

République Algérienne Démocratique et Populaire

Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique



Université Mohamed Chérif Messaadia – Souk Ahras



Institut des Sciences Agronomiques et Vétérinaires

Département des Sciences Vétérinaires

# Thèse

Présentée pour obtenir le diplôme de  
Doctorat Es - Sciences Vétérinaires

Spécialité : Hygiène et qualité des aliments d'origine animale

Titre

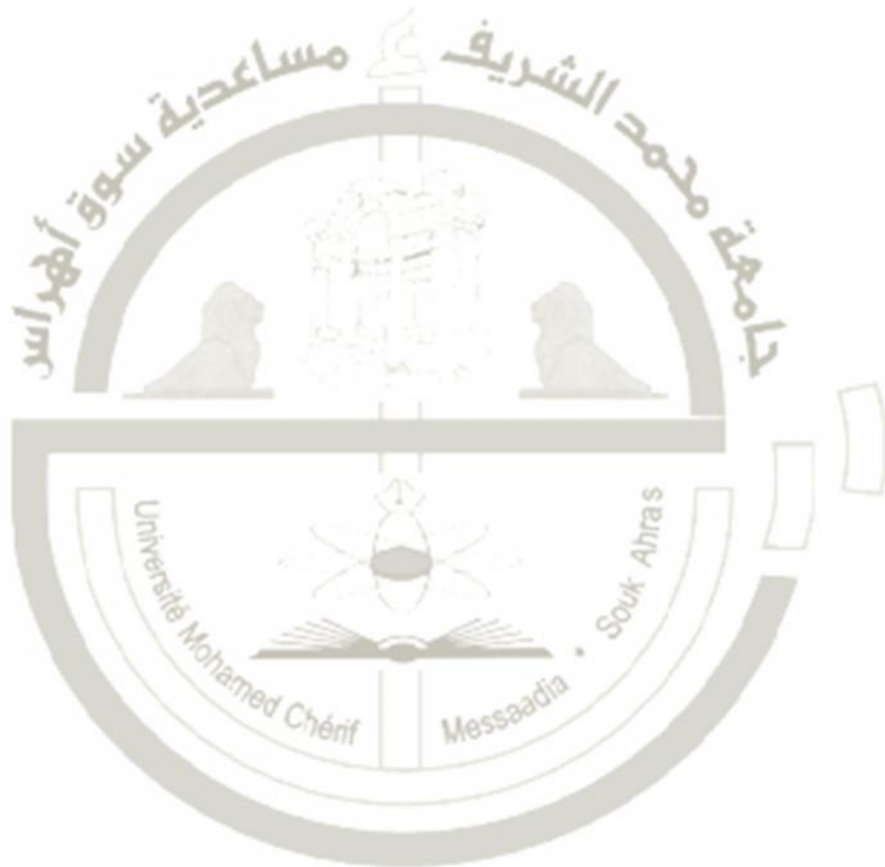
**Caractérisation des Staphylococcus aureus  
isolés de denrées alimentaires  
d'origine animale et leurs  
antibiorésistances**

Présenté par

**TAMENDJARI Sofiane**

Devant le jury suivant

1	MAAZI Mohamed Cherif	Pr	U. de Souk Ahras	Président du jury
2	MAMACHE Bakir	Pr	U. de Batna 1	Examineur
3	RIGHI Souad	Pr	U. d'El Tarf	Examineur
4	MERGHED Amina	MCA	U. de Souk Ahras	Examineur
5	TITOUCHE Yacine	MCA	U. de Tizi Ouzou	Examineur
6	SAIDANI Khelaf	MCA	U. de Blida 1	Examineur
7	BOUZEBDA Zoubir	Pr	U. de Souk Ahras	Co-Directeur de thèse
8	BOUZEBDA-AFRI Farida	Pr	U. de Souk Ahras	Directrice de thèse



## Remerciements

*Mes plus vifs remerciements vont à Mme BOUZEBDA AFRI Farida, professeur à l'Université de Souk Ahras et à Mr. BOUZEBDA Zoubir, professeur à l'Université de Souk Ahras, pour leurs disponibilités, leurs soutiens, leurs conseils et leurs aides, puissent-t-ils trouver dans ce travail ma profonde gratitude.*

*Je remercie vivement Mr. AGGAD Hebib, professeur à l'Université de Tiaret pour sa gentillesse et son aide.*

*Je témoigne de ma reconnaissance à Mr. MAAZI Mohamed Cherif, professeur à l'université de Souk Ahras, pour l'honneur qu'il nous fait de présider le jury.*

*Je remercie grandement Mr. Mamache Bakir, professeur à l'université de Souk Ahras, pour l'honneur qu'il nous fait de présider le jury.*

*Je remercie beaucoup Mme RIGHI Souad, maître de conférences à l'université d'El Tarf, d'avoir accepté d'examiner ce travail.*

*Je remercie profondément Mme MERGHED Amina, maître de conférences à l'université de Souk Ahras, d'avoir accepté d'examiner ce travail.*

*Je remercie infiniment Mr. SAIDANI Khelaf, maître de conférences à l'université de Blida 1, d'avoir accepté d'examiner ce travail.*

*Je remercie sincèrement Mr. TITOUCHE Yacine, maître de conférences à l'université de Tizi Ouzou, d'avoir accepté d'examiner ce travail.*

*Un grand hommage à tous ceux qui m'ont aidé afin d'achever ce travail, lesquels se reconnaîtront en lisant ces lignes, je vous remercie sincèrement.*

## *Abréviations*

µm : Micromètre

ADN : Acide désoxyribonucléique

ARNr : Acide ribonucléique ribosomal

Aw : Activity of water

CA-SARM : *S. aureus* résistant à la méthicilline associé la communauté

CASFM : Comité de l'Antibiogramme de la Société Française de Microbiologie

CLSI : Clinical and Laboratory Standard Institute

DNase : Désoxyribonucléase

EDTA : Ethylenediaminetetraacetic acid - Acide éthylène diamine tétraacétique

ES : Entérotoxine Staphylococcique

G+C : Contenu en Guanine et Cytosine de l'ADN

HA-MRSA : Hospital acquired Methicillin-Resistant *Staphylococcus aureus* - *S. aureus* acquis dans les hôpitaux

IgG : Immunoglobuline G

kb : Kilo base

kDa : Kilo dalton

LPV : Leucocidine de Panton et Valentine

LukE-PV : Sous-unité E de la toxine PVL

LukS-PV : Sous-unité S de la toxine PVL

*mec* : Gène de résistance à la méthicilline

MSCRAMM : Microbial Surface Components Recognizing Adhesive Matrix Molecules

PABA : Para-aminobenzoic acid - Acide paraaminobenzoïque

PBP : Penicillin-Binding-Protein

PBP 2a : Protein-Binding-Penicillin 2a

pH : Potentiel d'hydrogène

PSM : Phenol-soluble moduline ou en français moduline soluble dans le phénol

SARM : *S. aureus* résistants à la méthicilline

SCC : Staphylococcal chromosomal cassette

SCV : Variante de petite colonie

SpA : Staphylococcal protein A

SSSS : Staphylococcal Scalded Skin Syndrome

TSST-1 : Toxic shock syndrom toxin-1

## *Liste des tableaux*

<b>Tableau</b>		<b>Page</b>
<b>1</b>	Composition du lait de différentes espèces animales	<b>38</b>
<b>2</b>	Principaux acides gras présents dans le lait	<b>40</b>
<b>3</b>	Concentration des variantes de caséines dans le lait bovin	<b>42</b>
<b>4</b>	Principaux minéraux du lait des différentes espèces animales	<b>44</b>
<b>5</b>	Les différentes concentrations du lait en vitamines	<b>44</b>
<b>6</b>	Principales hormones identifiées dans le lait de vache	<b>46</b>
<b>7</b>	Les principaux agents bactériens de la mammité	<b>52</b>
<b>8</b>	Evolution de la production mondiale en viande, en millions de tonnes	<b>57</b>
<b>9</b>	Production de viande en Algérie	<b>59</b>
<b>10</b>	Composition nutritionnelle pour 100 gr de viande de différentes espèces	<b>63</b>
<b>11</b>	Effet de la température sur les bactéries	<b>71</b>
<b>12</b>	Tableau récapitulatif de l'échantillonnage	<b>77</b>
<b>13</b>	Les élevages au niveau de Souk Ahras	<b>80</b>
<b>14</b>	Les élevages au niveau de Tiaret	<b>80</b>
<b>15</b>	Etat d'hygiène de vaches échantillonnées à Souk Ahras	<b>82</b>
<b>16</b>	Etat d'hygiène des vaches échantillonnées à Souk Ahras	<b>83</b>
<b>17</b>	Les dilutions et les concentrations d'antibiotique obtenues	<b>92</b>
<b>18</b>	Région, endroit, origine et nombre d'échantillon analysé	<b>94</b>
<b>19</b>	Dimensions, structure et matériels importants au niveau de l'abattoir	<b>96</b>
<b>20</b>	Disposition générale de l'abattoir	<b>97</b>
<b>21</b>	Tenue de travail du personnel à l'abattoir	<b>97</b>
<b>22</b>	Tenue de travail du boucher	<b>98</b>
<b>23</b>	Fréquence de résistance des <i>S. aureus</i> isolés aux antibiotiques testés	<b>106</b>
<b>24</b>	Phénotype de résistance des souches des <i>S. aureus</i>	<b>107</b>
<b>25</b>	Nombre de souches produisant une bêta-lactamase	<b>109</b>
<b>26</b>	CMI et phénotype de résistance des SARM isolés	<b>111</b>
<b>27</b>	Résultats du dénombrement des Staphylocoques pour nos échantillons	<b>116</b>
<b>28</b>	Résultats du dénombrement des Staphylocoques à coagulase positive	<b>117</b>
<b>29</b>	Résultats du dénombrement des <i>S. aureus</i> pour nos échantillons	<b>117</b>
<b>30</b>	Fréquence de résistance et de sensibilité des <i>S. aureus</i> isolés envers les antibiotiques testés	<b>118</b>
<b>31</b>	Profil de résistance des souches <i>S. aureus</i> isolés de viande	<b>120</b>
<b>32</b>	Comparaison des prévalences, Origine et CMI des SARM isolés	<b>127</b>

## *Liste des figures*

<b>Figure</b>		<b>Page</b>
<b>1</b>	<i>S. aureus</i> sous microscope électronique à balayage	<b>6</b>
<b>2</b>	Schéma des facteurs de virulence d'un <i>S. aureus</i>	<b>18</b>
<b>3</b>	Fonctions des protéines de la paroi cellulaire de <i>S. aureus</i>	<b>31</b>
<b>4</b>	Etapas de formation d'un biofilm chez les Staphylocoques	<b>34</b>
<b>5</b>	Production laitière mondiale en 2017	<b>36</b>
<b>6</b>	Schématisation de la structure de la membrane du globule gras	<b>40</b>
<b>7</b>	Schéma d'une section transversale d'un muscle squelettique et son organisation	<b>61</b>
<b>8</b>	Photomicrographie d'une section longitudinale d'une fibre musculaire squelettique	<b>61</b>
<b>9</b>	Cartographie de la région d'étude	<b>75</b>
<b>10</b>	Elevage bovin à Taoura 1	<b>76</b>
<b>11</b>	Elevage bovin à Tiaret 1	<b>76</b>
<b>12</b>	Nouveau bâtiment d'élevage Taoura 1, wilaya de Souk Ahras	<b>79</b>
<b>13</b>	Elevage bovin à Tiaret	<b>79</b>
<b>14</b>	Autoclave-étuve	<b>81</b>
<b>15</b>	Bec bunsen	<b>79</b>
<b>16</b>	Vortex	<b>79</b>
<b>17</b>	Micropipette	<b>79</b>
<b>18</b>	Anse de platine	<b>79</b>
<b>19</b>	Balance	<b>79</b>
<b>20</b>	Bain marie	<b>79</b>
<b>21</b>	Microscope optique	<b>79</b>
<b>22</b>	Flacon stérile	<b>79</b>
<b>23</b>	Pipette Pasteur	<b>79</b>
<b>24</b>	Milieu Baird-Parker	<b>79</b>
<b>25</b>	Milieu mannitol salt agar	<b>79</b>
<b>26</b>	Seringue, écouvillon	<b>79</b>
<b>27</b>	Téllurite de potassium	<b>79</b>
<b>28</b>	Plasma de lapin à reconstituer lyophilisé	<b>79</b>
<b>29</b>	Spectrophotomètre	<b>81</b>
<b>30</b>	Echantillonnage de carcasses ovines estampillées	<b>95</b>
<b>31</b>	Echantillonnage de bréchet de poulet dans une boucherie à Souk Ahras	<b>95</b>
<b>32</b>	Echantillon de viande de poulet	<b>99</b>
<b>33</b>	Calcul du poids de l'échantillon	<b>100</b>
<b>34</b>	Colonies présomptives de <i>S. aureus</i>	<b>103</b>
<b>35</b>	Fermentation du mannitol par les colonies présomptives de <i>S. aureus</i>	<b>103</b>
<b>36</b>	Coagulation du plasma de lapin	<b>104</b>
<b>37</b>	Dégradation de l'ADN par la DNase thermonucléase de <i>S. aureus</i>	<b>104</b>
<b>38</b>	Histogramme comparatif entre des échantillons contaminés par les Staphylocoques, Staphylocoques à Coag + et les <i>S. aureus</i>	<b>105</b>
<b>39</b>	Antibiogramme sur gélose Muller-Hinton	<b>106</b>
<b>40</b>	Dendrogrammes des <i>S. aureus</i> isolés selon leurs résistances envers les antibiotiques	<b>109</b>

<b>41</b>	Production de bêta-lactamase par les <i>S. aureus</i>	<b>110</b>
<b>42</b>	<i>S. aureus</i> résistant à la méthicilline	<b>110</b>
<b>43</b>	Résultat de la CMI	<b>111</b>
<b>44</b>	Pourcentage de résistance des <i>S. aureus</i> aux antibiotiques	<b>112</b>
<b>45</b>	Colonies de Staphylocoques sur milieu Baird-Parker	<b>113</b>
<b>46</b>	Histogramme des contaminations des échantillons par les Staphylocoques	<b>113</b>
<b>47</b>	Début de la coagulation du plasma reconstitué par les Staphylocoques à coagulase positive	<b>114</b>
<b>48</b>	Histogramme des contaminations des échantillons par les Staphylocoques à coagulase positive	<b>114</b>
<b>49</b>	Dégradation de l'ADN par les <i>S. aureus</i>	<b>115</b>
<b>50</b>	Histogramme des échantillons contaminés par les <i>S. aureus</i>	<b>115</b>
<b>51</b>	Résultats de l'antibiogramme	<b>118</b>
<b>52</b>	Histogramme des fréquences de résistances des <i>S. aureus</i> isolés des viandes	<b>119</b>
<b>53</b>	Degré de rapprochement des <i>S. aureus</i> isolés de différentes viandes selon leurs profils de résistances aux antibiotiques	<b>121</b>

## Sommaire

Introduction .....	3
Chapitre 1 : Le <i>Staphylococcus aureus</i> .....	3
1. Historique.....	3
2. Portage et réservoir de <i>S. aureus</i> .....	3
3. Taxonomie .....	4
4. Caractères bactériologiques .....	5
5. Méthodes de détection des <i>S. aureus</i> .....	6
5.1. Milieux de culture.....	6
5.1.1. Milieu de Baird-Parker.....	6
5.1.2. Milieu Mannitol Salt Agar .....	7
5.1.3. Milieu de Giolitti-Cantoni.....	7
5.2. Tests biochimiques miniaturisés.....	7
5.3. Systèmes automatiques.....	8
5.4. Méthodes génétiques .....	8
5.5. Méthodes par immunodétection .....	9
5.5.1. ELISA.....	9
5.5.2. Immunodiffusion .....	9
6. Pouvoir pathogène .....	9
6.1. Les composants structuraux.....	9
6.1.1. La capsule.....	9
6.1.2. Le peptidoglycane .....	10
6.1.3. L'acide teichoïque .....	10
6.1.4. Protéine A.....	11
6.2. Les toxines.....	12
6.2.1. Les cytotoxines :.....	12
6.2.1.1. La toxine Alpha.....	12
6.2.1.2. La toxine Beta .....	12
6.2.1.3. La toxine Delta.....	13
6.2.1.4. La toxine Gamma.....	13
6.2.2. Les toxines exfoliatives .....	13
6.2.3. Les entérotoxines.....	14
6.2.4. La toxine du choc toxique staphylococcique .....	15
6.3. Les enzymes .....	16

6.3.1.	La catalase .....	16
6.3.2.	La coagulase .....	16
6.3.3.	La coagulase liée ou clumping factor .....	16
6.3.4.	La hyaluronidase .....	17
6.3.5.	La fibrinolysine .....	17
6.3.6.	Les lipases .....	17
6.3.7.	La nucléase .....	17
Chapitre 2 : <i>S. aureus</i> et les antibiotiques .....		19
1.	Les bêta-lactamines .....	20
1.1.	Mécanisme d'action .....	21
1.2.	Mécanisme de résistance .....	21
1.3.	<i>S. aureus</i> résistant à la méthiciline (SARM) .....	22
2.	Les aminoglycosides .....	22
2.1.	Mécanisme d'action .....	23
2.2.	Mécanisme de résistance .....	24
3.	Les Macrolides et apparentés ou Macrolides-Lincomycines-Streptogramines (MLS) ....	24
3.1.	Mécanisme d'action .....	25
3.2.	Mécanisme de résistance .....	25
4.	Les glycopeptides .....	25
4.1.	Mécanisme d'action .....	26
4.2.	Mécanisme de résistance .....	26
5.	Les quinolones et les fluoroquinolones .....	26
5.1.	Mécanisme d'action .....	27
5.2.	Mécanisme de résistance .....	27
6.	Les tétracyclines .....	27
6.1.	Mécanisme d'action .....	28
6.2.	Mécanisme de résistance .....	28
7.	Les sulfonamides .....	28
7.1.	Mécanisme d'action .....	29
7.2.	Mécanisme de résistance .....	29
8.	Les phénicolés .....	29
8.1.	Mécanisme d'action .....	29
8.2.	Mécanisme de résistance .....	30
9.	La fosfomycine .....	30
9.1.	Mécanisme d'action .....	30

9.2.	Mécanisme de résistance .....	30
10.	Les fusidanes : Acide Fusidique.....	30
10.1.	Mécanisme d'action .....	31
10.2.	Mécanisme de résistance.....	31
11.	Les novobiocines .....	31
11.1.	Mécanisme d'action .....	32
11.2.	Mécanisme de résistance.....	32
12.	Mécanisme de persistance .....	32
12.1.	La variante de petite colonie ou small colonie variant (SCV).....	32
12.2.	Le biofilm.....	33
Chapitre 3 : Le lait.....		35
1.	La production laitière dans le monde.....	35
2.	La production laitière en Europe.....	37
3.	La production laitière en Afrique.....	37
4.	La production laitière en Algérie .....	37
5.	Les composants du lait.....	38
5.1.	Les lipides du lait.....	39
5.2.	Les protéines du lait.....	41
5.3.	Les glucides du lait .....	42
5.4.	Les minéraux du lait .....	43
5.5.	Les vitamines du lait.....	44
5.6.	Les enzymes du lait .....	45
5.7.	Les hormones du lait.....	46
6.	Microbiologie du lait.....	46
6.1.	Microorganismes indicateurs d'hygiène .....	47
6.1.1.	Les bactéries mésophiles et psychrotrophes.....	47
6.1.2.	Les coliformes et les <i>Enterobacteriaceae</i> .....	48
6.2.	Les microorganismes pathogènes .....	48
6.2.1.	La tuberculose les mycobactéries .....	48
6.2.2.	La brucellose les brucelles .....	49
6.2.3.	Les toxi-infections alimentaires .....	54
6.3.	Les microorganismes d'altération .....	55
6.4.	Les microorganismes bénéfiques.....	55
Chapitre 4 : La viande .....		56
1.	La production de viande dans le monde .....	56

2.	La production de viande en Afrique .....	58
3.	La production de viande en Algérie .....	59
4.	Le muscle et la viande.....	60
4.1.	Structure et organisation du muscle.....	60
4.2.	La fibre musculaire .....	61
4.3.	Evolution du muscle en viande.....	62
5.	Microbiologie de la viande .....	64
	Partie 1 : L'antibiorésistance de <i>S. aureus</i> isolés de lait de vache et de chèvre.....	72
	Introduction .....	72
1.	Zone d'étude .....	73
1.1.	Wilaya de Tiaret .....	73
1.1.1.	Tiaret .....	73
1.1.2.	Ksar Chellala .....	73
1.2.	Wilaya de Souk Ahras .....	73
1.2.1.	Souk Ahras .....	73
1.2.2.	Sedrata .....	73
1.2.3.	Taoura.....	74
1.2.4.	Mrahna .....	74
2.	Matériels et Méthodes .....	74
2.1.	Matériels .....	74
2.1.1.	Matériels biologiques .....	74
2.1.2.	Matériels techniques.....	78
2.1.3.	Matériels de laboratoire.....	80
2.2.	Méthodes .....	81
2.2.1.	Le choix des élevages.....	81
2.2.2.	Période d'étude.....	81
2.2.3.	Renseignements sur l'état d'hygiène des vaches .....	81
2.2.4.	Prélèvement des échantillons de lait .....	82
2.2.5.	Conservation et transport des prélèvements.....	82
2.2.6.	Traitement et préparation des échantillons.....	83
2.2.7.	Isolement .....	83
2.2.8.	Identification .....	83
2.2.8.1.	Aspect macroscopique .....	83
2.2.8.2.	Aspect microscopique .....	84
2.2.8.3.	Recherche de la catalase .....	84

2.2.8.4.	Fermentation du mannitol .....	84
2.2.8.5.	Recherche de la coagulase .....	84
2.2.8.6.	Recherche de la DNase thermostable.....	85
2.2.9.	Détermination de la sensibilité aux antibiotiques .....	86
2.2.9.1.	Disques d'antibiotiques utilisés .....	86
2.2.9.2.	Antibiogramme .....	86
2.2.10.	Recherche de la résistance de <i>S. aureus</i> envers l'oxacilline .....	87
2.2.10.1.	Test de diffusion du disque de céfoxitine .....	87
2.2.10.2.	Test de screening à l'oxacilline pour <i>S. aureus</i> (test MRSA).....	88
2.2.11.	Recherche de la bêta-lactamase (test du trèfle) .....	89
2.2.12.	Détermination de la concentration minimale inhibitrice .....	89
2.2.13.	Analyses statistiques .....	91
Partie 2 : Dénombrement de <i>S. aureus</i> isolés de carcasses ovines et de viandes blanches, et leurs antibiorésistances .....		92
1.	Introduction.....	93
1.	Zone d'étude .....	93
2.	Matériels et Méthodes .....	93
2.1.	Matériels .....	93
2.1.1.	Matériels biologiques .....	93
2.1.2.	Matériels techniques .....	96
2.1.3.	Matériels de laboratoire.....	98
2.2.	Méthodes .....	98
2.2.1.	Période d'étude.....	98
2.2.2.	Prélèvement des échantillons de viande.....	98
2.2.2.1.	Prélèvement des échantillons de viande ovine.....	98
2.2.2.2.	Prélèvement des échantillons de viande de poulet et de dinde .....	99
2.2.3.	Conservation et transport des échantillons.....	99
2.2.4.	Traitement et préparation des échantillons.....	100
2.2.5.	Isolement .....	101
2.2.6.	Identification .....	101
2.2.6.1.	Aspect macroscopique .....	101
2.2.6.2.	Dénombrement.....	101
2.2.6.3.	Aspect microscopique .....	101
2.2.6.4.	Recherche de la catalase .....	102
2.2.6.5.	Fermentation du mannitol .....	102

2.2.6.6.	Recherche de la coagulase .....	102
2.2.6.7.	Recherche de la DNase thermostable.....	102
2.2.7.	Détermination de la sensibilité aux antibiotiques .....	102
2.2.7.1.	Disques d'antibiotiques utilisés .....	102
2.2.7.2.	Antibiogramme .....	102
2.2.8.	Analyse statistique.....	102
Résultats .....		93
Résultats de la partie 1 : L'antibiorésistance des <i>S. aureus</i> isolés de lait de vache et de chèvre .....		93
1.	Résultats des prélèvements .....	103
1.1.	Isolement .....	103
1.2.	Fermentation du mannitol.....	103
1.3.	Résultats de la recherche de la coagulase .....	104
1.4.	Résultats de la recherche de la DNase thermostable .....	104
1.5.	Prélèvements contaminés par les Staphylocoques.....	105
1.6.	Prélèvements contaminés par les Staphylocoques à coagulase positive .....	105
1.7.	Prélèvements contaminés par les <i>S. aureus</i> .....	105
2.	Antibiogrammes des <i>S. aureus</i> .....	106
2.1.	Fréquence de résistance des <i>S. aureus</i> .....	106
2.2.	Phénotype de résistance des souches <i>S. aureus</i> .....	107
2.3.	Degré de rapprochement des souches <i>S. aureus</i> isolées .....	109
3.	Production de la Béta-lactamase .....	109
4.	Résistance à la méthicilline (souches MRSA) .....	110
5.	Résultats de la CMI.....	111
Résultats de la partie 2 : Dénombrement de <i>S. aureus</i> isolés de carcasses ovines et de viandes blanches, et leurs antibiorésistances .....		113
1.	Résultats des prélèvements .....	113
1.1.	Prélèvements de viandes contaminées par les Staphylocoques .....	113
1.2.	Prélèvements de viandes contaminées par les Staphylocoques à coagulase positive .....	114
1.3.	Prélèvements de viandes contaminées par les <i>S. aureus</i> .....	115
2.	Résultats du dénombrement dans les prélèvements de viandes .....	116
2.1.	Résultats du dénombrement des Staphylocoques dans les prélèvements de viandes .....	116
2.2.	Résultats du dénombrement des Staphylocoques à coagulase positive dans les prélèvements de viandes .....	116

2.3. Résultats du dénombrement des <i>S. aureus</i> dans les prélèvements des viandes.....	117
3. Résultats de l'antibiogramme de <i>S. aureus</i> .....	118
3.1. Fréquences de résistance de <i>S. aureus</i> .....	118
3.2. Profils de résistance de <i>S. aureus</i> aux antibiotiques testés.....	120
3.3. Degré de rapprochement des souches <i>S. aureus</i> isolées.....	121
Interprétation et discussion : Partie 1.....	122
Interprétation et discussion : Partie 2.....	127
Discussion générale.....	131
Conclusion.....	133
Recommandations.....	136
Références bibliographiques.....	138
Annexe	
Résumé	
Abstract	

# Introduction



## Introduction

Le problème majeur de santé publique relié à *S. aureus* et qui est présent partout dans le monde, est celui de sa résistance aux antibiotiques. A cause d'une exposition fréquente à différents types d'antibiotiques, ce pathogène leurs est de plus en plus résistant, dont notamment à la famille des bêta-lactames (méthicilline, pénicilline, etc.). Ces souches pathogènes prennent le nom de SARM (*S. aureus* résistants à la méthicilline).

Aux États-Unis, il a été estimé que les infections par les SARM sont plus létales que la mortalité associée au VIH (Virus d'Immunodéficience Humain) (Peschel et Otto, 2013 ; Bancroft, 2007). La surveillance des souches de *S. aureus* résistantes à la méthicilline a montré une augmentation de 146% au Québec et ce en dix ans (Institut National de Santé Publique du Québec, 2022). Celles-ci sont aussi très coûteuses, on note un coût total lié aux infections par les SARM d'environ 33 à 85 millions de dollars dans les hôpitaux canadiens en l'an 2005 (Goetghebeur et al., 2007) avec une moyenne annuelle de 36 millions de dollars jusqu'en 2013 (Public Health Agency of Canada, 2013). Les *S. aureus* sont à l'origine de cas de morbidité et de mortalité, et se disséminent rapidement dans la communauté (Taylor et Unakal, 2022).

*S. aureus* contamine aussi les aliments, entre autre, le lait et ses dérivés. Au fait, le lait est un biotope riche et propice pour la croissance des microorganismes par sa teneur élevée en eau, une abondance de nutriments et un pH près de la neutralité (Ratezz et al. 2017 ; Touch et Deeth, 2009).

La majorité des toxi-infections alimentaires liées à la consommation de lait cru sont causées par les bactéries pathogènes à savoir *Listeria monocytogenes*, *Escherichia coli*, *Campylobacter jejuni*, *Salmonella spp.*, *Yersinia enterocolitica* et *S. aureus*.

Pour ce qui est des *S. aureus*, sa présence dans le lait cru et les produits laitiers peut être due à plusieurs facteurs. Premièrement, une mammite de ruminants peut conduire au transfert de *S. aureus* dans le lait cru, une étude a montré que presque 45 % des échantillons de lait cru bovin testés contenaient des souches staphylococciques à coagulase positive (Smaali et al. 2020 ; Rola Jolanta et al., 2013). Deuxièmement, un manque d'hygiène du personnel durant la traite ou durant la manipulation du lait et ses dérivés et l'utilisation impropre d'appareils industriels peuvent affecter l'innocuité du produit laitier. Ce critère non respecté pourrait être à l'origine de la présence de SARM dans ces aliments et de souches hypermutantes résistantes à plusieurs types d'antibiotiques et porteuses de facteurs de virulence (Graham et al., 2006;

Normanno et al., 2007; Soares et al., 2011; Wang et al., 2013). Le dernier facteur favorisant la présence de *S. aureus* dans l'aliment est le non-respect des conditions de transformation de l'aliment ou l'utilisation de conditions inadéquates durant les différentes étapes de fabrication, de stockage et de transport du produit fini. Certaines souches de *S. aureus* peuvent sécréter des entérotoxines staphylococciques, et il suffit de  $10^5$  unités formatrices de colonies staphylococciques (UFC) par millilitre ou par gramme d'aliment pour produire des entérotoxines, d'autres souches plus virulentes, sont capables de produire des entérotoxines à une concentration de  $10^3$  UFC/gr d'aliment (Meyrand et al., 1998). Une fois sécrétées dans l'aliment, une concentration en entérotoxines de l'ordre du nanogramme peut déclencher les symptômes d'une toxi-infection alimentaire (diarrhées, fièvre, nausées, crampes abdominales, maux de tête) à la personne ingérant l'aliment contaminé (Ostyn et al., 2010 ; Hennekinne et al., 2012; Krakauer et Stiles, 2013). Ces symptômes peuvent être bénins, mais, dans d'autres cas, ils se présentent par des variations de la pression artérielle et même par la mort de la personne par entérototoxicose et déshydratation (Hennekinne et al., 2012. De ce fait, *S. aureus* présente un danger de santé publique, que ce soit au niveau médical ou alimentaire.

Dans une première partie l'objectif de notre étude est d'isoler, caractériser et déterminer la prévalence des souches de *S. aureus* isolées du lait cru de vache et du lait cru de chèvre dans la wilaya de Tiaret et de Souk Ahras, par la suite, évaluer leurs sensibilités envers les antibiotiques les plus utilisés en médecine humaine et vétérinaire. La production de bêtalactamase par les souches de *S. aureus* isolées est recherchée ainsi que les souches résistantes à la méthicilline. Enfin, la CMI des SARM est déterminée.

Dans une deuxième partie, l'objectif de notre étude est d'isoler, caractériser, déterminer la prévalence et le dénombrement des souches de *S. aureus* isolées de viandes ovines, de viandes de poulet et de viandes de dinde, consommées au niveau de la wilaya de Souk Ahras. Une évaluation de la sensibilité aux antibiotiques est réalisée pour les souches isolées.

Les deux parties de ce travail ont fait l'objet de deux publications ayant comme référence : Tamendjari S, Bouzebda FA, Chaib L, Aggad H, Ramdani M, Bouzebda Z (2021). Antibiotic resistance of *Staphylococcus aureus* isolated from raw cow and goat milk produced in the Tiaret and Souk Ahras areas of Algeria, *Veterinary World*, 14(7): 1929-1934.

Tamendjari S, Afri Bouzebda F, Chaib L, Aggad H, Bouzebda Z (2023). Enumeration and antibiotic resistance of *S. aureus* isolated from different meat in souk ahras area, Algeria. *Adv. Anim. Vet. Sci.* 11(2): 211-218.

## Synthèse bibliographique

# Chapitre 1 : Le *Staphylococcus aureus*

## Chapitre 1 : *Staphylococcus aureus*

### 1. Historique

En 1878, Louis Pasteur (1822-1895), travaillait avec Emile Roux et Chamberland sur les microorganismes des maladies, et à l'aide d'un microscope, il observa dans le pus de furoncle et d'ostéomyélite des « amas en grain », qu'il appela Staphylocoques. En 1880, Sir Alexander Ogston (1844-1929), un chirurgien écossais, isola pour la première fois des staphylocoques à partir d'abcès et de lésions cutanées, les cultiva en laboratoire, et reconnut leur rôle dans l'inflammation et la formation de pus. En 1884, le médecin allemand Friedrich Julius Rosenbach différençia les staphylocoques par la couleur de leurs colonies : *S. aureus* (du latin aurum, or) et *S. albus* (latin pour blanc). Les découvertes de Louis Pasteur ont permis de réaliser des progrès importants en hygiène et en prévention, car il apprenait aux chirurgiens et aux accoucheurs à se laver les mains, à flamber leurs instruments et à stériliser leurs objets, ainsi, son équipe conçut le premier autoclave nommé « Chamberland ». Toutefois, le problème des infections était loin d'être réglé. En 1929, Alexander Fleming découvre la pénicilline et ses propriétés bactéricides, ouvrant la voie au traitement des maladies infectieuses par les antibiotiques. La pénicilline est utilisée pour la première fois en 1941 pour traiter un patient atteint de septicémie à staphylocoque. La découverte des antibiotiques à partir des années 40 allait donner de grands espoirs et changer le pronostic des infections. En 1953, fut isolée pour la première fois au Canada une souche de *Staphylococcus aureus* résistante à la pénicilline qui était à l'origine de lésions de la peau, de pneumonies chez les enfants ou de septicémies. L'arrivée d'un autre antibiotique, la méthicilline, dans les années 60, a mis fin à cette épidémie. La résistance à la méthicilline de souches de *Staphylococcus aureus* isolées en pathologie humaine n'a pas mis longtemps à survenir et a été décrite dès 1961 au Royaume-Uni. Et à partir des années 1970, les souches de *Staphylococcus aureus* résistantes à la méthicilline (SARM) sont devenues l'une des premières causes des infections acquises à l'hôpital (HA-SARM, infections nosocomiales) avec une dissémination mondiale (Galmiche, 1999).

### 2. Portage et réservoir de *S. aureus*

Le plus grand réservoir écologique de souches humaines de *S. aureus* est le nez humain ; cependant, la peau, les cheveux et les muqueuses peuvent également être colonisés. Ces bactéries résidentes ne provoquent normalement pas de maladie, mais le portage nasal est

fortement associé à l'infection ; cependant, seule une infime minorité de porteurs tombera un jour malade à la suite d'une infection par *S. aureus* (Brown et al., 2013).

L'analyse moléculaire et la pathogénèse suggèrent que l'hôte ancestral de *S. aureus* est l'homme (Ng et al., 2009) et les données phylogénétiques estiment l'âge du *S. aureus* entre 25 000 et 14 2000 ans (Weinert et al., 2012). En tant que tel, *S. aureus* peut être considéré comme une "maladie du patrimoine", c'est-à-dire une maladie qui se transmet depuis des millénaires de personne à personne (Grace et McDermott, 2011). La santé des humains et des animaux est étroitement interdépendante et de nombreuses maladies humaines sont partagées avec les animaux et vice versa. L'épidémiologie moléculaire suggère que *S. aureus* est passé de l'homme au bétail à plusieurs reprises dans le passé et a plus rarement changé d'espèce du bétail à l'homme (Shepherd et al., 2013).

Le premier saut de l'homme au bétail a eu lieu il y a environ 5500 ans avant notre ère, coïncidant avec l'expansion de la domestication du bétail dans l'Ancien Monde. Le premier saut vers la volaille est estimé à environ 275 ans (Weinert et al., 2012). On pense actuellement qu'il y a eu au moins 13 sauts entre les humains et 13 sauts entre les animaux et deux sauts des populations animales vers les humains (Shepherd et al., 2013).

Actuellement *S. aureus* fait partie de la flore commensale normale des mammifères et des oiseaux, à l'inverse de certaines espèces de staphylocoques qui ont, eux un hôte préférentiel. *S. aureus* semble capable de coloniser tous les mammifères (marins et terrestres) même si différents biotypes de souches de *S. aureus* pourraient être raccordés à des hôtes spécifiques. Par exemple, selon une étude de 2003, un biotype dit « abattoir » serait associé aux produits de boucherie et au personnel des unités de production des abattoirs (Hennekine et al., 2003). Chez l'homme, *S. aureus* est présent sur plusieurs sites corporels. On le repère sur la surface de la peau et des muqueuses, mais il colonise principalement les fosses nasales, les glandes de la peau, le cuir chevelu, les mains, la bouche, les dents et le périnée (Smith et al., 2001 ; Kloos et al., 1976 ; Williams, 1963).

### **3. Taxonomie**

En 2001, les chercheurs Garrity et Holt ont proposé de radier les *S. aureus* de la famille des *Micrococcaceae* (genre *Micrococcus* et *Stomatococcus*) grâce à l'analyse des séquences de la sous-unité 16S de l'acide ribonucléique ribosomique (ARNr 16S) ainsi que d'autres analyses

génétiques (Dworkin et al., 2006). Sa position taxonomique est maintenant bien définie et il a une famille à son nom : *Staphylococcaceae* (Dworkin et al., 2006).

Selon la 9ème édition du *Bergey's Manual of Systematic Bacteriology*, les staphylocoques sont classés parmi les bactéries à Gram positif pauvres en GC, dans le phylum des firmicutes :

**Classe** : Bacilli

**Ordre** : Bacillales

**Famille** : Staphylococcaceae

**Genre** : Staphylococcus

**Espèce** : *Staphylococcus aureus* (Prescott et al., 2010).

#### 4. Caractères bactériologiques

*S. aureus* est une bactérie sphérique à ovoïde de 1 µm de diamètre (Figure 1), et les divisions cellulaires sont faites sur plusieurs plans. Les Staphylocoques sont catalase-positifs, oxydase-négatifs et aéro-anaérobies facultatifs. Le *S. aureus* est mésophile avec une température de multiplication de 7 à 48 °C et un optimum de 37 °C et un optimum de 35 °C à 45 °C pour la production d'entérotoxine. La résistance moyenne des *S. aureus* à la chaleur est de D 62 pendant 20 à 65 secondes et de D 72 pendant 4.1 secondes.

Le pH optimal des *S. aureus* est de 6 à 7, et pour la production d'entérotoxine, le pH est de 6. La caractéristique importante à considérer dans les aliments est sa tolérance en sel et une activité de l'eau réduite. Ils peuvent se multiplier en présence de 5 à 7 % de NaCl et certaines espèces peuvent se multiplier même au-delà de 20 %, peuvent croître à une  $A_w = 0.83$  et produire une entérotoxine à une  $A_w = 0.86$  (Ding et al. 2016 ; Adams et Moss, 2008).

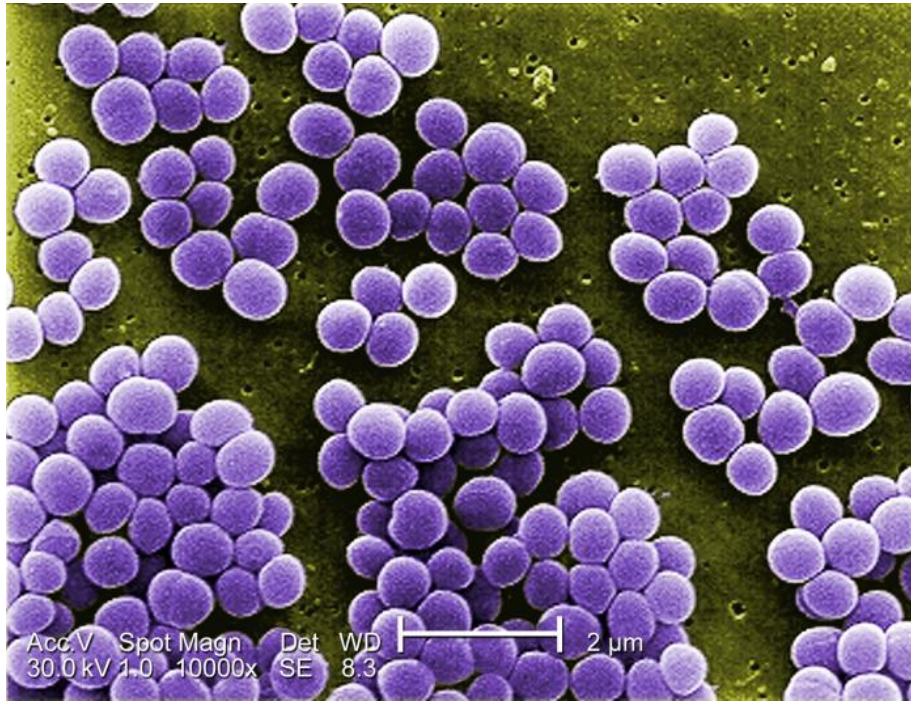


Figure 1 : *S. aureus* sous microscopie électronique à balayage, grossissement 10 000X, colorisé numériquement (CDC, 2001).

## 5. Méthodes de détection des *S. aureus*

L'identification rapide et efficace de *Staphylococcus aureus* est importante pour les tests de routine dans les laboratoires de microbiologie.

Le développement de techniques fiables, simples et rapides est essentiel pour l'identification de foyers et de nouvelles souches de *S. aureus*.

Durant les années précédentes, de différents systèmes basés sur des tests biochimiques miniatures ou sur l'identification de certains gènes ont vu le jour dans les laboratoires de routines et de recherche. Nous citerons quelques méthodes des plus utilisées afin d'identifier et/ou d'isoler des *S. aureus*.

### 5.1. Milieux de culture

#### 5.1.1. Milieu de Baird-Parker

Ce milieu sélectif et différentiel a été développé par Baird Parker en 1962, et contient du chlorure de lithium, de la tellurite de potassium et du jaune d'œuf. La présence du sel et de

la tellurite de potassium sélectionne le genre Staphylocoque, et qui réduit ce dernier en formant des colonies noires (Baird-Parker and Davenport, 1965 ; Baird-Parker, 1962).

Une zone claire entoure les colonies noires, ceci est dû à l'hydrolyse des protéines de l'œuf et une zone opaque due à l'hydrolyse de la lécithine apparaîtra après 24 heures d'incubation (Guiraud, 1998).

### **5.1.2. Milieu Mannitol Salt Agar**

Ce milieu contient 7.5% de NaCl, du mannitol et un indicateur de pH (rouge phénol), alors que la quasi-totalité des bactéries sont inhibées par le chlorure de sodium, les Staphylocoques se développeront et dégraderont le mannitol ce qui virera le milieu de couleur rouge en milieu jaune (Chapman, 1945).

### **5.1.3. Milieu de Giolitti-Cantoni**

Ce milieu est utilisé pour la culture et l'enrichissement des *S. aureus* isolés de denrées alimentaires, formulé par Giolitti et Cantoni en 1966.

La croissance des staphylocoques est favorisée par le pyruvate, la glycine et par une forte concentration en mannitol. La flore accompagnante est inhibée par le chlorure de lithium, le tellurite de potassium et les conditions d'anaérobiose.

Les Staphylocoques peuvent être reconnus par un précipité noir dans le milieu de culture (Atlas, 2006).

## **5.2. Tests biochimiques miniaturisés**

Le système API STAPH permet d'identifier les *Staphylococcus spp*, *Micrococcus spp*, et *Kocuria spp*. Des plaquettes en plastique qui comportent 20 microtubes contenant des substrats déshydratés. Une fois inoculés avec une suspension de microorganismes, qui permettra la reconstitution des tests et après une nuit d'incubation, les changements de couleur associés à chaque réaction sont lus et interprétés directement ou par addition de réactifs. L'identification peut être déterminée en lisant le profil numérique dans la base de données manuelle ou en utilisant les données d'identification APIweb (Truant et al., 2016).

### 5.3. Systèmes automatiques

Ce sont des systèmes automatisés, avec leur étuve intégrée, gérant toutes les étapes de l'identification depuis l'incubation au rendu des résultats. Ils possèdent un système informatique gérant l'automate, assurant la traçabilité des différentes étapes techniques et analytiques et ils possèdent un logiciel permettant la comparaison des résultats avec une base de données intégrée.

La majorité des tests retenus pour l'identification des espèces est constituée par des tests biochimiques conventionnels miniaturisés.

Les supports des substrats d'identification appelés « cartes » sont différents selon les automates : MicroScan® de Beckman, Vitek® 2 de bioMérieux, Phoenix® de Becton Dickinson et Walkaway® de Siemens (Shipkova et Jamoussi, 2022). De nouvelles technologies ont permis de coupler l'identification bactérienne et la sensibilité aux antibiotiques, cependant ces cartes peuvent être sous 3 formats : identification seule, antibiogramme seul ou identification et antibiogramme dans la même carte (Riegel et al., 2016).

En 1995, une nouvelle méthodologie a révolutionné complètement l'identification des bactéries, il s'agit de la spectrométrie de masse ou MALDI-TOF pour *Matrix-Assisted Laser Desorption Ionization–Time of Flight* (Buchan et Ledebøer, 2014 ; Clark et al., 2013 ; Degand et Ruimy, 2013). Cette nouvelle méthode permet, à partir d'une colonie, donc après culture, d'obtenir l'identification du germe en deux à quatre minutes. L'échantillon à analyser est déposé sur une plaque Maldi (A) et est traité par une matrice appropriée (B). Après introduction de la cible dans le système, elle est bombardée par un laser (C). Les ions (D) ainsi générés dans la chambre d'ionisation sont accélérés dans un champ électrique qui les dirige dans un tube de vol (E) vers l'analyseur. Ce dernier permet de séparer et de classer les ions accélérés selon leur temps de vol (TOF : Time-Of-Flight) et de produire un spectre de masse (F) qui est une sorte d'empreinte digitale spécifique et unique de la composition en protéines du microorganisme analysé et qui peut être comparé à une banque de données de spectres (Poupet, 2016).

### 5.4. Méthodes génétiques

Plusieurs techniques existent comme la PCR, la PCR multiplex, PCR en temps réel, l'hybridation ADN-ADN et l'identification basée sur le séquençage. Ce sont les méthodes préférées pour identifier les microorganismes en raison de leur plus grande spécificité, sensibilité et rapidité mais beaucoup plus coûteuses.

Cependant la PCR est la plus utilisée car le protocole comprend une amorce pour la détection du gène de l'ARNr 16S spécifique du genre *Staphylococcus*, la recherche du gène *coa* qui distingue les staphylocoques à coagulase positive et les coagulase négative, et l'amorce SAU spécifique de *S. aureus*, qui permet de différencier le *S. aureus* des autres staphylocoques à coagulase positive (Fetsch et Cunha, 2018).

## **5.5.Méthodes par immunodétection**

### **5.5.1. ELISA**

Le test immuno-enzymatique ELISA pour Enzyme-Linked Immuno Assay, est une méthode rapide et sensible de détection et de quantification d'un antigène. Cette technique utilise un anticorps lié à une enzyme qui se lie à un antigène fixé en surface. Ensuite, un substrat est ajouté pour produire un changement de couleur ou un signal lumineux en corrélation avec la quantité d'antigène présente dans l'échantillon d'origine (Lin, 2015).

### **5.5.2. Immunodiffusion**

Des concentrations croissantes d'antigène sont étalées dans des puits individuels. Une quantité fixe d'anticorps est ajoutée dans chaque puits et l'agrégation des complexes anticorps-antigène sont observés par visualisation du précipité (Chen et Chen, 2020).

## **6. Pouvoir pathogène**

Il est dû principalement aux composants structuraux, aux toxines et aux enzymes (Figure 2).

### **6.1.Les composants structuraux**

#### **6.1.1. La capsule**

La couche la plus externe de la paroi cellulaire de nombreux staphylocoques est recouverte d'une capsule de polysaccharide. Un certain nombre de sérotypes capsulaires ont été identifiés chez *S. aureus*. Les sérotypes 1 et 2 sont associés à des capsules très épaisses et à des colonies d'apparence mucoïde, mais ils sont rarement associés à des maladies humaines. En

revanche, les sérotypes 5 et 8 sont associés à environ 75% des infections chez l'homme. Cette capsule protège la bactérie de la phagocytose par les leucocytes polymorphonucléaires (Murray et al., 2020).

### **6.1.2. Le peptidoglycane**

Il est important de comprendre la structure de la paroi cellulaire des bactéries à Gram positif car elle est la cible de nombreux antibiotiques importants. La moitié de la paroi cellulaire en poids est constituée de peptidoglycane, c'est-à-dire des couches de chaînes de glycanes construites avec 10 à 12 sous-unités alternées d'acide N-acétylmuramique et de N-acétylglucosamine, des chaînes latérales oligopeptidiques sont attachées aux sous-unités d'acide N-acétylmuramique et sont ensuite réticulées par des ponts peptidiques. Contrairement aux bactéries à Gram négatif, la couche de peptidoglycane des bactéries à Gram-positif est constituée de nombreuses couches réticulées, ce qui rend la paroi cellulaire plus rigide. Les enzymes qui catalysent la construction de la couche de peptidoglycane sont appelées protéines de liaison à la pénicilline, et elles sont les cibles des bêta-lactamines et d'autres antibiotiques (Murray et al., 2020 ; Riedel et al., 2019).

Ces polysaccharides, protéines antigéniques ainsi que d'autres substances sont importants pour la structure de la paroi cellulaire, ils constituent l'exosquelette rigide de la paroi et sert d'ancrage aux adhésines. Le peptidoglycane suscite la production d'interleukine-1 (pyrogène endogène) et d'anticorps opsoniques par les monocytes, il peut être un chimioattractant pour les leucocytes polymorphonucléaires, avoir une activité de type endotoxine, et activer le complément, mais il est détruit par un acide fort ou une exposition aux lysozymes (Riedel et al., 2019).

### **6.1.3. L'acide teichoïque**

Les acides teichoïques sont des polymères polyribitolphosphate, réticulés au peptidoglycane et peuvent être antigéniques et ils sont importants dans le métabolisme de la paroi cellulaire (Riedel et al., 2019).

#### 6.1.4. Protéine A

La protéine A est un composant de la paroi cellulaire des souches de *S. aureus*, et est une protéine de surface qui a été caractérisée parmi un groupe d'adhésines appelé composants de surface microbienne ou MSCRAMMs pour microbial surface components recognizing adhesive matrix molecules. L'attachement bactérien aux cellules hôtes est médié par les MSCRAMMs, et ce sont des facteurs de virulence importants. La protéine A se lie à la partie Fc des molécules IgG, à l'exception des IgG3. La partie Fab de l'IgG liée à la protéine A est libre de se combiner avec un antigène spécifique. La protéine A est devenue un réactif important en immunologie et dans les laboratoires de diagnostic ; par exemple, la protéine A avec les molécules d'IgG attachées dirigées contre un antigène bactérien spécifique agglutine les bactéries qui ont cet antigène ("coagglutination"). Un autre MSCRAMM important est le facteur d'agglutination à la surface de la paroi cellulaire, le facteur d'agglutination se lie de manière non enzymatique au fibrinogène et aux plaquettes, ce qui entraîne l'agrégation des bactéries. Les autres MSCRAMMs, jouent un rôle important dans l'établissement de la colonisation et de l'invasion de *S. aureus* dans les infections majeures telles que l'endocardite.

La plupart des souches de *S. aureus* d'importance clinique possèdent des capsules de polysaccharides, qui inhibent la phagocytose par les leucocytes polymorphonucléaires, à moins que des anticorps spécifiques ne soient présents. Au moins 11 sérotypes ont été identifiés, les types 5 et 8 étant responsables de la majorité des infections. Ces types de capsules sont des cibles pour un vaccin conjugué mais les tests sérologiques ont une utilité limitée pour identifier les staphylocoques (Riedel et al., 2019).

Un grand nombre de protéines de surface ont été identifiées chez *S. aureus* et elles constituent d'importants facteurs de virulence car elles adhèrent aux protéines de la matrice hôte liées aux tissus de l'hôte (par exemple, la fibronectine, le fibrinogène, l'élastine, le collagène). La plupart de ces protéines d'adhésion de surface sont liées de manière covalente au peptidoglycane de la paroi cellulaire des staphylocoques et ont été désignées sous le nom de protéines MSCRAMMs. La nomenclature des différentes protéines prête à confusion ; par exemple, la protéine A staphylococcique (*spa*) se lie au récepteur Fc des immunoglobulines IgG1, IgG2 et IgG4 ; la protéine A de liaison à la fibronectine se lie à la fibronectine comme son nom l'indique, et la protéine A de surface de *S. aureus* a une fonction indéterminée. Les protéines MSCRAMM les mieux caractérisées sont la protéine A du staphylocoque, les protéines A et B de liaison à la fibronectine et les protéines A et B du facteur d'agglutination.

Les protéines du facteur d'agglutination (également appelées coagulase) lient le fibrinogène et le convertissent en fibrine insoluble, ce qui provoque l'agglutination ou l'agrégation des staphylocoques (Murray et al., 2020).

## 6.2. Les toxines

*S. aureus* produit de nombreuses toxines, dont cinq toxines cytolytiques ou endommageant la membrane (alpha, bêta, delta, gamma et leucocidine P-V), deux toxines exfoliantes (A et B), de nombreuses entérotoxines (A à E, G à X, plus de multiples variantes) et la TSST-1.

### 6.2.1. Les cytotoxines :

#### 6.2.1.1. La toxine Alpha

C'est une toxine codée à la fois sur le chromosome bactérien et sur un plasmide, c'est un polypeptide de 33 000 Da produit par la plupart des souches de *S. aureus* qui causent des maladies humaines. La toxine perturbe le muscle lisse des vaisseaux sanguins et elle est toxique pour de nombreux types de cellules, notamment les érythrocytes, les leucocytes, les hépatocytes et les plaquettes. La toxine alpha se lie à la surface des cellules, s'agrège en un heptamère formant un pore de 1 à 2 nm permettant l'efflux rapide de K<sup>+</sup> et l'influx de Na<sup>+</sup>, Ca<sup>+</sup> et d'autres petites molécules, ce qui entraîne un gonflement osmotique et la lyse des cellules. La toxine alpha est considérée comme un médiateur important des lésions tissulaires dans les maladies staphylococciques (Wang et al. 2021 ; Murray et al., 2020 ; Bennett et Thomsen, 2020).

#### 6.2.1.2. La toxine Beta

C'est une toxine appelée aussi **sphingomyelinase C**, est une protéine thermolabile de 35 000 Da produite par la plupart des souches de *S. aureus* responsables de maladies chez l'homme et l'animal. Cette toxine a une spécificité pour la sphingomyéline et la lysophosphatidylcholine, et elle est toxique pour une variété de cellules, notamment les érythrocytes, les fibroblastes, les leucocytes et les macrophages. Elle catalyse l'hydrolyse des phospholipides membranaires dans les cellules sensibles. Les différences de sensibilité des espèces à la toxine peuvent être proportionnelles à la concentration de sphingomyéline exposée à la surface de la cellule (Murray et al., 2020 ; Bennett et Thomsen, 2020).

### 6.2.1.3. La toxine Delta

C'est un polypeptide de 3000 Da, produite par presque toutes les souches de *S. aureus* et d'autres staphylocoques (par exemple, *S. epidermidis*, *S. haemolyticus*). La toxine a un large spectre d'activité cytolytique, affectant les érythrocytes, de nombreuses autres cellules de mammifères et les structures membranaires intracellulaires. Cette toxicité membranaire relativement non spécifique est cohérente avec la croyance que la toxine agit comme un tensioactif perturbant les membranes cellulaires par une action de type détergent (Murray et al., 2020 ; Bennett et Thomsen, 2020).

### 6.2.1.4. La toxine Gamma

C'est une toxine produite par presque toutes les souches de *S. aureus*, composée de deux chaînes polypeptidiques : la composante S (protéines à élution lente) et la composante F (protéines à élution rapide). Trois protéines S uniques (HlgA [hémolysine gamma A], HlgC et LukSPV) et deux protéines F (HlgB et LukF-PV) ont été identifiées. Les bactéries capables de produire les deux toxines peuvent coder toutes ces protéines, avec la possibilité de produire six toxines distinctes. Les six toxines peuvent lyser les neutrophiles et les macrophages, alors que la plus grande activité hémolytique est associée à HlgA/HlgB, HlgC/HlgB, et HlgA/LukF-PV. La toxine leucocidine de Panto Valentine (LPV) composée par LukS-PV/LukF-PV, est leucotoxique mais n'a pas d'activité hémolytique. La lyse cellulaire par les toxines leucocidine gamma et LPV est médiée par la formation de pores, avec une perméabilité accrue aux cations et une instabilité osmotique (Murray et al., 2020 ; Bennett et Thomsen, 2020).

### 6.2.2. Les toxines exfoliatives

Ces toxines épidermolytiques de *S. aureus* sont deux protéines distinctes de même poids moléculaire. La toxine exfoliante A est codée par *eta* situé sur un phage, et elle est stable à la chaleur (résiste à l'ébullition pendant 20 minutes). La toxine exfoliante B est codée par un plasmide et elle est thermolabile. Ces toxines épidermolytiques produisent la desquamation généralisée du syndrome de la peau ébouillantée staphylococcique (SSSS pour Staphylococcal Scalded Skin Syndrome) en dissolvant la matrice mucopolysaccharidique de l'épiderme et ces toxines sont des superantigènes (Riedel et al., 2019). Cette maladie est caractérisée par une dermatite exfoliatrice, causée par ces toxines. La prévalence de la production de toxines dans les souches de *S. aureus* varie géographiquement et généralement inférieure à 5 %, mais l'une ou l'autre peut produire la maladie. Ces toxines sont des sérine-protéases qui scindent la

desmoglein-1, membre d'une famille de structures d'adhésion cellulaire (desmosomes) responsables de la formation des ponts intercellulaires dans l'épiderme du stratum granulosum. Ces toxines ne sont pas associées à une cytolyse ou à une inflammation, de sorte que ni les staphylocoques ni les leucocytes ne sont généralement présents dans la couche de l'épiderme concernée (ce qui constitue un indice diagnostique important). Après exposition de l'épiderme à la toxine, des anticorps neutralisants protecteurs se développent, conduisant à la résolution du processus toxique. Le SSSS est surtout observé chez les jeunes enfants seulement, rarement chez les enfants plus âgés et les adultes (Murray et al., 2020).

### 6.2.3. Les entérotoxines

Il existe 15 entérotoxines (A-E, G-P) qui, comme la TSST1, sont des superantigènes. Environ 50 % des souches de *S. aureus* peuvent produire une ou plusieurs d'entre elles. Les entérotoxines sont thermostables et résistantes à l'action des enzymes intestinales. Causes importantes d'intoxication alimentaire, les entérotoxines sont produites lorsque *S. aureus* se développe dans les aliments contenant des glucides et des protéines. L'ingestion de 25 µg d'entérotoxine B entraîne des vomissements et de la diarrhée. L'effet émétique de l'entérotoxine est probablement le résultat d'une stimulation du système nerveux central (centre du vomissement) après que la toxine ait agi sur les récepteurs neuronaux de l'intestin. Les toxines exfoliantes, TSST-1, et les gènes de l'entérotoxine sont sur un élément chromosomique appelé îlot de pathogénicité. Il interagit avec des éléments génétiques accessoires pour produire ces toxines (Riedel et al., 2019). Ces Enterotoxines sont des exoprotéines de masse moléculaire compris entre 22 et 29 kDa. Elles sont pyrogènes, provoquent une immunosuppression et une prolifération non spécifiques de lymphocytes T (action superantigénique).

De nouvelles ES-like sont découvertes, (de ES-like J à X), et présentent un effet superantigénique puisqu'elles activent les lymphocytes T et stimulent la prolifération cellulaire et le relargage massif des cytokines (Alibayov et al., 2014 ; Hennekinne et al., 2012). Ceci va déclencher une réponse pro-inflammatoire et affaiblir le système immunitaire contre les infections bactériennes (Podbielska et al., 2011 ; Gillaspay et al, 2009 ; Larkin et al., 2009).

Les ES sont capables de déclencher une réponse émétique alors que les « ES-like » ne sont pas capables de déclencher une réponse émétique ou n'ont pas encore été testées efficacement sur des primates (Hennekinne et al. 2012 ; Lina et al., 2004).

Les toxines communément rencontrées sont celles de type A, qui sont attribuables à des souches virulentes chez l'humain et celles de types B et C, qui sont attribuables à des souches isolées de bovins et de caprins (Villeneuve et al., 2007). Les souches de *S. aureus* isolées d'échantillons de lait de chèvre et de vache sont, le plus souvent, productrices de l'entérotoxine ES C (Jorgensen et al., 2005 ; Ercolini et al., 2004).

Les auteurs ont observé une production des ES A durant toute la phase exponentielle de croissance de *S. aureus* (Wallin-Carlquist et al., 2010 ; Derzelle et al., 2009). Les ES B, C et D sont produits seulement durant la transition entre les phases exponentielle et stationnaire (Derzelle et al., 2009).

#### **6.2.4. La toxine du choc toxique staphylococcique**

C'est une protéine d'environ 22.000 Da, son expression *in vitro* nécessite une concentration élevée en oxygène et un pH neutre, elle est responsable d'environ de la moitié des cas du syndrome du choc toxique (SCT) non associés à la menstruation, c'est probablement la raison pour laquelle ce syndrome est relativement plus fréquent lors des infections des plaies, mais peu fréquent par rapport à l'incidence des infections de plaies pyogènes à *S. aureus* où le milieu est relativement anaérobie et acide. Le TSST-1 est un superantigène qui stimule la libération de cytokines, produisant une fuite des cellules endothéliales à de faibles concentrations et un effet cytotoxique sur les cellules à des concentrations élevées d'où la capacité de pénétrer les barrières muqueuses, même si l'infection est localisée, et être responsable des effets systémiques du SCT. La plupart des souches de *S. aureus* isolées chez les patients atteints du SCT produisent cette toxine, prototype de l'entérotoxine F qui n'a pas d'effet superantigénique (Murray et al., 2020 ; Riedel et al., 2019). Cette toxine est associée à de la fièvre, un choc et une atteinte multisystémique, y compris une éruption cutanée desquamative. Le gène du TSST-1 est présent dans environ 20 % des isolats de *S. aureus* (Riedel et al., 2019) et la mort des patients atteints du SCT est causée par un choc hypovolémique entraînant une défaillance de plusieurs organes (Murray et al., 2020).

## **6.3. Les enzymes**

### **6.3.1. La catalase**

Les staphylocoques produisent une catalase, qui transforme le peroxyde d'hydrogène en eau et en oxygène. Le test de la catalase différencie les staphylocoques, qui sont positifs, des streptocoques, qui sont négatifs (Riedel et al., 2019).

### **6.3.2. La coagulase**

Les souches de *S. aureus* possèdent deux formes de coagulase : liée et libre. La coagulase liée à la paroi cellulaire du staphylocoque peut directement convertir le fibrinogène en fibrine insoluble et provoquer l'agglutination des staphylocoques. La coagulase libre accomplit le même résultat en réagissant avec un facteur plasmatique de type globuline (facteur réagissant à la coagulase) pour former de la staphylothrombine, qui est un facteur semblable à la thrombine, et catalyse la conversion du fibrinogène en fibrine insoluble. Le rôle de la coagulase dans la pathogenèse de la maladie est spéculatif, mais elle peut provoquer la formation d'une couche de fibrine autour d'un abcès staphylococcique, localisant l'infection et protégeant les bactéries de la phagocytose (Murray et al., 2020). La coagulase peut se lier aussi à la thrombine, ensemble, elles deviennent actives sur le plan enzymatique et initient la polymérisation de la fibrine qui peut être déposée à la surface des staphylocoques les protégeant de la phagocytose et de la destruction dans les cellules, ainsi la production de la coagulase est synonyme de potentiel pathogène invasif (Riedel et al., 2019).

### **6.3.3. La coagulase liée ou clumping factor**

C'est une protéine liée à la paroi cellulaire et est un autre exemple de MSCRAMM qui est responsable de l'adhérence des microorganismes au fibrinogène et à la fibrine.

Lorsque *S. aureus* se trouve dans le plasma, il forme des agglomérats, et comme son facteur d'agglutination induit une forte réponse immunogène chez l'hôte, il a fait l'objet de recherche de vaccination mais aucun vaccin humain contre ce facteur n'est disponible à ce jour (Riedel et al., 2019).

#### **6.3.4. La hyaluronidase**

Les staphylocoques produisent une variété d'enzymes qui hydrolysent les composants des tissus de l'hôte et contribuent à la propagation bactérienne. La hyaluronidase hydrolyse les acides hyaluroniques, qui sont présents dans la matrice acellulaire du tissu conjonctif (Kumar et al. 2021)

#### **6.3.5. La fibrinolysine**

Egalement appelée staphylokinase, peut dissoudre les caillots de fibrine préalablement formés par la coagulase et envahir d'autres sites de l'hôte.

#### **6.3.6. Les lipases**

Toutes les souches de *S. aureus* et plus de 30 % des souches de *Staphylococcus à Coagulase négative* produisent plusieurs lipases différentes qui hydrolysent les lipides et assurent la survie des staphylocoques dans les zones sébacées du corps (Kumar et al. 2021).

#### **6.3.7. La nucléase**

*S. aureus* produit également une nucléase thermostable qui peut hydrolyser l'acide désoxyribonucléique (ADN), ce qui permettra d'échapper à la nétose (la nétose : trame de protéine et d'ADN libérée par les polynucléaires neutrophiles pour piéger les bactéries) des polynucléaires neutrophiles et la dispersion du biofilm (Wiemels et al. 2021 ; Riedel et al., 2019).

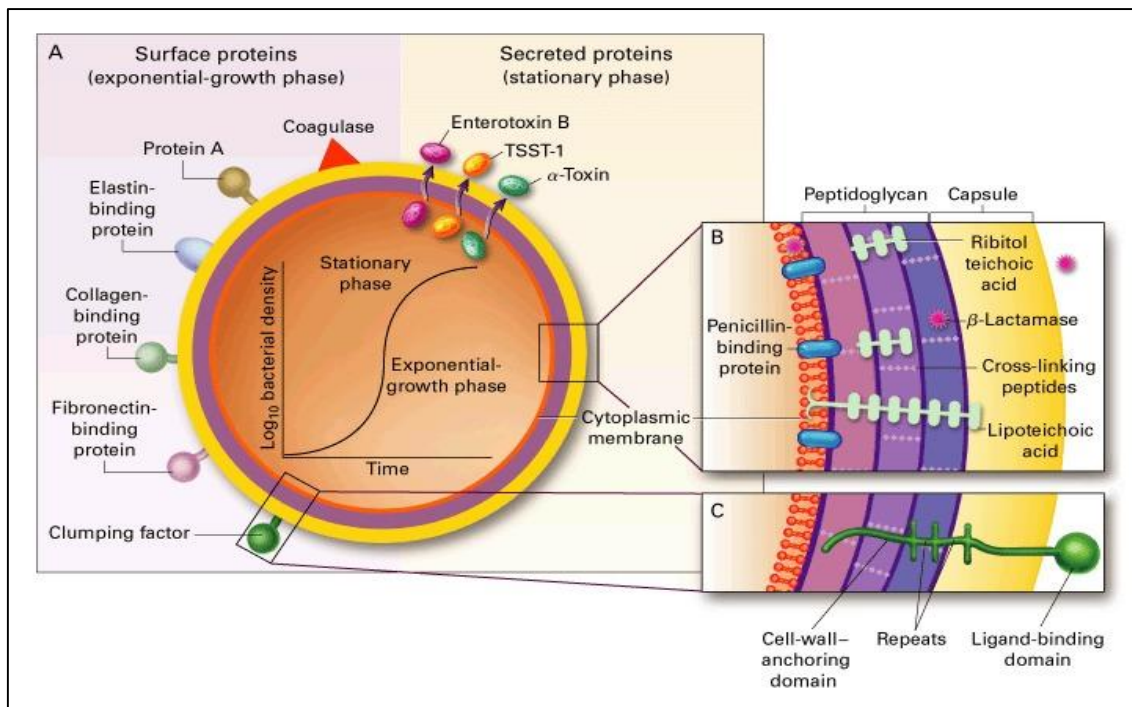


Figure 2 : Schéma de facteurs de virulence d'un *S. aureus* (Gordon et al., 2008)

## Chapitre 2 : *S. aureus* et les antibiotiques

## Chapitre 2 : *S. aureus* et les antibiotiques

Un antibiotique est une substance produite un microorganisme, capable d'inhiber ou de tuer un autre microorganisme en solution diluée. Cette définition exclut les substances synthétiques et semi-synthétiques bien qu'initialement découvertes comme des produits de bactéries telluriques mais actuellement produites entièrement par synthèse chimique (Merriam-Webster Dictionary, 2022).

