



République Algérienne Démocratique et Populaire
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
Université de Larbi Tébessi –Tébessa-
Faculté des Sciences Exactes et des Sciences de la Nature et de la Vie
Département : Biologie Appliquée



MEMOIRE DE MASTER
Domaine: Sciences de la nature et de la vie (S.N.V)
Filière: Sciences biologiques
Option: Qualité des produits et sécurité alimentaire

Thème:

**Qualité microbiologique de la viande de poulet
de chair commercialisée à Tébessa**

Présenté par:
REZKALLAH Nadia et YOUSFI Yasmine

Devant le jury:

Dr. DEBABZA Manel	MCB	Université de Tébessa	Présidente
Dr. TALEB Salima	MCA	Université de Tébessa	Rapporteur
Mr. ZOUAOUI Nassim	MAA	Université de Tébessa	Examineur

Date de soutenance: 30/05/2016

Note :..... Mention :.....

م ا خ ص

ان استهلاك لحم الدواجن قد ارتفع في السنوات الأخيرة في الجزائر الا ان ممارسات التربية والذبح يعرف تأخر تكنولوجي لم يؤثر فقط على انتاج عمل الورشات بل على الصحة العامة.

ان الدراسة تمت بهدف تقييم النوعية الميكروبيولوجية للحم الدجاج في تبسة للقيام بهذا قمنا بعد تحديد عزل ودراسة مقاومة المضادات الحيوية ل 45 مستخلص.

النتائج التي حصلنا عليها :

نسب عالية أعلى من المعايير المكر وبيولوجية الوطنية بالنسبة ل :

FTAM, coliformes totaux, les staphylocoques et les sulfito-réducteurs

ظهور سالمونيلا في عينتين من أصل 4 عينات التي تمت دراستها

-وأظهرت هذه الدراسة وجود الأجناس التالية :

Serratia (39.02%), *Raoutella* et *Escherichia* (21.95%) , *Salmonella* (12.2%) *Enterobacter* (2,44%) et *Shigella* (2.44%).

بالنسبة **Staphylocoque** المقاومة للمضادات الحيوية بينت مقاومة 100% للجنتاميسين وكناميسين

و البكتيريا المعوية المعزولة 100% للكناميسين 92.68%جنتاميسين 85.3% للسيفاليكس و سيبروفلوكسين وجود حساسيات

أخرى لكن بنسب ضعيفة مقاومة بنسبة 80.48% لتيكارسيلين 75.60% للتيتراسيكلين 71.17% للاموكسيسيلين سجلوا مقاومة بمضادات أخرى لكن بنسب ضعيفة .

أظهرت هذه الدراسة أيضا ان 46.34% من البكتيريا المعوية معزولة هم متعددة المقاومة.

الكلمات المفتاحية : لحم الدجاج,تلوث,بكتيريا معوية, مكورات عنقودية, مقاومة المضادات الحيوية.

Abstract

The consumption of fowl meat has augmented during these last years in Algeria, the practices of farmed and felling accused a technological retardation resounding not only above the productivity of poultry workshops but also and specially above the public health.

A study has been driven in the object to evaluate the microbiological quality of chicken meat commercialized in Tebessa.

In order to do, we counted, isolated, identified and study the resistance to antibiotics of 45 isolers.

The obtained result has indicated:

-The superior rate to national microbiologicals norms by FTAM, fecal coliforme, *Staphylocoque* and the sulfite-reducing

-*Salmonella*, was present on two specimen onto the for examine.

This study highlighting the presence of the following gender:

Serratia with (39.02%), *Escherichia and Raoutella* (21.95%), *Salmonella* (12.2%), *Enterobacter* and *Shigella* (2.44%).

The isoler which had a specific identification of *Staphylocoque* are identified such us *Staphylococcus spp.*

The resistance to antibiotic demonstrates a resistance of (100%) of *staphylocoque* to the Oxacillin and to the rifampicin and a sensibility of (100%) to the Gentamicin and to the Kanamycine.

The strains of isolated enterobacterium are:

Sensible (100%) to the amikacin, (92.68%) to the Gentamicin and (85.36%) to the cefalexin, other sensibility exist but with lower rate.

Resistant of (80.84%) to the Ticarcillin, (75.60%) to the Tetracyclin and (73.17%) to the Amoxicillin, they are resistant to other antibiotics but with lower proportions

This study demonstrated that (46.34%) of strain of isolated enterobacterium are multi-resistant.

Key words: Chicken meat, contamination, enterobacterium, *Staphylocoque*, resistance to antibiotics.

Résumé

La consommation de viande de volaille a augmenté au cours des dernières années en Algérie, les pratiques d'élevage et d'abattage accusent un retard technologique retentissant non seulement sur la productivité des ateliers avicoles, mais aussi et surtout sur la santé publique.

Une étude a été menée dans le but d'évaluer la qualité microbiologique de la viande de poulet de chair commercialisée à Tébessa. Pour ce faire, nous avons dénombré, isolé, identifié et étudié la résistance aux antibiotiques de 45 isolats.

Les résultats obtenus ont montré :

Des taux supérieurs aux normes microbiologiques nationales pour la FTAM, les coliformes fécaux, les staphylocoques et les sulfito-réducteurs.

Salmonella été présente dans deux échantillons sur les quatre étudiés.

Cette étude a mis en évidence la présence des genres suivants :

Serratia avec (39.02%), *Escherichia* et *Raoultella* (21.95%), *Salmonella* (12.2%), *Enterobacter* (2.44%) et *Shigella* (2.44%).

Les isolats qui ont eu une identification spécifique des staphylocoques se sont identifiés comme *Staphylococcus spp.*

La résistance aux antibiotiques montre une résistance à (100%) des staphylocoques à l'oxacilline et la rifampicine et une sensibilité à (100%) à la gentamicine et la Kanamycine,

Les souches des entérobactéries isolées sont :

Sensibles à (100%) à l'Amikacine, à (92,68%) à la Gentamicine, et à (85.36%) à la Cefalexine et la Ciprofloxacine. D'autres sensibilités existent mais, avec des taux plus faible.

Résistantes à (80.48%) à la Ticarcilline, à (75.60%) à la Tétracycline, et à (73.17%) à l'Amoxicilline. Elles sont résistantes à d'autres antibiotiques mais, avec des proportions plus faibles.

Cette étude a montré que (46.34%) des souches des entérobactéries isolées sont multi-résistantes.

Mots clé : Viande de poulet de chair, Contamination, Entérobactéries, Staphylocoques, Résistance aux antibiotiques

Remerciements

Remerciements

Nous tenons à remercier en premier lieu « Allah » le tout puissant de nous avoir donné le courage ainsi que la volonté pour préparer ce travail.

Nous tenons à exprimer nos sincères remerciements et nos très profondes gratitudee à Dr. Taleb Salima d'avoir proposé ce sujet et d'avoir accepté de le diriger. Vous nous avez consacré beaucoup de votre temps. Nous avons pu apprécier votre disponibilité sans limite.

Nous remercions Dr. Debabza Manel qui nous a fait l'honneur de présider le jury de ce mémoire.

Nos remerciements vont également à Mr Zouaoui Nassim qui a accepté d'examiner ce travail.

Que nos amis nombreux pour les citer, trouvent ici l'expression de nos remerciements pour leur aide et encouragements lors de la préparation de ce mémoire.

TABLES DES MATIERES

ملخص

Abstract

Résumé

Liste des tableaux

Liste des figures

Liste des abréviations

Introduction

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE	page
CHAPITRE I : INTERET ET PLACE DE L'AVICULTURE EN ALGERIE	
I.1 Intérêt de l'élevage de poulet de chair	01
I- 2- Place de l'aviculture en Algérie	02
I-2-1 Principaux indicateurs de la filière avicole	04
CHAPITRE II : LES FACTEURS DE RISQUE DE CONTAMINATION DE LA VIANDE DE POULET DE CHAIR	
II-1 Au couvoir	06
II-2 Elevage	06
II-3- Bâtiment	06
II-4 Litière	07
II-5 Aliments	07
II-6 Eau	08
II-7 Abattage	09
II-7-1. Transport des volailles	09
II-7-2 Echaudage	09
II-7-3 La plumaison	09
II-7-4 Eviscération	10
II-7-5 Rinçage	10
II-7-6 Lavage	10
II-7-7 Refroidissement et le conditionnement	10

II-8 Points de vente	11
II-8-1 Entreposage à l'air libre	11
II-8-2 Entreposage en réfrigération ou en congélation	11
CHAPITRE III :	
MICROBIOLOGIE DE LA VIANDE DE POULET DE CHAIR	
III-1 Les microorganismes pathogènes indicateurs d'hygiène	13
III-1-1 Les Salmonelles	13
III-2 Microorganismes indicateurs d'hygiène	16
III-2-1 Flore aérobie mésophile totale	16
III-2-2 Coliformes thermotolérants fécaux	17
III-2-3 Les staphylocoques à coagulase positive	20
III-2-4 Les anaérobies sulfito-réducteurs	26
CHAPITRE IV :	
MESURES GENERALES D'HYGIENE	
IV-1 Approvisionnement	28
IV-1-1 Approvisionnement en nourriture	28
IV-1-2 Approvisionnement en eau potable	29
IV-2 Nettoyage et désinfection des locaux et du matériel	30
IV.2.1 Opérations préliminaires	30
IV.2.2 Nettoyage de l'intérieur du bâtiment	31
IV.2.3 Désinfection	32
IV.2.4 Nettoyage et désinfection du matériel	32
IV-3 En élevage	33
IV-4 En abattoirs	34

MATERIELS ET METHODE	
I-Objectifs de l'étude	36
II. Lieu de l'étude	36
III. Echantillonnage	36
IV. Matériel	37
IV.1 Appareillage	37
IV.2 Verrerie et petit matériel	37
IV.3 Réactifs et produits chimiques	38
IV.4. Disques d'antibiotiques	39
IV.5 Milieux de cultures	39
V. Méthodes analytiques	40
V.1 Analyses microbiologiques	40
V-1-1- Recherche de FAMT, coliformes totaux et fécaux, Staphylocoques et sulfito-réducteurs	40
V.1.1.1. Préparation de la suspension mère	40
V.1.1.2. Préparation des dilutions décimales	40
V.1.2. Recherche des Salmonelles	41
V.1.2.1 Préparation de la solution mère	41
V.1.2.2 Examen microscopique	42
V.1.3 Ensemencement, incubation et dénombrement	42
V.1.3.1 Dénombrement de la flore aérobie mésophile totale (FTAM)	42
V.1.3.2 Coliformes	43
V.1.3.2.1. Dénombrement des coliformes totaux	43
V.1.3.2.2. Dénombrement des coliformes fécaux	44

V.1.3.3. Dénombrement des Staphylocoques	44
V.1.3.4. Recherche et dénombrement des Anaérobies sulfito-réducteurs	44
V.1.3.5. Recherche et dénombrement des Salmonelles	45
V.1.4 Isolement et conservation	46
V.1.5 Identification et analyse préliminaire des isolats	46
V.2.5.1 Observation macroscopique	46
V.2.5.2 Observation microscopique	47
V.2.5.3 identifications et analyse préliminaires des isolats	47
V.2.5.3.1 Revivification des souches	47
V.2.5.3.2 Test de catalase	47
V.1.5.3.3 Test oxydase	48
V.1.5.3.4 Dégradation du Mannitol (Milieu Mannitol-Mobilité)	48
V.1.5.3.5 Production de l'H₂S	48
V.1.5.3.6 Etude de la fermentation du glucose, saccharose et lactose	48
V.1.5.4. Identification spécifique de <i>Staphylococcus aureus</i>	49
V.1.5.4.1 Pigmentation sur GN	49
V.1.5.4.2 Recherche de nitrate réductase	49
V.1.5.4.3 Recherche de coagulase	49
V.1.5.4.4 Recherche de Clumping factor (facteur de coagulation)	50
V.1.5.4.5 Réaction de Voges-Proskauer (milieu de Clark-Lubs)	50
V.1.5.4.6. L'épreuve de l'arginine dihydrolase (ADH)	50
V.1.5.4.7 Sensibilité aux ATB	50
V.1.5.5 Identification biochimique des entérobactéries	51
V.1.5.5.1. Description de la galerie API20E	51
V.1.5.4.2 Technique	52
V.1.5.4.3 Lecture de la galerie	53
V.1.5.5 interprétation des résultats	55

V.2 Test de l'antibiogramme	55
V.2.1 Principe de la méthode des disques	55
V.2.2 Milieu de culture	55
V.2.3 Choix des antibiotiques	56
RESULTATS ET DISCUSSIONS	
I. Analyse microbiologique	60
I-1 Examen microscopique	60
I-2 Examen macroscopique	60
I-3 Dénombrement	62
I-4 Dénombrement de la flore microbienne de la viande de poulet de chair	64
I-4-1 Flore totale aérophile mésophile	64
I-4-2 Coliformes totaux et fécaux	65
I-4-3 Staphylocoques	65
I-4-4 Dénombrement sur milieu SS	66
I-4-5 Sulfite réducteurs	66
II- Identification spécifique des staphylocoques	67
II-1 Tests physiologiques et biochimiques	67
III- Identification spécifique des entérobactéries	69
III -1 Etude biochimiques des souches	71
III-2 Répartition des souches en fonction des genres et des espèces	79
IV- Test de la sensibilité aux antibiotiques	81
IV-1 Résistance des Staphylocoques aux antibiotiques	85
IV-2 Entérobactéries multirésistantes	88
IV-3 Etude statistique de la sensibilité des souches aux antibiotiques	90

Conclusion

Références Bibliographie

Annexes

liste des tableaux

Tableau N°	Titre	page
Tableau 01	Consommation de viande par habitant et par an en Kg	04
Tableau 02	Evolution de production des viandes blanches	05
Tableau 03	Milieux sélectifs et conditions d'incubation pour la recherche des germes de contamination.	42
Tableau 04	Test de catalase	47
Tableau 05	Recherche de nitrate réductase	49
Tableau 06	Tableau de lecture de la galerie miniaturisé API 20 E	54
Tableau 07	Liste des antibiotiques utilisés pour la détermination de la sensibilité des entérobactéries aux antibiotiques	57
Tableau 08	Liste des antibiotiques utilisés pour la détermination de la sensibilité des souches de staphylocoques aux antibiotiques	57
Tableau 09	Dénombrement et recherche de la flore microbienne	64
Tableau 10	Tests d'identification des staphylocoques	68
Tableau 11	Identification des souches isolées sur VRBL	69
Tableau 12	Identification des souches isolées sur gélose SS	70
Tableau 13	Résultats des tests de l'identification biochimique réalisée par API20E	72
Tableau 14	Résultats de l'identification biochimique des différents isolats	75
Tableau 15	Répartition des souches en fonction des genres	80
Tableau 16	Résultats du test de la sensibilité des entérobactéries aux antibiotiques	82
Tableau 17	Résultats du test de sensibilité des staphylocoques aux antibiotiques	85
Tableau 18	Répartition des souches isolées selon leur sensibilité vis-à-vis des antibiotiques	87
Tableau 19	Répartition des souches multi-résistantes selon les antibiotiques auxquels elles présentent une résistance	89

liste des figures

Figure	Titre	Page
Figure 01	<i>Salmonella</i> (G x 16000)	16
Figure 02	Structure de la membrane d'une bactérie gram négative (<i>salmonella</i>)	16
Figure 03	E .coli	20
Figure 04	<i>Staphylococcus aureus</i>	21
Figure 05	Poulailler à ventilation naturelle, clapets latéraux et lanterneau	32
Figure 06	Poulaillers clairs à rideaux	33
Figure 07	Préparation de la solution mère et des dilutions décimales.	40
Figure 08	photos prises au de laboratoire de microbiologie. Département de biologie appliquée. par Rezkallah et Yousfi	41
Figure 09	Galerie biochimique API 20 E	52
Figure 10	Répartition des disques d'antibiotiques des Staphylocoques selon CA-SFM 2015.	58
Figure 11	Répartition des disques d'antibiotiques des entérobactéries selon CA-SFM 2015	59
Figure 12	Principaux aspects microscopiques (X100)	60
Figure 13	Principaux aspects macroscopiques sur VRBL	61
Figure 14	Principaux aspects macroscopiques sur SS	61
Figure 15	Principaux aspects macroscopiques sur Viande de foie	62
Figure 16	Principaux aspects macroscopiques sue GN	62
Figure 17	Dénombrement des colonies sur gélose VRBL. Photo prise au laboratoire de microbiologie, département de biologie appliquée.Université Larbi Tébessi Tébessa par Rezkallah et Yousfi 2016	62
Figure 18	Dénombrement des colonies sur gélose SS. Photo prise au laboratoire de microbiologie, département de biologie appliquée. Université Larbi Tébessi Tébessa par Rezkallah et Yousfi 2016	63
Figure 19	Dénombrement des colonies sur gélose viande foie. Photo prise au laboratoire de microbiologie, département de biologie appliquée.Université Larbi Tébessi Tébessa par Rezkallah et Yousfi	63

