus aureus*, *Micrococcus luteus*, *Listeria monocytogenes*, *Pseudomonas aeruginosa* et *Bacillus subtilis*.

Souches lactiques	Souches testées				
	<i>S. aureus</i>	<i>L. monocytogenes</i>	<i>B. subtilis</i>	<i>P. aeruginosa</i>	<i>M. luteus</i>
S1	Absence	Absence	Absence	Absence	Absence
S2	Absence	Absence	Absence	Absence	Absence
S3	Absence	Présence (de diamètre = 15mm)	Présence (de diamètre = 22mm)	Absence	Absence
S4	Absence	Présence (de diamètre = 30mm)	Présence (de diamètre = 13mm)	Absence	Absence
S5	Absence	Absence	Absence	Absence	Absence

IV.4. Discussion

La qualité microbiologique des viandes réfrigérées dépend, d'une part de la contamination antérieure apportée par les mains du personnel de l'abattoir et les outils de travail pendant les opérations d'abattage et de découpe et d'autre part de la prolifération de la flore contaminant pendant la réfrigération suite à leur adaptation aux conditions de conservation(**Benaissa,2011**).

La durée de conservation des viandes fraîches reste toujours une préoccupation majeure pour l'industriel et le consommateur. Plusieurs facteurs peuvent interférer dans la stabilité de la viande et par conséquent dans la durée de sa conservation. L'interaction entre les différents facteurs de contamination de cette denrée et dans certains cas, le manque de connaissances du personnel manipulateur de ces interactions a contribué significativement à la difficulté de trouver une solution définitive au problème de contamination microbienne de la viande fraîche et surtout de la contamination superficielle des carcasses à l'abattoir.

La microflore des viandes est composée essentiellement de germes saprophytes. La contamination par des germes pathogènes n'apparaît que rarement (**Cartier, 2007**). Pour assurer de la qualité bactériologique de cette denrée même conservée sous froid, il faut une suivie par des contrôles bactériologiques réguliers et aux différents stades de sa transformation.

Ces contrôles consistent à des analyses bactériologiques quantitatives et qualitatives. Sachant que la flore bactérienne des viandes réfrigérées est influencée par la présence de certaines flores telles que la flore lactique, la flore psychrotrophe et la flore présumée pathogène.

D'après nos résultats de dénombrement de certaines bactéries de la viande cameline réfrigérée, on note que la charge en flore lactique est croît lentement au cours des deux premiers jours qui suivent

l'abattage. Puis une évolution progressive de la charge en ces bactéries de cette viande au cours de la réfrigération est notée.

Les résultats obtenus pour la flore lactique, montrent que leurs taux de contamination après une réfrigération de cette viande de 05 jours sont respectivement **6,41±2,21** logUFC/g sur milieu M17 et **5.84±7,00** log UFC/g sur milieu MRS.

Nos résultats sont presque égaux à ceux notés par **Gasmi et Khadir, (2020)**, qui ont dénombré après 05 jours de réfrigération de la viande cameline des taux de contamination de l'ordre de **6,25 ±2,54** log UFC/g sur milieu M17 et **6,49±9,12** log UFC/g sur milieu MRS.

L'augmentation du nombre des bactéries lactiques dès le premier jour de conservation de la viande peut être expliqué selon **Novel, (1993) et Pilet et al., (2005)** par le fait que le milieu devient favorable à leur croissance, suite à la chute du pH, qui devient acide après les réactions de fermentations.

À l'issue des résultats, nous avons procédé à un isolement et une pré-identification de 05 souches de bactéries lactiques, à partir de la viande cameline. Ces souches sont isolées et purifiées à partir de la flore lactique par l'examen microscopique après coloration de Gram des isolats qui donne des bacilles et des cocci à Gram positif.

Les souches isolées selon l'étude de **Gasmi et Khadir (2020)**, sont des homofermentaires, ceci concorde avec nos résultats, en effet les 05 souches retenues ne produisent pas de gaz. Ce qui implique que ce sont des bactéries homofermentaires.

Donc ces cinq (05) isolats sont des bactéries lactiques appartenant aux genres : *Lactobacillus*, *Lactococcus* et *Streptococcus*. Selon **Teuber et Geis, (2006)** et **Stiles et Holzappel, (1997)**, les Lactocoques sont des bactéries homofermentaires, ne poussent pas à 45°C, et ne poussent en présence de 6,5% NaCl, on note que ces résultats sont similaires à nos résultats par rapport à la souche 1 (S1). D'après les résultats d'**Aouachria et Maamri, (2017)**, les bactéries lactiques du genre *Lactobacillus* et *Lactococcus* qui sont isolées à partir de la viande fraîche sont des homofermentaires et selon **Raynaud, (2006)**, ces bactéries colonisent les produits, laitiers et carnés et elles font partie de la flore de fermentations spontanées de plusieurs produits alimentaires.

On note que toutes les isolats peuvent croître à des pH hyper acides (3,9) ce qui conforme au **Guiraud, (2003)** que ce sont des bactéries acidotolérantes.

Les travaux réalisés sur l'antagonisme bactérien, pour les 05 isolats sélectionnés, ont montré des inhibitions à différents niveaux vis-à-vis des souches testées, en occurrence, chez *Listeria monocytogenes*, *Staphylococcus aureus*, *Micrococcus luteus*, *Bacillus subtilis* et *Pseudomonas aeruginosa*. La caractérisation de l'agent inhibiteur a permis de déterminer que l'activité antibactérienne des souches est due à la présence des substances antibactériennes qui peuvent participer à la conservation de la viande

ou des produits carnés en produisant des substances susceptibles d'inhiber les bactéries responsables de son altération..

Le test des interactions entre les souches lactiques isolées et les souches pathogènes testées révèle des zones d'inhibition bien distinctes dont le diamètre peut atteindre 30 mm. L'agent inhibiteur peut être un peroxyde d'hydrogène, acides organiques ou d'autres substances protéique comme le bactériocine.

En général les bactéries lactiques isolées de la viande possèdent un effet inhibiteur sur les bactéries pathogènes de la viande. Par comparaison aux résultats d'activités d'antagonisme enregistrés par **Aouachria et Maamri, (2017)** qui signalent une absence d'antagonisme des souches lactiques de la viande fraîche vis à vis *Staphylococcus aureus* ceci concorde avec nos résultats. Alors qu'ils annoncent une présence de cette activité contre *Micrococcus luteus* et une absence contre *Bacillus subtilis*, ceci ne concorde pas avec nos résultats qui indiquent, que certaines souches sont capables de synthétiser des substances inhibitrices ayant une activité antibactérienne vis-à-vis le *Bacillus subtilis*, *Listeria monocytogenes* et incapables d'assurer cette activité contre *Pseudomonas aeruginosa* et *Micrococcus luteus*. L'utilisation d'une centrifugation à 8000 rpm au lieu de 4000 rpm est peut être à l'origine des faibles diamètres d'inhibition enregistrées dans l'étude.

L'étude de **Joseph et al., (2017)** a montré que la viande crue de dromadaire peut contenir des entérobactéries pathogènes. D'autre part, les bactéries lactiques peuvent réprimer la croissance de certains d'entre eux par des interactions antagonistes. Par conséquent, les bactéries lactiques ont montré un potentiel important en tant que cultures protectrices afin d'améliorer la sécurité et la qualité de la viande.

Conclusion

Conclusion

L'objectif de la présente étude à consister en un isolement, dénombrement et une caractérisation des bactéries lactiques qui sont présentes dans différentes carcasses camelines tout en essayant de mettre en évidence qu'elles ont un intérêt dans la conservation de ces viandes.

Car ces bactéries ont la capacité de synthétiser des substances à effet inhibiteur, qui peuvent être utilisé comme des molécules à effet bioconservateur et d'augmenter la durée de conservation des denrées alimentaires.

L'isolement des bactéries lactiques sur les milieux MRS et M17 a permis d'étudier les caractères morphologiques, physiologiques et biochimiques des souches lactiques isolées. Ces bactéries lactiques sont capables de résister à des conditions environnementales difficiles liées au mode de conservation des viandes (froid, chaleur, congélation, présence de sel, acidité).

Le comptage des colonies sur milieu M17 a montré que le nombre de bactéries lactiques varie d'une carcasse à une autre d'une manière remarquable, par contre sur le milieu MRS, les charges des carcasses en ces bactéries sont très voisines, ceci peut être expliqué par la sélectivité que présente chaque milieu et les genres de bactéries lactiques présentent sur cette viande dès le premier jour.

Les bactéries lactiques ne montrent pas la même cinétique de prolifération au cours de la réfrigération sur les deux milieux de culture, ce qui peut être expliqué par la charge initiale en ces bactéries des carcasses étudiées.

On note la présence des bactéries lactiques sur les deux milieux MRS et M17 avec la remarque que leur moyenne sur le milieu M17 est supérieure à celle notée sur le milieu MRS.

Les résultats obtenus pour la flore lactique, montrent que leurs taux de contamination après 05 jours de réfrigération de cette viande de sont respectivement **6.41±2,21** logUFC/g sur milieu M17 et **5.84±7,00**log UFC/g sur milieu MRS.

L'aspect macroscopique des colonies, montrent l'existence des colonies punctiformes blanches, des colonies circulaires parfois bombées de couleur blanchâtre ou blanche et de couleur jaune claire, soit de taille variable de 1 à 2 mm et avec une surface lisse, parmi lesquelles on trouve des colonies a contour régulier.

Le pré identification des souches lactiques obtenues après purification montre l'existence de 5 souches des bactéries lactiques qui ont fait l'objet de l'identification phénotypique.

Les souches présentent des cellules en coques et en bacilles à Gram positives appartenant probablement aux genres; *Lactobacillus*, *Lactococcus*, et *Streptococcus*. Les travaux réalisés sur l'antagonisme bactérien, sur les cinq isolats sélectionnés, ont montré des inhibitions à différents niveaux vis-à-vis des souches indicatrices testées : *Pseudomonas aeruginosa*, *Staphylococcus aureus*, *Micrococcus luteus*, *Listeria monocytogenes* et *Bacillus subtilis*.

Conclusion

La caractérisation de l'agent inhibiteur a permis de déterminer que l'activité antibactérienne des souches est due à la présence des substances antibactériennes qui peuvent participer à la conservation du viande ou des produits carnés en produisant des substances susceptibles d'inhiber les bactéries responsables de son altération origines de mauvaise qualité organoleptique de la viande en la rendant impropre à la consommation .