Les médicaments sont utilisés pour le traitement des maladies infectieuses depuis le 17<sup>ème</sup> siècle, mais la chimiothérapie en tant que science a commencé dans la première décennie du 20<sup>ème</sup> siècle.

Le premier traitement chimiothérapeutique instauré est celui d'arsphénamines contre la syphilis, par le médecin et scientifique allemand Paul Erlich au début du 20<sup>ème</sup> siècle, et l'antibiothérapie a commencé en 1935 par le médecin et scientifique Gerhard Domagk avec la découverte des sulfamides. En 1940, il a été démontré que la pénicilline pourrait être une substance thérapeutique efficace, molécule découverte par le médecin et scientifique écossais Sir Alexander Fleming en 1929. Au cours des années suivantes, la recherche sur les agents chimiothérapeutiques appelés antibiotiques, s'est principalement orientée sur la production en masse de pénicilline et sur les substances d'origine microbienne, ce qui a permis le développement de la streptomycine, des tétracyclines, du chloramphénicol et de nombreux autres agents antimicrobiens par modification ou par synthèse (Riedel et al. 2019 ; Amabile-Cuevas, 2016).

Cependant, une molécule antimicrobienne idéale, c'est celle qui présente une toxicité sélective, c'est-à-dire, à une concentration tolérée par l'hôte peut endommager un microorganisme infectieux, et leurs principales actions peuvent être résumées en une inhibition de la synthèse de la paroi bactérienne ou de sa fonction, inhibition de la synthèse protéique ou inhibition de la synthèse des acides nucléiques (Sagar et al. 2019 ; Chaj cka Wierzchowska et Zadernowska, 2017 ; Oliveira et al., 2016).

En raison des quantités massives d'antibiotiques produites et utilisées, un nombre croissant de microorganismes résistent à ces molécules et se propagent dans le monde (Prescott, 2002). En 1936, la gonorrhée fut traitée avec succès avec des sulfamides, plus vite, des résistances sont apparues envers cet antibiotique, et en 1942, la plupart les médecins s'étaient tournés vers la pénicilline. En 1946, la quasi-totalité des souches de *Staphylococcus* étaient

sensibles à la pénicilline (Prescott, 2002) mais actuellement, la plupart des souches hospitalières sont résistantes à la pénicilline G, et certaines sont également résistantes à la méthicilline (Lacey et al., 2022 ; Quezada-Aguiluz et al., 2022 ; Wu et al., 2022 ; Chen et al., 2022).

Selon l'EUCAST (2006), les bactéries résistantes, sont celles qui possèdent un mécanisme de résistance démontré phénotypiquement ou génétiquement, la résistance clinique à un antibiotique est associée à une forte probabilité d'échec thérapeutique même avec une forte dose de cet antibiotique, et les bactéries infectieuses sont considérées comme sensibles lorsqu'elles peuvent être inhibées par une concentration sérique ou tissulaire par une dose de l'antibiotique recommandé pour ce type d'infection et d'agent pathogène.

La résistance à un antibiotique est définie comme étant la résistance d'un microorganisme à un antibiotique auquel il était sensible (Jindal et al., 2015). Cette résistance peut être intrinsèque, acquise ou adaptative (Amabile-Cuevas, 2016), mais plusieurs mécanismes sont décrits à savoir, par inhibition enzymatique, par modification de la cible, par mutation des pores ou par utilisation des pompes à efflux (Sun et al., 2014 ; Diaz et al., 2014 ; Bhullar et al., 2012 ; Wright et al., 2011 ; Sohmen et al., 2009 ; Vila et al., 2007).

## 1. Les bêta-lactamines

Ils constituent un vaste groupe d'antibiotiques qui ont en commun une structure de base appelée cycle bêta-lactame. Les diverses structures moléculaires de ces antibiotiques permettent de les classer en 5 groupes à savoir les pénicillines, les céphalosporines, les carbapénèmes, les monobactames, et les bêta-lactamines associés à des inhibiteurs de bêta-lactamases, mais qui peuvent présenter un spectre d'activité différent par rapport aux microorganismes (Gomez et al., 2015).

En raison de leur activité bactéricide et de leur faible toxicité, les bêta-lactamines sont les plus utilisées pour traiter les infections bactériennes, sauf pour les patients souffrant d'allergies (Gomez et al., 2015).

### 1.1.Mécanisme d'action

Les bêta-lactamines sont des agents bactéricides qui tuent les bactéries sensibles en inhibant la synthèse de la paroi cellulaire des bactéries à Gram négatif et à Gram positif.

Le peptidoglycane, principal constituant de la paroi cellulaire bactérienne, est un hétéropolymère composé de glycanes linéaires et d'acide N-acetylmuramic. L'étape finale de la synthèse du peptidoglycane se produit à l'extérieur de la cellule lorsque les penicillin-binding proteins (PBP) catalysent la polymérisation des glycanes (transglycosylation).

Les bêta-lactames sont capables d'interagir avec les PBP en raison de la similitude stéréochimique de leur structure et par conséquent, le blocage de la réaction de transpeptidation qui compromet l'intégrité structurelle de la paroi cellulaire bactérienne, ce qui entraîne la lyse et la mort des bactéries (Sauvage et Terrak, 2016).

### 1.2.Mécanisme de résistance

Deux mécanismes de résistance différents expliquent principalement la résistance aux bêta-lactamines chez *S. aureus*. Le premier mécanisme est l'inactivation enzymatique par une bêta-lactamase codée par le gène *blaZ*, qui confère une résistance aux pénicillines à l'exception des isoxazolyl-pénicillines, le deuxième mécanisme est le remplacement du site cible par les produits du gène du *mecA* ou du *mecC* (Febler et al., 2018).

Le mécanisme de résistance le plus important est la production de bêta-lactamases, enzymes qui catalysent l'hydrolyse du cycle bêta-lactame donc son inactivation, et sont fréquemment codées sur des plasmides pouvant être transférés parmi les souches du même genre, ou de la même espèce, ou encore entre des bactéries non apparentées (Balsalobre et al., 2020) mais ce mécanisme ne fonctionne pas pour le groupe des isoxazolyl-pénicillines (Febler et al., 2018).

Une diminution de la production des protéines de la membrane externe ou intervention du système d'efflux bactérien contribue également à une moindre accumulation d'antibiotiques à l'intérieur de la cellule, réduisant ainsi l'efficacité des antibiotiques (Zervosen et al., 2012).

### 1.3.S. *aureus* résistant à la méthicilline (SARM)

La pénicilline G, a été décrite par Fleming en 1928 (Fleming, 2001), utilisée pour traiter les infections des plaies pendant la seconde guerre mondiale et dans les années 1940 (Bush et Bradford, 2016). Cependant, quelques années plus tard, des souches de staphylocoques résistantes à la pénicilline sont apparues, elles exprimaient une bêta-lactamase capable d'hydrolyser le cycle bêta-lactame (Kirby, 1944).

La méthicilline, une pénicilline semi-synthétique insensible aux bêta-lactamases, qui a été introduite sur le marché par la suite, mais le *S. aureus* résistant à la méthicilline (SARM) a été identifié peu après l'introduction de la méthicilline dans la pratique clinique (Saroglou et al., 1980).

Au cours des années 1990, les hôpitaux ont signalé des taux élevés de *S. aureus* résistant à la méthicilline (SARM) ainsi que des cas émergents de SARM communautaire, qui constituent désormais un problème important dans certaines parties du monde (David et Daum, 2010 ; Chambers et DeLeo, 2009).

Au début du 21<sup>ème</sup> siècle, une nouvelle souche de SARM a été identifiée chez les porcs et les professionnels de ce secteur. Ces souches de SARM associées au bétail (SARM-LA) ont été découvertes dans le bétail et dans la viande crue et des cas sporadiques d'infections humaines dans plusieurs pays, causés par les SARM-LA, ont été rapportés, et ces souches pourraient se réadapter à l'homme, ce qui entraînerait une endémie et une épidémie (Cuny et al., 2015).

La résistance à la méthicilline chez *S. aureus* est codée par le gène *mecA*, situé dans un élément génétique mobile appelé Cassette Chromosomique Staphylococcique *mec* pour Staphylococcal Cassette Chromosome *mec* (SCC*mec*). Les gènes *mec* codent la protéine PBP2a, enzyme responsable de la réticulation du peptidoglycane de la paroi cellulaire bactérienne (Katayama et al., 2000) et qui a une affinité plus faible pour les bêta-lactamines que la PBP, ce qui entraîne une résistance aux bêta-lactamines, dont la méthicilline.

En 2011, un autre gène, *mecC*, codant pour une protéine PBP alternative sur un nouveau SCC*mec* a été découvert (Garcia-Alvarez et al., 2011).

## 2. Les aminoglycosides

Les antibiotiques aminoglycosides comprennent un large groupe de composés polycationiques naturels ou semi-synthétiques. Les membres de ce groupe les plus importants

du point de vue thérapeutique ont des amines glycosidiquement liés à des aminocyclitols (alcools cycliques) également substitués par des fonctions amines. Ils sont bactéricides et partagent le même spectre d'activité antibactérienne (Lovering et Reeves, 2010).

La streptomycine a été le premier aminoglycoside, identifié en 1944 par le groupe de Waksman comme un produit naturel d'une bactérie du sol, *Streptomyces griseus*, elle a été suivie par la découverte de la néomycine par le même groupe en 1949, et de la kanamycine en 1957 par Umezawa et ses collègues.

La gentamicine est l'antibiotique le plus important des aminoglycosides utilisés aujourd'hui, elle a été introduite pour la première fois en 1963 (Lovering et Reeves, 2010).

Le premier gène de résistance à la spectinomycine identifié chez *S. aureus* était le gène *spc*, qui code p

our une adényltransférase de 260 acides aminés (Murphy, 1985). Le gène *spc* n'est pas seulement répandu dans les isolats humains de *S. aureus*, mais il a également été détecté dans des SARM provenant de porcs (Overesch et al., 2011 ; Kadlec et al., 2009 ;), de bovins (Feßler et al., 2010), ainsi que de poulets et de dindes (Monecke et al., 2012).

Un deuxième gène de résistance à la spectinomycine, le gène *spw*, codant pour une adényltransférase de 269 acides aminés, elle a été trouvée dans des isolats multirésistants de SARM ST398 et de SARM/MSSA ST9 provenant d'humains, d'animaux et d'aliments d'origine animale (Wendlandt et al., 2014 ; Wendlandt et al, 2013).

## 2.1.Mécanisme d'action

Cette classe d'antibiotiques est active contre les bactéries à Gram négatif et à Gram positif en ciblant l'ARN ribosomal (ARNr) (Viviana et al., 2020).

La diffusion des aminoglycosides, composés cationiques hautement polaires, à travers la membrane cellulaire bactérienne est très limitée et leurs accumulations au niveau intracellulaire se fait par transport actif (Lovering et Reeves, 2010). Une fois à l'intérieur du cytoplasme, l'antibiotique se lie à une cible située sur la sous unité ribosomale 30S. Cette liaison interfère avec la traduction de l'ARNm en protéines, induisant une erreur de traduction. La production d'acides aminés est alors faussée et il y a arrêt de la synthèse protéique. D'autres effets sont aussi présents, comme l'interférence avec le transport cellulaire d'électrons, l'inhibition de la

traduction, la mauvaise traduction, des effets sur le métabolisme de l'ADN et des dommages cellulaires. L'effet bactéricide est une conséquence de la lecture faussée des protéines causant l'incorporation de ces protéines anormales dans la membrane cytoplasmique entraînant la formation de canaux membranaires anormaux engendrant l'altération de la membrane (Dowling, 2006).

## 2.2.Mécanisme de résistance

La résistance bactérienne aux aminoglycosides est le résultat d'un effet combiné de trois causes principales, l'action des enzymes modifiant les aminoglycosides, la mutation et la modification de la séquence cible de l'aminoglycoside dans le ribosome, et enfin, les changements dans l'absorption et l'efflux. Cependant, d'autres causes peuvent avoir une influence majeure dans les organismes pathogènes, comme chez *Pseudomonas aeruginosa*, d'une part, les protéases membranaires contrecarrent l'effet des aminoglycosides en éliminant les protéines mal produites par les ribosomes affectés (Krahn et al., 2012 ; Kindrachuk et al., 2011), et d'autre part, la production de biofilms peut entraver l'accès des aminoglycosides aux cellules bactériennes (Poole, 2011). En outre, il a été constaté que *P. aeruginosa* produit des bêta-glucanes cycliques à la périphérie du cytoplasme, capables de fixer directement la kanamycine (Sadovskaya et al., 2010).

## 3. Les Macrolides et apparentés ou Macrolides-Lincomycines-Streptogramines (MLS)

Les macrolides sont caractérisés par un grand cycle lactone macrocyclique auquel sont attachés un ou plusieurs désoxy-sucres (généralement le cladinose et la désosamine). La première molécule isolée en 1957 était l'érythromycine, utilisée jusqu'aujourd'hui (<http://medicalguidelines.msf.org>) et plus de 2000 macrolides ont été isolés à partir de sources naturelles aussi diverses que des actinobactéries, des champignons, des plantes, des insectes et des vertébrés (Dinos, 2017 ; mura, 2002).

### **3.1.Mécanisme d'action**

Les macrolides sont souvent regroupés avec les classes d'antibiotiques lincosamides et streptogramines B malgré leurs structures différentes, mais, leurs mécanismes d'action sont similaires (Kirst, 2010).

En général ce mécanisme consiste à inhiber l'assemblage des protéines en se liant de manière réversible à la grande sous-unité 50S de la bactérie et plus particulièrement à l'ARNr 23s.

Ces antibiotiques agissent en empêchant à la fois l'assemblage du ribosome et l'élongation de la chaîne peptidique en bloquant le tunnel de sortie du ribosome (Champney et Tober, 2000).

### **3.2.Mécanisme de résistance**

Les staphylocoques résistent aux antibiotiques MLS de trois manières, soit par modification du site cible par méthylation ou mutation qui empêche la liaison de l'antibiotique à sa cible ribosomale, soit par les pompes à efflux de l'antibiotique, ou par inactivation du médicament. La modification de la cible ribosomique confère une résistance à large spectre aux macrolides, lincosamides et streptogramines, alors que l'efflux et l'inactivation n'affectent que certaines de ces molécules (Leclercq, 2002).

Le mécanisme le plus répandu chez les bactéries à Gram positif entre autre les *Staphylococcus aureus*, est la méthylation des ribosomes, ce qui va entraîner une résistance aux macrolides, aux lincosamides et aux streptogramines (Weisblum, 1995). Cette résistance est conférée par l'enzyme érythromycine ribosome méthylases (Erm), codée par les gènes *erm* et qui sont signalés chez plusieurs bactéries (Roberts et al., 1999).

## **4. Les glycopeptides**

Les glycopeptides de première génération, la vancomycine et la teicoplanine, sont des antibiotiques naturels dont l'utilisation chez l'homme est approuvée, et leurs structures sont étroitement liées (Butler et al., 2014).

Cette classe d'antibiotiques est constituée d'heptapeptides tricycliques ou tétracycliques glycosylés. Ces antibiotiques ont été divisés en cinq sous-classes structurales distinctes (I-V) basées sur la substitution et les résidus en positions 1 et 3 de l'heptapeptide (Nicolaou et al., 1999).

L'activité des glycopeptides est essentiellement limitée aux organismes à Gram positifs, notamment les staphylocoques et les streptocoques. Toutefois, *Lactobacillus*, *Leuconostoc*, *Pediococcus* et *Erysipelothrix spp* sont intrinsèquement résistants (Woodfor, 2010).

#### **4.1.Mécanisme d'action**

Il a été constaté que le traitement des bactéries par la vancomycine entraîne l'accumulation de précurseurs de la paroi cellulaire tels que l'UDP-MurNAc-pentapeptide dans le cytoplasme. Cela indique que ces antibiotiques glycopeptidiques inhibent le dernier stade de la biosynthèse de la paroi cellulaire. La structure du glycopeptide forme une fente qui s'adapte exactement aux séquences d'acides aminés qui ont une configuration L-D-D (Reynolds, 1989) ainsi sa fixation sur l'extrémité du précurseur empêche, par encombrement stérique, son branchement au peptidoglycane (Daurel et Leclercq, 2010).

#### **4.2.Mécanisme de résistance**

La résistance à la vancomycine est rarement rencontrée chez *S. aureus*, tous les rapports publiés jusqu'à présent sur la résistance à la vancomycine chez *S. aureus* proviennent d'isolats d'origine humaine (Febler et al., 2018) qui est due à la présence du gène *vanA*, qui réside généralement sur des transposons non conjugatifs, qui codent pour plusieurs protéines impliquées dans la synthèse des précurseurs peptidiques présentant une faible affinité pour les glycopeptides (Weigel et al., 2003).

### **5. Les quinolones et les fluoroquinolones**

Ce sont les premiers antibiotiques synthétiques (Horlein, 1936 ; Domagk, 1935).

L'acide nalidixique est le premier antibiotique introduit dans le traitement des infections urinaires dues à des bactéries à Gram négatif (Deitz et al., 1963).

Les fluoroquinolones, une nouvelle génération de quinolones contenant un atome de fluor et de nouvelles parties dans le cycle a été développée (Ball, 2000). Cette génération présente de meilleures propriétés pharmacologiques ainsi qu'une meilleure pénétration dans les bactéries à Gram-positifs.

### **5.1.Mécanisme d'action**

Les cibles des quinolones sont les topoisomérases II (ADNgyrase) et topoisomérase IV (Khodursky et Cozzarelli 1998 ; Shen et al., 1989). Ces deux enzymes jouent des rôles essentiels dans la réplication, la transcription, la recombinaison et la réparation de l'ADN.

L'ADN gyrase est le principal responsable de la modulation du surenroulement de l'ADN et de l'élimination des torsions associées à la réplication et à la transcription de l'ADN causées par le stress, et la topoisomérase IV est principalement impliquée dans l'élimination des nœuds qui s'accumulent dans l'ADN bactérien suite aux différents processus, ainsi que dans la décaténation des chromosomes filles après la réplication (Champoux, 2001; Levine et al., 1998).

### **5.2.Mécanisme de résistance**

Aucun gène de résistance aux quinolones et aux fluoroquinolones n'a été détecté chez les *S. aureus*, elle est due principalement aux mutations au niveau des gènes codant pour la topoisomérase chez les *S. aureus* isolés d'humain (Nakaminami et al., 2014 ; Iihara et al., 2006 ; Takahashi et al., 1998), d'animaux et de denrées alimentaires d'origine animale (Wipf and Perreten, 2016 ; Li et al., 2016 ; Hauschild et al., 2012 ; Iihara et al., 2006).

De plus, les pompes à efflux NorA contribuent à la résistance intrinsèque et acquise des quinolones (Hernando-Amado et al., 2016 ; Li et al., 2015 ; Garcia-Leon et al., 2014) mais les souches exprimant ces pompes, ont une faible résistance envers les fluoroquinolone (Lowy, 2003 ; Fluit et al., 2001).

## **6. Les tétracyclines**

En 1948, Duggar a signalé la découverte de l'auréomycine, identifiée par la suite comme chlortétracycline par le groupe de Woodward, qui a également identifié la terramycine comme oxytétracycline (Nelson, 2001).

En 2005 le laboratoire Lederle, racheté par le laboratoire Pfizer, a élaboré la tigécycline, approuvée par la Food and Drug Administration (FDA), et en 2018, trois nouveaux antibiotiques semisynthétiques étaient aussi approuvés par la FDA (Thakare et al., 2018).

### **6.1.Mécanisme d'action**

Les tétracyclines sont des médicaments pléiotropes, inhibiteurs de la synthèse des protéines, et ce, en se liant à l'ARN ribosomique (16S) et à la protéine (S7) du ribosome bactérien, de ce fait, ils inhibent de manière allostérique la liaison de l'enzyme AA-ARNt à son site A sur le ribosome (McHaffie et al., 2012).

### **6.2.Mécanisme de résistance**

La résistance aux tétracyclines chez les *S. aureus* est généralement due à un efflux actif, ou à des protéines protectrices du ribosome. Les gènes *tet(K)* et *tet(L)* codent pour des protéines d'efflux appartenant à la Superfamille Majeure de facilitateurs (Major Facilitator Superfamily, MFS), qui sont transmis principalement par les plasmides (Roberts, 1996). Ces protéines peuvent exporter les tétracyclines en dehors du cytoplasme bactérien sauf pour la minocycline, car sa résistance est due au gène *tet(M)* codant pour une protéine protectrice du ribosome, mais aucun de ces mécanismes ne confère une résistance envers la tigécycline (Febler et al., 2018).

## **7. Les sulfonamides**

Les sulfonamides, produits en Allemagne en 1935, sont les premiers antibactériens à large spectre cliniquement efficaces (Giguère et al., 2013). Ils occupent une place particulière en médecine en tant que premier antibiotique à présenter une activité à large spectre contre les maladies bactériennes systémiques (Greenwood, 2010).

L'activité antimicrobienne des sulfamides a été grandement diminuée à la fois par une résistance acquise et par leur puissance relativement faible par rapport aux médicaments antimicrobiens plus modernes, mais lorsqu'ils sont associés à des diaminopyrimidines antibactériennes telles que le triméthoprim, la résistance est moins fréquente.

### **7.1.Mécanisme d'action**

Les sulfamides interfèrent avec la biosynthèse de l'acide folique dans les cellules bactériennes en empêchant de manière compétitive l'acide para-aminobenzoïque (PABA) de s'incorporer dans la molécule d'acide folique, cette action bactériostatique est sélective, et elle est due à la différence entre les cellules bactériennes et les cellules de mammifères dans la source d'acide folique, à savoir les bactéries sensibles doivent synthétiser l'acide folique, alors que les cellules de mammifères utilisent de l'acide folique préformé (Giguère et al., 2013).

### **7.2.Mécanisme de résistance**

Aucun gène spécifique de résistance aux sulfamides n'a été détecté jusqu'à présent chez *S. aureus*, cependant, la résistance aux sulfamides chez cette bactérie résulte soit d'une production accrue d'acide para-aminobenzoïque (Landy et al., 1943), soit de mutations dans le gène chromosomique qui code pour l'enzyme dihydroptéroate synthase (Hampele et al., 1997) qui peuvent réduire l'affinité de cette enzyme pour les sulfamides.

## **8. Les phénicolés**

Isolés de streptomycètes provenant d'un sol au Venezuela et d'un tas de compost dans l'Illinois (Wilcox, 2010). Cet antibiotique a un très large spectre d'activité peut causer des réactions allergiques ou des réactions neurotoxiques, ainsi qu'une dépression temporaire ou permanente de la fonction de la moelle osseuse, conduisant à une anémie aplasique et à des troubles de l'humeur (Prescott, 2002), et pour ses effets toxiques, cet antibiotique est retiré du marché depuis 1996 (Dorosz et al., 2011).

### **8.1.Mécanisme d'action**

Comme les macrolides, le chloramphénicol a une action bactériostatique et se lie à l'ARNr 23S de la sous-unité ribosomique 50S, ce qui va inhiber la peptidyltransférase, donc la synthèse protéique (Prescott, 2002).

## 8.2.Mécanisme de résistance

La résistance aux phénicolés chez *S. aureus* est due soit à une inactivation enzymatique par une acétylation, qui est principalement due à l'un des trois types de chloramphénicol acétyltransférases, soit à un efflux actif ou, à une modification de la cible par le gène *cfr* (Schwarz et al., 2004).

## 9. La fosfomycine

La fosfomycine, initialement appelée phosphonomycine, a été découverte en Espagne en 1969 et développée conjointement en Espagne et aux États-Unis.

La fosmidomycine a été synthétisée au Japon une décennie plus tard. Il s'agit de dérivés de l'acide phosphonique, dont les structures uniques les distinguent des autres agents antimicrobiens et, probablement, les uns des autres (Greenwood, 2010).

### 9.1.Mécanisme d'action

La fosfomycine (acide L-[cis]-1,2 époxypropylphosphonique) est un analogue du phosphoénolpyruvate qui inhibe de façon irréversible la pyruvyl transférase, l'enzyme qui catalyse la première étape de la biosynthèse du peptidoglycane (Giguère et al., 2013).

### 9.2.Mécanisme de résistance

La résistance est due à la présence d'une enzyme codée par un gène plasmidique *FosB*, par laquelle le cycle époxyde est ouvert en présence de glutathion (Greenwood, 2010).

## 10. Les fusidanes : Acide Fusidique

Produit par la bactérie *Fusidium coccineum*, facilement soluble avec du sel de sodium (Giguère et al., 2013), découvert en 1960 au Danemark, dont la structure ressemble à celle des stéroïdes, mais la stéréochimie diffère, et ils n'exercent aucune activité hormonale ou anti-inflammatoire (Greenwood, 2010).

Au départ, une excellente activité bactéricide contre les *Staphylococcus aureus* et *Staphylococcus pseudintermedius* est observée, mais des souches résistantes ont émergé rapidement et les bâtonnets à Gram négatifs sont intrinsèquement résistants (Giguère et al., 2013).

### **10.1. Mécanisme d'action**

L'acide fusidique empêche la synthèse des protéines en inhibant la liaison de l'aminocyl ARNt au site A du ribosome.

### **10.2. Mécanisme de résistance**

La résistance à l'acide fusidique repose sur l'expression des gènes *fusB* ou *fusC*, qui codent pour des protéines cytoplasmiques de 213 ou 212 acides aminés (O'Neill et al., 2007), ou sur des mutations ponctuelles du gène *fusA*.

Pour la protéine FusB, il a été montré qu'elle se lie au facteur d'élongation G (EF-G) du staphylocoque et protège ainsi le système de traduction, de l'inhibition par l'acide fusidique (O'Neill et Chopra, 2006).

## **11. Les novobiocines**

Antibiotique coumarinique, produit par les *Streptomyces*, formulé sous forme d'acide dibasique peu soluble dans l'eau ou, de sel monosodique plus soluble. Il est utilisé dans le traitement local des infections à *Staphylococcus aureus*.

La novobiocine inhibe les *S. aureus* producteurs de bêta-lactamase et les *S. aureus* résistant à la méthiciline. Il a été envisagé d'être un traitement efficace, cependant des résistances apparaissent rapidement, en plus des effets secondaires fréquents.

Actuellement, elle n'est plus utilisée en clinique, mais plutôt pour l'aide à l'identification de certaines souches comme *Staphylococcus saprophyticus*.

### **11.1. Mécanisme d'action**

La novobiocine inactive la sous-unité bêta de l'ADNgyrase, inhibant le surenroulement, l'adénosine triphosphatase ADN-dépendante et la caténation/décaténation (Giguère et al., 2013).

### **11.2. Mécanisme de résistance**

Des mutations chromosomales sont induites *in vitro* et confèrent une résistance à la novobiocine (Dowling, 2006).

## **12. Mécanisme de persistance**

### **12.1. La variante de petite colonie ou small colonie variant (SCV)**

Des SCV ont été trouvés dans différentes espèces de Staphylocoques comme *S. lugdunensis* (Seifert, 2003), *S. capitis* et *S. epidermidis* (von Eiff et al., 1999). Les informations décrivant les SCV de *S. aureus* ont été publiées déjà dans les années cinquante, mais en raison des méthodes limitées, ces sujets n'ont pas abouti (Goudie et Goudie 1955 ; Thomas et Cowlard 1955).

En 1995, Proctor et al. ont caractérisé les caractéristiques biologiques et pathogènes des souches SCV de *S. aureus* au niveau moléculaire (Proctor et al., 1995).

Actuellement, de plus en plus d'études montrent que *S. aureus*, en particulier les SCV, peuvent persister au niveau intracellulaire dans l'hôte pendant des décennies (Melter et Radojevi , 2010 ; Proctor et al., 1998).

Cette variante de *S. aureus* est protégée contre les attaques du système immunitaire et contre l'effet des antibiotiques (Figure 3) (Foster et al., 2014 ; Tuscherr et al., 2010) et lorsqu'elles se « réveillent », elles reprennent leurs virulences et infectent les cellules de l'hôte (Tuscherr et al., 2011), ce qui est à l'origine des infections chroniques et récurrentes (Garzoni et Kelley, 2011).

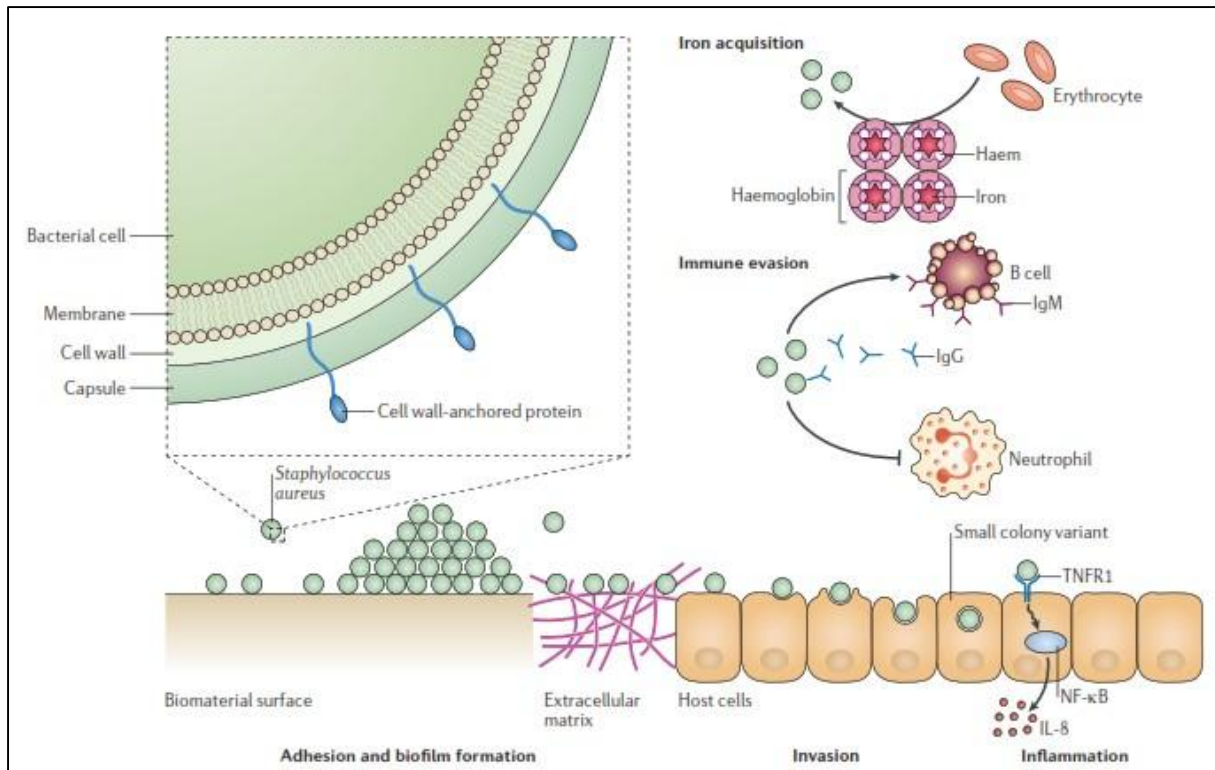


Figure 3 : Fonctions des protéines de la paroi cellulaire de *S. aureus* (Foster et al., 2014)

## 12.2. Le biofilm

Les biofilms sont des agrégations de cellules bactériennes sessiles incluses dans une matrice extracellulaire, dont l'une des fonctions est d'attacher les bactéries les unes aux autres et aux substrats biotiques et/ou abiotiques (Stoodley et al., 2002).

En fonction de l'espèce bactérienne et des conditions de croissance, cette matrice est composée de quantités variables d'exopolysaccharides, d'acides nucléiques, de lipides et de protéines (Flemming et Wingley, 2002). En général, les bactéries représentent moins de 10 % de la masse sèche et la matrice produite par la bactérie représente environ 90 % ou plus (Flemming et Wingley, 2002).

La formation du biofilm bactérien se déroule en trois étapes : adhésion initiale, la prolifération et le détachement (Figure 4). L'adhésion peut se produire sur pratiquement n'importe quelle surface biotique ou abiotique. *S. aureus*, en particulier, a une capacité extraordinaire de s'attacher aux dispositifs médicaux et demeure à la surface en polymère du dispositif ou par établissement de connexions avec les protéines de la matrice humaine après que ces protéines ont recouvert le dispositif. Ensuite, la prolifération se déroule par la

production d'exopolysaccharides qui contribue à l'agrégation intercellulaire. Chez les staphylocoques, la matrice est constituée de plusieurs polymères sécrétés tels que l'exopolysaccharide, les acides teichoïques, des protéines spécifiques ainsi que de l'ADN provenant de cellules lysées (Otto, 2008).

La création d'un biofilm viable nécessite des canaux à travers lesquels les nutriments peuvent pénétrer dans les couches les plus profondes, mais, des facteurs extérieurs peuvent perturber les interactions cellule-cellule (Watnick et Kolter, 2000) et peuvent conduire au détachement de cellules et de groupes de cellules du biofilm et par conséquent contrôler son épaisseur et son expansion (Otto et al., 2012).

Le détachement du biofilm joue un rôle critique au cours des infections associées au biofilm, car il permet aux cellules de se propager dans le sang et les autres fluides corporels vers de nouveaux sites d'infection (Otto, 2008 ; Wang et al., 2011). Cependant, il en existe un manque de compréhension sur les facteurs de perturbation du biofilm et leur rôle dans les processus de maturation et de détachement (Periasamy et al., 2012).

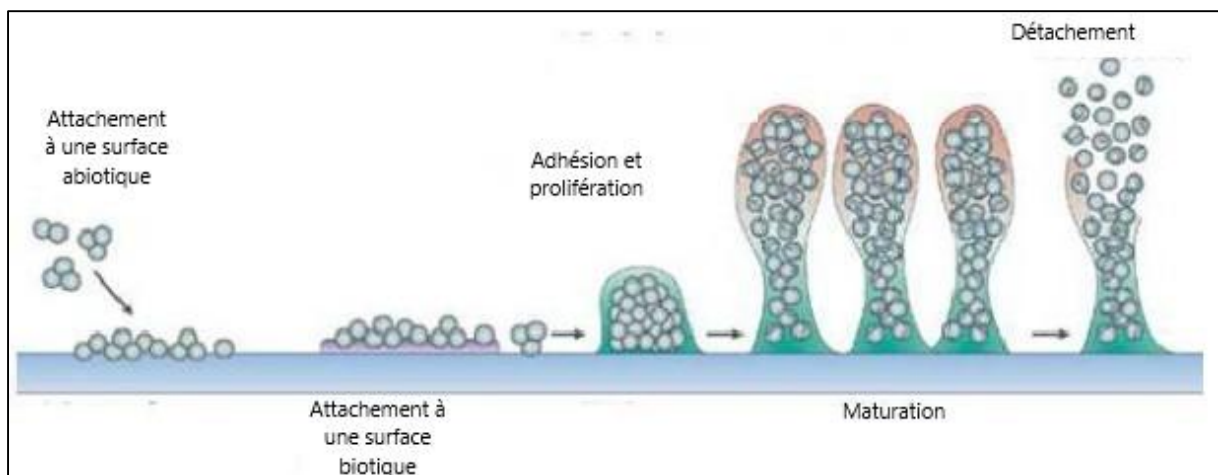


Figure 4 : Etapes de formation d'un biofilm chez les Staphylocoques (Otto et al. 2012)

## Chapitre 3 : Le lait

## Chapitre 3 : Le lait

En 1910, lors du 1<sup>er</sup> congrès international pour la répression des fraudes à Genève, le lait a été défini comme étant le produit intégral de la traite totale et ininterrompue d'une femelle laitière bien portante, bien nourrie et non surmenée. Il doit être recueilli proprement et ne pas contenir le colostrum.

Selon le règlement de l'union européenne n°853/2004 (annexe 1), le lait cru est défini comme le lait produit par la sécrétion de la glande mammaire d'animaux d'élevage et non chauffé à plus de 40 °C, ni soumis à un traitement d'effet équivalent. Ce lait n'a donc subi aucun traitement autre que la réfrigération mécanique immédiate après la traite à la ferme. Pour être vendu, il doit répondre à des prescriptions réglementaires sur sa composition et l'état sanitaire des vaches d'où il est tiré. Il doit être conditionné sur le lieu même de production et subir de nombreux contrôles.

La toute première définition a mis en importance l'état sanitaire de la femelle laitière et les conditions dont la traite doit être effectuée mais une modification s'est portée sur la définition du lait afin de mettre en importance ses qualités.

### 1. La production laitière dans le monde

Le lait est la sécrétion de la glande mammaire des mammifères femelles (plus de 4000 espèces), et il constitue souvent la seule source d'alimentation pour les très jeunes mammifères. Le rôle du lait est de nourrir et de fournir une protection immunologique.

Le lait produit par les vaches, les bufflonnes, les brebis, les chèvres et les chameaux est utilisé dans diverses régions du monde pour la consommation humaine, mais pour une grande partie de la population mondiale, le lait de vache représente la grande majorité du lait transformé pour la consommation humaine (Robinson, 2002).

La production laitière mondiale est de 827 milliards de litres en 2017 (Figure 5), cette production a augmenté en moyenne de 8,6 milliards de litres par année depuis 1961. Cette augmentation est due principalement au nombre d'animaux par l'amélioration des techniques de reproduction, l'amélioration des conditions d'élevage et la sélection génétique des animaux (International Dairy Federation, 2019).

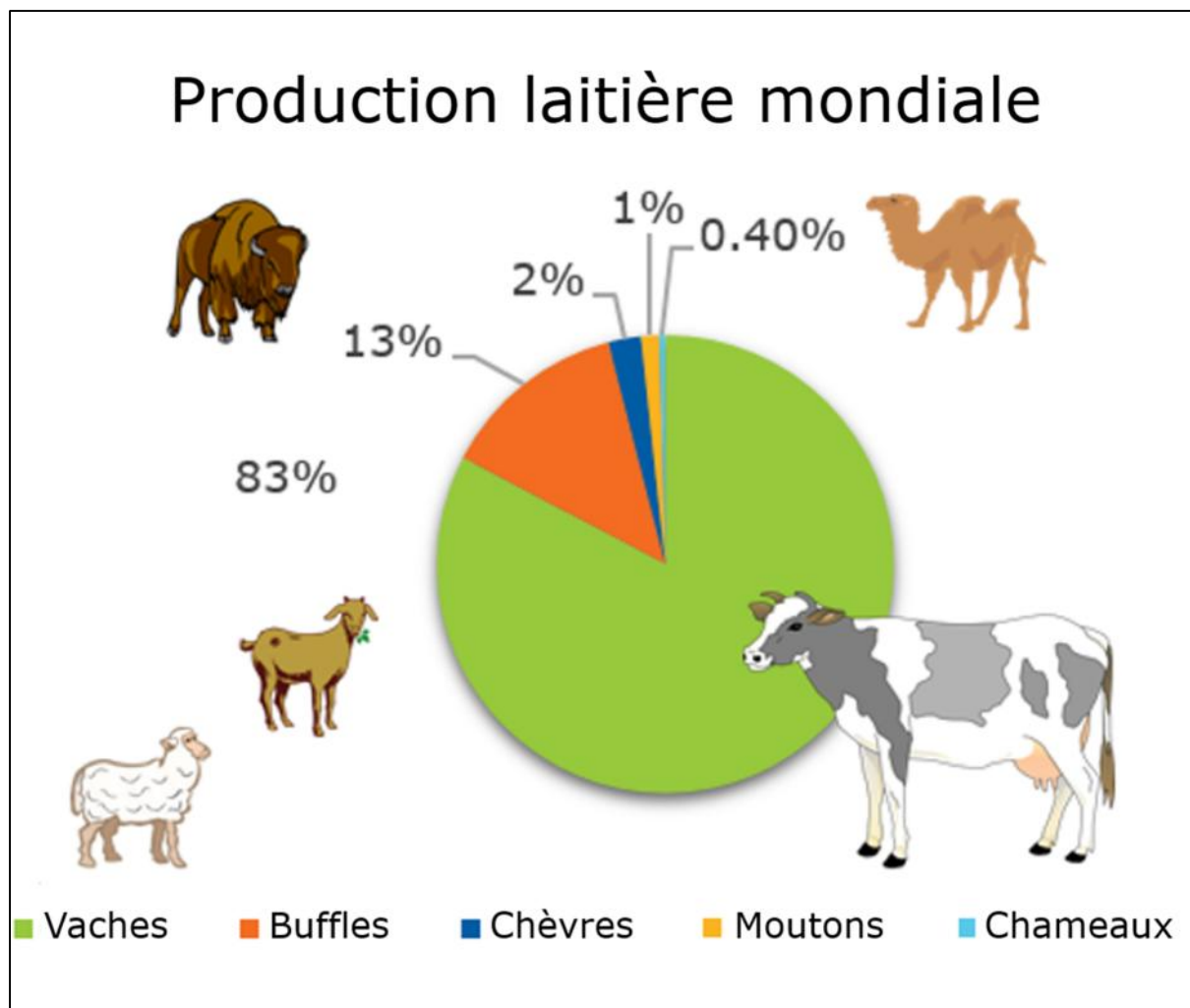


Figure 5 : Production laitière mondiale en 2017 (Bouzebda Afri, 2021)

En 2018, la production mondiale s'est élevée à 864 millions de tonnes de lait, 81 % de cette production provient de vaches laitières soit 704 millions de tonnes de lait, 15 % soit 126 millions de tonnes de la production provient de bufflonnes (IDF, 2020).

La production de lait de chèvre dans le monde d'élève à 19 910 000 tonnes de lait en 2019 soit une augmentation de 137 % par rapport à la production de 2005, l'Asie est le premier producteur de lait de chèvre avec 11 682 000 tonnes de lait, l'Afrique vient en deuxième position avec 4 353 000 tonne de lait pour montrer ainsi l'importance de cette filière dans ce continent. L'Europe et l'Amérique ne produisent que 3 075 000 et 800 000 tonnes de lait de chèvre, respectivement (FAO, 2021). La production de lait de brebis et de lait de chamelle représente 1 % et 0.5 % dans le monde, respectivement (FAO, 2022).

En Asie et en Afrique, 40 % et 23 % de la production laitière provient de bufflonnes, de chèvre, de brebis et de chamelle, respectivement (FAO, 2022).

En Europe et dans les Amériques, 97 % et 99.5 % de la production laitière provient de lait de bovins, et en Océanie, le lait est exclusivement de bovins (FAO, 2022).

## **2. La production laitière en Europe**

La production de lait cru de vache, de brebis et de bufflonne dans les exploitations de l'union européenne était de 145.1 millions de tonnes en 2013, de 149.7 millions de tonnes en 2014 et 160,1 millions de tonnes en 2020, ce qui représente une augmentation de 1.9 million de tonnes par année.

En 2020, 10.6 millions de tonnes ont été utilisées dans les exploitations par les éleveurs soit une faible quantité par rapport aux années précédentes (Eurostat, 2021).

## **3. La production laitière en Afrique**

La FAO a estimé une production de 47 milliards de litres en Afrique (FAO, 2017) représentant ainsi 5,6 % de la production mondiale avec 16,6 % de la population mondiale. Cette production a été augmentée de 36 milliards de litres depuis 1961 (International Dairy Federation, 2019).

## **4. La production laitière en Algérie**

L'Algérie a produit 3 597 017 000 de litres de lait en 2019 (MADR, 2022), et en 2020, l'Algérie a produit 2 414 552 tonnes de lait de vache, 332 779 tonnes de lait de chèvre, 592 293 tonnes de lait de brebis et 15 080 tonnes de lait de chamelle (FAO, 2022).

La wilaya de Tiaret et de Souk Ahras ont produit 103 320 000 et 104 391 000 de litres de lait en 2019 (MADR, 2022).

L'évolution de la démographie, la hausse de la demande et l'augmentation de la consommation font que cette quantité de lait produite ne subvient plus à l'autosuffisance nationale, de ce fait, l'Algérie a mis en œuvre des programmes de relance de la production laitière (1999-2009) en encourageant les investisseurs, les éleveurs et les collecteurs dans la filière lait à développer les fermes, les laiteries ou encore l'insémination artificielle, et ce par

des bonifications. Une autre politique du renouveau agricole et rural est ajoutée dans ce programme à partir 2009 afin de renforcer cette filière, et ce en augmentant les primes. Toutefois, ces programmes qui visent à l'autosuffisance nationale et à répondre à la demande du marché algérien, sont voués à l'échec malgré l'importance des importations du lait en poudre qui représente 15.4 % des importations alimentaire et occupe la 2<sup>ème</sup> place après les céréales (MADR, 2022 ; Mamine, 2021 ; DEP, 2020).

A noter que les conditions pour bénéficier des bonifications et des primes concernant la filière lait, font que, seuls 34 300 sur 300 000 éleveurs ont eu droit (MADR, 2016), ce qui a encouragé l'autoconsommation et la vente informelle aux consommateurs ou aux transformateurs artisanaux , en outre, ce lait échappe à tout contrôle sanitaire (Mamine, 2021).

## 5. Les composants du lait

La sécrétion mammaire, appelée "lait", est l'aliment le plus complet de la nature. C'est une source de nutriments essentiels non seulement pour le nouveau-né de toute espèce de mammifère, mais aussi pour la croissance des enfants et l'alimentation des humains adultes.

Le lait est souvent décrit comme une suspension colloïdale, contenant des globules émulsifiés de graisse, une famille hétérogène de protéines majeures et mineures, le lactose, un hydrate de carbone, des minéraux, des vitamines et des enzymes (Tableau 1) (Huppertz et Kelly, 2009).

Pour produire un volume de lait dans la mamelle, il faudrait environ 500 volumes de sang à circuler dans la mamelle de la vache et de la chèvre (Park et al, 2013).

Tableau 1 : Composition du lait de différentes espèces animales (Park et Haenlein, 2010)

	Vache	Bufflonne	Chamelle	Brebis	Chèvre
Matière sèche (%)	13	17-19	7.0-10.7	16-20	11.5-13.5
Matière grasse(%)	3.4-5.4	7.0-8.5	2.9-4.5	5.0-8.0	3.5-8.0
Protéine (%)	3.5-4.0	3.6-4.6	3.0-3.9	5.0-6.5	2.8-3.0
Lactose (%)	4.6	4.6-5	3.3-5.8	4.4	3.9-4.4

### 5.1. Les lipides du lait

Les lipides du lait constituent une source majeure d'énergie pour l'animal et l'homme nouveau-né. Ils se présentent sous forme de gouttelettes de graisse dispersées dans le lait, qui contiennent principalement des lipides non polaires entourés d'une membrane polaire de globules lipidiques (Figure 6). La teneur en lipides du lait de vache est de l'ordre de 3 à 5 %, mais elle dépend d'une grande variété de facteurs, notamment l'espèce animale, la race, le régime alimentaire, le stade de la lactation et la santé de l'animal (FAO, 2022).

La matière grasse du lait comprend des composés ayant une large gamme de structures chimiques qui sont classés comme lipides en raison de leur solubilité dans les solvants organiques non polaires et de leur faible solubilité dans l'eau (Tableau 2). Les principaux lipides présents sont les triacylglycérols, qui constituent plus de 98 % des lipides du lait bovin, bien que sa teneur puisse varier selon l'espèce et la qualité du lait. La matière grasse du lait sert de support aux vitamines liposolubles A, D et E, ainsi qu'au  $\beta$ -carotène, qui joue le rôle de la provitamine A (Gordon, 2013).

Les acides gras sont présents dans les triacylglycérols, les diacylglycérols, les monoacylglycérols et les phospholipides, et déterminent de nombreuses propriétés des lipides, y compris les effets nutritionnels. De faibles concentrations d'acides gras libres sont également présentes dans le lait frais, mais cette concentration peut augmenter pendant le stockage du lait en raison de l'hydrolyse enzymatique par les lipases du lait ou les lipases bactériennes. La lipase du lait est capable de catalyser l'hydrolyse des triacylglycérols et des phospholipides et libérer des acides gras libres en présence de cofacteurs appropriés (Young W. Park et George F.W. Haenlein, 2013 ; Stocks et Galton, 1980).

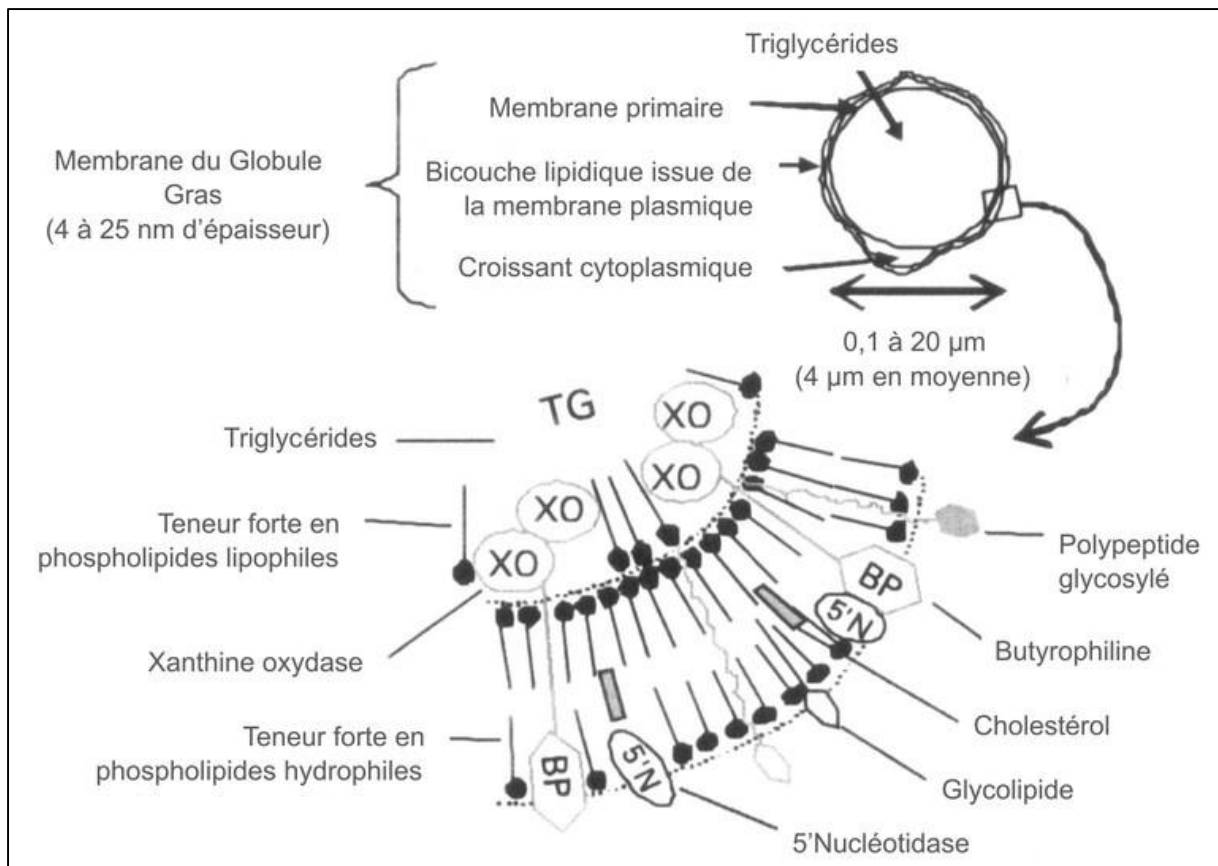


Figure 6 : Schématisation de la structure de la membrane du globule gras (Michalski, 2007).

Tableau 2 : Principaux acides gras présents dans le lait (Young W. Park et George F.W. Haenlein, 2013)

Acide gras	Symbole	Contenu total en AcG (%)
<b>Acide gras saturés</b>		
butyrique	C4 :0	3.0-4.5
caproïque	C6 :0	1.3-2.2
caprylique	C8 :0	0.8-2.5
caprique	C10 :0	1.8-3.8
laurique	C12 :0	2.0-5.0
myristique	C14 :0	7.0-11.0
palmitique	C16 :0	25.0-29.0
stéarique	C18 :0	7.0-13.0
<b>Acide gras insaturés</b>		

oléique	C18 :1	30.0-40.0
linoléique	C18 :2	2.0-3.0
linoléinique	C18 :3	Jusqu'à 1.0
arachidonique	C20 :4	Jusqu'à 1.0

## 5.2. Les protéines du lait

Les protéines constituent une classe extrêmement importante de composés naturels essentiels à tous les processus vitaux. Elles remplissent diverses fonctions dans les organismes vivants, allant de la structure à la reproduction. Les protéines du lait représentent l'une des plus grandes contributions du lait à la nutrition humaine, ce sont des polymères de 20 acides aminés différents que l'on trouve régulièrement dans le lait et elles ont une structure générale, mais sont fonctionnellement différentes les unes des autres. Le contenu et la séquence des acides aminés d'une protéine affectent ses propriétés (Fox et McSweeney, 1998).

Les parties du lait contenant de l'azote peuvent être divisées en trois grandes fractions, la caséine, les protéines du lactosérum et l'azote non protéique (ANP) (Rowland, 1938). Sur la totalité de l'azote du lait, et dans un nombre limité de races, 78.5 % sont associés à la fraction de caséine, 16.5 % à la fraction de protéines de lactosérum et 5 % à la fraction ANP (Rowland, 1938). Les protéines vraies comprennent les protéines synthétisées dans la glande mammaire (protéines de caséine) et les protéines préformées dérivées du sang (albumine de sérum bovin ou ASB). La protéine brute est une meilleure mesure de l'azote total du lait, car elle tient compte de la fraction ANP, qui représente environ 5 % de l'azote total du lait. Cela peut être un avantage dans les programmes d'élevage et dans l'évaluation des propriétés de fabrication et des qualités nutritionnelles du lait (DePeters et al., 1993 ; Alston-Mills, 1995).

La teneur moyenne en protéines du lait bovin n'a pas beaucoup changé au cours de ces dernières années et se situe autour de 3.5 % (FAO, 2022 ; Goulding, 2020).

Le lait de bovin présente deux groupes de protéines majeures, les caséines lesquelles comptent quatre variétés (  $\alpha_1$ ,  $\alpha_2$ ,  $\beta$ ,  $\gamma$  ), et les protéines du lactosérum avec deux variantes dominantes et de nombreuses petites variantes (Tableau 3).

Tableau 3 : Concentration des différentes protéines du lait pour différentes espèces (Goulding et al. 2020)

	Infant formula	Human	Bovine	Caprine	Ovine	Buffalo	Equine	Camel	Yak	Reindeer
Total casein	4.8	2.4-4.2	24.6-28	23.3-46.3	41.8-46	32-40	9.4-13.6	22.1-26.0	34.3-45.8	70-80
$\alpha_{s1}$ -Casein	1.74	0.77	8.0-10.7	0.0-13.0	15.4-22.1	8.9	2.4	n.d.	9.3-13.1	n.d.
$\alpha_{s2}$ -Casein	0.48	–	2.8-3.4	2.3-11.6	n.d.	5.1	0.2	n.d.	3.6-6.5	n.d.
$\beta$ -Casein	1.62	3.87	8.6-9.3	0.0-29.6	15.6-17.6	12.6-20.9	10.66	n.d.	15.0-20.6	n.d.
$\kappa$ -Casein	0.6	0.14	2.3-3.3	2.8-13.4	3.2-4.3	4.1-5.4	0.24	–	4.9-8.5	n.d.
$\gamma$ -Casein	0.36	–	0.8	n.d.	n.d.	n.d.	n.d.	n.d.	n.d.	n.d.
Total whey protein	7.2	6.2-8.3	5.5-7.0	3.7-7.0	10.2-11	6	7.4-9.1	5.9-8.1	n.d.	13.4
$\beta$ -Lactoglobulin	–	–	3.2-3.3	1.5-5.0	6.5-8.5	3.9	2.55	–	3.4-10.1	n.d.
$\alpha$ -Lactalbumin	1.4-2.3	1.9-3.4	1.2-1.3	0.7-2.3	1.0-1.9	1.4	2.37	0.8-3.5	0.2-1.7	n.d.
Serum albumin	n.d.	0.4-0.5	0.3-0.4	n.d.	0.4-0.6	0.29	0.37	7-11.9	0.2-3.1	n.d.
Proteose peptone	n.d.		0.8-1.2	n.d.	n.d.	3.31	n.d.	n.d.	n.d.	n.d.
Lactoferrin	0.05	1.5-2.0	0.02-0.5	0.02-0.2	0.8	0.03-3.4	0.1-2.0	0.02-7.28	n.d.	n.d.
Lysozyme	n.d.	0.1-0.9	$(70-600) \times 10^{-6}$	$250 \times 10^{-6}$	$100 \times 10^{-6}$	$(120-152) \times 10^{-6}$	0.5-1.33	$(60-1350) \times 10^{-6}$	n.d.	n.d.
Osteopontin	0.01	0.138	0.018	n.d.	n.d.	n.d.	n.d.	n.d.	n.d.	n.d.
Immunoglobulins	n.d.	1.0-1.3	0.5-1.0	n.d.	0.7	10.66	1.63	n.d.	n.d.	n.d.
IgG	n.d.	0.03	0.15-0.8	0.1-0.4	n.d.	0.37-1.34	0.38	n.d.	n.d.	n.d.
IgA	n.d.	0.96	0.05-0.14	0.03-0.08	n.d.	0.01-0.04	0.47	n.d.	n.d.	n.d.
IgM	n.d.	0.02	0.04-0.1	0.01-0.04	n.d.	0.04-1.91	0.03	n.d.	n.d.	n.d.
CN:WP ratio	40:60	29:71-33:67	82:18	78:22	76:24	82:18	52:48	73:27-76:24	82:18	80:20-83:17

Les nucléotides, les nucléosides et les bases nucléiques, dont la concentration est inférieure au milligramme par litre, font partie de la fraction d'ANP du lait, ils sont utilisés par l'organisme en tant que sources trophochimiques exogènes et sont non seulement actifs en tant que métabolites, mais semblent également jouer un rôle important dans la régulation des fonctions corporelles (Gill et al., 2011 ; Michaelidou, 2008).

### 5.3. Les glucides du lait

Le lait contient une pléthore de composants qui apportent aux consommateurs des avantages fonctionnels en matière de santé, bien au-delà de ce qui est attendu sur la base du seul contenu nutritionnel. Les glucides, et en particulier les fractions oligosaccharidiques, sont l'une de ces composants. Bien que l'hydrate de carbone le plus dominant dans le lait des mammifères est généralement le lactose, lequel constitue plus de 80 %, les oligosaccharides sont le troisième composant solide le plus important au sein du lait humain après le lactose et les lipides (Kunz et Rudloff, 2002 ; Messer et Urashima, 2002), et il a été rapporté qu'ils sont importants pour le développement cérébral (Kunz et Rudloff, 2006).

Le lactose est synthétisé au sein de la glande mammaire en lactation par la lactose-synthase, complexe d'une 4-galactosyltransférase I et de l'  $\alpha$ -lactalbumine, une des protéines du lactosérum. Le lactose est la principale source d'énergie du nourrisson, lorsque les jeunes consomment le lait maternel, le lactose est scindé en galactose et en glucose par la lactase intestinale pour être absorbé ensuite. Le glucose entre dans la circulation pour être utilisé comme source d'énergie, tandis que la plupart du galactose est converti en glucose dans le foie (Venema, 2012 ; Messer et Urashima, 2002).

Le lactose est le principal hydrate de carbone présent dans la plupart des laits, son taux de synthèse dans les cellules épithéliales de la glande mammaire est un facteur important qui influence le volume du lait en maintenant son osmolarité, le lactose est donc un composant très stable du lait (Cant et al., 2002). Une augmentation ou une diminution de la synthèse du lactose entraîne une modification du volume du lait, mais pas du rendement en protéines ou en matières grasses.

Les glucides autres que le lactose que l'on trouve chez les animaux de ferme comprennent des oligosaccharides, des glycopeptides, des glycoprotéines et des sucres nucléotidiques en petites quantités. Les sucres nucléotidiques dans le lait sont particulièrement intéressants, car ils sont les donneurs de glycosyle pour la glycosyltransférase dans le lait et la glande mammaire, et sont les précurseurs des glycoprotéines, des glycolipides et des oligosaccharides dans la biosynthèse du lait (Goulding et al. 2020 ; O'Mahony and Tuohy, 2013).

#### **5.4. Les minéraux du lait**

Le lait et les produits laitiers contiennent des minéraux essentiels à différentes concentrations (Tableau 4), et contribuent significativement dans les différentes fonctions vitales de l'organisme humain et animal, en outre leurs intérêts nutritionnels, ils ont un intérêt biochimique et technologique.

Les minéraux du lait sont classés en sels minéraux comme le Ca, P, Mg, Na, K, Cl et en oligoéléments comme le Fe, Cu, Zn, Se, Mn, I, F, Cr, Pb, Cd, Co, Mo, As, Ni, Si, B (Goulding et al., 2020).

Tableau 4 : Principaux minéraux du lait des différentes espèces animales (Tamime et al. 2011 ; Raynal-Ljutovac et al. 2008 ; Park et al. 2007)

	Vache	Brebis	Chèvre
Ca	110-125	170-200	126-134
P	95-120	124-158	90-121
Mg	9-13	18-21	13-16
K	140-160	120-140	170-190
Na	50-60	44-58	38-42
Cl	100-110	82-112	150-160
Fe	0.04	0.03-0.122	0.05-0.1
Cu	0.01	0.04-0.1	0.03-0.05
Mn	0.02	0.005-0.009	0.008-0.03
Zn	0.5	0.52-0.75	0.34-0.56
I	0.021	0.01-0.02	0.007-0.02
Se	0.96	1.0-3.1	1.0-2.0
Toutes les concentrations sont exprimées en mg/100gr sauf pour le Se ( $\mu\text{m}/100\text{mL}$ )			

### 5.5. Les vitamines du lait

Les vitamines (Vit) sont des substances organiques, sans valeur énergétique mais essentiels au bon fonctionnement de l'organisme, elles participent à la croissance, au fonctionnement et à l'entretien du corps, généralement classées en fonction de leurs solubilités, les vitamines liposolubles, incluant les Vit A, D, E et K, et les vitamines solubles incluant les Vit du groupe B et la vitamine C (Park, 2009).

En général, sous chaque "vitamine" se trouve des composés moléculaires apparentés dont au moins un composé différent est généralement présent le lait, bien que parfois à de très faible concentration.

Les différences de concentration de vitamines dans le lait (Tableau 5) résultent de la composition du régime alimentaire, de la synthèse microbienne dans le tractus gastro-intestinal et de la synthèse endogène par les tissus de l'animal dans certains cas. Le processus digestif, l'état physiologique et la santé de l'animal conditionne leurs disponibilités et leurs transferts dans le lait.

Tableau 5 : Les différentes concentrations du lait en vitamines (Young et Park, 2017).

Vitamines	Chèvre	Vache
Vitamine A IU	185	126

Vitamine D IU	2.3	2.0
Thiamine (B1) mg	0.068	0.045
Riboflavine (B2) mg	0.21	0.16
Niacine (B3) mg	0.27	0.08
Ac pantothénique (B5) mg	0.31	0.32
Vitamine B6 mg	0.046	0.042
Ac folique (B9) $\mu$ g	1.0	5.0
Biotine (B8) $\mu$ g	1.5	2.0
Cobalamine (B12) $\mu$ g	0.065	0.357
Vitamine C mg	1.29	0.94

### 5.6. Les enzymes du lait

Les enzymes endogènes sont des constituants du lait qui proviennent essentiellement du plasma sanguin, du cytoplasme des cellules sécrétrices, de la membrane des globules gras du lait et des cellules somatiques (leucocytes) (Fox et Kelly, 2006). Environ 70 enzymes endogènes ont été identifiées dans le lait bovin normal (Goulding et al. 2020 ; Fox et al. 2015 ; Fox, 2003).

Les enzymes les mieux caractérisées dans le lait sont la N-acétyl- $\beta$ -d-glucosaminidase, la phosphatase acide, la phosphatase alcaline, l'amylase, la catalase, la  $\gamma$ -glutamyl-transférase, la glutathion peroxydase, la lactoperoxydase, la lipoprotéine lipase, le lysozyme, la plasmine, la ribonucléase, la sulfhydryl-oxydase, la superoxyde dismutase et la xanthine oxydoréductase (Kelly et Fox, 2006).

Outre les enzymes endogènes du lait, les bactéries contaminant le lait pendant la manipulation ou durant le traitement, produisent également des protéases et des lipases (Chen et al., 2003). Ces enzymes n'ont aucun effet bénéfique essentiel sur les attributs nutritionnels ou organoleptiques du lait, leur destruction par la chaleur est l'un des objectifs de nombreux procédés laitiers.

### 5.7. Les hormones du lait

Les hormones présentes dans le lait proviennent du sang et sont sécrétées dans le lait par un transport actif dans la glande mammaire, alors que d'autres sont synthétisées par la glande mammaire et excrétées dans le lait (Rodrigues, 2013).

Le tableau 6 résume les principales hormones qui ont été identifiées dans le lait bovin, ainsi que leurs concentrations (Jouan et al., 2006), et elles sont classées en quatre groupes principaux, les hormones gonadiques, surrénaliennes, hypophysaires et hypothalamiques.

Tableau 6 : Les principales hormones identifiées dans le lait de vache (Jouan et al., 2006 ; Rodrigues, 2013).

Hormones	Concentration (ng/mL)
Œstrogène	$5 \times 10^{-3} - 10 \times 10^{-3}$
Progestérone	2 – 20
Glucocorticoïdes	0 – 50
Prolactine	5 – 200
Hormone de croissance (GH)	0 – 1
Somatostatine	10 – 30
Hormone parathyroïdienne	40 – 100
Insuline	5 – 40
Calcitonine	700
Bombésine	0.25 – 450
Mélatonine	$5 \times 10^{-3}$ à $25 \times 10^{-3}$

## 6. Microbiologie du lait

Le lait possède des propriétés technologiques et nutritionnelles supérieures, mais il représente aussi un substrat riche pour la croissance d'une microflore diversifiée, y compris des agents pathogènes, d'autant plus que le lait contient du lactose, lequel utilisé comme principale source de carbone pour leurs croissances (Moosavy et al., 2019 ; Adam et al., 2004).

Le lait cru doit provenir d'animaux ne présentant aucun symptôme de maladies susceptibles de rendre l'homme malade par sa consommation ou sa manipulation, et les animaux laitiers doivent être sains de tuberculose et de brucellose.

Le lait reste stérile à l'intérieur de la mamelle, mais pendant la traite, la contamination est inévitable dès son exposition à l'air et son contact avec les surfaces des équipements, d'autant plus que si les conditions environnementales et opérationnelles ne sont pas contrôlées. La population bactérienne trouve ainsi des conditions optimales pour se développer et se multiplier, modifiant ainsi les caractéristiques physico-chimiques du lait, ce qui peut devenir

une source de contamination par des microorganismes dangereux pour la santé publique (Raza et Kim, 2018).

Le microbiote du lait cru est très diversifié et peut être composé de microorganismes d'altération, de microorganismes pathogènes et d'une flore technologique (Perin et al., 2017 ; Montel et al., 2014). Cette diversité microbienne est directement influencée par les conditions sanitaires du troupeau laitier, l'hygiène environnementale, l'équipement de traite utilisé et les facteurs liés à la manipulation, au stockage, au refroidissement et à la transformation du lait cru (Murphy et al., 2016).

## **6.1. Microorganismes indicateurs d'hygiène**

Les indicateurs d'hygiène sont définis comme des espèces de microorganismes lesquels, lorsqu'ils sont présents en concentrations élevées dans le lait, témoignent de pratiques d'hygiène inadéquates en matière d'obtention, de conservation ou de traitement. Les groupes de microorganismes les plus couramment recherchés comme indicateurs d'hygiène dans le lait sont les aérobies mésophiles, les psychrotrophes et les coliformes.

### **6.1.1. Les bactéries mésophiles et psychrotrophes**

Les bactéries mésophiles se développent mieux à des températures optimales se situant entre 25°C et 40°C, ce sont des conditions optimales également pour les bactéries d'altération et les bactéries pathogènes. Les principaux genres de bactéries mésophiles qui peuvent être présents dans le lait sont *Micrococcus*, *Staphylococcus*, *Enterococcus*, *Escherichia*, *Serratia*, *Acinetobacter*, *Flavobacterium*, *Pseudomonas*, *Mycobacterium*, *Bacillus*, *Lactococcus*, *Lactobacillus* (Sugrue et al. 2019 ; Moosavy et al., 2018 ; Jay, 2012).

Les bactéries mésophiles sont considérées comme des indicateurs d'hygiène universels et leurs présences dans le lait est inévitable puisque la plupart de ces genres sont présents dans le pis de l'animal, les mains des trayeurs, les surfaces des équipements, l'eau et l'air. Ainsi, le dénombrement de ces bactéries est directement influencé par les conditions dans lesquelles le lait est soumis après la traite (Jay, 2012).

Les psychrotrophes sont dispersés dans l'environnement et une fois qu'ils contaminent le lait, ils peuvent se multiplier intensément à la température de refroidissement et même causer

une altération. Ce groupe comprend des espèces appartenant aux genres *Pseudomonas*, *Bacillus*, *Lactobacillus* et *Listeria* (Junior et al., 2018).