	2016	
Figure 20	Dénombrement des colonies sur gélose GN. Photo prise au laboratoire de microbiologie, département de biologie appliquée. Université Larbi Tébessi Tébessa par Rezkallah et Yousfi 2016	63
Figure 21	Coloration de gram d'une colonie de sulfite réducteur : Bacilles gram positif. Photo prise au laboratoire de microbiologie, département de biologie appliquée. Université Larbi Tébessi Tébessa par Rezkallah et Yousfi 2016	66
Figure 22	Culture bactérienne sur milieu SS (a) et sur VRBL à (b). Photo prise au laboratoire de microbiologie, département de biologie appliquée. Université Larbi Tébessi Tébessa par Rezkallah et Yousfi 2016	70
Figure 23	Photographie de l'API20E des souches E1S1, E1S3, E3S1, E4S7, E4 S8 CF. (<i>E. coli</i> 1)	76
Figure 24	Photographie de l'API20E des souches E1S4, E1S5, E1S6, E1S7, E3S2, E3S6, ES7 CF (<i>Raoultella ornithinolytica</i>)	76
Figure 25	Photographie de l'API20E de souche E3S5 CF (<i>Enterobacter cloacae</i>)	76
Figure 26	Photographie de l'API20E de souche E3S8 CF (<i>Raoultella ornithinolytica</i>)	76
Figure 27	Photographie de l'API20E des souches E2S1, E3S1 CT (<i>E. coli</i>)	77
Figure 28	Photographie de l'API20E de souche E2S4 CT (<i>Serratia oderifera</i>)	77
Figure 29	Photographie de l'API20E de souche E3S4, CT (<i>Raoultella ornithinolytica</i>)	77
Figure 30	Photographie de l'API20E des souches E2 (P1, P2, P3, P7) SS (<i>Salmonella choleroessius SPP arizonae</i>)	77
Figure 31	Photographie de l'API20E des souches E2 (P4, P8), E1 (S1, 2,3 et 4) E2 (S1, 2,3 et 4), E3 (S1, 2,3 et 4) SS (<i>Serratia oderifera</i>)	78
Figure 32	Photographie de l'API20E des souches E1S6, E1S7 SS (<i>E. coli</i>)	78
Figure 33	Photographie de l'API20E de souche E3S5 (<i>Salmonella choleroessius SPP arizonae</i>)	78

Figure 34	Photographie de l'API20E de souche E3S6 (<i>shigella spp</i>)	78
Figure 35	Répartition des souches isolées selon les espèces	80
Figure 36	Photographie des résultats du test d'antibiogramme des <i>staphylocoques</i>	85
Figure 37	Photographie des résultats du test d'antibiogramme des entérobactéries	86
Figure 38	Répartition des souches selon la sensibilité aux ATB	88
Figure 39	Dendrogramme représentatif de la classification, réalisée à partir de l'étude de la sensibilité des souches étudiées aux antibiotiques.	90

liste des abreviations

AAC : Acétyltransférase

ADH : Argénine dihydrolase

ADN : Acide Désoxyribose Nucléique

ANT : Nucléotidyltransférase

APH : Phosphotransférase

ARN : Acide Ribonucléique

ASR : Anaérobies sulfite-réducteurs

BHIB : Cœur cerveau

CAH : Classification Ascendante Hiérarchique.

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

CMI : Concentration minimale inhibitrice

CNR : Centre National de Référence

DA: Dinars Algérie

DHS : Dihydrofolate synthèse

DHR : Dihydrofolate réductase

DNase : Désoxyribonucléase

ECEH : Escherichia

FAO : Organisation des nations unies pour l'alimentation et l'agriculture

FTAM : Flore totale anaérobie mésophile

GN: Gélose nutritive

H₂O₂: Peroxyde d'hydrogène

H₂S : Sulfure d'hydrogène

ICFM: International commission for the microbiological specifications for foods

ISO : Organisation Internationale de Normalisation

MH: Muller Hinton

MLSB : Macrolides-Lincosamides-Streptogramines

MUG : 4-méthyl-umbélliféryl- β -Dgluconide

NR : Nitrate réductase

O₂ : Oxygène

ONAB : Office national de production des aliments de bétail

ONPG : Ortho-nitrophényl- β -Dgalactopyranoside

ORAC : Office Régional de l'Avicole du Centre

ORAVIE : Office Régional de l'Aviculture de l'Est

ORAVIO : Office Régional de l'aviculture de l'Ouest

PCA : Plate count agar

PCR : Polymerase chain reaction

PLP : Protéines de liaison à la pénicilline

PNDA : Programme national du développement agricole

RGA : Recensement général de l'agriculture

SFB : Bouillon sélénite

SHU : Syndrome hémolytique et urémique

SS: Salmonella Shigella

TSI : Gélose-Glucose-Lactose-Saccharose

VP : Vogues Proskauer

VRBL : Milieu lactosée biliée au cristal violet et au rouge neutre

Introduction

Introduction

Dans le monde entier la consommation de viande de volaille a augmenté plus rapidement que celle des autres viandes (**FERRARA, 1989**).

Le développement semble avoir plusieurs causes dont l'évolution très modérée des prix qui la rend très avantageuse par rapport à la viande rouge, sa richesse en protéines et la grande efficacité de ses techniques actuelles de production. Cependant si le poulet représente plus des deux tiers des quantités produites sa progression n'a pas la même accélération spectaculaire que d'autres espèces de volaille (dinde et pintade). Les circuits commerciaux tendent en effet à diversifier leurs offres afin d'élargir le choix du consommateur.

En Algérie, la filière avicole « chair » a connu depuis 1980 un développement notable, soutenu par une politique incitative. Cependant, les pratiques d'élevage et d'abattage accusent un retard technologique considérable par rapport aux pays industrialisés, ceci retentissant non seulement sur la productivité des ateliers avicoles, mais aussi et surtout sur la santé publique. En effet, la problématique de la filière avicole sur le plan sanitaire reste toujours tributaire des conditions d'élevage en général, et plus particulièrement de l'hygiène des bâtiments (**KACI et al. 2001**).

Les ateliers d'élevage et d'abattage sont exclusivement privés dans la wilaya de Tébessa et ne répondent nullement aux exigences hygiéniques et sanitaires recommandées par la législation nationale et internationale, tout cela pour un pays en négociations avancées pour l'adhésion à l'organisation mondiale du commerce.

La barrière sanitaire au niveau des élevages et tueries est tellement faible, qu'elle est à l'origine de taux de mortalités excessifs, d'utilisation abusive des produits vétérinaires et de la propagation de diverses maladies (**KACI et al. 2001**).

Ainsi, la sécurité alimentaire est devenue un enjeu majeur pour les pouvoirs publics, les consommateurs et les professionnels de produits destinés à la consommation humaine. En effet, la santé publique et le contexte économique de plus en plus concurrentiel du marché agro-alimentaire en sont les principales motivations, même s'il est un peu choquant de mettre ces deux concepts sur le même plan. Toute fois, le respect des règles d'hygiène et l'obtention de produits de bonne qualité s'avèrent de plus en plus nécessaire en raison de la concurrence internationale et des normes rigoureuses mises en place par les pouvoirs publics.

La richesse de la viande en eau, et en protéines fait d'elle un aliment indispensable pour une alimentation équilibrée. Cependant, ces mêmes raisons la rendent un terrain favorable à la prolifération microbienne. Une grande partie des germes contaminant les carcasses suite aux

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

Comme tout être vivant, les animaux sont sujets à des maladies qu'il est nécessaire de prévenir ou de traiter. La maîtrise de la santé animale garantit non seulement les performances économiques d'un troupeau (production de viande ou de lait en quantité et de bonne qualité, conduite d'élevage simplifiée) mais aussi le bien-être des animaux. Seuls des animaux en bonne santé peuvent être abattus afin que les viandes mises sur le marché ne présentent aucun risque pour la santé du consommateur.

En 2001, l'Organisation mondiale de la santé (OMS) a estimé qu'au moins 50 % des antibiotiques produits dans le monde étaient destinés aux animaux d'élevage et de compagnie [OMS 2001]. Les antibiotiques sont utilisés en élevage, pour le traitement des maladies infectieuses d'origine bactérienne. Mais, depuis le début des années soixante nous assistons à une augmentation du nombre de bactéries résistantes aux antibiotiques et à l'émergence de nouvelles résistances.

Très peu de données expérimentalement vérifiables existent sur la qualité microbiologique de la viande de poulet de chair et encore moins sur la résistance des bactéries aux antibiotiques.

Dans cette intention, notre étude consiste à rechercher la flore d'altération et de contamination sur la viande de poulet de chair dont l'objectif d'évaluer sa fréquence, d'identifier son phénotype biochimique par l'analyse d'un ensemble de caractères liés aux activités enzymatiques et aux différentes voies métaboliques de ces groupes bactériens et d'étudier sa résistance et sa sensibilité aux antibiotiques.

Partie bibliographique

CHAPITRE I :

INTERET ET PLACE DE L'AVICULTURE EN ALGERIE

Au début des années 1970, les planificateurs algériens, devant le déficit important en protéines animales dans la ration alimentaire, ont décidé de miser sur l'aviculture intensive pour le combler, compte tenu du fait que celle-ci échappe aux contraintes climatiques et du fait de la rotation rapide de son cycle de production. Le développement de la filière avicole en Algérie a permis une augmentation sensible de la consommation de viande de poulet de chair. Cette dernière, est passée de 0,82 kg/hab/an en 1972 à 9,18 kg/hab/an en 1986 (FERNADJI, 1990), puis à 9,70 kg/hab/an (FAO, 2005). Comparativement à d'autres pays, l'Algérie reste, en matière de consommation, loin derrière les USA, le Brésil, et l'UE qui ont enregistré en 2003 respectivement 51,8 kg/hab/an, 34,20 kg/hab/an et 22,9 kg/hab/an (OFIVAL, 2004).

Le poids et l'intérêt de l'aviculture dans l'économie nationale se manifestent à travers le nombre d'employés dans la filière. Cette dernière emploie 57 000 personnes et fait vivre près de 342 000 autres dont 20% liées aux entreprises publiques (OFAL, 2001). D'après le recensement général de l'agriculture (RGA) de 2001, on comptait 12 809 exploitations agricoles pratiquant l'aviculture (élevages de poulets de chair) et employant 25 618 personnes. (AMGHROU Set BEDRANI, 2007).

I.1 Intérêt de l'élevage de poulet de chair

La filière "chair" connaît un degré de structuration plus avancé, par rapport à la filière "ponte" parce que la biologie du poulet est rapide **8 semaines**, mais la biologie de la poule est très longue **18 semaines**.

Globalement, des progrès intéressants ont été réalisés dans la satisfaction des besoins internes en produits biologiques (FERRAH, 1996).

Ces derniers ne sont mis en œuvre que dans le cadre des systèmes d'élevages familiaux ruraux. Dans ce cas précis, ces élevages contribuent à valoriser les conditions difficiles caractéristiques de certaines zones agro-écologiques et représentent, de surcroît, le seul moyen efficace de lutte contre le processus de paupérisation qui affecte, il faut souligner, essentiellement les zones rurales. Elles y interviennent par leur capacité à procurer, à améliorer, à sécuriser et à diversifier les revenus des populations pauvres, ces élevages participent aussi à la mobilisation de la force de travail inemployée des ménages (enfants, femmes et contribuent à assurer la transition vers d'autres activités agricoles) (apport de capital). Ainsi, ces élevages assurent une véritable

fonction d'intégration sociale sans compter leurs apports en protéines animales de qualité et de moindre coût (**FERRAH,2004**).

L'aviculture comme la lutte contre la malnutrition urgente des problèmes à résoudre vis-à-vis une demande en viande toujours croissante. L'élevage avicole présente des avantages qui sont notamment liés aux :

-Particularités des volailles (durée du cycle biologique) :

L'amélioration génétique est élevée, le renouvellement du cheptel est rapide ainsi que l'accroissement des effectifs.

Le métabolisme élevé de la volaille permet la transformation des matières d'origine végétales en protéines animales.

- Avantages techniques :

Cette production est techniquement réalisable facilement à grande échelle du fait que les normes de fabrication et de conception des bâtiments, des équipements sont connus et que l'alimentation est totalement maîtrisée. Les maladies des volailles sont connues et les plans prophylactiques protègent les élevages avicoles des grandes épidémies. Outre les techniques de conditionnement qui sont avancées, il y a lieu de souligner que celles ci ont donné des résultats appréciables.

-Avantages socio-économiques :

Au niveau international ce type d'élevage nécessite moins d'investissement que le développement des élevages ovins et bovins. Il peut favoriser l'intégration des productions végétales locales (orge, tourteaux, caroubes) à l'échelle de l'exploitation son caractère hors-sol fait que cet élevage n'exige que peu de place et ne nécessite pas de modification dans le système de culture (**FERRAH, 2004**).

I- 2- Place de l'aviculture en Algérie :

Durant la première décennie après l'indépendance, la production avicole était fondée exclusivement sur l'élevage de poulet de ferme, de souches locales non précisément identifiées, au niveau des exploitations agricoles et, accessoirement, par les familles habitant les zones périurbaines.

La production obtenue (poulets et œufs) était essentiellement destinée à l'autoconsommation (alimentation familiale et renouvellement), les ventes sur le marché ne portant que sur modiques excédents permettant d'obtenir un petit revenu monétaire additionnel.

L'enquête de consommation de 1967/68 a permis d'évaluer de manière relativement précise l'ampleur des besoins non satisfaits en protéines animales ainsi que l'importance du déséquilibre nutritionnel de la ration alimentaire moyenne consommée par les Algériens.