Nous concluons que la viande cameline constitue une source de nouvelles souches de bactéries lactiques à propriétés antimicrobiennes. Les bactéries lactiques sont présentes en grand nombre et empêchent le développement d'autres espèces.

Elles ont montrés qu'elles représentent les bactéries typiques de la viande car elles sont systématiquement trouvées sur les produits carnés.

Elles jouent un rôle important dans la préservation de la viande en augmentant la durée de sa conservation.

En perspective nous envisageons d'expliquer plusieurs phénomènes de contamination de cette viande par ces bactéries et d'élucider leur pouvoir conservateur, ce qui fait que ce travail doit être suivi par des études plus approfondies sur un nombre d'échantillons plus important et qui s'étalent sur des durées plus longues pour pouvoir sélectionner un nombre plus important de bactéries lactiques et suivre par la suite la:

- Caractérisation biochimique et physiologique approfondie des souches productrices de substances inhibitrices.
- L'étude des autres méthodes possibles d'activités antagonistes (Action de l'acidité, Action du peroxyde d'hydrogène, de CO₂.....)
- Application du génie génétique pour l'identification des souches isolées.
- Identification moléculaire des souches pour qu'elles puissent être utilisées en industrie-alimentaire.

Références bibliographiques

A

Adnan M., Patel M. et Hadi S., (2017), Functional and health promoting inherent attributes of *Enterococcus hirae* F2 as a novel probiotic isolated from the digestive tract of the freshwater fish Catlacatla, PeerJ-Life and Environment Journal, 5:e3085.

Ahmed F.M.A et Irene K.P. Tan., (2007), Isolation of lactic acid bacteria from Malaysian foods and assessment of the isolates for industrial potential, Bioresource Technology 98 , p 1380-1385.

Ait Abdelouahab N., (2001) , Microbiologie alimentaire , Edition : office Publications universitaires, Alger, p 147.

Alais C.,(1984). Sciences du lait: Principes et techniques laitiers, IVE édition, Edition SEPARC, Paris., p 814.

Aouachria N. et Maamri H.,(2017), Isolement et caractérisation des bactéries lactiques isolées à partir de différents types de viandes rouges. Mémoire Master. Qualité des produits et sécurité alimentaire, Université de Larbi Tébessi, Tébessa, Algérie, p18.

B

Badis A., Laouabdia-Sellami N., Guetarni D., Kihal M. et Ouzrout R., (2005), Caractérisation phénotypique des bactéries lactiques isolées à partir de lait cru de chèvre de deux populations caprines locales "Arabia et kabyle", Sci et Technologie n° :23, pp 30-37.

Badis A., Guetarni D., Kihal M. et Ouzrout R., (2005).Caractérisation phénotypique des Bactéries lactiques isolées à partir de lait de chèvre de deux populations locales "Arabia et Kabyle». *Scien&Tech*, 23 : 30-37.

Bayoub K., Elotmani F., Assobhei O., Jaoua S.,Soukri A.,(2006).Contribution à l'étude des bacteriocines produites par des souches isolées du lait fermenté traditionnel « Raib » .Congrès international de biochimie. Agadir

Bax M. L., Aubry L., Ferreira C., Daudin J. D., Gatellier P., Rémond D., et Santé- Lhoutellier., (2012). Cooking temperature is a key determinant of in vitro meat protein digestion rate: investigation of underlying mechanisms, Journal of Agricultural and Food Chemistry, 60, 2569-2576.

Beaubois P.,(2001). Approche de la maîtrise du risque microbiologique dans l'univers des viandes crues et desviandes cuites 14 ème Congres A3P. Service Qualité Socopa Entreprise. p 7.

Béal C., Marin M., Fontaine E., Fonseca F., Obert J.P.,(2008). Production et conservation des ferments lactiques et probiotiques. In Corrieu G. et Luquet F.M. Bactéries lactiques de la génétique aux ferments. Tec & Doc, Lavoisier, Paris. p 661-766.

Beauthier J.P. et Dhem A.,(2001). Anatomie médicale : aspects fondamentaux et applications cliniques. Ed de Boeck. Paris, p 26.

Références bibliographiques

Benaissa A., (2011). Etude de la qualité microbiologique des viandes cameline et ovine conservées selon différents modes. Mémoire Magister Microbiol. Appl., Université Kasdi Merbah - Ouargla, Algérie, p 43-54-55.

Benaissa A., Ould El-hadj A., Adamou A., Babelhadj B.,(2015). Caractéristiques Microbiologique de la viande cameline conservée et traitée selon differnts modes. Revue des Bioressources, Vol 5(1), pp 69-75.

Benmouna, Z. (2019). Etude de bactériocines de bactéries lactiques et leurs effets sur les bactéries pathogènes et/ou d'altération. Thèse de doctorat, Université Oran1.

Benzine I.,(2009). La viande cameline étude de la filière Cas de Ouargla. Thèse d'Ingénieur d'Etat en sciences agronomiques, Université Kasdi Marbeh – Ouargla.

Benyoucef M. T. et Bouzegag B.,(2006). Résultats d'étude de la qualité de la viande de deux races camelines (Targui et Sahraoui) à Ouargla et Tamanrasset (Algérie), Annales de l'Institut national agronomique , p 27- 37-53.

Boumendjel M.,(2005). Conservation des denrées alimentaires. Cours multimédia interactif à usage pédagogique. Universitaire El-Tarf, Algérie, p 45.

Bourgeois C.M. et Leveau JV.,(1991). Techniques d'analyses et contrôle dans les industries agro-alimentaires. 2ème Edition Lavoisier, p 454.

Bourgeois C. M. et Larpent J. P.,(1996). Microbiologie Alimentaire, vol. 2, Aliments fermentés et fermentation alimentaire, 2ème édition, Technique documentation.

Bouras et Moussaoui,(1995). Contribution à la caractérisation physicochimique et biochimique de la viande de dromadaire (population sahraoui), Thèse ing, Agro INFS/AS Ouargla, p 40.

Budde B. B., Hornbæk T., Jacobsen T., Barkhoit V., Koch A. G.,(2003). *Leuconostoc carnosum* 4010 has the potential for use as a protective culture for vacuum-packed meats, culture isolation, bacteriocin identification, and meat application experiments, International Journal of Food Microbiology, vol. 83, p 171-184.

C

Cartier P.,(2004), Points de Repères en Matière de Qualité Microbiologique Viandes Bovines, Collection Interbev , p 179.

Carr F. J., Chili D., Maida N.,(2002), The Lactic Acid Bacteria : A Literature Survey, Critical Rev. Microbiol., vol.28, n°4, p 281-370.

Chaibou M., (2005), Productivité zootechnique du désert : le cas du bassin laitier d'Agadez au Niger, Thèse de doctorat université de Montpellier II, p 379.

Chougui N., (2015), Technologie et qualité des viandes, Thèse de magister. Université Abderrahmane Mira de Bejaia.

Références bibliographiques

Collin D., (1972), La viande de bovins ,Livres I, Tome III Doin, p121.

Coibion L.,(2008), Acquisition des qualités organoleptiques de la viande bovine, Adaptation à la demande du consommateur, p 7-25.

Cottin, J.H., Bizon, C., Carbonelle, B.,(1985), Study of *Listeria monocytogenes* in meat from 415 cattle. Sci. Aliment, 5: Series IV, p145-149.

Craplet C.,(1966), La viande de bovins, Tome I , Ed Vignot frère, Paris , p 7 486. 37.

Craplet C. et Craplet M J.,(1979), Dictionnaire des aliments et de la nutrition. Ed Le Hamed, Paris, p 450-451.

CUQ J. L.,(2007) , Microbiologie Alimentaire : Les relations microorganismes , aliments , consommateurs, Département Sciences et Technologies des Industries Alimentaires 4ème année, Université Montpellier II Sciences et Techniques du Languedoc, p 2 - 17.

D

Dari M. et Rahmane H.,(2019), Etude de l'évolution de la contamination des viande des cameline et bovine par les bactéries, psychrotrophes et lactiques au cours de la réfrigération, Mémoire Mastre Microbiologie Appliquée, Université Kasdi Merbah-Ouargla, Algérie, p 81-82-84.

Debiton E.,(1994), Viande facteurs biologiques impliqué, Thèse présenté pour l'obtention du diplôme d'étude approfondie, Science des aliments, Université Blaise Pascal, p 34.

Deegan L. H., Cotter P. D., Hill C. et Ross P.,(2006), Bacteriocins : biological tools for bio-preservation and shelf-life extension, Int. Dairy J.,vol.16 , pp 1058-1071.

Dellaglio F., Roissard H., Torriani S., Curk M.C. et Janssens D., (1994). Caractéristiques générales des bactéries lactiques, In : Bactéries lactiques (De Roissard H. et Luquet F.M.), Loriga, Uriage, 1: 25-116.

Diarra M. M., (2007), Cours de « Technologie des produits d'origine animale », pour les étudiants de la première année IZ de l'IPR/IFRA annexe de Bamako, p 45.

Dortu C.,(2008), Isolement d'une bactérie lactique produisant de la sakacin G et utilisation sur des matrices alimentaires, Thèse de doctorat d'état : Université des sciences agronomiques de Gembloux, Belgique, p 5.

Dortu C. and Thonart P.,(2009), Les bactériocines des bactéries lactiques : Caractéristiques et intérêts pour la bioconservation des produits alimentaires, Biotechnol. Agron. Soc. Env. 13(1): 143-154.

Doumandji A., Hellal A., Saidi N.,(2010), Purification de la bacteriocinea partir de *Lactobacillus acidophilus*11, Rev. Microbiol. Ind. San et Environn., Vol. 4(2), pp 25-47.

Dridier J., Prevost H.,(2009), Bactéries lactiques, Physiologie, Métabolisme, Génomique et Applications industrielles, Ed. Economica., Paris, 504p.