### **6.1.2. Les coliformes et les *Enterobacteriaceae***

Les coliformes sont des micro-organismes mésophiles à Gram négatif qui ont la capacité de fermenter le lactose en produisant du gaz. Lorsqu'ils sont présents en quantités supérieures à  $2 \log_{10}$  ( $10^2$ ) UFC/ml, cela témoigne de pratiques d'hygiène inadéquates dans le traitement du lait et indiquent la présence possible d'entérobactéries pathogènes. Les coliformes sont présents dans le sol, l'eau non traitée, les surfaces des équipements et les fèces. *Escherichia*, *Klebsiella*, *Enterobacter* et *Citrobacter* appartiennent au groupe des coliformes, mais seul *Escherichia coli* a pour habitat principal le tractus intestinal des humains et des animaux (Jay, 2012).

## **6.2. Les microorganismes pathogènes**

Outre la contamination par les microorganismes indicateurs d'hygiène, le lait peut être porteur de plusieurs microorganismes pathogènes, notamment lorsqu'il est cru, affectant ainsi la santé du consommateur.

Les microorganismes pathogènes peuvent contaminer le lait de deux manières différentes, soit à partir d'une maladie endogène comme la tuberculose, la brucellose ou une mammite, soit par une traite et une manipulation non hygiéniques, permettant la contamination à travers l'équipement, le sol, la terre, l'eau et les fèces, comme les *Staphylococcus aureus* (Boor et al., 2017 ; Gonzales-Barron et al., 2017 ; Zeinhom et Abdel-Latef, 2014).

### **6.2.1. Les mycobactéries**

La tuberculose est une maladie à évolution chronique causée par le genre *Mycobacterium* qui affecte de nombreux animaux domestiques et sauvages comme les bovins, les porcs, les oiseaux, les équins, les sangliers, les blaireaux, les cerfs, les élans (références ....), et les humains.

La tuberculose bovine causée par *M. bovis*, est une zoonose importante pour la santé publique surtout pour les patients immunodéprimés, les enfants et les personnes âgées (Prescott,

2019), en outre, elle est la cause de pertes et de barrières économiques importantes (OMS, 2016).

Des programmes de l'OMS visent à éradiquer cette zoonose qui est répandue dans le monde entier, sa transmission est due à l'inhalation d'aérosol, le contact direct ou indirect avec les sécrétions nasales, l'ingestion de lait cru ou de viande provenant d'animaux infectés (OMS, 2020 ; Waters et al., 2003 ; Pollock et Neill, 2002), le dernier recensement de l'OMS est de 9.9 millions nouveaux cas et 1.5 millions de personnes décédées en 2020 (OMS, 2022).

En Algérie, la tuberculose est une maladie à déclaration obligatoire sous surveillance nationale de catégorie (1) par le ministère de la santé algérienne (MSPRH, 2014), mais était une maladie à déclaration obligatoire aux services vétérinaires depuis l'Arrêté du 17 novembre 1990 (JORADP, 1990). Il est mentionné dans cet arrêté, complété par l'Arrêté du 22 février 1996, en vigueur à ce jour, que le lait provenant d'animaux atteints de tuberculose n'est délivré à la consommation humaine qu'après sa pasteurisation, et l'abattage sanitaire de ces animaux est ordonné que par le ministre chargé de l'agriculture dans le cadre d'un programme national, ou par le wali dans le cadre d'un programme local. Il est à mentionner aussi que le lait collecté n'est pas soumis à un contrôle microbiologique des mycobactéries (JORADP, 2017).

Certains programmes de surveillance et d'éradication de la tuberculose sont appliqués dans certaines régions du pays mais ne sont pas généralisés, la non identification du cheptel national et la non traçabilité des carcasses tuberculeuses au niveau des abattoirs laisse la situation réelle de la maladie méconnue (Zeihera, 2021 ; Ayad et al., 2020 ; Bougherara et Asmani, 2017). En 2020, un nouveau programme de lutte contre les zoonoses est lancé et ce par la création de comité national de prévention et de lutte contre les zoonoses (JORADP, 2020).

### **6.2.2. Les brucelles**

La brucellose également appelée fièvre de malte, est une maladie zoonotique, c'est une infection chronique qui persiste tout au long de la vie de l'animal et/ou de l'homme, elle est causée par de nombreuses espèces comme *B. abortus*, *B. melitensis*, *B. suis*, ou *B. canis* (Prescott's, 2019). Les brucelles provoquent des avortements, une infection chronique de la glande mammaire, de l'utérus, du placenta, des vésicules séminales et de l'épididyme (Kenneth, 2022 ; Prescott's, 2019). Elles sont transmises généralement par l'ingestion de lait cru, de

produits laitiers non pasteurisés, de produits provenant d'animaux infectés ou par la manipulation d'animaux infectés (Kenneth, 2022 ; Prescott's, 2019), la transmission directe d'homme à homme est extrêmement rare (Prescott's, 2019).

L'incidence annuelle de la brucellose est de 500 000 cas humains signalé dans le monde, même si cette zoonose est en diminution régulière, mais des foyers d'animaux atteints réapparaissent dans certains pays indemne (Morvan, 2022). Actuellement aux Etats-Unis, il existe moins de 100 cas brucelliques humains, et 50 % à 60 % des personnes atteintes sont des professionnels de la filière viande telle les inspecteurs vétérinaires, le personnel de l'abattoir et les bouchers, les vétérinaires et les éleveurs de bétails (Keneth, 2022).

En Algérie, la brucellose animale a été rapporté pour la première fois par Cochez en 1895, et à partir de 1964, il a été remarqué que l'incidence des avortements était forte, et que l'infection du cheptel bovin du secteur étatique ait atteint 23 % en 1969 (Benelmouffok, 1969). A partir de 1970, le ministère algérien de l'agriculture a entrepris des programmes de lutte contre la brucellose (Essais de lutte contre la brucellose bovine : 1970 – 1976, Programme d'assainissement : 1976 – 1984, Programme national de lutte contre la brucellose : 1984, Programme national de lutte contre la brucellose : 1995), une amélioration a été remarquée en 2013 par la diminution du nombre d'animaux atteint (MADR, 2017). En 2014, une recrudescence est observée, ceci est peut-être dû au relâchement du suivi sanitaire de la brucellose (Sidhoum, 2019) et à cause de la crise sanitaire engendrée par la fièvre aphteuse au niveau national (OIE, 2017).

La brucellose reste enzootique dans le pays (Ayad, 2020) malgré les efforts entrepris par l'état, mais il est à signaler que les mesures de lutte contre la brucellose et la tuberculose n'ont concerné que certaines régions. Depuis 2008, l'arrêt de tout dépistage envers la brucellose et la tuberculose est instauré par les services concernés, et que le lait doit être collecté quel que soit son état sanitaire (note DSV, 2008), d'autant plus que les bulletins officiels de notification des maladies à déclaration obligatoire sont absents (Sidhoum, 2019), ou ne concerne qu'une petite partie du cheptel national (Zaheira, 2021), et depuis 2013, la vaccination chez les ruminants n'est plus pratiquée dans certaines régions (Sidhoum, 2019).

Par ailleurs et pour information, les éleveurs et les producteurs de lait, essaient d'échapper aux mesures sanitaires entreprises par l'état, et ce par la non déclaration et la non-identification de leurs cheptels, refusent d'obtenir tout agrément sanitaire pour leurs élevages par peur d'abattage sanitaire (Zaheira, 2021), car il n'est indemnisé que 20 % à 35 % de la

valeur bouchère de l'animal, cette mesure ne concerne que les femelles en âge de reproduction et ce à partir du programme de 1995. Pour information et pour faciliter l'identification de notre cheptel, il faut encourager les éleveurs, de même les producteurs de lait à identifier et enregistrer leurs animaux auprès des services compétents en leur offrant des formules bénéfiques comme l'obtention d'aliments de bétails à très bon prix, approvisionnement en eau, et surtout l'indemnisation de l'abattage sanitaire des animaux d'élevage testés positifs envers la brucellose, la tuberculose ou tout autre maladie à déclaration obligatoire mettant en danger la santé animale et/ou humaine.

Les mammites sont un problème mondial chez les bovins laitiers, qui ont un grand effet sur le bien-être des animaux et la production de lait (Peton et Le Loir, 2014 ; Keefe, 2012). La mammite bovine est la maladie la plus importante pour l'industrie laitière, car les pertes économiques résultant de cette maladie constituent des pertes directes et indirectes. Les pertes directes comprennent les coûts de traitement, le lait éliminé, le temps, les décès et les coûts associés à une mammite récurrente. Les coûts indirects comprennent la baisse de la production laitière, la diminution de la qualité du lait, l'augmentation du nombre d'animaux éliminés, l'arrêt de la lactation plus tôt que prévu, le bien-être des animaux ainsi que l'apparition concomitante d'autres troubles de santé et le risque de contamination pour l'ensemble du troupeau (Remy, 2010 ; Petrovski et al., 2006).

Cette infection de la glande mammaire responsable de toxi-infections alimentaires collectives, d'avortement ou de malformations congénitales (Remy, 2010) peut provoquer une mammite clinique associée à une réponse inflammatoire excessive ou une mammite subclinique se présentant comme une infection persistante (Schukken et al., 2011). Son étiologie a évolué avec la mise en évidence de nouvelles espèces microbiennes, il existe environ 150 espèces bactériennes isolées de vaches souffrant de mammite. En ce qui concerne l'agent étiologique, la maladie peut être classée en quatre types : bactérienne, fongique, virale et mammite causée par des algues.

Les virus en tant qu'agents étiologiques de la mammite ont une signification clinique limitée. Les principaux agents viraux à cette origine sont l'herpèsvirus-2 bovin, et le virus pseudovariola.

En général, les virus atteignent le derme et l'épiderme de la mamelle, contrairement aux autres agents qui entourent les alvéoles sécrétoires. Les agents viraux impliqués dans la

mammite ont peu d'importance clinique à moins qu'une invasion bactérienne secondaire ne se produise, ce qui affectera les tissus intramammaires (Shaheen et al., 2015).

La majorité des mammites sont causées par les bactéries du genre *Staphylococcus*, *Streptococcus*, et les bactéries du groupe des *Enterobacteriaceae*, et le mode de transmission peut être contagieux ou environnemental. Les principaux microorganismes contagieux sont *S. aureus* et *Streptococcus agalactiae*, et la principale source d'infection étant la glande mammaire des vaches infectées. En revanche, la principale source d'agents pathogènes à l'origine des mammites environnementales est l'habitat de l'animal (Tableau 7) (Bogni et al., 2011).

Tableau 7 : Les principaux agents bactériens de la mammite (Bogni et al., 2011).

Mammites contagieuses	Mammites environnementales
<i>Staphylococcus aureus</i>	<i>Escherichia coli</i>
<i>Streptococcus agalactiae</i>	<i>Klebsiella</i> spp.
<i>Streptococcus dysgalactiae</i>	<i>Klebsiella oxytoca</i>
<i>Corynebacterium bovis</i>	<i>Enterobacter</i> spp.
	<i>Citrobacter</i> spp.
<i>Mycoplasma</i> spp	<i>Streptococcus uberis</i>
	<i>Streptococcus enterococci</i>
Champignons filamenteux	<i>Pseudomonas</i> spp.
Levures	<i>Prototheca</i>

Cependant, des recherches supplémentaires sont nécessaires sur les risques des entérotoxines de *Staphylococcus aureus* du lait de mammite pour la santé humaine, il est rapporté que la plupart des épidémies de maladies d'origine alimentaire proviennent de la contamination des humains manipulant les aliments. *S. aureus* mérite également une attention particulière en

raison des nombreuses infections hospitalières liées à des *S. aureus* résistants à la méthicilline, souches qui ont été déjà identifiées dans le lait bovin (Moon et al., 2007).

*S. aureus* est responsable aussi de mammites subcliniques, et dans ce cas, il n'y a pas de signes visibles d'inflammation dans la mamelle. Ceci entraîne des pertes à long terme en raison de l'augmentation du nombre de cellules somatiques, de la réduction de la qualité et de la quantité de lait, et d'un risque accru de propagation de l'agent pathogène au sein du troupeau (Halasa, 2012), et l'ingestion d'aliments contaminés par des *S. aureus* ou d'entérotoxines staphylococciques est à l'origine d'intoxications alimentaires staphylococciques (Le Loir et al., 2003).

En Algérie, les mammites sont parmi les principales maladies touchant les élevages laitiers (Smaali et al., 2020) comme nombreux pays du monde (Kasai et al., 2022), et *S. aureus* est le premier pathogène incriminé et il est difficile à éradiquer (Barkema et al., 2006). Afin de réduire leurs impacts sanitaires et économiques, de nombreuses stratégies sont mises en places entre autres leurs détections dès le début de l'infection pour les traiter rapidement, et un traitement préventif lors du tarissement, cependant, ces stratégies laisse utiliser des antibiotiques, ce qui joue un rôle majeur dans l'apparition de souches résistantes envers ces antibiotiques (Smaali et al., 2022 ; Angoujard, 2015) surtout lorsqu'ils ne sont pas utilisés d'une manière rationnelle.

La résistance aux antimicrobiens est un autre problème important avec les souches de *S. aureus*, certaines souches ayant développé un niveau élevé de résistance aux bêta-lactamines par l'acquisition de gènes de résistance (Smith et Pearson, 2011). Le *S. aureus* résistant à la méthicilline (SARM), pathogène de plus en plus courant, a été trouvé dans des échantillons de lait depuis les années 1970 (Devriese et Hommez, 1975) et constitue un risque sérieux pour les consommateurs (Holmes et Zadoks, 2011). L'utilisation excessive d'antibiotiques dans l'industrie laitière et l'agriculture a contribué à la prévalence de souches antimicrobiennes et multirésistantes dans les troupeaux et dans le lait, et ces souches multirésistantes jouent un rôle majeur dans la mammite (Kreusikon et al., 2012 ; Haran et al., 2012 ; Holmes et Zadoks, 2011).

### 6.2.3. Les toxi-infections alimentaires

Par définition, une toxi-infection alimentaire collective est l'apparition d'une symptomatologie digestive, neurologique ou cutanée, chez au moins deux cas groupés, due à l'ingestion d'un même aliment et au même moment.

Dans le monde, environ 600 millions de personnes contractent une toxi-infection alimentaire chaque année, soit près d'une personne sur 10, et 420 000 personnes en meurent (OMS, 2022), et selon le rapport de la Banque mondiale de 2018, le coût des pertes de production annuelle est de 95.2 milliards de dollars, et le coût des traitements s'élève à 15 milliards de dollars pour les pays sous-développés et les pays en voie de développement (OMS, 2022).

En Algérie, le ministère du commerce a enregistré 259 cas de TIAC et 3160 cas d'intoxication alimentaire, durant la première moitié de l'an 2021, et que ces toxi-infections alimentaires ont touché toutes les catégories d'âge mais sans provoquer de décès (MCPE, 2022), mais en l'an 2015, ce même ministère a enregistré 5560 cas de toxi-infections alimentaires avec 11 décès dont deux décès à Souk Ahras et un décès à Tiaret (Guerzou, 2015). Il est à noter que le ministère n'a pas donné de détails, ni sur les germes responsables ni sur les aliments incriminés mis à part les laits et les aliments à base de lait et de viande.

Les toxi-infections alimentaires collectives sont à déclaration obligatoire par l'Arrêté N° 179/MS/CAB du 17 Novembre 1990, et par le ministère de la santé, circulaire N° 1 MSPRH du 05 janvier 2014, sans qu'il y ait aucune précision des germes incriminés. Cependant, le contrôle microbiologique des denrées alimentaires est régi par l'Arrêté du 2 juillet 2017 relatif aux critères microbiologiques applicables aux denrées alimentaires, dans lequel on cite les bactéries à rechercher, entre autre les Staphylocoques à coagulase positive dans le lait et les produits laitiers ainsi que dans les différentes viandes. Le *S. aureus* comme certaines bactéries peuvent contaminer les aliments soit d'une manière endogène, lorsque l'animal est vivant, comme une septicémie, un abcès ou une mammite, soit d'une manière exogène lors de la préparation ou la de transformation de l'aliment par le personnel, l'environnement ou le matériels, ainsi il est nécessaire de prévenir ces contamination par le respect des bonnes pratiques d'hygiène de la fourche à la fourchette (Uçar et al., 2016).

### **6.3. Les microorganismes d'altération**

Les microorganismes d'altération sont d'une grande importance pour l'industrie laitière, car pour leurs survies, ils utilisent les composants du lait et entraînent des altérations significatives du produit. Les principales altérations concernent l'acidification, causée par les microorganismes glucidolytiques et lipolytiques, dues à l'action de leurs enzymes (Júnior et al., 2018).

Les principaux microorganismes acidifiants sont des mésophiles, principalement *Lactobacillus*, *Streptococcus*, *Lactococcus*, et quelques entérobactéries (Jay, 2012).

### **6.4. Les microorganismes bénéfiques**

Certains microorganismes présents dans le lait, et une fois isolés, identifiés et caractérisés, peuvent jouer un rôle technologique important en produisant des métabolites désirables. Ces microorganismes sont utilisés dans l'industrie laitière en tant que cultures de démarrage, favorisant les changements souhaitables dans le lait et générant des produits différenciés tels que les laits acidifiés et les fromages fermentés.

Les principaux groupes de microorganismes qui jouent un rôle bénéfique dans l'industrie laitière sont *Lactococcus*, *Lactobacillus*, *Streptococcus*, *Propionibacterium*, et *Leuconostoc* (Perin et al., 2016 ; Ribeiro et al., 2014 ; Dal Bello et al., 2012 ; Morandi et al., 2011).

## Chapitre 4 : La viande

## Chapitre 4 : La viande

La viande est un aliment important, car elle contient des nutriments essentiels pour le maintien des fonctions physiologiques, à l'amélioration de l'immunité et à la prévention de certaines maladies, notamment la malnutrition. Mais lorsque ces aliments contiennent des produits chimiques non autorisés ou ne répondent pas aux normes requises en matière de qualité nutritionnelle, de propriétés organoleptiques, de conservateurs alimentaires, d'agents pathogènes microbiens, de résidus de pesticides, de médicaments vétérinaires et de métaux lourds, des risques potentiels pour la santé du consommateur peuvent survenir (Biswas et Mandal, 2020).

Selon le journal officiel de l'Union européenne, la viande désigne les parties comestibles des ongulés domestiques, des volailles, des lagomorphes, du gibier sauvage, du gibier d'élevage, du petit gibier d'élevage et de gros gibier sauvage, et la carcasse est le corps d'un animal de boucherie après l'abattage et l'habillage (CE N°853/2004).

### 1. La production de viande dans le monde

En 1950, la production mondiale en viande était d'environ 45 millions de tonnes (Salim, 2015) et en 2019, elle a atteint 325 millions de tonnes (FAO, 2020), mais la consommation a doublé depuis ces 20 dernières années.

Un accroissement de la production de viande dans les pays développés est fortement soutenu, cela est dû principalement aux gains tirés de cette filière qui est dominée par le Brésil, la Chine, les Etats Unis et l'Union Européenne (OCDE/FAO 2020).

En été 2018, la peste porcine africaine a ravagé beaucoup d'élevages porcins, mais sans aucun impact sur le besoin en viande dans le monde car cela est compensé par la production de viande de poulet et de viande ovine.

Il y a une cinquantaine d'année, la viande de poulet est peu consommée (Augère-Granier, 2019), mais actuellement c'est l'une des principales sources de viande au niveau mondial, sa production dépasse celle du bœuf, de l'ovin, de caprin et même celle du porc.

La production de viande de volaille a plus que doublé (Tableau 8), avec une augmentation de 140 % entre 1996 et 2016, soit 57.1 millions de tonnes en 1996 et 120.2

millions de tonnes en 2016 et les continents ayant marqué un fort taux de production sont l'Amérique du Sud (207 %), l'Asie (154 %) et l'Afrique (143 %).

Tableau 8 : Evolution de la production mondiale en viande, en millions de tonnes (FAOStat, 2022).

Viande	1996	2006	2016
Viande de poulet	49.1	72.7	120.2
Viande porcine	79.3	100.8	118.2
Viande bovine	53.6	60.5	66.0
Viande ovine	7.1	8.4	9.3
Viande de dinde	4.3	5.2	6.1
Viande de chèvre	3.2	4.6	5.6

L'Union européenne a produit environ 15 millions de tonnes de viande de volaille en 2018, soit une augmentation cumulée de près de 3,3 millions de tonnes en 10 ans, et c'est aussi le deuxième type de viande le plus produit et le plus consommé dans l'Union européenne, après la viande du porc (Augère-Granier, 2019)

La production en viande de porc et de bœuf a aussi connu une augmentation de 49.1 % et de 23.1 % respectivement, alors que la population humaine est augmentée de 29 % entre 1996 et 2016.

En 2018, la population mondiale d'ovins et de caprins s'élève à 2,18 milliards de têtes, avec 1 milliard de tête caprine. 50 % de la population caprine est élevée en Asie, et 38 % en Afrique, à noter que 28 % du cheptel mondial se trouve en Chine et en Inde (FAO, 2018).

On a constaté une augmentation constante du cheptel caprin dans le monde, au cours de ces 20 dernières années (+2 % par an) sur la plupart des continents, en Afrique (+87%), en Océanie (+42%) et en Asie (+25%) mais des exceptions sont faites pour l'Europe avec une diminution de son cheptel de (- 13 %) en ces vingt dernières années et en Amérique du nord (- 8 %) au cours de ces dix dernières années.

Le cheptel ovin mondial comptait 1.17 milliard d'animaux mais la production en viande ovine se concentre en Asie (48%), avec la Chine comme premier producteur mondial (24 %), en Afrique (20 %), en Europe (14 %) et enfin en Océanie (13 %).

Le taux de croissance du cheptel ovin est moins élevé que celui des caprins, les augmentations les plus importantes ces vingt dernières années ont été observées en Afrique (+60 %) et en Asie (+24 %), alors que le nombre de tête a diminué en Océanie (- 43 %) et en Europe (- 21 %). Le pays ayant le plus grand nombre d'ovins est la Chine avec plus de 162 millions de têtes, suivie par l'Australie avec plus de 67 millions, et l'Inde, plus de 63 millions de tête.

La production mondiale de chèvres et de moutons a dépassé les 5 et 8 millions de tonnes équivalent carcasse respectivement.

Il est intéressant de savoir que le poids moyen des carcasses caprines et ovines est de 11 kg et 14.1 kg, respectivement, en Europe, alors qu'il est de 23,5 kg pour les carcasses caprines et de 23,5 kg pour l'espèce ovine en Océanie (FAO, 2018).

## **2. La production de viande en Afrique**

La consommation de viande en Afrique est l'une des plus faibles au monde, 15 kg par habitant, contre 35 kg au niveau mondial mais la demande monte en flèche, en particulier dans les villes, selon le rapport d'Arcadia en 2019, sur le commerce des matières premières en Afrique. La production locale peine déjà à satisfaire cette demande pourtant faible, à savoir que l'Afrique ne produit que 18 millions de tonnes de viande, 5 % de la production de la planète, pour 15 % de la population mondiale. Le recours aux importations est encore modeste, à savoir 3 millions de tonnes, mais en proportion de la consommation, il est déjà énorme, 20 % de la viande consommée en Afrique vient de l'étranger, c'est deux fois plus que la moyenne mondiale.

Les deux premiers pays producteurs de viande sont aussi les deux premiers importateurs, l'Afrique du Sud pour la volaille, l'Égypte pour le bœuf, d'autant que cette viande est désormais subventionnée par les autorités du Caire. Mais l'Afrique de l'Ouest, où la sécheresse a pénalisé les élevages bovins du Sahel l'an dernier, importe aussi de plus en plus de bœuf du Brésil. Plus étonnant, la Côte d'Ivoire importe désormais autant de viande porcine que l'Afrique du Sud et que l'Angola, troisième plus gros importateur de viande en Afrique.

### 3. La production de viande en Algérie

Selon les statistiques de l'année 2019, communiquées en 2022 par le ministère de l'agriculture et du développement rural, les principales espèces élevées pour la production de viande rouge sont les bovins, les ovins, les caprins, les camelins et chevaux. L'effectif total du cheptel algérien est de 24.5 millions de têtes en 2009, et a atteint 32 598 031 millions de têtes en 2019, soit un accroissement de 33 %.

En 2019, l'effectif ovin était de 29 378 561 millions de têtes, soit 90.1 % du cheptel national, suivi de l'effectif caprin avec 4 929 069 millions de tête (15.1 %). L'effectif bovin était de 1 786 351 millions de têtes (5.48 %) avec 52.22 % de vaches laitières (MADR, 2022). Les effectifs camelins et équins représentent 1.27 % et 0.15 % du cheptel national, respectivement.

En 2019, la production de viande rouge était de 5 291 695 quintaux, la production de viande blanche était de 5 720 748 quintaux (MADR, 2022), et la production de viande des différentes espèces pour l'année 2020 est montrée dans le tableau 9.

Tableau 9 : Production de viande en Algérie (FAOStat, 2022).

Espèce	2020 (en tonne)
Bovine	144 434
Ovine	336 167
Caprine	18 504
Chevaline	317
Cameline	6 780
Poulet	260 269
Dinde	5 634

Le ministère de l'agriculture n'a pas communiqué de données concernant l'effectif des volailles assurant la production de viande blanche, cependant, en 2018, le premier responsable de cette institution a déclaré que « La filière avicole dominée à 90 % par le secteur privé, a connu en moins d'une décennie, un bond significatif avec une richesse animale considérable de 240 millions de poulet de chair et de dinde ».

## 4. Le muscle et la viande

Le muscle est le tissu qui nous fait bouger et qui transporte les liquides en nous. On peut différencier deux types principaux : le muscle lisse et le muscle strié dont le muscle squelettique et le muscle cardiaque. La caractéristique commune de ces types de muscles est que leurs cellules sont riches en protéines qui interagissent de manière cyclique pour se raccourcir et produire une force, ces protéines sont la myosine et l'actine.

Les deux types de muscles sont utilisés dans les produits carnés et les produits de charcuteries mais le muscle squelettique est de loin le plus important dans la filière viande (Darl et al., 2009).

### 4.1. Structure et organisation du muscle

Chaque cellule musculaire ou fibre musculaire, est enveloppée par un tissu conjonctif appelé endomysium, et chaque groupe de fibres musculaires est entouré par du tissu conjonctif appelé périmysium, et ces groupes de fibres musculaires sont enveloppés par l'épimysium, tissu conjonctif qui entoure tout le muscle (Steven et al. 2019) (Figure 7).

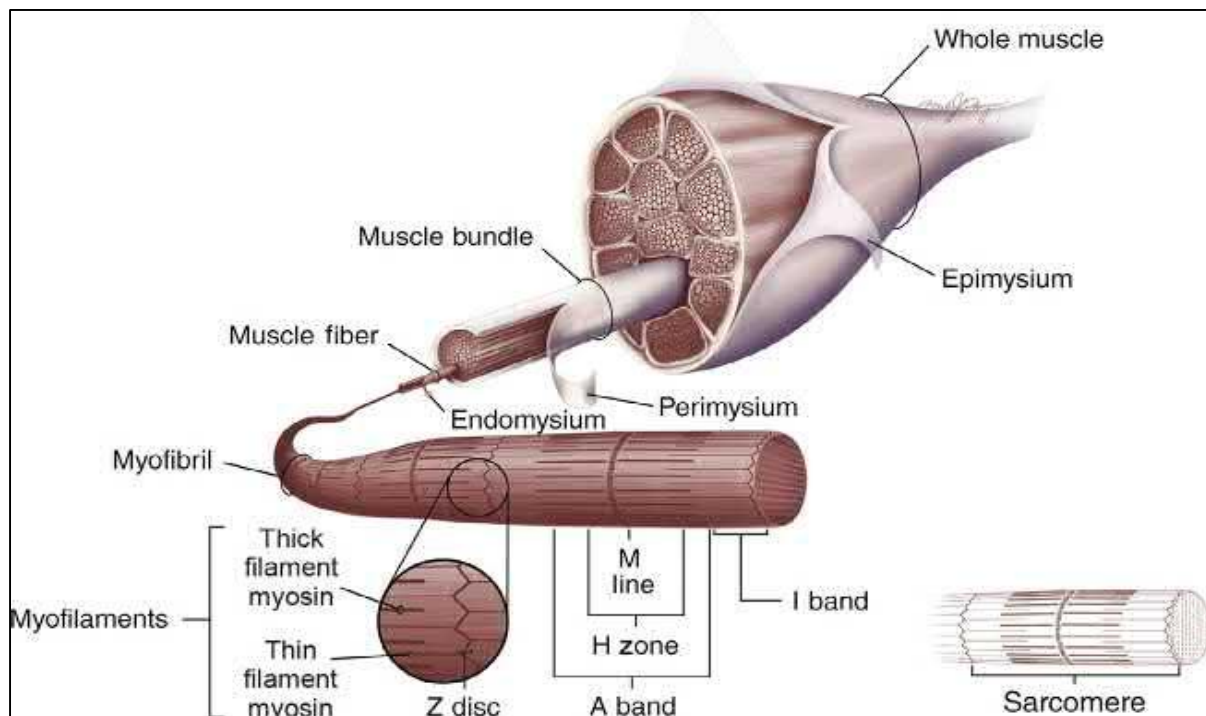


Figure 7 : Schéma d'une section transversale d'un muscle squelettique et son organisation (Steven et al. 2018).

La fibre musculaire est composée de myofibrilles, lesquelles sont constituées de filaments d'actine, fins, et de filaments de myosine, épais. Ces fibres se chevauchent de telle sorte que, sous le microscope électronique, le muscle a l'apparence d'une alternance de bandes claires et de bandes foncées (Steven et al. 2019) (Figure 8).

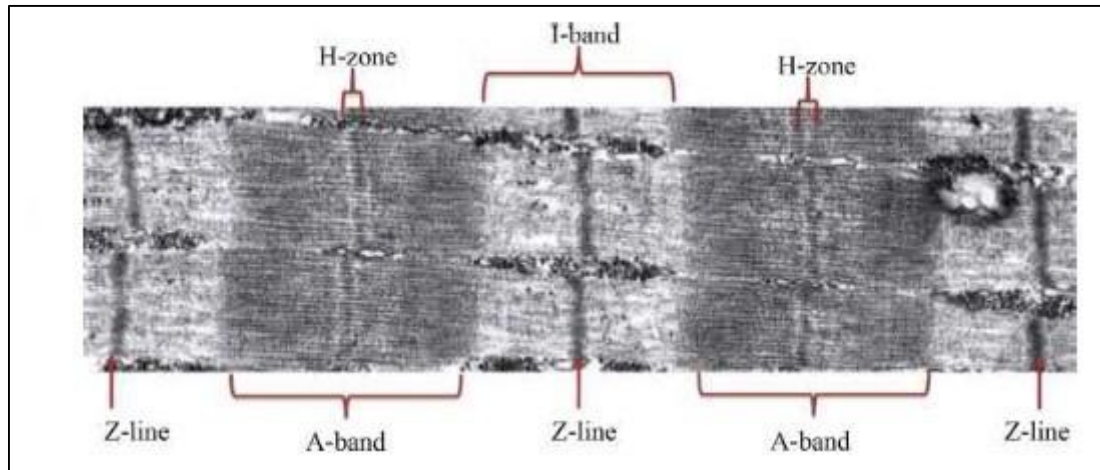


Figure 8 : Photomicrographie d'une section longitudinale d'une fibre musculaire squelettique (Steven et al. 2018)

Lorsque le muscle reçoit un influx nerveux, il est stimulé, et les filaments d'actine et de myosine se glissent les uns sur les autres, c'est la contraction. Ce processus nécessite un apport d'énergie, qui est fourni par les molécules d'adénosine triphosphate (ATP) et d'ions calcium (Victoria et Melanie, 2019 ; Steven et al., 2018).

#### 4.2.La fibre musculaire

Les fibres musculaires (cellules musculaires) constituent l'unité de base du muscle. Ce sont des cellules longues, cylindriques, tubulaires, aux extrémités coniques effilées, non ramifiées et dont la section transversale n'est pas parfaitement ronde.

Le nombre de fibres varie de 50 à 300 dans chaque faisceau musculaire, la longueur des cellules musculaires peut varier de 1 mm à 34 cm, mais les cellules longues sont rares, la plupart d'entre elles varient de 1 à 40 mm avec une moyenne de 20 à 30 mm et leurs diamètres peuvent varier de 10 à 100  $\mu\text{m}$  (Steven et al., 2018).

### 4.3. Evolution du muscle en viande

Le muscle nous apprend beaucoup sur les nombreux changements qui se produisent une fois que l'animal est abattu et qu'il devient de la viande consommable.

À partir de l'instant où un animal est immobilisé pour l'abattage, la fonction musculaire normale cesse d'exister et il est important de minimiser le temps entre la contention, l'immobilisation et la saignée pour normaliser la transition entre le métabolisme antemortem et postmortem (Steven et al., 2018).

Lorsqu'un animal est saigné, il perd environ 50 % de son volume sanguin. La plupart du volume sanguin restant est éliminé avec les viscères, et une quantité négligeable reste dans le tissu musculaire de la carcasse. Avec l'élimination du sang, la source continue d'oxygène pour les cellules musculaires est également supprimée. Les réserves limitées d'oxygène permettent la poursuite de la glycolyse pour fournir de l'ATP et donc la contraction/relâchement musculaire, mais, le stock d'oxygène dans le muscle est rapidement épuisé, ainsi le métabolisme se tourne vers la glycolyse anaérobie pour générer de l'acide lactique et de l'ATP. Sachant que le métabolisme d'élimination des déchets est éliminé, l'acide lactique produit s'accumulera progressivement, ce qui provoquera la diminution progressive du pH et par conséquent l'installation de la rigidité cadavérique (Braden, 2013 ; Kirk et Braden, 2013 ; Aberle et al., 2001).

Après la résolution de la rigidité cadavérique, généralement atteinte dans les 24 heures après la saignée, le pH normal de la viande varie de 5,6 à 5,8 (Kirk et Braden, 2013 ; Aberle et al. 2001).

Le pH normal du muscle, quelle que soit l'espèce, est approximativement de 7,4 dans le muscle vivant mais après l'abattage, la diminution du pH accroît avec l'augmentation de la température (Kirk et Braden, 2013 ; White et al., 2004 ; Aberle et al., 2001). A savoir que le couple température/pH peuvent être modifiés par de nombreux facteurs ante-mortem et post-mortem (voir paragraphe : 5. Microbiologie de la viande) et ainsi attribuer des caractéristiques de qualité défavorables à la viande (Kirk et Braden, 2013).

La résolution de la rigidité ou la maturation est une étape essentielle pour améliorer la tendreté de la viande (Khan et al., 2016). Certaines enzymes protéolytiques activées à un pH acide, et puis d'autres à un pH alcalin jouent un rôle fondamentale dans l'attendrissement de la viande (Khan et al., 2016 ; Lomiwes et al., 2014).

Ces enzymes, telles les cathepsines, les calpaïnes, les facteurs sarcoplasmiques activés par le calcium, les protéasomes et les caspases vont former des peptides et des acides aminés qui serviront de précurseurs de goût et d'arômes solubles dans l'eau donnant les caractéristiques du goût et de la saveur de la viande (Khan et al., 2016 ; Kim et al., 2014 ; Lomiwes et al., 2014 ; Ouali et al., 2013 ; Koohmaraie, 1994).

A ce stade, la viande a toutes ses caractéristiques à savoir ses qualités organoleptiques, et ainsi la composition nutritionnelle de la viande de différentes espèces est résumée dans le tableau 10.

Tableau 10 : Composition nutritionnelle pour 100 gr de viande de différentes espèces.

Viande	Eau (gr)	Protéine (gr)	Acide gras (gr)	Cendre (gr)	Energie (kcal)	Références
Carcasse bovine	54.7	16.5	28.0	0.8	1351	Heinz and Hautzinger (2007)
Poulet	75.0	22.8	0.9	1.2	439	
Carcasse ovine	72.2	21.6	2.5	2.6	–	Soren et al. (2008)
Carcasse caprine	75.6	20.3	3.68	4.09	–	Soren et al. (2014)
Carcasse du buffle	76.3	20.4	1.37	0.98	724	Naveena et al. (2011)

## 5. Microbiologie de la viande

La viande peut être contaminée par une grande variété d'agents pathogènes et de bactéries d'altération. Les premiers comprennent *Clostridium perfringens* et *Staphylococcus aureus*, microorganismes responsables de la majorité des cas de toxi-infections alimentaires associés aux plats de viande (Foegeding et al., 1994), et *Salmonella*, *Escherichia coli* producteurs de vérotoxine, *Campylobacter*, *Yersinia enterocolitica*, *Listeria monocytogenes* et *Aeromonas hydrophila*. Tous ces microorganismes provoquent des maladies entériques et/ou des maladies systémiques (Doyle, 1989).

L'altération de la viande peut être causée par des agents physiques, chimiques et biologiques, notamment les microorganismes, comme les bactéries, les levures et moisissures et les enzymes dans la viande comme les lipases et les protéases (Iulietto et al., 2015 ; Erkmen et Bozoglu, 2016).

Plusieurs agents sont impliqués dans l'altération de la viande, mais les bactéries sont la cause la plus courante de la détérioration de la qualité des aliments d'origine animale. Les bactéries d'altération décomposent les glucides, les protéines et les graisses de la viande, ce qui entraînera l'apparition de mauvaises odeurs, le poissage et la décoloration, rendant ainsi la viande impropre à la consommation (Nychas et al., 2008 ; Ercolini et al., 2006). On estime que l'altération microbienne est responsable de 25 % des pertes alimentaires dans le monde (Cenci-Goga et al., 2014).

L'altération microbienne peut être définie comme les modifications biochimiques de la viande provoquées par des microorganismes dominants qui constituent une proportion nettement plus élevée de la communauté microbienne associée à la viande (Pothakos et al., 2015).

La composition globale de la microflore d'altération est diverse, et principalement déterminée par l'environnement dans lequel les animaux sont élevés et transformés en viande (Hultman et al., 2015). Ces microorganismes d'altération sont conventionnellement regroupés en bactéries à Gram négatif, à Gram positif, bactéries lactiques, levures et moisissures (Huis in't Veld, 1996 ; Jay et al., 2005). En général, les produits carnés ne sont pas couramment dégradés par les levures en raison de leurs incapacités à produire des protéases extracellulaires dans la viande et la volaille fraîches et réfrigérées, sauf pour *Yarrowia lipolytica*, *Rhodoturolo*, *Cryptococcus*, *Pichia* et *Saccharomyces* (Petruzzi et al., 2017 ; Dave et Ghaly, 2011).

Les microorganismes d'altération comprennent les pseudomonas, les bactéries lactiques, les entérobactéries psychrotrophes, *Shewanella putrefaciens* et *Brochothrix thermosphacta*, qui sont des anaérobies facultatives à fort potentiel d'altération et qui peuvent réduire fortement la durée de vie de la viande (Gill, 1986). Cependant, il serait impossible de surveiller la viande de manière significative pour tous ces microorganismes, et il est donc important de se porter sur des microorganismes présumés être des indicateurs de la présence possible des microorganismes en question. On pensait que les considérations pratiques limitaient les choix en matière de surveillance microbiologique à l'énumération des aérobies totaux (Mackey et Roberts, 1993), mais toutefois, les dénombrements totaux ne peuvent pas être des indicateurs adéquats de la contamination possible de la viande par des microorganismes pathogènes, ce qui a donné lieu à des propositions visant à adopter le biotype I d'*E. coli* non pathogène comme microorganisme indicateur d'hygiène et aux fins du système HACCP (Gill, 1995).

De même, les moisissures trouvées sur la viande qui pourraient jouer un rôle dans l'altération comprennent *Alternaria*, *Aspergillus*, *Fusarium*, *Rhizopus* et *Cladosporium* (Jay et al., 2005).

Le tissu musculaire des animaux vivants sains est aseptique, ainsi, la charge microbienne initiale et la composition de la viande fraîche sont principalement influencées par l'état physiologique de l'animal au moment de l'abattage, la propagation des microbes pendant l'abattage et l'environnement de l'abattoir (Erkmen et Bozoglu, 2016). Après l'abattage, la principale contamination de la viande a lieu lors de la fente et de l'éviscération. Cependant, les bactéries provenant des intestins, des ganglions lymphatiques, de la peau, des manipulateurs, des couteaux de découpe et de l'installation de transformation peuvent potentiellement contaminer la viande (Mills et al., 2018 ; Koutsoumanis et Sofos, 2004). En outre, les enquêtes sur la prévalence microbienne ont révélé que le microbiote central de l'abattoir était composé de *Staphylococcus spp*, *Streptococcus spp*, *Brochothrix spp*, *Psychrobacter spp*, *Acinetobacter spp* et les bactéries lactiques. D'autre part, il a été constaté que les bactéries protéolytiques, en particulier *Pseudomonas spp*. et les bactéries du genre *Enterobacteriaceae* dominaient la microflore de la carcasse (Stellato et al., 2016). Dans l'ensemble, la microflore initiale de la carcasse est diversifiée et contient plus de mésophiles que de psychrotrophes (Schaefer-Seidler et al., 1984). Le microbiome initial de la viande est généralement composé d'*Achromobacter*, *Acinetobacter*, *Moraxella*, *Aeromonas*, *Bacillus sp.*, *Brochothrix thermosphacta*, *Clostridium*, *Flavobacterium*, *Cytophaga*, *Enterobacteriaceae* y compris *Escherichia coli*, *Micrococcus*, *Pseudomonas*, *Staphylococcus*, *Streptococcus* et les bactéries lactiques (Bell, 1997 ; Newton et

Gill, 1978). Le microbiome qui se développe finalement sur la viande et qui peut entraîner son altération dépendra des méthodes pratiquées sur le produit (Silva et al., 2011 ; Farkas et al., 2007).

La viande est l'aliment le plus consommé par l'homme, elle est classée en deux types, viande rouge ou viande blanche (Keeton et Dikeman, 2017). La viande rouge provient de bovins, de suidés, d'ovin, de caprins, d'équin et de camelins, et la viande blanche provient de volaille comme le poulet, la dinde et le canard. Ce classement est dû à la concentration ou non de la myoglobine (Keeton et Dikeman, 2017), protéine pigmentaire complexe, responsable de la couleur de la viande. Cette protéine est sous forme réduite lorsque la viande est fraîchement coupée, ce qui donne une couleur pourpre à la viande, mais très vite oxygénée en contact de l'air, ce qui donnera l'oxymyoglobine, responsable de la couleur rouge vif de la viande, et après un certain temps, l'oxymyoglobine sera réduite pour donner la métmyoglobine de couleur brune ou grise. Mais en cas de contamination bactérienne, cette réduction est faite par les enzymes bactériennes donnant une couleur peu attrayante d'où un danger pour le consommateur (Collins et Huey, 2014). Afin d'assurer la qualité sanitaire de cette denrée tant consommée et estimée, il faut essayer d'assurer sa qualité hygiénique depuis l'étable à la table. Malheureusement en Algérie, la gestion de l'alimentation de bétails aux niveaux des élevages fait défaut, en plus du déficit alimentaire (Meskni, 2021), ce qui laisse les animaux dans un état vulnérable aux maladies, et ce qui explique d'une part, la diminution de la production de notre bétail.

Dans cette partie, nous ne nous discuteront pas de l'alimentation de bétail en général, mais plutôt de promoteurs de croissances ajoutés dans l'alimentation de bétail, des conditions d'élevage, du transport des animaux vers l'abattoir, d'air repos au niveau de l'abattoir, de l'amenée, de l'abattage et enfin de la réfrigération et les condition de livraison des viandes.

#### ❖ **Promoteurs de croissance**

Dès les années cinquante du XXème siècle, certains agriculteurs ont remarqué que le bétail consommant des suppléments d'antibiotiques gagnaient beaucoup plus rapidement du poids en viande (Access science editors, 2017). Ce mécanisme n'est pas complètement élucidé (Choun et al., 2022), mais certains auteurs stipulent que cela est dû à l'élimination d'une flore indésirable dans le rumen.

Actuellement des études scientifiques ont mis un lien direct entre l'utilisation d'antibiotique comme promoteur de croissance dans les élevages et la propagation de souches résistantes envers les antibiotiques dans les populations humaines (Bennani et al., 2020 ; Spellberg et al. 2016). Cause pour laquelle l'Union Européenne a interdit toute utilisation d'antibiotique comme promoteur de croissance depuis 2006, mais aux États-Unis d'Amérique, cette pratique est toujours utilisée, cependant, des lois visant à réduire leurs utilisations ont été promulguées depuis 2017 (Chuong et al., 2022).

#### ❖ Conditions d'élevage

Lorsque l'animal est exposé à un stress intrinsèque ou extrinsèque, son état physiologique est menacé (Xing et al., 2018), le rendant susceptible à de nombreuses maladies ainsi qu'une diminution de production. Le bien-être animal a des enjeux majeurs dans la production et dans la sécurité des denrées alimentaires d'origine animale (Ianneti et al., 2019). Ainsi les conditions d'élevage doivent conférer un bien-être animal approprié afin d'éviter tout stress extrinsèque, et ce par le respect de la structure et la disposition des bâtiments d'élevage, l'alimentation, la densité des animaux, l'aération, la litière, la tonte, l'évacuation des déchets, le nettoyage et la désinfection des bâtiments, du matériels utilisés, le déparasitage, la séparation et l'isolement d'animaux en cas de maladie, de gestation ou de mise-bas (Hempel et al., 2018 ; Gorniak et al., 2014 ; Gray's meat, 2013). En Algérie, la gestion d'élevages n'est pas aussi bien gérée pour de nombreux éleveurs soit par méconnaissance soit par négligence (Meskni et al., 2021 ; Matallah et al., 2022).

#### ❖ Transport des animaux vers l'abattoir

Le transport des animaux vers l'abattoir est potentiellement stressant (Sabrina, 2019 ; Ozdemir, 2022), ce qui peut causer une fatigue, des blessures, des douleurs et de la peur, qui influencent négativement la qualité de la viande (Ozdemir, 2022 ; Loudon et al. ; 2019 ; Teke et al. 2014) et mettent le système immunitaire en état de faiblesse ce qui laisse certains microorganismes commensaux à devenir envahisseur ou même engendrer un réveil d'une infection jusque-là stabilisée. Même s'il est difficile de déterminer les principales causes de stress et de mortalité durant le transport, car cela est dû à de multitude de facteurs notamment chez les bovins, les porcs et chez les poulets de chair (Volkova, 2022 ; Zurbrigg, 2021 ; Nidjam, 2006), et très peu d'étude ont fourni de telles informations (Valkova, 2022). Cependant, il a été

observé que l'insuffisance cardiaque et les troubles circulatoires causaient la mort durant le transport à 42.4 % chez les bovins et les porcs (Volkova et al., 2022 ; Zurbigg et al., 2017) et à 36 % chez le poulet de chair (Whiting et al., 2007).

Ces animaux peuvent s'adapter au stress du transport à court terme, mais ce stress combiné à de nombreux facteurs de stress, les rend vulnérables, tels le contrôle avant le transport, la saisie et le chargement des animaux, le changement de température et d'humidité, la durée du transport, les facteurs liés au véhicule et au conducteur (Cockram et Dulal 2018 ; Simova et al. 2017 ; Schwartzkopf-Genswein et al. 2012 ; Nielsen et al. 2011) , la nature de la route comme les ponts et les passerelles (Schwartzkopf-Genswein et Grandin 2014), la densité des animaux (Volkova, 2022 ; Cockram and Dulal, 2018) et l'aération, notamment chez les poulets de chair transportés dans des cages à de multiples étages ( Simova et al., 2017 ; Liste et al. 2008) ce qui laisse voir 89,4 % des poulets abattus, présentant des lésions après la mort (Nijdam et al. 2006) et affecte la qualité de la viande (Volkova, 2022).

Afin de minimiser les effets négatifs du transport, un temps de repos avant l'abattage est effectué au niveau de l'abattoir (Ozdemir, 2022 ; Jorquera-Chavez, 2019 ; teke et al. 2014) et une diète hydrique aussi, car la diète avant l'abattage prévient les vomissements, les fausses déglutitions et les hyperthermies (Volkova, 2022 ; Dalmau and Velarde 2016).

### ❖ L'abattage

L'amenée des animaux vers l'abattage est aussi stressant, ceci est un problème courant (Ozdemir, 2022). D'autant plus que la gestion des animaux est difficile à cause des distractions existante dans cet environnement, tels l'obscurité, la lumière, le bruit, le sol rugueux ou lisse, et parfois même la réaction agressive de l'éleveur ou du personnel de l'abattoir (Ozdemir, 2022 ; Grandin et Gregory, 1998), les espaces non limités qui laisse interagir les animaux entre eux et la diminution de la ventilation (ANSES, 2013). C'est pour ces raisons que certains organismes comme la FAO ou même dans de nombreux pays ont adopté des lignes directives à respecter concernant les bonnes pratiques au niveau des abattoirs, soit dans le domaine de l'hygiène, de la transformation ou du respect envers l'animal.

### ❖ Les bonnes pratiques au niveau de l'abattoir

Les bonnes pratiques au niveau de l'abattoir réduisent le stress des animaux, minimisent les contaminations de la viande, et préviennent l'obtention d'une viande DFD ou PSE, ce qui affectera directement la viande d'une manière négative (Clinquart et al., 2022 ; Lebret et al., 2021 ; Prach et al., 2021) et favorisera l'installation une flore basophile ou acidophile, augmentant les risques de toxi-infections alimentaires et réduisant la durée de vie de la viande en accélérant son altération.

En outre, si on ne respecte pas les bonnes pratiques d'hygiène au niveau de l'abattoir et lors de l'abattage, cela favorisera les contaminations, surtout lors de la saignée, du dépouillage, de l'éviscération, de la fente de la carcasse, et de la découpe. Ces contaminations peuvent avoir plusieurs origines comme le système tégumentaire de l'animal lui-même, du personnel de l'abattoir ou de l'éleveur, du système gastro-intestinal, du contact physique avec l'environnement de l'abattoir, du matériel utilisé, des nuisibles ou même des produits chimiques utilisés pour le nettoyage (Koesnoto et al., 2019 ; Fasanmi et al., 2018). De même que le respect des bonnes pratiques au niveau de l'abattoir minimise considérablement la contraction de certaines zoonoses contaminant les viandes, notamment la tuberculose et la brucellose qui sont des maladies professionnelles (Boukary et al., 2014 ; Godfroi et al. 2003). La brucellose ne peut être confirmée que par diagnostic de laboratoire et il est impossible de la détecter lors de l'inspection post-mortem des carcasses au niveau de l'abattoir, cependant, pour la tuberculose, l'inspection des carcasses représente la deuxième ligne de défense contre la propagation et la transmission des viandes contaminées (Borham et al., 2021 ; McKinley et al. 2018). En Algérie, le diagnostic systématique au laboratoire fait défaut et l'inspection des carcasses pour identifier les lésions tuberculeuses diffère d'un abattoir à un autre (Tazart et al. 2021).

### ❖ Transport et distribution de la viande

C'est une étape très importante dans la chaîne alimentaire, surtout pour les denrées périssables comme la viande, aux pays développés, il a été estimé une perte de 300 kg/consommateur/année depuis la production au point de vente et aux pays sous-développés, la moitié de cette perte est enregistrée (FAO, 2020).

Le groupe d'experts intergouvernemental sur les changements climatiques (Intergovernmental Panel On Climate Change) a mis en évidence l'impact du changement climatique sur la sécurité alimentaire, sur le système agricole adopté, sur la désertification et la

dégradation des terres agricoles, et sur la relation aliment-énergie-eau, ajouté à cela, les risques sanitaires pouvant être engendrés lors du non-respect des températures et des méthodes d'hygiène lors du transport et de la distribution. Pour toutes ces raisons, le transport et la distribution des denrées alimentaires sont très importants à maîtriser surtout pour les denrées alimentaires très périssables telles les viandes et les produits à base de viande, et afin de minimiser les pertes alimentaires et les risques de toxi-infections alimentaires, MONVOISIN (1928) a mis trois principes fondamentaux à respecter lors de l'application du froid, qu'on appelle « trépied frigorifique de MONVOISIN ».

➤ **Application du froid sur un aliment sain**

Il a été démontré que le froid n'assainit pas l'aliment, et ne détruit pas les microorganismes (exception pour certains parasites à faible densité lors d'une congélation à – 10 °C, cependant, le froid ralentit ou inhibe la multiplication bactérienne, et il est nécessaire d'appliquer le froid sur un aliment sain.

➤ **Précocité de l'application du froid**

Appliquer le froid aussitôt que possible afin de ralentir ou de stopper la multiplication bactérienne, tout retard, engendrera l'augmentation du nombre bactérien de la contamination initiale qui est quasi-existante, et ainsi l'augmentation du risque de toxi-infection alimentaire et réduction de la vie de l'aliment.

➤ **Continuité du froid**

Les aliments périssables réfrigérés doivent maintenir une température aussi constante que possible, et toute élévation de la température provoquera une accélération de la multiplication bactérienne, ce qui a pour effet la production de toxine et la dégradation de l'aliment, ce maillon a fait l'objet d'une étude en Algérie, ce qui a induit à l'apparition d'une forte charge bactérienne surtout au niveau des régions où la température est élevée (Bendada et al., 2022). Ainsi, il est nécessaire de connaître et d'appliquer les bonnes pratiques d'hygiène et de fabrication, et de connaître les températures du froid à appliquer et à respecter (Tableau 11) tout au long de la chaîne alimentaire, et pour information, en ce qui concerne la précocité du froid sur les carcasses, le froid doit être appliqué d'une manière progressive afin d'éviter le cyochoc.

Tableau 11 : Effet de la température sur les bactéries (BC Center for Disease Control, 2022 ; Charp et al., 2019 ; Borges et al., 2014).

Température frigorifique °C	Effet
7 °C	Arrêt de la multiplication de la quasi-totalité des bactéries pathogènes pour l'homme
3 °C	Arrêt de la toxinogénèse de <i>C. botulinum</i>
0 °C	Prolongement de la phase de latence et ralentissement de toute multiplication bactérienne
-10 °C	Arrêt de toute multiplication bactérienne
-18 °C	Arrêt de toute activité enzymatique

## Partie expérimentale

**Partie 1 : L'antibiorésistance des *S. aureus* isolés de lait de vache et de chèvre**

## **Introduction**

Pour rappel, nos objectifs sont, l'isolement, la caractérisation et la détermination de la prévalence des souches de *S. aureus* à partir du lait cru de vache et du lait cru de chèvre dans certaines daïras appartenant aux wilayas de Tiaret et de Souk Ahras. Par la suite, évaluer la sensibilité des souches isolées envers certains antibiotiques des plus utilisés en médecine humaine et vétérinaire, rechercher la production d'une béta-lactamase et rechercher la présence des souches SARM et enfin, déterminer la concentration minimale inhibitrice des SARM isolés envers les béta-lactamines.

## **1. Zone d'étude**

Notre étude a eu lieu au niveau de la Daïra de Tiaret et de la Daïra de Ksar Chellala appartenant à la wilaya de Tiaret, et au niveau de la Daïra de Taoura, la Daïra de Sedrata et la daïra de Mrahna appartenant à la wilaya de Souk Ahras.

### **1.1. Wilaya de Tiaret**

#### **1.1.1. Tiaret**

C'est une wilaya algérienne située à l'ouest du pays dans la région des hauts plateaux, à environ 250 km de la capitale. C'est une région à vocation agro-pastorale, au nord, une région montagneuse de l'atlas tellien, au centre, les hauts plateaux et au sud, une région semi-aride. Elle se caractérise par un climat continental dont l'hiver est rigoureux et l'été est chaud et sec, elle reçoit environ 300 à 400 mm de pluies en moyenne par an.

#### **1.1.2. Ksar Chella**

C'est l'une des quatorze daïras de la wilaya de Tiaret, à environ 116 km à l'est de la wilaya.

L'effectif bovin au niveau de la wilaya de Tiaret est d'environ 40787 en 2020, avec 24140 vaches laitières, et une production laitière annuelle d'environ 60 millions de litres.

L'effectif caprin dans cette wilaya est d'environ 143523 en 2021, avec 95550 chèvres, et une production laitière annuelle d'environ 12501 litres en 2020 (DSA Tiaret, 2021).

### **1.2. Wilaya de Souk Ahras**

#### **1.2.1. Souk Ahras**

C'est une wilaya algérienne aux frontières tunisiennes, à 550 km de la capitale et à 80 km au sud de la méditerranée. C'est une région agro-pastorale, entourée de montagnes boisées. Elle se caractérise par un climat semi-humide, un été chaud et un hiver froid et humide et la pluviométrie atteint une moyenne de 800 mm par an.

#### **1.2.2. Sedrata**

C'est une daïra de la wilaya de Souk Ahras à environ 50 km au sud-est de la wilaya.

### 1.2.3. Taoura

C'est une daïra de la wilaya de Souk Ahras à environ 30 km au sud.

### 1.2.4. Mrahna

C'est une daïra de la wilaya de Souk Ahras à environ 30 km au sud-est de la wilaya.

L'effectif bovin dans la wilaya de Souk Ahras est d'environ 87026 en 2020 avec 41925 vaches laitières et une production annuelle d'environ 95 millions de litres (DSA Souk Ahras, 2021). Figure modifiée et mettre le site

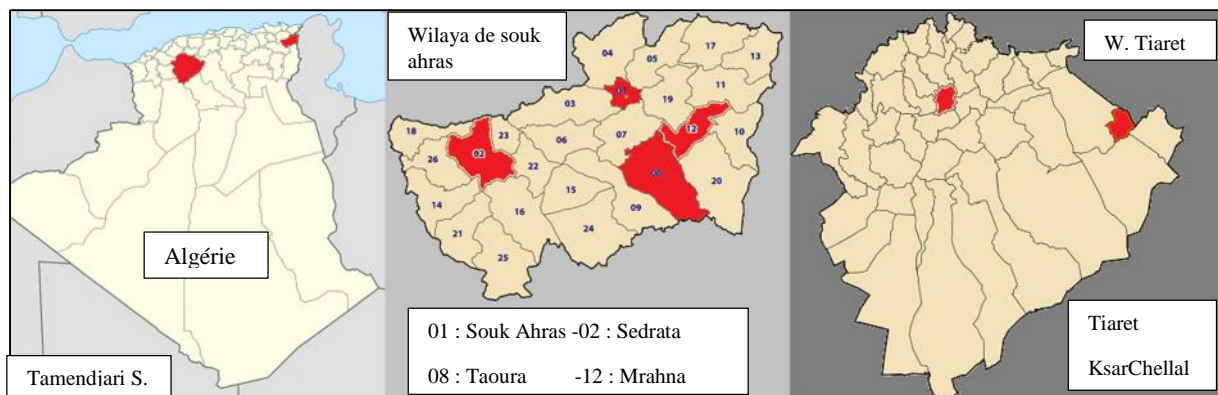


Figure 9 : Cartographie des régions de l'étude (Figure modifiée, <https://fr.wikipedia.org/wiki/Alg%C3%A9rie>)

## 2. Matériels et Méthodes

### 2.1. Matériels

#### 2.1.1. Matériels biologiques

**Les vaches laitières** : toutes les vaches laitières échantillonnées sont importées de l'étranger dans le cadre de l'ENSEIJ ou des produits de l'insémination artificielle (Figure 10 et 11). Ces vaches sont de race Montbéliarde et de race Prim'Holstein. L'effectif des animaux appartenant à ces élevages est résumé dans le tableau 12.



Figure 10 : Elevage bovin à Taoura 1 (Photo personnelle)



Figure 11 : Elevage bovin à Tiaret 1 (Photo personnelle)

Partie expérimentale - Partie 1 : L'antibiorésistance des *S. aureus* isolés de lait de vache et de chèvre

Tableau 12 : Tableau récapitulatif de l'échantillonnage

Wilaya	Région	Elevage	Origine	Nombre de bovins	Nombre de vaches	Nombre d'échantillons
<b>Souk Ahras</b>	Taoura	Elevage 1 Taoura	Glande mammaire (vache)	22	15	11
	Taoura	Elevage 2 Taoura	Glande mammaire (vache)	21	09	08
	Taoura	Elevage 3 Taoura	Glande mammaire (vache)	10	10	05
	Sedrata	Elevage Sedrata	Glande mammaire (vache)	31	20	12
	Mrahna	Elevage Mrahna	Glande mammaire (vache)	14	12	04
<b>Tiaret</b>	Tiaret	Elevage 1 Tiaret	Glande mammaire (vache)	17	12	12
	Tiaret	Elevage 2 Tiaret	Glande mammaire (vache)	21	17	13
	Tiaret	Elevage 3 Tiaret	Glande mammaire (vache)	12	11	11
	Tiaret	Elevage 4 Tiaret	Glande mammaire (vache)	19	15	11

Partie expérimentale - Partie 1 : L'antibiorésistance des *S. aureus* isolés de lait de vache et de chèvre

	Ksar Chellala	Elevage Ksar Chellala	Glande mammaire (chèvre)	49 têtes caprines	33 (chèvres)	29
--	------------------	-----------------------------	--------------------------------	----------------------	-----------------	----

**Lait de vache** : le lait produit par ces vaches est collecté par des véhicules dotés d'une citerne isotherme, acheminé vers une industrie laitière, il est à noter que tous les éleveurs avec qui on a travaillé ne vendent pas toute la quantité de lait produite, mais une certaine quantité est gardée pour eux, leurs familles et parfois même leurs voisins.

Les échantillons sont prélevés de la glande mammaire, à la traite du matin, et ce au niveau des élevages. Les vaches échantillonnées étaient en première, deuxième ou troisième lactation, mais l'âge des vaches et le moment exact de la lactation ne sont pas renseignés.

La traite est effectuée à l'aide d'un chariot à traire par l'éleveur, mais la vidange de la mamelle est effectuée à la main.

A notre connaissance aucun traitement n'a été entrepris ni avant l'échantillonnage, ni au moment de l'échantillonnage, d'autant plus que les vaches échantillonnées étaient apparemment en bonne santé.

Les traitements antibiotiques entrepris durant de la vie de ces vaches ne sont pas renseignés.

**Lait de chèvre** : le lait de chèvre est vendu à certains commerçants ayant la réputation de vendre du lait de chèvre frais ainsi que les produits laitiers qui en dérive de ce lait, comme le fromage, le beurre, bien entendu, une quantité est gardée chez l'éleveur pour sa famille.

Les échantillons de lait de chèvre sont prélevés de la glande mammaire, à la traite du matin.

La traite est effectuée par l'éleveur et sa femme, mais l'âge des chèvres, le stade de la lactation, les traitements antibiotiques entrepris au cours de la vie de ces chèvres ne sont pas renseignés.

### 2.1.2. Matériels techniques

**Bâtiment d'élevage** : Les élevages ayant fait l'objet de notre échantillonnage (Figure 11, Figure 12 et Figure 13) et les informations concernant les élevages, sont organisés dans le tableau 13 pour les élevages au niveau de la wilaya de Souk Ahras et dans le tableau 14 pour les élevages au niveau de la wilaya de Tiaret.



Figure 12 : Nouveau bâtiment d'élevage Taoura 1, Wilaya de Souk Ahras



Figure 13 : Elevage bovin à Tiaret 1 (Photo personnelle)

Tableau 13 : Les élevages au niveau de Souk Ahras

<b>Elevage</b>	<b>Elevage Taoura 1(N)</b>	<b>Elevage Taoura 2 (A)</b>	<b>Elevage Taoura 3 (O)</b>	<b>Elevage Sedrata (R)</b>	<b>Elevage Mrahna (I)</b>
<b>Construction</b>	Briques	Briques	Briques	Briques	Briques
<b>Toit (Plafond)</b>	Briques	Bardage en acier	Briques	Briques	Bardage en acier
<b>Superficie en m<sup>2</sup>[Largeur (m) × Longueur]</b>	240 m <sup>2</sup> [12 (m) × 20(m)]	120 m <sup>2</sup> [8(m) × 15(m)]	84 m <sup>2</sup> [7(m) × 12(m)]	180 m <sup>2</sup> [6(m) × 30(m)]	48 m <sup>2</sup> [4(m) × 12(m)]
<b>Hauteur (m)</b>	5 (m)	3.5 (m)	3 (m)	3.5 (m)	3 (m)
<b>Entrée</b>	Est	Entrée est Entrée sud	Entrée est Entrée sud	Entrée nord	Entrée sud
<b>Fenêtre – Orientation</b>	Nord – Sud	Nord – Sud	Nord – Sud	Nord – Sud	Est – Ouest
<b>Sol</b>	Béton	Béton	Béton	Béton	Béton
<b>Abreuvement</b>	Citerne / 2 jours – Abreuvoir linéaire en béton	Citerne / 2 jour - Abreuvoir linéaire en béton	Citerne / 2 jours - Abreuvoir linéaire en béton	Conduite Abreuvoir linéaire en béton	Citerne Abreuvoir linéaire en béton
<b>Autres espèces</b>	Oui (Ovins)	Oui (Ovins, Poules)	Oui (Ovins)	Non	Non
<b>Type d'élevage</b>	Semi-extensif	Semi-extensif	Semi-extensif	Semi-extensif	Semi-extensif

Tableau 14 : Les élevages au niveau de Tiaret


<b>Elevage</b>	<b>Elevage Tiaret 1</b>	<b>Elevage Tiaret 2</b>	<b>Elevage Tiaret 3</b>	<b>Elevage Tiaret 4</b>	<b>Elevage Ksar Chellala</b>
<b>Construction</b>	Briques	Briques	Briques	Briques	Pierre
<b>Toit (plafond)</b>	Bardage en acier	Bardage en acier	Bardage en acier	Bardage en acier	Tuiles
<b>Superficie [Largeur (m) × Longueur]</b>	300 m <sup>2</sup> [10 (m) × 30 (m)]	300 m <sup>2</sup> [10 (m) × 30 (m)]	300 m <sup>2</sup> [10 (m) × 30 (m)]	108 m <sup>2</sup> [6 (m) × 18 (m)]	480 m <sup>2</sup> [12 (m) × 40 (m)]
<b>Hauteur (m)</b>	5 (m)	5 (m)	5 (m)	4.5 (m)	6 (m)
<b>Entrée</b>	Est	Est	Est	Entrée nord Entrée est	Nord
<b>Fenêtre – Orientation</b>	Nord – Sud	Nord – Sud	Nord – Sud	Nord – Sud	Est – Ouest

Partie expérimentale - Partie 1 : L'antibiorésistance des *S. aureus* isolés de lait de vache et de chèvre

Sol	Bêton	Bêton	Bêton	Bêton	Bêton
<b>Abreuvement</b>	Puits Abreuvoir linéaire en bêton	Puits Abreuvoir linéaire en bêton	Puits Abreuvoir linéaire en bêton	Conduite Abreuvoir linéaire en bêton	*
<b>Autres espèces</b>	Non	Non	Non	Oui (ovins)	Oui (ovins)
<b>Type d'élevage</b>	Semi-extensif	Semi-extensif	Semi-extensif	Semi-extensif	Semi-extensif

### 2.1.3. Matériels de laboratoire

La plupart des instruments, appareils et produits consommables utilisés afin de réaliser cette étude sont présentés par les figures de 14 à 29 (Photos personnelles).

 Tamendjari S	 Tamendjari S	 Tamendjari S	 Tamendjari S
Figure 14 : Autoclave-étuve	Figure 15 : Bec bunsen	Figure 16 : Vortex	Figure 17 : Micropipette
 Tamendjari S	 Tamendjari S	 Tamendjari S	 Tamendjari S
Figure 18 : Anse de platine	Figure 19 : Balance	Figure 20 : Bain marie	Figure 21 : Microscope optique
 Tamendjari S	 Tamendjari S	 Tamendjari S	 Tamendjari S
Figure 22 : Flacon stérile	Figure 23 : Pipette Pasteur	Figure 24 : Milieu Baird-Parker	Figure 25 : Milieu Mannitol Salt Agar
 Tamendjari S	 Tamendjari S	 Tamendjari S	 Tamendjari S
Figure 26 : Seringue, écouvillon	Figure 27: Téllurite de potassium	Figure 28: Plasma de lapin à reconstituer	Figure 29 : Spectrophotomètre

## 2.2.Méthodes

### 2.2.1. Le choix des élevages

Le choix des élevages s'est reposé essentiellement sur le type d'élevage c'est-à-dire un élevage laitier, la connaissance et la coopération des éleveurs.

### 2.2.2. Période d'étude

L'étude est menée depuis le mois de mars 2016 jusqu'au mois de novembre 2019. Au total 116 échantillons de lait cru ont été prélevés. 47 échantillons de lait cru de vache ont été prélevés au niveau de 4 fermes à Tiaret, 29 échantillons de lait cru de chèvre au niveau d'une ferme à Ksar Chellala, 24 échantillons de lait cru de vache au niveau de 03 fermes à Taoura, 12 échantillons de lait cru au niveau d'une ferme à Sedrata et 04 échantillons au niveau d'une ferme à Mrahna.