Pour répondre à ce besoin, trois alternatives pouvaient être envisagées : mettre en place une aviculture industrielle, développer les filières ovines et bovines ou développer les importations de viandes. La seconde option présentait un double désavantage : elle exigeait des investissements très lourds, ne pouvaient donner de résultats appréciables qu'à long terme et exigeait une production d'aliments du bétail très importante et diversifiée. L'application de la troisième option impliquait une dépendance constante vis à vis du montant des ressources en devises qui pouvaient être affectées chaque année aux achats de viandes à l'étranger et n'aurait eu que de très faibles impacts en matière de création d'emplois et de revenus. La première option, même si elle exigeait également des investissements très lourds, présentait tout de même l'avantage de garantir un accroissement conséquent, à très court terme, de la production de protéines animales. En conséquence, les pouvoirs publics ont préféré s'engager dans une politique visant la construction d'une filière avicole industrielle.

La filière avicole en Algérie a connu un développement considérable en relation avec les politiques avicoles incitatives mises en œuvre au cours de la décade 1980-1990. Compte tenu du déficit des productions animales classiques, l'Algérie a opté pour le développement d'une production avicole « intensive ».

La mise en œuvre de cette politique a été confiée dès 1970 à l'Office national des Aliments du bétail et, depuis 1980, aux offices régionaux avicoles du centre, de l'ouest et de l'est issus de la restructuration de ce dernier (ONAB, ORAC, ORAVIO, ORAVIE). Ce processus a mis, certes, fin aux importations de produits finis mais a accentué le recours aux marchés mondiaux pour l'approvisionnement des entreprises en intrants industriels (Inputs alimentaires, matériel biologiques, produits vétérinaires, équipements).**(NOUAD, 2011).**

La filière avicole évolue depuis 1990 dans un environnement caractérisé par la mise en œuvre de réformes économiques dans le sens du passage d'une économie planifiée à une économie de marché. Elles subissent, par ailleurs, les effets du passage appliqué durant la période 1994-1998. Ces réformes progressent dans le sens du désengagement de l'État de la sphère économique et du renforcement de son rôle de régulateur et de puissance publique.

La structure actuelle de la filière avicole algérienne résulte des politiques de développement mises en œuvre par l'Etat, au début des années 80, dans une perspective d'autosuffisance alimentaire. Ces politiques avicoles peuvent se résumer en cinq points :

1. L'option pour le développement d'une aviculture intensive « extravertie » répondait à un seul objectif prioritaire : assurer dans les brefs délais l'auto - approvisionnement des populations urbaines en protéines animales de moindre coût.

2. Le modèle d'élevage adopté est celui dominant à l'échelle mondiale, à savoir un modèle avicole intensif basé sur le recours aux technologies et aux intrants avicoles industriels importés.
3. Les métiers de base (multiplication des grands parentaux et des arrière grands parentaux, production des produits vétérinaires et des additifs) et l'industrie des équipements avicoles n'existent pas en Algérie. De ce point de vue, les industries d'amont sont totalement dépendantes des marchés extérieurs et leur fonctionnement repose sur le recours aux importations et passe par la mobilisation de ressources financières importantes.
4. Au plan des structures, la filière avicole a connu, depuis 1997, une restructuration profonde dans le sens de l'émergence d'entreprises et de groupes intégrés (aliments du bétail, reproduction du matériel biologique, abattage).

Ces réformes consacrent le désengagement de l'État de la gestion directe de l'économie (y compris de la sphère agroalimentaire). Comme conséquence une apparition d'opérateurs privés impliqués dans le commerce extérieur (importation de facteurs de production) et dans la production du matériel biologique. Ceci complique davantage la gouvernance et la régulation de ces filières, et ce d'autant plus qu'elles font l'objet depuis l'an 2000, d'un soutien financier dans le cadre du programme national du développement agricole (PNDA). L'objectif visé par ce dernier étant le développement de la production agricole en vue de préparer l'agriculture au nouveau contexte régional et international.

Le développement de la filière avicole en Algérie a permis d'améliorer la consommation des populations en protéines animales à moindre coût ; et ce en dépit de leur prix excessivement élevé en relation avec la faiblesse de la productivité des élevages et les marges élevées prélevées par l'aval de cette filière. **(NOUAD, 2011)**.

I-2-1 Principaux indicateurs de la filière avicole

La consommation de la viande blanche par habitant et par an se situe en 2008 à **5,6 kg**, elle a évolué ainsi :

Tableau n° (01) : Consommation de viande par habitant et par an en Kg

1980	1990	1995	2003	2004	2005	2008
2	11.5	6.7	7.3	7.2	7.3	5.6 kg

- Le potentiel de production se présente ainsi en 2008:
 - Effectif chair +125 millions de sujets.
 - effectifs ponte **14** millions de sujets.

- La valeur du patrimoine avicole s'élève à environ **18** milliards de dinars Algérie (DA) ;
- La valeur de la production s'élève à **55** milliards de DA en 2008.

Tableau 02 : Evolution de production des viandes blanches (**MADR, 2008**)

	2000	2001	2002	2003	2004	2005	2006	2007
Viande blanche 10 ³ Tonnes	198	201	150	157	170	144	241	261

CHAPITRE II :

LES FACTEURS DE RISQUE DE CONTAMINATION DE LA VIANDE DE POULET DE CHAIR

Les facteurs de risques régissant la qualité microbiologique des carcasses de volailles sont multiples.

Dans la filière avicole, deux types de dangers microbiologiques peuvent être distingués de part leur gravité et leur origine:

- Les dangers liés aux bactéries pathogènes, dont l'origine se situe le plus souvent dans l'élevage.
- Les dangers liés aux bactéries d'altération dont l'origine est à rechercher dans le matériel et les méthodes d'abattage.

II-1 Au couvoir

Le manque de suivi sanitaire, une mauvaise hygiène au niveau des couvoirs peut entraîner une contamination au sein du couvoir : contamination des poussins ou des parentaux.

-Au stade poussin, les volailles sont fréquemment contaminées par *Salmonella*, comme en témoignent différentes enquêtes (LAHELLEC ,1987 ; LAHELLEC *et al*,1986). Ces infections peuvent provenir d'une contamination verticale.

-Les reproducteurs (souches pures, grands parentaux, parentaux): une transmission verticale de *Salmonella* et notamment des sérovars *Enteritidis* (PROTAIS et LAHELLEC ,1989) et *Typhimurium* (SALVAT *et al*, 1991) est assez largement démontrée, même si ces mécanismes ne sont pas totalement élucidés.

II-2 Elevage

L'élevage constitue le principal lieu de contamination par *Salmonella* et *Campylobacter*. Certaines défaillances au niveau des élevages peuvent être à l'origine de facteurs de risque

II-3 Bâtiment

Le bâtiment a une importance économique au niveau de l'élevage avicole. Il représente un investissement à long terme (au moins 10 ans). Il est donc indispensable de le construire dans le respect des normes.

Les bâtiments doivent être largement ouverts, les côtés entièrement grillagés sur un muret de 30 à 50 cm au sol. Il s'avère que les constructions sont insuffisamment ouvertes et l'implantation du

bâtiment n'est pas faite par rapport aux vents dominants. Un bâtiment mal conçu favorise la contamination au niveau de l'élevage. Les germes se développent avec l'humidité au sein du bâtiment.(FATOU, 2003).

II-4 Litière

Elle constitue un foyer favorable pour le développement d'un grand nombre de contaminants (virus, bactéries, champignons et autres parasites) surtout lorsqu'elle est de mauvaise qualité et mal préparée. Une litière dégradée favorise le développement des coccidies.

Lorsqu'elle est sèche elle devient poussiéreuse, par contre son humidification excessive la rend favorable au développement de micro-organismes et d'insectes (ERNST *et al*, 1998).

L'éleveur doit contrôler la litière de ses animaux. En effet, il existe une relation sans équivoque entre les performances zootechniques et la qualité de la litière. En présence d'une litière très humide, émettrice d'ammoniac, ou trop sèche, poussiéreuse, insuffisante, les animaux ont toutes les chances de développer des pathologies qui auront une incidence économique.

II-5 Aliments

Il existe une large relation entre la qualité des aliments des volailles et leur statut sanitaire. L'aliment peut par son déséquilibre, sa composition ou sa contamination induire des pathologies et agir sur l'état et la qualité sanitaire des produits animaux.

Des sources de contamination peuvent être identifiées à plusieurs niveaux :

- Contamination des matières premières

Qui peut survenir au cours du processus de fabrication. Par exemple les tourteaux peuvent être contaminés par *Salmonella* lors de leur fabrication (Lors de l'extraction de l'huile).

Cette contamination peut s'expliquer par une colonisation microbienne des équipements.

Lors du stockage des matières premières, les facteurs de contamination les plus importants sont les animaux sauvages, en particulier les oiseaux, les poussières et l'humidité.(AFSSA, 2000).

- Contaminations lors de la fabrication des aliments

Les principaux points à risques identifiés sont les suivants :

* Au niveau de l'environnement de l'usine, les animaux (en particulier les oiseaux) et les poussières sont des sources de contamination ;

* Au niveau des chaînes de fabrication, le rôle particulièrement important de la contamination des refroidisseurs a été souligné. Si l'eau se condense sur les parois, il y a formation d'une croûte de matière organique qui peut être le siège d'une prolifération microbienne (surtout des *Salmonelles*). (AFSSA, 2000)

- Transport

Selon MARANGOS(2002), un aliment à base de graines oléagineuses et de céréales contenant moins de 10 entérobactéries / g, peut se contaminer pendant son transport et le taux d'entérobactéries atteint alors plus de 10^7 entérobactéries / g (augmentant ainsi le risque de contamination par des *Salmonelles*).

II-6 Eau

L'eau peut être contaminée par des virus, des parasites et des bactéries qui risquent d'entraîner des épisodes pathologiques.

- Bactéries

La plus part des bactéries véhiculées par l'eau sont d'origine fécale. L'existence d'une contamination fécale peut faire craindre la présence de micro-organismes pathogènes. (HUMBERT et POMMIER, 1988).

L'eau a été décrites dans la transmission de différentes pathologies infectieuses dues à :

Campylobacter spp (NEWELL et FEARNLY, 2003; PEARSON *et al*, 1996)

E. coli (ORDEUR et MAINIL, 2002).

Salmonella spp (LECOANET, 1992)

Pasteurella multocida (SCHELCHER, 1992 ; FRIEND et FRANSON, 1999)

Haemophilus paragallinarum (HAFFAR, 1992)

Mycobacterium spp (ALOGNINOUIWA, 1992 ; FRIEND et FRANSON, 1999)

Bordetella avium (VENNE, 1992)

II-7 Abattage

Souvent la contamination de la viande de volailles par les microorganismes indicateurs d'hygiène se fait au cours des opérations d'abattage.

II-7-1. Transport des volailles

Le transport des volailles dans des caisses ou des conteneurs est une source de contaminations croisées par *Salmonella* entre les troupeaux (**JOUANDON, 1981**), mais aussi par *Campylobacter* (**LAISNEY et COLIN, 1993**). La ventilation correcte lors du transport des animaux en zone chaude est une priorité non seulement du point de vue de leur bien-être, mais aussi pour éviter le stress qui pourrait être responsable d'une sur contamination.

II-7-2 Echaudage

L'échaudage consiste à tremper l'animal dans l'eau chaude qui provoque la dilatation des follicules plumeux et facilite ainsi la plumaison.

L'origine de la contamination des eaux d'échaudage est multiple et est due notamment: au mauvais nettoyage et désinfection des bacs d'échaudage, à la contamination du plumage des animaux, à la contamination par les fientes des animaux libérées -lors du relâchement sphinctérien consécutif à la mort, à la contamination des pattes des animaux.

D'importantes contaminations croisées par *Salmonella* (**MEAD, 1982; BAILY et al, 1987; SALVAT et al, 1993**) sont notées durant cette étape, lorsque la température d'échaudage est basse, mais aussi par *Campylobacter* (**LAISNEY et COLIN 1993**). Il apparaît en effet qu'un traitement à 60°C entraîne une diminution des contaminations par *Salmonella*, l'effet bactéricide étant mesurable à cette température (**SALVAT et al, 1993 ; MEAD, 1982**).

II-7-3 La plumaison

Elle peut constituer une source de contamination dans les circonstances suivantes.

- * Les doigts de la plumeuse entraînent un transfert de la contamination des plumes gorgées d'eau d'échaudage chargée de microorganismes vers les follicules plumeux et la surface de la peau.
- * Les doigts de la plumeuse, lorsqu'ils sont mal nettoyés et mal désinfectés, peuvent constituer une source supplémentaire de microorganismes (**SALVAT, 1994**).
- * Au cours de la plumaison et juste après cette étape, l'on observe un refroidissement progressif de la surface de la peau, du fait de l'arrosage de la carcasse par l'eau de rinçage des plumeuses.

Ce refroidissement entraîne la fermeture des follicules plumeux dilatés qui «emprisonnent» les bactéries (THOMAS et al, 1980).

II-7-4 Eviscération

Plusieurs facteurs peuvent être incriminés dans la contamination des volailles lors de l'éviscération. L'éviscération automatique peut entraîner une rupture de l'intestin, notamment lorsque les différentes machines sont mal réglées.

La possibilité de contamination de la carcasse par l'intermédiaire des mains de l'opérateur subsiste. De même, lors d'une éviscération manuelle, les mains souillées de matières fécales sont en contact avec la carcasse.

II-7-5 Rinçage

De la carcasse en continu au cours des étapes d'éviscération, entraîne une diminution significative de la contamination par les bactéries d'origine fécale et notamment les *Salmonelles*.

II-7-6 Lavage

Le lavage final dans un bac d'eau présente des risques:

- la qualité de l'eau utilisée peut être à l'origine de la contamination par apport de bactéries.
- Le passage des carcasses est à l'origine d'inter-contamination
- Les conditions d'hygiène générale du matériel et du personnel.

II-7-7 Refroidissement et le conditionnement

Il ya contamination par les différentes méthodes de refroidissement utilisées.

- La contamination aéroportée lors d'un refroidissement à l'air.
- La contamination croisée par l'eau froide contenue dans un bac.

En ce qui concerne le conditionnement, la contamination peut être du eaux manipulations humaines ou aux contacts avec du matériel souillé.

Le film de polyéthylène suivant le conditionnement. Peut être .s'il existe une contamination superficielle de la carcasse un, moyen favorable au développement des *Pseudomonas*.

II-8 Points de vente

Les risques sont multiples au niveau des points de vente.

II-8-1 Entreposage à l'air libre

Selon **ROBERTS, (1982)**, la viande maintenue à la température ambiante et soumise à un développement rapide des germes mésophiles tels que : *Salmonella*, *staphylocoques* et *Escherichia coli*.

Ces germes sont apportés par divers vecteurs.

II-8-2 Entreposage en réfrigération ou en congélation

La réfrigération a plusieurs effets sur les germes :

- Inhibition des germes mésophiles (pathogènes). Toutefois, il y a des exceptions. *Listeria monocytogenes*, *Clostridium botulinum*, se développent à la température de réfrigération.
- Sélection des germes psychrophiles tels que les *Pseudomonas*.

La congélation quant à elle, arrête le développement bactérien.