Références bibliographiques

- Drouault S. et Corthier G.,(2001)**, Health effects of lactic acid bacteria ingested in fermented milk, *Veto Res.*, 32, p 101-117.
- Dudouet C.,(2010)**, La production des bovines allaitants. Conduite, qualité, gestion. Ed France Agricole, paris : p 62-63-64-65.
- Dumont R.L. et Valin C.,(1982)**, Bases biochimiques de l'hétérogénéité du tissu musculaire et des viandes. Ed INRA , Paris , p77.
- Dupin H.,(1992)**, La viande de boucherie dans l'alimentation et nutrition humaine, AM, ESF, éditeur, paris, 1992: 746, 747, 1533.
- Durand D., Savary-Auzeloux I., Ortigues-Marty I., Thomas E., Scislowski V., Peyron A. et Bauchart D.,(2006)**. Effet de la conservation de la viande bovine sur les processus de peroxydation lipidique et protéique, 11èmes JSMTV - Clermont Fd., p77.
- EL-ghaish S., Ahmadova A., Hadji-sfaxi I., EL mecherfi K.E., Bazukyane I., et al., (2011)**, Potential use of lactic acid bacteria for reduction of allergenicity and for longer conservation of fermented foods, *Tre. Food Sci. Technol.*, p 1-8.

E

- El Rammouz R.,(2005)**, Thèse de Doctorat : Etude des changements biochimiques post mortem dans le muscle des volailles – contribution au déterminisme de l'amplitude de la diminution du pH : Institut National polytechnique de Toulouse, France.
- El Rammouz R.,(2008)**, Etude des changements biochimiques post mortem dans le muscle des volailles. Contribution au déterminisme de l'amplitude de la diminution du pH, p3-4.

F

- FAO.stat, (2013)**, Données statistiques de la FAO, Domaine de laproduction agricole : Division de la statistique, Organisation des NationsUnies pour l'Alimentation et l'Agriculture, Site web :<http://faostat.fao.org/site/573/default.aspx#ancor>, consulté le15/04/2021.
- Faye B., (2013)**, Classification, History and distribution of the camel. In: Camel meat and meat products (eds : Kadim I.T., Mahgoub O., Faye B., Farouk M.), Cabi, U.K., 1-7, 258.
- Fournier V.,(2003)**, La conservation des aliments, Cours de microbiologie générale, Université Laval, p 12.
- Fosse J. A. S.,(2003)**, Les dangers pour l'homme liés à la consommation des viandes, Evaluation de l'utilisation des moyens de maitrise en abattoir. Thèse de l'Ecole nationale vétérinaire de NANTES, p 24-46.

G

Références bibliographiques

Gahlot T. K.,(2000), Selected topics on camelids. Bikaner, In: Productivité zootechnique du désert le cas du bassin laitier D'AGADEV au Niger. Thèse en vue de l'obtention de docteur en sciences université Montpellier, p 56.

Galvez A., Abriouel H., Lopez R. L., et Ben Omar N., (2007), Bacteriocin-based strategies for food biopreservation, *Int. J. Food Microbiology*, vol.120 (1-2), pp51-70.

Geay Y., Bauchart D., Hocquette J-F. et Culioll J.,(2002), Valeur diététique et qualités sensorielles des viandes des ruminants , Incidence de l'alimentation des animaux , INRA Prod, Anim, p 15.

Ghalfi, H., Allaoui, A., Destain, J., Benkerroum, N. et Thonart P.,(2006), Bacteriocin activity by *Lactobacillus curvatus* CWBI-B28 to inactivate *Listeria monocytogenes* in cold-smoked salmon during 4°C storage, *Journal of food protection*, 69(5), pp 1066-1071.

Ghozlane D.,(2012), Isolement et caractérisation des bactéries lactiques productrices d'arômes (diacétyle), Mémoire de magister en Agronomie, École nationale supérieure d'Agronomie El-Harrach Alger.

Gondret F., Elrammouz R., Fernandez X. et Combes S.,(2004), Influence de l'exercice physique au cours de l'engraissement sur le métabolisme musculaire chez le lapin , *Viande et Production* 10^{ème} journée, Science du muscle et technologies des viandes, p 35-36.

Gong X. , Visscher L. A. M., Nahirney D., Vederas J. C. et Duszyk M.,(2009), The circular bacteriocin, carnocyclin A, forms anion-selective channels in lipid bilayers. *Biochimica et Biophysica Acta* 1788 , pp1797–1803.

Gosling, Harris, Whitmore et Willan,(1999), Anatomie humaine, Atlas en couleurs, Ed de boeck, Paris, p7.

Guillemin N., Cassar-Malek I., Hocquette J. F., Jurie C., Micol D., Lustrat A., Levéziel H., Renand G. et Picard B.,(2009), La maîtrise de la tendreté de la viande bovine : Identification de marqueurs biologiques, *INRA Productions Animales* , vol.22 (4), pp 331- 344.

Guinane C. M., Cotter P. D., Hill C. et Ross P.,(2005). Microbial solutions to microbial problems; lactococcal bacteriocins for the control of undesirable biota of food, *J. Appl. Microbiology*, vol.98, pp1316-1325.

Guiraud J. P.,(2003), Microbiologie alimentaire, Technique et ingénierie, Paris : Dunod, série Agro-alimentaire, pp 387-433.

Güllüce M., Karadayı M. et Barış Ö.,(2013), Bacteriocins : promising natural antimicrobials, *local environment*, 3, pp 6-10.

H

Hassaine O.,(2013). Caractéristiques d'intérêts technologiques de souches de bactéries lactiques isolées de lait camelin du sud algérien, Thèse de doctorat en biotechnologie : l'université d'Oran-Es-Senia, pp 57-102.

Références bibliographiques

Hassan A. N. et Frank J. F.,(2001), Starter Cultures and their use, In: Applied Dairy Microbiology (Marth E.H. et Steele J.L.) 2ème ed., Marcel Dekker, Inc. New York, pp 151-205.

Hariri A., Ouis N., Sahnouni F. et Bouhadi D.,(2009), Mise en oeuvre de la fermentation de certains ferments lactiques dans des milieu a base des extraits de caroube, Rev. Microbiol. Ind. San et Environnement, pp 37-55.

Hay J. D., Currie R. W., Wolfe Fh. et Sanders E. J., (1973), Effect of *Post Mortem* Ageing on Chicken Muscle Fibrils, J. Food Sci., vol.38 , pp 981-986.

Heng N. C. K., Wescombe P.A. , Burton J.P.,(2007), The Diversity of Bacteriocins in Gram-Positive Bacteria. Bacteriocins: Ecology and Evolution , Edition by M.A. Riley and M.A. Chavan, Springer-Verlag Berlin Heidelberg.

Hogg T.,(2008), Essential microbiology, John Wiley et Sons, Ltd., pp188-190.

I

ISO 6887-2 (2004), Préparation des échantillons, de la suspension mère et des dilutions décimales en vue de l'examen microbiologique, V08-010-2 , p16.

J

Jacobsen T., Budde B. B. et Koch A. G.,(2003), Application of *Leuconostoc carnosum* for biopreservation of cooked meat products, J. Appl. Microbiol., 95: 242-249.

Joffin J. N. et Leyral G.,(2006), Microbiologie Technique, Tome 1, dictionnaire de techniques, Académie de bordeaux et crdp d'Aquitaine, France.

Jones D., Krieg N. R., Ludwig W, Rainey F. A., Schleifer K. H. et Witman W. B.,(2009), Bergey's manual of systematic bacteriology, Second Edition Volume three : the Firmicutes, Springer, Dordrecht Heidelberg, London, New York : p 464.

Joseph Pierre G., (2003), Microbiologie alimentaire, Dunod paris, 1998 :80,98 , 114-157-211-265.

Joseph M. Wambui Peter O., Lamuka Patrick M. K., et Njage,(2017), Lactic acid bacteria isolates from fermented camel milk (suusac) are potential protective cultures of raw camel meat, Volume : 03, Issue : 03.

K

Kamoun M.,(1993), La viande de dromadaire, production, aspects qualitatifs et aptitudes à la transformation , Ed Ciheam option Méditerranéennes , p 17 -105-125.

Khan S. H. et Ansari F. A.,(2007), Probiotics-The friendly bacteria with market potential in global market, *Pak. J. Pharm. Sci.*, 20(1), pp 76-82.

Klaenhammer T. R.,(1988), Bacteriocins of lactic acid bacteria. *Biochimie*, 70(3), pp 337-349.

Klaenhammer T. R., Fremaux C. et Hechard Y.,(1994), Activités antimicrobiennes des bactéries lactiques , in " Bactéries Lactiques I", de Roissard et Luquet, Tech. Doc., Lavoisier, Paris.

Références bibliographiques

Konig H. et Frohlich J.,(2009). Biology of microorganisms on grapes, in must and in wine. Ed Springer-Verlag., Berlin Heidelberg, p 109.

L

Labiad A. M. et DAHMANI B.,(2015), Etude comparative de la composition biochimique entre la viande cameline et ovine, Mémoire Master Biotechnologie alimentaire, Université Abdelhamid Ibn Badis-Mostaganem Algérie, p1.

Labioui H., El-Moualdi L. , El-Yachioui M. et Ouhssine M.,(2005), Sélection desouches de bactéries lactiques antibactériennes, Bull. Soc. Pharm. Bordeaux, vol.144, pp 237-250.

Larpent J.P.,(1997), Mémento technique de microbiologie, 3ème édition, Technique et documentation Lavoisier, Paris, p 910.

Laurent C.,(1974), Conservation des produits d'origine animale en pays chauds. 2ème édition, Presses universitaire de France, pp 53- 54.

Lawrie R. A.,(1998), Chemical and biochemical constitution of muscle, pp 58-94.

Leyral G. et Vierling E.,(1997), Microbiologie et toxicologie des aliments, Editions Doin, pp 54-55-81-82.

Li M. Y., Zhou G.H., Xu X.L., Li C.B. et Zhu W.Y.,(2006), Changes of bacterial diversity and main flora in chilled pork during storage using PCR-DGGE, Food Microbiology, vol.23, pp 607-611.

Luchansky J.B. et CALL J.E., (2004). Evaluation of nisin-coated cellulose casings for the control of *L. monocytogenes* inoculated onto the surface of commercially prepared frank furters. J. Food Prot., vol.67, pp 1017-1021.

Ludwing W., Schleifer K.H. et Whitman X. B.,(2009), Order: Lactobacillales, In De Vos P., Garrity G. M.

M

Makhloufi K.M.,(2011), Caractérisation d'une bactériocine produite par une bactérie lactique *Leuconostoc, Pseudomes enteroides* isolée du boza. Thèse de Doctorat en Microbiologie, Biochimie, Université Pierre et Marie Curie-Paris 6, France, p 200.

Maltin C., Balcerzak D., Tilley R. et Delday M.,(2003), Determinants of meat quality : Tenderness, Proceedings of the Nutrition Society 62 (2) : 337-347.