### 2.2.3. Renseignements sur l'état d'hygiène des vaches

Cette évaluation de l'état de propreté des vaches (Tableau 15 et 16) est faite à l'aide de table rédigée par Levesque et al. 2004 (table postée en annexe), transformée en score de propreté, à savoir, score 1 : propre, score 2 : relativement propre, score 3 : souillé, score 4 : très souillé.

Tableau 15 : Etat d'hygiène des vaches échantillonnées à Souk Ahras

<b>Elevage</b>	<b>Propreté du pis</b>	<b>Propreté des pattes arrières</b>	<b>Propreté des flancs et des cuisses</b>
<b>Elevage 1 Taoura</b>	Score 1	Score 02	Score 02
<b>Elevage 2 Taoura</b>	Score 02	Score 03	Score 03
<b>Elevage 3 Taoura</b>	Score 02 pour 05 vaches Score 03 pour 05 vaches	Score 02 pour 05 vaches Score 03 pour 05 vaches	Score 02 pour 05 vaches Score 03 pour 05 vaches
<b>Elevage 4 Sedrata</b>	Score 01	Score 02 pour 16 vaches Score 03 pour 04 vaches	Score 02 pour 16 vaches Score 03 pour 04 vaches
<b>Elevage 5 Mrahna</b>	Score 01	Score 03	Score 03

Tableau 16 : Etat d'hygiène des vaches échantillonnées à Tiaret

<b>Elevage</b>	<b>Propreté du pis</b>	<b>Propreté des pattes arrière</b>	<b>Propreté des flancs et des cuisses</b>
<b>Elevage 1 Tiaret</b>	Score 01	Score 02	Score 02
<b>Elevage 2 Tiaret</b>	Score 01	Score 02	Score 03
<b>Elevage 3 Tiaret</b>	Score 01	Score 02	Score 03
<b>Elevage 4 Tiaret</b>	Score 01	Score 03	Score 03
<b>Elevage 5 Ksar Chellala</b>	/	/	/

#### **2.2.4. Prélèvement des échantillons de lait**

Les prélèvements sont effectués à la traite du matin, et ce en suivant les étapes de Bind et al. (1980).

En premier lieu, on lave nos mains, on lave et on sèche les trayons de la vache à échantillonner. On désinfecte les extrémités de ces trayons à l'aide d'une compresse imbibée d'alcool avant d'éliminer les premiers jets. On saisit un flacon stérile entre le pouce et l'index de la main gauche et on le retourne de telle sorte que le bouchon soit dirigé vers le bas. On dévisse le bouchon avec la main droite et on le porte entre l'index et le majeur (médius) de la main gauche, de cette manière, le tube et son bouchon ont alors l'ouverture dirigée vers le bas, et ce, afin d'éviter toute contamination.

On saisit le trayon de la main droite et on le ramène en position latérale pour traire du lait presque horizontalement dans le flacon incliné au moment où le lait gicle. On referme le flacon avant de le redresser et on l'identifie en inscrivant la date, le numéro de l'animal si existant ou mettre un code, et on identifie l'élevage. A savoir, au minimum 10 ml de lait sont prélevés par animal.

#### **2.2.5. Conservation et transport des prélèvements**

Les échantillons prélevés sont mis dans une glacière qui contient des pochettes glacées, et sont acheminés directement au laboratoire.

### **2.2.6. Traitement et préparation des échantillons**

Après 4 heures au maximum, les échantillons prélevés sont traités au laboratoire, et en aucun cas l'échantillon est congelé. Une fois au laboratoire, le matériel utilisé est stérilisé, et tout contact avec l'échantillon se fait dans des conditions rigoureuses d'asepsie afin d'éviter toute contamination (ISO 7218, 2003). Nos échantillons sont des produits liquides, donc ils constitueront d'emblée une solution mère, mais une homogénéisation est réalisée à l'aide d'un vortex avant leurs analyses. Pour une meilleure analyse, des dilutions décimales de la solution mère sont effectuées et pour ce, on prend 1 ml de la solution mère, et on l'ajoute dans un tube qui contient 9 ml d'eau distillée stérile pour obtenir une solution diluée au 1/10 soit  $10^{-1}$ , à noter qu'un autre diluant peut être utilisé (eau physiologique) (JORADP, 1998).

### **2.2.7. Isolement**

Afin d'isoler des *S. aureus*, on a utilisé le milieu de culture Baird-Parker (Conda, Pronadisa, Spain).

Un volume de 0.1 ml de la dilution mère est transféré sur la surface du milieu Baird-Parker, et il est étalé à l'aide d'un râteau ou d'une pipette pasteur en verre. Des études ont rapporté qu'en augmentant l'inoculum de départ de 0.01 ml à 0.1 ml, les chances d'isoler des *S. aureus* passeraient de 78 % à 90 % (Lam et al., 1996).

L'incubation des boîtes inoculées, est réalisée à 37 °C pendant 24 à 48 heures (ISO 6888-1 : 1999).

### **2.2.8. Identification**

#### **2.2.8.1. Aspect macroscopique**

Les colonies présomptives de *S. aureus* sont noires, brillantes et convexes, de 1 à 1,5mm après 24 heures d'incubation, elles sont entourées de zones claires dues à l'hydrolyse des protéines de l'œuf du milieu, et des zones opaques peuvent apparaître plus tardivement dans le halo clair, ceci est dû à l'activité lipolytique des lécithinases (Guiraude, 1998) et, la couleur noire des colonies provient de la capacité des *S. aureus* à réduire les ions tellurites en tellure métallique (Baird-Parker, 1962).

Toutes les colonies présomptives de *S. aureus* sont prélevées et ensemencées dans un bouillon cœur-cerveau pour des tests ultérieurs.

#### **2.2.8.2. Aspect microscopique**

En microscopie, ces bactéries peuvent être observées isolées, en paires ou en tétrades, mais le plus souvent ce sont des amas ressemblant à des grappes (Prescott et al., 2003). Le *S. aureus* est un coccus à Gram positif (Sperber et Tatini, 1975 ; Foster, 1996).

#### **2.2.8.3. Recherche de la catalase**

Cette enzyme est produite par les bactéries à métabolisme respiratoire qui peuvent décomposer les peroxydes d'hydrogène H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> dont l'accumulation a un effet létal pour les bactéries.

Prélever une quantité suffisante de culture à partir d'un milieu solide, la déposer sur une lame et ajouter une goutte d'eau oxygénée.

La formation immédiate de bulle d'O<sub>2</sub> signifie la présence d'une catalase (Joffin et Leyral, 2001).

#### **2.2.8.4. Fermentation du mannitol**

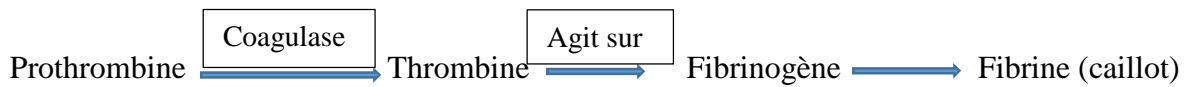
Pour ce test, le milieu utilisé est la gélose Chapman qui contient un taux élevé en NaCl (7.5%), ceci inhibe le développement des bactéries à l'exception des Staphylocoques, ce qui rend ce milieu sélectif pour ce genre. Le mannitol est un glycol qui peut être fermenté que par les *S. aureus*, c'est pour cela que ce milieu contient un indicateur de pH nommé rouge phénol, lequel à un pH bas colore le milieu et les colonies lors de la fermentation du mannitol.

On ensemence la gélose Chapman (Conda, Pronadisa, Spain) par la souche présumée et on incube pendant 24h.

Si le mannitol est fermenté, la couleur de la gélose sera virée du rouge au jaune (Chapman, 1945 ; Sharp et al., 2006).

#### **2.2.8.5. Recherche de la coagulase**

Lorsque le *S. aureus* libère une coagulase, cette dernière agira sur la prothrombine présente dans le plasma, ce qui formera un produit analogue à la thrombine, qui réagira avec le fibrinogène afin de former un caillot de fibrine (Pezzlo, 1994).



La technique pour mettre en évidence la présence de la coagulase libre des Staphylocoques est décrite dans la fiche d'utilisation du produit [**BD BBL Coagulase Plasmas**]. Mais avant d'entamer le test et d'utiliser le produit, c'est-à-dire reconstituer le plasma lyophilisé de lapin, on prépare d'abord la souche à tester dans un bouillon cœur-cerveille la veille du test.

Le jour du test, on réhydrate le BBL Coagulase Plasma, Rabbit, et à l'aide d'une pipette, on prend 0,5 ml de BBL Coagulase Plasma, Rabbit réhydraté et on le met dans un tube de culture et on rajoute environ 0,05 ml de culture du microorganisme préparée, et on mélange doucement avant d'incuber à 37 °C pendant 4 heures.

Pour la lecture, tout degré de coagulation après 3 à 4 heures d'incubation, est interprété comme positif.

#### 2.2.8.6. Recherche de la DNase thermostable

La DNase thermostable appelée aussi thermonucléase, est une enzyme produite par le gène *nuc*, elle n'est pas détruite à des températures élevées (15 minutes à 100°C) et elle est caractéristique des *S. aureus* (Delarras, 2007). C'est une endonucléase qui scinde les acides désoxyribonucléiques (ADN) en nucléotides ou polynucléotides en hydrolysant les liaisons phosphodiesters.

Pour mettre en évidence cette enzyme, on cultive la souche à tester dans un bouillon cœur-cerveille la veille du test de la recherche de la DNase thermostable. Une fois que la culture est prête, on met un aliquote dans un tube à essai stérile avant de le plonger dans un bain d'eau à 100 °C durant 15 min.

Le milieu ADN est utilisé pour ce test, mais avant la stérilisation, on doit rajouter 0.1 gr de bleu de toluidine pour un chaque flacon de 150 ml contenant le milieu ADN. Une fois la stérilisation terminée, on verse notre milieu ADN contenant du bleu de toluidine dans des boites de Pétri et on laisse gélifier. On perse le milieu ADN pour former des cupules à l'aide d'un emporte-pièce

Partie expérimentale - Partie 1 : L'antibiorésistance des *S. aureus* isolés de lait de vache et de chèvre

ou à l'aide d'une pipette Pasteur pour mettre une goutte du bouillon bouilli dans la cupule. Il est souhaitable d'utiliser des témoins négatifs, et pour ce, on prélève une goutte d'un bouillon non bouilli et la mettre dans une deuxième cupule dans la même boîte de Pétri, et On prélève une goutte du bouillon cœur-cerveille et la mettre dans une troisième cupule avant d'incuber les boîtes de Pétri à 37°C pendant 24h.

Pour la lecture des résultats, une première lecture est faite après 4 heures d'incubation et une lecture définitive après 24h d'incubation.

Si le milieu ADN entourant les cupules, présente une couleur rose, cela signifie qu'il y a eu une dégradation de l'ADN par une thermonucléase, et si le milieu ADN entourant les cupules, présente la même couleur, c'est-à-dire bleu, cela signifie qu'il n'y a pas eu de dégradation d'ADN, c'est-à-dire que cette enzyme n'est pas présente, donc cette souche n'est pas *S. aureus* (Joffin et Leyral, 2001).

## **2.2.9. Détermination de la sensibilité aux antibiotiques**

### **2.2.9.1. Disques d'antibiotiques utilisés**

Les disques d'antibiotiques utilisés dans notre étude sont : Penicilline (10µg) ; Céfoxitine (30µg) ; Gentamicine (10µg) ; Amikacine (30µg) ; Tobramycine (10µg) ; Spiramycine (100µg) ; Lincomycine (15µg) ; Ofloxacine (5µg) ; Tétracycline (30µg) ; Triméthoprime+Sulphaméthoxazole (25µg) ; Chloramphénicol (30µg) ; Fosfomycine (50µg) ; Acide fusidique (10µg) ; Novobiocine (30µg). Ces antibiotiques sont fournis par Liofilchem®, Italie.

### **2.2.9.2. Antibiogramme**

L'antibiogramme est réalisé par la technique de diffusion sur milieu gélosé selon les normes préconisées par le Comité de l'Antibiogramme de la Société Française de Microbiologie en 2013, antibiogramme vétérinaire (CASFM Vét, 2013) ainsi que le Réseau algérien de surveillance de la résistance des bactéries aux antibiotiques, Standardisation de l'antibiogramme à l'échelle nationale (médecine humaine et vétérinaire), 6<sup>ème</sup> édition, 2011.

Pour la réalisation de cet antibiogramme dans les conditions standards, on prépare le milieu Muller-Hinton, dans lequel on rajoute de l'agar agar si nécessaire avant de le verser dans

Partie expérimentale - Partie 1 : L'antibiorésistance des *S. aureus* isolés de lait de vache et de chèvre

des flacons et de les stériliser. On laisse refroidir les flacons et on coule le milieu Muller-Hinton dans des boîtes de Pétri sur une épaisseur de 4 mm.

La souche à tester est cultivée dans un bouillon cœur-cervelle à 37 °C pendant 18 à 24 h, et grâce à un spectrophotomètre, on mesure la densité optique de l'inoculum et on l'ajuste en ajoutant de la culture s'il est très faible ou de l'eau physiologique stérile s'il est très fort, à une densité optique entre 0.08 et 0.1 à 625 nm équivalente à 10<sup>8</sup> UFC /ml (0,5 Mc Farland). Une fois l'inoculum est prêt, on trempe un écouvillon stérile et on l'essore avant le sortir en le pressant fermement et en le tournant contre la paroi interne du tube, et ce afin de le décharger au maximum de l'inoculum. On frotte cet écouvillon sur la totalité de la surface de la gélose Mueller-Hinton, de haut en bas et en stries serrées. Cette opération est répétée deux fois, en tournant la boîte de 60° à chaque fois, sans oublier de faire pivoter l'écouvillon sur lui-même. Pour finir l'ensemencement, l'écouvillon est frotté sur la périphérie de la gélose.

Il est souhaitable de ne pas mettre plus de 6 disques d'antibiotique sur une boîte de 90 mm pour ne pas encombrer la boîte et avoir de l'espace pour une meilleure lecture de résultats. Dans notre cas, on a utilisé 5 disques d'antibiotique.

Une fois les disques d'antibiotique placés dans les boîtes de Pétri, on les incube à 35 pendant 18 heures (CASFM vét, 2013 ; Réseau National pour l'antibiogramme, 2011 ; CLSI 2008).

Pour la lecture, on doit mesurer avec précision les diamètres des zones d'inhibition à l'aide d'un pied à coulisse, les noter et les comparer aux valeurs critiques figurant dans les tables de lecture correspondantes (CLSI, 2015 ; CASFM, 2015, CASFM Vét, 2015, CASFM Vét, 2013, CLSI, 2008). Une fois la lecture faite, on classe la bactérie dans l'une des catégories S pour « sensible », R pour « résistante » ou I pour « résistance intermédiaire ou sensibilité intermédiaire », et étant donné que les catégories « I » provoquent des échecs thérapeutiques, on a classé les catégorie « I » et « R » dans la même case dans la partie Résultats et ce aussi, pour une meilleure lecture des résultats.

## **2.2.10. Recherche de la résistance de *S. aureus* à l'oxacilline**

### **2.2.10.1. Test de diffusion du disque de céfoxitine**

La résistance des Staphylocoques aux isoxazolyl-pénicillines (oxacilline, cloxacilline) est recherchée à l'aide d'un disque de céfoxitine dans les conditions standards de

Partie expérimentale - Partie 1 : L'antibiorésistance des *S. aureus* isolés de lait de vache et de chèvre

l'antibiogramme, et il ne doit pas être tenu compte d'une éventuelle zone fantôme pour la lecture des diamètres de zones d'inhibition vis-à-vis de la céfoxitine (CASFM Vét, 2013).

Le disque de céfoxitine (30µg) est comparable à celui de l'oxacilline pour détecter la résistance à l'oxacilline par production de PLP2a (gène *mecA*), cependant, le disque de céfoxitine (30µg) est plus facile à lire et donc c'est la méthode préférée (CASFM Vét, 2013).

La mesure du diamètre d'inhibition est faite à l'aide d'un pied à coulisse.

#### **2.2.10.2. Test de screening à l'oxacilline pour *S. aureus* (test MRSA)**

Les souches de *S. aureus* ayant présenté une résistance envers les disques d'oxacilline ou de céfoxitine dans les conditions standards de l'antibiogramme sont concernées par ce test (CLSI, 2008 ; Rahal, 2005 ; NCCLS, 1999).

Pour réaliser ce test, on prépare la solution d'antibiotique à utiliser, l'inoculum à tester et les souches de référence *S. aureus* ATCC 25923 et *S. aureus* ATCC 43300.

Pour la préparation de la solution d'antibiotique, on dilue 6 mg d'oxacilline (poudre injectable d'un flacon de 1 g) dans 10 ml d'eau distillée stérile, puis faire une solution au 1/10<sup>ème</sup>. On met 2 ml de cette solution dans une boîte de Pétri de 90 mm de diamètre et on rajoute 18 ml de gélose Mueller-Hinton additionnée préalablement de 4 % de NaCl, et on homogénéise en faisant des mouvements rotatoires.

Pour la préparation de l'inoculum, on repique une colonie à partir d'une culture pure incubée 24 heures à 37 °C sur un milieu d'isolement (BHIB) pour l'incuber pendant 18 à 24 heures.

Cette étape est réalisée aussi pour les souches de référence *S. aureus* ATCC 25923 et *S. aureus* ATCC 43300 lesquelles doivent être testées dans les mêmes conditions que les souches à tester.

A l'aide d'un spectrophotomètre, on mesure la densité optique de l'inoculum et on l'ajuste en ajoutant de la culture si elle est très faible ou de l'eau physiologique stérile si elle est très forte pour avoir une densité optique entre 0.08 et 0.1 à 625 nm équivalente à 10<sup>8</sup> UFC /ml (0,5 Mc Farland). Cette étape est faite aussi pour les souches de référence *S. aureus* ATCC 25923 et *S. aureus* ATCC 43300 lesquelles doivent être testées dans les mêmes conditions que les souches à tester.

## Partie expérimentale - Partie 1 : L'antibiorésistance des *S. aureus* isolés de lait de vache et de chèvre

Pour l'ensemencement, la boîte de Pétri est divisée en quatre quadrants, un quadrant est ensemencé par la souche à tester, deux quadrants sont ensemencés par les deux souches de références, *S. aureus* ATCC 25923 souche sensible à l'oxacilline et *S. aureus* ATCC 43300 souche résistante à l'oxacilline, et le dernier quadrant est non ensemencé.

Les boîtes ensemencées sont incubées pendant 24 heures à 37 °C.

Pour la lecture, la culture de plus d'une colonie de la souche test suffit pour indiquer une résistance à l'oxacilline, impliquant une résistance à tous les bêta-lactamines (CLSI, 2008).

### **2.2.11. Recherche de la bêta-lactamase (test du trèfle)**

La recherche de la bêta-lactamase est réalisée pour toute souche présentant un diamètre à la Pénicilline G > 29 mm (CASFM Vét, 2013, Réseau National pour l'antibiogramme, 2011).

Pour ce test, on ensemence la souche de *S. aureus* ATCC 25923 sensible à la pénicilline (témoin négatif) sur la totalité de la gélose Mueller-Hinton, on applique un disque de pénicilline G au centre de la boîte et cette même souche est ensemencée en stries radiales sur cette même boîte du centre vers la périphérie.

On ensemence par la suite la souche *S. aureus* ATCC 43300 résistante à la pénicilline (témoin positif) et la souche à tester du centre vers la périphérie en stries radiales

La boîte est incubée pendant 24 heures à 37 °C.

Pour la lecture, si la souche à tester et la souche témoin positif induisent la culture de la souche témoin négatif (sensible à la pénicilline) jusqu'au contact du disque de pénicilline G qui est au centre, cela démontre que la pénicilline G est désactivée par les bêta-lactamases produites par la souche à tester (OMS, 2005 ; Parvathi and Appalaraju, 2000).

### **2.2.12. Détermination de la concentration minimale inhibitrice**

Par définition, la CMI est la plus faible concentration d'antibiotique capable d'inhiber la croissance bactérienne, et la détermination de la CMI est une technique qui consiste à déposer des suspensions bactériennes calibrées sur des milieux contenant des concentrations croissantes d'antibiotique.

## Partie expérimentale - Partie 1 : L'antibiorésistance des *S. aureus* isolés de lait de vache et de chèvre

Afin de déterminer la concentration minimale inhibitrice des souches positive au test MRSA, on prépare des boîtes de dilution d'antibiotique et l'inoculum bactérien.

Pour la préparation des boîtes de dilution d'antibiotique (tableau 17), on dilue 51,20 mg de poudre de l'antibiotique à tester dans un solvant approprié (eau distillée stérile dans notre étude) pour obtenir une concentration de 5120 µg/ml (solution-mère) avant de procéder aux dilutions semi-logarithmiques, de raison 2, dans l'eau distillée stérile, jusqu'à la concentration de 1,25 µg/ml. Une fois les dilutions d'antibiotique préparées, on répartit 2 ml de chaque dilution d'antibiotique dans la boîte correspondante en procédant de la plus faible concentration à la plus forte concentration.

On complète chaque boîte avec 18 ml de gélose Mueller-Hinton liquéfiée et on homogénéise délicatement, le contenu des boîtes par des mouvements circulaires, sans faire de bulles.

La dilution obtenue (1/10<sup>ème</sup>) dans chaque boîte aboutit à une concentration finale allant de 512 µg/ml à 0,125 µg/ml, et la gamme de dilution peut être étendue selon les valeurs souhaitées.

Pour préparer une boîte témoin, on remplace le volume d'antibiotique par le même volume d'eau physiologique stérile.

Après solidification, on laisse sécher les boîtes pendant 30 min, couvercle en place.

Pour la préparation de l'inoculum bactérien à tester, une culture jeune est préparée la veille du test.

L'inoculum à tester doit avoir une turbidité de 0,5 MF, ce qui correspond à  $1-2 \times 10^8$  UFC/ml en moyenne, on l'a préparé en utilisant de l'eau physiologique à 0,9 %.

On dépose l'inoculum sous forme de spots à la surface de la gélose soit  $10^4$  UFC/ml par spots de 5 à 8 mm.

Si on utilise un applicateur (micropipette) de 2 µl par spot, on dilue l'inoculum au 1/10<sup>ème</sup> en eau physiologique, et si on utilise une micropipette de 0.2 µl, on ne dilue pas l'inoculum de départ.

Avant d'incuber ces boîtes à  $37 \text{ °C} \pm 2$  pendant 16 à 20 heures, on laisse sécher les boîtes pendant 30 min, couvercle en place.

Partie expérimentale - Partie 1 : L'antibiorésistance des *S. aureus* isolés de lait de vache et de chèvre

Pour la lecture des boîtes, on les place sur une surface sombre et non réfléchive. Et avant de noter la CMI pour chaque souche bactérienne, il ne faut pas prendre en considération 2 colonies (ou moins) ou un léger film.

Tableau 17 : Les dilutions et les concentrations d'antibiotique obtenues

<b>Etape</b>	<b>Concentration (µg/ml)</b>	<b>ATB (ml)</b>	<b>Diluant (ml)</b>	<b>Concentration intermédiaire</b>	<b>Concentration finale dans la gélose MH (µg/ml)</b>
<b>Solution mère</b>	<b>5120</b>			<b>5120</b>	<b>512</b>
<b>1</b>	<b>5120</b>	<b>2</b>	<b>2</b>	<b>2560</b>	<b>256</b>
<b>2</b>	<b>5120</b>	<b>1</b>	<b>3</b>	<b>1280</b>	<b>128</b>
<b>3</b>	<b>5120</b>	<b>1</b>	<b>7</b>	<b>640</b>	<b>64</b>
<b>4</b>	<b>640</b>	<b>2</b>	<b>2</b>	<b>320</b>	<b>32</b>
<b>5</b>	<b>640</b>	<b>1</b>	<b>3</b>	<b>160</b>	<b>16</b>
<b>6</b>	<b>640</b>	<b>1</b>	<b>7</b>	<b>80</b>	<b>8</b>
<b>7</b>	<b>80</b>	<b>2</b>	<b>2</b>	<b>40</b>	<b>4</b>
<b>8</b>	<b>80</b>	<b>1</b>	<b>3</b>	<b>20</b>	<b>2</b>
<b>9</b>	<b>80</b>	<b>1</b>	<b>7</b>	<b>10</b>	<b>1</b>
<b>10</b>	<b>10</b>	<b>2</b>	<b>2</b>	<b>5</b>	<b>0,5</b>
<b>11</b>	<b>10</b>	<b>1</b>	<b>3</b>	<b>2,5</b>	<b>0,25</b>
<b>12</b>	<b>10</b>	<b>1</b>	<b>7</b>	<b>1,25</b>	<b>0,125</b>

### 2.2.13. Analyses statistiques

L'analyse statistique est réalisée à l'aide du logiciel Statistica7 (Statsoft, France).

**Partie 2 : Dénombrement des *S. aureus* isolés de carcasses ovines et de viandes blanches, et leurs antibiorésistances**

## **1. Introduction**

Dans cette deuxième partie et pour rappel, nos objectifs sont, l'isolement, la caractérisation et la détermination de la prévalence des souches de *S. aureus* à partir de viande ovine au niveau de l'abattoir communal de la wilaya de Souk Ahras, et à partir de viande de poulet et de viande de dinde dans certaines boucheries au niveau de la daïra de Souk Ahras et de la daïra de Taoura.

Le dénombrement des Staphylocoques, des Staphylocoques à coagulase positive et des *S. aureus* a été réalisé et enfin, l'évaluation de la résistance envers certains antibiotiques des *S. aureus* isolés est réalisée par la méthode de diffusion sur gélose dans les conditions standards.

## 1. Zone d'étude

La zone d'étude est présentée dans la première partie de ce travail.

Le nombre d'ovins abattus est de 13415, avec un poids équivalent en carcasse de 246806 kg en 2018, et le nombre d'ovins abattus en 2020 est de 13527, avec un poids équivalent en carcasse de 271746.42 kg (DSA Souk Ahras, 2021).

Le nombre de poulets abattus est de 1 883 124 avec un poids total de 4 012 787 kg en 2018 et le nombre de poulets abattus en 2020 est de 1 507 002 sujets avec un poids total de 3 281 878.9 kg (DSA Souk Ahras, 2021).

Le nombre de dindes abattues est de 32941 sujets avec un rendement de 270701 kg en 2018, et le nombre de dindes abattues en 2020 est de 20526 sujets avec un rendement de 176645 kg (DSA Souk Ahras, 2021).

## 2. Matériels et Méthodes

### 2.1. Matériels

#### 2.1.1. Matériels biologiques

- Carcasses ovines : l'échantillonnage des carcasses ovines est effectué au niveau de l'abattoir communal de Souk Ahras, après l'inspection sanitaire et l'estampillage mais avant le ressuage (Figure 30).
- Viande de poulets et de dindes : l'échantillonnage des viandes blanches est effectué au niveau des boucheries reflétant ainsi les conditions de vente du consommateur et ce, au niveau de deux communes à savoir Souk Ahras et Taoura (Figure 31).

La prise des échantillons a été effectuée d'une manière aléatoire que ce soit au niveau de l'abattoir ou au niveau des boucheries.

Pour les carcasses ovines, les jours d'échantillonnage étaient les mardis vu que les abattages sont importants le mardi par rapport aux autres jours. Quatre échantillons de 5 cm<sup>2</sup>, sont prélevés de chaque carcasse, et ce au niveau du cou, de l'épaule, du flanc et au niveau de la partie interne de la cuisse (ISO 17604).

Partie expérimentale - Partie 2 : Dénombrement des *S. aureus* isolés de carcasses ovines et de viandes blanches, et leurs antibiorésistances

Pour les viandes de poulets et de dindes, la prise des échantillons est effectuée le dimanche, le lundi et au plus tard le mardi, et ce afin d'analyser les échantillons le jour même, et d'avoir le temps nécessaire au laboratoire pour éviter les weekends. Le poids de l'échantillon est d'environ 25 gr, mais après la pesée, un diluant de volume de neuf fois le poids de l'échantillon est ajouté pour le traitement de l'échantillon (ISO 6887-6 : 2013).

Le nombre total des échantillons ayant été prélevés, l'endroit et la région de prélèvement sont présentés dans le tableau 18.

Tableau 18 : Région, endroit, origine et nombre d'échantillons analysés.

Région	Endroit	Origine	Nombre d'échantillon
Souk Ahras	Abattoir	Carcasse ovine	30 échantillons / 5 à 8 carcasses chaque mardi
Souk Ahras	Boucherie	Viande de poulet	15 échantillons / 5 échantillons à la fois dans une boucherie.
Souk Ahras	Boucherie	Viande de dinde	15 échantillons / 5 échantillons à la fois dans une boucherie.
Taoura	Boucherie	Viande de poulet	15 échantillons / 5 échantillons à la fois dans une boucherie.
Taoura	Boucherie	Viande de dinde	15 échantillons / 5 échantillons à la fois dans une boucherie.

Partie expérimentale - Partie 2 : Dénombrement des *S. aureus* isolés de carcasses ovines et de viandes blanches, et leurs antibiorésistances



Figure 30 : Echantillonnage de carcasses ovines estampillées (Photo personnelle)



Figure 31 : Echantillonnage de bréchet de poulet dans une boucherie à Souk Ahras (Photo personnelle)

### 2.1.2. Matériels techniques

#### ➤ Abattoir

L'abattoir de la commune de Souk Ahras est le seul existant pour le moment, d'autant plus que la plus grande quantité de viande de boucherie consommée dans cette wilaya provient essentiellement de cet abattoir.

Certaines informations concernant cet abattoir sont récupérées auprès de la mairie de la commune de Souk Ahras, et/ou rédigée lors de notre enquête, et sont organisées dans le tableau 19, des fiches d'information concernant les dispositions générales de l'abattoir et les tenues du personnel sont rédigées selon notre inspection sous forme de tableaux 20 et 21.

Tableau 19 : Dimensions, structure et matériels importants au niveau de l'abattoir.

<b>Superficie (m<sup>2</sup>) / salle d'abattage (m<sup>2</sup>)</b>	<b>Longueur (m)</b>	<b>Hauteur (m)</b>	<b>Sol</b>	<b>Mur</b>	<b>Armoire</b>
<b>4400 / 1030</b>	40	10 - 8	Béton	Faïence à petit carreaux / béton	Oui
<b>Levée des carcasses</b>	Chaine de transfert	Crochets	Chariot	Chambre frigorifique	Livraison
<b>Oui / à bouton</b>	Oui / pour les bovins	Oui / pour les ovins et les caprins	Oui / pour les abats	Oui	Manuelle
<b>Incinérateur</b>	Evacuation des déchets	Levée des carcasses	Bureau du vétérinaire	Sanitaire	Carnivores
<b>Non</b>	Oui / insuffisante (70 cm x 70 cm)	Oui / à bouton	Oui	Oui / non propre	Oui / chiens et chats

Tableau 20 : Disposition générale de l'abattoir

Séparation des secteurs	Marche en avant	Travail des animaux suspendus	Chaîne mécanique	Eau (fourniture)	Chambre froide	Nuisible
Oui / Non respecté	Oui	Oui / bovins	Oui /bovin	3 robinets + citerne	Oui	Non

Tableau 21 : Tenue de travail du personnel à l'abattoir

	Combinaison	Blouses (Tablier)	Masque	Charlotte	Gants	Matériels de travail	Bottes
Le personnel	Non	Non	Non	Non	Non	Lavés en fin de travail	Oui

Lors de nos visites et de l'échantillonnage au niveau de l'abattoir, on a pu savoir qu'une aire de repos est disponible, mais pas utilisée, vu que les animaux sont abattus le plus rapidement après leurs arrivées, c'est dire, ni repos, ni diète hydrique. L'abattoir est doté d'une chambre froide qui est mise en marche que lorsque des cas de mise en consigne sont existants, le diamètre et la taille des conduites des évacuations sont étroits, ce qui retarde l'évacuation des déchets des animaux de boucheries abattus. Des robinets et une citerne d'eau sont présents mais la disponibilité régulière de l'eau fait défaut. Le sol est en béton ce qui favorise l'incrustation de certains déchets en plus des microorganismes. La séparation des secteurs, la marche en avant ainsi que d'autres dispositions générales d'abattoir ne sont pas respectés. En ce qui concerne les carcasses et les lésions découvertes au niveau de cet abattoir, des photos sont prises mais, en dehors de ce cadre, la prise de photos nous est interdite.

### ➤ Les boucheries

Les échantillons sont prélevés à partir de douze (12) boucheries, à savoir six (06) boucheries à Souk Ahras et six (06) boucheries à Taoura, ces dernières sont situées généralement au centre de la commune et au niveau des grands boulevards, il est à noter que certains bouchers n'ont pas accepté la prise de photos des locaux et d'autres, nous ont refusé la prise d'échantillons.

## Partie expérimentale - Partie 2 : Dénombrement des *S. aureus* isolés de carcasses ovines et de viandes blanches, et leurs antibiorésistances

Lors de la prise des échantillons, on a remarqué que les bonnes pratiques d'hygiène sont ignorées, et afin de mettre en valeur ces informations, on a rédigé cette partie sous forme d'un tableau 22.

Il est à noter que la prise de la température frigorifique et toute autre inspection ou vérification nous étaient impossibles.

Tableau 22 : Tenue de travail du boucher

	<b>Blouses (Tablier)</b>	<b>Gants</b>	<b>Masque</b>	<b>Charlotte</b>	<b>Matériels de travail</b>
<b>Boucher</b>	Oui / non propre	Non	Non	Non	laver en fin de travail

### 2.1.3. Matériels de laboratoire

Les Instruments, appareils et produits consommables utilisés au laboratoire développés en première partie.

## 2.2.Méthodes

### 2.2.1. Période d'étude

On a commencé cette étude le mois de mars 2018 jusqu'au mois de septembre 2020, un total de 90 échantillons a été récupéré, et qui sont départagés comme suit : 30 échantillons de viande ovine sur carcasse au niveau de l'abattoir de Souk Ahras, 30 échantillons de viande de poulets et 30 échantillons de viande de dindes.

### 2.2.2. Prélèvement des échantillons de viande

#### 2.2.2.1. Prélèvement des échantillons de viande ovine

Les prélèvements de viande ovine ont été effectués au niveau de l'abattoir communal de la wilaya de Souk Ahras. On a choisi la méthode de prélèvements dite destructive à l'aide d'une lame à bistouri stérile, décrite dans la norme ISO 17604, quatre prélèvements de 5 cm<sup>2</sup> chacun sont pris sur chaque carcasse, soit un total de 20 cm<sup>2</sup> par carcasse.

Les carcasses sont prélevées après l'estampillage mais avant le ressuage.

## Partie expérimentale - Partie 2 : Dénombrement des *S. aureus* isolés de carcasses ovines et de viandes blanches, et leurs antibiorésistances

La prise des échantillons est aléatoire au niveau de l'abattoir et au niveau des boucheries, c'est-à-dire que tous les échantillons ont la même chance d'être prélevés.

La taille des échantillons est supérieure à 29, ils sont considérés comme étant de grands échantillons et sont donc représentatifs.

### 2.2.2.2. Prélèvement des échantillons de viande de poulet et de dinde

Les échantillons de viande de poulet et de dinde ont été prélevés de la viande du bréchet (escalope) (Figure 32) d'une manière à refléter les mêmes conditions de vente au niveau des différentes boucheries.

Cinq échantillons ont été prélevés de manière aléatoire dans chaque boucherie, et ce afin de respecter les critères de contrôle microbiologique des viandes de volailles de la réglementation algérienne et même celle des pays développés (JORADP, 2017 ; FCD, 2019), faisant allusion aux plans à deux classes et aux plans à trois classes, qui dépendra du germe recherché en question.



Figure 32 : Échantillon de viande de poulet (Photo personnelle)

### 2.2.3. Conservation et transport des échantillons

Les prélèvements sont mis directement dans des flacons stériles et dans une glacière à 4°C, puis acheminés au laboratoire et sont traités dans les 24 heures pour éviter toute variation de la population bactérienne.

#### 2.2.4. Traitement et préparation des échantillons

Les échantillons sont traités au laboratoire dans les heures qui suivent le prélèvement, et en aucun cas l'échantillon n'est congelé.

Une fois au laboratoire, le matériel utilisé est stérile ou stérilisé auparavant, et tout contact avec l'échantillon se fait dans des conditions rigoureuses d'asepsie afin d'éviter toute contamination (ISO 7218, 2003).

Un flacon vide est pesé sur la balance électronique, soit on retire son poids après la pesée du flacon contenant l'échantillon, soit on tare la balance avec le flacon on pèse le flacon contenant l'échantillon (Figure 33). A l'aide d'une pince, le flacon contenant l'échantillon est flambé sur le bec bunsen avant toute ouverture dans la zone du bec bunsen.

Pour les échantillons de viande ovine, un volume de 100 ml d'eau péptonnée a été ajouté pour avoir une solution mère  $10^0$  (ISO 6887-6 : 2013).

Pour les échantillons de viande de poulet et de dinde, un volume d'eau péptonnée de neuf fois le poids de l'échantillon a été ajouté pour avoir une solution mère de  $10^{-1}$  (ISO 6887-6 : 2013).

Des dilutions décimales  $10^{-2}$  et  $10^{-3}$  sont réalisées pour un meilleur dénombrement (ISO 6887-2 : 2004)

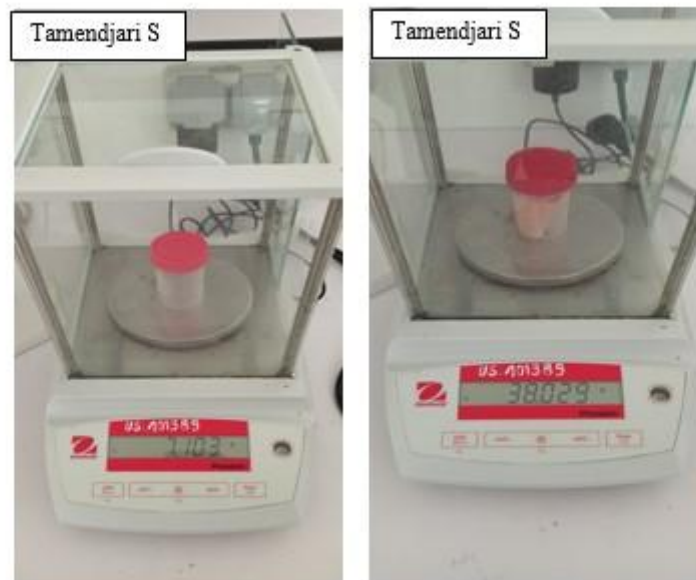


Figure 33 : Calcul du poids de l'échantillon (Photo personnelle)

### **2.2.5. Isolement**

Cette technique est présentée dans la première partie de ce travail.

### **2.2.6. Identification**

#### **2.2.6.1. Aspect macroscopique**

L'identification par l'aspect macroscopique est présentée dans la première partie de ce travail.

#### **2.2.6.2. Dénombrement**

Le dénombrement a été effectué après 48 heures d'incubation à 37 °C pour les Staphylocoques présomptives de *S. aureus* présentant des colonies noires, bombées, une auréole claire après 24 heures d'incubation, et entourées d'un halo opaque après 48 heures d'incubation pour les dilutions  $10^{-2}$  et  $10^{-3}$ , avec la formule suivante :  $N = C / V * 1.1 * d$  (ISO 7218 : 2007).

N : nombre de microorganismes présents dans l'échantillon.

C : somme des colonies comptées des deux dilutions retenues à savoir  $10^{-2}$  et  $10^{-3}$ , une des deux boîtes contient au minimum 10 colonies.

V : volume inoculé soit 1 ml.

d : le taux de dilution de la première dilution retenue pour les comptages soit  $10^{-2}$ .

Les colonies présomptives de *S. aureus* sont repiquées vers le bouillon cœur-cerveau pour un meilleur enrichissement, et une purification sur gélose Mannitol Salt Agar (milieu Chapman) pour des tests ultérieurs à savoir le test de Gram, la catalase, la coagulase libre et la DNase thermostable sur milieu ADN ont été réalisés.

#### **2.2.6.3. Aspect microscopique**

L'aspect microscopique est présenté dans la première partie de ce travail.

Partie expérimentale - Partie 2 : Dénombrement des *S. aureus* isolés de carcasses ovines et de viandes blanches, et leurs antibiorésistances

#### **2.2.6.4. Recherche de la catalase**

La recherche de la catalase est présentée dans la première partie de ce travail.

#### **2.2.6.5. Fermentation du mannitol**

La fermentation du mannitol est présentée dans la première partie de ce travail.

#### **2.2.6.6. Recherche de la coagulase**

La recherche de la coagulase est présentée dans la première partie de ce travail.

#### **2.2.6.7. Recherche de la DNase thermostable**

La recherche de la DNase thermostable est présentée dans la première partie.

### **2.2.7. Détermination de la sensibilité aux antibiotiques**

#### **2.2.7.1. Disques d'antibiotiques utilisés**

Les disques d'antibiotiques (Liofilchem, Roeseto, Italie) utilisés et leurs concentrations sont : Pénicilline (P) (10 UI), Céfoxitine (FOX) (30 UI), Gentamycine (CN) (10 UI), Ofloxacin (OFX UI) (5), Erythromycine (E UI), Lincomycine (MY) (15 UI), Tétracycline (TE) (30 UI), Fosfomycine (FOS) (50 UI), Sulfamide-Triméthoprim (SXT) (1.25/23.75 UI), Sulfamide (SMZ) (50 UI), Acide Fusidique (FC) (10 UI), Chloramphénicol (30 UI).

#### **2.2.7.2. Antibiogramme**

L'antibiogramme est présenté dans la première partie de ce travail.

### **2.2.8. Analyse statistique**

La comparaison des moyennes et le degré de rapprochement entre les souches isolées sont effectués à l'aide du logiciel STATISTICA 7 (Statsoft, France).

## **Résultats**

**Résultats de la partie 1 : L'antibiorésistance des *S. aureus* isolés de lait de vache et de chèvre**

## 1. Résultats des prélèvements

### 1.1. Isolement

L'isolement a été réalisé sur milieu Baird-Parker (Figure 34).

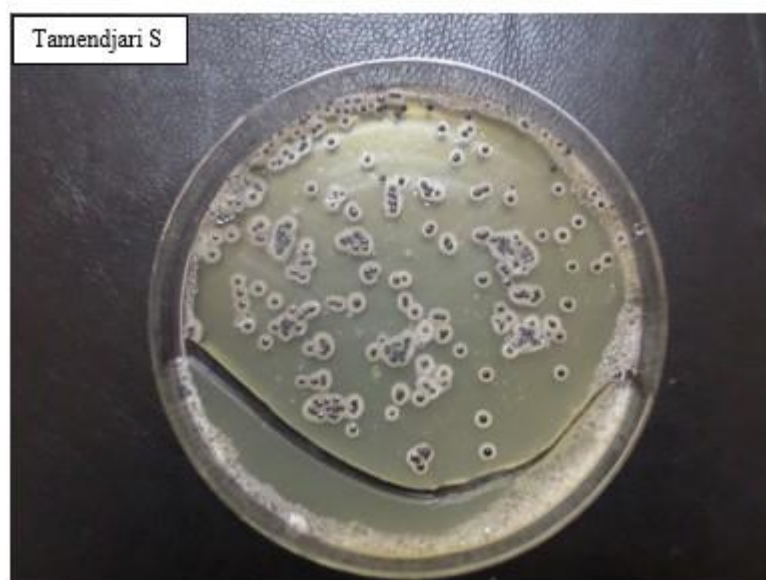


Figure 34 : Colonies présomptives de *S. aureus* (Photo personnelle)

### 1.2. Fermentation du mannitol

La fermentation du mannitol a été réalisée sur milieu Mannitol Salt Agar (Figure 35).



Figure 35 : Fermentation du mannitol par les colonies présomptives de *S. aureus* (Photo personnelle)

Partie expérimentale - Résultats de la partie 1 : L'antibiorésistance des *S. aureus* isolés de lait de vache et de chèvre

### 1.3. Résultats de la recherche de la coagulase

La recherche de la coagulase a été réalisée à l'aide d'un plasma de lapin [BD BBL] reconstitué (Figure 36).



Figure 36 : Coagulation du plasma reconstitué de lapin (Photo personnelle)

### 1.4. Résultats de la recherche de la DNase thermostable

La recherche de la DNase thermostable a été réalisée sur gélose à ADN avec du bleu de toluidine (Figure 37).

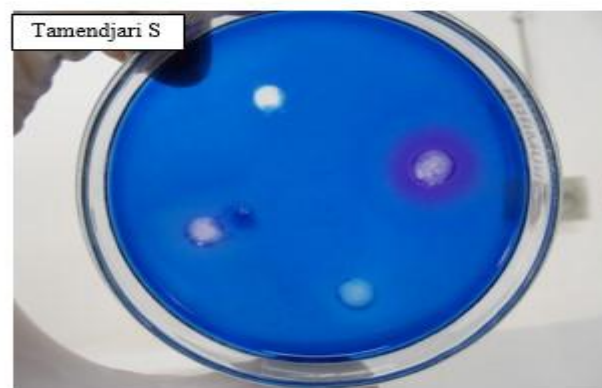


Figure 37 : Dégradation de l'ADN par la DNase thermonucléase de *S. aureus* (Photo personnelle)

### **1.5. Prélèvements contaminés par les Staphylocoques**

Sur 116 échantillons de lait, 65 échantillons sont contaminés par les Staphylocoques soit 56,03 % (Figure 38).

Pour le lait cru de vache, le taux de contamination à Souk Ahras est de 55% (sur 40 échantillons), et il est de 57.44% (47 échantillons) à Tiaret. Pour le lait cru de chèvre, la contamination est de 57.17% (29 échantillons).

### **1.6. Prélèvements contaminés par les Staphylocoques à coagulase positive**

Sur un total de 116 échantillons de lait cru de vache, 34.48% sont contaminés par des Staphylocoques à coagulase positive (Figure 38), soit 61.53% (40/65) par rapport aux Staphylocoques.

A Souk Ahras et à Tiaret, 37.5% et 48.93% des échantillons sont contaminés, respectivement, soit 68.18% (15/22) et 85.18% (23/27) par rapport aux staphylocoques. Pour le lait de chèvre, 6.89% des échantillons sont contaminés (Figure 38), soit 12.5% (2/16) par rapport aux staphylocoques.

### **1.7. Prélèvements contaminés par les *S. aureus***

Sur un total de 116 échantillons de lait cru, 26.72% (31/116) sont contaminés par des *S. aureus* (Figure 38), soit 77.5% (31/40) par rapport aux staphylocoques à coagulase positive.

Pour le lait cru de vache, le taux des prélèvements contaminés par les *S. aureus* est de 27.5% (11/40) à Souk Ahras, et il est de 38.29% à Tiaret. Pour le lait cru de chèvre, 6.89% des échantillons sont contaminés par les *S. aureus*, soit 73.33% (11/15), 78.26% (18/23) et 100 % (2/2) des échantillons sont contaminés par des *S. aureus* par rapport aux staphylocoques à coagulase positive, respectivement.

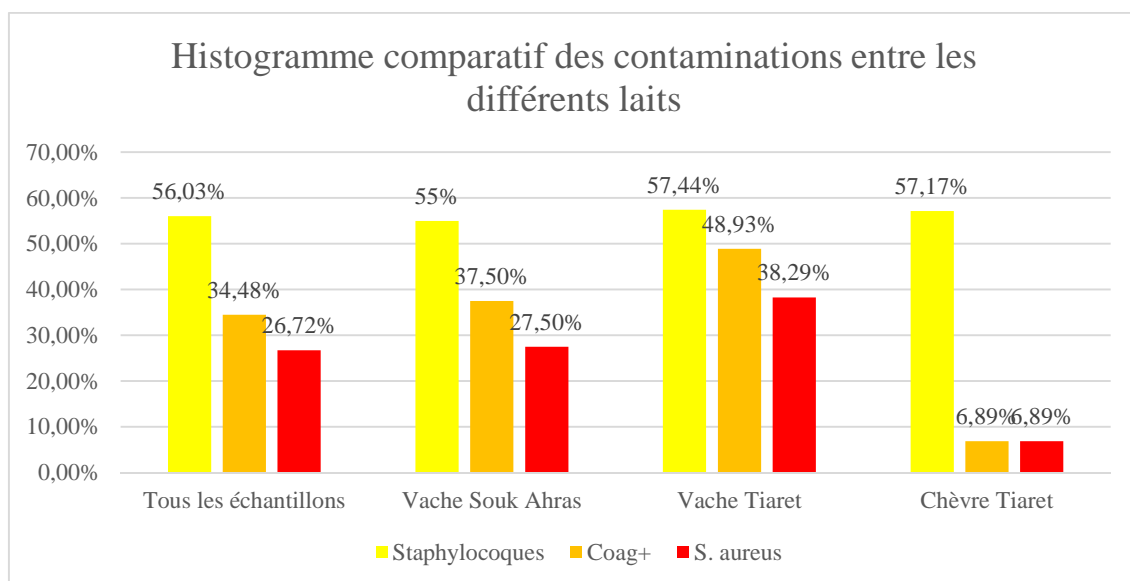


Figure 38 : Histogramme comparatif entre les échantillons contaminés par les Staphylocoques, Staphylocoques à Coag + et les *S. aureus*

## 2. Antibiogrammes des *S. aureus*

L'antibiogramme sur milieu Muller-Hinton nous a révélé les fréquences et les phénotypes de résistance des souches de *S. aureus* isolés (Figure 39).



Figure 39 : Antibiogramme sur gélose Muller-Hinton (Photo personnelle)

### 2.1.Fréquence de résistance des *S. aureus*

La fréquence de résistance des souches de *S. aureus* isolés des laits crus est présentée dans le tableau 23.

Partie expérimentale - Résultats de la partie 1 : L'antibiorésistance des *S. aureus* isolés de lait de vache et de chèvre

Tableau 23 : Fréquence de résistance des *S. aureus* isolés aux antibiotiques testés

Famille	Antibiotique	Abréviation	Nombre de souches			
			Résistantes		Sensibles	
			N	%	N	%
Béta-lactames	Pénicilline	P	30	96.77	1	3.23
	Céfoxitine	FOX	7	22.58	24	77.42
Aminoglycosides	Gentamicine	CN	13	41.93	18	58.07
	Amikacine	AK	11	35.48	20	64.52
	Tobramycine	TOB	14	45.16	17	54.84
Macrolides	Spiramycine	SP	2	6.45	29	93.55
Quinolones	Lincomycine	MY	3	9.67	28	90.33
	Ofloxacine	OFX	5	16.12	26	83.88
Tétracyclines	Tétracycline	TE	13	41.93	18	58.07
Sulfonamides	Triméthoprim/ Sulfaméthoxazol	SXT	6	19.35	25	80.65
Phénicolés	Chloramphénicol	C	2	6.45	29	93.55
Autres molécules	Fosfomycine	FOS	13	41.93	18	58.07
	Acide Fusidique	FC	21	67.74	10	32.26
	Novobiocine	NO	1	3.22	30	96.78

## 2.2. Phénotype de résistance des souches *S. aureus*

Les phénotypes de résistance des souches *S. aureus* isolées sont présentés dans le tableau 24.

Tableau 24 : Phénotype de résistance des souches des *S. aureus*

Souches	Origine	Phénotypes
S1t	Lait cru de vache	P / FOS / CN / FOX / FC / SXT / AK / OFX / TOB
S2t	Lait cru de vache	P / FOX / FC

Partie expérimentale - Résultats de la partie 1 : L'antibiorésistance des *S. aureus* isolés de lait de vache et de chèvre

<b>S3t</b>	Lait cru de chèvre	P / CN / FOX / FC / OFX / TOB
<b>S4t</b>	Lait cru de chèvre	P / CN / FOX
<b>S5t</b>	Lait cru de vache	P / FOS / CN / FC / AK / TE / TOB
<b>S6t</b>	Lait cru de vache	P / FOS / CN / C30 / SP / AK / TE / TOB
<b>S7t</b>	Lait cru de vache	P / FOS / FC / AK / TE / TOB
<b>S8t</b>	Lait cru de vache	P / FOS / FC / SXT / AK / TE / OFX / TOB
<b>S9t</b>	Lait cru de vache	P / FOS / CN / FC / SXT / AK / OFX / TOB
<b>S10t</b>	Lait cru de vache	P / FOS / CN / FC / C30 / MY / AK / TE
<b>S11t</b>	Lait cru de vache	P / FOS / FC / AK / TOB
<b>S12t</b>	Lait cru de vache	P / FOS / CN / AK
<b>S13t</b>	Lait cru de vache	P / FC / SXT / AK / TE
<b>S14t</b>	Lait cru de vache	P / FOS / CN / FC / AK / OFX / TOB
<b>S15t</b>	Lait cru de vache	FOS / FC / SXT / AK / TOB
<b>S16t</b>	Lait cru de vache	P / FC / TE
<b>S17t</b>	Lait cru de vache	P / FOS
<b>S18t</b>	Lait cru de vache	P / FOS / CN / NO / AK / TOB
<b>S19t</b>	Lait cru de vache	P / FOS / AK
<b>S20t</b>	Lait cru de vache	P / FC / AK
<b>S21sa</b>	Lait cru de vache	P / CN / OFX / TE / FOS / FC / AK / TOB / SXT
<b>S22sa</b>	Lait cru de vache	P / CN / OFX / AK / TOB
<b>S23sa</b>	Lait cru de vache	P / CN / TE / FC / AK / TOB
<b>S24sa</b>	Lait cru de vache	P
<b>S25sa</b>	Lait cru de vache	P / MY / TE / FOS / FC / SP
<b>S26sa</b>	Lait cru de vache	P
<b>S27sa</b>	Lait cru de vache	P / TE

Partie expérimentale - Résultats de la partie 1 : L'antibiorésistance des *S. aureus* isolés de lait de vache et de chèvre

S28sa	Lait cru de vache	P
S29sa	Lait cru de vache	P / FC
S30sa	Lait cru de vache	P / TE / FC
S31sa	Lait cru de vache	P / TE / FC

### 2.3. Degré de rapprochement des souches *S. aureus* isolées

Le dendrogramme ci-dessous (Figure 40) nous montre le degré de rapprochement des *S. aureus* selon leurs résistances phénotypiques envers les antibiotiques.

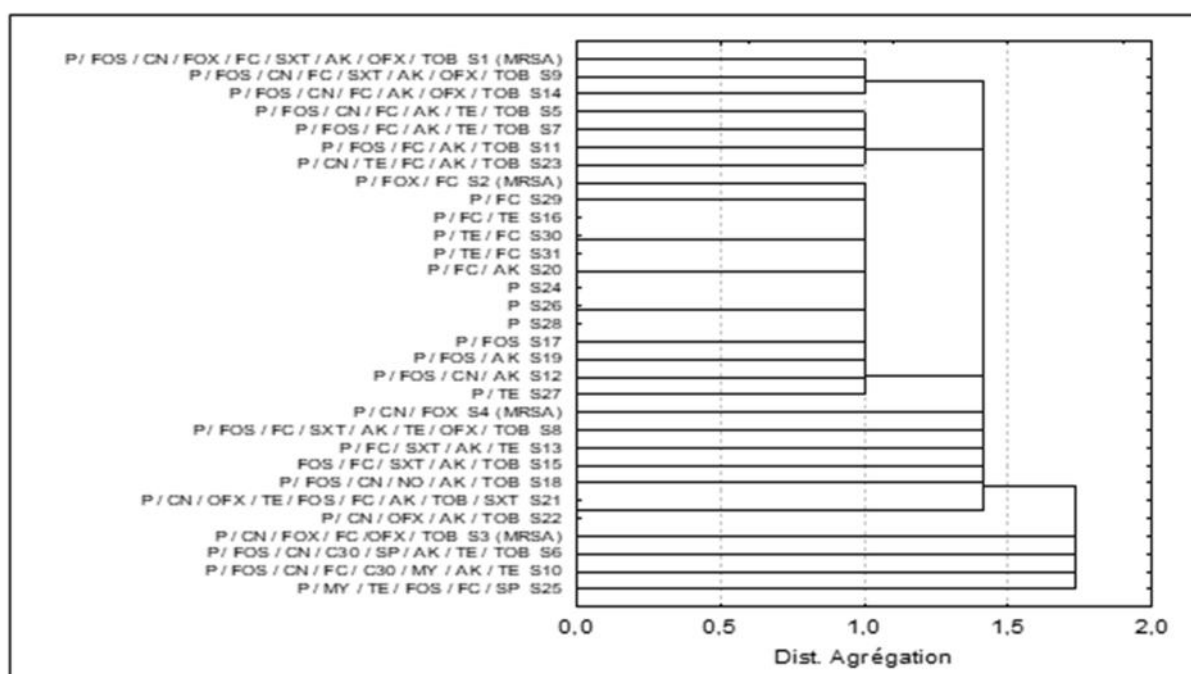


Figure 40 : Dendrogrammes des *S. aureus* isolés selon leurs résistances envers les antibiotiques

### 3. Production de la Béta-lactamase

Le nombre de souches produisant une bêta-lactamase est de 28 sur 31, soit 90.32 % (Tableau 25), et la figure 41 montre la production de la bêta-lactamase par un *S. aureus*.

Tableau 25 : Nombre de souches produisant une bêta-lactamase

Partie expérimentale - Résultats de la partie 1 : L'antibiorésistance des *S. aureus* isolés de lait de vache et de chèvre

Production de bêta-lactamase	Nombre de souches	Pourcentage
Positive	28	90.32
Négative	3	9.67
Total	31	100

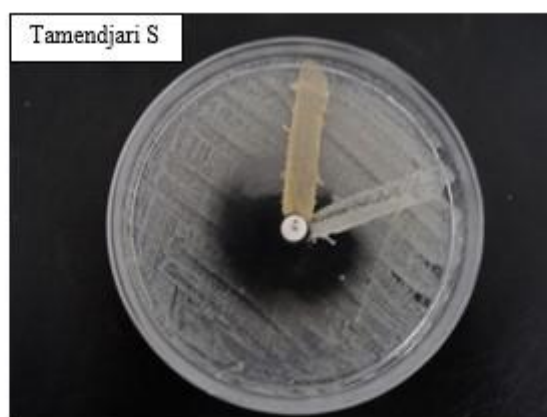


Figure 41 : Production de bêta-lactamase (Photo personnelle)

#### 4. Résistance à la méthicilline (souches MRSA)

Sur 31 souches, 7 souches de *S. aureus* ont montré une résistance envers la céfoxitine dans les conditions standards de l'antibiogramme, et sur 7 souches, 4 souches de *S. aureus* (Figure 42) ont une résistance envers la méthicilline soit 12.90 % (Tableau 24), notons que ces dernières sont multi-résistantes et produisent une bêta-lactamase.



Figure 42 : *S. aureus* résistant à la méthicilline (Photo personnelle)

## 5. Résultats de la CMI

La plus faible CMI des SARM isolés envers l'oxacilline est de 16  $\mu\text{g} / \text{ml}$ , alors que la CMI la plus élevée est de 256  $\mu\text{g} / \text{ml}$  (Tableau 26), c'est-à-dire qu'un développement bactérien a eu lieu pour les concentrations inférieures (Figure 43), et c'est une résistance de haut niveau.

La comparaison de résistance des *S. aureus* résistants à la méthicilline, des *S. aureus* sensibles à la méthicilline et des *S. aureus* envers les antibiotiques est présentée dans la figure 44.

Tableau 26 : CMI et phénotype de résistance des SARM isolés

SARM	Origine	CMI ( $\mu\text{g} / \text{ml}$ )	P énotype de résistance
S1	Lait cru de vache (Tiaret)	256	P / FOS / CN / FOX / FC / SXT / AK / OFX / TOB
S2	Lait cru de vache (Tiaret)	64	P / FOX / FC
S3	Lait cru de chèvre (Tiaret)	16	P / CN / FOX / FC / OFX / TOB
S4	Lait cru de chèvre (Tiaret)	16	P / CN / FOX

Partie expérimentale - Résultats de la partie 1 : L'antibiorésistance des *S. aureus* isolés de lait de vache et de chèvre

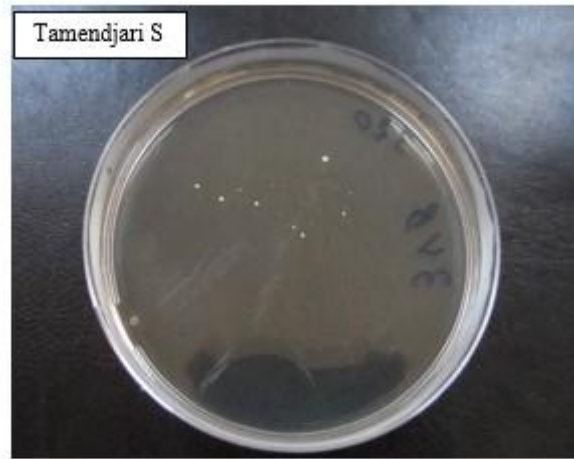


Figure 43 : Résultats de la CMI (Photo personnelle)

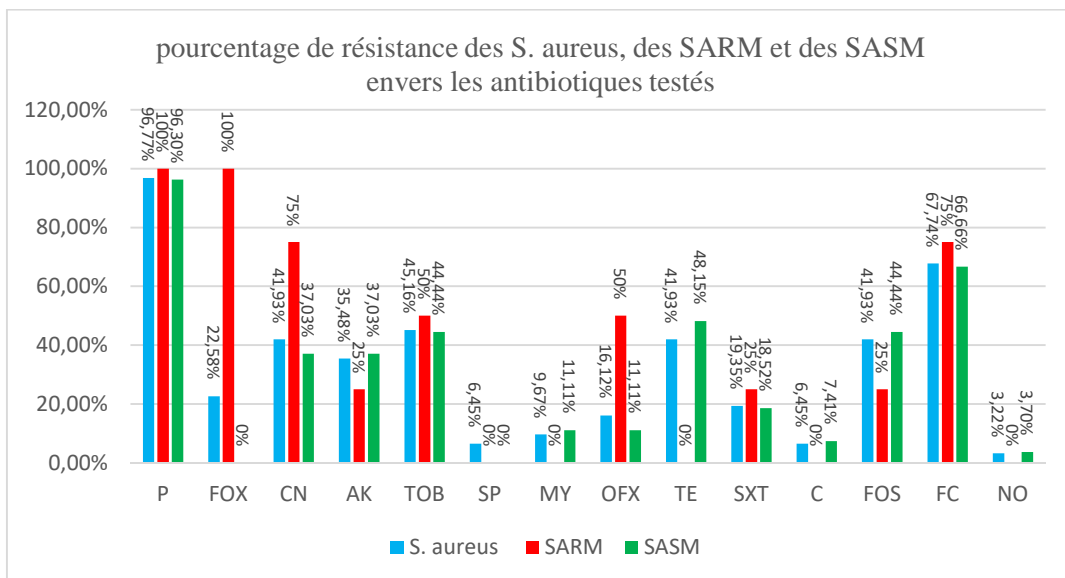


Figure 44 : Pourcentage de résistance des *S. aureus* aux antibiotiques

**Résultats de la partie 2 : Dénombrement des *S. aureus* isolés de carcasses ovines et de viandes blanches, et leurs antibiorésistances**

## 1. Résultats des prélèvements

### 1.1. Prélèvements de viandes contaminées par les Staphylocoques

La figure 45 montre les caractéristiques des colonies de Staphylocoques sur milieu Baird-Parker. Le nombre total de prélèvements de viandes contaminées par les Staphylocoques présentant des colonies noires, rondes, bombées, brillantes avec un halo clair et/ou opaque après 48 heures d'incubation est de : 60 % (54 /90 ) du total des prélèvements , 63.33 %.( 19/30) pour la viande ovine, 53.33 % (16/30) pour celle du poulet et 63.33 %(19/30) pour celle de la dinde (Figure 46)



Figure 45 : Colonies de Staphylocoques sur milieu Baird-Parker (Photo personnelle)

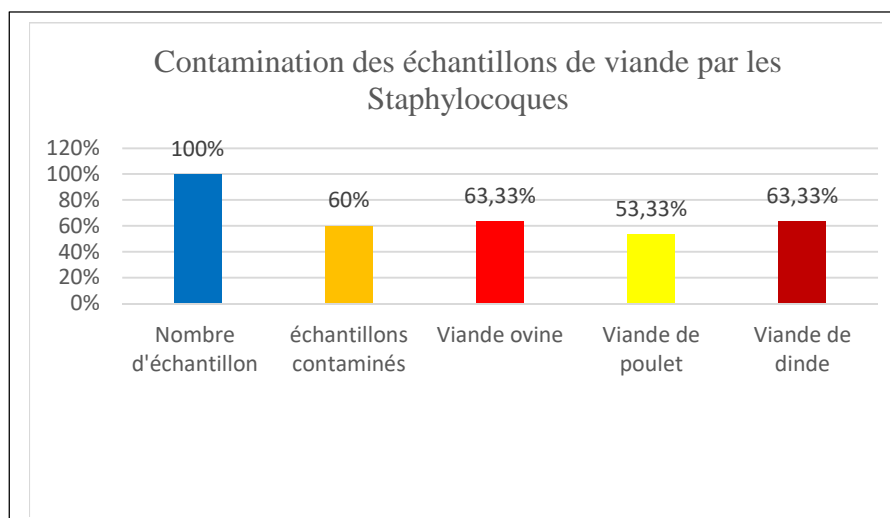


Figure 46 : Histogramme des contaminations des échantillons de viande par les Staphylocoques

## 1.2.Prélèvements de viandes contaminées par les Staphylocoques à coagulase positive

La figure 47 démontre la présence de la coagulase libre et indique le début de la coagulation du plasma reconstitué de lapin par les Staphylocoques à coagulase positive.

Sur un total de 90 échantillons de viande, 32 échantillons sont contaminés par les Staphylocoques à coagulase positive, soit 35.55 %, ce pourcentage est de 46.66 % pour la viande ovine, 23.33 % pour la viande de poulet et il est de 36.66 % pour la viande de dinde (Figure 48).

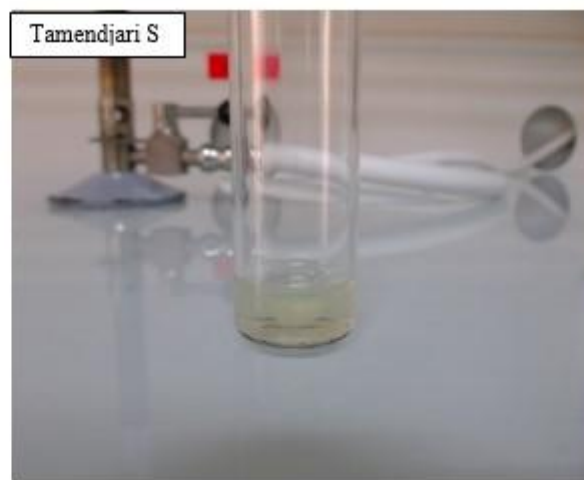


Figure 47 : Début de la coagulation du plasma reconstitué de lapin par les Staphylocoques à coagulase positive (Photo personnelle)

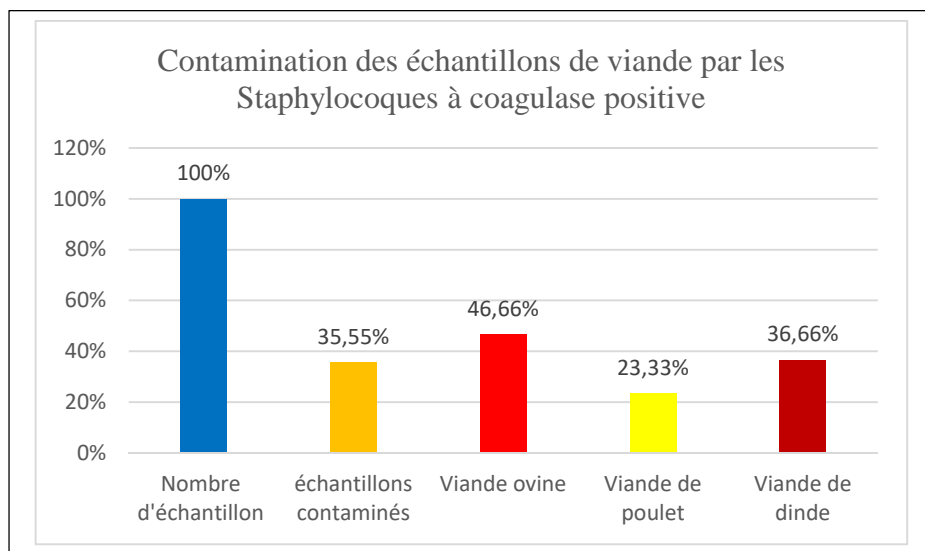


Figure 48 : Histogramme des contaminations des échantillons par les Staphylocoques à coagulase positive

### 1.3. Prélèvements de viandes contaminées par les *S. aureus*

La figure 49 montre l'activité de la thermonucléase, et confirme la présence des *S. aureus* dans nos échantillons. Le nombre total des échantillons contaminés est de 29 soit 32.22 %, il est de 40 % pour les échantillons de viande ovine, 23.33 % pour les échantillons de viande de poulet et de 33.33 % pour les échantillons de viande de dinde (Figure 50).