La rupture de la chaîne de froid est à l'origine de l'apparition de l'altération et de la multiplication des bactéries pathogènes *E. coli*, *Listeria monocytogenes* et éventuellement *Salmonella*) (**SALVAT, DEFRIGNIES, ROSSO, et COLIN. .1995**).

Il y a des risques d'inter-contamination entre les carcasses lorsqu'elles sont entassées et aussi des risques de contamination par le matériel souillé ou le manipulateur humain.

La contamination des carcasses de volailles se fait de manière continue de la filière de la production et s'amplifie au cours des opérations d'abattage et au moment de la vente.

CHAPITRE III :

MICROBIOLOGIE DE LA VIANDE DE POULET DE CHAIR

Parler de « viande de volaille » dans leur ensemble n'est pas une chose aisée, tant il est vrai que ce terme recouvre tout un ensemble de produits, allant des carcasses aux viandes restructurées, en passant par les produits de découpe et différents produits de transformation actuellement commercialisés sous des formes diverses. Quoiqu'il en soit, les volailles et produits de volaille sont toujours, ou presque, caractérisés par leur petite taille unitaire, ce qui a certainement été l'un des facteurs qui ont concouru le plus à la réalisation d'un grand nombre de recherches dans ce domaine. Par ailleurs, malgré l'hétérogénéité des produits et toutes les variations que cette hétérogénéité est supposée entraîner, on peut malgré tout retrouver un certain nombre de caractéristiques qui font que tel ou tel type de flore se développe spécifiquement sur les produits de volaille. Pour une bonne compréhension des problèmes d'origine microbienne qui peuvent éventuellement exister en matière de viande de volaille, il paraît cependant important d'envisager indépendamment : les carcasses entières, les produits transformés.

- les carcasses entières : la croissance microbienne s'effectue toujours à partir de la peau qui constitue une véritable barrière à la pénétration en profondeur. C'est seulement après un certain temps de stockage que les microbes, et en particulier les bactéries, vont pénétrer à l'intérieur du muscle. C'est du reste la raison pour laquelle les prélèvements bactériologiques sont effectués de façon courante à partir de la peau. La structure même de la peau, de même que son humidité sont des facteurs qui vont intervenir directement sur la croissance spécifique de tel ou tel microorganisme. Les travaux de **DOUGHERTY et SEIBOLD 1965** ont montré l'influence de la température d'échaudage sur la structure histologique de la peau du poulet. En relation avec cette structure, et aussi avec l'humidité de surface, le développement microbien va pouvoir être orienté dans un sens ou dans un autre. Ainsi, en 1968, **CLARK** montrait que les *Pseudomonas* se développaient mieux sur une peau échaudée à 59 °C, alors que les *Achromobacter* se développaient de préférence sur une peau non échaudée. De la même façon, tout au long des chaînes d'abattage, différents facteurs vont influencer la structure de la peau et également, par le même fait, le développement microbien qui intervient en surface. Dans le cas où des acides organiques sont utilisés, un abaissement du pH de la peau aura aussi une influence sur le développement préférentiel de tel ou tel type de bactérie et ainsi vont intervenir de nombreux paramètres qui, agissant au différent stade de la préparation, de l'élevage jusqu'au consommateur,

en passant par les techniques d'abattage et de stockage, vont faire varier la nature de la flore retrouvée finalement à la structure des volailles.

Les produits transformés : les variations qui existent en matière de microbiologie des carcasses de volaille vont être, bien entendu, partiellement responsable des variations qui existent en matière de microbiologie des produits transformés. En effet, la qualité microbiologique des produits transformés est reliée à la qualité initiale des carcasses de façon telle qu'il a été possible de cerner l'origine des carcasses utilisées dans la fabrication des produits transformés, en fonction de leur microbiologie propre. Par ailleurs, vont intervenir bien entendu, les techniques de transformations, l'hygiène des manipulations, puis le conditionnement et les conditions de stockage. Le respect des règles d'hygiène et de chaîne du froid devra être d'autant plus strict que le produit sera plus divisé, donc moins stable. Les exigences particulières prévues en matière de préparation, de conservation et d'utilisation des viandes séparées mécaniquement découlent directement de ces considérations. **(BOURGEOIS, et al, 1996).**

En matière de flore pathogène, de nombreux contaminants peuvent être retrouvés à la surface de la carcasse et, par la suite sur les produits transformés. Ainsi les *Salmonella*, *Staphylococcus aureus*, *Campylobacter*, *Yersinia*, *Listeria*, sont fréquemment isolées à partir des viandes de volaille. **(BOURGEOIS, et al, 1996).**

Il convient toutefois d'être prudent quant à l'importance que l'on attache à la présence de ces contaminants à la surface des carcasses de volaille. En effet les *Salmonella* par exemple sont fréquemment présentes en petit nombre seulement **(HUMBERT et al. 1993)** et les problèmes qui surgissent de temps à autre, sont plus fréquemment consécutifs à la dissémination de ce contaminant dans le milieu extérieur qu'à sa présence en grand nombre sur les volailles ou les produits eux-mêmes.

III-1 Les microorganismes pathogènes indicateurs d'hygiène

III-1-1 Les Salmonelles

Salmonella appartient à la famille des *Enterobacteriaceae*. Les *Salmonella* sont constituées de bacilles droits Gram négatifs, non sporulés, d'une taille de 0,7 à 1,5 µm de large et de 2,0 à 5 µm de long, anaérobies facultatifs. Les bacilles sont généralement mobiles grâce à des flagelles péritriches. Ils produisent généralement des acides et du gaz à partir de glucose et utilisent le citrate comme seule source de carbone. Ces bactéries croissent à des températures situées entre 8°C et 45°C, mais sont sensibles à la chaleur **(LE MINOR, 1984 ; ICFM, 1996).**

Le genre *Salmonella* est divisée en 2 espèces, *S. enterica* et *S. bongori*. *S. enterica* est elle-même subdivisée en 6 sous-espèces, dont les sérovars sont régulièrement rencontrés chez l'homme, dans les produits de l'agriculture et les aliments. La souche-type de ce genre est *S. enterica* subsp. *enterica* serovar Typhimurium. Toutes les souches de *Salmonella* sont potentiellement pathogènes pour l'homme (**D'AOUST, 2001; NRC.SS, 2006**). La sous-espèce *enterica* est subdivisée en sérovars ou sérotypes sur base des antigènes somatiques (O), capsulaires (Vi) et flagellaires (H), conformément au schéma de Kauffmann-White. Plus de 2400 sérotypes sont décrits, mais 20.000 combinaisons sont possibles en se basant sur ce schéma (**LE MINOR, 1984; ICFM, 1996; HANES, 2003; KRAUSS et al, 2003**). Après *S. Typhimurium*, au milieu des années 80, *S. Enteritidis* est devenu le sérotype de *Salmonella* le plus souvent rencontré, en raison de sa transmission horizontale de la poule à l'œuf. Plus récemment, *S. Typhimurium* DT104, hautement virulente et résistance à de multiples antibiotiques, a émergé en Europe et aux USA. Ce microorganisme est ubiquitaire dans l'environnement naturel. Sa présence chez les animaux de rente et sur les végétaux est favorisée par l'élevage intensif et l'utilisation d'engrais organiques non traités pour fertiliser les cultures (**D'AOUST, 2001**).

La pathogénicité des *Salmonella* nontyphoïdiennes est due à leur résistance au pH acide de l'estomac, leur compétition avec la flore normale de l'intestin grêle et à leur franchissement de la barrière épithéliale pour proliférer dans les plaques de Peyer et envahir les ganglions mésentériques. Elles peuvent également atteindre la circulation sanguine et donner lieu à des abcès dans différents tissus, voire une septicémie (**ICFM, 1996; HANES, 2003**).

La volaille, et plus particulièrement les œufs et les carcasses, est la source principale des cas humains de salmonellose. *Salmonella* Enteritidis est le sérotype typiquement présent dans le tractus reproducteur de la poule.

Les animaux atteints produisent des œufs contaminés au niveau du vitellus (jaune), de l'albumen (blanc), des membranes ou de la coquille, en raison d'une contamination de la coquille par des fientes ou une contamination de la partie interne de l'œuf lors de son passage dans le tractus reproducteur. D'autres sérotypes tels que *Salmonella* Typhimurium sont plus fréquents chez les poulets de chair et, dans une moindre mesure, dans les autres filières de production de viande. La viande de porc et, de façon moins importante, la viande de bœuf sont les autres sources de contamination les plus souvent rencontrées. Les produits végétaux peuvent également être une source de *Salmonella* en raison de l'utilisation d'eau ou d'engrais contaminés (**D'AOUST, 2001; DE BUCK et al, 2004**).

➤ **Manifestation clinique de la gastro-entérite aiguë salmonellique**

La durée d'incubation varie entre 6 à 48 heures, en moyenne elle est de 24 heures.

Les symptômes sont de plusieurs ordres :

- douleur abdominale
- nausée avec vomissements
- fièvre, la température corporelle peut aller jusqu'à 40°C
- diarrhée abondante, persistante et nauséabonde
- abattement profond.

➤ Résistance des *Salmonella* aux antibiotiques

D'un point de vue clinique, une bactérie est considérée comme résistante à un agent antimicrobien quand la concentration de l'agent actif au site de l'infection n'est pas suffisante pour avoir une activité bactéricide ou bactériostatique.

Ces dernières années ont vu l'émergence et l'augmentation de la résistance des salmonelles aux antibiotiques, elles ont présenté une résistance pour toutes les familles d'antibiotiques : beta lactamines, aminosides, sulfamide et triméthoprime, tétracyclines, phénicolés, colistine et même les quinolones qui font partie de l'arsenal thérapeutique habituel sont touchées (**HOSEK et al., 1997**).

Le phénotype sauvage des souches de *Salmonella* spp est caractérisé par une sensibilité à la totalité des antibiotiques actifs sur les Entérobactéries, elles sont naturellement trèsrésistantes aux pénicillines G et M, aux macrolides (Erythromycine), aux lincosamides(Lincomycine, Clindamycine), et aussi aux glycopeptides (Vancomycine) (**HOSEK et al,1997 ; PERRON et al, 2007**)

Plusieurs mécanismes de résistance aux antibiotiques ont été identifiées chez certainessouches de *Salmonella*, ces mécanismes sont due à des mutations au niveau chromosomiquecomme le cas de la résistance à la ciprofloxacine qui résulte après mutation chromosomiqueau niveau des gènes *gyrA* et *gyrB* codant pour les deux sous unites de l'ADN gyrase, cette mutation entraîne un baisse d'affinité entre l'ADN gyrase et l'antibiotique (ciprofloxacine) (**HOSEK et al., 1997**)

Un autre exemple est présent dans le cas de résistance aux aminosides et aux tétracyclines, ce profile est due a l'acquisition d'un plasmide par conjugaison, ce type de transfert est fréquent entre *Salmonella* et *Escherichia coli* (**HOSEK et al,1997**).

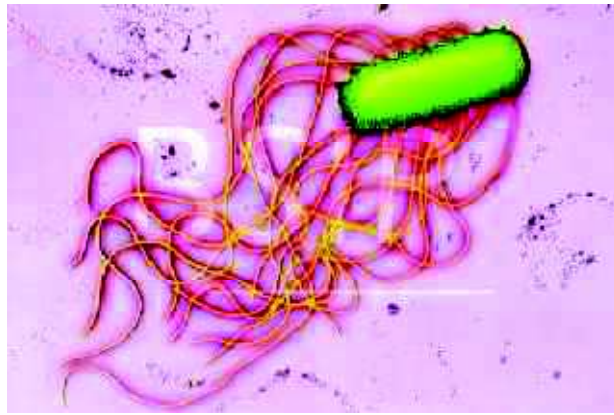


Figure 1: *Salmonella* (G x 16000)(BONNET, (2004).

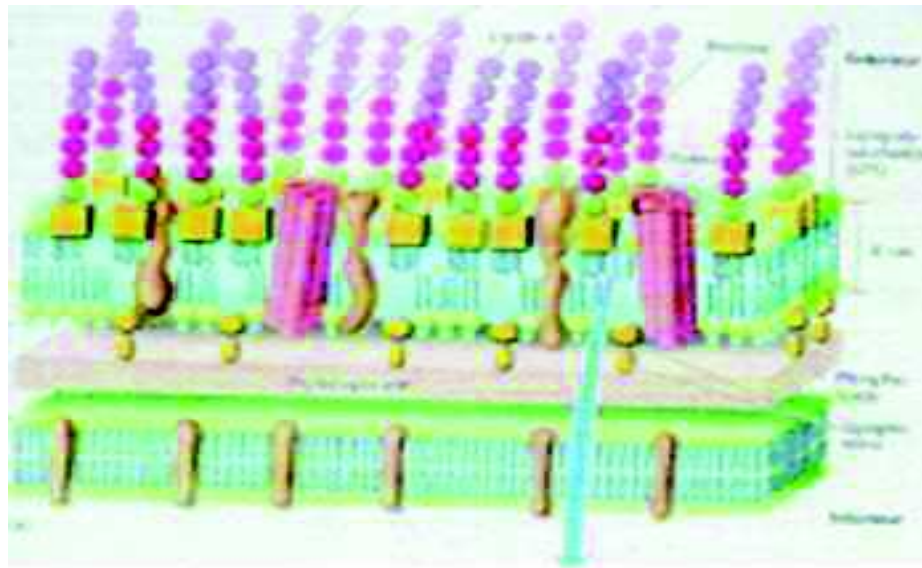


Figure 02 : Structure de la membrane d'une bactérie gram négative (*salmonella*) (BOUVET,(2001).

III-2 Microorganismes indicateurs d'hygiène

III-2-1 Flore aérobie mésophile totale

Les germes aérobies totaux ne constituent pas une famille bactérienne particulière. Il s'agit des microorganismes formant des colonies dénombrables après leur multiplication dans des conditions de laboratoire définies. Le milieu de culture généralement choisi est le *plate countagar* (PCA) contenant un digestat enzymatique de caséine, de l'extrait de levure et du glucose. Selon l'organisation Internationale de Normalisation, (ISO, 2003), il est incubé dans les conditions atmosphériques ambiantes à 30°C pendant 72 h, mais d'autres températures (35°C, 37°C) sont parfois utilisées (MEAD *et al*, 1993 ; BACON *et al*, 2000 ; BERRANG *et al*2002, ISO 2003; PEARCE ET BOLTON, 2005 ; SMITH *et al.*, 2005 ; HUTCHISON *et al.*, 2006).

Par définition, les sources de contamination des denrées alimentaires par les germes aérobies totaux sont très variées : l'environnement, l'animal (flore présente dans l'intestin, sur la peau, la toison, les muqueuses), la contamination croisée avec d'autres carcasses ou aliments, la contamination par le manipulateur. Dans l'aliment cru ou manipulé après traitement, il est normal d'en retrouver une faible quantité. Il peut s'agir d'entérobactéries, de *Bacillus*, *staphylocoques*, *Pseudomonas*, bactéries lactiques ou d'autres agents éventuellement pathogènes.

La FTAM correspond à des bactéries indicatrices d'hygiène (test d'hygiène) dont le dénombrement constitue une bonne méthode d'appréciation de la qualité microbiologique de la viande de poulet de chair et de l'application des bonnes pratiques d'hygiène. Une flore mésophile trouvée en grande quantité indique que le processus d'altération de la viande est engagé. Ces germes sont le reflet des mauvaises conditions d'hygiène générale.