Mansour N.K.,(1996), La valeur nutritionnelle des viandes dans la santé, 1ère édition, Université Omar El-Mokhtar Libye, pp 357-1832.

Marchandin H.,(2007), Physiologie bactérienne, Cours Bactériologie, Faculté de Médecine Montpellier Nîmes, p 1- 3.

Références bibliographiques

Mathara J. M., Schillinger U., Kutima P. M., Mbugua S. K. et Holzapfel W. H.,(2004), Isolation identification and characterisation of the dominant microorganisms of kulenaoto : the Maasai traditional fermented milk in Kenya, International journal of food microbiology, vol.94, n°:3, pp 269-278.

Mathot A.G., KihalM., Prevost H. et Divies C.,(1994), Selective et numeration of *leuconostoc* on vancomycin agar medium, International Dairy journal 4 : 459-469.

Mkrtchyan H., Gibbons S., Heidelberger S., Zloh M. et Limaki H.K.,(2010), Purification carcterisation and identification of acidocin LCHV, an antimicrobial peptide produced by *Lactobacillus acidophilus* n.v. Er 317/402 strain narine, Int.J. Antimicrobial Agents, 35: 255-260.

Multon J L., (1984), Additifs et auxiliaires de fabrication dans les industries agro –alimentaires, 3éme édition, pp 3-35,133-138.

Moraes M. P., Perin L. M., Ortolani M. B. T., Yamazi A. K., Viçosa G. N. et Nero L. A.,(2010), Protocols for the isolation and detection of lactic acid bacteria with bacteriocin on genic potential, Food Sci.Technol., 43: 1320-1324.

N

Najjari A., Boudabous et Zagourec,(2007), Method for reliable isolation of *lactobacillus sakeii* strains originating from Tunisian seafood and meat product. International journal of food microbiology.

Nes I. F., Holo H., Fimland G., Hauge H. H. et Nissen-Meyer J.,(2002), Unmodified Peptide-Bacteriocins (Class II) Produced by Lactic Acid Bacteria, Peptide antibiotics: discovery, mode of action, and application, Ed Marcel Dekker.

Nielsen D.S., Jacobsen T., Jesprsén L., Koch A.G., Arneborg N. 2008. Occurrence and growth of yeasts in processed meat products -Implications for potential spoilage, Meat Science, vol.80, pp 919-926.

Ninane V., Mukand ayambaje R. et Berben G.,(2009), Probiotiques, aliments fonctionnels et kéfir : le point sur la situation règlementaire en Belgique et sur les avancées scientifiques en matière d'évaluation des effets santé du kéfir. *Biotechnol Agron Soc Environ*, 13(3) : 459–466.

Novel G.,(1993), Les bactéries lactiques, Les microorganismes de fermentations, Dans : Microbiologie alimentaire, Tome 2, Bourgeois, C.M., Larpent, J.P., Eds., Techniques et documentation Lavoisier, pp: 3-15.

Ntzimani A.G., Paleologos E.K., Savvaidis I.N. et Kontominas M.G.,(2008), Formation of biogenic amines and relation to microbial flora and sensory changes in smoked turkey breast fillets stored under various packaging conditions at 4 °C, Food Microbiology, vol.25, pp 509-517.

O

Olivie R.M.,(1991), évolution technologique de la filière viande bovine, thèse pour le doctorat vétérinaire, Alger, p 26.

Références bibliographiques

Olofsson T.C., Ahrne S. et Molin G.,(2007), Composition of the bacterial population of refrigerated beef, identified with direct 16S rRNA gene analysis and pure culture technique. *International Journal of Food Microbiology*, vol.118, pp 233-240.

Ouali A.,(1990), La maturation des viandes facteurs biologiques et technologiques de variation, *Viande et Produits Carnés*, 11, pp 281-290.

Ouali A.,(1990), Meatten derisation: possible causes and mécanismes, *J. muscle foods* 1, pp 129-165.

Ouali A.,(1991), Conséquences des traitements technologiques sur la qualité de la viande, *INRA Productions Animales* 4 (3) : pp 195-208.

Ouali A., Herrera-Mendez C. H., Coulis G., Becila S., Boudjellal A., Aubry L. et Sentandreu, M. A.,(2006), Revisiting the conversion of muscle into meat and the underlying mechanisms, *Meat Science* 74 (1): pp 44-58.

Ooulad Belkhir A., Chehma A. et Faye B.,(2013), Phenotypic variability of two principal Algerian camel's populations (Targui and Sahraoui), *Emir. J. Food Agric.*, 25 (3), pp 231-237.

Ould El-hadj M. D., Bouzgag B., Bourase A. et Moussaoui S.,(1999), Etude comparative de quelque caractéristique physico-chimique et biochimique de la viande du dromadaire chez les individus de type Sahraoui à différente âge, *Premières Journée sur la Recherche Cameline*, Ouargla, p19.

P

Parada L. J., Caron C. R., Bianchi A. Medeiros P. et Socco C. R.,(2007), Bacteriocins from Lactic Acid Bacteria: Purification, Properties and use as Biopreservatives, *Brazilian archives of biology and technology*, vol.50(3), pp 521-542.

Perez R. H., Zendo T., et Sonomoto K.,(2014), Novel bacteriocins from lactic acid bacteria (LAB): various structures and applications, *Microbial cell factories*, 13(1), pp 1-13.

Pierre J.,(1998), Hygiène et propreté des surfaces en milieu agro-alimentaire : produits humides, *Collection Guide pratiques*, p 25.

Pierre J.,(1998), *Microbiologie alimentaire*, Edition Dumod, Paris, pp 16-99.

Pilet M.F., Magras C. et Federigh M.,(2005), Bactéries lactiques, In: *Bactériologie alimentaire* (Federighi M.), 2ème édition, Economica, Paris, pp219-240.

Pilet M.F., Calvez S., Brollet A., Prevost H.,(2009), Applications alimentaires : Produits fermentés, In *bactéries lactiques- Physiologie, Métabolisme, Génomique et Applications industrielles* , Economica, pp 520-537.

Pringsulaka O., Thongam N., Suwannasai N., Atthakor W., Pothivejkul K. et Rangsiruji A., (2011), Partial characterization of bacteriocins produced by lactic acid bacteria isolated from Thai fermented meat and fish products, *Food Control*, 23: pp 547-551.

Références bibliographiques

Priyanka S. et Prakash A., (2009), Screening of Lactic Acid Bacteria for Antimicrobial Properties Against *Listeria monocytogenes* Isolated from Milk Products at Agra Region. *Internet Journal of Food Safety*, 11:81-87.

Promeyrat A.,(2013), Analyse et modélisation des mécanismes à l'origine des modifications des protéines lors du chauffage du tissu musculaire, Thèse En vue de l'obtention du grade de docteur d'université en sciences des aliments. Université Blaise Pascal, Ecole Doctorale des Sciences de la Vie et de la Santé n° d'ordre : 406, pp 11-23.

R

Raynaud Y .,(2006), Régulation métabolique et transcriptionnelle de l'auto acidification chez *Lactococcus lactis*. Thèse de doctorat, L'institut national des sciences appliquées de Toulouse, p 21.

Riley, M. A., & Wertz, J. E. (2002), Bacteriocins: evolution, ecology, and application. *Annual Reviews in Microbiology*, 56(1), 117-137.

Rodgers S.,(2004), Novel approaches in controlling safety of cook-chill meals. *Trends Food Sci. Technol.*, vol.15 pp 366-372.

Rongne P. , Hauen C., Fimland G., Nissen-Meyer J. et Pereugen K.,(2009), Three dimensional structure of two peptide bacteriocin plantaricin J K. *Peptides*, Elsevier, vol.30 , pp1613–1621.

Rosset R.,(1982), Les méthodes de décontamination des viandes dans traitement divers dans l'hygiène et technologie e la viande fraîche, CNRS, Paris, pp 193-197, p352.

Rosset R.,(2002), Conservation de la viande :Recours impérative au froid, Problèmes poses et solutions, *Rev.Gèn.Froid.*,1995,85, pp 18-23.

S

Sachindra N.M., Sakhare P.Z., Yashoda K.P. et Narasimha Rao D.,(2005), Microbial profile of buffalo sausage during processing and storage. *Food Control*, vol.16, pp 31-35.

Salminen H., Varmola M. et Timonen M.,(2004), Thinning response and growth trends of seeded scots pine stands at the arctic timberline, *Silva Fennica Review* 38, pp 71-83.

Salminen S., Wright A.V. et Ouwehand A.,(2004), Lactic acid bacteria, Microbiological and functional aspects, Marcel Dekker, Inc., U.S.A.

Sapatnekar N. M., Patil S. N. et Aglavz B.A.,(2010), Extraction of Bacteriocin and Study of Its Antigonastic Assay , *International Journal of Biotechnology and, Biochemistry*, vol.6, pp 865–870.

Schillinger U. et Lucke F. K.,(1989), Antibacterial activity of *lactobacillus sake* isolated from meat, *appl. environnement Microbiologie*, 55: pp 1901-1906.

Serg N.,(2005), Hystologie, PCEM 1, Facult2 Lyon Nord.

Références bibliographiques

Siboukeur,(2011), Etude de l'activité antibactérienne des bactériocines (type nisine) produites par *Lactococcus lactis* subsp. *lactis*, isolée à partir du lait camelin, Mémoire de magister en biologie, Option microbiologie appliquée. Université Kasdi Merbah –Ouargla, p113.

Staron T.,(1979), La viande dans l'alimentation humaine, APRIA, Paris, pp 01-05, p 110.

Starton T.,(1982), Viande et alimentation humaine, Edition Apria, Paris, p 110.

Stiles M. E. et Holzapfel W.,(1997), Lactic acid bacteria of foods and their current taxonomy. Int. J. Food Microbiology, vol.36(1), pp 1-29.

Streit F., (2008), Influence des conditions de récolte et de concentration sur l'état physiologique et la cryotolérance de *Lactobacillus delbrueckii* subsp. *bulgaricus* CF11. Thèse de doctorat. L'institut des Sciences et Industries du Vivant et de l'Environnement (Agro Paris Tech).

T

Tailliez,(2001), Muni revue : les bactéries lactiques, ces êtres vivants apparus, il y'a près de 3 milliards d'années Lait, 81, p 11.

Tagg J. R., Micgiven A. R.,(1971), Assay system for bacteriocins, appel microbiology, 21: pp 943.