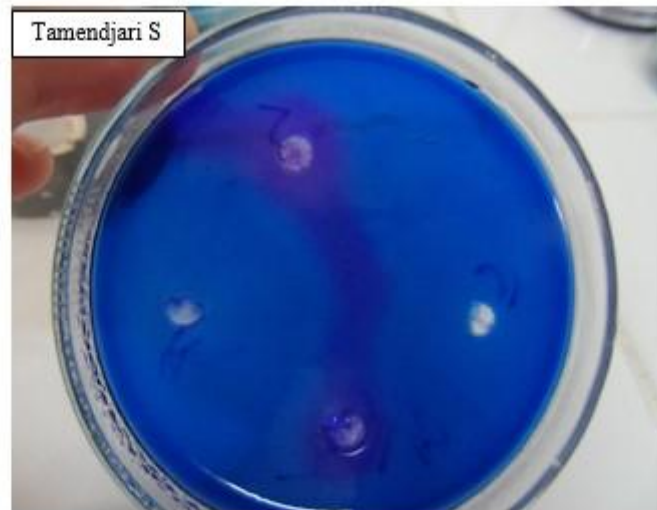


Figure 49 : Dégradation de l'ADN par les *S. aureus* (Photo personnelle)

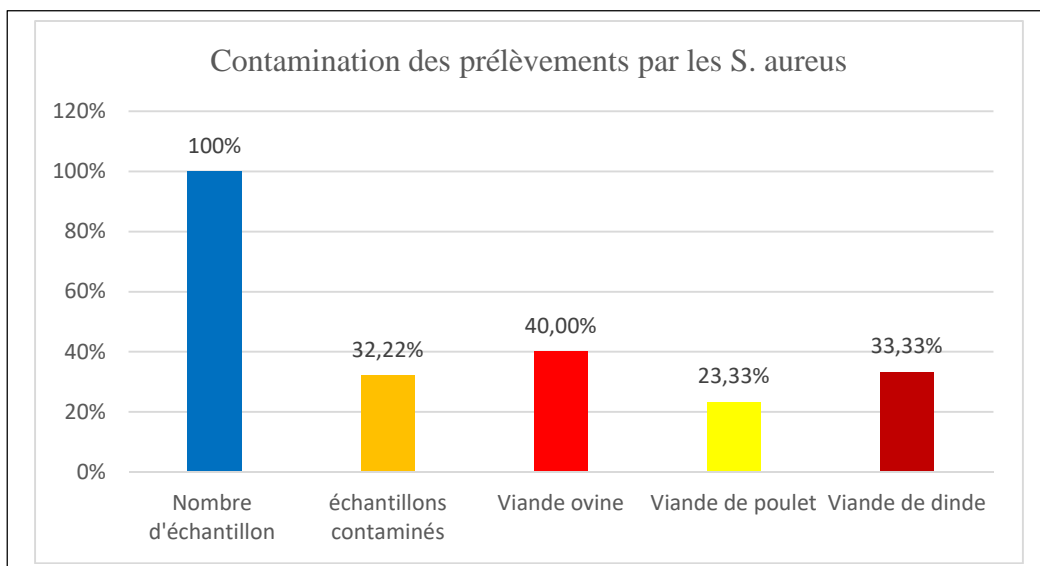


Figure 50 : Histogramme des échantillons contaminés par les *S. aureus*

## 2. Résultats du dénombrement dans les prélèvements de viandes

### 2.1. Résultats du dénombrement des Staphylocoques dans les prélèvements de viandes

La charge moyenne des Staphylocoques dans la viande ovine est de  $3.63 \times 10^3$  UFC/cm<sup>2</sup> et elle est de  $1.9 \times 10^3$  UFC/gr dans les viandes de poulet et de dinde (Tableau 27).

Tableau 27 : Résultats du dénombrement des Staphylocoques dans les prélèvements de viande

Viande ovine	10 <sup>3</sup> UFC/cm <sup>2</sup>	Viande de Poulet	10 <sup>3</sup> UFC/gr	Viande de Dinde	10 <sup>3</sup> UFC/gr
Ov1	11.5	P1	2.8	D1	2.45
Ov2	2.9	P2	1.25	D2	1.75
Ov3	2.8	P3	1.5	D3	1.8
Ov4	4.6	P4	2.7	D4	3.15
Ov5	1.75	P8	1.8	D7	1.1
Ov6	2.65	P9	2.4	D9	1.5
Ov7	4.25	P11	1.75	D10	1.95
Ov8	4.55	P12	2.4	D11	2.55
Ov9	3.3	P13	1	D12	2.3
Ov10	3.05	P16	3.65	D13	1.3
Ov11	2	P17	1.25	D14	1.3
Ov12	2.1	P20	1.7	D15	2.1
Ov13	3.3	P22	1.75	D16	2.35
Ov14	3.9	P24	0.8	D17	1.5
Ov15	3.45	P25	2.45	D18	1.7
Ov16	3.7	P26	1.55	D19	1.4
Ov17	2.55			D25	3.05
Ov28	2.4			D26	1.25
Ov29	4.2			D28	1.35
	M= $3.63 \times 10^3$ UFC/cm <sup>2</sup>		M= $1.9 \times 10^3$ UFC/g		M= $1.9 \times 10^3$ UFC/g

### 2.2. Résultats du dénombrement des Staphylocoques à coagulase positive dans les prélèvements de viandes

La charge moyenne des Staphylocoques à coagulase positive dans la viande ovine est de  $3.9 \times 10^3$  UFC/cm<sup>2</sup>, et elle est de  $2.2 \times 10^3$  UFC/gr et  $1.9 \times 10^3$  UFC/gr dans la viande de poulet et dans la viande de dinde, respectivement (Tableau 28).

Partie expérimentale - Résultats de la partie 2 : Dénombrement des *S. aureus* isolés de carcasses ovines et de viandes blanches, et leurs antibiorésistances

Tableau 28 : Résultats du dénombrement des Staphylocoques à coagulase positive

Viande ovine	10 <sup>3</sup> UFC/cm <sup>2</sup>	Viande de Poulet	10 <sup>3</sup> UFC/gr	Viande de Dinde	10 <sup>3</sup> UFC/gr
Ov1	11.5	P1	2.8	D1	2.45
Ov2	2.9	P4	2.7	D3	1.8
Ov3	2.8	P12	2.4	D4	3.15
Ov4	4.6	P16	3.65	D7	1.1
Ov5	1.75	P17	1.25	D9	1.5
Ov6	2.65	P20	1.7	D12	2.3
Ov7	4.25	P24	0.8	D14	1.3
Ov8	4.55			D15	2.1
Ov9	3.3			D25	3.05
Ov15	3.45			D26	1.25
Ov16	3.7			D28	1.35
Ov17	2.55				
Ov28	2.4				
Ov29	4.2				
M=3.9×10 <sup>3</sup> UFC/cm <sup>2</sup>		M=2.2×10 <sup>3</sup> UFC/g		M=1.9×10 <sup>3</sup> UFC/g	

### 2.3.Résultats du dénombrement des *S. aureus* dans les prélèvements de viandes

La charge moyenne des *S. aureus* dans la viande ovine est de  $3.8 \times 10^3$  UFC/cm<sup>2</sup> +/-  $2.55 \times 10^3$  UFC/cm<sup>2</sup>, elle est de  $2.2 \times 10^3$  UFC/g +/-  $0.99 \times 10^3$  UFC/gr pour la viande de poulet, et elle est de  $2.01 \times 10^3$  UFC/g +/-  $0.73 \times 10^3$  pour la viande de dinde (Tableau 29).

Tableau 29 : Résultats du dénombrement des *S. aureus* dans les prélèvements de viande

Viande ovine	10 <sup>3</sup> UFC/cm <sup>2</sup>	Viande de Poulet	10 <sup>3</sup> UFC/gr	Viande de Dinde	10 <sup>3</sup> UFC/gr
Ov1	11.5	P1	2.8	D1	2.45
Ov2	2.9	P4	2.7	D3	1.8
Ov3	2.8	P12	2.4	D4	3.15
Ov4	4.6	P16	3.65	D7	1.1
Ov5	1.75	P17	1.25	D9	1.5
Ov6	2.65	P20	1.7	D12	2.3
Ov7	4.25	P24	0.8	D14	1.3
Ov9	3.3			D15	2.1
Ov15	3.45			D25	3.05
Ov16	3.7			D28	1.35
Ov17	2.55				
Ov28	2.4				
	$3.8 \times 10^3$ UFC/cm <sup>2</sup> +/- $2.55 \times 10^3$		$2.2 \times 10^3$ UFC/g +/- $0.99 \times 10^3$		$2.01 \times 10^3$ UFC/g +/- $0.73 \times 10^3$

### 3. Résultats de l'antibiogramme des *S. aureus*

#### 3.1. Fréquences de résistance des *S. aureus*

La figure 51 montre le résultat de l'antibiogramme, et les fréquences de résistance envers les antibiotiques testés sont présentées dans le tableau 30 et sont présentées par des histogrammes comparatifs dans la figure 52.

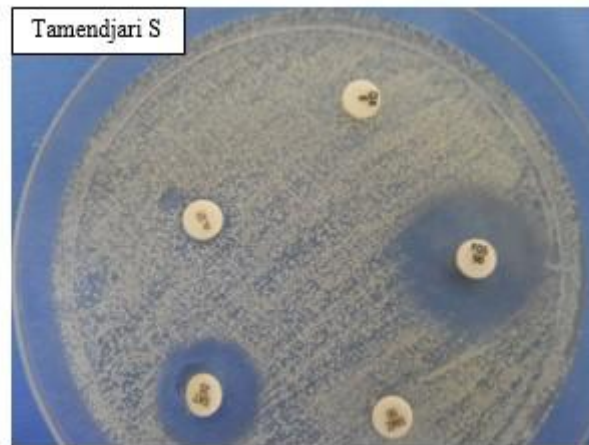


Figure 51 : Résultats de l'antibiogramme (Photo personnelle)

Tableau 30 : Fréquence de résistance et de sensibilité des *S. aureus* isolés envers les antibiotiques testés

Antibiotiques	Ovin (12)	Poulet (7)	Dinde (10)	Total (29)
<b>Pénicilline <sup>a</sup></b>	12 (100%)	7 (100%)	10 100%	29 (100%)
<b>Céfoxitine <sup>g</sup></b>	0 (0%)	0 (0%)	0 (0%)	0 (0%)
<b>Gentamycine <sup>f</sup></b>	3 (25%)	2 (28.57%)	0 (0%)	5 (17.24%)
<b>Ofloxacin <sup>g</sup></b>	0 (0%)	1 (14.28%)	1 (10%)	2 (6.89%)
<b>Erythromycine <sup>g</sup></b>	2 (16.66 %)	0 (0 %)	0 (0%)	2 (6.89%)
<b>Lincomycine <sup>g</sup></b>	0 (0%)	0 (0%)	0 (0%)	0 (0%)

Partie expérimentale - Résultats de la partie 2 : Dénombrement des *S. aureus* isolés de carcasses ovines et de viandes blanches, et leurs antibiorésistances

<b>Tétracycline<sup>d</sup></b>	2 (16.66%)	2 (28.57%)	3 (30%)	7 (24.13%)
<b>Fosfomycine<sup>e</sup></b>	0 (0%)	0 (0%)	1 (10%)	1 (3.45%)
<b>Sulfamide-Triméthoprim<sup>f</sup></b>	1 (8.33%)	2 (28.57%)	2 (20%)	5 (17.24%)
<b>Sulfamide<sup>b</sup></b>	10 (83.33%)	7 (100%)	10 (100%)	27 (93.10%)
<b>Acide fusidique<sup>c</sup></b>	3 (25%)	3 (42.85%)	3 (30%)	9 (31.03%)
<b>Chloramphénicol<sup>g</sup></b>	0 (0%)	0 (0%)	0 (0%)	0 (0%)

a,b,c,d,e,f,g degré de significativité.

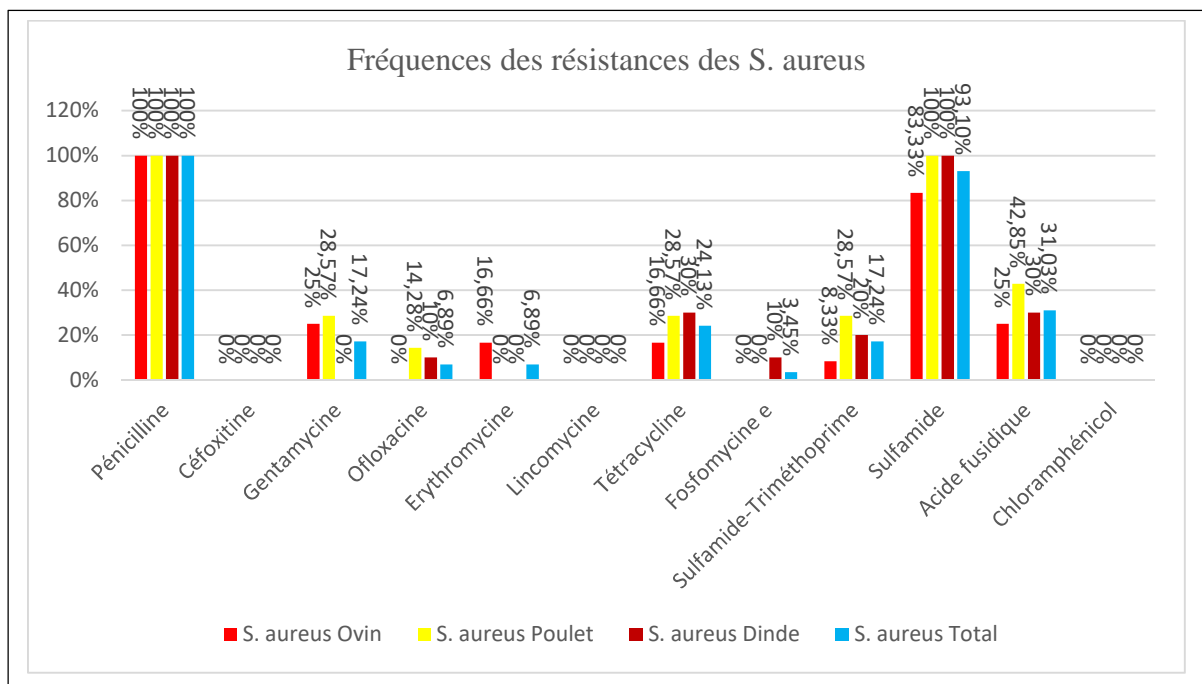


Figure 52 : Histogramme des fréquences de résistances des *S. aureus* isolés des viandes

Partie expérimentale - Résultats de la partie 2 : Dénombrement des *S. aureus* isolés de carcasses ovines et de viandes blanches, et leurs antibiorésistances

### 3.2. Profils de résistance des *S. aureus* envers les antibiotiques testés

Les résultats des profils de résistances des souches *S. aureus* isolés sont présentés dans le tableau 31.

Tableau 31 : Profils de résistance des souches *S. aureus* isolés de viande

Souche	Origine	Phénotype de résistance
S7	Ovine	P/
S8	Ovine	P/SMZ
S9	Ovine	P/E/SMZ
S10	Ovine	P/E/SMZ
S11	Ovine	P
S12	Ovine	P/SMZ
S13	Ovine	P/SMZ
S14	Ovine	P/SMZ
S15	Ovine	P/CN/SMZ
S16	Ovine	P/CN/SXT/SMZ/FC
S17	Ovine	P/CN/TE/SMZ/FC
S18	Ovine	P/TE/SMZ/FC
S19	Poulet	P/CN/OFX/TE/SMZ/FC
S20	Poulet	P/CN/SXT/SMZ/
S21	Poulet	P/SXT/SMZ/FC
S22	Poulet	P/SMZ
S23	Poulet	P/SMZ
S24	Poulet	P/SMZ/FC
S25	Poulet	P/TE/SMZ
S26	Dinde	P/OFX/TE/FOS/SXT/SMZ/FC
S27	Dinde	P/SXT/SMZ
S28	Dinde	P/SMZ
S29	Dinde	P/SMZ
S30	Dinde	P/TE/SMZ
S31	Dinde	P/SMZ
S32	Dinde	P/SMZ
S33	Dinde	P/SMZ
S34	Dinde	P/SMZ/FC
S35	Dinde	P/TE/SMZ/FC

Partie expérimentale - Résultats de la partie 2 : Dénombrement des *S. aureus* isolés de carcasses ovines et de viandes blanches, et leurs antibiorésistances

### 3.3. Degré de rapprochement des souches *S. aureus* isolées

Le degré de rapprochement des souches *S. aureus* isolées de différentes viandes est présenté par un dendrogramme dans la figure 53.

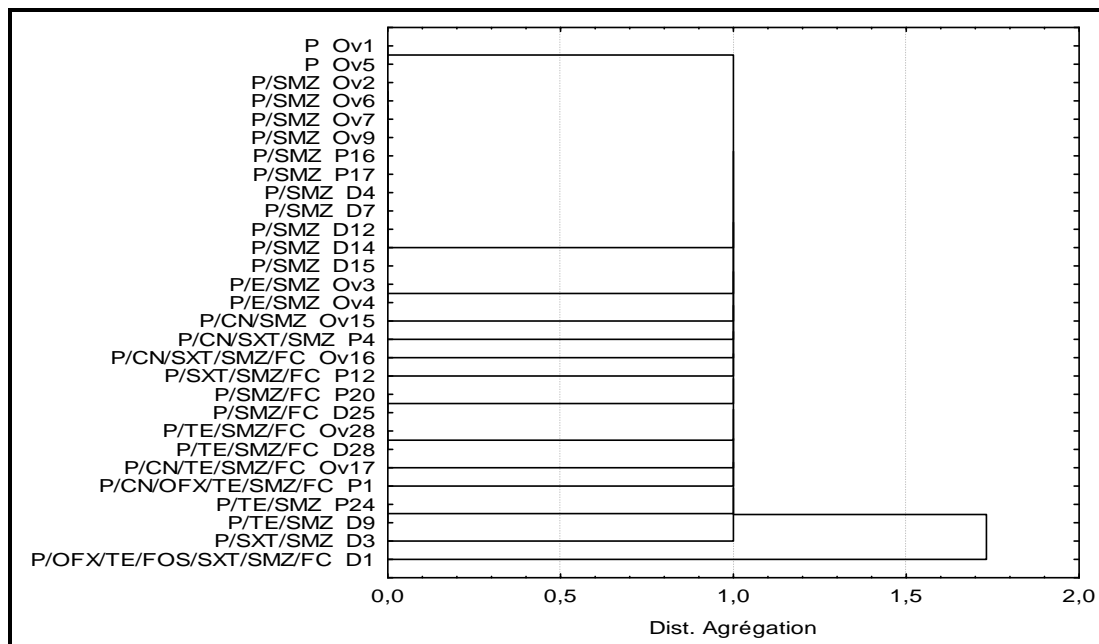


Figure 53 : Degré de rapprochement des *S. aureus* isolés de différentes viandes selon leurs profils de résistances aux antibiotiques

# Interprétation et discussion

## Interprétation et discussion : Partie 1

Le taux de prélèvements contaminés par les Staphylocoques est de 56.03 %, et le taux contaminé par les Staphylocoques à coagulase positive est de 34.48 %.

Il est à noter que ces élevages sont archaïques, d'anciennes bâtisses transformées en élevage ou des constructions avec briques couvertes de ciment sans aucunes traces de la chaux.

Généralement la litière est une couche très fine de paille ou absente, sur un sol cimenté. L'eau est disponible mais très régulée c'est-à-dire n'est pas à volonté, récupéré à partir de puits, de rivière ou de fontaine naturelle et emmagasinée dans de grande citerne mais aucun forage n'a été remarqué.

Les élevages bovins laitiers visités sont dotés de chariots trayeurs, mais la vidange de la mamelle est effectuée à la main.

La contamination microbiologique du lait peut survenir de trois sources, 1) du trayon, 2) de la mamelle, 3) de l'extérieur du trayon et des manipulations effectuée pendant ou après la traite, sur le lait et les équipements de stockage (Robinson, 2002). Il est estimé qu'il y a environ entre 1000 et 10 000 UFC/ml de lait cru lorsque la glande mammaire est en bonne santé (US Food and Drug Administration, 2009 ; Hunt et al., 2011) mais il est difficile d'établir une norme pour définir un microbiote sain (Kuehn et al., 2013).

Le taux de *S. aureus* isolés à partir de nos échantillons est de 26.72 %, nos résultats sont proches de ceux rapportés par Titouche et al. (2019) à Tizi Ouzou (23%) dans le lait cru et les produits laitiers traditionnels, par Chaalal et al. (2018) à l'ouest algérien (30.9 %) dans le lait cru et produits alimentaires, par Asma et al. (2019) à Alger et Boumerdès (31.56 %) dans les laiteries, et ceux rapportés par Sahar et al. (2019) en Egypte (29%) dans le lait et les produits laitiers. Mais de fortes prévalences ont été rapportées en Grèce (47.8 %) par Panagiotis et al. (2019) de fermes laitières mixtes, en Inde (65.55%) par Sukumar et al. 2015 de lait cru de vache et de chèvre, et en Jordanie par Obaidat et al. (2019) (69.2 %) à partir de lait cru de vache, de brebis et de chèvres.

Le taux de prévalence des *S. aureus* isolés de lait cru de chèvre est de 6.89 %, une différence significative ( $p < 0.05$ ) est mise en évidence par le logiciel Statistica (2007) en comparaison avec le taux de prévalence des *S. aureus* isolés de lait cru de vache à Tiaret et à Souk Ahras.

Nos résultats sont similaires à ceux rapportés par Rahimi et al. (2013) (7.5%) et Ekici et al. (2004) (12%) ayant isolés des *S. aureus* à partir du lait de chèvre.

D'autres fortes prévalences ont été rapportées, 31.4 % (Pexara et al., 2016), 62.5 % (Bharathy et al., 2015), 76.9 % (Spanu et al., 2012) et 43.1 % (Cortimiglia et al., 2015). Alors qu'en Suisse, aucune souche de *S. aureus* n'a été isolée de lait de chèvre (Merz et al., 2016).

Les différences de prévalence bactérienne des laits considérés propres à la consommation peuvent être expliquées par plusieurs facteurs comme la diète, les conditions d'hygiène, présence ou absence de litière, le type de litière (Cyrenne et al., 2019), la gestion des animaux (Ateba et al., 2010), la région géographique, la saison, le nombre d'animaux dans la ferme, l'hygiène du lieu et du personnel (Touch et Deeth, 2009). Les pratiques d'élevage appliquées dans chaque pays ainsi que le protocole suivi pour l'isolement des bactéries (Pexara et al., 2016) (Alexopoulos et al., 2011) (Fotou et al., 2011).

La quasi-totalité des *S. aureus* que nous avons isolé sont résistants à la pénicilline (96.77 %), de forts taux de résistance sont rapportés en Algérie, 93.94% (Titouche et al., 2020), 91.3% (Titouche et al., 2019), mais dans d'autres régions, on a rapporté des prévalences inférieures 50.52% (Matallah et al., 2019) (Boumerdès), 63.3% (Chaalal et al., 2018) (Tiaret). D'autres études dans différents pays ont rapporté des prévalences à ne pas négliger, 100 % (Akindolire et al., 2015) (Afrique du Sud) et 100 % (Obaidat et al., 2018) (Jordanie), 71.6 % (Pekana et al., 2018) (Afrique du Sud).

Ce fort taux de résistance à la pénicilline, s'explique par le fait que les vétérinaires injectent en premier lieu cet antibiotique, étant un bactéricide à large spectre, le plus connu, à rappeler que c'est le premier antibiotique qui a vu le jour, et ce aussi, par manque de moyen de diagnostic, et parfois même l'éleveur utilise cet antibiotique sans avis du vétérinaire traitant.

La résistance phénotypique à la céfoxitine est de 22.58 %, alors que le test MRSA a démontré que seul 12.90 % contiennent le gène *mec*, ceci peut s'expliquer par le fait que certaines souches de *S. aureus* sont capables de produire une bonne quantité de Béta-lactamases pouvant ainsi entraver et gêner cet antibiotique.

Ces souches appelées BORSA (Borderline oxacillin-resistant *Staphylococcus aureus*) sont hyper productrices de bêta-lactamases, mal identifiées et ne peuvent être classées ni SASM, ni SARM ce qui constitue une menace épidémiologique et thérapeutique, car les infections

causées par BORSA sont très difficile à traiter même avec de très fortes doses d'oxacilline (Maria et al., 2017).

Le taux de résistance pour les aminoglycosides est de 41.93 % pour la gentamycine, 35.48 % pour l'amikacine et 45.16 % pour la tobramycine. De faibles résistances sont rapportées par Titouche et al. (2019) (0 %), Chaalal et al. (2018) (11 %) et Matallah et al. (2019) (0 %), donc en Algérie, et même au niveau d'autres pays (Akindolire et al., 2015 (8.1 %) ; Pekana et al., 2018 (7.1 %)).

La gentamycine et la kanamycine sont des antibiotiques à usage humain en Algérie, et sont interdits à usage vétérinaire par le ministère de l'agriculture et du développement rural (MADR, 2004), cependant, les formules à usage vétérinaire existent dans d'autres pays notamment en Italie, mais plusieurs de ces antibiotiques gagnent d'une manière illégale le marché du pays.

La résistance envers la Spiramycine et la lincomycine est de 6.45 %, 9.67 % respectivement, de faibles prévalences sont rapportées aussi par plusieurs auteurs en Algérie (Titouche et al., 2019 ; Titouche et al., 2020 ; Chaalal et al., 2018 ; Matallah et al., 2018) et à l'étranger, mais d'autres auteurs en Afrique ont rapporté des taux élevés allant de 50 % à 100 % de résistance envers les macrolides (Akindolire et al., 2015 ; Pekana et al., 2018 ; Belhadj et al., 2019).

La résistance envers l'ofloxacine est de 16.12 %, et elle est de 19.35 %, envers le sulfaméthoxazol associé à la triméthoprimine. Plusieurs études en Algérie ont rapporté des prévalences de résistance proches ou inférieures envers ces deux antibiotiques, (Titouche et al., 2020 ; Titouche et al., 2019 ; Chaalal 2018 ; Matallah et al., 2019), cela s'explique par le fait que ces molécules sont nouvellement connues dans le domaine vétérinaire en Algérie et surtout utilisées en aviculture, elles sont coûteuse et peu utilisées. Néanmoins d'autres auteurs ont rapporté des prévalences supérieures.

Les tétracyclines sont des bactériostatiques bien connus par les vétérinaires algériens, surtout utilisés lors des infections de la glande mammaires chez bovins sous forme d'injection intramammaire, le taux de résistance envers ces antibiotiques est de 41.93 %, ce taux est proche de celui rapporté par Titouche et al. (2019) (47.8 %) en Algérie et Panagiotis et al. (2019) (43.8 %) en Grèce.

Chaalal et al. (2018) et Matallah et al. (2019) ont rapporté des taux inférieurs en Algérie, 12.4 % et 5.26 % respectivement. Pexara et al. (2016) et Papadoulous et al. (2019) ont rapporté 0 % et 4 % de résistance, respectivement, en Grèce.

En Egypte, en Afrique du sud et en Jordanie, des taux dépassant 60 % de résistance ont été rapportés (Sahar et al., 2019 ; Akindolire et al., 2015 ; Obaidat et al., 2018).

Les *S. aureus* isolés ont une résistance relativement faible envers le Chloramphénicol (6.45 %), nos résultats sont proches de ceux rapportés en Algérie (Titouche et al., 2019 ; Titouche et al., 2020 ; Matallah et al. 2019), ces taux faibles sont dus à la prohibition de cet antibiotique en Algérie comme dans plusieurs pays dans le monde, car il est moins toléré et provoque une aplasie médullaire (Dorosz et al., 2011).

La fosfomycine, l'acide fusidique et la novobiocine, sont des antibiotiques utilisés en médecine humaine, le taux de résistance est de 41.93 %, 67.74 % et 3.22 % respectivement.

Nous avons testé la résistance des souches isolées envers certains antibiotiques utilisés en médecine humaine alors qu'ils sont interdits en médecine vétérinaire ou sont complètement prohibés dans le pays, ceci a pour objectif d'évaluer leurs degrés de résistance. Logiquement, il n'aura pas de résistance envers ces antibiotiques, mais les souches de *S. aureus* peuvent contaminer et infecter les humains ou vice-versa, donc le recours à ces antibiotiques d'où l'importance de cette évaluation, et en ce qui concerne les antibiotiques prohibés en Algérie, comme le chloramphénicol, certaines personnes l'utilisent malheureusement, pour les bons résultats obtenus lors du traitement.

Certains auteurs ont rapporté des taux faibles de résistance 1.9 % (Chaalal et al., 2018), 1.4 % (Titouche et al., 2019), 0 % (Wang et al., 2018), mais d'autres auteurs ont rapporté que les résistances sont fréquentes (Navas et al., 1990 ; Kahan et al., 1974 ; Castañeda-García et al., 2013).

Nous avons noté que 80.64 % des souches isolées sont résistantes à au moins trois familles d'antibiotiques, elles sont multi-résistantes selon la définition du CLSI. Aucun isolat n'est sensible à tous les antibiotiques. Nos résultats diffèrent de ceux rapportés dans certaines études en Algérie, Chaalal et al. (2018) ont rapporté que 33.3 % des souches isolés de lait cru et de viande sont multirésistantes avec 45.7 % de résistance envers un seul antibiotique et 20 % de sensibilité à tous les antibiotiques. Matallah et al. 2019 et Titouche et al. (2019) ont rapporté que 3.15 % et 23.18 % des souches isolées sont multi-résistantes. Des résultats similaires sont

rapportés en Italie (60.58 %) (Giacinti et al., 2018) et en Russie (67.1 %) (Arte'ma et al., 2016). Cette multi-résistance est due à l'utilisation abusive et non raisonnée des antibiotiques pour les traitements en médecine humaine et animale, ou utilisés comme facteurs de croissance au niveau des élevages (Ruiz et al., 2017).

La plupart des *S. aureus* isolés sont producteurs de Béta-lactamase (90.32 %). Nos résultats diffèrent de ceux rapportés par d'autres auteurs ayant annoncé des prévalences allant de 33.8 % jusqu'à 60 % (Oncel et al., 2004 ; Paludi et al., 2011 ; Serieys et al., 2005). Cette forte proportion peut être due à l'utilisation fréquente de la pénicilline au niveau de ces fermes, à noter que certains éleveurs peuvent se procurer certains antibiotiques sans avis médical, ni ordonnance, et l'existence de ce type de souches au niveau des élevages peut s'avérer problématique lors de traitement des infections causées par ce germe. L'émergence de ce type de *S. aureus* dans l'environnement doit être surveillée (Hryniewicz et al., 2017).

Quatre souches de SARM ont été isolées (3.44 %), soit 12.9 % des *S. aureus* isolés sont résistants à la méthiciline, deux souches à partir du lait de vache à Tiaret et deux autres à partir du lait de chèvre. Peu d'études ont rapporté de la prévalence des SARM en Algérie, et nos résultats sont proches de ceux rapportés par ces auteurs, Chaalal et al. (2018) ont rapporté une prévalence de 5.25 % de SARM dans le lait est certains produits alimentaires, Titouche et al. (2019) ont rapporté 4.1 % de SARM dans le lait cru et produits laitiers traditionnels et Titouche et al. (2020) ont rapporté 4.81 % de SARM dans le lait cru et d'autres produits alimentaires, mais à notre connaissance aucune étude n'est portée sur le lait de chèvre. L'émergence des SARM en Algérie est une réalité, au niveau des hôpitaux (Ouchenan et al., 2011 ; Djahmi et al., 2013 ; Patrick et al., 2015) ou en dehors des hôpitaux.

La CMI de l'oxacilline envers les SARM est comprise entre 64 µg/ml et 256 µg/ml, une CMI supérieure à celles rapportées par plusieurs auteurs qui ont isolé des *S. aureus* dans différentes denrées alimentaires (Tableau 32).

Tableau 32 : Comparaison des prévalences, Origine et CMI des SARM isolés

Etude	Souche SARM %	Origine	CMI (µg/ml)
Notre étude	2.29	Lait cru de vache	64 – 256
Notre étude	6.89	Lait cru de chèvre	16
Moreno-Grúa et al (2018)	12.5	Lapins commerciaux	8 – 256
Krupa et al. (2014)	0.8	Viande de poulet	64

Andera et al. (2011)	37.2	Poulet et produits d'origine de poulet	4 – 32
Moon et al (2007)	2.8	Lait de mammite	4 – 256
Lee (2003)	6.41	Aliments d'origine animale	2 – 128

## Interprétation et discussion : Partie 2

Le taux de contamination de nos échantillons par les *S. aureus* est de 35.55 %, soit 40 % pour les viandes ovines, 23.33 % pour les viandes de poulet et 33.33 % pour les viandes de dinde avec une différence significative ( $p = 0.05$ ) entre ces échantillons.

Nos résultats sont proches des prévalences rapportées en Algérie par d'autres auteurs ayant travaillé sur la viande de poulet 46.66 % (Guerguab et al., 2014), sur les viandes crues et merguez 29.46% (Achek et al., 2018) et sur la viande crue 29.4 % (Chaalal et al., 2018), ou encore au Ghana (34%) sur les viandes prêtes à manger (Frederick, 2020), en Corée (33.2%) (kim et al., 2020) et Combodia (38.2%) (Rortana et al., 2020) pour les viandes de poulet et en Turquie (21.23%) (Sanlibaba et al., 2022) pour les viandes crues rouges. Cependant de basses prévalences sont rapportées par Aggad et al. (2014) (8.3%) et Titouch et al. (2020) (7.05%) ayant travaillé sur la viande hachée en Algérie, 14.4 % en Italie par Basasini et al. (2017) pour les viandes en détail, et 10.58% en Iran pour les viandes ovines (Baghbaderni et al., 2020). Au Bangladesh, une forte prévalence (54.9%) est rapportée sur les viandes de poulet congelées (Parvin et al., 2021).

Le muscle est stérile, mais pour qu'il devienne viande, il faudrait le travailler et il lui faudrait du temps, ce temps favorable à la transformation et à la maturation, est favorable aussi pour les contaminations d'autant plus que la viande est manipulée. Ces contaminations sont inévitables lors d'abattage, lors de l'éviscération par les mains des travailleurs, par les équipements, par l'eau utilisée et éventuellement par le contenu du réservoir digestif.

La charge moyenne de contamination par les Staphylocoques à coagulase positive est de  $3.9 \times 10^3$  UFC/cm<sup>2</sup>, soit  $3.6 \log_{10}$  UFC/g, pour les carcasses ovines, et 100% des carcasses échantillonnées ont dépassé la charge de contamination tolérée par la réglementation algérienne qui est de  $[10^2 - 10^3]$  UFC/g (JORAD, 2017).

Les charges moyennes de contamination par les Staphylocoques à coagulase positive pour la viande de poulet et de dinde sont  $2.2 \times 10^3$  UFC/g ( $3.34 \log_{10}$  UFC/g) et  $1.9 \times 10^3$  UFC/g ( $3.28 \log_{10}$  UFC/g) respectivement, soit 100 % des échantillons sont dans les normes algériennes.

Mais selon la réglementation européenne qui fixe à 5000 UFC/g pour les pièces de volaille (Afssa, 2006) et à 1000 UFC/g pour les volailles et les découpes de volaille depuis 2020 (FCD, 2019) nos échantillons ne sont pas dans les normes.

Nos résultats sont plus élevés que ceux rapportés par Djenidi (2016) et Hamoudi et al. (2013), ayant rapporté que la charge moyenne des Staphylocoques et des Staphylocoques à coagulase positive sur les carcasses ovines et les carcasses bovines sont de  $2.22 \log_{10}$  UFC/cm<sup>2</sup> à Sétif, et de  $2.15 \log_{10}$  UFC/cm<sup>2</sup> à Tiaret, respectivement, en Algérie.

Nos résultats sont inférieurs à ceux rapportés par Akermi et al. (2020) ( $4.09 \log_{10}$  UFC/g) à l'ouest d'Algérie, mais supérieurs à ceux rapportés par Guerguab et al. (2014) ( $1.08 \log_{10}$  UFC/g) à Biskra en Algérie, et par Sarhane et al. (2014) ( $2.67 \log_{10}$  UFC/g) au Maroc, dans les viandes de poulet contaminées par les *S. aureus*.

La charge moyenne de Staphylocoques à coagulase positive ayant contaminé les viandes de dinde est de  $3.28 \log_{10}$  UFC/g, ce résultat est supérieur à celui rapporté par Hamiroune et al. (2017) ( $2.02 \log_{10}$  UFC/g) à Alger, Algérie.

Certains auteurs ayant travaillé sur des viandes rouges, ont rapporté des charges bactériennes supérieures à nos résultats que ce soit pour les Staphylocoques, les Staphylocoques à coagulase positive ou les *S. aureus* (Gebeyehu et al., 2013 ( $5.5 \times 10^5$  UFC/g) ; Teshome et al., 2019 ( $5.4 \log_{10}$  UFC/g) ; Hachemi et al., 2019 ( $5.26 \log_{10}$  UFC/g)) alors que d'autres ont rapporté des charges inférieures (Hamiroune et al., 2017 ( $2.02 \log_{10}$  UFC/g) ; Dib et al., 2019 ( $2.18 \log_{10}$  UFC/g) ; Boukili et al., 2019 ( $1.3 \log_{10}$  UFC/g)).

Ces différences de charges bactériennes d'un pays à l'autre ou d'une région à une autre, dépendent des méthodes utilisées au niveau des ateliers de transformation, entre autre les abattoirs, le respect des dispositions générales, mais aussi de la formation du personnel pour le respect des bonnes pratiques, qui pourrait éviter d'engendrer des contaminations directes ou indirectes qui augmentent la charge bactérienne.

Bien que ces contaminations sont inévitables, mais il est possible de les réduire, d'ailleurs il a été remarqué à l'abattoir que les carcasses sont travaillées par terre, pas de

séparation des secteurs (propres/souillés), pas de respect de la marche en avant et les égorgeurs n'ont pas de tenues spécifiques. Au niveau des boucheries, on a remarqué que les bouchers ne portent pas de gants, pas de blouse ou des blouses tachées de sang, pas de charlotte, utilisation d'un même matériel pour toutes les viandes, et sur des surfaces en bois comme les portions de troncs d'arbre pour le découpage et la préparation des viandes, surfaces qui laissent incruster les bactéries, d'ailleurs même si le froid est respecté, mais il n'assainit pas l'aliment. Toutes ces conditions de transformation et de préparation des viandes, font que la contamination initiale soit augmentée surtout par rapport à la réglementation des pays développés. En plus, certaines études ont rapporté que les Staphylocoques à coagulase positive ne commencent à provoquer des toxi-infections alimentaires et produire des toxines libres dans l'aliment qu'à partir de  $10^5$  UFC/g d'aliment (Ciupescu et al., 2018).

Les prévalences de résistances (Tableau 30) les plus élevées sont observées pour la Pénicilline (100%) et les Sulfamides (93.10%) suivi d'Acide Fusidique (31.03%), de Tétracycline (24.14%), de Sulfamide-triméthoprime (17.24%) et de Gentamycine (17.24%).

Nos résultats sont en accord avec ceux de Achek et al. (2018) et Titouch et al. (2020) sur la viande de poulet, viande hachée et autres aliments, rapportant de forts taux de résistance envers la Pénicilline, ceci est due peut être à l'utilisation abusive de cet antibiotique dans ces régions. Des prévalences inférieures sont rapportées par d'autres auteurs ayant travaillé sur les différentes viandes en Algérie (Hachemi et al., 2019, Challal et al., 2018), en Turquie (Sanlibaba et al., 2022), en Bangladesh (Parvin et al., 2021), en Iran (Baghbaderani et al., 2020) et en Corée (Kim et al., 2020).

Un fort taux de résistance est inquiétant aussi pour les sulfamides (93.10%), car ces antibiotiques sont très utilisés en élevage avicole. Pour l'acide fusidique, les sulfamides-Triméthoprimes et la gentamycine, des taux inférieurs sont enregistrés aussi par certains auteurs en Algérie ou dans le monde (Achek et al., 2018 ; Hachemi et al., 2019 ; Islam et al., 2019 ; Titouch et al., 2020 ; Kim et al., 2020 ; Parvin et al., 2021). Ces antibiotiques sont surtout utilisés en médecine humaine, mais d'autres auteurs ont rapporté des taux plus élevés (Sanlibaba et al., 2022 ; Baghbaderani et al., 2020). Des résistances plus basses sont observées pour la fosfomycine, l'Ofloxacin et l'Erythromycine, et aucune résistance n'a été observée pour la Céfoxitine, la lincomycine et le Chloramphénicol. Certains de ces antibiotiques ne sont pas utilisés en médecine vétérinaires, et d'autres peu connus par la communauté pour l'automédication alors que d'autres sont interdits en Algérie comme le Chloramphénicol. Mais

d'autres pays ont enregistré des prévalences un plus élevées pour ces antibiotiques (Sanlibaba et al. 2022, Farnush et al. 2019, Kim et al. 2020).

Il est à noter qu'il existe 14 phénotypes différents de résistance, 55.17% ont une résistance multiple, 37.93 % ont une résistance double et 6.89% ont une seule résistance envers les antibiotiques testés (CLSI, 2008).

Dans plusieurs études, une grande partie des souches de *S. aureus* isolées de viandes rouges ou blanches se sont également révélées multirésistantes (Abdallahman et al., 2015 ; Fox et al., 2017 ; Li et al., 2017 ; Normanno et al., 2015). Les animaux d'élevage pourraient constituer une niche écologique importante pour l'émergence de *S. aureus* multirésistants, puisque l'utilisation massive d'antibiotiques pour le traitement, la prévention des maladies ou la promotion de la croissance fournit les contraintes évolutives nécessaires (Yan et al., 2014). En outre, en ce qui concerne les infections publiques, un pathogène multirésistant est une préoccupation émergente dans tout type de viande (Peternel et al., 2014).

## Discussion générale

La prévalence de *S. aureus* dans le lait cru dépend de la région géographique, de la saison, du nombre d'animaux dans la ferme et de l'hygiène du lieu et du personnel (Touch et Deeth, 2009), et les souches retrouvées dans le lait sont généralement différentes et/ou endémiques à la ferme et à la région dans laquelle elles ont été isolées (Piccinini et al., 2010 ; Proietti et al., 2010). Elles peuvent provoquer des mammites qui sont un défi mondial, et entraîner des pertes financières pour l'industrie laitière en raison de la mauvaise qualité du lait, des coûts de traitement et d'une infection ultérieure des vaches (Schroeder, 2012 ; Hennekinne et al., 2012). D'ailleurs, c'est l'une des principales sources de mammites chez les vaches laitières (Dufour et al., 2012 ; Zecconi et Scali, 2013). Il est rapporté que 10 à 40% des cas de mammites sont causés par cette bactérie (Kateete et al., 2013 ; Basanisi et al., 2017 ; Liu et al., 2017) ainsi que les cas d'intoxications alimentaires chez l'homme (Hennekinne et al., 2012). En plus, le lait cru contaminé au niveau de l'exploitation peut entraîner des problèmes ultérieurs tout au long de la chaîne alimentaire (Jakobsen et al., 2011 ; Rola et al., 2016). Dans ces exploitations laitières, les antibiotiques sont utilisés soit pour traiter les mammites cliniques ou subcliniques, ainsi que d'autres infections, ou à titre préventif entre autre pendant le tarissement,

La thérapie antimicrobienne est une stratégie importante pour le contrôle des mammites et des infections humaines (Gomes et Henriques, 2016), mais l'utilisation d'antibiotiques au niveau des exploitations laitières et des systèmes de production d'animaux destinés à l'alimentation constitue une préoccupation majeure dans l'émergence de bactéries pathogènes zoonotiques résistantes (Piddock, 1996).

Bien que différentes classes d'antibiotiques soient utilisées en médecine humaine et animale, la résistance à une classe d'antibiotiques peut entraîner une résistance croisée à une autre classe (Piddock, 1996). Ainsi l'émergence de souches de *S. aureus* résistantes aux antibiotiques au niveau des animaux d'élevage pose un problème potentiel de santé publique, d'autant plus que c'est une cause fréquente de mammites chez les vaches laitières (Trinidad et al., 1990 ; Turkyilmaz et al., 2010 ; Vanderhaeghen et al., 2010 ; Varshney et al., 2009 ; Virgin et al., 2009 ; Waage et al., 1999).

Les souches de *S. aureus* entre autre les SARM, présentent souvent une résistance à de multiples classes d'agents antimicrobiens, ce qui réduit les options de traitement pour les vétérinaires (Gomes et Henriques, 2016), à noter que ces SARM sont une cause majeure d'infections nosocomiale et communautaire (Klein et al., 2007). Leurs présences dans le lait

pose un risque potentiel pour les travailleurs agricoles, les vétérinaires, et même pour les animaux d'élevage exposés, d'où l'importance de surveiller l'émergence de ces agents pathogènes résistants dans les réservoirs animaux, et en particulier, ceux qui ont un potentiel zoonotique.

L'abattoir constitue l'un des principaux points critiques pour la qualité hygiénique de la viande, il est donc impératif de minimiser la contamination microbienne. En Algérie et à Souk Ahras, en particulier, il est important d'apporter des améliorations concernant l'assainissement, les installations, les équipements, le fonctionnement et la formation du personnel à ce niveau, dont un comportement déplorable en matière d'hygiène peut mettre en danger la santé du consommateur.

Le contrôle d'hygiène et l'inspection au niveau des abattoirs, premier maillon de la chaîne de transformation des animaux en viandes, est indispensable pour assurer la sécurité des consommateurs. En Algérie, la qualité de la carcasse est appréciée par une inspection visuelle et des incisions à des régions anatomiques précises par le vétérinaire inspecteur, ainsi les carcasses présentant des lésions pathologiques sont saisies et éliminées de la chaîne alimentaire.

En revanche, l'existence et l'application de la réglementation régissant le contrôle des conditions d'hygiène dans les abattoirs et des carcasses n'est pas appliquée.

La viande est traditionnellement considérée comme un véhicule pour de nombreuses maladies d'origine alimentaire et surtout à cause des défauts d'hygiène (Salifou et al., 2013 ; Fosse et al., 2006). C'est une denrée alimentaire hautement périssable, dont la qualité hygiénique dépend, de la contamination pendant les opérations d'abattage, de découpe, de refroidissement, de stockage et de la distribution (Salifou et al., 2013 ; El Hadeff et al., 2005). Lors de ces étapes des risques imminents pour le consommateur si certaines actions ne sont pas appliquées, ajouté à cela l'absence ou le non-respect de la chaîne de froid qui constituent des facteurs potentiels de contamination des viandes.

Outre les cas d'intoxications alimentaires provoqués, les agents pathogènes isolés de denrées alimentaires d'origine animale, sont résistants aux antibiotiques. Il est rapporté que de nombreuses intoxications alimentaires associées à *S. aureus* sont dues à des *S. aureus* multirésistants y compris *S. aureus* résistant à la méthicilline (Johler et al., 2015 ; Jans et al., 2017). Ainsi, l'utilisation des antibiotiques sur les animaux destinés à l'alimentation humaine fait l'objet de préoccupation et de débats complexes au sein de la communauté scientifique, car

les *S. aureus* ont la capacité d'être transférés aux produits dérivés et être consommés, ils peuvent développer une virulence accrue et limiter le choix de traitement, et enfin une possibilité importante de contracter des infections par ces souches résistantes (Doyle et Erickson, 2006). En plus, leur pathogénicité est liée à leur grande hétérogénéité génotypique et phénotypique, ce qui résulte d'une capacité extraordinaire d'échanger du matériel génétique par le biais d'éléments génétiques mobiles appelé SCC, et de nombreux facteurs de virulences (Cunha et al., 2006). Il a été constaté que ces bactéries pathogènes d'origine alimentaire provenant de système d'exploitation conventionnelle sont plus résistantes que celles provenant des systèmes d'élevage traditionnelle (Jacob et al., 2008).

En fait, l'utilisation des antibiotiques est importante pour le traitement des maladies infectieuses chez l'homme et l'animal. Ces molécules élaborées par certaines bactéries et/ou champignons spécifiques, synthétisés ou modifiées par des scientifiques pour augmenter leurs effets (Salysers et Whitt, 2005), ont un mécanisme d'action différent, mais un seul résultat, l'inactivation ou la destruction des bactéries pathogènes (Bhunia, 2008 ; Franco et al., 2009 ; Allen et al., 2014 ; Sharma et al., 2013). Mais une mauvaise utilisation et/ou une utilisation abusive, peut amener ces bactéries à développer une insensibilité et une résistance contre ces molécules même dans un environnement extrêmement concentré (Gabani et al., 2012 ; Woappi et al., 2013, Woappi et al., 2016). Ce phénomène ou une exposition à des périodes répétées sont prévalents au cours de ces dernières décennies , ce qui a engendré l'évolution de bactéries résistantes aux antibiotiques (Bhunia, 2008 ; Gabani et al., et al., 2012 ; Woappi et al., 2013, 2016 ; Berman et Riley, 2013 ; Wellington et al., 2013), et le plus dangereux c'est qu'elles apparaissent comme des agents pathogènes dans la chaîne alimentaire allant de l'exploitation agricole et des élevages jusqu'à la denrée alimentaire consommée.

Le *S. aureus* est considéré comme une cause importante de zoonose et la transmission potentielle du SARM entre le bétail et l'homme par contact étroit, manipulation et/ou consommation d'aliments d'origine animale infectés par *S. aureus* (Kateete et al., 2013 ; Song et al., 2015 ; Pereyra et al., 2016). Le site l'infection des troupeaux laitiers et la contamination du lait cru par *S. aureus*, notamment ceux exprimant un phénotype MDR reste un important problème de santé publique (Cavicchioli et al., 2015 ; Wang et al., 2016). Le danger sur la santé publique causée par cette bactérie s'est manifesté par de grandes épidémies d'intoxications alimentaires dont l'une enregistrée au Japon, impliquant 13 420 personnes (Asao et al., 2003 ; Hennekinne et al., 2012), à noter que, des infections et des intoxication alimentaires attribuées

à des produits laitiers contaminés par *S. aureus* sont fréquemment signalées dans le monde dont la Chine (Rong et al., 2017).

Le SARM est considéré comme une cause majeure d'infections nosocomiales et communautaires, de plus, les produits animaux contaminés et les produits dérivés sont une source potentielle de SARM acquis dans la communauté (Gopal et Divya, 2017). Récemment, l'isolement de SARM dans le lait cru et les produits laitiers a été signalé dans le monde entier (Rola et al., 2016 ; Tarekgne et al., 2016 ; Basanisi et al., et al., 2017) d'où la nécessité de contrôler les agents pathogènes traditionnels, émergents et réémergents est de règle, surtout qu'une contamination croisée peut avoir lieu entre les animaux, l'animal et la denrée alimentaire ou entre les denrées alimentaires.

# Conclusion

## Conclusion

Notre étude est la première à avoir étudié la présence des *S. aureus* sur le lait de chèvre, et a rapporté la présence de SARM dans ce lait pour la première fois en Algérie. La présence de souches multirésistantes des *S. aureus* et des SARM dans les denrées alimentaires est une question préoccupante, qui nécessite un suivi continu et sérieux. Et d'autre part, notre étude montre l'importance de la contamination des carcasses ovines au niveau de l'abattoir communal, et les viandes de poulet et de dinde au niveau de certaines boucheries par les Staphylocoques, les Staphylocoques à coagulase positive et les *S. aureus*.

Ces bactéries d'origine humaine et/ou animale sont un indicateur d'hygiène et un pathogène à ne pas négliger puisque la contamination se fait au niveau des élevages et/ou lors des étapes de transformation soit par l'animal ou par les professionnels du métier. Ce travail apporte des informations précieuses sur la qualité hygiénique des laits et des viandes qui sont une cause importante de toxi-infections alimentaires et de toxi-infections alimentaires collectives et il est primordial de sensibiliser et de former les professionnels de la filière viande à respecter les bonnes pratiques d'hygiène au niveau de cette région afin de réduire les contaminations par les bactéries pathogènes.

De plus, des souches isolées sont résistantes à plusieurs antibiotiques, et de fortes prévalences de résistance sont inquiétantes pour la pénicilline et les sulfamides, d'où la nécessité d'une utilisation rationnelle des antibiotiques, et d'une interdiction de leur utilisation non contrôlée par les éleveurs sans prescription vétérinaire, ainsi que par la surveillance de l'évolution de ces souches pathogènes et résistantes envers les antibiotiques.

# Recommandations

## Recommandations

Afin de produire une denrée d'origine animale de qualité meilleure sous tous ses aspects, de mieux contrôler et de mieux gérer l'émergence des souches pathogènes et résistantes aux antibiotiques, il faudrait un travail de groupe, car cette mission n'est pas une responsabilité d'une seule catégorie de professionnels mais une responsabilité de tous et ce depuis l'étable à la table et même en dehors de ces frontières, à titre d'exemple l'automédication dans la communauté humaine et/ou animale.

Les recommandations annoncées peuvent avoir un impact significatif positif sur la qualité hygiénique des denrées alimentaires d'origine animale :

L'éleveur est l'un des principaux agents de cette sphère, c'est pour ce, ils doivent être formés pour améliorer les conditions d'élevage, l'hygiène et les bonnes pratiques de la traite et de la conservation des produits dans des conditions adéquates.

Apporter un bien-être aux animaux et essayer d'éviter tout stress, une des priorités que l'OMSA a énoncé en septembre 2022 pour les perspectives d'ici 2025, et ce par absence de faim, de soif et de malnutrition, absence de peur et de stress, absence de stress physique ou thermique, absence de lésions, de douleur ou de maladies et possibilité pour l'animal d'exprimer les comportements normaux de son espèce.

Les professionnels de la filière viande, au niveau des élevages, abattoirs ou boucherie doivent être formés à utiliser les bonnes pratiques d'hygiène.

Les vétérinaires qui ont un rôle important dans cette filière doivent apporter leurs aides, et ce par la vulgarisation scientifique de ces professionnels, et utilisation rationnelle des médicaments, car les antibiotiques sont un bien public mondial comme annoncés par l'OMSA et les vétérinaires constituent une grande partie de la solution pour une utilisation raisonnée et faire passer l'information aux éleveurs, et ce afin de garder leurs efficacités.

Organisation de journées scientifiques pour une meilleure évolution et une actualisation des informations scientifiques, comme l'association des antibiotiques afin d'éviter l'émergence et la réémergence de souche pathogène résistantes.

Le transport des animaux dans de bonnes conditions et éviter au tout stress qui peut influencer négativement sur la qualité de la viande.

Transport des carcasses dans de bonnes conditions hygiéniques et frigorifiques.

Stockage et travail des carcasses en respectant les bonnes pratiques d'hygiène.

Vulgarisation et information du consommateur à être plus exigeant en matière d'hygiène et de qualité sanitaire.

Vulgarisation de la communauté sur l'utilisation inappropriée des médicaments en général et les antibiotiques en particulier

Traçabilité des médicaments à usage vétérinaire et mise au point d'instance de surveillance et des organismes de contrôle pour la vente des médicaments.

Nettoyer et désinfecter les machines à traire ou les chariots trayeurs après chaque utilisation et à la fin d'utilisation.

Nettoyage et désinfection de tous matériels utilisés au niveau de l'élevage, en contact avec l'éleveur, avec l'animal ou avec la denrée alimentaire, dans notre cas, le lait.

Analyser les points critiques au niveau de la chaîne de production que ce soit au niveau de l'élevage ou au niveau de l'abattoir, et pallier à leurs défauts afin d'éviter toute contamination dans le cadre du possible et tout développement bactérien.

Les institutions qui gèrent ce domaine doivent organiser cette filière pour une meilleure maîtrise et ce par :

Identification du cheptel national, et ce pour une meilleure traçabilité et contrôle de déplacements,

Faire respecter les normes d'élevage, les normes de production, de transformation, de transport et de vente.

Suivre la production et la qualité de la production, ceci peut être effectué en combinaison avec l'association de protection du consommateur.

Un meilleur contrôle des ventes de médicaments,

Sensibilisation et formation des professionnels de ce métier de toute catégorie,

Création de cellule sanitaire de suivi de l'antibiorésistance des souches isolées de denrées alimentaires,

Création d'un réseau d'information entre les laboratoires et les vétérinaires praticiens.

## Références bibliographiques

## Références bibliographiques

1. ABD EL HALEM, S. G. 2019. Prevalence and antibiotic resistance of *Staphylococcus aureus* isolated from raw milk and dairy products collected from Alexandria, Egypt. *Alexandria Journal of Food Science and Technology*, 16, 25-33.
2. ABDALRAHMAN, L. S., STANLEY, A., WELLS, H. & FAKHR, M. K. 2015. Isolation, virulence, and antimicrobial resistance of methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* (MRSA) and methicillin sensitive *Staphylococcus aureus* (MSSA) strains from Oklahoma retail poultry meats. *International Journal of Environmental Research and Public Health*, 12, 6148-6161.
3. ABDELHANINE, A., BENSID, A., BENABDELHAK, A. C., FATIMA, A.-Y. & DERGAL, N. B. 2020. First report on tuberculosis based on slaughterhouse data in Bejaia province, Algeria: A retrospective 10-year survey. *Kocatepe Veterinary Journal*, 13, 118-124.
4. ABERLE, E., FORREST, J., GERRARD, D., MILLS, E., HEDRICK, H., JUDGE, M. & MERKEL, R. 2001. Conversion of muscle to meat and development of meat quality. *Principles of meat science*, 83-108.
5. ACCESS SCIENCE EDITORS. 2017. Access Science Editors (January 2017). U.S. Bans Antibiotics Use for Enhancing Growth in Livestock. <https://doi.org/10.1036/1097-8542.BR0125171>
6. ACHEK, R., HOTZEL, H., CANTEKIN, Z., NABI, I., HAMDI, T. M., NEUBAUER, H. & EL-ADAWY, H. 2018. Emerging of antimicrobial resistance in staphylococci isolated from clinical and food samples in Algeria. *BMC research notes*, 11, 1-7.
7. ADAM, A. C., RUBIO-TEXEIRA, M. & POLAINA, J. 2005. Lactose: the milk sugar from a biotechnological perspective. *BFSN*, 44, 553-557.
8. ADAMS, M., MOSS, M. & MCCLURE, P. 2008. Bacterial agents of foodborne illness—*Staphylococcus aureus*. *Food Microbiology*, 252-256.
9. ADZITEY, F., EKLI, R. & ADUAH, M. 2020. Incidence and antibiotic susceptibility of *Staphylococcus aureus* isolated from ready-to-eat meats in the environs of Bolgatanga Municipality of Ghana. *Cogent Environmental Science*, 6, 1791463.

10. AFSSA. 2006. AGENCE FRANÇAISE DE SECURITE SANITAIRE DES ALIMENTS. Saisine n° 2007-SA-0174. Les références applicables aux denrées alimentaires en tant que critères indicateurs d'hygiène des procédés.
11. AKERMI, A., OULD, A. & AGGAD, H. 2019. BACTERIOLOGICAL STATUS OF CHICKEN MEAT IN WESTERN ALGERIA. LUCR RI TIIN IFICE, 5.
12. AKINDOLIRE, M., BABALOLA, O. & ATEBA, C. 2015. Detection of Antibiotic Resistant Staphylococcus aureus from Milk: A Public Health Implication. International Journal of Environmental Research and Public Health, 12, 10254-10275.
13. ALEXOPOULOS, A., KIMBARIS, A., PLESSAS, S., MANTZOURANI, I., THEODORIDOU, I., STAVROPOULOU, E., POLISSIOU, M. & BEZIRTZOGLU, E. 2011. Antibacterial activities of essential oils from eight Greek aromatic plants against clinical isolates of Staphylococcus aureus. Anaerobe, 17, 399-402.
14. ALIBAYOV, B., BABA-MOUSSA, L., SINA, H., ZDE KOVÁ, K. & DEMNEROVÁ, K. 2014. Staphylococcus aureus mobile genetic elements. Molecular biology reports, 41, 5005-5018.
15. ALLEN, H. K., TRACHSEL, J., LOOFT, T. & CASEY, T. A. 2014. Finding alternatives to antibiotics. Annals of the New York Academy of Sciences, 1323, 91-100.
16. ALSTON-MILLS, B. & JENSEN, R. 1995. Nonprotein nitrogen compounds in bovine milk. Handbook of Milk Composition. Academic press, San Diego, 468-472.
17. AMÁBILE-CUEVAS, C. F. 2016. Antibiotics and antibiotic resistance in the environment, CRC Press. pp 1-6
18. ANDERSON, M., LONERGAN, S. & HUFF-LONERGAN, E. 2012. Myosin light chain 1 release from myofibrillar fraction during postmortem aging is a potential indicator of proteolysis and tenderness of beef. Meat Science, 90, 345-351.
19. ANDREW M. LOVERING AND DAVID S. REEVES. 2010. Antibiotic and chemotherapy e-book. Chapter 12, Aminoglycosides and aminocyclitols. Elsevier Health Sciences. pp 144
20. ANGOUJARD, P. 2015. Enquête sur le diagnostic et le traitement des mammites de la vache laitière par les vétérinaires de terrain en France en 2015.

21. ARTEM'eva, O., NIKANOVA, D., KOTKOVSKAYA, E., GLADYR, E., DOTSEV, A. & ZINOVIEVA, N. 2016. Antibiotic-resistance profile of *Staphylococcus aureus* strains isolated from milk of high yield cows in central Russia. *Sel'skokhozyaistvennaya Biol*, 51, 867-874.
22. ASAO, T., KUMEDA, Y., KAWAI, T., SHIBATA, T., ODA, H., HARUKI, K., NAKAZAWA, H. & KOZAKI, S. 2003. An extensive outbreak of staphylococcal food poisoning due to low-fat milk in Japan: estimation of enterotoxin A in the incriminated milk and powdered skim milk. *Epidemiology and infection*, 130, 33.
23. ASPINALL, V., CAPPELLO, M. & PHILLIPS, C. 2020. Introduction to Animal and Veterinary Anatomy and Physiology, Am Vet Med Assoc.
24. ATEBA, C. N., MBEWE, M., MONEOANG, M. S. & BEZUIDENHOUT, C. C. 2010. Antibiotic-resistant *Staphylococcus aureus* isolated from milk in the Mafikeng Area, North West province, South Africa. *South African Journal of Science*, 106, 1-6.
25. ATLAS, R. M. 2006. The handbook of microbiological media for the examination of food, CRC press. pp150.
26. AUGÈRE-GRANIER, M.-L. 2019. The EU Poultry Meat and Egg Sector: Main Features, Challenges and Prospects: In-depth Analysis, European Parliament.
27. AYAD, A., BENSID, A., BENABDELHAK, A, C., AIT-YAHIA, F., DERGAL, N, B. (2020). First Report on Tuberculosis Based on Slaughterhouse Data in Bejaia Province, Algeria: A Retrospective 10-Year Survey. *Kocatepe Vet J* (2020) 13(2):118-124 DOI: 10.30607/kvj.683269
28. BAGHBADERANI, Z. T., SHAKERIAN, A. & RAHIMI, E. 2020. Phenotypic and genotypic assessment of antibiotic resistance of *Staphylococcus aureus* bacteria isolated from retail meat. *Infection and Drug Resistance*, 13, 1339.
29. BAIRD PARKER, A. & DAVENPORT, E. 1965. The effect of recovery medium on the isolation of *Staphylococcus aureus* after heat treatment and after the storage of frozen or dried cells. *Journal of applied bacteriology*, 28, 390-402.
30. BAIRD PARKER, A. 1962. An improved diagnostic and selective medium for isolating coagulase positive staphylococci. *Journal of applied bacteriology*, 25, 12-19.

31. BALL, P. 2000. Quinolone generations: natural history or natural selection? *Journal of Antimicrobial Chemotherapy*, 46, 17-24.
32. BALSALOBRE, L., BLANCO, A. & ALARCÓN, T. 2019. Beta Lactams. *Antibiotic Drug Resistance*, 57-72.
33. BANCROFT, E. A. 2007. Antimicrobial resistance: it's not just for hospitals. *Jama*, 298 (15). pp1803-1804. doi:10.1001/jama.298.15.1803
34. BARKEMA, H., SCHUKKEN, Y. & ZADOKS, R. 2006. Invited review: The role of cow, pathogen, and treatment regimen in the therapeutic success of bovine *Staphylococcus aureus* mastitis. *Journal of Dairy Science*, 89, 1877-1895.
35. BARRY, J. 1964. A quantitative balance between substrates and metabolic products of the mammary gland. *Biological Reviews*, 39, 194-213.
36. BASANISI, M. G., LA BELLA, G., NOBILI, G., FRANCONIERI, I. & LA SALANDRA, G. 2017. Genotyping of methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* (MRSA) isolated from milk and dairy products in South Italy. *Food Microbiology*, 62, 141-146.
37. BELL, R. 1997. Distribution and sources of microbial contamination on beef carcasses. *Journal of applied microbiology*, 82, 292-300.
38. BENDADA, F., MOUSSAOUI, A., BENYAGOUB, E., LALI, M. A. & LAMARI, N. 2022. Analysis of microbiological risks and effects of refrigeration on the evolution of the bacteriological and the physicochemical quality of camel meat from Bechar (South-Western Algeria). *South Asian Journal of Experimental Biology*, 12, 148-156.
39. BENELMOUFFOK, A. 1978. Bovine brucellosis in Algeria. Results of serological detection from 1969 to 1976. *Archives de L'institut Pasteur d'Algerie. Institut Pasteur D'algerie*, 53, 120-126.
40. BENNANI, H., MATEUS, A., MAYS, N., EASTMURE, E., STÄRK, K. D. & HÄSLER, B. 2020. Overview of evidence of antimicrobial use and antimicrobial resistance in the food chain. *Antibiotics*, 9, 49.
41. BENNETT, M. R. & THOMSEN, I. P. 2020. Epidemiological and clinical evidence for the role of toxins in *S. aureus* human disease. *Toxins*, 12, 408.

42. BENSLIMANI, A. 2011. Standardisation de L'antibiogramme à l'Echelle Nationale (Medecine Humaine et Vétérinaire). Réseau Algérien de Surveillance de la Résistance des Bactéries aux Antibiotiques. 6ème édition avec la collaboration de l'OMS, 2011.p25
43. BERMAN, H. F. & RILEY, L. W. 2013. Identification of novel antimicrobial resistance genes from microbiota on retail spinach. *BMC microbiology*, 13, 1-7.
44. BHARATHY, S., GUNASEELAN, L., PORTEEN, K. & BOJIRAJ, M. 2015. Prevalence of *Staphylococcus aureus* in raw milk : Can it be a potential public health threat. *International Journal of Advanced Research*, 3, 801-806.
45. BHULLAR, K., WAGLECHNER, N., PAWLOWSKI, A., KOTEVA, K., BANKS, E. D., JOHNSTON, M. D., BARTON, H. A. & WRIGHT, G. D. 2012. Antibiotic resistance is prevalent in an isolated cave microbiome. *PLOS ONE*, 7, e34953.
46. BHUNIA, A. K. 2008. *Bacillus cereus* and *Bacillus anthracis*. Foodborne microbial pathogens : Mechanisms and pathogenesis, 135-148.
47. BIND, J., LEPLATRE, J. & POUTREL, B. 1980. Les mammites : l'échantillon et son exploitation. Mises au point techniques. Rôles du praticien et du laboratoire. *Bull. GTV*, 6, 17-27.
48. BINGI, S. & TONDEL, F. 2015. Recent developments in the dairy sector in Eastern Africa. Briefing note of the European Centre for Development Policy Management, 78, 19.
49. BISWAS, A. K. & MANDAL, P. K. 2020. Current perspectives of meat quality evaluation: Techniques, technologies, and challenges. *Meat Quality Analysis*. Elsevier. pp 3 - 17
50. BOBE, G., LINDBERG, G., FREEMAN, A. & BEITZ, D. 2007. Composition of milk protein and milk fatty acids is stable for cows differing in genetic merit for milk production. *Journal of Dairy Science*, 90, 3955-3960.
51. BOGNI, C., ODIERNO, L., RASPANTI, C., GIRAUDO, J., LARRIESTRA, A., REINOSO, E., LASAGNO, M., FERRARI, M., DUCRÓS, E. & FRIGERIO, C. 2011. War against mastitis: Current concepts on controlling bovine mastitis pathogens. *Science against microbial pathogens: Communicating current research and technological advances*, 483-494.