III-2-2 Coliformes thermotolérants fécaux :

Les coliformes thermotolérants (fécaux) se définissent comme des bactéries anaérobies facultatives, à Gram négatif, sporulées, en forme de bâtonnet et produisant des colonies rouge violet en 24 heures à 44,5 °C sur un milieu de type m-FC. Sur VRBL contenant du lactose les coliformes donnent des colonies rouges/violet. En raison de leur capacité de croître à la température élevée de 44,5 °C et non seulement à 35 °C comme les coliformes totaux, les coliformes fécaux sont maintenant désignés par l'appellation « coliformes thermotolérants » dans la **22e édition (2012)** de l'ouvrage de référence **Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater**. Les coliformes thermotolérants (fécaux) qui produisent une réaction négative à l'épreuve de lacytochrome-oxydase, une réaction positive au test de l'ONPG (ortho-nitrophényl-β-Dgalactopyranoside) et une réaction positive au test de MUG (4-méthyl-umbélliféryl-β-Dglucuronide) appartient à l'espèce bactérienne *Escherichia coli*. Dans le contexte de cette méthode, les « coliformes thermotolérants (fécaux) confirmés » sont en réalité des *E. coli*.

L'utilité et la fidélité de ce paramètre comme indicateur de pollution par des matières fécales sont généralement mises en évidence par les faits suivants :

- La densité des coliformes thermotolérants (fécaux) est généralement proportionnelle au degré de pollution produite par les matières fécales;
- Si des bactéries pathogènes d'origine intestinale sont présentes, il y a également des coliformes thermotolérants (fécaux) ces derniers étant généralement en plus grand nombre que les bactéries pathogènes;

- les coliformes thermotolérants (fécaux) sont toujours présents dans l'intestin des humains et des animaux à sang chaud et ils sont éliminés en grande quantité dans les matières fécales;
- La survie des coliformes thermotolérants (fécaux) dans l'environnement est généralement équivalente à celle des bactéries pathogènes et elle est habituellement inférieure à celle des coliformes totaux;
- Les coliformes thermotolérants (fécaux) sont habituellement sans risque pour les humains et ils peuvent être dénombrés par des techniques de laboratoire relativement simples.

Les coliformes thermotolérants (fécaux) sont des indicateurs d'une contamination récente ou constante, d'origine fécale humaine ou animale. *E. coli* est un indicateur plus spécifique d'une contamination fécale que le groupe des coliformes thermotolérants (fécaux).

Les principales sources environnementales de coliformes thermotolérants (fécaux) sont les rejets d'eaux usées domestiques et municipales et parfois industrielles. Les activités agricoles reliées à l'épandage ou à l'entreposage des fumiers et des lisiers peuvent être à l'origine de pollution microbiologique. C'est d'ailleurs pour cette raison que les coliformes thermotolérants (fécaux) sont utilisés fréquemment dans la réglementation et les suivis environnementaux (ex. : eaux de baignade, eaux usées, etc.).

Les coliformes constituent une partie importante de la flore intestinale du poulet. En conséquence, ils peuvent contaminer la carcasse du poulet lors de l'abattage (**LINTON *et al.*1977**). Parmi eux, *Escherichia coli*, largement représentée, peut contaminer l'homme par l'intermédiaire des carcasses de poulets (**BENSINK et BOTHAM,1983**). Cette contamination est favorisée par le changement des habitudes alimentaires qui fait que les productions avicoles sont de plus en plus transformées (charcuterie, plats cuisinés). Il ne fait aucun doute qu'*E. coli* contamine l'alimentation humaine au niveau de la cuisine (**LINTON *et al.*, 1977**).

En plus, *E. coli* est responsable chez le poulet de chair de la colibacillose aviaire (**GROSS,1991**), elle est de plus en plus résistante à plusieurs antibiotiques (**AMARA *et al.*, 1994**).

Cette résistance est en grande partie véhiculée par des plasmides (**GUINEE,1971**) pouvant passer par conjugaison entre individus de souches, d'espèces et de genres différents chez les bactéries à Gram négatif(**FALKOW,1975**). *E. coli* peut passer du poulet à l'Homme (**LEVY *et al.*, 1976; LINTON *et al.*,1977**)et les plasmides qui codent pour la résistance pourraient alors être échangés(**CHASLUS-DANCIA et LAFONT,1985**). Chez le poulet la pression de sélection est très importante et elle est responsable de la forte antibiorésistance rapportée par plusieurs auteurs (**GUINEE, 1971 ; HOWE *et al.* ,1976**) et confirmée au Maroc (**FILALI *et al.* ,1988; AMARA *et al.*1994**).

➤ **Résistance aux antibiotiques**

➤ **Mécanisme d'action des beta-lactamines**

Elles agissent en bloquant la synthèse du peptidoglycane, constituant commun de la paroi des bactéries à Gram négatif en inhibant les enzymes essentielles aux synthèses : les transpeptidase et les carboxypeptidases appelées protéines de liaison à la pénicilline (PLP). la fixation de l'antibiotique empêche celle du substrat naturel (Acyl-D-Alanyl-D-Alanine) qui présente une analogie structurale avec le cycle bêta-lactame.

La synthèse du peptidoglycane est alors inhibée, la bactérie n'est plus protégée du milieu extérieur et du milieu intérieur hostile, ce qui se traduit par une lyse bactérienne.

➤ **Mécanisme d'action des aminosides**

Les antibiotiques agissent en perturbant l'intégralité de la membrane externe et de la membrane plasmique des bactéries en se fixant sur l'ARN ribosomal sur la sous-unité 30S avec une forte affinité : ce qui entraîne des erreurs de lecture des ARN messagers donnant des protéines anormales qui s'incorporent à la membrane et l'altèrent.

➤ **Mécanisme d'action des phenicoles**

Ils agissent en inhibant la synthèse protéique se fixant au niveau de la sous unité 50S des ribosomes et empêchent la transpeptidation de l'ARN de transfert.

➤ **Mécanisme d'action des quinolones**

Les quinolones inhibent l'ADN gyrase qui charge la topologie de l'ADN. Elles se fixent sur la sous-unité A de la gyrase et entraînent une fragmentation de l'ADN, responsable de la mort de la bactérie.

➤ **Mécanisme d'action du cotrimoxazole**

Le cotrimoxazole inhibe la synthèse des acides nucléiques en agissant sur les deux enzymes principales de la voie de synthèse des bases puriques : le sulfaméthoxazole inhibe le dihydrofolate synthase (DHS) et le triméthoprime, la dihydrofolate réductase (DHR).

➤ **Manifestations cliniques des intoxications alimentaires à Escherichia coli**

On observe, dans les symptômes de l'infection à ECEH, des crampes abdominales et des diarrhées qui, dans certains cas, évoluent vers des diarrhées sanglantes (colite hémorragique). Il peut également y avoir de la fièvre et des vomissements. La période d'incubation va de trois à huit jours avec une durée médiane de trois à quatre jours. La plupart des patients guérissent en 10 jours mais, pour une petite proportion d'entre eux (notamment les jeunes enfants et les

personnes âgées), l'infection peut évoluer vers une forme potentiellement mortelle, comme le syndrome hémolytique et urémique (SHU). Celui-ci se caractérise par une insuffisance rénale aiguë, une anémie hémolytique et une thrombopénie. (ADINGRA et al. 2011).



Figure (03) : E.coli(FAO/HOLLAND, LAUE (ROBERT KOCH INSTITUTE)

III-2-3 Les staphylocoques à coagulase positive

Staphylococcus aureus est une coque à Gram positif non sporulant de la famille des *Staphylococcaceae* (PEI et al, 2014). Les staphylocoques produisent tous l'enzyme catalase, mais *S. aureus* est l'un des rares à produire une coagulase (GORDON, and LOWY, 2008, CORNE, 2004). L'espèce bactérienne est donc confirmée par l'évaluation de la production des enzymes catalase et coagulase (COUTURE, 1997). *S. aureus* peut, en comparaison à d'autres staphylocoques d'intérêt clinique, fermenter le mannitol et produire une enzyme de type DNase (COUTURE, 1997). Plus récemment, des tests d'agglutination avec des billes de latex liées à des anticorps ont été mis au point (FESSLER, et al. 2011, BURNS et al. 2014). Certaines trousse permettent, par exemple, de mettre en évidence la présence du facteur d'agglutination et de la protéine A (par exemple, Staphytest Plus, Staphaurex®) produits par *S. aureus*. Les trousse API® ID strip sont d'autres outils développés pour identifier les *S. aureus*. Ces trousse permettent d'effectuer rapidement les tests biochimiques nécessaires à l'identification de cette bactérie (BioMérieux, *api-Staph*. 2002).

Les infections humaines revêtent une grande importance parce qu'un pourcentage appréciable d'intoxications alimentaires dues à des staphylocoques résulte d'une contamination par le personnel manipulant les aliments.

On reconnaît à l'heure actuelle sur le plan sérologique 5 entéro-toxines distinctes: A, B, C, D et E. Ce sont ces entéro-toxines qui sont à l'origine des toxi-infections alimentaires dites à

"staphylocoques". Le nombre de germes minimum susceptibles de produire assez de toxines pour provoquer une intoxication est estimé à 10germes par gramme selon CATSARAS cité par (ROSSET,1985).

Différents travaux (LAHELLEC et MEURIER ; 1971 ; LAHELLEC et al. 1977 ; NOTERMANS et al. 1983) ont montré que d'une façon générale, les souches de *Staphylococcus aureus* sont présentes, en faible nombre sur les volailles vivantes ; par la suite, elles sont disséminées sur l'ensemble des carcasses notamment lors de la plumaison ; le facteur de dissémination le plus important est en effet représenté par les doigts de plumeuses en caoutchouc qui sont fréquemment contaminés. L'utilisation de supports moussants pour les détergents et désinfectants a d'ailleurs permis sinon de résoudre tous les problèmes, du moins de les atténuer dans une large mesure.

Différentes recherche ont également été réalisé pour tenter d'identifier ces souches par des caractères complémentaires de ceux utilisés habituellement : coagulase, DNase,hémolysines ou, fibrinolysine, c'est-à-dire par sérologie, lysotypie (LAHELLEC et al., 1977 ; NOTERMANS et al., 1983) , Dans certains cas , l'origine humaine ou aviaire des souches a pu être déterminée avec certitude, mais les communautés antigénique entre souches humains et aviaires sont telles que l'appartenance à un groupe ou l'autre et souvent difficile à affirmer.

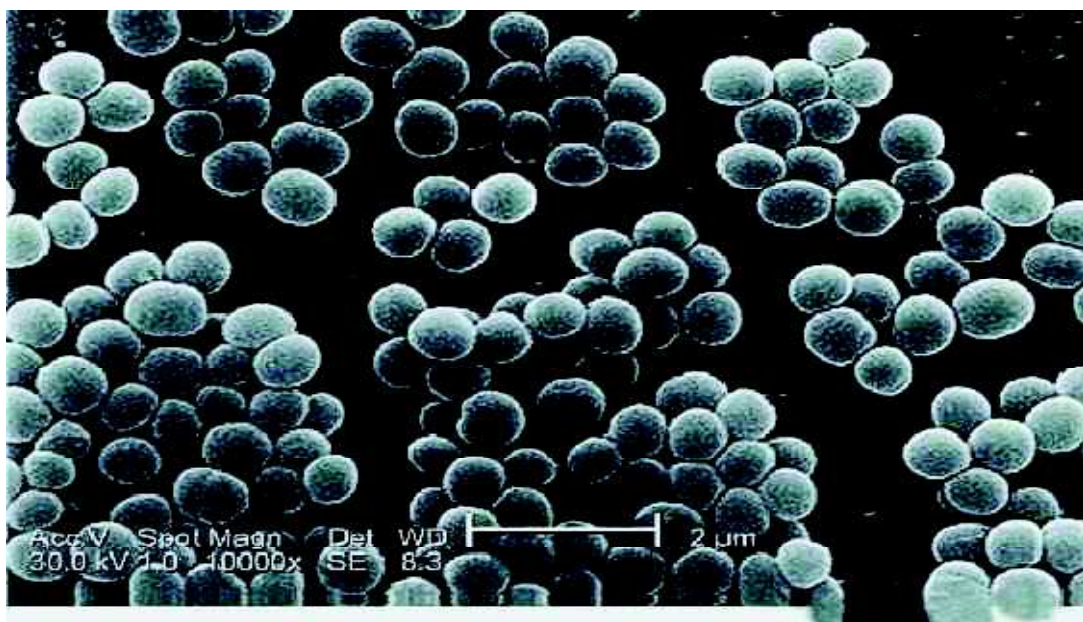


Figure (04) : *Staphylococcus aureus* (MEB) © CDC-Matthew J. Arduino, DRPH, 2009).

➤ **Manifestations cliniques des intoxications alimentaires à *Staphylococcus aureus***

Durée d'incubation 1 à 4 heures après ingestion de l'aliment et dépend de l'individu et de la quantité de la toxine ingérée.

Les symptômes:

- salivation abondante
- nausée et vomissements
- douleur abdominale
- maux de tête, sueur.

Il peut y avoir parfois un état de choc avec de la déshydratation, de l'hypothermie et du collapsus.

➤ **Sensibilité aux antibiotiques :**

S. aureus ne présente pas de résistance naturelle particulière : cette espèce est sensible aux β -lactamines, aminosides, macrolides, synergistines, lincosamides, fluoroquinolones, glycopeptides, rifampicine, acide fusidique, fosfomycine, cotrimoxazole.

Les résistances acquises sont fréquentes.

β -lactamines :

- La majorité des souches secrètent une pénicillinase qui hydrolyse la pénicilline G et l'amoxicilline. Cette pénicillinase est inhibée par l'acide clavulanique. L'absence de pénicillinase doit être vérifiée par la technique chromogénique : test à la nitrocéfine.
- De nombreuses souches sont aujourd'hui résistantes à la méticilline, par modification de cible : synthèse d'une PLP anormale, additionnelle (PLP2a codée par le gène *mecA*). La mise en évidence de cette résistance peut être difficile : elle s'effectue à l'antibiogramme standard à l'aide des disques de céfoxitine, chargé à 30 μ g et de moxalactam chargé à 30 μ g sur Muller-Hinton à 37°C, avec un inoculum de 10⁶ bactéries/ml ; la lecture s'effectue en 24h. Les souches présentant un diamètre inférieur à 25 mm à céfoxitine et à 23 mm pour moxalactam sont considérées résistantes. Pour les souches présentant un diamètre entre 25 et 27 mm, et 23 et 24 mm il faut rechercher soit la présence du gène *mecA* par PCR, soit l'expression de la PLP2a après induction par une β -lactamine par une technique immunologique (agglutination ou par technique immun chromatographique). La mise en évidence de cette résistance avec les automates se réalise avec d'une part une détermination de la CMI de l'oxacilline et d'autre part un test de screening avec de la céfoxitine ou du moxalactam.