Taylor R. G., Geesink G. H., Thompson V. F., Koochmarai M. et Goll D. E.,(1995), Is Z-disk degradation responsible for postmortem tenderisation?, Journal of Animal Science, 73, pp 1351-1367.

Taylor R. G., Goll D. E. et Ouali A.,(1995), Enzyme localization during post mortem muscle tenderization, Ecceamst, pp 347-357.

Teuber M. et Geis A.,(2006), The Genus *Lactococcus*, In « The prokaryotes » 3ème edition, A hand book of biology of bacteria. Ed Springer. New York, pp 205-228.

Todorov S. D., (2009), Bacteriocins from *Lactobacillus plantarum*– production, Genetic organization and mode of action. Brazilian Journal of Microbiology, vol.40, pp 209-221.

U

Uehara S., Monden K., Nomoto K., Seno Y., Kariyama R. et Kumon H.,(2006), A pilot study evaluating the safety and effectiveness of *Lactobacillus* vaginal suppositories in patients with recurrent urinary tract infection. Int. J. Antimicrobial Agents, 28: pp 30-34.

V

Varnam, A., J. M. Sutherland, and Jane P. Sutherland, 1995, *Meat and meat products: technology, chemistry and microbiology*. Vol. 3, p. 444 Springer Science & Business Media,.

Vermeiren L., Devlieghere F., De Graef, V. et Debevere, J. (2005). In vitro and in situ growth characteristics and behaviour of spoilage organisms associated with anaerobically stored cooked meat products. Journal of Applied Microbiology 98, 33-42.

W

Références bibliographiques

Wardani A. K., Egawa S., Nagahisa K., Shimizu H. et Shioya S.,(2006), Computational prediction of impact of rerouting the carbon flux in metabolic pathway on cell growth and nisin production by *Lactococcus lactis*, *Biochemical Engineering Journal* 28, Edition Elsevier , pp 220–230.

Wheeler T.L. et Koochmaraie M.,(1994), Prerigor and postrigor changes in tenderness of ovine longissimus muscle, *Journal of Animal Science*, 72, pp 1232-1238.

Wolter R.,(1996), Qualité de la viande et la demande du consommateur, CIIA, Paris, pp 47-214.

Y

Yateem A., Balba M. T., Al-Surrayai T., Al-Mutairi B. et Al-Daher R.,(2008), Isolation of lactic acid bacteria with probiotic potential from camel milk, *Int. J. DairySci.*, 3:pp 194-199.

Z

Zagorec M.,(2004), Flor lactiques et enivrements carne, INRA Jouy-en-Josas : 2: Lait, vol. 72, pp 1-2, p 34.

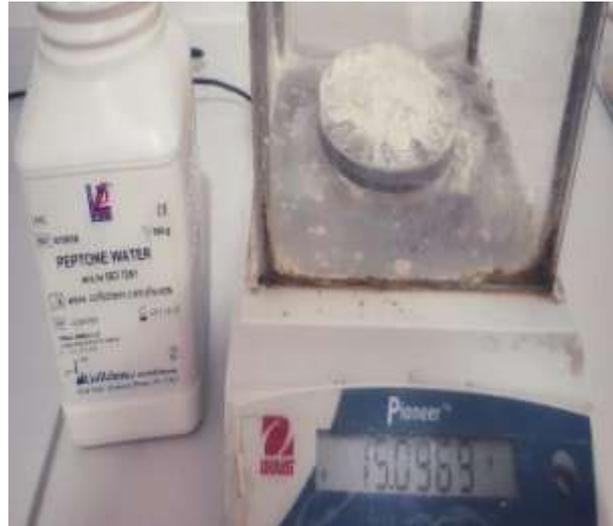
Zeghilet,(2009), Optimisation des paramètres de détection et de quantification des résidus d'antibiotiques dans la viande blanche par chromatographie liquide haute performance (HPLC), Magister en médecine vétérinaire, Université Mentouri de Constantine, pp 2-6.