52. BONFATTI, V., DI MARTINO, G., CECCHINATO, A., VICARIO, D. & CARNIER, P. 2010. Effects of  $\kappa$ -casein (CSN2-CSN3) haplotypes and  $\beta$ -lactoglobulin (BLG) genotypes on milk production traits and detailed protein composition of individual milk of Simmental cows. *Journal of Dairy Science*, 93, 3797-3808.
53. BOOR, K. J., WIEDMANN, M., MURPHY, S. & ALCALINE, S. 2017. A 100-year review: microbiology and safety of milk handling. *Journal of Dairy Science*, 100, 9933-9951.
54. BORGES, B. O., CURI, R. A., BALDI, F., FEITOSA, F. L. B., ANDRADE, W. B. F. D., ALBUQUERQUE, L. G. D., OLIVEIRA, H. N. D. & CHARDULO, L. A. L. 2014. Polymorphisms in candidate genes and their association with carcass traits and meat quality in Nellore cattle. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, 49, 364-371.
55. BORHAM, M., OREIBY, A., EL-GEDAWY, A., HEGAZY, Y. & AL-GAABARY, M. 2021. Tuberculin test errors and its effect on detection of bovine tuberculosis. *Journal of the Hellenic Veterinary Medical Society*, 72, 3263-3270.
56. BOUGHERARA, R. & ASMANI, F. 2017. Contribution à l'étude de la tuberculose bovine au niveau de l'abattoir communal Draa Ben Khedda wilaya de Tizi-Ouzou. Université Mouloud Mammeri.
57. BOUKARY, A., SAEGERMAN, C., ADEHOSSI, E., MATTHYS, F., VIAS, G., YENIKOYE, A. & THYS, E. 2014. La brucellose en Afrique subsaharienne. *Ann. Méd. Vét*, 158, 39-56.
58. BOUKILI, M., FILALI, F., ABOULKACEM, A. & SEFIANI, M. 2019. Assessment of factors influencing the hygienic quality of retail beef meat in Meknes City, Morocco. *International Journal of Veterinary Science*, 8, 43-48.
59. BOUZEBDA AFRI, F. 2021. Amélioration génétique et production laitière dans le monde. Cours de Zootechnie. Institut des Sciences Agronomiques et Vétérinaires, Université de Souk Ahras. Algérie.
60. BOUZID, R., GUEMOUR, D., ZIDANE, K., AGGAD, H., BENDELLA, A. & SAEGERMAN, C. 2015. Hygienic quality of minced meat retailed in western Algeria. *Journal of Virology and Microbiology*, 2015, c1-9.

61. BRADEN, K. W. 2013. Converting muscle to meat: the physiology of rigor. *The science of meat quality*, 79-97.
62. BROWN, A. F., LEECH, J. M., ROGERS, T. R. & MCLOUGHLIN, R. M. 2014. *Staphylococcus aureus* colonization: modulation of host immune response and impact on human vaccine design. *Frontiers in immunology*, 4, 507.
63. BUCHAN, B. W. & LEDEBOER, N. A. 2014. Emerging technologies for the clinical microbiology laboratory. *Clinical microbiology reviews*, 27, 783-822.
64. BUSH, K. & BRADFORD, P. A. 2016.  $\beta$ -Lactams and  $\beta$ -lactamase inhibitors : an overview. *Cold Spring Harbor perspectives in medicine*, 6, a025247.
65. BUTLER, D., CHEN, D., O'DWYER, K., LEWANDOWSKI, T., AUBART, K. & ZALACAIN, M. 2014. Potent sub-MIC effect of GSK1322322 and other peptide deformylase inhibitors on in vitro growth of *Staphylococcus aureus*. *Antimicrobial agents and chemotherapy*, 58, 290-296.
66. CANT, J., TROUT, D., QIAO, F. & PURDIE, N. 2002. Milk synthetic response of the bovine mammary gland to an increase in the local concentration of arterial glucose. *Journal of Dairy Science*, 85, 494-503.
67. CA SFM. 2013. *Antibiogramme Vétérinaire du COMITÉ de L'antibiogramme de la Société Française de Microbiologie*. Société Française de Microbiologie, Paris. p8-12
68. CASTAÑEDA-GARCÍA, A., BLÁZQUEZ, J. & RODRÍGUEZ-ROJAS, A. 2013. Molecular mechanisms and clinical impact of acquired and intrinsic fosfomycin resistance. *Antibiotics*, 2, 217-236.
69. CAVICCHIOLI, V. Q., SCATAMBURLO, T. M., YAMAZI, A. K., PIERI, F. A. & NERO, L. A. 2015. Occurrence of *Salmonella*, *Listeria monocytogenes*, and enterotoxigenic *Staphylococcus* in goat milk from small and medium-sized farms located in Minas Gerais State, Brazil. *Journal of Dairy Science*, 98, 8386-8390.
70. CDC. 2001. Centers for Disease Control and Prevention. 2001. <https://phil.cdc.gov/details.aspx?pid=11157>
71. CE (2004), CONTROLE EUROPEEN N°853/2004. <http://data.europa.eu/eli/reg/2004/853/oj>

72. CENCI-GOGA, B., KARAMA, M., SECHI, P., IULIETTO, M., NOVELLI, S. & MATTEI, S. 2014. Evolution under different storage conditions of anomalous blue coloration of Mozzarella cheese intentionally contaminated with a pigment-producing strain of *Pseudomonas fluorescens*. *Journal of Dairy Science*, 97, 6708-6718.
73. CHAALAL, W., CHAALAL, N., BOURAFI, N., KIHAL, M., DIENE, S. M. & ROLAIN, J.-M. 2018. Characterization of *Staphylococcus aureus* Isolated from Food Products in Western Algeria. *Foodborne Pathogens and Disease*, 15, 353-360.
74. CHAJ CKA-WIERZCHOWSKA, W., ZADERNOWSKA, A. & ŁANIEWSKA-TROKENHEIM, Ł. 2017. Virulence factors of *Enterococcus* spp. presented in food. *LWT*, 75, 670-676.
75. CHAMBERS, H. F. & DELEO, F. R. 2009. Waves of resistance : *Staphylococcus aureus* in the antibiotic era. *Nature Reviews Microbiology*, 7, 629-641.
76. CHAMPNEY, W. S. & TOBER, C. L. 2000. Specific inhibition of 50S ribosomal subunit formation in *Staphylococcus aureus* cells by 16-membered macrolide, lincosamide, and streptogramin B antibiotics. *Current microbiology*, 41, 126-135.
77. CHAMPOUX, J. J. 2001. DNA topoisomerases : structure, function, and mechanism. *Annual review of biochemistry*, 70, 369-413.
78. CHAPMAN, G. H. 1945. The significance of sodium chloride in studies of staphylococci. *Journal of bacteriology*, 50, 201-203.
79. CHEN, L., DANIEL, R. M. & COOLBEAR, T. 2003. Detection and impact of protease and lipase activities in milk and milk powders. *International Dairy Journal*, 13, 255-275.
80. CHEN, Y., SUN, L., BA, X., JIANG, S., ZHUANG, H., ZHU, F., WANG, H., LAN, P., SHI, Q. & WANG, Z. 2022. Epidemiology, evolution and cryptic susceptibility of methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* in China: a whole-genome-based survey. *Clinical Microbiology and Infection*, 28, 85-92.
81. CHENG, L. T. E., CHAN, L. P., TAN, B. H., CHEN, R. C., TAY, K. H., LING, M. L., & TAN, B. S. (2020). Déjà vu or jamais vu? How the severe acute respiratory syndrome experience influenced a Singapore radiology department's response to the coronavirus disease (COVID-19) epidemic. *American Journal of Roentgenology*, 214(6), 1206-1210.

82. CIUPESCU, L.-M., AUVRAY, F., NICORESCU, I. M., MEHEUT, T., CIUPESCU, V., LARDEUX, A.-L., TANASUICA, R. & HENNEKINNE, J.-A. 2018. Characterization of *Staphylococcus aureus* strains and evidence for the involvement of non-classical enterotoxin genes in food poisoning outbreaks. *FEMS microbiology letters*, 365, fny139.
83. CLARK, A. E., KALETA, E. J., ARORA, A. & WOLK, D. M. 2013. Matrix-assisted laser desorption ionization–time of flight mass spectrometry : a fundamental shift in the routine practice of clinical microbiology. *Clinical microbiology reviews*, 26, 547-603.
84. CLARK, J. H. 1975. Lactational responses to postruminal administration of proteins and amino acids. *Journal of Dairy Science*, 58, 1178-1197.
85. CLSI. 2008. Clinical and Laboratory Standards Institute. Performance Standards for Antimicrobial Susceptibility Testing ; Eighteenth Informational Supplement. CLSI document M100-S18 (ISBN 1- 56238-653-0). Clinical and Laboratory Standards Institute, 940 West Valley Road, Suite 1400, Wayne, Pennsylvania 19087-1898 USA
86. CLINQUART, A., ELLIES-OURY, M., HOCQUETTE, J., GUILLIER, L., SANTÉ-LHOUELIER, V. & PRACHE, S. 2022. On-farm and processing factors affecting bovine carcass and meat quality. *animal*, 100426.
87. CLSI. 2015. Clinical and Laboratory Standards Institute Performance Standards for Antimicrobial Susceptibility Testing; Twenty-fifth Informational Supplement. CLSI document M100-S25. CLSI, Wayne, PA
88. COCKRAM, M. S. & DULAL, K. J. 2018. Injury and mortality in broilers during handling and transport to slaughter. *Canadian Journal of Animal Science*, 98, 416-432.
89. COLLINS, D. S. & HUEY, R. J. 2015. *Gracey's meat hygiene*, John Wiley & Sons.
90. CORREIA, V. G., PINHEIRO, B. A., CARVALHO, A. L. & PALMA, A. S. 2020. Resistance to Aminoglycosides.
91. CORTIMIGLIA, C., BIANCHINI, V., FRANCO, A., CAPRIOLI, A., BATTISTI, A., COLOMBO, L., STRADIOTTO, K., VEZZOLI, F. & LUINI, M. 2015. Short communication : Prevalence of *Staphylococcus aureus* and methicillin-resistant *S. aureus* in bulk tank milk from dairy goat farms in Northern Italy. *Journal of Dairy Science*, 98, 2307-2311.

92. COZMA, A., ANDREI, S., MIERE, D., FILIP, L. & LOGHIN, F. 2011. Proteins profile in milk from three species of ruminants. *Notulae Scientia Biologicae*, 3, 26-29.
93. CUNHA, D. S., MARIA DE LOURDES RIBEIRO 2018. Methods for the identification, characterization, and tracking the spread of *Staphylococcus aureus*. *Staphylococcus aureus*. Elsevier.
94. CUNHA, M. D. L. R. D. S. D., RUGOLO, L. M. S. D. S. & LOPES, C. A. D. M. 2006. Study of virulence factors in coagulase-negative staphylococci isolated from newborns. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*, 101, 661-668.
95. CUNY, C., WIELER, L. H. & WITTE, W. 2015. Livestock-Associated MRSA: The Impact on Humans. *Antibiotics*, 4, 521-543.
96. CYRENNE, M. 2019. Analyse des interactions entre le microbiote du lait cru et *Staphylococcus aureus* dans le contexte de la mammite bovine.
97. DAL BELLO, B., COCOLIN, L., ZEPPA, G., FIELD, D., COTTER, P. D. & HILL, C. 2012. Technological characterization of bacteriocin producing *Lactococcus lactis* strains employed to control *Listeria monocytogenes* in Cottage cheese. *International Journal of Food Microbiology*, 153, 58-65.
98. DALMAU A, VELARDE A. 2016. Lairage and handling. In *Animal welfare at slaughter* (ed. Velarde A, Raj M.). 5m Publishing, Sheffield, UK. p. 51–70
99. DAUREL, C. & LECLERCQ, R. 2010. Faut-il abandonner la vancomycine ? *Archives de pédiatrie*, 17, S121-S128.
100. DAVE, D. & GHALY, A. E. 2011. Meat spoilage mechanisms and preservation techniques : a critical review. *American Journal of Agricultural and Biological Sciences*, 6, 486-510.
101. DAVID, M. Z. & DAUM, R. S. 2010. Community-associated methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* : epidemiology and clinical consequences of an emerging epidemic. *Clinical microbiology reviews*, 23, 616-687.
102. DE SOUSA OLIVEIRA, K., DE LIMA, L., COBACHO, N., DIAS, S. & FRANCO, O. 2016. Mechanisms of antibacterial resistance: shedding some light on these obscure processes. *Antibiotic Resistance*, 4, 19-35.

103. DEGAND, N. & RUIMY, R. 2012. Intérêts et les limites actuelles du MALDI-TOF en microbiologie clinique. *Journal des Anti-infectieux*, 14, 159-167.
104. DEITZ, WH., & EJ, F. 1963. IN VITRO ANTIBACTERIAL PROPERTIES OF NALIDIXIC ACID, A NEW DRUG ACTIVE AGAINST GRAM-NEGATIVE ORGANISMS. *Antimicrobial agents and chemotherapy*, 161, 583-587.
105. DELARRAS, C. 2007. *Microbiologie pratique pour le laboratoire d'analyses ou de contrôle sanitaire : Aliments, produits cosmétiques, eaux, produits pharmaceutiques*. Éditions Médicales Internationales, Lavoisier.
106. DEP. 2020. *Statistiques du commerce extérieur de l'Algérie*. Direction des études et de la prospective, Direction générale des douanes, ministère des Finances, 25 p.
107. DEPETERS, E. & FERGUSON, J. 1992. Nonprotein nitrogen and protein distribution in the milk of cows. *Journal of Dairy Science*, 75, 3192-3209.
108. DERZELLE, S., DILASSER, F., DUQUENNE, M. & DEPERROIS, V. 2009. Differential temporal expression of the staphylococcal enterotoxins genes during cell growth. *Food Microbiology*, 26, 896-904.
109. DEVRIESE, L. & HOMMEZ, J. 1975. Epidemiology of methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* in dairy herds. *Research in veterinary science*, 19, 23-27.
110. DIAZ, L., TRAN, T. T., MUNITA, J. M., MILLER, W. R., RINCON, S., CARVAJAL, L. P., WOLLAM, A., REYES, J., PANESSO, D. & ROJAS, N. L. 2014. Whole-genome analyses of *Enterococcus faecium* isolates with diverse daptomycin MICs. *Antimicrobial agents and chemotherapy*, 58, 4527-4534.
111. DIB, A. L., CHAHED, A., LAKHDARA, N., AGABOU, A., BOUSSENA, S., GHOUGAL, K., LAMRI, M., KERROUR, N. S., KADJA, L. & BOUAZIZ, A. 2019. Preliminary investigation of the antimicrobial and mechanisms of resistance of *Enterobacteria* isolated from minced meat in the Northeast of Algeria : The case of butchers from Constantine. *Integr Food Nutr Metab*, 6, 1-7.
112. DIRECTION DES SERVICES VETERINAIRES DE LA WILAYA DE SOUK AHRAS. 2021. Algérie.
113. DIRECTION DES SERVICES VETERINAIRES DE LA WILAYA DE TIARET. 2021. Algérie.

114. DJAFAR, Z.-R. 2021. Nouvelles approches d'investigation éco-épidémiologique de la tuberculose bovine dans l'Est Algérien: Basées sur le développement de nouveaux outils de diagnostic.
115. DJAHMI, N., MESSAD, N., NEDJAI, S., MOUSSAOUI, A., MAZOUZ, D., RICHARD, J.-L., SOTTO, A. & LAVIGNE, J.-P. 2013. Molecular epidemiology of *Staphylococcus aureus* strains isolated from inpatients with infected diabetic foot ulcers in an Algerian University Hospital. *Clinical Microbiology and Infection*, 19, E398-E404.
116. DJENIDI, R. 2016. Étude de la contamination superficielle des carcasses ovines à l'aide d'examen bactériologiques au niveau de l'abattoir de Bordj Bou Arréridj. *Agriculture*, 7, 47-56.
117. DOMAGK, G. 1935. Ein beitrage zur chemotherapie der bakteriellen infektionen. *DMW-Deutsche Medizinische Wochenschrift*, 61, 250-253.
118. DOWLING, P. M. 2013. Miscellaneous antimicrobials : ionophores, nitrofurans, nitroimidazoles, rifamycins, and others. *Antimicrobial Therapy in Veterinary Medicine*, 5, 315-332.
119. DOYLE, M. P. & ERICKSON, M. C. 2006. Emerging microbiological food safety issues related to meat. *Meat Science*, 74, 98-112.
120. DOYLE, M. P. E. 1989. *Foodborne bacterial pathogens*, New York, M. Dekker.
121. DUFOUR, S., DOHOO, I., BARKEMA, H., DESCÔTEAUX, L., DEVRIES, T., REYHER, K., ROY, J.-P. & SCHOLL, D. 2012. Manageable risk factors associated with the lactational incidence, elimination, and prevalence of *Staphylococcus aureus* intramammary infections in dairy cows. *Journal of Dairy Science*, 95, 1283-1300.
122. DWORKIN, M., FALKOW, S., ROSENBERG, E., SCHLEIFER, K.-H. & STACKEBRANDT, E. 2006. *The Prokaryotes, A handbook on the Biology of Bacteria*, Volume 6: Proteobacteria: Gamma Subclass, Springer.
123. EKICI, K., BOZKURT, H. & ISLEYICI, O. 2004. Isolation of Some Pathogens from Raw Milk of Different Milch Animals. *Pakistan Journal of Nutrition*, 3, 161-162.
124. EL OKKI, S., EL GROUD, R., KENANA, H. & QUESSY, S. 2005. Evaluation de la contamination superficielle des carcasses bovines et ovines provenant de l'abattoir municipal de Constantine en Algérie. *The Canadian Veterinary Journal*, 200, 638-640.

125. ÉPOUSE RECHIDI, N. S. 2019. Enquête épidémiologique de la brucellose animale et humaine. Cas de la Wilaya de Mostaganem. Université de Mostaganem.
126. ERCOLINI, D., BLAIOTTA, G., FUSCO, V. & COPPOLA, S. 2004. PCR based detection of enterotoxigenic *Staphylococcus aureus* in the early stages of raw milk cheese making. *Journal of applied microbiology*, 96, 1090-1096.
127. ERCOLINI, D., RUSSO, F., TORRIERI, E., MASI, P. & VILLANI, F. 2006. Changes in the spoilage-related microbiota of beef during refrigerated storage under different packaging conditions. *Applied and Environmental Microbiology*, 72, 4663-4671.
128. ERKMEN, O. & BOZOGLU, T. F. 2016. Spoilage of meat and meat products. *Food microbiology : principles into practice*. Chichester : John Wiley & Sons, 279-95.
129. EUROstat, 2021. [https://ec.europa.eu/eurostat/statistics-explained/index.php?title=Milk\\_and\\_milk\\_product\\_statistics#Milk\\_production](https://ec.europa.eu/eurostat/statistics-explained/index.php?title=Milk_and_milk_product_statistics#Milk_production).
130. FAO. 2018. FOOD AND AGRICULTURE ORGANIZATION OF THE UNITED NATIONS. 2018.
131. FAO. 2020. FOOD AND AGRICULTURE ORGANIZATION OF THE UNITED NATIONS. COVID-19 : Channels of transmission to food and agriculture, FAO Publications, Rome. <http://www.fao.org/documents/card/en/c/ca8430en>
132. FAO. 2017. FOOD AND AGRICULTURE ORGANIZATION OF THE UNITED NATIONS. Rapport, 2017.
133. FAO. 2021. Food and Agriculture Organization of the United Nations. Rapport sur la production animale.
134. FAO. 2022. Food and Agriculture Organization of the United Nations. Rapport sur la production animale.
135. FAOStat. 2022. <https://www.fao.org/faostat/fr/#data/QCL>
136. FAOStat. <https://www.fao.org/faostat/fr/#data>
137. FARKAS, J. 2007. Physical methods of food preservation. *Food microbiology: fundamentals and frontiers*, 685-712.

138. FASANMI, O., MAKINDE, G., POPOOLA, M., FASINA, O., MATERE, J., KEHINDE, O., BALOGUN, F. & OGUNDARE, S. 2018. Potential risk factors associated with carcass contamination in slaughterhouse operations and hygiene in Oyo state, Nigeria. *International Journal of Livestock Production*, 9, 211-220.
139. FCD. 2019. Fédération du Commerce et de la Distribution. Version du 15/11/2019 applicable à partir de Janvier 2020. France.
140. FDA, US Food and Drug administration. 2009. <https://www.fda.gov/drugs/buying-using-medicine-safely/antibiotics-and-antibiotic-resistance>
141. FEßLER, A. T., KADLEC, K., HASSEL, M., HAUSCHILD, T., EIDAM, C., EHRLICH, R., MONECKE, S. & SCHWARZ, S. 2011. Characterization of Methicillin-Resistant *Staphylococcus aureus* Isolates from Food and Food Products of Poultry Origin in Germany. *Applied and Environmental Microbiology*, 77, 7151-7157.
142. FEßLER, A. T., LI, J., KADLEC, K., WANG, Y. & SCHWARZ, S. 2018. Antimicrobial resistance properties of *Staphylococcus aureus*. *Staphylococcus aureus*. Elsevier.
143. FETSCH, A. & JOHLER, S. 2018. *Staphylococcus aureus* as a foodborne pathogen. *Current Clinical Microbiology Reports*, 5, 88-96.
144. FINCH, R. G., GREENWOOD, D., WHITLEY, R. J. & NORRBY, S. R. 2010. Antibiotic and chemotherapy e-book, Elsevier Health Sciences.
145. FLEMING, A. 2001. On the antibacterial action of cultures of a penicillium, with special reference to their use in the isolation of *B. influenzae*. *Bulletin of the World Health Organization*, 79, 780-790.
146. FLEMMING, H.-C. & WINGENDER, J. 2001. Relevance of microbial extracellular polymeric substances (EPSs)-Part I: Structural and ecological aspects. *Water science and technology*, 43, 1-8.
147. FLUIT, A. C., VISSER, M. R. & SCHMITZ, F.-J. 2001. Molecular detection of antimicrobial resistance. *Clinical microbiology reviews*, 14, 836-871.
148. FOEGEDING, P. M., ROBERTS, T., BENNETT, J., BRYAN, F., CLIVER, D., DOYLE, M., EDEN, R., FLOWERS, R., FORMAN, C. & LORBER, B. 1994. Foodborne

pathogens: risks and consequences. Task force report (Council for Agricultural Science and Technology)(USA).

149. FOSSE, J., CAPPELIER, J., LAROCHE, M., FRADIN, N., GIRAUDET, K. & MAGRAS, C. 2006. Viandes bovines : une analyse des dangers biologiques pour le consommateur appliquée à l'abattoir. *Rencontre Recherche Ruminants*, 13, 411-414.

150. FOSTER, T. 1996. Microbiologie médicale, Branche médicale de l'Université du Texas à Galveston.

151. FOSTER, T. J., GEOGHEGAN, J. A., GANESH, V. K. & HÖÖK, M. 2014. Adhesion, invasion and evasion : the many functions of the surface proteins of *Staphylococcus aureus*. *Nature Reviews Microbiology*, 12, 49-62.

152. FOTOU, K., TZORA, A., VOIDAROU, C., ALEXOPOULOS, A., PLESSAS, S., AVGERIS, I., BEZIRTZOGLU, E., AKRIDA-DEMERTZI, K. & DEMERTZIS, P. 2011. Isolation of microbial pathogens of subclinical mastitis from raw sheep's milk of Epirus (Greece) and their role in its hygiene. *Anaerobe*, 17, 315-319.

153. FOX, A., PICHON, B., WILKINSON, H., DOUMITH, M., HILL, R., MCLAUHLIN, J. & KEARNS, A. 2017. Detection and molecular characterization of Livestock Associated MRSA in raw meat on retail sale in North West England. *Letters in Applied Microbiology*, 64, 239-245.

154. FOX, P. & KELLY, A. 2006. Indigenous enzymes in milk : Overview and historical aspects—Part 1. *International Dairy Journal*, 16, 500-516.

155. FOX, P. F. 2003. Significance of indigenous enzymes in milk and dairy products. *FOOD SCIENCE AND TECHNOLOGY-NEW YORK-MARCEL DEKKER-*, 255-278.

156. FOX, P. F., MCSWEENEY, P. L. & PAUL, L. 1998. Dairy chemistry and biochemistry.

157. FOX, P., UNIACKE-LOWE, T., MCSWEENEY, P. & O'MAHONY, J. 2015. Heat-induced changes in milk. *Dairy chemistry and biochemistry*. Springer.

158. FRANCO, B. E., MARTÍNEZ, M. A., RODRÍGUEZ, M. A. S. & WERTHEIMER, A. I. 2009. The determinants of the antibiotic resistance process. *Infection and Drug Resistance*, 2, 1.

159. GABANI, P., PRAKASH, D. & SINGH, O. V. 2012. Emergence of antibiotic-resistant extremophiles (AREs). *Extremophiles*, 16, 697-713.
160. GALMICHE, J.-M. 1999. *Hygiène et médecine : histoire et actualité des maladies nosocomiales*, Editions Médiqualis.
161. GARCÍA-ÁLVAREZ, L., HOLDEN, M. T., LINDSAY, H., WEBB, C. R., BROWN, D. F., CURRAN, M. D., WALPOLE, E., BROOKS, K., PICKARD, D. J. & TEALE, C. 2011. Meticillin-resistant *Staphylococcus aureus* with a novel *mecA* homologue in human and bovine populations in the UK and Denmark : a descriptive study. *The Lancet infectious diseases*, 11, 595-603.
162. GARCÍA LEÓN, G., SALGADO, F., OLIVEROS, J. C., SÁNCHEZ, M. B. & MARTÍNEZ, J. L. 2014. Interplay between intrinsic and acquired resistance to quinolones in *S. tenotrophomonas maltophilia*. *Environmental microbiology*, 16, 1282-1296.
163. GARZONI, C. & KELLEY, W. L. 2011. Return of the Trojan horse: intracellular phenotype switching and immune evasion by *Staphylococcus aureus*. *EMBO molecular medicine*, 3, 115-117.
164. GEBEYEHU, A., YOUSUF, M. & SEBSIBE, A. 2013. Evaluation of microbial load of beef of Arsi cattle in Adama Town, Oromia, Ethiopia. *J Food Process Technol*, 4, 1-6.
165. GIACINTI, G., CARFORA, V., CAPRIOLI, A., SAGRAFOLI, D., MARRI, N., GIANGOLINI, G., AMORUSO, R., IURESCIA, M., STRAVINO, F. & DOTTARELLI, S. 2017. Prevalence and characterization of methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* carrying *mecA* or *mecC* and methicillin-susceptible *Staphylococcus aureus* in dairy sheep farms in central Italy. *Journal of Dairy Science*, 100, 7857-7863.
166. GIGUÈRE, S., PRESCOTT, J. F. & DOWLING, P. M. 2013. *Antimicrobial therapy in veterinary medicine*, John Wiley & Sons. pp 395 – 419.
167. GILL, B. D., INDYK, H. E. & MANLEY-HARRIS, M. 2011. Determination of total potentially available nucleosides in bovine milk. *International Dairy Journal*, 21, 34-41.

168. GILL, C.O. 1986. The control of microbial spoilage in fresh meats. In: Advances in Meat Research, Vol. 2. A.M. Pearson, and T.R. Dutson, eds. Pages 49–88. AVI Publishing Co., Westport, CT.
169. GILLASPY, A., IANDOLO, J. & MOSELIO, S. 2009. Encyclopedia of Microbiology. Oxford : Academic Press, 36, 293-303.
170. GODFROID, J. 2002. Brucellosis in wildlife. Revue Scientifique et Technique-Office international des épizooties, 21, 277-286.
171. GOETGHEBEUR, M., LANDRY, P.-A., HAN, D. & VICENTE, C. 2007. Methicillin-resistant *Staphylococcus aureus*: a public health issue with economic consequences. Canadian Journal of Infectious Diseases and Medical Microbiology, 18, 27-34.
172. GOMES, F. & HENRIQUES, M. 2016. Control of bovine mastitis : old and recent therapeutic approaches. Current microbiology, 72, 377-382.
173. GÓMEZ, J., GARCIA-VAZQUEZ, E. & HERNÁNDEZ-TORRES, A. 2015. Betalactams in clinical practice. Revista española de quimioterapia : publicacion oficial de la Sociedad Espanola de Quimioterapia, 28, 1-9.
174. GONZALES-BARRON, U., GONÇALVES-TENÓRIO, A., RODRIGUES, V. & CADAVEZ, V. 2017. Foodborne pathogens in raw milk and cheese of sheep and goat origin : a meta-analysis approach. Current Opinion in Food Science, 18, 7-13.
175. GOPAL, S. & DIVYA, K. C. 2017. Can methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* prevalence from dairy cows in India act as potential risk for community-associated infections?: a review. Veterinary World, 10, 311.
176. GORNIK, T., MEYER, U., SÜDEKUM, K.-H. & DÄNICKE, S. 2014. Impact of mild heat stress on dry matter intake, milk yield and milk composition in mid-lactation Holstein dairy cows in a temperate climate. Archives of animal nutrition, 68, 358-369.
177. GOUDIE, J. & GOUDIE, R. 1955. Recurrent infections by a stable dwarf-colony variant of *Staphylococcus aureus*. Journal of Clinical Pathology, 8, 284.
178. GOULDING, D., FOX, P. & O'MAHONY, J. 2020. Milk proteins: An overview. Milk proteins, 21-98.

179. GRACE, D. & MCDERMOTT, J. J. 2011. Livestock epidemic. IN: Wisner, B., Gaillard, J.C. and Kelman, I. 2011. Routledge handbook of hazards and disaster risk reduction. London, UK: Routledge.
180. GRAHAM III, P. L., LIN, S. X. & LARSON, E. L. 2006. A US population-based survey of *Staphylococcus aureus* colonization. *Annals of internal medicine*, 144, 318-325.
181. GREENWOOD, D. 2010. Fosfomycin and fosmidomycin. *Antibiotic and Chemotherapy*. Elsevier. pp 259 – 261.
182. GREGORY, N. G. & GRANDIN, T. 1998. *Animal welfare and meat science*, CABI Pub. Wallingford, Oxon, UK. Pp 183 – 194.
183. GRIFOUL, B., 2021. En Algérie, développer la production laitière avec l'argent du pétrole. Réussir lait. <https://www.reussir.fr/lait/en-algerie-developper-la-production-laitiere-avec-largent-du-petrole>
184. GUERGUEB, N., ALLOUI, N., AYACHI, A. & BENNOUNE, O. 2014. Effect of slaughterhouse hygienic practices on the bacterial contamination of chicken meat. *Scientific Journal of Veterinary Advances*, 3, 71-76.
185. GUERZOU, F. 2019. Mémoire : Contribution à une étude épidémiologique descriptive des cas de Toxi-infections Alimentaires Collectives (TIAC) enregistrés au niveau de la Wilaya de Djelfa (2013–2018).
186. GUIRAUDE, J. P. 1998. *Microbiologie Alimentaire*. DUNOD, Paris ed (1). pp 136 - 142
187. HACHEMI, A., ZENIA, S., DENIA, M. F., GUESSOUM, M., HACHEMI, M. M. & AIT-OUHDIA, K. 2019. Epidemiological study of sausage in Algeria : Prevalence, quality assessment, and antibiotic resistance of *Staphylococcus aureus* isolates and the risk factors associated with consumer habits affecting foodborne poisoning. *Veterinary World*, 12, 1240.
188. HAFEZ, E. 1974. *Functional anatomy of female reproduction*. *Reproduction in Farm Animals*. ESE Hafez, ed.
189. HALASA, T. 2012. Bioeconomic modeling of intervention against clinical mastitis caused by contagious pathogens. *Journal of Dairy Science*, 95, 5740-5749.

190. HAMIROUNE, M., DJEMAL, M. & SAIDANI, K. 2017. Contamination of meat products by coagulase positive staphylococci in the Algiers, Algeria. *African Journal of Microbiology Research*, 11, 1218-1222.
191. HAMPELE, I. C., D'ARCY, A., DALE, G. E., KOSTREWA, D., NIELSEN, J., OEFNER, C., PAGE, M. G., SCHÖNFELD, H.-J., STÜBER, D. & THEN, R. L. 1997. Structure and function of the dihydropteroate synthase from *Staphylococcus aureus*. Elsevier.
192. HARAN, K., GODDEN, S., BOXRUD, D., JAWAHIR, S., BENDER, J. & SREEVATSAN, S. 2012. Prevalence and characterization of *Staphylococcus aureus*, including methicillin-resistant *Staphylococcus aureus*, isolated from bulk tank milk from Minnesota dairy farms. *Journal of Clinical Microbiology*, 50, 688-695.
193. HAUSCHILD, T., FEßLER, A. T., BILLERBECK, C., WENDLANDT, S., KASPAR, H., MANKERTZ, J., SCHWARZ, S. & KADLEC, K. 2012. Target gene mutations among methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* and methicillin-susceptible *S. aureus* with elevated MICs of enrofloxacin obtained from diseased food-producing animals or food of animal origin. *Journal of Antimicrobial Chemotherapy*, 67, 1791-1793.
194. HEINZ, G. & HAUTZINGER, P. 2007. Meat processing technology for small to medium scale producers.
195. HEMPEL, S., MENZ, C., PINTO, S., GALÁN, E., JANKE, D., ESTELLÉS, F., MÜSCHNER-SIEMENS, T., WANG, X., HEINICKE, J. & ZHANG, G. 2019. Heat stress risk in European dairy cattle husbandry under different climate change scenarios—uncertainties and potential impacts. *Earth System Dynamics*, 10, 859-884.
196. HENNEKINNE, J., KEROUANTON, A., BRISABOIS, A. & DE BUYSER, M. 2003. Discrimination of *Staphylococcus aureus* biotypes by pulsed field gel electrophoresis of DNA macro restriction fragments. *Journal of applied microbiology*, 94, 321-329.
197. HENNEKINNE, J.-A., DE BUYSER, M.-L. & DRAGACCI, S. 2012. *Staphylococcus aureus* and its food poisoning toxins : characterization and outbreak investigation. *FEMS Microbiology Reviews*, 36, 815-836.
198. HERNANDO-AMADO, S., BLANCO, P., ALCALDE-RICO, M., CORONA, F., REALES-CALDERÓN, J. A., SÁNCHEZ, M. B. & MARTÍNEZ, J. L. 2016. Multidrug

efflux pumps as main players in intrinsic and acquired resistance to antimicrobials. *Drug Resistance Updates*, 28, 13-27.

199. HOLMES, M. A. & ZADOKS, R. N. 2011. Methicillin resistant *S. aureus* in human and bovine mastitis. *Journal of mammary gland biology and neoplasia*, 16, 373-382.

200. HÖRLEIN, H. 1936. The chemotherapy of infectious diseases caused by protozoa and bacteria. SAGE Publications.

201. HRYNIEWICZ, M. M. & GARBACZ, K. 2017a. Borderline oxacillin-resistant *Staphylococcus aureus* (BORSA)—a more common problem than expected? *Journal of Medical Microbiology*, 66, 1367-1373.

202. HRYNIEWICZ, M. M. & GARBACZ, K. 2017b. Borderline oxacillin-resistant *Staphylococcus aureus* (BORSA) – a more common problem than expected ? *Journal of Medical Microbiology*, 66, 1367-1373.

203. HUFF-LONERGAN, E., MITSUHASHI, T., BEEKMAN, D. D., PARRISH JR, F. C., OLSON, D. G. & ROBSON, R. M. 1996. Proteolysis of specific muscle structural proteins by  $\mu$ -calpain at low pH and temperature is similar to degradation in postmortem bovine muscle. *Journal of Animal Science*, 74, 993-1008.

204. HULTMAN, J., RAHKILA, R., ALI, J., ROUSU, J. & BJÖRKROTH, K. J. 2015. Meat processing plant microbiome and contamination patterns of cold-tolerant bacteria causing food safety and spoilage risks in the manufacture of vacuum-packaged cooked sausages. *Applied and Environmental Microbiology*, 81, 7088-7097.

205. HUNT, K. M., FOSTER, J. A., FORNEY, L. J., SCHÜTTE, U. M., BECK, D. L., ABDO, Z., FOX, L. K., WILLIAMS, J. E., MCGUIRE, M. K. & MCGUIRE, M. A. 2011. Characterization of the diversity and temporal stability of bacterial communities in human milk. *PLOS ONE*, 6, e21313.

206. HUPPERTZ, T. & KELLY, A. 2009. Properties and constituents of cow's milk. *Milk processing and quality management*, 23.

207. IANNETTI, L., NERI, D., SANTARELLI, G. A., COTTURONE, G., VULPIANI, M. P., SALINI, R., ANTOCI, S., DI SERAFINO, G., DI GIANNATALE, E. & POMILIO, F. 2020. Animal welfare and microbiological safety of poultry meat: Impact

of different at-farm animal welfare levels on at-slaughterhouse *Campylobacter* and *Salmonella* contamination. *Food Control*, 109, 106921.

208. IDF, INTERNATIONAL DAIRY FEDERATION. 2019. <https://fil-idf.org/collections/publications>

209. IDF., 2020. INTERNATIONAL DAIRY FEDERATION. 2020.

210. IIHARA, H., SUZUKI, T., KAWAMURA, Y., OHKUSU, K., INOUE, Y., ZHANG, W., SHAH, M. M., KATAGIRI, Y., OHASHI, Y. & EZAKI, T. 2006. Emerging multiple mutations and high-level fluoroquinolone resistance in methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* isolated from ocular infections. *Diagnostic microbiology and infectious disease*, 56, 297-303.

211. IN'T VELD, J. H. H. 1996. Microbial and biochemical spoilage of foods : an overview. *International Journal of Food Microbiology*, 33, 1-18.

212. ISLAM, M. A., PARVEEN, S., RAHMAN, M., HUQ, M., NABI, A., KHAN, Z. U. M., AHMED, N. & WAGENAAR, J. A. 2019. Occurrence and characterization of methicillin resistant *Staphylococcus aureus* in processed raw foods and ready-to-eat foods in an urban setting of a developing country. *Frontiers in Microbiology*, 10, 503.

213. ISO 6887-1 (2017). International Organisation for Standardization, Second edition 2017-03. Microbiology of the food chain—Preparation of test samples, initial suspension and decimal dilutions for microbiological examination—Part 1 : General rules for the preparation of the initial suspension and decimal dilutions

214. ISO 6887-2 : (2003). International Organisation for Standardization, third edition 2007-07. Microbiology of food and animal feeding stuffs — Preparation of test samples, initial suspension and decimal dilutions for microbiological examination — Part 2: Specific rules for the preparation of meat and meat products.

215. ISO 6887-6 : (2013). International Organisation for Standardization, first edition 2013-03-01. Microbiology of food and animal feed — Preparation of test samples, initial suspension and decimal dilutions for microbiological examination — Part 6: Specific rules for the preparation of samples taken at the primary production stage

216. ISO 7218 (2007). International Organisation for Standardization, third edition 2007-08-15. Microbiology of food and animal feeding stuffs — General requirements and guidance for microbiological examinations—Enumeration
217. ISO. 6888. 1983. Microbiologie des aliments : Directives générales pour le dénombrement de *S. aureus* – Méthode par comptage des colonies
218. IULIETTO, M. F., SECHI, P., BORGOGNI, E. & CENCI-GOGA, B. T. 2015. Meat spoilage : a critical review of a neglected alteration due to rony slime producing bacteria. *Italian Journal of Animal Science*, 14, 4011.
219. JACOB, M. E., FOX, J. T., REINSTEIN, S. L. & NAGARAJA, T. 2008. Antimicrobial susceptibility of foodborne pathogens in organic or natural production systems : an overview. *Foodborne Pathogens and Disease*, 5, 721-730.
220. JAKOBSEN, R. A., HEGGEBØ, R., SUNDE, E. B. & SKJERVHEIM, M. 2011. *Staphylococcus aureus* and *Listeria monocytogenes* in Norwegian raw milk cheese production. *Food Microbiology*, 28, 492-496.
221. JANS, C., MERZ, A., JOHLER, S., YOUNAN, M., TANNER, S. A., KAINDI, D. W. M., WANGO, J., BONFOH, B., MEILE, L. & TASARA, T. 2017. East and West African milk products are reservoirs for human and livestock-associated *Staphylococcus aureus*. *Food Microbiology*, 65, 64-73.
222. JAY, J. M., LESNER, M. J. & DAVID, A. 2012. *Golden Modern food microbiology*.-M.: Binom. Knowledge Laboratory.
223. JAY, J. M., LOESSNER, M. J. & GOLDEN, D. A. 2005. Indicators of food microbial quality and safety. *Modern food microbiology*, 473-495.
224. JINDAL, A., PANDYA, K. & KHAN, I. 2015. Antimicrobial resistance: A public health challenge. *Medical journal armed forces India*, 71, 178-181.
225. JOFFIN, J. & LEYRAL, G. 2001. *Microbiologie technique 1 dictionnaire des techniques*. 3e éd. *Biologie technique*, 58.
226. JOHLER, S., WEDER, D., BRIDY, C., HUGUENIN, M.-C., ROBERT, L., HUMMERJOHANN, J. & STEPHAN, R. 2015. Outbreak of staphylococcal food poisoning among children and staff at a Swiss boarding school due to soft cheese made from raw milk. *Journal of Dairy Science*, 98, 2944-2948.

227. JORADP, JOURNAL OFFICIEL DE REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE. 1998. arrêté interministériel du 27 Mai 1998. Critères microbiologiques de denrées alimentaires n° 35/98.
228. JORADP, JOURNAL OFFICIEL DE REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE. 2017. arrêté interministériel du 2 Juillet 2007. Critères microbiologiques applicables aux denrées alimentaires n° 39, Annexe 1.
229. JØRGENSEN, H., MØRK, T., HØGÅSEN, H. & RØRVIK, L. 2005. Enterotoxigenic *Staphylococcus aureus* in bulk milk in Norway. *Journal of applied microbiology*, 99, 158-166.
230. JORQUERA-CHAVEZ, M., FUENTES, S., DUNSHEA, F. R., JONGMAN, E. C. & WARNER, R. D. 2019. Computer vision and remote sensing to assess physiological responses of cattle to pre-slaughter stress, and its impact on beef quality: A review. *Meat Science*, 156, 11-22.
231. JOUAN, P.-N., POULIOT, Y., GAUTHIER, S. F. & LAFOREST, J.-P. 2006. Hormones in bovine milk and milk products : A survey. *International Dairy Journal*, 16, 1408-1414.
232. JUAN, W., ZHANG, Q.-H., ZHI-HUA, W. & HONG-MEI, L. 2009. Determination of major bovine milk proteins by reversed phase high performance liquid chromatography. *Chinese Journal of Analytical Chemistry*, 37, 1667-1670.
233. JÚNIOR, J. R., DE OLIVEIRA, A., SILVA, F. D. G., TAMANINI, R., DE OLIVEIRA, A. & BELOTI, V. 2018. The main spoilage-related psychrotrophic bacteria in refrigerated raw milk. *Journal of Dairy Science*, 101, 75-83.
234. KADLEC, K., EHRLICH, R., MONECKE, S., STEINACKER, U., KASPAR, H., MANKERTZ, J. & SCHWARZ, S. 2009. Diversity of antimicrobial resistance phenotypes and genotypes of methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* ST398 from diseased swine. *Journal of Antimicrobial Chemotherapy*, 64, 1156-1164.
235. KAHAN, F. M., KAHAN, J. S., CASSIDY, P. J. & KROPP, H. 1974. The mechanism of action of fosfomicin (phosphonomycin). *Annals of the New York Academy of Sciences*, 235, 364-386.

236. KASAI, S., PRASAD, A., KUMAGAI, R. & TAKANOHASHI, K. 2022. Scanning Electrochemical Microscopy-Somatic Cell Count as a Method for Diagnosis of Bovine Mastitis. *Biology*, 11, 549.
237. KATAYAMA, Y., ITO, T. & HIRAMATSU, K. 2000. A new class of genetic element, staphylococcus cassette chromosome mec, encodes methicillin resistance in *Staphylococcus aureus*. *Antimicrobial agents and chemotherapy*, 44, 1549-1555.
238. KATEETE, D. P., KABUGO, U., BALUKU, H., NYAKARAHUKA, L., KYOBE, S., OKEE, M., NAJJUKA, C. F. & JOLOBA, M. L. 2013. Prevalence and antimicrobial susceptibility patterns of bacteria from milkmen and cows with clinical mastitis in and around Kampala, Uganda. *PLOS ONE*, 8, e63413.
239. KAZEMI, F., SAFAEIAN, S. & MOOGOUEI, R. (2019). *Staphylococcus aureus* bacteria resistant to methicillin in raw milk. *Journal of Pharmaceutical Research International*, 29(2), 1-8.
240. KEEFE, G. 2012. Update on control of *Staphylococcus aureus* and *Streptococcus agalactiae* for management of mastitis. *Veterinary Clinics : Food Animal Practice*, 28, 203-216.
241. KEETON, J. T. & DIKEMAN, M. E. 2017. 'Red' and 'white' meats—terms that lead to confusion. *Animal Frontiers*, 7, 29-33.
242. KENNETH R. J., AHMAD, N., ALSPAUGH, J. A., DREW, W. L., LAGUNOFF, M., POTTINGER, P., ... & WEISSMAN, S. (2022). *Ryan & Sherris Medical Microbiology*. McGraw Hill Professional.
243. KENNETH, M. & MURPHY, W. 2022. *Janeway's Immunobiology*, WW NORTON.
244. KHAN, M. I., JUNG, S., NAM, K. C. & JO, C. 2016. Postmortem aging of beef with a special reference to the dry aging. *Korean journal for food science of animal resources*, 36, 159.
245. KHODURSKY, A. B. & COZZARELLI, N. R. 1998. The mechanism of inhibition of topoisomerase IV by quinolone antibacterials. *Journal of Biological Chemistry*, 273, 27668-27677.

246. KIM, Y. H. B., WARNER, R. D. & ROSENVOLD, K. 2014. Influence of high pre-rigor temperature and fast pH fall on muscle proteins and meat quality : a review. *Animal Production Science*, 54, 375-395.
247. KIM, Y. H., KIM, H. S., KIM, S., KIM, M. & KWAK, H. S. 2020. Prevalence and characteristics of antimicrobial-resistant *Staphylococcus aureus* and methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* from retail meat in Korea. *Food Science of Animal Resources*, 40, 758.
248. KINDRACHUK, K. N., FERNÁNDEZ, L., BAINS, M. & HANCOCK, R. E. 2011. Involvement of an ATP-dependent protease, PA0779/AsrA, in inducing heat shock in response to tobramycin in *Pseudomonas aeruginosa*. *Antimicrobial agents and chemotherapy*, 55, 1874-1882.
249. KIRBY, W. M. 1944. Extraction of a highly potent penicillin inactivator from penicillin resistant staphylococci. *Science*, 99, 452-453.
250. KIRST, H. A. 2010. New macrolide, lincosaminide and streptogramin B antibiotics. *Expert opinion on therapeutic patents*, 20, 1343-1357.
251. KLEIN, E., SMITH, D. L. & LAXMINARAYAN, R. 2007. Hospitalizations and deaths caused by methicillin-resistant *Staphylococcus aureus*, United States, 1999–2005. *Emerging infectious diseases*, 13, 1840.
252. KLOOS, W., ZIMMERMAN, R. & SMITH, R. 1976. Preliminary studies on the characterization and distribution of *Staphylococcus* and *Micrococcus* species on animal skin. *Applied and Environmental Microbiology*, 31, 53-59.
253. KOOHMARAIE, M. 1994. Muscle proteinases and meat aging. *Meat Science*, 36, 93-104.
254. KOUTSOUMANIS, K. & SOFOS, J. 2004. Microbial contamination.
255. KRAHN, T., GILMOUR, C., TILAK, J., FRAUD, S., KERR, N., LAU, C. H.-F. & POOLE, K. 2012. Determinants of intrinsic aminoglycoside resistance in *Pseudomonas aeruginosa*. *Antimicrobial agents and chemotherapy*, 56, 5591-5602.
256. KRAKAUER, T. & STILES, B. G. 2013. The staphylococcal enterotoxin (SE) family: SEB and siblings. *Virulence*, 4, 759-773.

257. KREASUKON, K., FETSCH, A., KRAUSHAAR, B., ALT, K., MÜLLER, K., KRÖMKER, V., ZESSIN, K.-H., KÄSBOHRER, A. & TENHAGEN, B.-A. 2012. Prevalence, antimicrobial resistance, and molecular characterization of methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* from bulk tank milk of dairy herds. *Journal of Dairy Science*, 95, 4382-4388.
258. KRUPA, P., BYSTRO , J., BANIA, J., PODKOWIK, M., EMPEL, J. & MROCZKOWSKA, A. 2014. Genotypes and oxacillin resistance of *Staphylococcus aureus* from chicken and chicken meat in Poland. *Poultry Science*, 93, 3179-3186.
259. KUEHN, J. S., GORDEN, P. J., MUNRO, D., RONG, R., DONG, Q., PLUMMER, P. J., WANG, C. & PHILLIPS, G. J. 2013. Bacterial community profiling of milk samples as a means to understand culture-negative bovine clinical mastitis. *PLOS ONE*, 8, e61959.
260. KUMAR, S., ATHREYA, A., GULATI, A., NAIR, R. M., MAHENDRAN, I., RANJAN, R. & PENMATSA, A. 2021. Structural basis of inhibition of a transporter from *Staphylococcus aureus*, NorC, through a single-domain camelid antibody. *Communications Biology*, 4, 1-11.
261. KUNZ, C. & RUDLOFF, S. 2002. Health benefits of milk derived carbohydrates. *Bulletin of the International Dairy Federation*.
262. LACEY, K. A., GONZALEZ, S., YEUNG, F., PUTZEL, G., PODKOWIK, M., PIRONTI, A., SHOPSIN, B., CADWELL, K. & TORRES, V. J. 2022. Microbiome-Independent Effects of Antibiotics in a Murine Model of Nosocomial Infections. *mBio*, e01240-22.
263. LAM, T., VAN WUIJCKHUISE, L., FRANKEN, P., MORSELT, M., HARTMAN, E. & SCHUKKEN, Y. 1996. Use of composite milk samples for diagnosis of *Staphylococcus aureus* mastitis in dairy cattle. *Journal of the American Veterinary Medical Association*, 208, 1705-1708.
264. LANDY, M., LARKUM, N. W., OSWALD, E. J. & STREIGHTOFF, F. 1943. Increased synthesis of p-aminobenzoic acid associated with the development of sulfonamide resistance in *Staphylococcus aureus*. *Science*, 97, 265-267.

265. LARKIN, E., CARMAN, R., KRAKAUER, T. & STILES, B. 2009. *Staphylococcus aureus* : the toxic presence of a pathogen extraordinaire. *Current medicinal chemistry*, 16, 4003-4019.
266. LE LOIR, Y., BARON, F. & GAUTIER, M. 2003. *Staphylococcus aureus* and food poisoning. *Genetics and molecular research : GMR*, 2, 63-76.
267. LEBRET, B., LENOIR, H., FONSECA, A., RIQUET, J. & MERCAT, M. 2021. Finishing season and feeding resources influence the quality of products from extensive-system Gascon pigs. Part 2: muscle traits and sensory quality of dry-cured ham. *animal*, 15, 100305.
268. LECLERCQ, R. 2002. Mechanisms of resistance to macrolides and lincosamides : nature of the resistance elements and their clinical implications. *Clinical infectious diseases*, 34, 482-492.
269. LEE, J. H. 2003. Methicillin (Oxacillin)-Resistant *Staphylococcus aureus* Strains Isolated from Major Food Animals and Their Potential Transmission to Humans. *Applied and Environmental Microbiology*, 69, 6489-6494.
270. LEVINE, C., HIASA, H. & MARIANS, K. J. 1998. DNA gyrase and topoisomerase IV: biochemical activities, physiological roles during chromosome replication, and drug sensitivities. *Biochimica et Biophysica Acta (BBA)-Gene Structure and Expression*, 1400, 29-43.
271. LI, J., FEßLER, A. T., JIANG, N., FAN, R., WANG, Y., WU, C., SHEN, J. & SCHWARZ, S. 2016. Molecular basis of rifampicin resistance in multiresistant porcine livestock-associated MRSA. *Journal of Antimicrobial Chemotherapy*, 71, 3313-3315.
272. LI, J., JIANG, N., KE, Y., FEßLER, A. T., WANG, Y., SCHWARZ, S. & WU, C. 2017. Characterization of pig-associated methicillin-resistant *Staphylococcus aureus*. *Veterinary Microbiology*, 201, 183-187.
273. LI, X.-Z., PLÉSIAT, P. & NIKAIDO, H. 2015. The challenge of efflux-mediated antibiotic resistance in Gram-negative bacteria. *Clinical microbiology reviews*, 28, 337-418.
274. LIN, A. V. 2015. *Indirect Elisa. ELISA*. Springer.

275. LINA, G., BOHACH, G. A., NAIR, S. P., HIRAMATSU, K., JOUVIN-MARCHE, E. & MARIUZZA, R. 2004. Standard nomenclature for the superantigens expressed by *Staphylococcus*. *The Journal of infectious diseases*, 189, 2334-2336.
276. LISTE, M., MARÍA, G., GARCÍA-BELENGUER, S., CHACÓN, G., GAZZOLA, P. & VILLARROEL, M. 2008. The effect of transport time, season and position on the truck on stress response in rabbits. *World rabbit science*, 16.
277. LIU, H., LI, S., MENG, L., DONG, L., ZHAO, S., LAN, X., WANG, J. & ZHENG, N. 2017. Prevalence, antimicrobial susceptibility, and molecular characterization of *Staphylococcus aureus* isolated from dairy herds in northern China. *Journal of Dairy Science*, 100, 8796-8803.
278. LOMIWES, D., FAROUK, M., WU, G. & YOUNG, O. 2014. The development of meat tenderness is likely to be compartmentalised by ultimate pH. *Meat Science*, 96, 646-651.
279. LONERGAN, S. M., TOPEL, D. G. & MARPLE, D. N. 2018. *The science of animal growth and meat technology*, Academic Press.
280. LONERGAN, S. M., TOPEL, D. G. & MARPLE, D. N. 2018. *The science of animal growth and meat technology*, Academic Press.
281. LOUDON, K. M., TARR, G., LEAN, I. J., POLKINGHORNE, R., MCGILCHRIST, P., DUNSHEA, F. R., GARDNER, G. E. & PETHICK, D. W. 2019. The impact of pre-slaughter stress on beef eating quality. *Animals*, 9, 612.
282. LOWY, F. D. 2003. Antimicrobial resistance : the example of *Staphylococcus aureus*. *The Journal of clinical investigation*, 111, 1265-1273.
283. MADANI, T., MAMINE, F. & DUTEURTRE, G. 2021. Régulation du secteur laitier en Algérie entre sécurité alimentaire et développement d'une production locale: synthèse. *Revue d'élevage et de médecine vétérinaire des pays tropicaux*, 74, 73-81.
284. MADR, MINISTERE DE L'AGRICULTURE ET DU DEVELOPPEMENT RURAL, ALGERIE. 2022. <http://madrp.gov.dz/agriculture/statistiques-agricoles/>
285. MARKS, S. & ROBERTS, T. 1993. *E. coli* 0157 : H7 ranks as the fourth most costly foodborne disease. *Food Review/National Food Review*, 16, 51-60.

286. MARKS, S. & ROBERTS, T. 1993. E. coli 0157 : H7 ranks as the fourth most costly foodborne disease. *Food Review/National Food Review*, 16, 51-60.
287. MATALLAH, A. M., BOUAYAD, L., BOUDJELLABA, S., MEBKHOUT, F., HAMDI, T. M. & RAMDANI-BOUGUESSA, N. 2019. Staphylococcus aureus isolated from selected dairies of Algeria : Prevalence and susceptibility to antibiotics. *Veterinary World*, 12.
288. MATALLAH, S., M'HAMDI, N., MATALLAH, F. & BOUNOUALA, Z. 2022. Effet du type de stabulation sur le bien-être des vaches laitières en Algérie. *Canadian Journal of Animal Science*, 102, 325-331.
289. MCHAFFIE, J. 2012. *Dirofilaria immitis* and *Wolbachia pipientis* : a thorough investigation of the symbiosis responsible for canine heartworm disease. *Parasitology research*, 110, 499-502.
290. MCKINLEY, T. J., LIPSCHUTZ-POWELL, D., MITCHELL, A. P., WOOD, J. L. & CONLAN, A. J. 2018. Risk factors and variations in detection of new bovine tuberculosis breakdowns via slaughterhouse surveillance in Great Britain. *PLOS ONE*, 13, e0198760.
291. MCPE, 2022. Ministère du Commerce et de la Promotion des Exportations.
292. MELTER, O. & RADOJEVI, B. 2010. Small colony variants of *Staphylococcus aureus*. *Folia microbiologica*, 55, 548-558.
293. Merriam-Webster Dictionary, 2022. <https://www.merriam-webster.com/dictionary/antibiotic>
294. MERZ, A., STEPHAN, R. & JOHLER, S. 2016. *Staphylococcus aureus* Isolates from Goat and Sheep Milk Seem to Be Closely Related and Differ from Isolates Detected from Bovine Milk. *Frontiers in Microbiology*, 7, 319.
295. MESKINI, Z., RECHIDI-SIDHOUM, N., BOUNAAMA, K., DAHOU, A. & HOMRANI, A. 2021. Management practices on dairy cattle breeding farms in northwest of Algeria. *Anim. Sci. Biotechnol.*, 54, 237-242.
296. MESSER, M. & URASHIMA, T. 2002. Evolution of milk oligosacharides and lactose. *Trends in Glycoscience and glycotecnology*, 14, 153-176.

297. MEYRAND, A., BOUTRAND LOEI, S., RAY GUENIOT, S., MAZUY, C., GASPARD, C., JAUBERT, G., PERRIN, G., LAPEYRE, C. & VERNOZY ROZAND, C. 1998. Growth and enterotoxin production of *Staphylococcus aureus* during the manufacture and ripening of Camembert type cheeses from raw goats' milk. *Journal of applied microbiology*, 85, 537-544.
298. MICHAELIDOU, N. & HASSAN, L. M. 2008. The role of health consciousness, food safety concern and ethical identity on attitudes and intentions towards organic food. *International journal of consumer studies*, 32, 163-170.
299. MICHALSKI, M.-C. 2007. On the supposed influence of milk homogenization on the risk of CVD, diabetes and allergy. *British Journal of Nutrition*, 97, 598-610.
300. MILLS, J., HORVÁTH, K., REYNOLDS, A. & BRIGHTWELL, G. 2018. Farm and abattoir sources of *Carnobacterium* species and implications for lamb meat spoilage. *Journal of applied microbiology*, 125, 142-147.
301. MONECKE, S., RUPPELT, A., WENDLANDT, S., SCHWARZ, S., SLICKERS, P., EHRLICH, R. & DE JÄCKEL, S. C. 2013. Genotyping of *Staphylococcus aureus* isolates from diseased poultry. *Veterinary Microbiology*, 162, 806-812.
302. MONTEL, M.-C., BUCHIN, S., MALLET, A., DELBES-PAUS, C., VUITTON, D. A., DESMASURES, N. & BERTHIER, F. 2014. Traditional cheeses: rich and diverse microbiota with associated benefits. *International Journal of Food Microbiology*, 177, 136-154.
303. MOON, J.-S., LEE, A.-R., KANG, H.-M., LEE, E.-S., KIM, M.-N., PAIK, Y., PARK, Y. H., JOO, Y.-S. & KOO, H. 2007. Phenotypic and genetic antibiogram of methicillin-resistant staphylococci isolated from bovine mastitis in Korea. *Journal of Dairy Science*, 90, 1176-1185.
304. MOON, J.-S., LEE, A.-R., KANG, H.-M., LEE, E.-S., KIM, M.-N., PAIK, Y., PARK, Y. H., JOO, Y.-S. & KOO, H. 2007. Phenotypic and genetic antibiogram of methicillin-resistant staphylococci isolated from bovine mastitis in Korea. *Journal of Dairy Science*, 90, 1176-1185.

305. MOOSAVY, M., KORDASHT, H. K., KHATIBI, S. & SOHRABI, H. 2019. Assessment of the chemical adulteration and hygienic quality of raw cow milk in the northwest of Iran. *Quality Assurance and Safety of Crops & Foods*, 11, 491-498.
306. MOOSAVY, M., MAHMOUDI, R., GHORBANPOUR, F. E. & KHATIBI, S. 2018. Evaluation of microbial and physicochemical characteristics of raw cow milk delivered to pasteurized milk plants in Tabriz city, Iran.
307. MORANDI, S., BRASCA, M. & LODI, R. 2011. Technological, phenotypic and genotypic characterisation of wild lactic acid bacteria involved in the production of Bitto PDO Italian cheese. *Dairy Science & Technology*, 91, 341-359.
308. MORENO-GRÚA, E., PÉREZ-FUENTES, S., MUÑOZ-SILVESTRE, A., VIANA, D., FERNÁNDEZ-ROS, A. B., SANZ-TEJERO, C., CORPA, J. M. & SELVA, L. 2018. Characterization of Livestock-Associated Methicillin-Resistant *Staphylococcus aureus* Isolates Obtained From Commercial Rabbitries Located in the Iberian Peninsula. *Frontiers in Microbiology*, 9, 1812.
309. MSPRH, 2014. MINISTERE DE LA SANTE, DE LA POPULATION ET DE LA REFORME HOSPITALIERE, ALGERIE. Circulaire N°1, relative à la mise en œuvre des dispositions fixées dans l'arrêté N°133 /MSPRH/SG du 30 décembre 2013 modifiant et complétant la liste des maladies à déclaration obligatoire.
310. MURPHY, E. 1985. Nucleotide sequence of a spectinomycin adenylyltransferase AAD (9) determinant from *Staphylococcus aureus* and its relationship to AAD (3 ) (9). *Molecular and General Genetics MGG*, 200, 33-39.
311. MURPHY, S. C., MARTIN, N. H., BARBANO, D. M. & WIEDMANN, M. 2016. Influence of raw milk quality on processed dairy products : How do raw milk quality test results relate to product quality and yield ? *Journal of Dairy Science*, 99, 10128-10149.
312. MURRAY, P. R., ROSENTHAL, K. S. & PFALLER, M. A. 2020. *Medical microbiology E-book*, Elsevier Health Sciences.
313. NAKAMINAMI, H., SATO-NAKAMINAMI, K. & NOGUCHI, N. 2014. A novel GyrB mutation in methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* (MRSA) confers a high level of resistance to third-generation quinolones. *International journal of antimicrobial agents*, 43, 478-479.

314. NAVAS, J., LEON, J., ARROYO, M. & GARCÍA LOBO, J. 1990. Nucleotide sequence and intracellular location of the product of the fosfomycin resistance gene from transposon Tn2921. *Antimicrobial agents and chemotherapy*, 34, 2016-2018.
315. NAVEENA, B., KIRAN, M., REDDY, K. S., RAMAKRISHNA, C., VAITHIYANATHAN, S. & DEVATKAL, S. K. 2011a. Effect of ammonium hydroxide on ultrastructure and tenderness of buffalo meat. *Meat Science*, 88, 727-732.
316. NAVEENA, B., SEN, A., MUTHUKUMAR, M., BABJI, Y. & KONDAIAH, N. 2011b. Effects of salt and ammonium hydroxide on the quality of ground buffalo meat. *Meat Science*, 87, 315-320.
317. NCCLS. 1999. Performance Standards for antimicrobial susceptibility testing. Ninth informational supplement M100-S9, 19(1). National Committee for Clinical Laboratory Standard
318. NELSON, M. L. 2001. The chemistry and cellular biology of the tetracyclines. *Tetracyclines in Biology, Chemistry and Medicine*. Springer.
319. NEWTON, K. & GILL, C. 1978. The development of the anaerobic spoilage flora of meat stored at chill temperatures. *Journal of applied bacteriology*, 44, 91-95.
320. NG, J. W., HOLT, D. C., LILLIEBRIDGE, R. A., STEPHENS, A. J., HUYGENS, F., TONG, S. Y., CURRIE, B. J. & GIFFARD, P. M. 2009. Phylogenetically distinct *Staphylococcus aureus* lineage prevalent among indigenous communities in northern Australia. *Journal of Clinical Microbiology*, 47, 2295-2300.
321. NICOLAOU, K., BODDY, C. N., BRÄSE, S. & WINSSINGER, N. 1999. Chemistry, biology, and medicine of the glycopeptide antibiotics. *Angewandte Chemie International Edition*, 38, 2096-2152.
322. NIELSEN, B. L., DYBKJÆR, L. & HERSKIN, M. 2011. Road transport of farm animals: effects of journey duration on animal welfare. *animal*, 5, 415-427.
323. NIJDAM, E., ZAILAN, A., VAN ECK, J., DECUYPERE, E. & STEGEMAN, J. 2006. Pathological features in dead on arrival broilers with special reference to heart disorders. *Poultry Science*, 85, 1303-1308.

324. NILSSON-EHLE, P., EGELRUD, T., BELFRAGE, P., OLIVECRONA, T. & BORGSTRÖM, B. 1973. Positional specificity of purified milk lipoprotein lipase. *Journal of Biological Chemistry*, 248, 6734-6737.
325. NORMANNO, G., CORRENTE, M., LA SALANDRA, G., DAMBROSIO, A., QUAGLIA, N., PARISI, A., GRECO, G., BELLACICCO, A., VIRGILIO, S. & CELANO, G. 2007. Methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* (MRSA) in foods of animal origin product in Italy. *International Journal of Food Microbiology*, 117, 219-222.
326. NORMANNO, G., DAMBROSIO, A., LORUSSO, V., SAMOILIS, G., DI TARANTO, P. & PARISI, A. 2015. Methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* (MRSA) in slaughtered pigs and abattoir workers in Italy. *Food Microbiology*, 51, 51-56.
327. NYCHAS, G.-J. E., SKANDAMIS, P. N., TASSOU, C. C. & KOUTSOUMANIS, K. P. 2008. Meat spoilage during distribution. *Meat Science*, 78, 77-89.
328. OBAIDAT, M. M., BANI SALMAN, A. E. & ROESS, A. A. 2018. High prevalence and antimicrobial resistance of *mecA* *Staphylococcus aureus* in dairy cattle, sheep, and goat bulk tank milk in Jordan. *Tropical animal health and production*, 50, 405-412.
329. OCDE. 2020. *Politiques agricoles : suivi et évaluation 2020*, Éditions OCDE, Paris
330. OCDE/FAO. 2020. *Organisation de coopération et de développement économiques (OCDE), Food and Agriculture Organization of the United Nations. Perspectives agricoles de l'OCDE et de la FAO 2020-2029*, [https://www.oecd-ilibrary.org/agriculture-and-food/perspectives-agricoles-de-l-ocde-et-de-la-fao-2020-2029\\_ccc6f09c-fr](https://www.oecd-ilibrary.org/agriculture-and-food/perspectives-agricoles-de-l-ocde-et-de-la-fao-2020-2029_ccc6f09c-fr).
331. OIE, 2017. *Office International des Épizooties. Extraits de Santé animale mondiale*. Office International des Épizooties.
332. O'MAHONY, J. & TUOHY, J. 2013. Further applications of membrane filtration in dairy processing. *Membrane processing: Dairy and beverage applications*, 225-261.
333. OMS, 2016. *Global tuberculosis report 2016*. Geneva, Switzerland.

334. OMS, 2022. <https://www.who.int/fr/news-room/fact-sheets/detail/food-safety>.
335. OMURA, S. 2002. Macrolide antibiotics : chemistry, biology, and practice, Academic press.
336. ÖNCEL, T., IÇA, T. & AKAN, M. 2004. Beta lactamase production rate and antimicrobial susceptibility of Staphylococcus aureus isolated from clinical and subclinical mastitis cases in Turkey. *Revue Méd. Vét.*, 4.
337. O'NEILL, A. J. & CHOPRA, I. 2006. Molecular basis of fusB mediated resistance to fusidic acid in Staphylococcus aureus. *Molecular microbiology*, 59, 664-676.
338. O'NEILL, A., MCLAWS, F., KAHLMETER, G., HENRIKSEN, A. & CHOPRA, I. 2007. Genetic basis of resistance to fusidic acid in staphylococci. *Antimicrobial agents and chemotherapy*, 51, 1737-1740.
339. OSTYN, A., DE BUYSER, M., GUILLIER, F., GROULT, J., FELIX, B., SALAH, S., DELMAS, G. & HENNEKINNE, J. 2010. First evidence of a food poisoning outbreak due to staphylococcal enterotoxin type E, France, 2009. *Eurosurveillance*, 15, 19528.
340. OTTO, M. 2008. Staphylococcal biofilms. *Bacterial biofilms*, 207-228.
341. OUALI, A., GAGAOUA, M., BOUDIDA, Y., BECILA, S., BOUDJELLAL, A., HERRERA-MENDEZ, C. H. & SENTANDREU, M. A. 2013. Biomarkers of meat tenderness : present knowledge and perspectives in regards to our current understanding of the mechanisms involved. *Meat Science*, 95, 854-870.
342. OUCHENANE, Z., SMATI, F., ROLAIN, J.-M. & RAOULT, D. 2011. Molecular characterization of methicillin-resistant Staphylococcus aureus isolates in Algeria. *Pathologie Biologie*, 59, e129-e132.
343. OVERESCH, G., BÜTTNER, S., ROSSANO, A. & PERRETEN, V. 2011. The increase of methicillin-resistant Staphylococcus aureus (MRSA) and the presence of an unusual sequence type ST49 in slaughter pigs in Switzerland. *BMC veterinary research*, 7, 1-9.
344. ÖZDEMİR, S., EKİZ, E. E. & EKİZ, B. 2022. Effect of lairage duration on cattle behaviors and stockperson actions in the slaughter corridor in Simmental and Swiss Brown breeds. *Tropical animal health and production*, 54, 1-7.