Depuis 2011 de nouvelles souches résistantes à la méticilline, sans mise en évidence du gène *mecA* ont été décrites en Angleterre et au Danemark chez les bovins et quelques cas chez l'homme ; de rares cas ont été répertoriés en France. Il s'agit d'un variant du gène *mecA*, appelé

gène *mecC* non détecté par les techniques de biologie moléculaire, notamment les kits commerciaux. Le CNR des Staphylocoques dès juin 2011 donnait l'information de ne pas corriger la résistance à la méticilline détectée phénotypiquement, avec une PCR gène *mecA* négative. Il est prudent de tester en parallèle par diffusion la céfoxitine et le moxalactam si l'antibiogramme est réalisé avec les automates.

Les souches résistantes à l'oxacilline doivent être interprétées résistantes à l'ensemble des β -lactamines.(CLAVE,2013).

Aminosides

La résistance acquise aux aminosides est due à une modification de la structure des aminosides par desenzymes intracellulaires, codées par des gènes plasmidiques ou sur des transposons. Trois types d'enzymes : APH (phosphotransférase), ANT (nucléotidyltransférase), AAC (acétyltransférase) peuvent modifier les différentes molécules d'aminosides. Pour les *Staphylocoques*, les phénotypes de résistance possibles sont les suivants :

- Gentamicine, Nétilmicine, Tobramycine, Amikacine
- Tobramycine, Amikacine
- Amikacine

Pour mettre en évidence cette résistance, 3 molécules sont testées : la gentamicine (qui permet de répondre également la nétilmicine), la tobramycine et la kanamycine (qui est plus sensible à l'action de l'enzyme modificatrice que l'amikacine).

Le phénotype tobramycine, amikacine R est souvent associé aux souches résistantes à la méticilline.

La résistance aux aminosides peut apparaître faiblement en milieu solide ou liquide : attention aux valeurs proches des valeurs critiques ; un contrôle est nécessaire. Il est important de corriger en R l'amikacine une souche qui apparaît R à la tobramycine et S à la kanamycine.

(CLAVE 2013).

Glycopeptides

Il existe des souches de sensibilité diminuée aux glycopeptides appelées GISA. Cette diminution de sensibilité peut apparaître de façon homogène ou hétérogène. La détection est difficile. Le communiqué du CASFM décrit les critères de suspicion et de confirmation de ces souches. Tout diamètre inférieur à 17 mm pour la vancomycine et/ou la teicoplanine déclenche la détermination des CMI. Les souches présentant des CMI supérieures à 8 mg/l seront envoyées au Centre de

référence à Lyon. Il est indispensable d'effectuer les CMI de la vancomycine et de la teicoplanine pour mettre en route et adapter la posologie d'un traitement par ces molécules. Il n'y a qu'une seule concentration critique 2 mg/l pour la vancomycine et la teicoplanine pour *Staphylococcus aureus*.(CLAVE 2013).

Macrolides, Lincosamides, Synergistines

De nombreux mécanismes de résistance affectent ces familles d'antibiotiques : modification de cible, inactivation enzymatique, efflux. L'interprétation des antibiogrammes devient de plus en plus complexe, en raison de l'association de plusieurs mécanismes et de la découverte de nouveaux mécanismes.

Le plus fréquent est la modification de cible, par méthylation du ribosome : phénotype MLSB. L'expression pouvant être inductible (résistance aux macrolides en C14 et C15) ou constitutive (résistance aux macrolides en C14 et C15, lincosamides et streptogramines B). Pour le phénotype inductible il est important de signaler par un commentaire la possibilité de sélectionner des mutants résistants aux lincosamides et d'échec thérapeutique en cas d'utilisation de la clindamycine.(CLAVE 2013).

L'inactivation enzymatique peut affecter de façon indépendante les macrolides en C14, les lincosamides (la lincomycine étant plus touchée que la clindamycine, il faut utiliser un disque de lincomycine et non de clindamycine dans l'antibiogramme), les streptogramines B, les streptogramines A. Il faut noter que les gènes codant pour ces enzymes sont très souvent associés.

L'efflux actif avec ses pompes spécifiques touche ces antibiotiques : la principale pompe agit sur les macrolides en C14 et C15 et les streptogramines B (à l'antibiogramme standard il n'y a pas d'image d'antagonisme entre le disque d'érythromycine et le disque de lincomycine) : phénotype MSB. Il est important de vérifier cette absence d'antagonisme pour répondre S à la lincomycine et la clindamycine et contrairement au phénotype MLSB, la clindamycine peut être prescrite.

Une autre pompe affecte le facteur A des streptogramines.(CLAVE 2013).

Oxazolidinones

Le linézolide (Zyvoxid R) est le seul produit commercialisé de cette nouvelle famille d'antibiotiques, qui agit à la phase d'initiation de la synthèse protéique. Il n'y a pas de résistance croisée entre cette famille et les autres qui inhibent la synthèse protéique. Il est toujours important d'évaluer l'activité d'un nouvel antibiotique pour l'instant la résistance à cet antibiotique est exceptionnelle.

Fluoroquinolones

La résistance est croisée entre les fluoroquinolones (par mutation entraînant une modification des cibles topoisomérases) ; elle est très souvent associée à la résistance à la méticilline. L'ofloxacine est la molécule à choisir pour tester la résistance.

Rifampicine

Les diamètres critiques 24-29 mm et les concentrations critiques 0,06-0,5 mg/l ont changé depuis 2009. La majorité des souches présentent des CMI inférieure à 0,032 mg/l à la rifampicine. La résistance apparaît bien souvent après une antibiothérapie à la rifampicine.

Autres antibiotiques

- Triméthoprim-sulfaméthoxazole : sa sensibilité ne peut se réaliser que sur un milieu déplété en thymidine.
- Fosfomycine, acide fusidique : leurs résistances proviennent de mutations. Le CASFM recommande de ne pas tenir compte des mutants résistants qui apparaissent à l'intérieur du diamètre d'inhibition pour la fosfomycine.
- Daptomycine : pour l'instant seules les concentrations critiques sont données 1-1 mg/l
- Une nouvelle céphalosporine la ceftaroline paraît prometteuse : elle reste active sur les SARM. (CLAVE 2013).

➤ III-2-4 Les anaérobies sulfito-réducteurs

Les anaérobies sulfito-réducteurs sont représentés par *Clostridium perfringens*. La toxine secrétée est nécrotique, hémolytique et douée d'activité enzymatique. Ils sont isolés en petit nombre à la surface des poulets et proviennent des fèces, du sol et des poussières (germe tellurique) mais aussi thermophile à psychrotrophe

Clostridium perfringens appartient à la famille des *Bacillaceae* bactérie gram positif sporulé, immobile et encapsulé.

Clostridium perfringens est une bactérie saprophyte du sol et des eaux, commensale de l'homme et des animaux (peau, intestin). On la trouve dans de très nombreux produits alimentaires, surtout dans des produits carnés cuits, des plats cuisinés à l'avance, très souvent en restauration collective. Elle est relativement thermophile (croissance à 46°C) et thermorésistante. Sa spore permet de résister à des conditions défavorables, en particulier la cuisson. Son caractère anaérobie strict limite sa croissance dans certains aliments mais la favorise pour d'autres : conserve, aliments cuits (où la cuisson réduit le taux d'oxygène). Cependant, contrairement à d'autres *Clostridium*, elle tolère la présence de petites quantités d'oxygène.

C.perfringens ou les germes anaérobies sulfito-réducteurs sont tolérés dans les aliments en nombre relativement faible (entre 1 et 100 par g ou ml), en fonction de leur nature ; l'absence dans un gramme est requise pour certains produits tels que le jambon cuit, les semi-conserves...le recours à des méthodes d'enrichissement est nécessaire pour des produits comme les aliments diététiques et de régime. La mise en évidence de *C.perfringens* repose sur la numérotation présomptive des *Clostridium* (ou des anaérobies) sulfito-réducteurs. La caractérisation fait appel aux propriétés biochimiques (culture sur lait tournosolé, milieu de Willis et Hobbs, bouillons thioglycolate-résazurine et lacto-sulfite, milieu lactosé à la gélatine, nitrate-mobilité...). L'entérotoxine de *C.perfringens* type A peut être recherchée (notamment dans les fèces), par agglutination passive réverse de particules de latex (PET-RPLA Oxoid).

Les germes anaérobies sulfito-réducteurs sont généralement des hôtes normaux de l'intestin, mais ils peuvent se recentrer également dans le sol et les matières organiques en voie de putréfaction. Leur résistance est beaucoup plus importante que celle des autres germes indicateurs car ils sont sporulés. Ils sont parfois seuls survivants d'une contamination fécale ancienne. Il est difficile, lorsqu'ils sont présents aux côtés d'*Escherichia coli* ou des coliformes et streptocoques D, ils confirment l'origine fécale d'une contamination (en particulier dans l'eau).

Lorsque des bactéries anaérobies sulfitoréductrices sont présentes dans les aliments, particulièrement celles se développant à 46°C, il y a présomption de la présence de *Clostridium perfringens*. C'est un des germes les plus fréquemment impliqués dans les intoxications alimentaires. Selon le milieu utilisé, on pourra dénombrer soit les bactéries anaérobies (milieu peut sélectifs), soit les *Clostridium* (milieu sélectifs contenant des antibiotiques) ; selon le traitement de l'échantillon, on pourra dénombrer les formes sporulées ou les formes végétatives. D'une manière générale, il est préférable d'utiliser un milieu favorable à la germination avant le milieu sélectif lorsque l'on fait la recherche ou le dénombrement des bactéries sporulées **(GUIRAUD et ROSEC, AFNOR 2004)**.

CHAPITRE IV :

MESURES GENERALES D'HYGIENE

L'objectif de l'hygiène est de prévenir les maladies infectieuses ainsi que la mortalité et les pertes financières qu'elles provoquent.

Les mesures à prendre sont les suivantes :

- ✓ Réduire le nombre de microbes à l'intérieur et autour des poulaillers et des enclos en nettoyant et en désinfectant les constructions et l'équipement

Prendre des mesures de biosécurité afin de protéger les fermes, les poulaillers et les enclos des pathogènes. (VAN EEKEREN, MAAS, SAATKAMP, VERSCHUUR, 2006).

IV-1 Approvisionnement

Dans tous les poulaillers pour pondeuses il faut placer des mangeoires et des abreuvoirs, des perchoirs et des pondoirs. Installez éventuellement aussi un système d'écoulement des excréments et un éclairage. (VAN EEKEREN, MAAS, SAATKAMP, VERSCHUUR, 2004).

IV-1-1 Approvisionnement en nourriture

Généralement les poules en liberté recherchent elles-mêmes leur nourriture. Pour améliorer la production, il est bon de placer des mangeoires avec un supplément de nourriture, surtout pendant les saisons où la nourriture est rare. Dans tous les autres systèmes, les mangeoires sont indispensables pour éviter le gaspillage de nourriture.

Les mangeoires qu'on remplit à la main conviennent très bien aux petites bandes de pondeuses.

*** Mesures à prendre :**

- Veillez à ce qu'il y ait suffisamment de mangeoires. Dans une mangeoire rectangulaire chaque poule doit disposer d'un espace pour manger (au moins 5 cm d'un seul côté) pour pouvoir absorber assez de nourriture au cours de la journée. Si toutes les poules mangeaient en même temps, il faudrait évidemment plus de place: 15 cm par animal. Pour les mangeoires rondes l'espace pour manger peut être plus petit.

-Placez un tourniquet au-dessus des mangeoires pour empêcher les animaux de s'asseoir dessus et de salir la nourriture.

- Ne remplissez pas les mangeoires jusqu'au bord mais donnez la nourriture deux fois par jour pour éviter les risques de gaspillage et stimuler l'absorption de nourriture qui baisse parfois par hautes températures. C'est aussi pour cela qu'on évite de donner de la nourriture pendant la période la plus chaude de la journée.

-Dotez les mangeoires d'un rebord

-Placez les mangeoires dans plusieurs endroits du poulailler de façon à ce que toutes les poules puissent les trouver sans peine. Ne les espacez pas de plus de 5 m.

- Dans les poulaillers à grilles, toutes les mangeoires (du moins la plupart) doivent être placées sur les grilles.

-Bien que la nourriture humide soit très prisée par les poules, il n'est pas certain qu'elle convienne bien sous les tropiques (risques de pourrissement).

Pour les bandes un peu plus grandes, installez des mangeoires à réservoir pour ne pas avoir à donner de la nourriture chaque jour.(VAN EEKEREN, MAAS, SAATKAMP, VERSCHUUR, 2004).

IV-1-2 Approvisionnement en eau potable

Il est très important de donner aux poules de l'eau en quantité suffisante. L'eau doit être propre et fraîche. Pour les bandes très petites, on peut utiliser une méthode simple et bon marché: il suffit de mettre dans l'abreuvoir une bouteille retournée

On peut également acheter de simples abreuvoirs ronds, en métal ou en plastique. L'avantage d'un abreuvoir à réservoir est que l'eau se salit moins vite.

***Mesures à prendre pour l'approvisionnement en eau:**

- Il doit toujours avoir de l'eau dans les abreuvoirs.

-L'eau doit être propre et fraîche.

-Lavez les abreuvoirs chaque jour.

-Dans les poulaillers à litière, placez les abreuvoirs sur les grilles pour éviter de mouiller la litière. Autrement il faut chaque jour changer les abreuvoirs de place. Dans tous les poulaillers d'ailleurs, la meilleure place pour les abreuvoirs est sur les grilles.

- Dispersez les abreuvoirs sans les espacer de plus de 3-5 m.

-Laissez assez d'espace libre autour des abreuvoirs(VAN EEKEREN, MAAS, SAATKAMP, VERSCHUUR, 2004).

IV-2 Nettoyage et désinfection des locaux et du matériel:

Ces opérations doivent être réalisées :

- ✓ après l'abattage, durant le ressuyage des carcasses
- ✓ après la découpe
- ✓ entre l'abattage d'espèces différentes.

Les produits de nettoyage et de désinfection devront être conformes à la législation en vigueur (obligation d'utilisation de produits de désinfection homologués – n° homologation du ministère de l'agriculture) et faire l'objet d'un rangement spécifique pour éviter toute utilisation à risque. Leur utilisation doit être réalisée conformément aux informations fournies par le fabricant

IV.2.1 Opérations préliminaires :

- Retirer les cadavres de la litière et les évacuer (équarrissage ou incinération).
- Vidanger les chaînes (ou autres systèmes) d'alimentation.
- Démonter et sortir tout le matériel amovible (assiettes, abreuvoirs, caillebotis, pondoirs, etc....) dont les extracteurs d'air et le stocker sur une aire cimentée.
- Vidanger le circuit et le système d'abreuvement sur la litière.
- Décaper le bac à eau. Nettoyage et détartrage de l'ensemble du circuit d'eau avec soit de l'eau javellisée (1 berlingot de concentré – 250 ml pour 200 l d'eau) soit avec un acidifiant – laisser agir 12 heures – Double rinçage à l'eau claire potable avec vidange sur la litière. Recharger en eau potable chlorée à 20 ppm (20 mg/litre) soit 530 ml d'eau de Javel à 12 degrés chlorométriques pour 1000 l d'eau. Laisser agir pendant 24 heures puis vidanger l'ensemble du circuit d'eau sur la litière. Remplir le circuit avec de l'eau assurément potable. Couvrir le bac afin de le protéger contre la poussière et les souillures.
- Dépoussiérer à sec (à l'aide d'un aspirateur industriel de préférence)
- * L'ensemble du circuit d'aération : entrées et sorties d'air, les ventilateurs, les gaines de chauffage et de ventilation, ...
- * Les grillages, les rebords, les poutres, les murs et le plafond, ...
- Ne pas déplacer les poussières avec une soufflerie ou même au balai...