Annexes

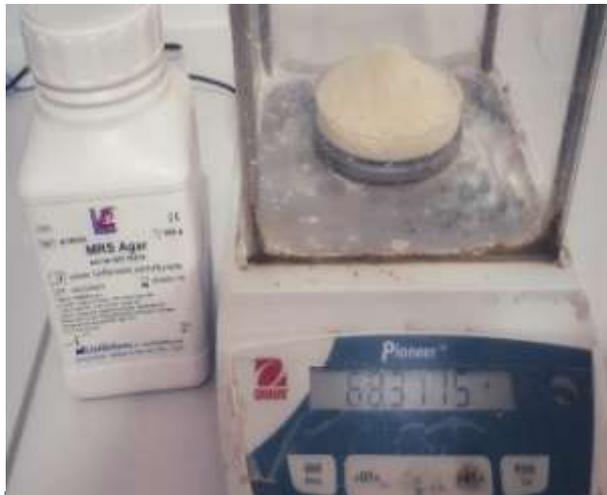
Annexe I : méthode et matériels



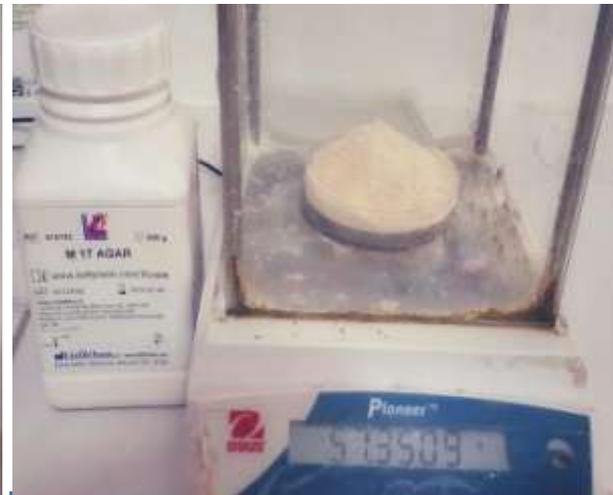
Chlorure de sodium



Eau peptonée déshydraté



Milieu MRS déshydraté

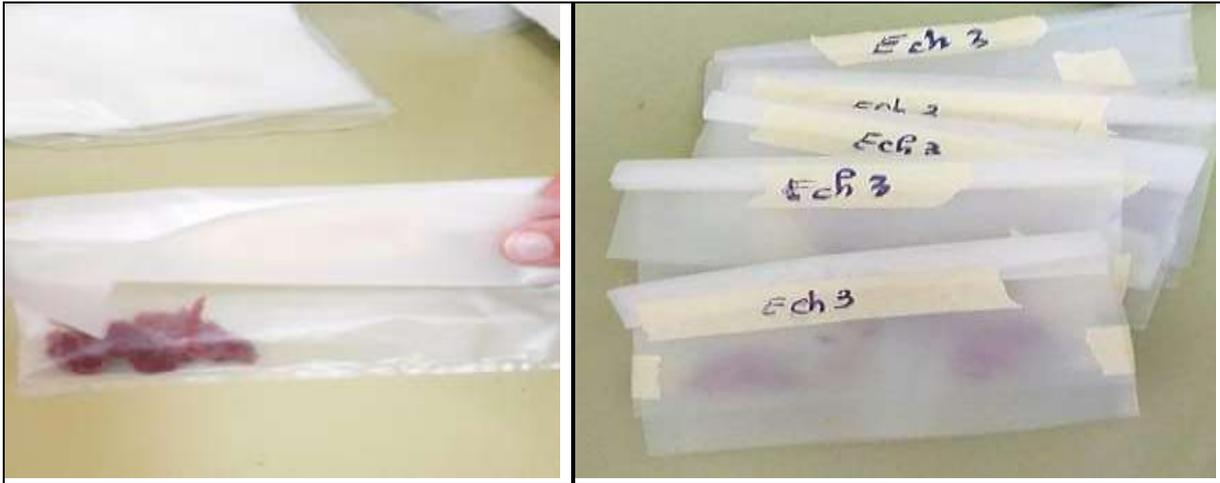


Milieu M17 déshydraté



Préparation des échantillons

Annexe I : méthode et matériels



Préparation des échantillons



Dilution et ensemencement



Centrifugation des isolats

Annexe I : méthode et matériels

• **Matériels :**



Broyeur Stomacher



Vortex



Microscope optique



Réfrigérateur



Étuve de 37°C



Conteur des colonies



Bain marié



Centrifugeuse

Annexe I : méthode et matériels



Autoclave



Plaque chauffant



Balance



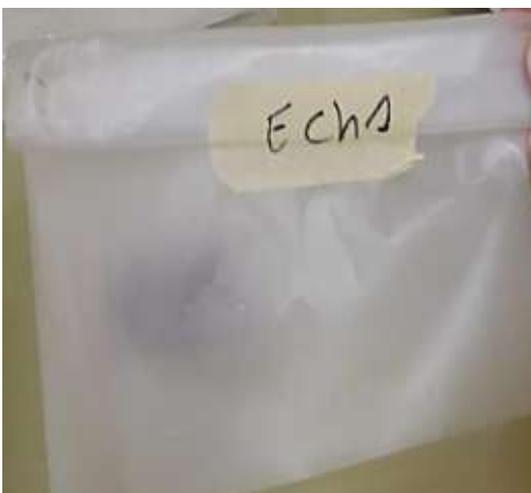
Disques d'oxydase



Glacière



Pompe



Sachet stérile Stomacher



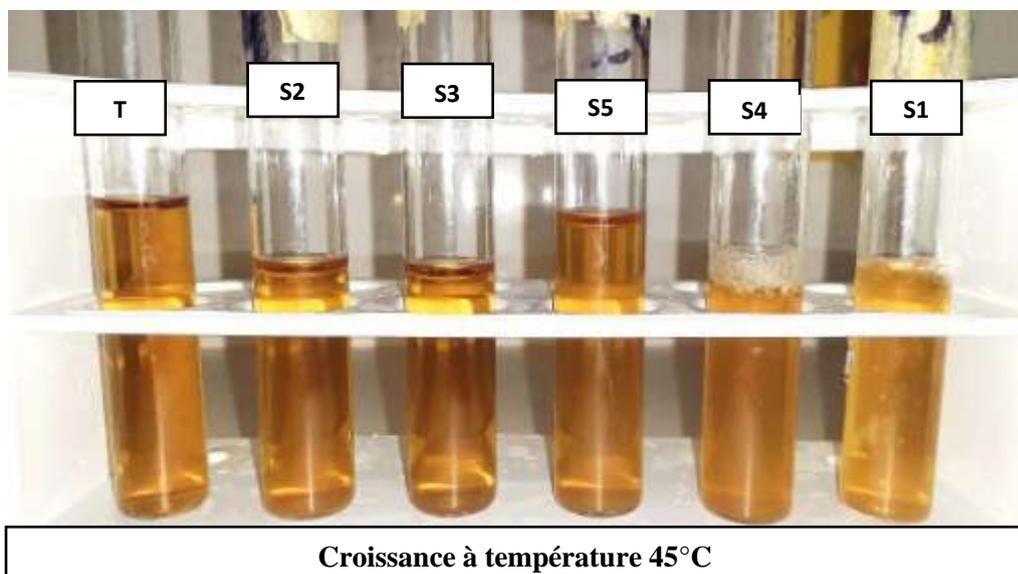
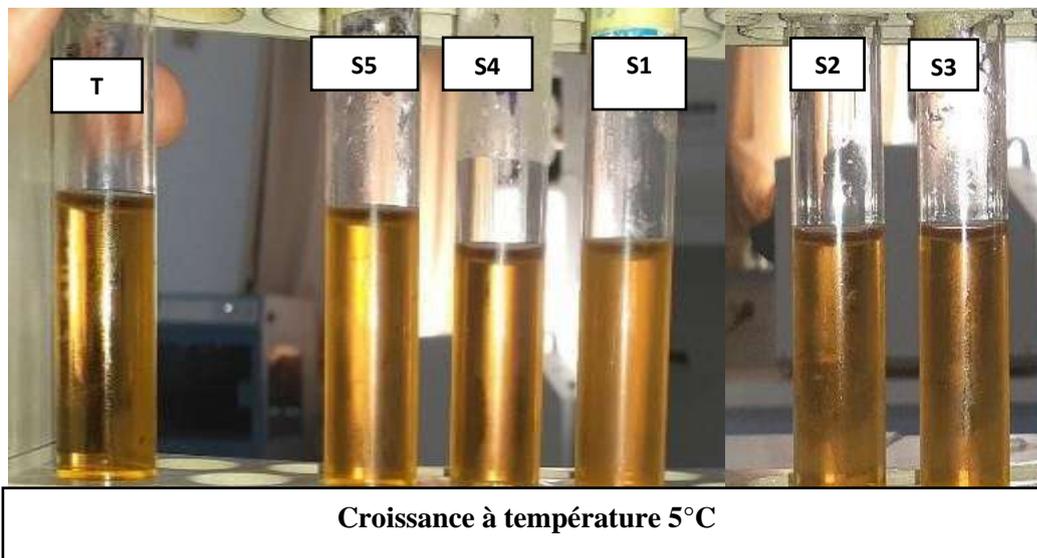
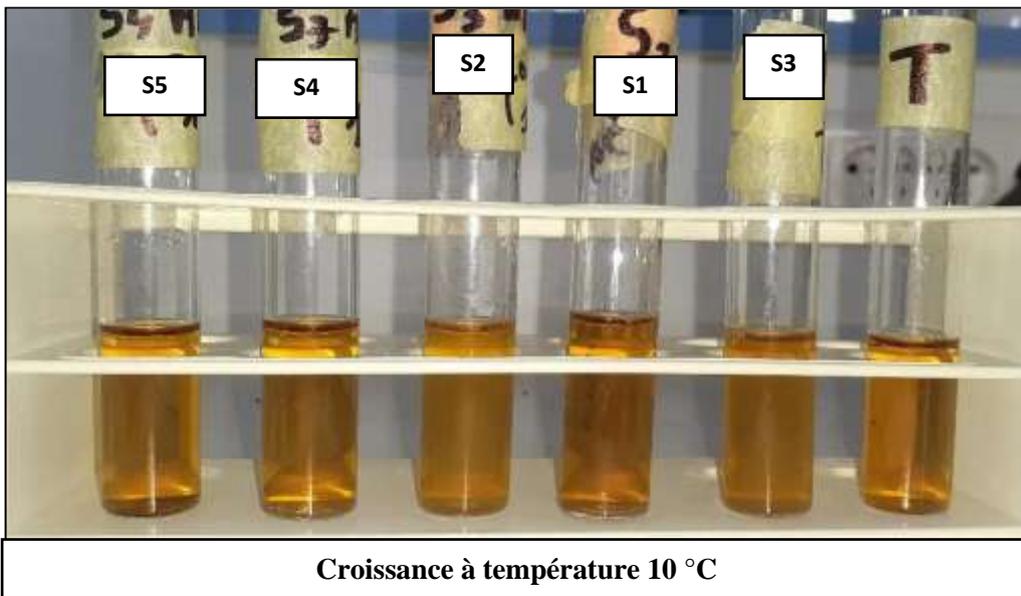
Micropipette



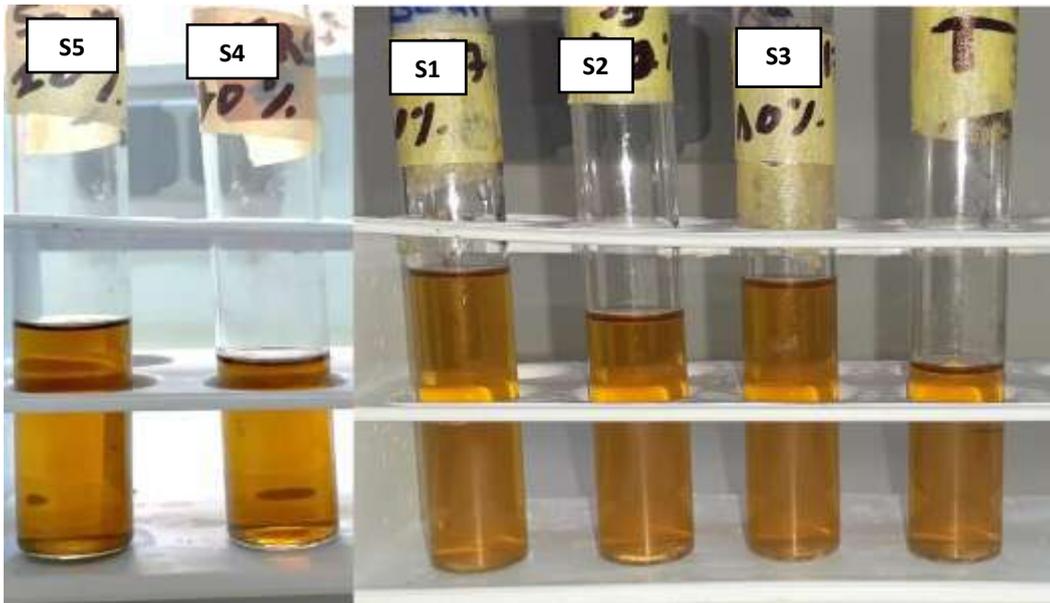
Écouvillons

Technique de la coloration de Gram :

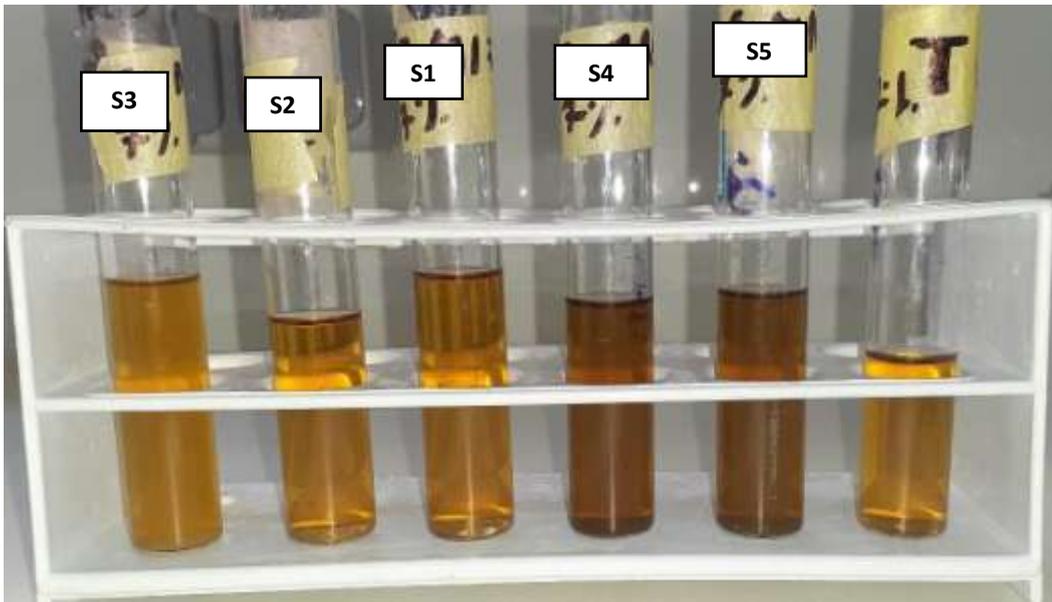
- Sur une lame, déposer une goutte d'eau physiologique pour réaliser la suspension bactérienne à partir d'une culture pure est étalée en couche mince.
- Après séchage à l'air libre, le frottis est fixé par passage de la lame sur une flamme du bec Bunsen (pour tuer les bactéries, fixer leur structure cytologique, et les faire adhérer à la lame).
- Déposer sur ce frotti quelques gouttes de violet de gentiane et laissez agir pendant 1 minute, puis rincez à l'eau.
- Déposer ensuite quelques gouttes de Lugol et laissez agir 30 secondes à 1 minute, puis rincez à l'eau.
- Versez quelques gouttes d'alcool sur la lame inclinée obliquement, et laissez agir 20 à 30 secondes. Rincez abondamment avec de l'eau.
- Mettez quelques gouttes de la fuchsine sur le frotti, et laissez agir de 30 secondes à 1 minute, puis lavez doucement à l'eau distillée. Séchez la lame sur une platine chauffante à 50 °C.
- Après séchage, on passe à l'observation microscopique : Observez avec une goutte d'huile à immersion objectif 100 (grossissement $\times 100$).