345. PALUDI, D., VERGARA, A., FESTINO, A., CICCIO, P., COSTANZO, C., CONTER, M., ZANARDI, E., GHIDINI, S. & IANIERI, A. 2011. Antimicrobial resistance pattern of methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* in the food industry. *Journal of biological regulators and homeostatic agents*, 25, 671-7.
346. PAPADOPOULOS, P., ANGELIDIS, A. S., PAPADOPOULOS, T., KOTZAMANIDIS, C., ZDRAGAS, A., PAPA, A., FILIOUSSIS, G. & SERGELIDIS, D. 2019. *Staphylococcus aureus* and methicillin-resistant *S. aureus* (MRSA) in bulk tank milk, livestock and dairy-farm personnel in north-central and north-eastern Greece : Prevalence, characterization and genetic relatedness. *Food Microbiology*, 84, 103249.
347. PARK, Y. & HAENLEIN, G. 2010. Milk production. *Goat science and production*, 12, 275.
348. PARK, Y. W. 2009. *Bioactive components in milk and dairy products*, John Wiley & Sons.
349. PARK, Y. W. 2017. Goat milk—chemistry and nutrition. *Handbook of milk of non bovine mammals*, 42-83.
350. PARK, Y. W., MARNET, P.-G., YART, L. & HAENLEIN, G. 2013. Mammary secretion and lactation. *Milk and Dairy Products in Human Nutrition : Production, Composition and Health*, Wiley, Blackwell, 31-45.
351. PARK, Y., JUÁREZ, M., RAMOS, M. & HAENLEIN, G. 2007. Physico-chemical characteristics of goat and sheep milk. *Small Ruminant Research*, 68, 88-113.
352. PARVIN, M., ALI, M., TALUKDER, S., NAHAR, A., CHOWDHURY, E. H., RAHMAN, M. & ISLAM, M. 2021. Prevalence and multidrug resistance pattern of methicillin resistant *S. aureus* isolated from frozen chicken meat in Bangladesh. *Microorganisms*, 9, 636.
353. PEKANA, A. & GREEN, E. 2018. Antimicrobial resistance profiles of *Staphylococcus aureus* isolated from meat carcasses and bovine milk in abattoirs and dairy farms of the Eastern Cape, South Africa. *International Journal of Environmental Research and Public Health*, 15, 2223.
354. PEREYRA, E. A., PICECH, F., RENNA, M. S., BARAVALLE, C., ANDREOTTI, C. S., RUSSI, R., CALVINHO, L. F., DIEZ, C. & DALLARD, B. E. 2016.

Detection of *Staphylococcus aureus* adhesion and biofilm-producing genes and their expression during internalization in bovine mammary epithelial cells. *Veterinary Microbiology*, 183, 69-77.

355. PERIASAMY, S., JOO, H.-S., DUONG, A. C., BACH, T.-H. L., TAN, V. Y., CHATTERJEE, S. S., CHEUNG, G. Y. & OTTO, M. 2012. How *Staphylococcus aureus* biofilms develop their characteristic structure. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 109, 1281-1286.

356. PERIN, L. M., SARDARO, M. L. S., NERO, L. A., NEVIANI, E. & GATTI, M. 2017. Bacterial ecology of artisanal Minas cheeses assessed by culture-dependent and-independent methods. *Food Microbiology*, 65, 160-169.

357. PESCHEL, A. & OTTO, M. 2013. Phenol-soluble modulins and staphylococcal infection. *Nature Reviews Microbiology*, 11, 667-673.

358. PETON, V. & LE LOIR, Y. 2014. *Staphylococcus aureus* in veterinary medicine. *Infection, Genetics and Evolution*, 21, 602-615.

359. PETROVSKI, K., TRAJCEV, M. & BUNESKI, G. 2006. A review of the factors affecting the costs of bovine mastitis. *Journal of the South African Veterinary Association*, 77, 52-60.

360. PETRUZZI, L., CORBO, M. R., SINIGAGLIA, M. & BEVILACQUA, A. 2017. Microbial spoilage of foods: Fundamentals. The microbiological quality of food. Elsevier.

361. PETTERNEL, C., GALLER, H., ZARFEL, G., LUXNER, J., HAAS, D., GRISOLD, A. J., REINTHALER, F. F. & FEIERL, G. 2014. Isolation and characterization of multidrug-resistant bacteria from minced meat in Austria. *Food Microbiology*, 44, 41-46.

362. PEXARA, A., SOLOMAKOS, N., SERGELIDIS, D., ANGELIDIS, A. S. & GOVARIS, A. 2016. Occurrence and antibiotic resistance of enterotoxigenic *Staphylococcus aureus* in raw ovine and caprine milk in Greece. *Dairy Science & Technology*, 96, 345-357.

363. Pezzlo, M. (ed). 1994. Aerobic bacteriology, p. 1.0.0.-1.20.47. In H. D. Isenberg (ed), *Clinical microbiology procedures handbook*, vol. 1. American Society for microbiology, Washington, D. C

364. PHAM-HUY, C. & HUY, B. P. 2022. Food and Lifestyle in Health and Disease, CRC Press.
365. PICCININI, R., BORROMEO, V. & ZECCONI, A. 2010. Relationship between *S. aureus* gene pattern and dairy herd mastitis prevalence. *Veterinary Microbiology*, 145, 100-105.
366. PIDDOCK, L. 1996. Does the use of antimicrobial agents in veterinary medicine and animal husbandry select antibiotic-resistant bacteria that infect man and compromise antimicrobial chemotherapy? *The Journal of antimicrobial chemotherapy*, 38, 1-3.
367. PODBIELSKA, A., GALKOWSKA, H. & OLSZEWSKI, W. L. 2011. Staphylococcal and enterococcal virulence-a review. *Central Eur J Immunol*, 36, 56-64.
368. POLLOCK, J. M. & NEILL, S. 2002. Mycobacterium bovis infection and tuberculosis in cattle. *The Veterinary Journal*, 163, 115-127.
369. POOLE, K. 2011. Pseudomonas aeruginosa : resistance to the max. *Frontiers in Microbiology*, 2, 65.
370. POTHAKOS, V., DEVLIEGHIERE, F., VILLANI, F., BJÖRKROTH, J. & ERCOLINI, D. 2015. Lactic acid bacteria and their controversial role in fresh meat spoilage. *Meat Science*, 109, 66-74.
371. POUPET, H. 2016. L'automatisation en bactériologie : c'est maintenant ! *Bulletin de l'Académie Vétérinaire de France*.
372. PRESCOTT, C. E. 2010. Litter decomposition : what controls it and how can we alter it to sequester more carbon in forest soils? *Biogeochemistry*, 101, 133-149.
373. PRESCOTT, L. M. & HARLEY, J. P. 2002. Harley Prescott : Laboratory Exercises in Microbiology, Fifth Editio. The McGraw– Hill.
374. PRESCOTT, L., HARLEY, J. & KLEIN, D. 2003. Microbiologie. 2eme édition française. Éditions De Boeck Université, Bruxelles, Belgique.
375. PROCTOR, R. A., KAHL, B., VON EIFF, C., VAUDAUX, P. E., LEW, D. P. & PETERS, G. 1998. Staphylococcal small colony variants have novel mechanisms for antibiotic resistance. *Clinical infectious diseases*, 27, S68-S74.

376. PROCTOR, R. A., VAN LANGEVELDE, P., KRISTJANSSON, M., MASLOW, J. N. & ARBEIT, R. D. 1995. Persistent and relapsing infections associated with small-colony variants of *Staphylococcus aureus*. *Clinical infectious diseases*, 20, 95-102.
377. PROIETTI, P. C., COPPOLA, G., BIETTA, A., MARENZONI, M. L., HYATT, D. R., COLETTI, M. & PASSAMONTI, F. 2010. Characterization of genes encoding virulence determinants and toxins in *Staphylococcus aureus* from bovine milk in Central Italy. *Journal of Veterinary Medical Science*, 1007010276-1007010276.
378. PUBLIC HEALTH AGENCY OF CANADA. 2013. Protecting Canadians from illness. CHICA-National Education Conference. Dr Howard Noo. Retrieved May 21, 2014 from [http://www.ipac-canada.org/conf/13\\_presentations/tuesday\\_njoo\\_phacupdateFre.pdf](http://www.ipac-canada.org/conf/13_presentations/tuesday_njoo_phacupdateFre.pdf).
379. QUEZADA-AGUILUZ, M., AGUAYO-REYES, A., CARRASCO, C., MEJÍAS, D., SAAVEDRA, P., MELLA-MONTECINOS, S., OPAZO-CAPURRO, A., BELLO-TOLEDO, H., MUNITA, J. M. & HORMAZÁBAL, J. C. 2022. Phenotypic and Genotypic Characterization of Macrolide, Lincosamide and Streptogramin B Resistance among Clinical Methicillin-Resistant *Staphylococcus aureus* Isolates in Chile. *Antibiotics*, 11, 1000.
380. RADEMAKER, C. J., BEBE, B. O., VAN DER LEE, J., KILELU, C. & TONU, C. 2016. Sustainable growth of the Kenyan dairy sector : a quick scan of robustness, reliability and resilience. Wageningen University & Research, Wageningen Livestock Research.
381. RAHAL, K. 2005. Standardisation de l'Antibiogramme en Médecine Vétérinaire à l'échelle Nationale selon les recommandations de l'OMS. 3ème édition, 2005.p18-24
382. RAHIMI, E. & ALIAN, F. 2013. Presence of enterotoxigenic *Staphylococcus aureus* in cow, camel, sheep, goat, and buffalo bulk tank milk. *Veterinarski arhiv*, 83, 23-30.
383. RAYNAL-LJUTOVAC, K., LAGRIFFOUL, G., PACCARD, P., GUILLET, I. & CHILLIARD, Y. 2008. Composition of goat and sheep milk products: An update. *Small Ruminant Research*, 79, 57-72.

384. RAZA, N. & KIM, K.-H. 2018. Quantification techniques for important environmental contaminants in milk and dairy products. *TrAC Trends in Analytical Chemistry*, 98, 79-94.
385. REMY, D. 2010. *Les mammites : Hygiène, Prévention, Environnement Guides France Agricole*.
386. REYNOLDS, P. E. 1989. Structure, biochemistry and mechanism of action of glycopeptide antibiotics. *European Journal of Clinical Microbiology and Infectious Diseases*, 8, 943-950.
387. RIBEIRO, S., COELHO, M., TODOROV, S., FRANCO, B., DAPKEVICIUS, M. & SILVA, C. 2014. Technological properties of bacteriocin producing lactic acid bacteria isolated from Pico cheese an artisanal cow's milk cheese. *Journal of applied microbiology*, 116, 573-585.
388. RIEDEL, S., MORSE, S. A., MIETZNER, T. A. & MILLER, S. 2019. *Jawetz Melnick & Adelbergs Medical Microbiology 28 E*, McGraw Hill Professional.
389. RIEGEL, P., DE BRIEL, D. & DAUWALDER, O. 2016. Automatisation de l'identification bactérienne. *Revue francophone des laboratoires*, 2016, 39-47.
390. ROBERTS, M. C. 1996. Tetracycline resistance determinants : mechanisms of action, regulation of expression, genetic mobility, and distribution. *FEMS Microbiology Reviews*, 19, 1-24.
391. ROBERTS, M. C., SUTCLIFFE, J., COURVALIN, P., JENSEN, L. B., ROOD, J. & SEPPALA, H. 1999. Nomenclature for macrolide and macrolide-lincosamide-streptogramin B resistance determinants. *Antimicrobial agents and chemotherapy*, 43, 2823-2830.
392. ROBINSON, R. K. & TAMIME, A. Y. 2002. Maintaining a clean working environment. *Dairy microbiology handbook : the microbiology of milk and milk products*, 561-591.
393. RODRIGUES, L. R. 2013. Milk minor constituents, enzymes, hormones, growth factors, and organic acids.

394. ROLA, J. G., CZUBKOWSKA, A., KORPYSA-DZIRBA, W. & OSEK, J. 2016. Occurrence of *Staphylococcus aureus* on farms with small scale production of raw milk cheeses in Poland. *Toxins*, 8, 62.
395. ROLA, J. G., KORPYSA-DZIRBA, W. & OSEK, J. 2013. Prevalence of *Staphylococcus aureus* and staphylococcal enterotoxins at different stages of production of raw milk cheeses-preliminary results. *Journal of Veterinary Research*, 57, 341-345.
396. RONG, D., WU, Q., XU, M., ZHANG, J. & YU, S. 2017. Prevalence, virulence genes, antimicrobial susceptibility, and genetic diversity of *Staphylococcus aureus* from retail aquatic products in China. *Frontiers in Microbiology*, 8, 714.
397. RORTANA, C., NGUYEN-VIET, H., TUM, S., UNGER, F., BOQVIST, S., DANG-XUAN, S., KOAM, S., GRACE, D., OSBJER, K. & HENG, T. 2021. Prevalence of *Salmonella* spp. and *Staphylococcus aureus* in chicken meat and pork from Cambodian Markets. *Pathogens*, 10, 556.
398. ROWLAND, S. J. 1938. 177. The protein distribution in normal and abnormal milk. *Journal of Dairy Research*, 9, 47-57.
399. RUIZ, L. & ALVAREZ-ORDÓÑEZ, A. 2017. The Role of the Food Chain in the Spread of Antimicrobial Resistance (AMR).
400. SADOVSKAYA, I., VINOGRADOV, E., LI, J., HACHANI, A., KOWALSKA, K. & FILLOUX, A. 2010. High-level antibiotic resistance in *Pseudomonas aeruginosa* biofilm : the ndvB gene is involved in the production of highly glycerol-phosphorylated (1-3)-glucans, which bind aminoglycosides. *Glycobiology*, 20, 895-904.
401. SAGAR, S., KAISTHA, S., DAS, A. J. & KUMAR, R. 2019. *Antibiotic Resistant Bacteria: A Challenge to Modern Medicine*, Springer.
402. SALIFOU, C., BOKO, K., ATTAKPA, Y., AGOSSA, R., OGBANKOTAN, I., FAROUGOU, S., MENSAH, G., SALIFOU, S., CLINQUART, A. & YOUSAO, A. 2013. Evaluation de la qualité bactériologique de viande fraîche de bovins abattus aux abattoirs de Cotonou-Porto-Novo au cours de la chaîne de distribution. *Journal of Animal & Plant Sciences*, 17, 2567-2579.
403. Salim, A. M. 2015. *Meat : The opium of the 21st Century*, BoD-Books on Demand.

404. SALYERS, A. A. & WHITT, D. D. 2005. Revenge of the microbes : how bacterial resistance is undermining the antibiotic miracle, ASM press Washington, DC.
405. ANLIBABA, P. 2022. Prevalence, antibiotic resistance, and enterotoxin production of *Staphylococcus aureus* isolated from retail raw beef, sheep, and lamb meat in Turkey. *International Journal of Food Microbiology*, 361, 109461.
406. SARHANE, B., MOHAMED, K. & SENOUCI, S. 2014. Prevalence of *Staphylococcus aureus* isolated from chicken meat marketed in Rabat, Morocco. *International Journal of Innovation and Applied Studies*, 7, 1665-1670.
407. SAROGLU, G., CROMER, M. & BISNO, A. L. 1980. Methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* : interstate spread of nosocomial infections with emergence of gentamicin-methicillin resistant strains. *Infection Control & Hospital Epidemiology*, 1, 81-89.
408. SAUVAGE, E. & TERRAK, M. 2016. Glycosyltransferases and transpeptidases/penicillin-binding proteins : valuable targets for new antibacterials. *Antibiotics*, 5, 12.
409. SCHAEFER SEIDLER, C., JUDGE, M., COUSIN, M. & ABERLE, E. 1984. Microbiological contamination and primal cut yields of skinned and scalded pork carcasses. *Journal of Food Science*, 49, 356-358.
410. SCHMIDT, G. 1971. Mammary gland involution. *Biology of Lactation*. GW Salisbury, editor. WH Freeman and Company, San Francisco, CA, 137-148.
411. SCHUKKEN, Y. H., GÜNTHER, J., FITZPATRICK, J., FONTAINE, M. C., GOETZE, L., HOLST, O., LEIGH, J., PETZL, W., SCHUBERTH, H.-J. & SIPKA, A. 2011. Host-response patterns of intramammary infections in dairy cows. *Veterinary immunology and immunopathology*, 144, 270-289.
412. SCHWARTZKOPF-GENSWEIN, K. & GRANDIN, T. 2014. Cattle transport by road. *Livestock handling and transport*. Cabi Wallingford UK.
413. SCHWARTZKOPF-GENSWEIN, K., FAUCITANO, L., DADGAR, S., SHAND, P., GONZÁLEZ, L. & CROWE, T. 2012. Road transport of cattle, swine and poultry in North America and its impact on animal welfare, carcass and meat quality: A review. *Meat Science*, 92, 227-243.

414. SCHWARZ, S., KEHRENBURG, C., DOUBLET, B. & CLOECKAERT, A. 2004. Molecular basis of bacterial resistance to chloramphenicol and florfenicol. *FEMS Microbiology Reviews*, 28, 519-542.
415. SEIFERT, H., WISPLINGHOFF, H., SCHNABEL, P. & VON EIFF, C. 2003. Small colony variants of *Staphylococcus aureus* and pacemaker-related infection. *Emerging infectious diseases*, 9, 1316.
416. SENTANDREU, M., COULIS, G. & OUALI, A. 2002. Role of muscle endopeptidases and their inhibitors in meat tenderness. *Trends in Food Science & Technology*, 13, 400-421.
417. SERIEYS, F., GICQUEL-BRUNEAU, M. & BLANCHE, F. 2005. Homogénéité intra-troupeau des souches de *Staphylococcus aureus* de mammites sub-cliniques pour la production de  $\beta$ -lactamase et la résistance à la pénicilline. 4.
418. SHAHEEN, M., TANTARY, H. & NABI, S. 2016. A treatise on bovine mastitis : disease and disease economics, etiological basis, risk factors, impact on human health, therapeutic management, prevention and control strategy. *Advances in Dairy Research*, 1-10.
419. SHARMA, S., SINGH, L. & SINGH, S. 2013. Comparative study between penicillin and ampicillin. *Scholars Journal of Applied Medical Sciences*, 1, 291-294.
420. SHARP, S. E. & SEARCY, C. 2006. Comparison of Mannitol Salt Agar and Blood Agar Plates for Identification and Susceptibility Testing of *Staphylococcus aureus* in Specimens from Cystic Fibrosis Patients. *Journal of Clinical Microbiology*, 44, 4545-4546.
421. SHEPHEARD, M. A., FLEMING, V. M., CONNOR, T. R., CORANDER, J., FEIL, E. J., FRASER, C. & HANAGE, W. P. 2013. Historical zoonoses and other changes in host tropism of *Staphylococcus aureus*, identified by phylogenetic analysis of a population dataset. *PLOS ONE*, 8, e62369.
422. SHIPKOVA, M. & JAMOSSI, H. 2022. Therapeutic drug monitoring of antibiotic drugs: the role of the clinical laboratory. *Therapeutic Drug Monitoring*, 44, 32-49.

423. SIDHOUM N. 2019. Enquête épidémiologique de la brucellose animale et humaine. Cas de la Wilaya de Mostaganem. Thèse de doctorat. Université de Mostaganem. Algérie.
424. SILVA, A. R., PAULO, É. N., SANT'ANA, A. S., CHAVES, R. D. & MASSAGUER, P. R. 2011. Involvement of *Clostridium gasigenes* and *C. algidicarnis* in 'blown pack' spoilage of Brazilian vacuum-packed beef. *International Journal of Food Microbiology*, 148, 156-163.
425. SIMOVA, V., VOGLAROVA, E., VECEREK, V., PASSANTINO, A. & BEDANOVA, I. 2017. Effects of travel distance and season of the year on transport related mortality in cattle. *Animal Science Journal*, 88, 526-532.
426. SMAALI, S., BOUKAZOULA, F., SAADI, L. & BRAHEM, I. 2020. Prevalence of methicillin-resistant staphylococcal mastitis in ruminants. *Adv. Anim. Vet. Sci*, 8, 428-432.
427. SMITH, A., JACKSON, M. & BAGG, J. 2001. The ecology of *Staphylococcus* species in the oral cavity. *Journal of Medical Microbiology*, 50, 940-946.
428. SMITH, T. C. & PEARSON, N. 2011. The emergence of *Staphylococcus aureus* ST398. *Vector-Borne and Zoonotic Diseases*, 11, 327-339.
429. SOARES, J. C., MARQUES, M. R., TAVARIA, F. K., PEREIRA, J. O., MALCATA, F. X. & PINTADO, M. M. 2011. Biodiversity and characterization of *Staphylococcus* species isolated from a small manufacturing dairy plant in Portugal. *International Journal of Food Microbiology*, 146, 123-129.
430. SOEPRANIANONDO, K. & WARDHANA, D. K. 2019. Analysis of bacterial contamination and antibiotic residue of beef meat from city slaughterhouses in East Java Province, Indonesia. *Veterinary World*, 12, 243.
431. SOHMEN, D., HARMS, J. M., SCHLÜNZEN, F. & WILSON, D. N. 2009. Enhanced SnapShot: Antibiotic inhibition of protein synthesis II. *Cell*, 139, 212-212. e1.
432. SONG, M., BAI, Y., XU, J., CARTER, M. Q., SHI, C. & SHI, X. 2015. Genetic diversity and virulence potential of *Staphylococcus aureus* isolates from raw and processed food commodities in Shanghai. *International Journal of Food Microbiology*, 195, 1-8.

433. SOREN, N., SASTRY, V., SAHA, S. & MENDIRATTA, S. 2008. Effect of feeding processed karanj (*Pongamia glabra*) cake on carcass characteristics and meat sensory attributes of fattening lambs. *Indian Journal of Animal Sciences*, 78, 858-862.
434. SORIMACHI, H., KINBARA, K., KIMURA, S., TAKAHASHI, M., ISHIURA, S., SASAGAWA, N., SORIMACHI, N., SHIMADA, H., TAGAWA, K. & MARUYAMA, K. 1995. Muscle-specific Calpain, p94, Responsible for Limb Girdle Muscular Dystrophy Type 2A, Associates with Connectin through IS2, a p94-specific Sequence (\*). *Journal of Biological Chemistry*, 270, 31158-31162.
435. SPANU, V., SPANU, C., VIRDIS, S., COSSU, F., SCARANO, C. & DE SANTIS, E. P. L. 2012. Virulence factors and genetic variability of *Staphylococcus aureus* strains isolated from raw sheep's milk cheese. *International Journal of Food Microbiology*, 153, 53-57.
436. SPELLBERG, B., HANSEN, G. R., KAR, A., CORDOVA, C. D., PRICE, L. B. & JOHNSON, J. R. 2016. Antibiotic resistance in humans and animals. *NAM Perspectives*.
437. SPERBER, W. Z. & TATINI, S. 1975. Interpretation of the tube coagulase test for identification of *Staphylococcus aureus*. *Applied microbiology*, 29, 502-505.
438. STELLATO, G., LA STORIA, A., DE FILIPPIS, F., BORRIELLO, G., VILLANI, F. & ERCOLINI, D. 2016. Overlap of spoilage-associated microbiota between meat and the meat processing environment in small-scale and large-scale retail distributions. *Applied and Environmental Microbiology*, 82, 4045-4054.
439. STOCKS, J. & GALTON, D. 1980. Activation of the phospholipase A1 activity of lipoprotein lipase by apoprotein C II. *Lipids*, 15, 186-190.
440. STOODLEY, P., SAUER, K., DAVIES, D. G. & COSTERTON, J. W. 2002. Biofilms as complex differentiated communities. *Annual Reviews in Microbiology*, 56, 187-209.
441. SUGRUE, I., TOBIN, C., ROSS, R. P., STANTON, C. & HILL, C. 2019. Foodborne pathogens and zoonotic diseases. Raw milk. Elsevier.
442. SUN, S., SELMER, M. & ANDERSSON, D. I. 2014. Resistance to  $\beta$ -lactam antibiotics conferred by point mutations in penicillin-binding proteins PBP3, PBP4 and PBP6 in *Salmonella enterica*. *PLOS ONE*, 9, e97202.

443. SWARTZ, D. R., GREASER, M. L. & CANTINO, M. E. 2009. Muscle structure and function. *Applied muscle biology and meat science*, 1-46.
444. TAKAHASHI, H., KIKUCHI, T., SHOJI, S., FUJIMURA, S., LUTFOR, A. B., TOKUE, Y., NUKIWA, T. & WATANABE, A. 1998. Characterization of *gyrA*, *gyrB*, *grlA* and *grlB* mutations in fluoroquinolone-resistant clinical isolates of *Staphylococcus aureus*. *The Journal of antimicrobial chemotherapy*, 41, 49-57.
445. TAMIME, A., WSZOLEK, M., BOŽANI, R. & ÖZER, B. 2011. Popular ovine and caprine fermented milks. *Small Ruminant Research*, 101, 2-16.
446. TAREKGNE, E. K., SKJERDAL, T., SKEIE, S., RUDI, K., PORCELLATO, D., FELIX, B. & NARVHUS, J. A. 2016. Enterotoxin gene profile and molecular characterization of *Staphylococcus aureus* isolates from bovine bulk milk and milk products of Tigray region, northern Ethiopia. *Journal of Food Protection*, 79, 1387-1395.
447. TAYLOR TA., UNAKAL CG. *Staphylococcus aureus*. 2022 Feb 14. In: StatPearls [Internet]. Treasure Island (FL): StatPearls Publishing; 2022 Jan-. PMID: 28722898.
448. TAZERART, F., SAAD, J., SAHRAOUI, N., YALA, D., NIAR, A. & DRANCOURT, M. 2021. Whole Genome Sequence Analysis of *Mycobacterium bovis* Cattle Isolates, Algeria. *Pathogens*, 10, 802.
449. TEKE, B., AKDAG, F., EKIZ, B. & UGURLU, M. 2014. Effects of different lairage times after long distance transportation on carcass and meat quality characteristics of Hungarian Simmental bulls. *Meat Science*, 96, 224-229.
450. TESHOME, G., ASSEFA, Z. & KEBA, A. 2020. Assessment of microbial quality status of raw beef around Addis Ababa city, Ethiopia. *African Journal of Food Science*, 14, 209-214.
451. THAKARE, R., DASGUPTA, A. & CHOPRA, S. 2018. Eravacycline for the treatment of patients with bacterial infections. *Drugs of Today (Barcelona, Spain : 1998)*, 54, 245-254.
452. THOMAS, M. E. & COWLARD, J. 1955. Studies on a CO<sub>2</sub>-dependent *Staphylococcus*. *Journal of Clinical Pathology*, 8, 288.

453. TITOUCHE, Y., HAKEM, A., HOUALI, K., MEHEUT, T., VINGADASSALON, N., RUIZ-RIPA, L., SALMI, D., CHERGUI, A., CHENOUF, N. & HENNEKINNE, J. 2019. Emergence of methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* (MRSA) ST8 in raw milk and traditional dairy products in the Tizi Ouzou area of Algeria. *Journal of Dairy Science*, 102, 6876-6884.
454. TITOUCHE, Y., HOUALI, K., RUIZ RIPA, L., VINGADASSALON, N., NIA, Y., FATIHI, A., CAUQUIL, A., BOUCHEZ, P., BOUHIER, L. & TORRES, C. 2020. Enterotoxin genes and antimicrobial resistance in *Staphylococcus aureus* isolated from food products in Algeria. *Journal of applied microbiology*, 129, 1043-1052.
455. TOUCH, V. & DEETH, H. 2009. Microbiology of raw and market milks. *Milk processing and quality management*, 48.
456. TRINIDAD, P., NICKERSON, S. & ALLEY, T. 1990. Prevalence of intramammary infection and teat canal colonization in unbred and primigravid dairy heifers. *Journal of Dairy Science*, 73, 107-114.
457. TRUANT, A. L. 2016. *Manual of commercial methods in clinical microbiology*, John Wiley & Sons.
458. TUCHSCHERR, L., MEDINA, E., HUSSAIN, M., VÖLKER, W., HEITMANN, V., NIEMANN, S., HOLZINGER, D., ROTH, J., PROCTOR, R. A. & BECKER, K. 2011. *Staphylococcus aureus* phenotype switching : an effective bacterial strategy to escape host immune response and establish a chronic infection. *EMBO molecular medicine*, 3, 129-141.
459. TÜRKYİLMAZ, S., TEKBİYİK, S., ORYASIN, E. & BOZDOĞAN, B. 2010. Molecular epidemiology and antimicrobial resistance mechanisms of methicillin resistant *Staphylococcus aureus* isolated from bovine milk. *Zoonoses and Public Health*, 57, 197-203.
460. UÇAR, A., YILMAZ, M. V. & ÇAKIRO LU, F. P. 2016. Food Safety–Problems and Solutions. Significance, prevention and control of food related diseases, 3.
461. VALKOVA, L., VECEREK, V., VOŠLAROVA, E., KALUZA, M., TAKACOVA, D. & BRSCIC, M. 2022. Animal welfare during transport: comparison of

mortality during transport from farm to slaughter of different animal species and categories in the Czech Republic. *Italian Journal of Animal Science*, 21, 914-923.

462. VANDERHAEGHEN, W., CERPENTIER, T., ADRIAENSEN, C., VICCA, J., HERMANS, K. & BUTAYE, P. 2010. Methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* (MRSA) ST398 associated with clinical and subclinical mastitis in Belgian cows. *Veterinary Microbiology*, 144, 166-171.

463. VARSHNEY, A. K., MEDIAVILLA, J. R., ROBIUO, N., GUH, A., WANG, X., GIALANELLA, P., LEVI, M. H., KREISWIRTH, B. N. & FRIES, B. C. 2009. Diverse enterotoxin gene profiles among clonal complexes of *Staphylococcus aureus* isolates from the Bronx, New York. *Applied and Environmental Microbiology*, 75, 6839-6849.

464. VENEMA, K. 2012. Intestinal fermentation of lactose and prebiotic lactose derivatives, including human milk oligosaccharides. *International Dairy Journal*, 22, 123-140.

465. VILA, J., MARTÍ, S. & SANCHEZ-CÉSPEDES, J. 2007. Porins, efflux pumps and multidrug resistance in *Acinetobacter baumannii*. *Journal of Antimicrobial Chemotherapy*, 59, 1210-1215.

466. VILLENEUVE, Y., S. GINGRAS & M.-A. St-YVES. 2007. Étude sur l'évolution de *Staphylococcus aureus* lors de la transformation fromagère au lait cru. Des industriels laitiers du Québec. 31 pp

467. VIRGIN, J., VAN SLYKE, T., LOMBARD, J. & ZADOKS, R. 2009. Methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* detection in US bulk tank milk. *Journal of Dairy Science*, 92, 4988-4991.

468. VON EIFF, C., VAUDAUX, P., KAHL, B. C., LEW, D., EMLER, S., SCHMIDT, A., PETERS, G. & PROCTOR, R. A. 1999. Bloodstream infections caused by small-colony variants of coagulase-negative staphylococci following pacemaker implantation. *Clinical infectious diseases*, 29, 932-934.

469. VUITTON, D. A., BUCHIN, S., MALLET, A., DELBES-PAUS, C., DESMASURES, N., BERTRAND, X., DALPHIN, J.-C., NICKLAUS, S., BERTHIER, F. & MONTEL, M.-C. Traditional Cheeses : rich and diverse microbiota with associated

sensorial and health benefits. Korean Society of Food Science and Technology (KoSFoST), 2014.

470. WAAGE, S., MØRK, T., RØROS, A., AASLAND, D., HUNSHAMAR, A. & ØDEGAARD, S. 1999. Bacteria associated with clinical mastitis in dairy heifers. *Journal of Dairy Science*, 82, 712-719.

471. WALLIN-CARLQUIST, N., MÁRTA, D., BORCH, E. & RÅDSTRÖM, P. 2010. Prolonged expression and production of *Staphylococcus aureus* enterotoxin A in processed pork meat. *International Journal of Food Microbiology*, 141, S69-S74.

472. WANG, D., ZHANG, L., ZHOU, X., HE, Y., YONG, C., SHEN, M., SZENCI, O. & HAN, B. 2016. Antimicrobial susceptibility, virulence genes, and randomly amplified polymorphic DNA analysis of *Staphylococcus aureus* recovered from bovine mastitis in Ningxia, China. *Journal of Dairy Science*, 99, 9560-9569.

473. WANG, R., KHAN, B. A., CHEUNG, G. Y., BACH, T.-H. L., JAMESON-LEE, M., KONG, K.-F., QUECK, S. Y. & OTTO, M. 2011. *Staphylococcus epidermidis* surfactant peptides promote biofilm maturation and dissemination of biofilm-associated infection in mice. *The Journal of clinical investigation*, 121, 238-248.

474. WANG, S., WU, C., SHEN, J., WU, Y. & WANG, Y. 2013. Hypermutable *Staphylococcus aureus* strains present at high frequency in subclinical bovine mastitis isolates are associated with the development of antibiotic resistance. *Veterinary Microbiology*, 165, 410-415.

475. WANG, W., LIN, X., JIANG, T., PENG, Z., XU, J., YI, L., LI, F., FANNING, S. & BALOCH, Z. 2018. Prevalence and Characterization of *Staphylococcus aureus* Cultured From Raw Milk Taken From Dairy Cows With Mastitis in Beijing, China. *Frontiers in Microbiology*, 9, 1123.

476. WATERS, W., PALMER, M., THACKER, T., BANNANTINE, J., VORDERMEIER, H., HEWINSON, R., GREENWALD, R., ESFANDIARI, J., MCNAIR, J. & POLLOCK, J. 2006. Early antibody responses to experimental *Mycobacterium bovis* infection of cattle. *Clinical and Vaccine Immunology*, 13, 648-654.

477. WEIGEL, L. M., CLEWELL, D. B., GILL, S. R., CLARK, N. C., MCDOUGAL, L. K., FLANNAGAN, S. E., KOLONAY, J. F., SHETTY, J., KILLGORE,

- G. E. & TENOVER, F. C. 2003. Genetic analysis of a high-level vancomycin-resistant isolate of *Staphylococcus aureus*. *Science*, 302, 1569-1571.
478. WEINERT, L. A., WELCH, J. J., SUCHARD, M. A., LEMEY, P., RAMBAUT, A. & FITZGERALD, J. R. 2012. Molecular dating of human-to-bovid host jumps by *Staphylococcus aureus* reveals an association with the spread of domestication. *Biology Letters*, 8, 829-832.
479. WEISBLUM, B. 1995. Erythromycin resistance by ribosome modification. *Antimicrobial agents and chemotherapy*, 39, 577-585.
480. WELLINGTON, E. M., BOXALL, A. B., CROSS, P., FEIL, E. J., GAZE, W. H., HAWKEY, P. M., JOHNSON-ROLLINGS, A. S., JONES, D. L., LEE, N. M. & OTTEN, W. 2013. The role of the natural environment in the emergence of antibiotic resistance in Gram-negative bacteria. *The Lancet infectious diseases*, 13, 155-165.
481. WENDLANDT, S., FEßLER, A. T., MONECKE, S., EHRLICH, R., SCHWARZ, S. & KADLEC, K. 2013. The diversity of antimicrobial resistance genes among staphylococci of animal origin. *International Journal of Medical Microbiology*, 303, 338-349.
482. WENDLANDT, S., LI, J., HO, J., PORTA, M. A., FEßLER, A. T., WANG, Y., KADLEC, K., MONECKE, S., EHRLICH, R. & BOOST, M. 2014. Enterococcal multiresistance gene cluster in methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* from various origins and geographical locations. *Journal of Antimicrobial Chemotherapy*, 69, 2573-2575.
483. WH, D. & EJ, F. 1963. IN VITRO ANTIBACTERIAL PROPERTIES OF NALIDIXIC ACID, A NEW DRUG ACTIVE AGAINST GRAM-NEGATIVE ORGANISMS. *Antimicrobial agents and chemotherapy*, 161, 583-587.
484. WHITE, A., O'SULLIVAN, A., O'NEILL, E. & TROY, D. Manipulation of pre-rigor glycolytic behaviours to produce consistent beef tenderness. *Proceedings of the 50th International Congress of Meat Science and Technology*, 2004. 62-63.
485. WIEMELS, R. E., KEOGH, R. A. & CARROLL, R. K. 2021. Detection and Quantification of Secreted Nuclease Activity in *Staphylococcus aureus* Culture Supernatants. *Staphylococcus aureus*. Springer.

486. WILCOX, M. H. 2010. Chloramphenicol and thiamphenicol. Antibiotic and Chemotherapy. Elsevier.
487. WILLIAMS, R. 1963. Healthy carriage of *Staphylococcus aureus* : its prevalence and importance. *Bacteriological reviews*, 27, 56-71.
488. WIPF, J. R. K. & PERRETEN, V. 2016. Methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* isolated from dogs and cats in Switzerland. *Vetsuisse-Fakultät Universität Bern*.
489. WOAPPI, Y., GABANI, P. & SINGH, O. V. 2013. Emergence of antibiotic-producing microorganisms in residential versus recreational microenvironments. *British microbiology research journal*, 3, 280.
490. WOAPPI, Y., GABANI, P., SINGH, A. & SINGH, O. V. 2016. Antibiotrophs : the complexity of antibiotic-subsisting and antibiotic-resistant microorganisms. *Critical reviews in microbiology*, 42, 17-30.
491. WRIGHT, G. D. 2011. Molecular mechanisms of antibiotic resistance. *Chemical communications*, 47, 4055-4061.
492. WU, D., CHEN, Y., SUN, L., YU, Y. & CHEN, Y. 2022. Community Origins of Health Care-Associated CC59 Methicillin-Resistant *Staphylococcus aureus* in China. *The Journal of infectious diseases*.
493. XING, T., GAO, F., TUME, R. K., ZHOU, G. & XU, X. 2019. Stress effects on meat quality: a mechanistic perspective. *Comprehensive reviews in food science and food safety*, 18, 380-401.
494. YAN, X., YU, X., TAO, X., ZHANG, J., ZHANG, B., DONG, R., XUE, C., GRUNDMANN, H. & ZHANG, J. 2014. *Staphylococcus aureus* ST398 from slaughter pigs in northeast China. *International Journal of Medical Microbiology*, 304, 379-383.
495. YILMA, Z., GUERNEBLEICH, E., SEBSIBE, A. & FOMBAD, R. 2011. A review of the Ethiopian dairy sector. Ed. Rudolf Fombad, Food and Agriculture Organization of the United Nations, Sub Regional Office for Eastern Africa (FAO/SFE), Addis Ababa, Ethiopia, 81.
496. ZECCONI, A. & SCALI, F. 2013. *Staphylococcus aureus* virulence factors in evasion from innate immune defenses in human and animal diseases. *Immunology letters*, 150, 12-22.

497. ZEINHOM, M. M. & ABDEL-LATEF, G. K. 2014. Public health risk of some milk borne pathogens. Beni-Suef university journal of basic and applied sciences, 3, 209-215.
498. ZERVOSEN, A., SAUVAGE, E., FRÈRE, J.-M., CHARLIER, P. & LUXEN, A. 2012. Development of new drugs for an old target—the penicillin binding proteins. *Molecules*, 17, 12478-12505.
499. ZURBRIGG, K., BERTOLINI, F., WALUGEMBE, M., VAN DREUMEL, T., ALVES, D., FRIENDSHIP, R., O’SULLIVAN, T. L. & ROTHSCHILD, M. F. 2021. A genome-wide analysis of cardiac lesions of pigs that die during transport: Is heart failure of in-transit-loss pigs associated with a heritable cardiomyopathy? *Canadian Journal of Veterinary Research*, 85, 119-126.
500. ZURBRIGG, K., VAN DREUMEL, T., ROTHSCHILD, M., ALVES, D., FRIENDSHIP, R. & O’SULLIVAN, T. 2017. Rapid Communication: Postmortem lesions and heart weights of in-transit-loss market pigs in Ontario. *Journal of Animal Science*, 95, 5532-5536.

# Annexes

## Annexe 1



Photo : Vaches laitières au niveau de l'élevage 1 Taoura



Photo : Séparation des veaux

Tamendjari S



Photo : Chariot à traire (un chariot pour cet élevage 2 Taoura)

Tamendjari S



Photo : Citerne pour abreuvement

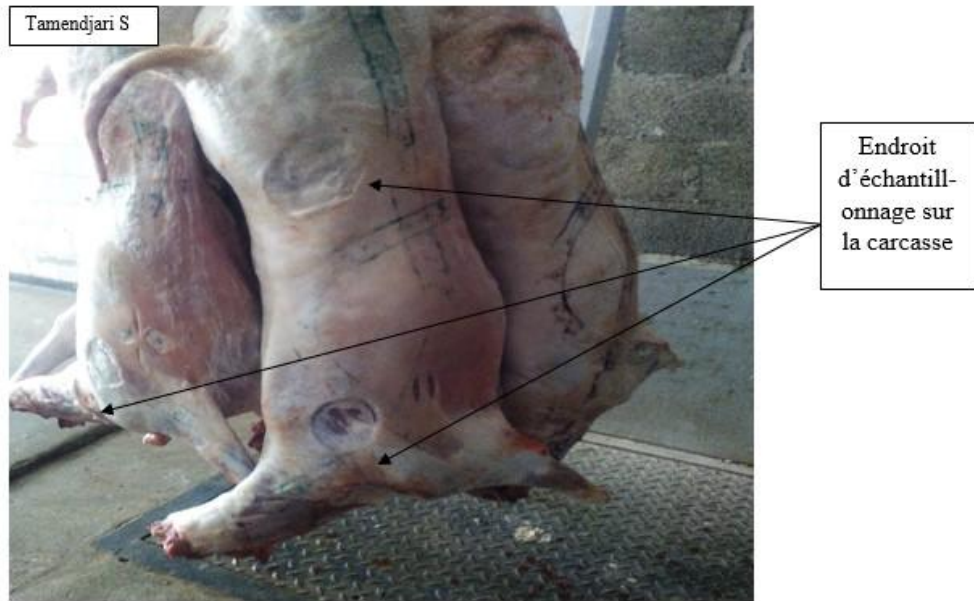


Photo : Carcasses ovines au niveau de l'abattoir



Photo : Echantillonnage de viande blanche au niveau d'une boucherie



Photo : Préparation des échantillons et des milieux de culture



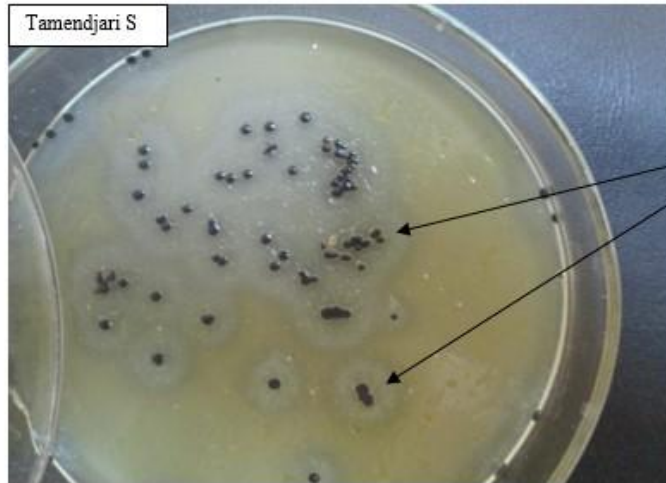
Photo : Préparation du milieu Baird-Parker avec du jaune d'œuf et du tellurite de potassium



Photo : Milieu Baird-Parker additionné de jaune d'œuf et de tellurite de potassium



Photo : Préparation des boîtesensemencées pour incubation



Zones claires dues à l'hydrolyse des protéines par des colonies présumptives de *S. aureus*

Illustration de la dégradation des protéines (zone d'éclaircissement)

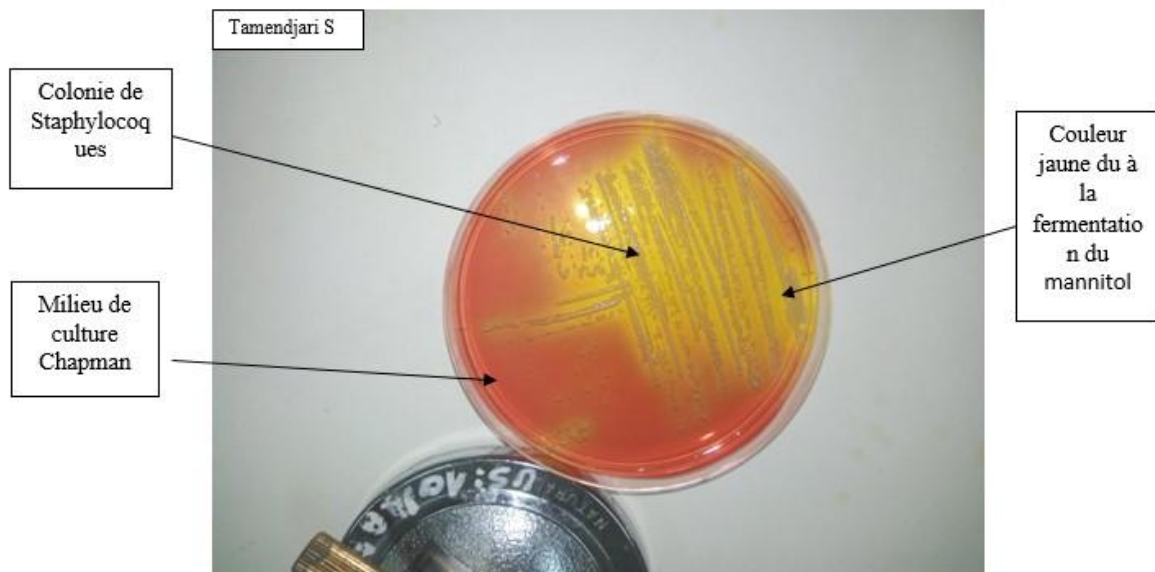


Photo : Staphylocoques sur milieu Chapman après isolement sur milieu Baird-Parker

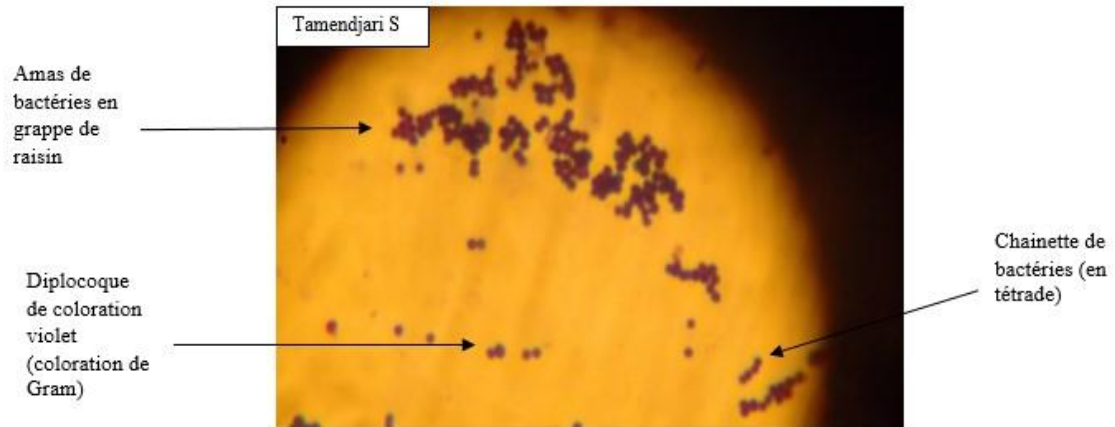


Photo : Bactérie sous microscope optique 10X

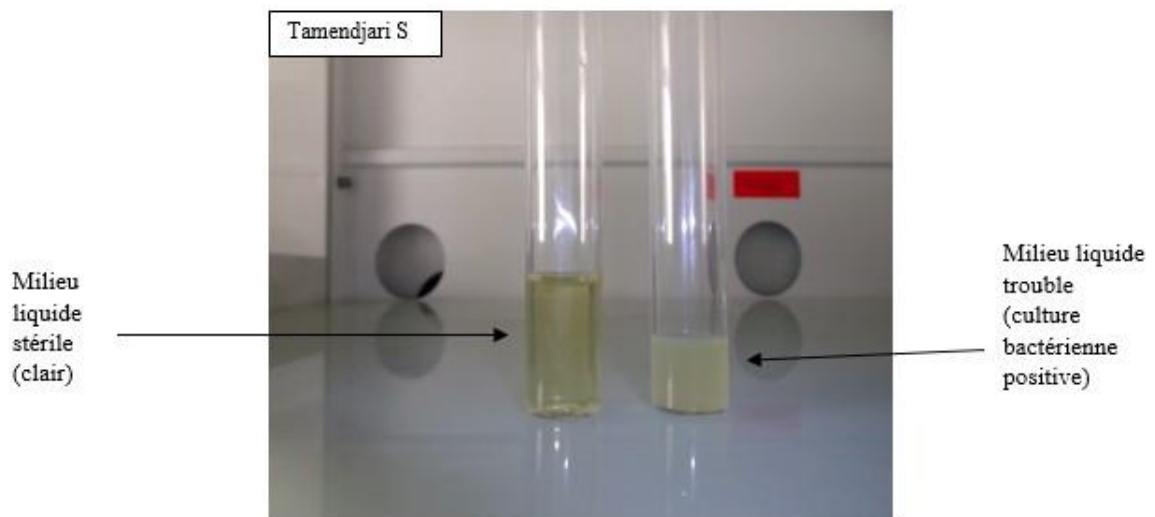


Photo : Culture bactérienne en milieu liquide (cœur-cervelle)



Photo : Résultat du test de la coagulase

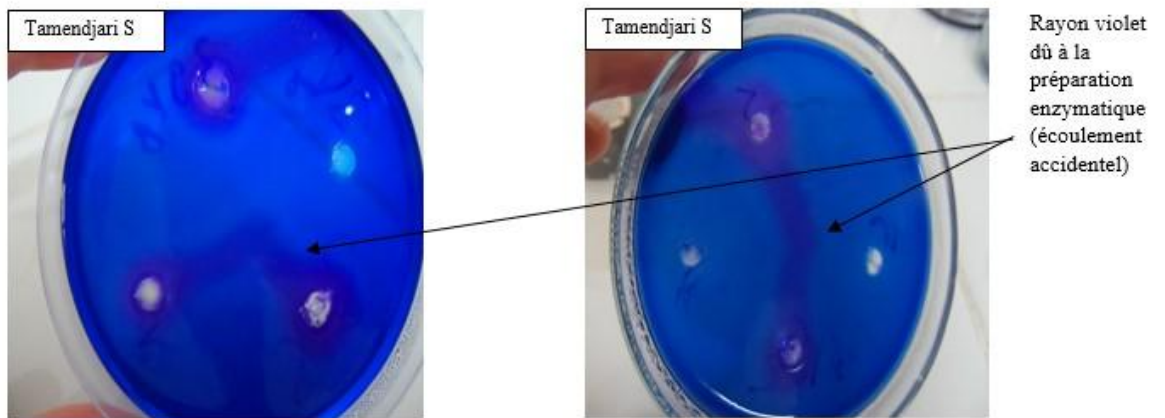


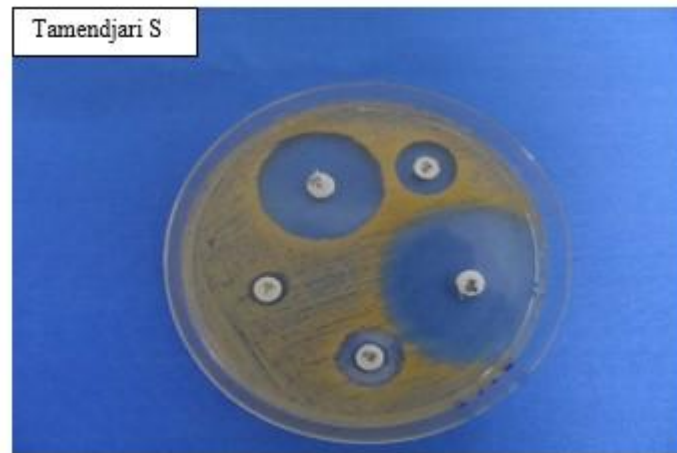
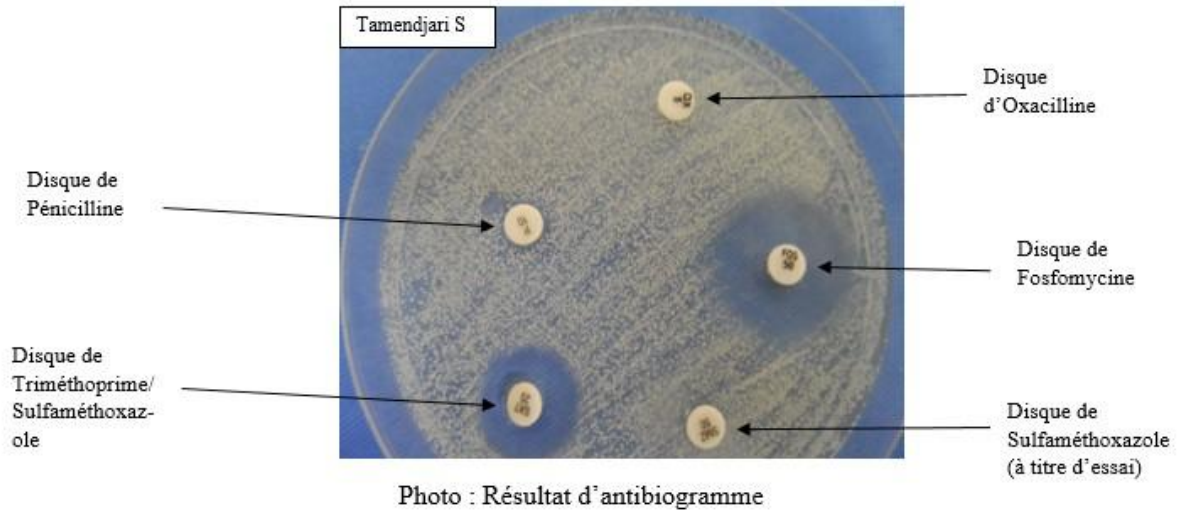
Photo : Résultat du test DNase thermostable



Photo : Résultats du test DNase thermostable positif



Photo : Résultat du test DNase avec du HCl



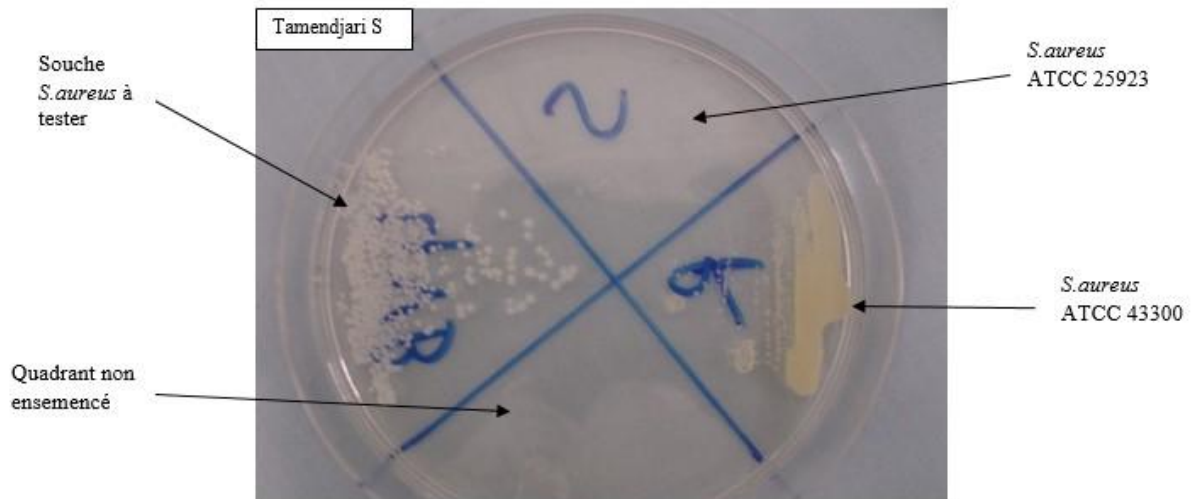


Photo : Résultat du test MRSA

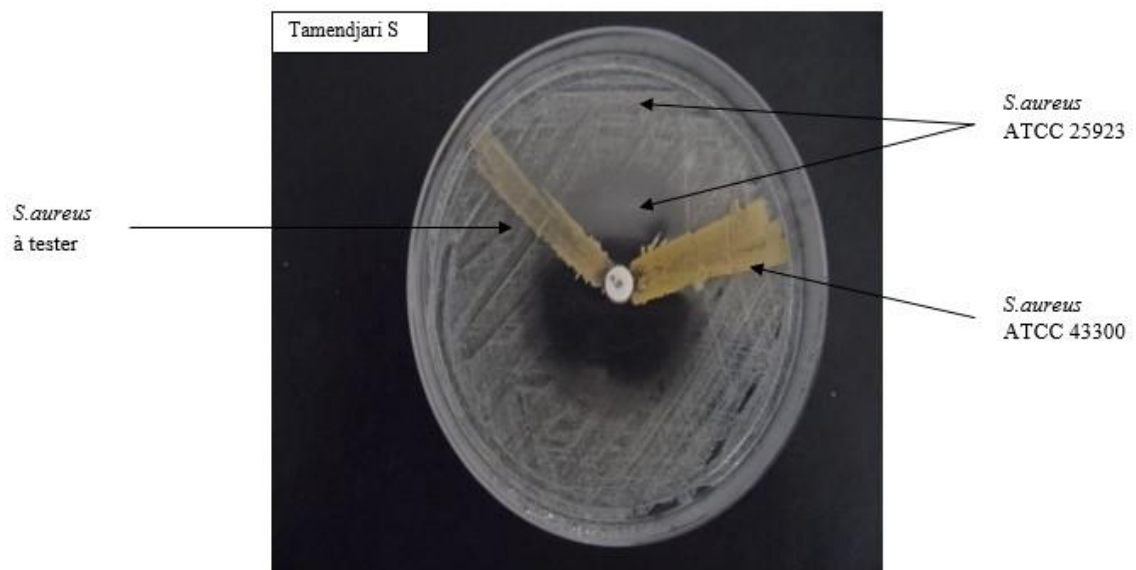


Photo : Résultat de « test du trèfle »

Développement de colonies de *S.aureus* même en présence de concentration en antibiotique

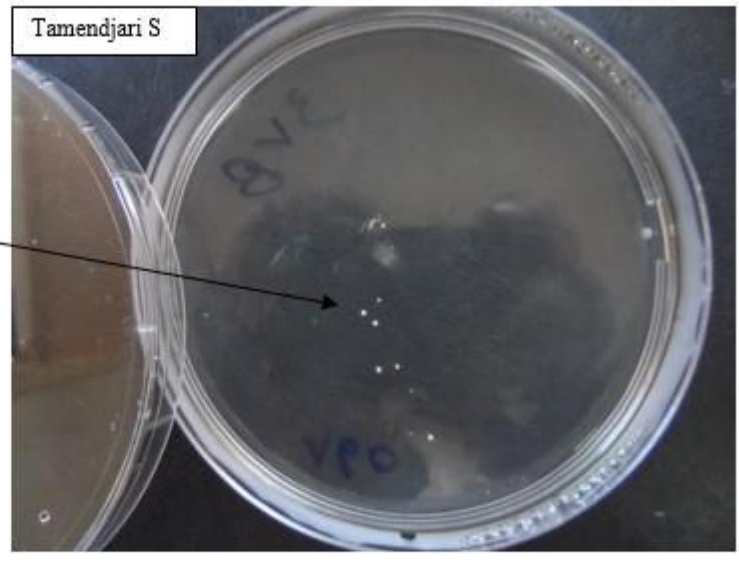
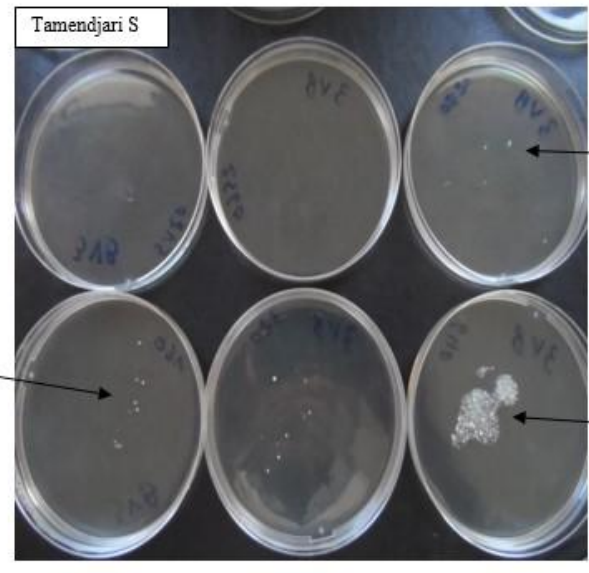


Photo : Résultat de la CMI

Colonies de *S.aureus* à 16 µg/ml



Colonies de *S.aureus* même à 128 µg/ml

Colonies de *S.aureus* à 64 µg/ml

Photo : Résultat de la CMI

## Annexe 2

Valeurs des diamètres des zones d'inhibition pour *Staphylococcus aureus*

(CASFMVét, 2013)

Antibiotique	Charge du disque	Diamètre critique (mm)		
		S	I	R
Penicilline	10 UI	≥29	-	<29
Céfoxitine	30 µg	≥27	-	<25
Gentamicine	15µg (10 UI)	≥20	-	<20
Chloramphicol	30 µg	≥22	-	<19
Oxacilline	5µg	≥20	-	<20
Triméthoprime/Sulfaméthoxazole	1,25/23,75 µg	≥19	-	<10
Tétracycline	30 UI	≥19	-	<17

µg : microgramme      S : sensible

mm : millimètre      R : résistant

(CASFM, 2015)

Antibiotique	Charge du disque	Diamètre critique (mm)		
		S	I	R
Gentamicine	10 µg	≥18	-	<18
Chloramphicol	30 µg	≥18	-	<18
Acide fusidique	10 µg	≥24	-	<14
Tobramycine	10 µg	≥18	-	<18

µg : microgramme      S : sensible

mm : millimètre      R : résistant

(CASFM, 2012)

Antibiotique	Charge du disque	Diamètre critique (mm)		
		S	I	R
Fosfomycine	50 µg	≥14	-	<14
Amikacine	30 µg	≥17	-	<15
Lincomycine	15 µg	≥21	-	<17
Ofloxacine	5 µg	≥22	-	<22

µg : microgramme      S : sensible

mm : millimètre      R : résistant

(CASFM, 2007)

Antibiotique	Charge du disque	Diamètre critique (mm)		
		S	I	R
Novobiocine	30 µg	≥18	-	<17
Amikacine	30 µg	≥17	-	≤14

µg : microgramme      S : sensible

mm : millimètre      R : résistant

(CLSI, 2008)

Antibiotique	Charge du disque	Diamètre critique (mm)		
		S	I	R
Vancomycine	30 µg	≥15	-	-
Gentamicine	10 µg	≥15	13-14	<12

µg : microgramme      S : sensible

mm : millimètre      R : résistant

**Antibiotic resistance of *Staphylococcus aureus* isolated from raw cow and goat milk produced in the Tiaret and Souk Ahras areas of Algeria**Sofiane Tamendjari<sup>1</sup>, Farida Afri Bouzebda<sup>1</sup>, Lina Chalb<sup>1</sup>, Heblb Aggad<sup>1</sup>, Mohammed Ramdani<sup>2</sup> and Zoubir Bouzebda<sup>1,2</sup>

1. Department of Veterinary Science, Institute of Agronomic and Veterinary Sciences, University of Souk Ahras, Algeria; 2. Laboratory of Animal Productions, Biotechnologies and Health, University of Souk Ahras, Algeria; 3. Laboratory of Hygiene and Animal Pathology, University of Tiaret, Algeria; 4. Department of Zoology and Animal Ecology, Scientific Institute, University Mohammed V of Rabat, Morocco.

**Corresponding author:** Sofiane Tamendjari, e-mail: sofianetam06@gmail.com**Co-authors:** FAB: bfafr@yahoo.fr; LC: linatam2308@gmail.com; HA: aggadheblb@yahoo.com; MR: ramdanimed@gmail.com; ZB: z.bouzebda@univ-soukahras.dz**Received:** 12-03-2021, **Accepted:** 09-06-2021, **Published online:** 27-07-2021**doi:** www.doi.org/10.14202/vetworld.2021.1929-1934 **How to cite this article:** Tamendjari S, Bouzebda FA, Chalb L, Aggad H, Ramdani M, Bouzebda Z (2021) Antibiotic resistance of *Staphylococcus aureus* isolated from raw cow and goat milk produced in the Tiaret and Souk Ahras areas of Algeria, *Veterinary World*, 14(7): 1929-1934.**Abstract****Background and Aim:** *Staphylococcus aureus* is a leading cause of infection in both humans and animals. Most livestock strains have shown antibiotic resistance to the many molecules used in veterinary therapeutics. This study aimed to assess the resistance patterns of these bacteria, we carried out our study in the Tiaret and Souk Ahras areas of Algeria.**Materials and Methods:** We collected 116 samples of bovine and goat milk to detect *S. aureus*. We used a selective media to isolate the strains, followed by biochemically identifying the isolates. We determined the susceptibility of the strains to antibiotic molecules using the disk diffusion method and confirmed the methicillin-resistant *S. aureus* (MRSA) with oxacillin minimum inhibitory concentration (MIC).**Results:** Our results showed that 26.72% of the samples were contaminated with *S. aureus*, and we recovered 31 isolates from the positive samples. We ascribed a high resistance profile to penicillin G (96.77%), fusidic acid (67.74%), and tobramycin (45.16%) and isolated 4MRSA strains.**Conclusion:** The presence of *S. aureus*, including MRSA strains in raw milk, can present a public health hazard, because these strains can cause widespread food poisoning. This finding will be useful to the veterinarians to choose an adequate treatment and to sensitize livestock breeders and milk producers to ensure the health of consumers.**Keywords:** antibiotic resistance, cow and goat raw milk, methicillin-resistant *Staphylococcus aureus*, *Staphylococcus aureus*.**Introduction**

*Staphylococcus aureus*, one of the most dangerous species in the genus, lives on the skin and mucous membranes of many animals and can cause diseases according to the infection source. *S. aureus* infections, which can result from direct contact with the environment or by consuming food products, can cause a variety of diseases, ranging in severity from slight skin infections to more severe diseases such as pneumonia, endocarditis, osteomyelitis, septicemia, or toxic shock syndrome. This broad range of clinical syndromes results from a variety of extracellular components, including surface proteins, capsules, enzymes, and toxins [1].

*S. aureus* produces a wide array of toxins, which are responsible for food poisoning in animals and can cause a variety of infections, including skin infections

and mastitis in cows, goats, and sheep [2]. Mastitis in ruminants caused by clinical and sub-clinical forms can result in serious economic losses in the dairy sector by reducing production and lowering the quality of the milk [3].

The emergence of livestock-associated methicillin-resistant *S. aureus* (MRSA) is alarming because it is increasing worldwide and has a high risk of zoonotic transmission. Infection risk is especially high for professionals working in the agricultural industry [4] and probably for the community through the food chain [5]. The pathogenesis of *S. aureus* is aggravated by the acquisition of resistance to several antibiotics and other molecules with antimicrobial activity. In addition, MRSA is associated with patient care in hospitals and in the community. These strains are responsible for therapeutic failures and thus limit the choice of treatments for serious infections, causing increased costs for preventive and medical care [6].

This study aimed to assess the prevalence of *S. aureus* in raw cow and goat milk produced in the Tiaret and Souk Ahras regions of Algeria to evaluate the antibiotic resistance of these strains. This finding will be useful to the veterinarians to choose an

Copyright: Tamendjari, et al. Open Access. This article is distributed under the terms of the Creative Commons Attribution 4.0 International License (<http://creativecommons.org/licenses/by/4.0/>), which permits unrestricted use, distribution, and reproduction in any medium, provided you give appropriate credit to the original author(s) and the source, provide a link to the Creative Commons license, and indicate if changes were made. The Creative Commons Public Domain Dedication waiver (<http://creativecommons.org/publicdomain/zero/1.0/>) applies to the data made available in this article, unless otherwise stated.

adequate treatment and to sensitize livestock breeders and milk producers to ensure the health of consumers

## Materials and Methods

### Ethical approval

This study did not require any ethical approval from the University Animal Ethics Committee and was performed in accordance with Algerian laws and regulations on animal welfare.