- Evacuer la litière humidifiée par le portail "sortie" (demi-périmètre souillé).
 - Ne pas stocker le fumier à proximité du bâtiment. L'enfouir dès que possible ou le mettre sous bâche de façon à ne pas contaminer les élevages voisins.
- Racler ou balayer le sol pour éliminer tout reste de fumier.
- Nettoyer au détergent bactéricide puis désinfecter (pompe à haute pression ; au moins une pompe à main) les parties externes du poulailler dont l'intérieur des jupes d'entrée d'air, le lanterneau ou les cheminées d'air avant le nettoyage intérieur à cause de l'introduction de salissures vers l'intérieur.
 - Nettoyer les abords des restes de fumier, des plumes, des déchets, etc... les incinérer ou les mettre avec le fumier.
 - Vider, nettoyer le sas sanitaire.
 - Protéger les appareils et boîtiers électriques à l'aide de plastiques après les avoir essuyés avec une éponge imbibée de désinfectant. **(DROUIN et TOUX, 2000 ; CARDINALE et DROUIN, 1999).**

IV.2.2 Nettoyage de l'intérieur du bâtiment

- Détrempeage (pompe à pression) de tout l'intérieur du bâtiment (opération très importante) à l'aide d'une solution de détergent bactéricide.
- Détergence (à l'aide d'un canon à mousse) , avec le détergent bactéricide. Phase importante. Le détrempeage et la détergence permettent le décollement des souillures adhérentes ainsi qu'une économie de la consommation d'eau lors du décapage. Laisser le détergent bactéricide agir suffisamment longtemps (plus d'une demi-heure) afin qu'il y ait une attaque du biofilm (colonies de bactéries accolées sur les surfaces sous une gangue protectrice). Ce biofilm est invisible à l'œil nu.

Le détergent devra être compatible avec le désinfectant. Certaines spécialités désinfectantes sont également mouillantes et détergentes.

- Décaper (avec une pompe à haute pression : 50 à 100 kg / cm²) le bâtiment en procédant toujours de haut en bas, sans oublier les ouvertures d'aération.

L'eau de décapage devra s'écouler vers une fosse. **(DROUIN et TOUX, 2000 ; CARDINALE et DROUIN, 1999)**

IV.2.3 Désinfection

- Désinfecter (avec une solution de désinfectant homologué bactéricide, fongicide, virucide en respectant le mode d'emploi en concentration et en qualité) par pulvérisation, dans les 24 à 48 h après décapage. N'oublier aucune surface (dont le plafond) ni ouverture de tous les locaux.

N.B : Des produits simples tels que formol, eau de javel, phénol, crésyl ... en solution ont des activités bactéricide et virucide. Mais selon **MARIS (1989)**, les produits à base de chloramine T sont plus efficaces que ceux à base de phénols, d'ammoniums quaternaires et d'aldéhydes.

(DROUIN et TOUX, 2000 ; CARDINALE et DROUIN, 1999)

IV.2.4 Nettoyage et désinfection du matériel

- détremper dans une solution de détergent bactéricide ou une solution désinfectante, décaper soigneusement et désinfecter le matériel amovible sur l'aire de lavage adjointe à la fosse de récupération des eaux de nettoyage. Laisser sécher sur une autre aire bétonnée à l'abri de la poussière.

- La désinfection des parties amovibles des pendoirs (perchoirs et fonds) se fera par trempage dans une solution désinfectante pendant 24 heures.

- Nettoyer et désinfecter toutes les machines telles le tracteur et la remorque (sans oublier les roues) qui serviront à rentrer la litière et le matériel. **(DROUIN et TOUX, 2000 ; CARDINALE et DROUIN, 1999)**



Figure(05): Poulailier à ventilation naturelle, clapets latéraux et lanterneau



Figure (06): Poulailers clairs à rideaux

IV-3 En élevage

Il existe un ensemble des mesures à prendre pour éviter la contamination d'un élevage :

- L'isolement du site de production
- La pose d'un grillage, pour les bâtiments ouverts, qui empêche les oiseaux et les insectes de pénétrer dans le local tout en favorisant le passage du vent (aération)
- La séparation des animaux d'âge différents dans un même local
- L'affectation d'un responsable par bâtiment, seul autorisé à pénétrer dans le bâtiment
- La formation du personnel aux règles d'hygiène à observer sur le site d'exploitation
- Le nettoyage et la désinfection, au moyen des agents de nettoyage et de désinfection préconisés dans les guides et manuels d'élevage : des bâtiments, des mangeoires, des abreuvoirs, des lampes, des grillages, des appareils de chauffage (poussinière) et des véhicules
- L'utilisation de pédiluves, munis d'une solution désinfectante, disposés à l'entrée de chaque bâtiment, deepink tank pour les roues des véhicules à l'entrée du site

- Des vides sanitaires de 2 semaines (minimum 10 jours), étant entendu que le vide sanitaire prend cours à partir du moment où le bâtiment est complètement nettoyé et désinfecté
 - Une élimination rapide des cadavres qui seront incinérés
 - Des bâtiments munis de 2 portes à chaque extrémité, l'une sera en zone propre (entrée des animaux vivants, des aliments) et l'autre sera en zone sale (sortie des cadavres, sorties de la litière)
 - L'interdiction de passage d'une zone sale dans une zone propre sans nettoyage et désinfection préalable
 - Le respect d'un programme de vaccination répondant aux risques définis par les services vétérinaires de la zone
 - De ne jamais vacciner en cas de maladie déclarée ou même en cas de stress
 - Pratiquer des chocs vitaminiques après chaque vaccination ou après tout autre stress
- Ces mesures sont considérées comme une biosécurité qui constitue une véritable assurance qui consiste à minimiser la plupart des risques qui guettent en permanence tout élevage avicole aux dépens de sa productivité

IV-4 En abattoirs

Mettre les poulets à jeûne 6 heures avant l'abattage pour éviter la contamination de la viande par les germes intestinaux lorsque l'on vide les poulets.

- S'installer dans un local propre.
 - Saigner les poulets en utilisant des cônes (saignoirs).
- 1- Tremper les poulets dans une bassine d'eau à 50-55°C pour faciliter la plumaison (pas trop chaud pour ne pas faire des brûlures).
- Retirer correctement les intestins (du jabot au cloaque).
 - Vider proprement le gésier et le rincer à l'eau propre.
 - Retirer la vésicule biliaire.
 - Evacuer les plumes et déchets d'abattage ou les brûler ou les enterrer avec de la chaux, sous peine de voir diverses pathologies se développer sur les bandes futures.

Les principaux défauts constatés lors de l'abattage des poulets de chair sont les suivants :

- Absence de local spécifique réservé à l'abattage voir abattage et préparation des poulets dans le bâtiment d'élevage sur la litière sale.
- Pas de mise à jeûne des poulets (4 à 6 heures avant l'abattage).

- Pas de contention des poulets lors de la saignée, d'où une mauvaise saignée et de nombreuses fractures (surtout au niveau des ailes).(**DAYON et ARBELOT, 1997**).
- Pas de ressuyage : refroidissement et ventilation de la carcasse pour faire baisser sa température afin de limiter le développement de bactéries et de rapidement favoriser la rigidité cadavérique.
- Pas de chaîne du froid.
- Absence d'eau potable.

Méthodologie

I-Objectifs de l'étude

Cette étude se donne comme objectif d'évaluer le degré de contamination microbiologique de la viande de poulet de chair commercialisée dans la région de Tébessa. Dans l'optique d'identifier les défaillances chez les vendeurs.

Notre étude a été adaptée en fonction de la disponibilité des milieux de culture, des réactifs et du matériel. Elle a consisté en la mise en évidence quantitative et qualitative des germes responsables d'altération de la viande et des germes susceptibles d'être nuisibles à la santé publique tels que la flore aérobie mésophile totale (FAMT), les coliformes thermo tolérants, les staphylocoques présumés pathogènes, les sulfite-réducteurs et les salmonelles.

Durant ce travail, nous comptons également:

- Réaliser une identification présomptive des entérobactéries et des staphylocoques en se basant sur le phénotype biochimique par l'analyse d'un ensemble de caractères liés aux activités enzymatiques et aux différentes voies métaboliques de ces groupes bactériens;
- Réaliser l'antibiogramme afin d'évaluer la sensibilité des souches obtenues aux antibiotiques.

II. Lieu de l'étude

L'intégralité de ce travail (dénombrement, isolement, purification, conservation, identification et antibiogramme) a été réalisée au niveau du laboratoire de microbiologie de département de biologie appliquée, université Laarbi Tébessi Tébessa durant la période allant du 28/02/2016 au 04 /05/ 2016. Nous avons utilisé des méthodes microbiologiques standardisées.

III. Echantillonnage

Le matériel biologique utilisé pour notre étude est représenté par la viande de Poulet de chair. Les prélèvements sont faits chez les bouchers de Tébessa. Les échantillons sont prélevés du même compartiment de la carcasse, viande pectorale (thorax). Le choix du muscle de la poitrine est basé sur le fait que c'est le compartiment de la carcasse le plus riche en tissu musculaire et le plus demandé par les consommateurs il est également le plus proche de l'appareil digestif. Les carcasses sont choisies de façon aléatoire.

Le travail comporte l'analyse bactériologique de 04 échantillons prélevés au niveau de viande pectorale de poulet de chair achetés au niveau de deux points de vente de la région de Tébessa à une périodicité hebdomadaire. Les prélèvements sont réalisés à l'aide d'un couteau stérile. Étant périssable, la viande fraîche nécessite donc un transport accompli dans un système réfrigérant. En effet les échantillons sont maintenus sous froid dans un système réfrigérant (une glacière isothermique) et rapidement transférés vers le laboratoire. Les échantillons ont été analysés dans les premières heures qui ont suivi le prélèvement.

IV. Matériel

Pour effectuer les différentes analyses de notre travail expérimental, nous avons utilisé le matériel suivant :

IV.1 Appareillage

- Agitateur électrique
- Autoclave
- Bain marie
- Balance électrique de précision
- Bec Bunsen
- Etuve
- Plaque chauffante
- Microscope optique
- Loupe binoculaire
- Mortier
- Réfrigérateur
- Etuve électrique à 37°C
- Etuve électrique à 44°C
- Etuve électrique à 30°C

IV.2 Verrerie et petit matériel

- Bêchers (50 ml, 200 ml, 500 ml)
- Erlenmeyer (500 ml, 1000 ml)
- Flacons stériles 250 ml
- Eprouvettes
- Lames et lamelles
- Pipettes graduées 5 ml, 10 ml, 20 ml

- Pipettes Pasteur
- Tubes à essai
- Anse de platine
- Boîtes de Pétri
- Ecouillons
- Pinces
- Portoirs
- spatule
- système d'identification API20E.

IV.3 Réactifs et produits chimiques

Les produits chimiques et les réactifs utilisés au cours de cette étude sont les suivants :

- Eau oxygénée
 - Eau péptonée tamponnée
 - Na Cl
 - Nitrate réductase I et II
 - Plasma humain
 - Poudre de zinc
 - Violet de Gentiane
 - Fuchsine
 - Lugol
 - Ethanol 95%
 - Réactif de Kovacs
 - Réactif de Vogues Proskauer (VPI, VP II)
 - Tellurite de potassium
 - Huile de Paraffine
 - Alun de fer
 - Sulfite de sodium
 - Trypton sel
 - Eau physiologique
 - Huile de vaseline
 - Huile d'immersion
- } Coloration de Gram

IV.4. Disques d'antibiotiques

Pour étudier le comportement des germes vis-à-vis des antibiotiques, 18 antibiotiques (Institut Pasteur Alger) ont été utilisés pour réaliser un antibiogramme sur milieu solide Muller Hinton (MH).

IV.5 Milieux de cultures

La composition des milieux de culture utilisés pour la réalisation de ce travail sont présentés en annexe I.

- **Les géloses :**

- Milieu SS
- Milieu Baird Parker
- Milieu VRBL
- Gélose nutritif
- Viande foie
- Gélose Mueller-Hinton
- Galerie biochimique miniaturisée API 20 E.
- Gélose TSI

- **Les bouillons**

- Bouillon cœur cerveau (BHIB)
- Bouillon Clark et Lubs
- Bouillon ADH
- Bouillon nitraté
- Bouillon SFB

V. Méthodes analytiques

V.1 Analyses microbiologiques

V-1-1- Recherche de FAMT, coliformes totaux et fécaux, Staphylocoques et sulfite-réducteurs

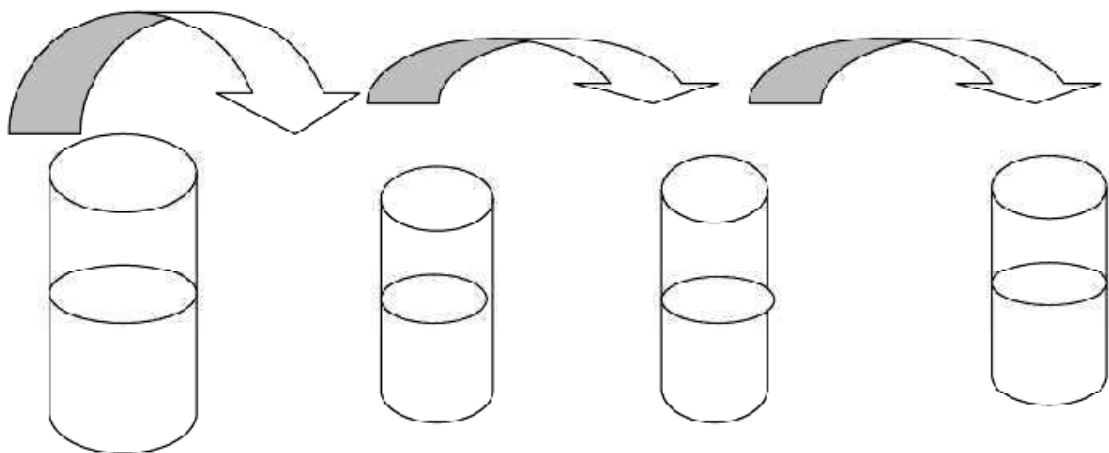
V.1.1.1. Préparation de la suspension mère

La suspension mère est la première dilution préparée à partir d'un produit solide (la viande). Les 10 g de viande sont placés dans un mortier en présence de 90ml de trypton sel.

- L'homogénéisation s'effectue à l'aide du bras du mortier. Cette solution homogène est la suspension mère et c'est la dilution $1/10$ (10^{-1}).

V.1.1.2. Préparation des dilutions décimales

- A partir de la solution mère, 1ml est introduit dans un tube contenant 9ml trypton sel stérile à l'aide d'une pipette graduée stérile, C'est la dilution $1/100$ (10^{-2}). La dilution $1/1000$ (10^{-3}) sera préparée de la même façon mais à partir de la dilution précédente. (Figure 07).



Solution mère (SM) 10^{-1} dilution 10^{-2} dilution 10^{-3} dilution 10^{-4}

90ml TSE + 10g viande 9ml TSE + 1ml SM 9ml TSE + 1ml 10^{-2} 9ml TSE + 1ml 10^{-3}

Figure (07): Préparation de la solution mère et des dilutions décimales.