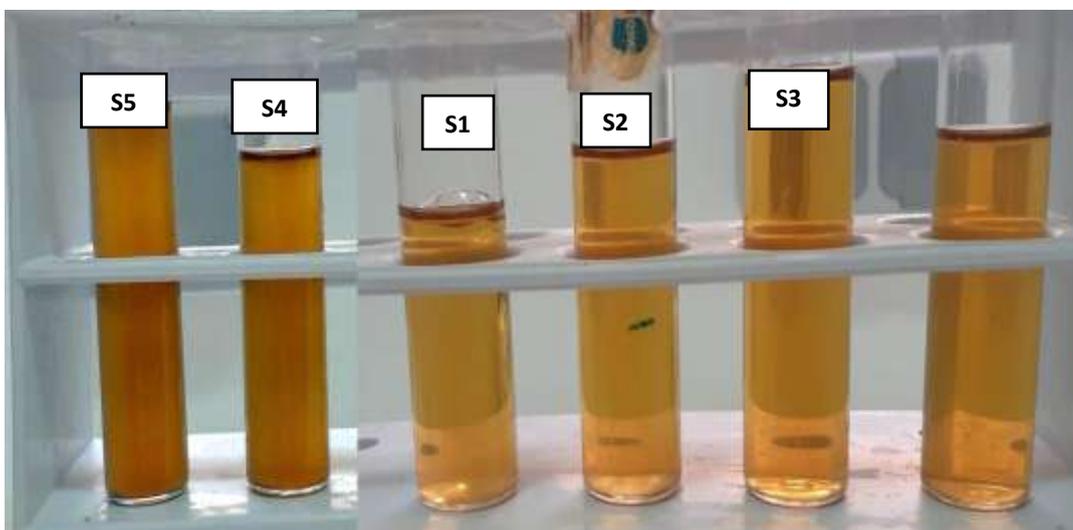
Annexe II : résultats



Croissance à concentration de NaCl : 10%

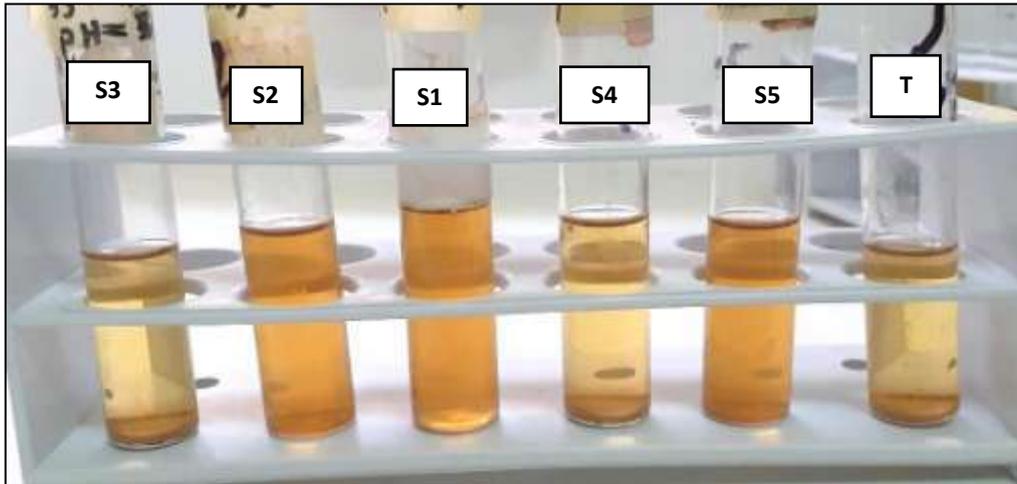


Croissance à concentration de NaCl : 7%

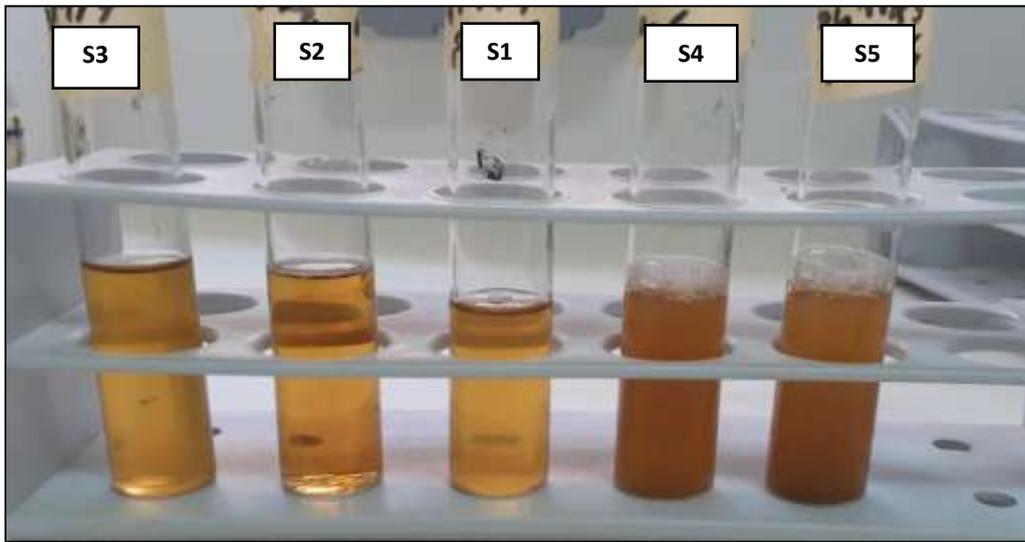


Croissance à concentration de NaCl : 3%

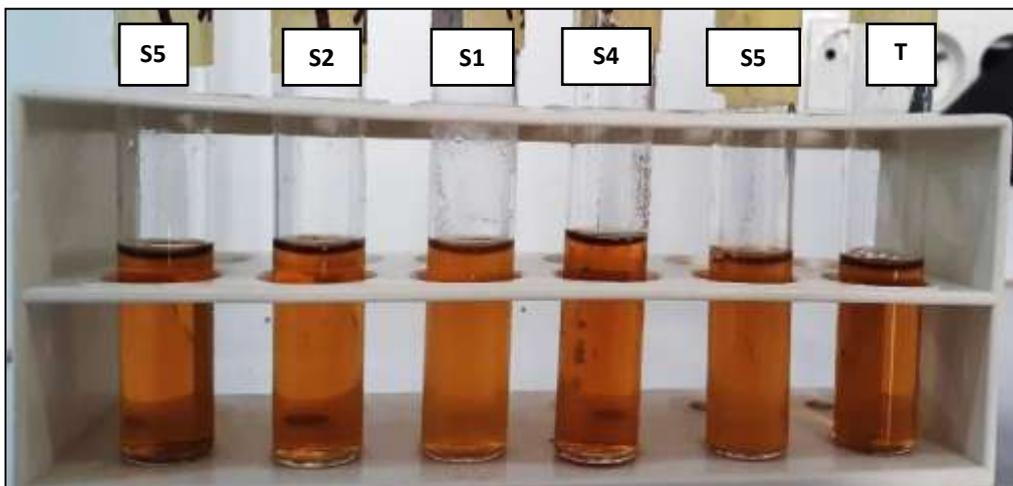
Annexe II : résultats



Croissance à pH = 3,9



Croissance à pH = 6,4



Croissance à pH = 8,9

Annexe II : résultats

- Aspects des colonies isolées de milieux MRS et M17 :



Annexe III : Le nombre des bactéries lactiques à partir de la viande cameline réfrigéré pendant 05 jours de conservation

JOUR 1 (M17)			
Echantillons	10⁻¹	10⁻²	10⁻³
Ech 1	150	27	19
Ech 2	66	45	13
Ech 3	245	222	215
Ech 4	236	188	176
Ech 5	191	49	15
Ech 6	151	43	45

JOUR 1(MRS)			
Echantillons	10⁻¹	10⁻²	10⁻³
Ech 1	205	2	64
Ech 2	294	18	12
Ech 3	243	221	31
Ech 4	260	55	29
Ech 5	274	255	114
Ech 6	212	115	19

JOUR 2(M17)				
Echantillons	10⁻¹	10⁻²	10⁻³	10⁻⁴
Ech 1	20	40	1	8
Ech 2	190	46	2	3
Ech 3	212	168	50	133
Ech 4	250	53	16	3
Ech 5	120	60	19	6
Ech 6	19	2	10	20

Annexe III : Le nombre des bactéries lactiques à partir de la viande cameline réfrigéré pendant 05 jours de conservation

JOUR 2(MRS)				
Echantillons	10⁻¹	10⁻²	10⁻³	10⁻⁴
Ech 1	26	40	1	12
Ech 2	154	46	2	3
Ech 3	212	204	50	207
Ech 4	250	53	10	3
Ech 5	28	3	11	6
Ech 6	19	2	15	7

JOUR 3(M17)					
Echantillons	10⁻¹	10⁻²	10⁻³	10⁻⁴	10⁻⁵
Ech 1	140	91	26	2	10
Ech 2	290	207	286	105	280
Ech 3	174	97	62	8	4
Ech 4	122	150	282	241	74
Ech 5	104	101	14	2	15
Ech 6	134	126	96	67	53

JOUR 3(MRS)					
Echantillons	10⁻¹	10⁻²	10⁻³	10⁻⁴	10⁻⁵
Ech 1	8	3	5	6	3
Ech 2	74	77	11	5	8
Ech 3	74	22	110	208	IND.
Ech 4	240	213	IND.	193	20
Ech 5	190	117	20	4	4
Ech 6	269	220	196	180	67

Annexe III : Le nombre des bactéries lactiques à partir de la viande cameline réfrigéré pendant 05 jours de conservation

JOUR 4(M17)						
Echantillons	10⁻¹	10⁻²	10⁻³	10⁻⁴	10⁻⁵	10⁻⁶
Ech 1	145	124	111	36	2	11
Ech 2	167	118	102	110	75	11
Ech 3	230	175	16	4	5	3
Ech 4	112	84	93	150	128	102
Ech 5	117	93	66	128	51	15
Ech 6	98	85	167	21	7	9

JOUR 4(MRS)						
Echantillons	10⁻¹	10⁻²	10⁻³	10⁻⁴	10⁻⁵	10⁻⁶
Ech 1	46	40	12	10	7	4
Ech 2	198	190	130	25	1	6
Ech 3	197	64	19	4	7	3
Ech 4	130	102	IND.	IND .	56	12
Ech 5	153	170	46	1	7	6
Ech 6	184	162	146	68	15	11

JOUR 5(M17)						
Echantillons	10⁻¹	10⁻²	10⁻³	10⁻⁴	10⁻⁵	10⁻⁶
Ech 1	121	187	226	50	10	8
Ech 2	119	130	77	110	30	68
Ech 3	128	90	141	16	9	14
Ech 4	155	83	IND.	74	76	18
Ech 5	110	101	15	4	1	15
Ech 6	167	152	IND.	292	165	13

Annexe III : Le nombre des bactéries lactiques à partir de la viande cameline réfrigéré pendant 05 jours de conservation

JOUR 5(MRS)						
Echantillons	10⁻¹	10⁻²	10⁻³	10⁻⁴	10⁻⁵	10⁻⁶
Ech 1	226	201	25	9	5	7
Ech 2	244	227	211	31	3	1
Ech 3	141	82	13	13	30	10
Ech 4	160	184	38	10	3	9
Ech 5	186	24	15	12	8	3
Ech 6	195	166	146	22	10	13

Annexe IV : Milieux de culture

▪ Milieu M17 (Terzaghi et Sandine, 1975)

- Extrait de levure..... 2,5 g
- Extrait de viande 5 g
- Peptone de caséine 2,5 g
- Peptone de viande 2,5 g
- Peptone de soja 5 g
- Acide ascorbique..... 0,5 g
- B-glycérophosphate de sodium..... 19 g
- Agar. 20 g
- Sulfate de magnésium 0,25 g
- Eau distillée..... 1000 g
- pH= 6,8
- Autoclavage à 120°C pendant 20 min.