### Study period and location

The study was conducted from March 2016 to November 2019. The study was conducted at the Laboratory of Hygiene and Animal Pathology, University of Tiaret and in Laboratory of Animal Productions, Biotechnologies and Health, University of Souk Ahras.

### Sample collection

We collected 116 samples, including 87 for bovine milk and 29 for goat milk. The bovine milk samples were collected from four farms in Tiaret (47 samples) and from three farms in Souk Ahras (40). However, the goat milk samples (29) were collected from only one goat farm in Ksar Chellala, Tiaret. All samples were collected aseptically in sterile boxes, transferred immediately to the laboratory with ice packs, and analyzed for the presence of *S. aureus*.

### *S. aureus* isolation and biochemical identification

Isolation of *S. aureus* was done by spreading 0.1 ml of dilution ( $10^{-1}$ ) on a Baird–Parker base (Conda Pronadisa, Spain), supplemented with egg yolk and potassium tellurite. Incubation of the plates was carried out at 37°C for 48 h [7].

From each positive sample, one colony with the typical aspects of *S. aureus* (black appearance, surrounded by a clear zone) was sub-cultured onto brain heart infusion agar (BHIB Conda, Pronadisa, Spain) to obtain a pure culture. The strains were submitted to Gram stain to confirm coccus morphology. The identification of isolates was completed using the following biochemical tests: Fermentation of mannitol, catalase, coagulase, and thermostable DNase.

### *S. aureus* isolates' antimicrobial susceptibility

Antimicrobial susceptibility of strains was determined by the disk diffusion method on Mueller–Hinton agar (Conda, Pronadisa, Spain) according to the guidelines of the committee of the French Microbiology Society (FMS) [8] as well as the recommendations of the Algerian Antimicrobial Resistance Network [9]. The antibiotics disks used were from Liofilchem (Roeseto, Italy), and types and concentrations ( $\mu\text{g}$ ) follow: Penicillin (PCN) G (10 UI), cefoxitin (FOX) (30), gentamicin (10), amikacin (30), tobramycin (TOB) (10), spiramycin (SP) (100), lincomycin (15), ofloxacin (5), tetracycline (TE) (30), trimethoprim/sulfamethoxazole (1.25/23.75), chloramphenicol (C) (30), fosfomicin (FOS) (50), fusidic acid (FA) (10), and novobiocin (NO) (30). The strains

were classified as susceptible or resistant according to the FMS breakpoints [8].

### Beta-lactamase production

The detection of beta-lactamase (clover leaf test) was carried out for each strain with a PCN diameter of  $\geq 29$  mm [9].

### MRSA detection

MRSA was detected using oxacillin (OXA) agar screen, FOX and OXA disk diffusion tests, and determination of the minimal inhibitory concentrations (MICs).

### OXA-resistance agar screening

The bacteria suspension (adjusted to 0.5 McFarland turbidity standard) was inoculated on the OXA salt screen agar (Mueller–Hinton agar containing 4% NaCl and 6  $\mu\text{g}/\text{mL}$  OXA). Plates were incubated at 37°C for 24 h, and any growth on the plate was regarded as methicillin resistance. Two *S. aureus* reference strains, ATCC 25923 and ATCC 43300, were used as negative and positive controls, respectively.

### MIC determination

MIC determination was carried out according to the guidelines of the U.S. Clinical and Laboratory Standards Institute (CLSI) [10].

### Statistical analysis

We performed the statistical analyses using Statistica 7 software (Statsoft, France).

## Results

### *S. aureus* prevalence

Of the 116 tested samples, 31 (26.72%) were contaminated with *S. aureus* (Figure-1), with 33.33% in cow milk (29/87 samples) and 6.89% in goat milk (2/29 samples). Cow milk showed a higher contamination rate as compared to goat milk ( $p < 0.05$ ), but we observed no significant difference between the cow milk of Tiaret and that of Souk Ahras (Figure-1).

### *S. aureus* isolates' antimicrobial resistance

We found higher resistance rates for PCN G (96.77%), FA (67.74%), TOB (45.16%), TE (41.93%), and FOS (41.93%). We observed low



Figure-1: *Staphylococcus aureus* strains.

resistance rates for C, NO, lincomycin, and SP (Table-1 and Figure-2).

Classification and relationship between the 31 identified *S. aureus* strains are indicated by a dendrogram showing the groups according to their degree of rapprochement (Figure-3).

#### Beta-lactamase production

Almost all tested strains (90.32%) were producing the beta-lactamase enzyme (Figure-4).

#### MRSA strain detection

The FOX disk diffusion test revealed 4 MRSA strains, two isolated from cow milk and two from goat milk. These strains were confirmed by the OXA agar test and the MIC determination against OXA (Table-2 and Figure-5). All were producing beta-lactamases.

#### Discussion

Our results are in agreement with those reported by Chaalal *et al.* [11] in a recent study in Algeria, which has indicated an *S. aureus* contamination rate of 32.6% in raw milk. However, a high prevalence of *S. aureus* has been reported in Egypt [12] and India [13], with values of 75% and 68%, respectively.

We isolated two strains from 29 raw goat milk samples, with a rate of 6.89%. This result agrees with that of Ekici *et al.* [14] in Turkey, who isolated three strains from 25 goat milk samples, but is lower than that reported by Pexara *et al.* [15] in Greece (31.4%) and Bharathy *et al.* [13] in India (62.5%). Merz *et al.* [16] in Switzerland found no isolates of *S. aureus*. The prevalence of *S. aureus* can vary according to hygienic conditions and animal management [17]. Almost all isolated strains were

beta-lactamase producing (96.77%). Our results differ from those announced by other studies indicating a low prevalence of these strains [18-20]. This high proportion of beta-lactamase-producing strains can be related to the overuse of PCN for the treatment of any infection at these farms, and the existence of these in the study area may be problematic for the treatment of *S. aureus* disease. The emergence of such strains in the environment requires monitoring [21]. We found that 12.9% of the isolated strains were resistant to methicillin, as were 3.44% of all the samples. Only a few studies have been conducted in Algeria to assess MRSA's prevalence in milk and other foods. Chaalal *et al.* [11] have reported a rate of 21.5% in various types of foods, including raw milk, meat, and pastries. Other studies conducted in Algeria have found a lower

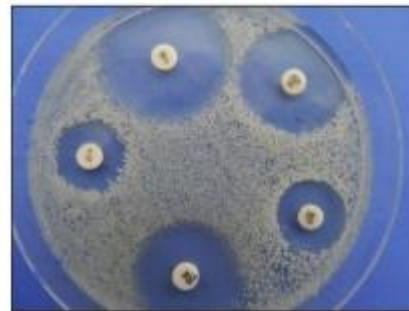


Figure-2: Result of antibiogram.

Table-1: Frequencies of resistance to the antibiotics tested.

Families	Groups of antibiotics according to their significant differences	Resistance and intermediate to the antibiotic (%)	Sensitive to the antibiotic (%)
Beta-lactam	Penicillin <sup>a</sup>	96.77	3.23
	Cefoxitin <sup>a</sup>	22.58	77.42
Aminoglycosides	Gentamicin <sup>a,b</sup>	(41.93)	(58.07)
	Amikacin <sup>a</sup>	35.48	64.52
	Tobramycin <sup>a</sup>	45.16	54.84
Macrolides	Spiramycin <sup>a</sup>	6.43	93.55
	Lincomycin <sup>a</sup>	9.67	90.33
Quinolones	Ofloxacin <sup>a</sup>	16.12	83.88
Tetracyclines	Tetracycline <sup>a</sup>	41.93	58.07
Sulfonamides	Trimethoprim/Sulfa methoxazol <sup>a,b</sup>	(19.35)	(80.65)
Chloramphenicol	Chloramphenicol <sup>a</sup>	6.43	93.55
Other molecules	Fosfomicin <sup>a</sup>	41.93	58.07
	Fusidic acid <sup>a</sup>	67.74	32.26
	Novobiocin <sup>a</sup>	3.22	96.78

Significant difference, p=0.05

Table-2: MICs, phenotypes, and beta-lactamase producing of methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* strains.

Strain	Origin	MIC (µg/mL)	Beta-lactamase producing	Antibiotic-phenotypes
S1	Raw cow's milk	256	+	P/FOS/CN/FOX/FC/SXT/AK/OFX/TOB
S2	Raw cow's milk	64	+	P/FOX/FC
S3	Raw goat's milk	16	+	P/CN/FOX/FC/OFX/TOB
S4	Raw goat's milk	16	+	P/CN/FOX

MIC=Minimum inhibitory concentration

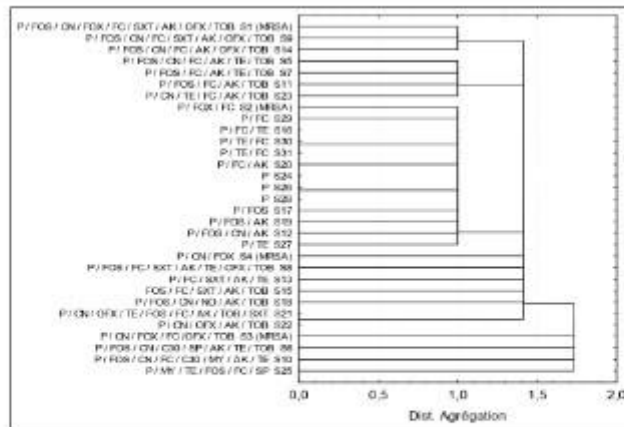


Figure-3: Classification of the identified strains of *S. aureus* according to their antibiotic susceptibility.



Figure-4: Beta-lactamase producing.



Figure-5: Methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* test.

prevalence, with values of 4.1%–13.6% in raw milk and traditional dairy products [22–24], but, to the best

of our knowledge, no study has examined goat milk. The MRSA contamination rate in our study was higher than was that of many other studies [15,25,26] but was lower than that reported by Abd El Halem[27], with a value of 37.93%. This diversity in prevalence rates among studies can be related to attributes such as sample source, geographic origin, sensitivity of identification methods, sample quantity, inappropriate antimicrobial administration, preventive practices, production techniques, and sample storage and handling [24,28].

The MIC values for our results ranged from 64 µg/mL to 256 µg/mL, higher than those reported by other studies (Table-3) [29–33]. We found that 80.64% (Figure-3) of the isolated strains were resistant to at least three antibiotic families and are multi-resistant according to the CLSI [34] definition. No isolate was sensitive to all antibiotics. Our results do not agree with those of other studies in Algeria. Chaalal *et al.* [11] have reported that 33.3% of the *S. aureus* strains mainly isolated from raw milk and raw meat were multi-drug resistant, with 45.7% resistant to one antibiotic and 20.0% sensitive to all the antibiotics tested [11]. Matallah *et al.* [23] and Titouche *et al.* [22] have reported that 3.15% and 23.18% of their strains were multi-resistant. Similar findings have been obtained in Italy [25] and Russia [35].

Food may be a vector for antibiotic-resistant bacteria and for the spread of antibiotic resistance, which can be transmitted through the consumption of food products of an animal origin [36]. Recent studies have highlighted the potential role of food in the spread of MRSA lineages in humans [37], and *S. aureus* is considered an important cause of zoonotic diseases and a potential source of transmission of the MRSA strains

**Table-3:** Minimum inhibitory concentration of certain strains of *Staphylococcus aureus*.

Study	Methicillin-resistant <i>Staphylococcus aureus</i> strain %	Origin	Minimum inhibitory concentration (µg/mL)
Our study	2.29	Raw cow's milk	64-250
Our study	6.89	Raw goat's milk	10
Moreno-Grúa et al. [29]	12.5	Commercial rabbits	8-230
Krupa et al. [30]	0.8	Chicken meat	64
Febler et al. [31]	37.2	Food and food products of poultry origin	4-32
Moon et al. [32]	2.8	Bovine mastitis	≤4-256
Lee [33]	6.41	Food animals	2-128

between livestock and humans through handling and consuming contaminated food [38].

### Conclusion

In this study, we report for the 1<sup>st</sup> time the presence of MRSA in raw goat milk in Algeria. However, bovine milk was more contaminated by *S. aureus* than was goat milk. The high presence of multidrug-resistant *S. aureus*, including the MRSA strains, raises questions about the persistent use of antibiotics as the *a priori* treatment for udder and other infections on the farm. Our results indicate the need for continuous monitoring and improvement of the hygienic quality of raw milk by ensuring proper handling and production to reduce the spread of multidrug-resistant bacteria to foods of animal origin.

### Authors' Contributions

ST and LC: Sample collection, microbiological analysis of samples and supply of certain products. ST: Writing of the manuscript and statistical analysis. FAB: Follow-up of the study, supply of some products, and correction of the manuscript. HA: Follow-up of the study and supply of some products. MR and ZB: Follow-up of the study and correction of the manuscript. All authors have read and approved the final manuscript.

### Acknowledgments

The authors are thankful to the Department of Veterinary Sciences and the Laboratory of Animal Productions, Biotechnologies and Health, Institute of Agronomic and Veterinarian Sciences, University of Mohamed Cherif Messaadia, Souk Ahras, Algeria. The authors are also thankful to Laboratory of Hygiene and Animal Pathology, University of Tiaret, Algeria for providing all the facilities to carry out the present study. The authors did not receive any funds for this study.

### Competing Interests

The authors declare that they have no competing interests.

### Publisher's Note

Veterinary World remains neutral with regard to jurisdictional claims in published institutional affiliation.

### References

- Lowy, F.D. (1998) *Staphylococcus aureus* infections. *N. Engl. J. Med.*, 339(8): 520-532.
- Bierowicz, K., Ploszczka-Janecka, K. and Rypula, K. (2016) Is the colonisation of *Staphylococcus aureus* in pets associated with their close contact with owners? *PLoS One*, 11(5): e0156052.
- Bergonier, D., De Crémeux, R., Rupp, R., Lagriffoul, G. and Berthelot, X. (2003) Mastitis of dairy small ruminants. *Vet. Res.*, 34(5): 689-716.
- Guandabassi, L., Larsen, J., Weese, J., Butaye, P., Battisti, A., Kluytmans, J., Lloyd, D. and Skov, R. (2013) Public health impact and antimicrobial selection of methicillin-resistant staphylococci in animals. *JGIR*, 1(2): 55-62.
- Kluytmans, J. (2010) Methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* in food products: Cause for concern or cause for complacency? *Clin. Microbiol. Infect.*, 16(1): 11-15.
- Cuzy, C., Köck, R. and Wine, W. (2013) Livestock associated MRSA (LA-MRSA) and its relevance for humans in Germany. *LMM*, 303(6-7): 331-337.
- ISO. (1999) Microbiology of Food and Animal Feeding Stuffs-horizontal Method for the Enumeration of Coagulase-positive Staphylococci (*Staphylococcus aureus* and Other Species): Part 1: Technique Using Baird-parker Agar Medium. ISO, Geneva, Switzerland.
- CA-SFM. (2013) Antibiogramme Vétérinaire du COMITÉ de L'antibiogramme de la Société Française de Microbiologie. Société Française de Microbiologie, Paris, p8-12.
- Ammari, H. (2011) Standardisation de L'antibiogramme à L'échelle Nationale (Médecine Humaine et Vétérinaire). 6<sup>e</sup> éd. Réseau Algérien de la Surveillance de la Résistance Des Bactéries Aux Antibiotiques, Algérie, p45-46.
- CLSI. (2015) Performance Standards for Antimicrobial Susceptibility Testing: Twenty-fifth Informational Supplement. CLSI document M100-S25. CLSI, Wayne, PA.
- Chaalal, W., Chaalal, N., Bourafia, N., Kihal, M., Diene, S.M. and Rolain, J.M. (2018) Characterization of *Staphylococcus aureus* isolated from food products in Western Algeria. *Foodborne Pathog. Dis.*, 15(6): 353-360.
- Al-Ashmawy, M.A., Sallam, K.L., Abd-Elghany, S.M., Elhadidy, M. and Tamara T. (2016) Prevalence, molecular characterization, and antimicrobial susceptibility of methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* isolated from milk and dairy products. *Foodborne Pathog. Dis.*, 13(3): 156-162.
- Bharathi, S., Ganaseelan, L., Porteen, K. and Bojraj, M. (2015) Prevalence of *Staphylococcus aureus* in raw milk: Can it be a potential public health threat. *Int. J. Adv. Res.*, 3(2): 801-806.
- Ekici, K., Bozkurt, H. and Isleyici, O. (2004) Isolation of some pathogens from raw milk of different milch animals. *Pak. J. Nutr.*, 3(3): 161-162.
- Pexara, A., Solomakos, N., Sergelidis, D., Angelidis, A.S. and Govaris, A. (2016) Occurrence and antibiotic resistance of enterotoxigenic *Staphylococcus aureus* in raw ovine and caprine milk in Greece. *Dairy Sci. Tech.*, 96(3): 345-357.

16. Merz, A., Stephan, R. and Jobler, S. (2016) *Staphylococcus aureus* isolates from goat and sheep milk seem to be closely related and differ from isolates detected from bovine milk. *Front. Microbiol.*, 7: 319.
17. Ateba, C.N., Mbeve, M., Moneong, M.S. and Bezuidenhout, C.C. (2010) Antibiotic-resistant *Staphylococcus aureus* isolated from milk in the Mafikeng Area, North West province, South Africa. *S. Afr. J. Sci.*, 106(11-12): 1-6.
18. Paludi, D., Vergara, A., Festino, A.R., Di Ciccio, P., Costanzo, C., Conter, M., Zanardi, E., Ghidini, S. and Ianieri, A. (2011) Antimicrobial resistance pattern of methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* in the food industry. *J. Biol. Regul. Homeost. Agents.*, 25(4): 671.
19. Serieys, F. and Gicquel-Bruneau, M. (2005) Homogénéité intra-troupeau des souches de *Staphylococcus aureus* de mammittes sub-cliniques pour la production de li-lactamase et la résistance à la pénicilline. *Rech. Rech. Ruminant.*, 12: 267-270.
20. Öncel, T., İça, T. and Akan, M. (2004) Beta lactamase production rate and antimicrobial susceptibility of *Staphylococcus aureus* isolated from clinical and subclinical mastitis cases in Turkey. *Rev. Med. Vet.*, 155(7): 385-388.
21. Hryniewicz, M.M. and Garbacz, K. (2017) Borderline oxacillin-resistant *Staphylococcus aureus* (BORSA)-a more common problem than expected? *J. Med. Microbiol.*, 66(10): 1367-1373.
22. Titouche, Y., Hakem, A., Houali, K., Meheut, T., Vingadassalon, N., Ruiz-Ripa, L., Salmi, D., Chergui, A., Chenouf, N. and Henni-Kinne, J. (2019) Emergence of methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* (MRSA) ST8 in raw milk and traditional dairy products in the Tizi Ouzou area of Algeria. *J. Dairy Sci.*, 102(8): 6876-6884.
23. Matallah, A.M., Bouzyad, L., Boudjellaba, S., Mebkhout, F., Hamdi, T.M. and Ramdani-Bougoussa, N. (2019) *Staphylococcus aureus* isolated from selected dairies of Algeria: Prevalence and susceptibility to antibiotics. *Vet. World.*, 12(2): 205.
24. Titouche, Y., Houali, K., Ruiz-Ripa, L., Vingadassalon, N., Nia, Y., Fathi, A., Cauquil, A., Bouchez, P., Bouthier, I. and Torres, C. (2020) Enterotoxin genes and antimicrobial resistance in *Staphylococcus aureus* isolated from food products in Algeria. *J. Appl. Microbiol.*, 129(4): 1043-1052.
25. Giacinti, G., Carfora, V., Caprioli, A., Sagrafoli, D., Marri, N., Giangolini, G., Amoroso, R., Iurescia, M., Stravino, F. and Dottarelli, S. (2017) Prevalence and characterization of methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* carrying *mecA* or *mecC* and methicillin-susceptible *Staphylococcus aureus* in dairy sheep farms in central Italy. *J. Dairy Sci.*, 100(10): 7857-7863.
26. Bazanisi, M., La Bella, G., Nobili, G., Franconieri, I. and La Salandra, G. (2017) Genotyping of methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* (MRSA) isolated from milk and dairy products in South Italy. *Food Microbiol.*, 62: 141-146.
27. Abd El Halem, S.G. (2019) Prevalence and antibiotic resistance of *Staphylococcus aureus* isolated from raw milk and dairy products collected from Alexandria, Egypt. *Alex. J. Fd. Sci. Technol.*, 16(2): 25-33.
28. Touch, V. and Deeth, H. (2009) Microbiology of raw and market milks. In: Tamime, A.Y., editor *Milk Processing and Quality Management*. Wiley-Blackwell, United Kingdom. p48.
29. Moreno-Griá, E., Pérez-Fuentes, S., Muñoz-Silvestre, A., Viana, D., Fernández-Ros, A.B., Saiz-Tejero, C., Corpa, J.M. and Selva, L. (2018) Characterization of livestock-associated methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* isolates obtained from commercial rabbitries located in the Iberian Peninsula. *Front. Microbiol.*, 9: 1812.
30. Krupa, P., Bystron, J., Bania, J., Podkowik, M., Empel, J. and Mroczkowska, A. (2014) Genotypes and oxacillin resistance of *Staphylococcus aureus* from chicken and chicken meat in Poland. *Poult. Sci.*, 93(12): 3179-3186.
31. Febler, A.T., Kadlec, K., Hassel, M., Hauschild, T., Eidam, C., Ehrlich, R., Monecke, S. and Schwarz, S. (2011) Characterization of methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* isolates from food and food products of poultry origin in Germany. *Appl. Environ. Microbiol.*, 77(20): 7151-7157.
32. Moon, J.S., Lee, A.R., Kang H.M., Lee, E.S., Kim, M.N., Paik, Y., Park, Y.H., Joo, Y.S. and Koo, H. (2007) Phenotypic and genetic antibiogram of methicillin-resistant staphylococci isolated from bovine mastitis in Korea. *J. Dairy Sci.*, 90(3): 1176-1185.
33. Lee, J.H. (2003) Methicillin (Oxacillin)-resistant *Staphylococcus aureus* strains isolated from major food animals and their potential transmission to humans. *Appl. Environ. Microbiol.*, 69(11): 6489-6494.
34. CLSI (2007) Performance Standards for Antimicrobial Susceptibility Testing: Seventeenth Informational Supplement. CLSI document M100-S17. CLSI, Wayne, PA.
35. Artem'eva, O.A., Nikanova, D.A., Kotkovskaya, E.N., Gladys, E., Dotsev, A. and Zinovieva, N.A. (2016) Antibiotic-resistance profile of *Staphylococcus aureus* strains isolated from milk of high yield cows in central Russia. *Sel'skokhozyaystvennaya Biol.*, 51(6): 867-874.
36. Ruiz, L. and Alvarez-Ordóñez, A. (2017) The role of the food chain in the spread of antimicrobial resistance (AMR). In: Boukheroub, R., Szunetics, S. and Drider, D., editors, *Functionalized Nanomaterials for the Management of Microbial Infection*. 1<sup>st</sup> ed Elsevier, Lille, France. p23-47.
37. Oniciuc, E.A., Nicolau, A.I., Hernández, M. and Rodríguez-Lázaro, D. (2017) Presence of methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* in the food chain. *Trends Food Sci. Tech.*, 61: 49-59.
38. Pereyra, E.A., Picch, F., Renza, M.S., Baravalle, C., Andreotti, C.S., Russi, R., Calvino, L.F., Diez, C. and Dallard, B.E. (2016) Detection of *Staphylococcus aureus* adhesion and biofilm-producing genes and their expression during internalization in bovine mammary epithelial cells. *Vet. Microbiol.*, 183: 69-77.

\*\*\*\*\*



## Enumeration and Antibiotic Resistance of *S. aureus* Isolated from Different Meat in Souk Ahras Area, Algeria

SOFIANE TAMENDJARI<sup>1,2</sup>, FARIDA BOUZERDA AFRI<sup>1,2</sup>, LINA CHAIB<sup>1</sup>, HEBIB AGGAD<sup>3</sup>, ZOUBIR BOUZERDA<sup>1,2</sup>

<sup>1</sup>Department of Veterinary Science, Institute of Agronomic and Veterinary Sciences, Mohammed Cherif Messadia University, Souk Ahras, Algeria; <sup>2</sup>Laboratory of Animal Productions, Biotechnologies and Health (PABIOS), Institute of Agronomic and Veterinary Science, Algeria; <sup>3</sup>Laboratory of Hygiene and Animal Pathology, Ibn Khaldoun University, Tيارت, Algeria, Algeria.

**Abstract** | *Staphylococcus aureus* is one of the main causes of infections in humans and animals, and it is a contaminant of food and can produce toxins where a real danger of food poisoning for the consumer. In addition, *S. aureus* are becoming increasingly resistant to antibiotics, leading to therapeutic failures. It is in this context that our study aims to have an idea on the degree of hygiene of meats produced and consumed in the wilaya of Souk Ahras with respect to these strains, and to evaluate their degrees of resistance to certain antibiotics used in human and veterinary medicine. A total of 90 samples of sheep, chicken and turkey meat were collected and analyzed. Modified Baird-Parker medium was used for enumeration and isolation of strains, free coagulase and thermonuclease tests were performed as well as other biochemical tests. Antibiotic susceptibility testing was performed to evaluate the resistance of *S. aureus* to antibiotics. Finally, statistical processing was performed using the STATISTICA 7 software (Statsoft, France). The percentage of samples contaminated with *S. aureus* was 32.22%, and the average load of *S. aureus* contaminating sheep, chicken and turkey meat was  $3.8 \times 10^3$  CFU/cm<sup>2</sup> +/-  $2.55 \times 10^3$ ;  $2.2 \times 10^3$  CFU/g +/-  $0.99 \times 10^3$  and  $2.01 \times 10^3$  CFU/g +/-  $0.73 \times 10^3$  respectively. High rates of resistance to penicillin (100%), sulfonamides (93.10%) and multiple resistances were reported in this study. Staphylococci, coagulase-positive Staphylococci and in particular *S. aureus* are hygiene indicators that should not be neglected. For this reason, the general provisions of the slaughterhouse must be respected, the hygiene conditions improved and the professionals of the sector trained for good production and manufacturing practices. In addition, the use of antibiotics in a reasoned manner and the monitoring of these strains are strongly recommended.

**Keywords** | Sheep meat, Chicken meat, Turkey meat, Enumeration, Coagulation test, *S. aureus*, Antibiotic resistance, Algeria.

Received | February 11, 2022; Accepted | August 20, 2022; Published | January 15, 2023

\*Correspondence | Sofiane Tamendjari, Department of Veterinary Science, Institute of Agronomic and Veterinary Sciences, Mohammed Cherif Messadia University, Souk Ahras, Algeria. Laboratory of Animal Productions, Biotechnologies and Health (PABIOS), Institute of Agronomic and Veterinary Science, Algeria; Email: sofiantam06@gmail.com

Citation | Tamendjari S, Afri Bouzerda F, Chaib L, Aggad H, Bouzerda Z (2023). Enumeration and antibiotic resistance of *S. aureus* isolated from different meat in souk ahras area, Algeria. Adv. Anim. Vet. Sci. 11(2): 211-218.

DOI | <https://dx.doi.org/10.17943/journal.aavs/2023/11.2.211.218>

ISSN (Online) | 2307-8316



Copyright © 2023 by the author. Licensee ResearchLinks Ltd, England, UK.

This article is an open access article distributed under the terms and conditions of the Creative Commons Attribution (CC BY) license (<https://creativecommons.org/licenses/by/4.0/>).

### INTRODUCTION

Food safety is an important aspect of public health, fundamental to good health and sustainable development (WHO, 2021).

The 2018 World Bank report on the economic burden of foodborne disease estimates that annual production losses due to foodborne disease in low and middle-income countries are 95.2 US \$ billion, with annual treatment costs of 15 US \$ billion (WHO, 2020).

Enumeration was performed after 48 hours of incubation at 37 °C for *S. aureus* presumptive Staphylococci showing black, domed colonies, a clear aureole after 24 hours of incubation, and surrounded by an opaque halo after 48 hours of incubation for 10<sup>-2</sup> and 10<sup>-3</sup> dilutions, with the following formula :  $N = \Sigma C / V \times 1.1 \times d$  (ISO 7218 : 2007).

N : number of microorganisms present in the sample.  
 ΣC : sum of colonies counted from the two dilutions retained namely 10<sup>-2</sup> and 10<sup>-3</sup>, one of the two boxes contains at least 10 colonies.  
 V : volume inoculated, i.e. 1 ml.  
 d : the dilution rate of the first dilution retained for the counts, i.e. 10<sup>-2</sup>.

Presumptive *S. aureus* colonies are transferred to the heart-brain broth for better enrichment and purification on Mannitol Salt Agar (Chapman) for further testing.

For confirmation, Gram staining, Mannitol degradation, catalase, free coagulase, and thermostable DNase on DNA medium were performed.

**ANTIBIOTIC SUSCEPTIBILITY**

All *S. aureus* strains were tested against some of the most used antibiotics in human and veterinary medicine by Muller-Hinton agar diffusion method in order to create a sensitivity and resistance profile (Ammari, 2011; CLSI, 2015).

The antibiotic discs (Liofilchem, Roeseto, Italy) used and their concentrations are: Penicillin (P) (10), Cefoxitin (FOX) (30), Gentamycin (CN) (10), Ofloxacin (OFX) (5), Erythromycin (E), Lincomycin (MY) (15), Tetracycline (TE) (30), Fosfomicin (FOS) (50), Sulfonamide-Trimethoprim (SXT) (1.25/23.75), Sulfonamide (SMZ) (50), Fusidic acid (FC) (10), Chloramphenicol (30).

**STATISTICAL ANALYSIS**

The comparison of means and degree of closeness between the isolated strains were performed using STATISTICA 7 software (Statsoft, France).

**RESULTS**

**PREVALENCE OF STAPHYLOCOCCUS**

The number of samples contaminated with Staphylococci showing black, round, bulging, shiny colonies with a clear and/or opaque halo after 48 hours of incubation (Figure 1) is 63.33% (19/30) for sheep and turkey meat, and 53.33% (16/30) for chicken meat.



Figure 1: Presumptive colonies of *S. aureus*

**PREVALENCE OF COAGULASE POSITIVE STAPHYLOCOCCUS**

The number of samples contaminated with coagulase positive Staphylococci for sheep meat is 46.66% (14/30), for chicken meat 23.33% (7/30) and 36.66% (11/30) for turkey meat.

**PREVALENCE OF *S. aureus***

The number of samples contaminated with *S. aureus* for sheep meat is 40% (12/30), for chicken meat is 23.33% (7/30), and for turkey meat is 33.33% (10/30) (Figure 2).

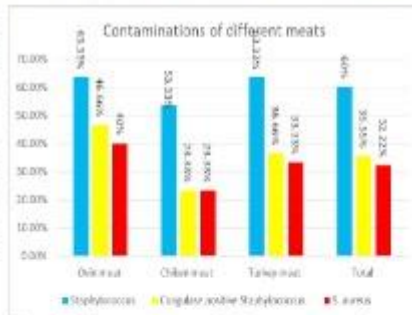


Figure 2: Contaminations of different meat samples

**ENUMERATION OF STAPHYLOCOCCUS**

The average Staphylococcus load for sheep meat is 3.63×10<sup>3</sup> CFU/cm<sup>2</sup> while the higher and lower values are 11.5×10<sup>3</sup> CFU/cm<sup>2</sup> and 1.75×10<sup>3</sup> CFU/cm<sup>2</sup> respectively.

The average Staphylococcus load for chicken meat is 1.9×10<sup>3</sup> CFU/gr while the higher and lower values are 3.65×10<sup>3</sup> CFU/gr and 8×10<sup>2</sup> CFU/gr respectively.

The average Staphylococcus load for turkey meat is 1.9×10<sup>3</sup> CFU/gr while the higher and lower values are 3.15×10<sup>3</sup>

Enumeration was performed after 48 hours of incubation at 37 °C for *S. aureus* presumptive Staphylococci showing black, domed colonies, a clear aureole after 24 hours of incubation, and surrounded by an opaque halo after 48 hours of incubation for 10<sup>-2</sup> and 10<sup>-1</sup> dilutions, with the following formula :  $N = \Sigma C / V \times 1.1 \times d$  (ISO 7218 : 2007).

N : number of microorganisms present in the sample.  
 ΣC : sum of colonies counted from the two dilutions retained namely 10<sup>-2</sup> and 10<sup>-1</sup>, one of the two boxes contains at least 10 colonies.  
 V : volume inoculated, i.e. 1 ml.  
 d : the dilution rate of the first dilution retained for the counts, i.e. 10<sup>-2</sup>.

Presumptive *S. aureus* colonies are transferred to the heart-brain broth for better enrichment and purification on Mannitol Salt Agar (Chapman) for further testing.

For confirmation, Gram staining, Mannitol degradation, catalase, free coagulase, and thermostable DNase on DNA medium were performed.

**ANTIBIOTIC SUSCEPTIBILITY**

All *S. aureus* strains were tested against some of the most used antibiotics in human and veterinary medicine by Muller-Hinton agar diffusion method in order to create a sensitivity and resistance profile (Ammari, 2011; CLSI, 2015).

The antibiotic discs (Liöfilchem, Roeseto, Italy) used and their concentrations are: Penicillin (P) (10), Cefoxitin (FOX) (30), Gentamycin (CN) (10), Ofloxacin (OFX) (5), Erythromycin (E), Lincomycin (MY) (15), Tetracycline (TE) (30), Fosfomicin (FOS) (50), Sulfonamide-Trimethoprim (SXT) (1.25/23.75), Sulfonamide (SMZ) (50), Fusidic acid (FC) (10), Chloramphenicol (30).

**STATISTICAL ANALYSIS**

The comparison of means and degree of closeness between the isolated strains were performed using STATISTICA 7 software (Statsoft, France).

**RESULTS**

**PREVALENCE OF STAPHYLOCOCCUS**

The number of samples contaminated with Staphylococci showing black, round, bulging, shiny colonies with a clear and/or opaque halo after 48 hours of incubation (Figure 1) is 63.33% (19/30) for sheep and turkey meat, and 53.33% (16/30) for chicken meat.



Figure 1: Presumptive colonies of *S. aureus*

**PREVALENCE OF COAGULASE POSITIVE STAPHYLOCOCCUS**

The number of samples contaminated with coagulase positive Staphylococci for sheep meat is 46.66% (14/30), for chicken meat 23.33% (7/30) and 36.66% (11/30) for turkey meat.

**PREVALENCE OF *S. aureus***

The number of samples contaminated with *S. aureus* for sheep meat is 40% (12/30), for chicken meat is 23.33% (7/30), and for turkey meat is 33.33% (10/30) (Figure 2).

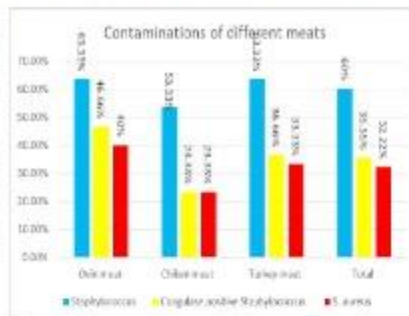


Figure 2: Contaminations of different meat samples

**ENUMERATION OF STAPHYLOCOCCUS**

The average Staphylococcus load for sheep meat is 3.63×10<sup>3</sup> CFU/cm<sup>2</sup> while the higher and lower values are 11.5×10<sup>3</sup> CFU/cm<sup>2</sup> and 1.75×10<sup>3</sup> CFU/cm<sup>2</sup> respectively.

The average Staphylococcus load for chicken meat is 1.9×10<sup>3</sup> CFU/gr while the higher and lower values are 3.65×10<sup>3</sup> CFU/gr and 8×10<sup>2</sup> CFU/gr respectively.

The average Staphylococcus load for turkey meat is 1.9×10<sup>3</sup> CFU/gr while the higher and lower values are 3.15×10<sup>3</sup>

Table 2: Frequency of resistance and susceptibility of isolated *S. aureus* to the antibiotics tested

Antibiotics	Ovin (12)	Chicken (7)	Turkey (10)	Total (29)
Penicilline <sup>a</sup>	12 (100%)	7 (100%)	10 (100%)	29 (100%)
Cefoxitin <sup>a</sup>	0 (0%)	0 (0%)	0 (0%)	0 (0%)
Gentamycin <sup>a</sup>	3 (25%)	2 (28.57%)	0 (0%)	5 (17.24%)
Ofloxacin <sup>a</sup>	0 (0%)	1 (14.28%)	1 (10%)	2 (6.89%)
Erythromycin <sup>a</sup>	2 (16.66%)	0 (0%)	0 (0%)	2 (6.89%)
Lincomycin <sup>a</sup>	0 (0%)	0 (0%)	0 (0%)	0 (0%)
Tetracyclin <sup>a</sup>	2 (16.66%)	2 (28.57%)	3 (30%)	7 (24.13%)
Fosfomicin <sup>a</sup>	0 (0%)	0 (0%)	1 (10%)	1 (3.45%)
Sulfonamide/Trimethoprim <sup>a</sup>	1 (8.33%)	2 (28.57%)	2 (20%)	5 (17.24%)
Sulfonamide <sup>a</sup>	10 (83.33%)	7 (100%)	10 (100%)	27 (93.10%)
Fusidic acid <sup>b</sup>	3 (25%)	3 (42.85%)	3 (30%)	9 (31.03%)
Chloramphenicol <sup>b</sup>	0 (0%)	0 (0%)	0 (0%)	0 (0%)

<sup>a,b,c,d,e,f,g,h,i,j,k</sup> significant difference

CFU/gr and  $1.1 \times 10^3$  CFU/cm<sup>2</sup> respectively.

ENUMERATION OF COAGULASE POSITIVE STAPHYLOCOCCUS

The average of coagulase positive Staphylococcus load for sheep meat is  $3.9 \times 10^3$  CFU/cm<sup>2</sup> while the higher and lower values are  $11.5 \times 10^3$  CFU/cm<sup>2</sup> and  $1.75 \times 10^3$  CFU/cm<sup>2</sup> respectively.

The average of coagulase positive Staphylococcus load for chicken meat is  $2.2 \times 10^3$  CFU/gr while the higher and lower values are  $3.65 \times 10^3$  CFU/gr and  $8 \times 10^2$  CFU/gr respectively.

The average of coagulase positive Staphylococcus load for turkey meat is  $1.9 \times 10^3$  CFU/gr while the higher and lower values are  $3.15 \times 10^3$  CFU/gr and  $1.1 \times 10^3$  CFU/gr respectively.

ENUMERATION OF *S. aureus*

The average *S. aureus* load for sheep meat is  $3.8 \times 10^3$  CFU/cm<sup>2</sup> +/-  $2.55 \times 10^3$  CFU/cm<sup>2</sup> while the higher and lower values are  $11.5 \times 10^3$  CFU/cm<sup>2</sup> and  $1.75 \times 10^3$  CFU/cm<sup>2</sup> respectively.

The average *S. aureus* load for chicken meat is  $2.2 \times 10^3$  CFU/gr +/-  $0.99 \times 10^3$  CFU/gr while the higher and lower values are  $3.65 \times 10^3$  CFU/gr and  $8 \times 10^2$  CFU/gr respectively.

The average *S. aureus* load for turkey meat is  $2.01 \times 10^3$  CFU/gr +/-  $0.73 \times 10^3$  CFU/gr while the higher and lower values are  $3.15 \times 10^3$  CFU/gr and  $1.1 \times 10^3$  CFU/gr respectively.

FREQUENCES OF ISOLATED *S. aureus* SUSCEPTIBILITY  
The results of the susceptibility test (Figure 3 and Figure 4) are presented in Table (2).



Figure 3: Results of antibiogram

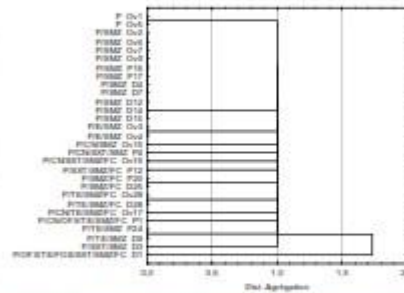


Figure 4: *S. aureus* isolated from different meats according to their antibiotic resistance profiles

The contamination rate of our samples by *S. aureus* is 35.55%, 40% for sheep meat, 23.33% for chicken meat and 33.33% for turkey meat with a significant difference ( $p < 0.05$ ).

Our results are close to the results reported in Algeria by other authors who worked on chicken meat 46.66% (Guergueb et al., 2014), on raw meat and merguez 29.46% (Acheh, 2018) and on raw meat 29.4% (Chaulal et al., 2018), or in Ghana (34%) for ready-to-eat meat (Adzitey et al., 2020), in Korea (33.2%) (Kim et al., 2020) and Cambodia (38.2%) (Rortana et al., 2021) for chicken meat and in Turkey (21.23%) (Sanibaba, 2022) for red raw meats, however low prevalences are reported by Bouzid et al. (2015) (8.3%) and Titouche et al. (2020) (7.05%) having worked on minced meat in Algeria, 14.4% in Italy by Basanini et al. (2020) for retail meats, and 10.58% in Iran for sheep meats (Baghbaderani et al., 2020). In Bangladesh, a high prevalence (54.9%) is reported for frozen chicken meat (Parvin et al., 2021).

Muscle is sterile, for it to become meat, it would need to be worked on and would need time. Both of these are favorable for processing and maturation, but also favorable for contamination, especially as the meat is handled. These contaminations are inevitable during slaughter, during evisceration by the hands of the workers, by the equipment, by the water used and possibly by the contents of the digestive tank.

The average contamination load by coagulase-positive Staphylococci is  $3.9 \times 10^3$  CFU/cm<sup>2</sup>, or  $3.6 \log_{10}$  CFU/g, for sheep carcasses, and 100% of the sampled carcasses exceeded the contamination load tolerated by Algerian regulations, which is  $[10^3-10^4]$  CFU/g (JORADP, 2017).

The average contamination load of coagulase-positive Staphylococci for chicken and turkey meat is  $2.2 \times 10^3$  CFU/g ( $3.34 \log_{10}$  CFU/g) and  $1.9 \times 10^3$  CFU/g ( $3.28 \log_{10}$  CFU/g) respectively, 100% of the samples are within Algerian standards (JORADP, 2017). But according to the European regulation which is 5000 CFU/g for poultry parts (Afssa, 2006) and 1000 CFU/g for poultry and poultry cuts since 2020 (FCD, 2019), our samples are not in the standards.

Our results are higher than those reported by Djenedi (2016) and Hamoudi et al. (2013), whose average load of Staphylococci and coagulase-positive Staphylococci on ovine and bovine carcasses are  $2.22 \log_{10}$  CFU/cm<sup>2</sup> in Sétif, and  $2.15 \log_{10}$  CFU/cm<sup>2</sup> in Tiaret, respectively, in Algeria.

Our results of *S. aureus* contaminated chicken are lower than those reported by Akermi et al. (2020) ( $4.09 \log_{10}$  CFU/g) in western Algeria, but higher than those reported by Guergueb et al. (2014) ( $1.08 \log_{10}$  CFU/g) in Algeria, and by Sarhane et al. (2014) ( $2.67 \log_{10}$  CFU/g) in Morocco.

The average load of coagulase-positive Staphylococci contaminating turkey meat was  $3.28 \log_{10}$  CFU/g, which is higher than that reported by Hamiroune et al. (2017) ( $2.02 \log_{10}$  CFU/g) in Algiers, Algeria.

Some authors who have worked on red meats have reported bacterial loads higher than our results whether for Staphylococci, coagulase positive Staphylococci or *S. aureus* (Gebeyehu et al., 2013; Hachemi et al., 2019; Teshome et al., 2020), while others have reported lower loads (Hamiroune et al., 2017; Dib et al., 2019; Boukili et al., 2019).

These differences in bacterial loads from one country to another, or from one region to another, depend on the methods used at the level of processing workshops among others slaughterhouses. These methods include compliance with general provisions and training of staff for compliance with safety practices that could affect direct or indirect contamination and increase the bacterial load.

Although these contaminations are unavoidable, it is possible to reduce them. It was noticed in the slaughterhouse that the carcasses are worked on the ground with no separation of the sectors (clean / soiled), no respect of the forward walk, and the cutters do not have specific clothes. At the butcher's level, it was observed that the butchers do not wear gloves, no smock or smocks stained with blood, no cap, use of the same equipment and wooden surfaces such as tree trunks for cutting and preparing meat, a surface that allows bacteria to encrust, moreover even if the cold is respected, it does not sanitize the food. These conditions increase the likelihood of contamination compared to the regulations of the developed countries, besides some studies have reported that the coagulase positive Staphylococci begin to cause foodborne illnesses and produce free toxins in the food from  $10^6$  CFU/g of food (Ciupeșcu et al., 2018).

The highest instance of resistance (Table 4) is observed for Penicillin (100%) and Sulfonamides (93.10%) followed by Fusidic acid (31.03%), Tetracycline (24.14%), Sulfonamides-trimethoprim (17.24%) and Gentamycin (17.24%). Our results agree with those of Acheh et al. (2018) and Titouche et al. (2020) on chicken meat, minced meat and other foods, reporting high rates of resistance to Penicillin. This may be due to the misuse of this antibiotic in these regions. Lower prevalence is reported by other authors

observing different meats in Algeria (Challal et al., 2018; Hachemi et al., 2019), Turkey (Şanlıbaba, 2022), Bangladesh (Parvin et al., 2021), Iran (Baghbaderani et al., 2020) and Korea (Kim et al., 2020).

A high rate of resistance is also worrying for sulfonamides (93.10%), as this antibiotic is widely used in poultry farming. For fusidic acid, sulfonamides-Trimethoprim and gentamicin, lower rates are also recorded by some authors in Algeria or in the world (Achek et al., 2018; Hachemi et al., 2019; Islam et al., 2019; Titouche et al., 2020; Kim et al., 2020; Parvin et al., 2021). These antibiotics are mostly used in human medicine, but other authors have reported higher rates (Baghbaderani et al., 2020; Şanlıbaba, 2022). Lower resistances are observed for fosfomycin, Ofloxacin, and Erythromycin, and no resistance was observed for Cefoxitin, lincomycin, and Chloramphenicol. Some of these antibiotics are not used in veterinary medicine, and others are little known by the community for self-medication while others are banned in Algeria like Chloramphenicol. But other countries have recorded higher prevalences (Kazemi et al., 2019; Kim et al., 2020; Şanlıbaba, 2022).

It should be noted that there are 14 different resistance phenotypes, and according to the CLSI (2008) definition, 55.17% have multiple resistance, 37.93% have dual resistance, and 6.89% have single resistance to the antibiotics tested.

In several studies, a large proportion of *S. aureus* strains isolated from meats were also found to be multi-resistant (Abdalahman et al., 2015; Normanno et al., 2015; Fox et al., 2017; Li et al., 2017). Livestock could be an important ecological niche for the emergence of multidrug-resistant *S. aureus*, as the extensive use of antibiotics for treatment, disease prevention, or growth promotion provides the necessary evolutionary constraints (Yan et al., 2014). With respect to community contamination and infection, a multidrug-resistant pathogen is an emerging concern for all meat types (Petternel et al., 2014).

## CONCLUSION AND RECOMMENDATIONS

This study shows the importance of contamination of sheep carcasses at the communal slaughterhouse, chicken and turkey meat at some butcher shops by *Staphylococcus*, coagulase positive *Staphylococcus* and *S. aureus*.

These bacteria of human and/or animal origin are an indicator of hygiene and a pathogen not to be neglected since the contamination is done during the stages of transformation either by the animal or by the professionals of the trade. This work provides valuable information on the hy-

gienic quality of these meats which are an important cause of food poisoning and collective food poisoning and it is essential to educate and train professionals in the meat industry to respect good hygiene practices in this region to reduce contamination by pathogenic bacteria.

Moreover, isolated strains are resistant to several antibiotics, and high prevalence of resistance is concerning for penicillin and sulfonamides, hence the need for a rational use of antibiotics and the monitoring of the evolution of these pathogenic and antibiotic resistant strains.

## ACKNOWLEDGEMENTS

The authors thankfully the slaughterhouse staff and butchers for their kind cooperation in sample collection. The authors did not receive any funds for this study.

## CONFLICT OF INTEREST

None of the authors have any conflict of interest to declare.

## AUTHORS CONTRIBUTION

ST and LC : Sample collection, microbiological analysis of samples. ST : Supply of some products. Writing of the manuscript and statistical analysis. FAB, HA, ZB : Follow-up of the study, supply of some products, and correction of the manuscript.

## REFERENCES

- Abdalahman L. S., Stanley A., Wells H., Fakhr M. K. (2015). Isolation, virulence, and antimicrobial resistance of methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* (MRSA) and methicillin sensitive *Staphylococcus aureus* (MSSA) strains from Oklahoma retail poultry meats. *Int. J. Environ. Res. Pub. Health*, 12: 6148-6161.
- Achek R., Hotzel H., Cautekin Z., Nabi I., Hamdi T. M., Neuhauer H et al. (2018). Emerging of antimicrobial resistance in *Staphylococci* isolated from clinical and food samples in Algeria. *Bmc Res. Notes.*, 11, 1-7. <https://doi.org/10.1186/s13104-018-3762-2>
- Adzitey F., Ekli R., Adusah M. (2020). Incidence and antibiotic susceptibility of *Staphylococcus aureus* isolated from ready-to-eat meats in the environs of Bolgatanga municipality of Ghana. *Cogent Environ. Sci.*, 6: 1791463. <https://doi.org/10.1080/23311843.2020.1791463>
- Afsa (2006). French Food Safety Agency. Referral n° 2007-SA-0174. The references applicable to foodstuffs as criteria indicators of process hygiene.
- Akermi A., Ould A., Aggad H. (2020). Bacteriological status of chicken meat in western Algeria. *Lacéri Stämpfler Med. Vet.*, LIII(2): 5-13.
- Ammari H. (2011). Standardisation de L'antibiogramme à l'échelle Nationale (Médecine Humaine et Vétérinaire). 6<sup>e</sup> éd. Réseau Algérien de la Surveillance de la Résistance Des

- Bacteries Aux Antibiotiques, Algérie. p45-46.
- Baghdaderani Z. T., Shakerian A., Rahimi E (2020). Phenotypic and genotypic assessment of antibiotic resistance of *Staphylococcus aureus* bacteria isolated from retail meat. *Infect. Drug Resist.*, 13: 1339. <https://doi.org/10.2147/IDR.S241189>
- Basani M., La Bella G., Nobili G., Tola S., Caffaro M., La Salandra G (2020). Prevalence and characterization of methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* (MRSA) isolates from retail meat in south Italy. *Italian J. Food Sci.*, 32.
- Boukili M., Filali F., Aboulkacem A., Sefiani M (2019). Assessment of factors influencing the hygienic quality of retail beef meat in Meknes city, Morocco. *Int. J. Vet. Sci.*, 8: 43-48.
- Boumid R., Guemour D., Zidane K., Aggad H., Bendella A., Saegerman C (2015). Hygienic quality of minced meat retailed in western Algeria. *J. Virol. Microbiol.*, 2015, C1-9. <https://doi.org/10.5171/2015.124808>
- Chaalal W., Chaalal N., Bouafra N., Kihal M., Diene S. M., Rolain J.-M (2018). Characterization of *Staphylococcus aureus* isolated from food products in western Algeria. *Foodborne Pathog. Dis.*, 15: 353-360. <https://doi.org/10.1089/fpd.2017.2319>
- Ciupescu L. M., Auvray F., Nicotescu I. M., Meheut T., Ciupescu V., Lardoux A. L. et al. (2018). Characterization of *Staphylococcus aureus* strains and evidence for the involvement of non-classical enterotoxin genes in food poisoning outbreaks. *FEMS Microbiol. Lett.*, 365(13): fny139 <https://doi.org/10.1093/femsle/fny139>
- CLSI (2006). Performance Standards For Antimicrobial Susceptibility Testing. 15th Informational Supplement, M100-S15, Clinical And Laboratory Standards Institut, Wayne, Pa, Usa.
- CLSI (2015). Performance Standards for Antimicrobial Susceptibility Testing: Twenty-fifth Informational Supplement. CLSI document M100-S25. CLSI, Wayne, PA.
- Cuny C., Köck R., Witt W (2013). Livestock associated MRSA (LA-MRSA) and its relevance for humans in Germany. *Int. J. Med. Microbiol.*, 303: 331-337. <https://doi.org/10.1016/j.ijmm.2013.02.010>
- Dih A. L., Chahed A., Lakhdara N., Agabou A., Bouascena S., Ghoulal K. et al. (2019). Preliminary investigation of the antimicrobial and mechanisms of resistance of enterobacteria isolated from minced meat in the northeast of Algeria: the case of butchers from Constantine. *Integr Food Nutr. Metab.*, 6: 1-7. <https://doi.org/10.15761/IFNM.1000273>
- Djenidi R (2016). Étude de la contamination superficielle des carcasses ovines à l'aide d'examen bactériologiques au niveau de l'abattoir de Bordj Bou Arréridj. *Agriculture.*, 7: 47-56.
- FCD (2019). Fédération du Commerce et de la Distribution. Version du 15/11/2019 applicable à partir de Janvier 2020. France.
- Fox A., Fichon B., Wilkinson H., Drumith M., Hill R., Melaschkin J. et al. (2017). Detection and molecular characterization of livestock-associated *mrsa* in raw meat on retail sale in north west England. *Letters Appl. Microbiol.*, 64: 239-245. <https://doi.org/10.1111/lam.12709>
- Gebechew A., Youuf M., Schöbe A (2013). Evaluation of microbial load of beef of arsi cattle in Adama town, oromia, ethiopia. *J. Food Process Technol.*, 4: 1-6. <https://doi.org/10.4172/2157-7110.1000234>
- Grace D., Fetsch A (2018). *S. aureus* a foodborne pathogene : epidemiology, detection, characterization, prevention and control : an overview. In : *Staphylococcus aureus*. Ed : Alexandra Fetsch. pp 3. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-809671-0.00001-2>
- Guergueb N., Alloui N., Ayachi A., Benboune O (2014). Effect of slaughterhouse hygienic practices on the bacterial contamination of chicken meat. *Scient. J. Vet. Adv.*, 3: 71-76.
- Hachemi A., Zanis S., Denis M. F., Guennoun M., Hachemi M. M., Ait-Oudhia K (2019). Epidemiological study of carriage in Algeria: prevalence, quality assessment, and antibiotic resistance of *Staphylococcus aureus* isolates and the risk factors associated with consumer habits affecting foodborne poisoning. *Vet. World.*, 12: 1240. <https://doi.org/10.14202/vetworld.2019.1240-1250>
- Hamimane M., Djemal M., Saidani K (2017). Contamination of meat products by coagulase positive Staphylococci in the algiers, Algeria. *African J. Microbiol. Res.*, 11: 1218-1222. <https://doi.org/10.5897/AJMR2017.9621>
- Hamoudi A., Boumahafatma B.R., Aggad H., Claude S (2013). Evaluation de la contamination bactérienne superficielle des carcasses bovines dans un abattoir algérien. *J. Anim. Plant Sci.*, 19: 2901-2907.
- Islam M. A., Parveen S., Rahman M., Haq M., Nabi A., Khan Z. U. M. et al. (2019). Occurrence and characterization of methicillin resistant *Staphylococcus aureus* in processed raw foods and ready-to-eat foods in an urban setting of a developing country. *Front. Microbiol.*, 10: 503. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2019.00503>
- ISO 17604 (2003). International Organisation for Standardization. Microbiology of food and animal feeding stuffs — Carcass sampling for microbiological analysis
- ISO 6887-1 (2017). International Organisation for Standardization, Second edition 2017-03. Microbiology of the food chain—Preparation of test samples, initial suspension and decimal dilutions for microbiological examination—Part 1: General rules for the preparation of the initial suspension and decimal dilutions
- ISO 6888-1 (1999). (En), Microbiology Of Food And Animal Feeding Stuff — Horizontal Method For The Enumeration Of Coagulase-Positive Staphylococci (*Staphylococcus aureus* and other species) : Part 1: Technique Using Baird-Parker Agar Medium [Online].
- ISO 6888-1, 1 (1999). Microbiology Of Food And Animal Feeding Stuff—Horizontal Method For The Enumeration Of Coagulase-Positive Staphylococci (*Staphylococcus aureus* and other species) : Part 1: Technique Using Baird-Parker Agar Medium. International Organisation For Standardisation, Geneva, Switzerland.
- ISO 6888-3 (2003). Microbiology of food and animal feeding stuffs — Horizontal method for the enumeration of coagulase-positive staphylococci (*Staphylococcus aureus* and other species) — Part 3: Detection and MPN technique for low numbers
- ISO 7218 (2007). International Organisation for Standardization, third edition 2007-08-15. Microbiology of food and animal feeding stuffs — General requirements and guidance for microbiological examinations—Enumeration
- ISO. (1999) Microbiology of Food and Animal Feeding Stuff—Horizontal Method for the Enumeration of Coagulase-positive Staphylococci (*Staphylococcus aureus* and Other Species): Part 1: Technique Using Baird-parker Agar Medium. ISO, Geneva, Switzerland.

- JORADP (2017). Journal Officiel de la République Algérienne N° 39, du 28 Juillet 2017, Annexe 1, Critères microbiologiques applicables aux denrées alimentaires. 2 : Viandes rouges et dérivées, 3 : viandes de volailles, de lapins et leurs dérivées
- Kadlec K., Feßler A. T., Hantschuld T., Schwarz S (2012). Novel and uncommon antimicrobial resistance genes in livestock-associated methicillin-resistant *Staphylococcus aureus*. Clin. Microbiol. Infect., 18: 745-755. <https://doi.org/10.1111/j.1469-0691.2012.03842.x>
- Kazemi F., Safarian S., Moosmoui R. (2019). *Staphylococcus aureus* bacteria resistant to methicillin in raw milk. J. Pharmaceut. Res. Int. 29(2): 1-8, 2019; Article no. JPRI-45074 <https://doi.org/10.9734/JPRI/2019/v29i230232>
- Kim Y. H., Kim H. S., Kim S., Kim M., Kwak H. S (2020). Prevalence and characteristics of antimicrobial-resistant *Staphylococcus aureus* and methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* from retail meat in Korea. Food Sci. Anim. Resour., 40: 758. <https://doi.org/10.5851/ksfa.2020.c50>
- Kirk M., Ford L., Glass K., Hall G (2014). Foodborne illness, Australia, circa 2000 and circa 2010. Emerg. Infect. Dis., 20: 1857. <https://doi.org/10.3201/cid2011.131315>
- Li J., Jiang N., Ke Y., Feßler A. T., Wang Y., Schwarz S. et al. (2017). Characterization of pig-associated methicillin-resistant *Staphylococcus aureus*. Vet. Microbiol., 201: 183-187 <https://doi.org/10.1016/j.vetmic.2017.01.017>
- Mangen M.-J. J., Bouwknegt M., Friesema I. H., Haegema J. A., Kortbeek L. M., Tariq L. et al. (2015). Cost-of-illness and disease burden of food-related pathogens in the Netherlands, 2011. Int. J. Food Microbiol., 196: 84-93. <https://doi.org/10.1016/j.ijfoodmicro.2014.11.022>
- Normanno G., Dandrosin A., Lorusso V., Samuella G., Di Taranto P., Parisi A. (2015). Methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* (MRSA) in slaughtered pigs and abattoir workers in Italy. Food Microbiol., 51: 51-56. <https://doi.org/10.1016/j.fm.2015.04.007>
- Parvin M., Ali M., Tahkder S., Nahar A., Chowdhury E. H., Rahman M. & al. (2021). Prevalence and multidrug resistance pattern of methicillin resistant *S. aureus* isolated from frozen chicken meat in Bangladesh. Microorganisms., 9: 636. <https://doi.org/10.3390/microorganisms9030636>
- Petternel C., Galler H., Zarfel G., Luxner J., Haas D., Grisold A. J. et al. (2014). Isolation and characterization of multidrug-resistant bacteria from minced meat in Austria. Food Microbiol., 44: 41-46. <https://doi.org/10.1016/j.fm.2014.04.013>
- Rortana C., Nguyen-Viet H., Tum S., Unger E., Bouqst S., Dang-Xuan S & et al. (2021). Prevalence of *Salmonella* spp. and *Staphylococcus aureus* in chicken meat and pork from cambodian markets. Pathogens., 10: 556. <https://doi.org/10.3390/pathogens10030556>
- Şanlıbaba P. (2022). Prevalence, antibiotic resistance, and enterotoxin production of *Staphylococcus aureus* isolated from retail raw beef, sheep, and lamb meat in turkey. Int. J. Food Microbiol., 361: 109461. <https://doi.org/10.1016/j.ijfoodmicro.2021.109461>
- Sarhane B., Mohamed K., Senouci S (2014). Prevalence of *Staphylococcus aureus* isolated from chicken meat marketed in rabat, morocco. Int. J. Innovat. Appl. Stud., 7: 1665-1670.
- Scallan E., Hockstra R. M., Angulo F. J., Tauxe R. V., Widdowson M. A., Roy S. L. et al. (2011). Foodborne illness acquired in the United States—major pathogens. Emerg. Infect. Dis., 17: 7. <https://doi.org/10.3201/eid1701.P11101>
- Teshome G., Assefi Z., Kebs A (2020). Assessment of microbial quality status of raw beef around addis ababa city, ethiopia. African J. Food Sci., 14: 209-214. <https://doi.org/10.5897/AJFS2019.1044>
- Thomas M. K., Murray R., Flockhart L., Pintar K., Pollari F., Fazil A. et al. (2013). Estimates of the burden of foodborne illness in cattle for 30 specified pathogens and unspecified agents, circa 2006. Foodborne Pathog. Dis., 10: 639-648. <https://doi.org/10.1089/fpd.2012.1389>
- Titouche Y., Houali K., Ruiz-Ripa L., Vingadaevalon N., Nia Y., Fathi A & al. (2020). Enterotoxin genes and antimicrobial resistance in *Staphylococcus aureus* isolated from food products in Algeria. J. Appl. Microbiol., 129: 1043-1052. <https://doi.org/10.1111/jam.14665>
- Wendlandt S., Feßler A. T., Monecke S., Ehrlich R., Schwarz S., Kadlec K (2013). The diversity of antimicrobial resistance genes among *Staphylococci* of animal origin. Int. J. Med. Microbiol., 303: 338-349. <https://doi.org/10.1016/j.ijmm.2013.02.006>
- WHO, World Health Organisation (2020). <https://www.who.int/fr/news-room/fact-sheets/detail/food-safety>
- WHO, World Health Organisation (2021). <https://www.who.int/fr/media-centre/events/events/2021/06/world-food-safety-day-2021>
- Yan X., Yu X., Tao X., Zhang J., Zhang B., Dong R. & et al. (2014). *Staphylococcus aureus* ST398 from slaughter pigs in northeast China. Int. J. Med. Microbiol., 304: 379-383. <https://doi.org/10.1016/j.ijmm.2013.12.003>

## Résumé

*S. aureus* est une bactérie pathogène des animaux et de l'homme causant plusieurs symptômes chez ceux-ci, allant de simples indigestions, de toxi-infections alimentaires et d'intoxinations alimentaires liées à l'ingestion de nourritures contaminées par les entérotoxines staphylococciques jusqu'aux infections sévères comme les infections cutanées, pulmonaires, septicémiques...etc.

Parmi les problèmes majeurs de ce pathogène, est celui de sa résistance aux antibiotiques réduisant ainsi le choix du traitement et une réussite peu probable.

Dans une première partie, l'objectif de notre travail est d'isoler, caractériser et déterminer la prévalence des souches de *S. aureus* isolées du lait cru de vache et du lait cru de chèvre dans la wilaya de Tiaret et de Souk Ahras, par la suite, évaluer leurs sensibilités envers les antibiotiques les plus utilisés en médecine humaine et vétérinaires. La production de bêta-lactamase par les souches de *S. aureus* isolées est recherchée ainsi que les souches résistantes à la méthicilline. Enfin, la CMI des SARM est déterminée.

Dans une deuxième partie, l'objectif de notre étude est d'isoler, caractériser, déterminer la prévalence et le dénombrement des souches de *S. aureus* isolées de viandes ovines, de viandes de poulet et de viande de dinde, consommées au niveau de la wilaya de Souk Ahras. Une évaluation de leurs sensibilités envers les antibiotiques est réalisée pour les souches isolées.

Des prévalences de 26,72 % et 32,22 % pour les laits et les viandes respectivement, un dénombrement dépassant la charge bactérienne limite de la réglementation européenne, mais dans la norme algérienne, des phénotypes de résistance multiple et de fortes CMI (jusqu'à 128 µg/ml) ont été rapportés dans cette étude.

Enfin, quelques recommandations ont été proposées pour limiter les contaminations de denrées alimentaires d'origine animale, éviter et limiter l'émergence et la propagation de souches multirésistantes envers les antibiotiques utilisés en médecine humaine et vétérinaire.

Mots clés : *S. aureus*, dénombrement, résistance aux antibiotiques, SARM, CMI

## Abstract

*S. aureus* is a pathogenic bacterium of animals and humans causing several symptoms in them, ranging from simple indigestions, foodborne illness and poisoning related to the ingestion of foods contaminated with staphylococcal enterotoxins to severe infections such as skin infections, lung infections, septicemic infections, etc.

Among the major problems of this pathogen, is that of its resistance to antibiotics thus reducing the choice of treatment and unlikely success.

In a first part, the objective of our work is to isolate, characterize and determine the prevalence of *S. aureus* strains isolated from raw cow's milk and raw goat's milk in the wilaya of Tiaret and Souk Ahras, Then, assess their sensitivities to the antibiotics most used in human and veterinary medicine. The production of beta-lactamase by isolated *S. aureus* strains is sought as well as methicillin-resistant strains. Finally, the minimum inhibitory concentration of MRSA is determined.

In a second part, the objective of our study is to isolate, characterize, determine the prevalence and enumeration of strains of *S. aureus* isolated from sheep meat, chicken meat and turkey meat, consumed in the wilaya of Souk Ahras. An evaluation of antibiotic sensitivities is conducted for isolated strains.

Prevalences of 26.72% and 32.22% for milk and meat, respectively, a count exceeding the bacterial charge limit of the European regulations, but in the Algerian standard, multiple resistance phenotypes and strong MIC (up to 128 µg/ml) were reported in this study.

Finally, some recommendations have been proposed to limit contamination of foodstuffs of animal origin, to avoid and limit the emergence and spread of multidrug resistant strains of antibiotics used in human and veterinary medicine.

Keywords : *S. aureus*, enumeration, antibiotic resistance, MRSA, MIC

*S. aureus* المكورات العنقودية الذهبية ، بكتيريا ممرضة للحيوان و الإنسان، مسببة عدة أعراض متفاوتة الخطورة، من عسر هضم بسيط، تسممات غذائية مختلفة مرتبطة بهضم أغذية ملوثة أو بهضم مادتها السامة، إلى التهابات خطيرة مثل التهابات جلدية، التهابات رئوية، تسمم في الدم ...

وأيضاً، من بين المشاكل الرئيسية لهذا العامل الممرض، مقاومته للمضادات الحيوية وبالتالي صعوبة اختيار العلاج المناسب ومنه احتمال ضئيل للنجاح.

في الجزء الأول من هذه الدراسة، الهدف هو عزل، تمييز وتحديد نسبة انتشار هذه البكتيريا الموجودة في الحليب ، في كل من ولايتي تيارت و سوق اهراس، ومن ثم اختبار حساسية البكتيرية المعزولة ضد المضادات الحيوية الأكثر استعمالاً في الطب البشري والبيطري، اختبار إنتاجها للبيتا لاكتاماز ، التعرف على السلالات المقاومة للمتسيلين وأخيراً تحديد التركيز الأدنى لتثبيط (CMI) هذه .

في الجزء الثاني، الهدف من دراستنا هو عزل، تمييز وتحديد نسبة انتشار هذه البكتيريا في لحم الخروف، الدجاج ولحم الديك الرومي، المستهلك على مستوى ولاية سوق اهراس، ثم اختبار حساسية هذه البكتيريا المعزولة ضد المضادات الحيوية.

خلال هذه الدراسة، الحليب الطازج واللحوم على التوالي 26.72 32.22 ونتائج التعداد البكتيري تتجاوز النسبة المحددة من طرف النظام الأوروبي، ولكن ضمن المعيار الجزائري. من خلال هذه الدراسة الى أنماط مقاومة متعددة وتركيز أدنى للتثبيط عالي (يصل إلى 128 ميكروغرام / مل).

وأخيراً، تم اقتراح بعض التوصيات للحد من تلوث المواد الغذائية المستخرجة من الحيوان، تجنب والحد من ظهور وانتشار سلالات متعددة المقاومة للمضادات الحيوية المستخدمة في الطب البشري والبيطري.

الكلمات المفتاحية: المكورات العنقودية الذهبية، التعداد البكتيري، مقاومة المضادات الحيوية، إنتاج البيتا لاكتاماز، المكورات العنقودية الذهبية المقاومة للمتسيلين، تركيز أدنى للتثبيط.