▪ Milieu MRS (de Man Rogosa et Sharpe, 1960)

- Extrait de levure..... 5 g
- Extrait de viande 5 g
- Peptone 10 g
- Acétate de sodium..... 5 g
- Citrate de sodium 2 g
- Glucose 20 g
- KH₂PO₄. 2 g
- MgSO₄..... 0,1 g
- MnSO₄..... 0,05 g
- Agar 20 g
- Tween 80..... 1 ml
- Eau distillée..... 1000 ml
- pH=5,6
- Autoclavage à 120°C pendant 20 min..

▪ Milieu de Muller-Hinton :

- Infusion de viande de bœuf 300g
- Hydrolysate de caséine..... 17.5g
- Amidon..... 1.5g
- Gélose..... 17g
- PH=7.4

▪ **Bouillon MRS**

- Peptone..... 10 g
- Extrait de viande 10 g
- Extrait de levure 5 g
- Glucose..... 20 g
- Tween 80..... 1 mL
- Phosphate dipotassique 2 g
- Acétate de sodium 5 g
- Citrate triammonique 0,2 g
- Sulfate de magnésium 0,05 g
- Saccharose..... 5 g
- Eau distillée..... 1000 mL

▪ **Bouillon M17 (pH 7,1 ± 0,2)**

- Tryptone..... 2,5 g
- Peptone pepsique de viande 2,5 g
- Peptone papaïnique de soja 5 g
- Extrait autolytique de levure 2,5 g
- Extrait de viande 5 g
- Lactose 5 g
- Glycérophosphate de sodium 19 g
- Sulfate de magnésium 0,25 g
- Acide ascorbique..... 0,5 g
- Eau distillée qsp 1000 mL

▪ **Eau physiologique**

- Chlorure de sodium 9.0g
- Eau distillée..... 1000ml

▪ **Eau peptonée (pour 1L)**

- Peptone 15g
- Chlorure de sodium 5.0g
- Eau distillée 1000ml

Isolement et identification phénotypique des bactéries lactiques de viande cameline « sélection des souches productrices de bactériocines ».

Résumé :

Le dromadaire, considéré comme un animal jouant un grand rôle dans la production de la viande, cette dernière est appréciée et consommée à grande échelle dans le Sahara algérien. Cette denrée constitue un terrain très favorable à la plupart des contaminations microbiennes, la microflore de contamination est très hétérogène et constitué de microorganismes pathogènes, d'altération et bénéfiques (bactéries lactiques).

Les bactéries lactiques ont présentés depuis longtemps les propriétés de produire des substances antimicrobiennes, qui peuvent jouer un rôle dans la biopréservation de la viande. L'objectif de cette étude est la recherche des propriétés inhibitrices des bactéries lactiques présentes dans la viande cameline issue de l'abattoir de Ouargla, au cours de la réfrigération. Pour cela l'étude a porté sur l'isolement, le dénombrement des bactéries lactiques et la sélection des souches à effet antibactérien. Les échantillons sont prélevés aseptiquement des cuisses des carcasses de dromadaires, après l'abattage, le dépouillement et l'éviscération. Le dénombrement est réalisé sur les milieux MRS et M17, puis les souches obtenues sont soumises à une purification puis identification phénotypique.

D'après les résultats on note la présence de la flore lactique dès le premier jour après l'abattage. Les taux de contamination après une conservation de 05 jours sont respectivement 6.41 ± 2.21 log UFC/g sur le milieu M17 et 5.84 ± 7.00 log UFC/g sur le milieu MRS. A partir d'isolats de bactéries lactiques, 05 souches sont pré identifiées Ces souches sont isolées et purifiées puis soumises à un ensemble de tests biochimiques après une lecture macroscopique et microscopique, afin de les attribuer aux différents genres. Ces cinq (05) isolats sont des bactéries lactiques appartenant probablement aux genres : *Lactobacillus*, *Lactococcus* et *Streptococcus*. Les bactéries lactiques isolées montrent une activité antagoniste vis-à-vis des bactéries indicatrices (pathogènes et d'altération : les souches testées), cette activité est due à plusieurs facteurs : acidité, peroxyde d'hydrogène et bactériocines. Grâce à ces activités inhibitrices, les bactéries lactiques, peuvent avoir un rôle important dans la biopréservation des viandes.

Mots clés : Viande de dromadaire, bactérie lactique, réfrigération, effet antibactérien, l'abattoir de Ouargla

Isolation and phenotypic identification of camel meat's lactic acid bacteria «selection of bacteriocin-producing strains».

Abstract:

The dromedary, considered as an animal playing a big role in the production of meat, this last is appreciated and used on a large scale in Algerian Sahara. The meat constitutes a ground very favorable to the most part of microbial contaminations, this microflora of contamination is very heterogeneous, constitutes of pathogenic microorganisms, alteration and of protection (lactic acid bacteria).

Lactic acid bacteria have been showed for a long time the properties of producing antimicrobial substances, used that can play a role in the biopreservation of meat. The objective of this study is the research of the inhibitory properties of lactic acid bacteria present in camel meat from the slaughterhouse of Ouargla, during refrigeration. For this purpose, the study focused on isolation, enumeration of lactic acid bacteria and selection of strains with antibacterial effect, taken aseptically from the thighs of dromedary carcasses, after slaughter, stripping and evisceration.

According to the results, the presence of this lactic flora is noted from the first day after slaughter. The contamination rates after a five days of storage are respectively 6.41 ± 2.21 log CFU/g on M17 medium and 5.84 ± 7.00 log CFU/g on MRS medium. From lactic acid bacteria isolates, 05 strains are pre-identified. These strains are isolated and purified and then subjected to a set of biochemical tests after a macroscopic and microscopic reading, in order to attribute them to the different genera. These five (05) isolates are lactic acid bacteria probably belonging to the genera: *Lactobacillus*, *Lactococcus* and *Streptococcus*. Isolated lactic acid bacteria show antagonistic activity vis-à-vis indicator bacteria (pathogenic and alteration: tested strains), this activity is due to several factors: acidity, hydrogen peroxide and bacteriocins. Due to these inhibitory activities, lactic acid bacteria can have an important role in the biopreservation of meats.

Keywords: dromedary meat, lactic acid bacteria, refrigeration, antibacterial effect, Ouargla slaughterhouse.

عزل و تعريف بكتيريا حمض اللاكتيك من لحم الإبل « اختيار السلالات المنتجة للبكتيريوسين ».

ملخص :

يعتبر الجمل العربي، حيوان يلعب دورا كبيرا في إنتاج اللحوم، وهذا الأخير هو موضع تقدير واستهلاك على نطاق واسع في الصحراء الجزائرية. اللحوم هي مكان موثوق جدا لمعظم التلوث الميكروبي، وهذه البكتيريا الملوثة متنوعة جدا حيث تشكل الكائنات الحية الدقيقة المسببة للأمراض، والمتلفة والحافظة (بكتيريا حمض اللاكتيك). تُظهر بكتيريا حمض اللاكتيك منذ فترة طويلة، خصائص إنتاج المواد المضادة للميكروبات المستخدمة التي يمكن أن تلعب دورا هاما في الحفاظ الحيوي للحوم، والهدف من هذه الدراسة هو البحث عن الخصائص المثبطة لبكتيريا حمض اللاكتيك الموجودة في لحم الإبل من مسلخ ورقلة، خلال التبريد. لهذا الغرض، ركزت الدراسة على عزل، وعد البكتيريا حمض اللاكتيك واختيار السلالات ذات تأثير مضاد للبكتيريا، التي أُخذت بشكل معقم من أفخاذ جثث الجمل العربي، بعد الذبح، السلخ ونزع الأحشاء. وفقا للنتائج، لوحظ وجود هذه العينات اللبنية من اليوم الأول بعد الذبح. معدلات التلوث بعد الحفظ لمدة خمسة أيام هي على التوالي 6.41 ± 2.21 logUFC/g سجل لوسط M17 و 5.84 ± 7.00 log UFC/g سجل لوسط MRS من عزل البكتيريا حمض اللاكتيك، من خلال سلالات بكتيريا حمض اللاكتيك المعزولة. خمس سلالات عزلت ومن ثم خضعت لمجموعة من الاختبارات الكيم. يوالحيوية بعد القراءة العيانية و المجهرية، من اجل نسبها إلى أصناف مختلفة. هذه السلالات الخمسة (05) هي بكتيريا حمض اللاكتيك التي تنتمي على الأرجح إلى الأصناف: *Streptococcus* و *Lactococcus* و *Lactobacillus*. تظهر بكتيريا حمض اللاكتيك المعزولة نشاطا عدائيا تجاه البكتيريا الم رجعي (المسببة للأمراض والتغيير)، ويرجع هذا النشاط إلى عدة عوامل: الحموضة وبيروكسيد الهيدروجين والبكتيريا. بفضل هذه الأنشطة المثبطة، يمكن أن يكون لبكتيريا حمض اللاكتيك دور مهم في الاحتفاظ الحيوي للحوم.

الكلمات المفتاحية : لحم الإبل، بكتيريا حمض اللاكتيك، التبريد، تأثير مضاد للبكتيريا، مسلخ ورقلة.