V.1.2. Recherche des Salmonelles

V.1.2.1 Préparation de la solution mère

a) **Chair** : Nous avons broyé dans un mortier 25 g du muscle de viande pectorale dans 225 ml de trypton sel, après homogénéisation, nous avons laissé au repos l'homogénat pendant une vingtaine de minutes pour la revivification des micro-organismes. L'opération de découpe a été réalisée au couteau sur une planche à découper.

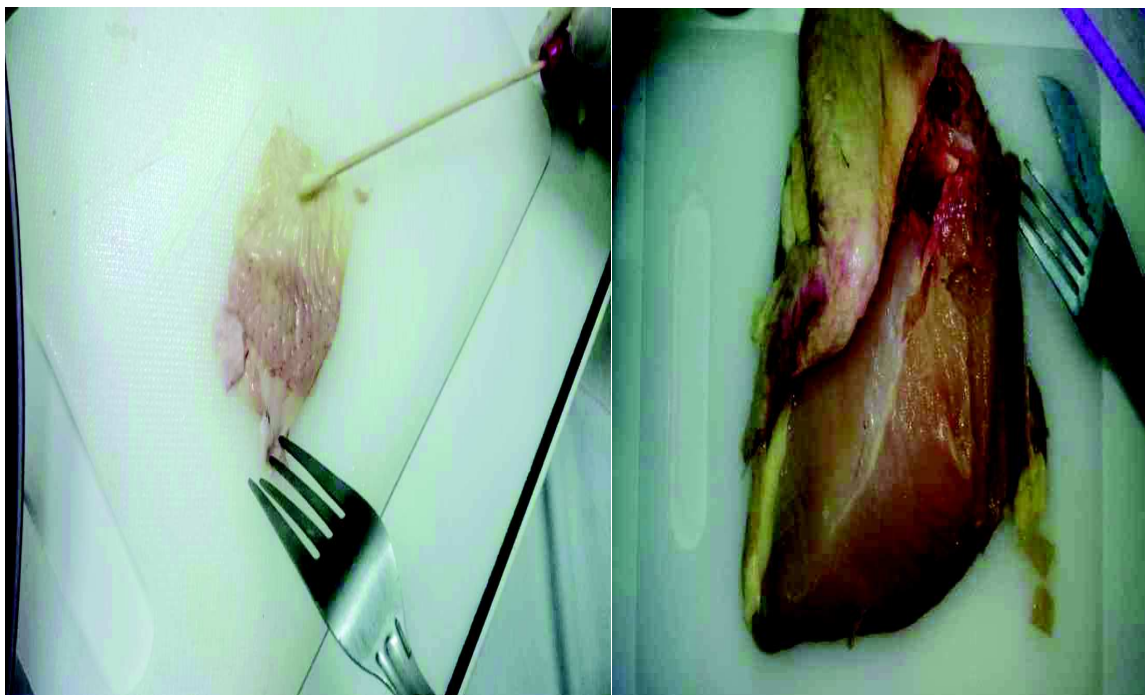


Figure (08) : Photos prises au de laboratoire de microbiologie. Département de biologie appliquée. par Rezkallah et Yousfi 2016.

b) **Peau** : La découpe de 25 cm² de la peau du muscle pectoral de poulet de chair est réalisée au couteau sur une planche à découper dans une aséptie totale.

- A l'aide d'un écouvillon imbibé d'eau péptonée tamponnée on écouvillonne toute la surface de la peau découpée ;

- L'écouvillon est ensuite introduit dans un tube à essai contenant de l'eau péptonée tamponnée

- Mélanger, enlever l'écouvillon et fermer le tube.

-Incubé à 37°C pendant 24h.**JORA 2005.**

V.1.2.2 Examen microscopique

A partir de la suspension mère et par simple coloration de Gram, nous avons préparé des frottis et les colorer. L'objectif était d'avoir une idée sur la microflore présente et son abondance.

V.1.3 Ensemencement, incubation et dénombrement

Les conditions de culture sont reportées dans le tableau n° 03

Tableau (03) : Milieux de culture et conditions d'incubation pour la recherche des germes de contamination.

Germes recherchés	Milieu de culture utilisé	Type d'ensemencement	Condition d'incubation	
			Température	Temps
Coliformes totaux	VRBL	Profondeur	37°C	24h
Coliformes fécaux	VRBL	Profondeur	44°C	24 à 48h
Staphylocoques	Baird Parker	Surface	37°C	24h
Salmonelles	-Eau péptonée tamponée	Inoculation	37°C	24h
	-bouillon sélénite cystine(SFB)	Inoculation	37°C	24h
	-Gélose SS	Surface	37°C	24h
Sulfito-réducteurs	Viande foie	Inoculation	37°C	24h
FTAM	Gélose nutritive	Profondeur	30°C	72h

V.1.3.1 Dénombrement de la flore aérobie mésophile totale (FTAM)

Le dénombrement de la flore aérobie mésophile totale est réalisé selon la norme Française NF V 08-011N et NF V 08-51. Le comptage de colonies est effectué sur milieu solide après ensemencement par les solutions mères et les dilutions décimales et incubation en aérobose à 30°C.

a-Ensemencement et incubation.

1 ml de la solution mère et des dilutions décimales sont déposés dans des boîtes de pétri stériles à l'aide de pipettes stériles. 15ml de milieu gélose nutritive (GN)refroidit à 45°C, sont coulés dans chaque boîte de Pétri.

L'inoculum est soigneusement mélangé au milieu de culture par des mouvements circulaires et de « va-et-vient » ou en forme de « 8 » sur une surface fraîche et horizontale.

Après solidification, les boîtes ainsi préparées sont incubées retournées dans une étuve réglée à 30°C pendant 72h.

b-Lecture et interprétation

Selon la norme Française XPV08-102, chaque boîte retenue devra contenir au plus 300 colonies et au moins 15 colonies. Le comptage des colonies est effectué après la période d'incubation, Le nombre de micro organismes par gramme de produit est calculé à partir des boîtes retenues.

V.1.3.2 Coliformes

V.1.3.2.1.Dénombrement des coliformes totaux

Selon la norme internationale, les coliformes totaux sont des bactéries qui à la température spécifique, forment des colonies caractéristiques dans la gélose lactosée biliée au cristal violet et au rouge neutre (VRBL). Ces germes ont une température d'incubation de «37°C. Ils sont dénombrés selon la norme Française NF V 08-017, par comptage de colonies sur milieu solide.

a-Ensemencement et incubation

A partir de la solution mère et des dilutions décimales, 1 ml est prélevé et versé dans des boîtes de pétri stériles à l'aide de pipettes stériles. 15ml du milieu VRBL refroidit à 45°C, sont coulés dans chaque boîte de Pétri. L'inoculum est soigneusement mélangé au milieu de culture par des mouvements circulaires et de « va-et-vient » ou en forme de « 8 » sur une surface fraîche et horizontale. Après solidification les boîtes ainsi préparées sont incubées retournées dans une étuve réglée à 37°C, pendant 24h.

b- Lecture et interprétation.

Après la période d'incubation, les colonies rouges ayant poussées en masse dans les boîtes de pétri sont comptées, en retenant celles contenant entre 15 et 300colonies.

V.1.3.2.2. Dénombrement des coliformes fécaux

Selon la norme internationale, les coliformes fécaux sont des bactéries qui à la température spécifique, forment des colonies caractéristiques dans la gélose lactosée biliée au cristal violet et au rouge neutre (VRBL). Ces germes sont thermo tolérants ayant une température d'incubation est de 44°C. Ils sont dénombrés selon la norme Française NF V 08-017, par comptage de colonies sur milieu solide.

a-Ensemencement et incubation

A partir de la solution mère et des dilutions décimales, 1 ml est prélevé et versé dans des boites de pétri stériles à l'aide de pipettes stériles. 15ml du milieu VRBL refroidit à 45°C, sont coulés dans chaque boite de Pétri. L'inoculum est soigneusement mélangé au milieu de culture par des mouvements circulaires et de « va-et-vient » ou en forme de « 8 » sur une surface fraîche et horizontale. Après solidification les boites ainsi préparées sont incubées retournées dans une étuve réglée à 44°C, pendant 24 à 48h.

b- Lecture et interprétation.

Après la période d'incubation, les colonies rouges ayant poussées en masse dans les boites de pétri sont comptées, en retenant celles contenant entre 15 et 300 colonies.

V.1.3.3. Dénombrement des *Staphylococcus aureus*

a- Ensemencement et incubation

Dans des boites de pétri contenant le milieu sélectif Baird Parker additionné de tellurite de potassium et de jaune d'œuf, 0.1ml de suspension mère ou de différentes dilutions décimales sont ajoutés. L'inoculum ainsi apporté est étalé et les boites sont ensuite retournées et incubées à 37°C pendant 24 heures (M. C, 1995).

b- Expression de résultats

Le comptage des colonies caractéristiques (noires, brillantes, convexes de diamètre compris entre 0.5 et 2 mm, entourées d'une auréole claire se détachant du fond du milieu) dont la couleur est obtenu par la réduction du tellurite de potassium contenu dans le milieu par le *Staphylococcus aureus*, confirmé par l'épreuve de coagulase positive permet de déterminer le nombre de *Staphylococcus aureus* par gramme de produit (M C, 1995).

V.1.3.4. Recherche et dénombrement des Anaérobies sulfito-réducteurs

Les anaérobies sulfito-réducteurs (ASR) se présentent sous forme de bactéries Gram +, se développant en 24 à 48 heures sur une gélose Viande Foie en donnant des colonies typiques réduisant le sulfite de sodium (Na₂SO₃) qui se trouve dans le milieu, en sulfure qui en présence

de Fe²⁺-donne FeS (sulfure de fer) de couleur noire. Les spores des ASR constituent généralement des indices de contamination ancienne (M.C, 1995).

a- Ensemencement

Dans des tubes stériles, 1ml des solutions mères ou des dilutions décimales est introduit. Ces tubes sont placés dans un bain marie pendant 10 mn à 80°C, afin de détruire toutes les formes végétatives des ASR éventuellement présentes et activer les formes sporulées. Immédiatement à la sortie du bain marie, ces tubes sont refroidis sous l'eau du robinet. Par la suite 18 à 20 ml de gélose Viande Foie fondue puis refroidie à 45°C ±1, additionnés de 0.2 ml d'Alun de fer et de 0.5ml de Sulfite de sodium à 5%, sont ajoutés à chaque tube à essai

Le milieu préparé mélangé à l'inoculum sont doucement agités pour éviter la formation de bulles d'air. Après solidification sur paillasse, les tubes sont incubés à 37°C, pendant 24 à 48 heures (M.C, 1995).

b- Lecture et interprétation des résultats

Toute colonie noire de 0,5 mm de diamètre pouvant aller jusqu'à 5mm, poussant en masse est dénombrée. Le total des colonies par gramme de produit à analyser est déterminé (LEBRES, 2008).

V.1.3.5. Recherche des Salmonelles

La méthode utilisée pour la recherche des Salmonelles est décrite dans l'Arrêt de 23 janvier 2005 publié dans le JORA n°42 du 15 juin 2005.

- **Pré-enrichissement :**
- **a) Pour la chair :** 1 ml de la suspension mère à analyser sont introduits dans un tube contenant 10 ml d'eau péptonée tamponnée préalablement stérilisé. La préparation est homogénéisée puis incubée à 37°C pendant 24heures.
- **b) Pour la peau :** Les tubes préalablement inoculés (qui ont servis à la préparation de la solution mère) par écouvillonnage sont incubés à 37°C pendant 24heures
- **Enrichissement :** l'enrichissement proprement dit, se fait à partir du milieu de pré-enrichissement en inoculant 1 ml à partir des tubes de la peau et de la chair dans des tubes de bouillon au sélénite cystéine (l'incubation se fait à 37°C pendant 24heures).
- **Isolement :** chaque tube fera l'objet d'un isolement sur milieu gélose SS, on étale 0,1 ml de bouillon SFB à la surface de la gélose SS, puis incubés à 37°C pendant 24heures.
- **Lecture des boîtes**

Après incubation, repérer les colonies transparentes avec ou sans centre noire, et faire la coloration du Gram, s'il s'agit de bacilles Gram- faire l'isolement.

V.1.4 Isolement et conservation

Isolement

- L'isolement a été réalisé sur gélose VRBL, SS, Baird Parker préalablement coulée et solidifiée dans des boîtes de pétri.
- On prélève de chaque boîte des colonies suspectées bien isolées sur lesquelles sera effectuée une coloration de Gram.
- Les bactéries à caractère bien défini sont retenues et repiquées jusqu'à l'obtention d'une culture pure (repiquage successive, l'incubation est faite à 37°C pendant 24h.
- La pureté est vérifiée par observation macroscopique et microscopique par coloration de Gram, en fin de la purification les caractères gram +/- doivent persister.

Conservation

- Elle est réalisée sur gélose incliné (GN), préalablement ensemencé et incubé à 37°C pendant 24 heures. Les isolats seront ainsi conservés à 4°C pour une durée de quelques semaines.

V.1.5 Identification et analyse préliminaire des isolats

L'identification des isolats a été réalisée par l'application des techniques classiques de microbiologie, basées sur la recherche d'un certain nombre de caractères morphologiques, physiologiques et biochimiques. Toutes les techniques d'identification ont été décrites par **LARPENT (1997), IDOUI ET KARAM (2008) et GUSILS et al, (2010).**

V.2.5.1 Observation macroscopique

Les éléments de la description des colonies sont représentés dans le tableau n°02 (Annexe III)

V.2.5.2 Observation microscopique

Coloration de Gram

Après l'examen macroscopique des souches purifiées, les isolats ont été soumis à une coloration de Gram, celle-ci permet de différencier les bactéries à Gram positif de celles de Gram négatif, les bâtonnets, les coques et le mode de regroupement.

V.2.5.3 identifications et analyse préliminaires des isolats

V.2.5.3.1 Revivification des souches

Les souches conservées sur gélose inclinée en tube ont été revivifiées par repiquage sur bouillon nutritif afin de déclencher un nouveau cycle de multiplication, après incubation à 37°

C pendant 24 heures on les a ensemencé sur gélose nutritive pendant 24 heures à 37°C, des cultures pures, jeunes et fraîches qui ont poussés était prêtes pour être étudiées sur le plan biochimique et subir une étude de la sensibilité vis-à-vis des antibiotiques.

V.2.5.3.2 Test de catalase

Permet de mettre en évidence une enzyme qui a la propriété de décomposer l'eau oxygénée avec dégagement d'oxygène, elle empêche l'accumulation de H₂O₂ qui est toxique pour la cellule bactérienne. La recherche de la catalase est représentée dans le tableau n°(04)

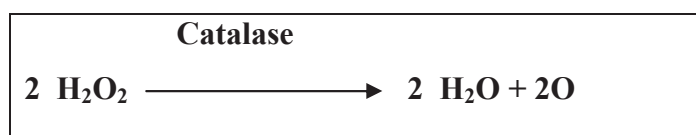


Tableau (04):Test catalase (DENIS et al 2007).

RECHERCHE DE CATALASE			
Réactif	Technique	Résultats	
Peroxyde d'hydrogène H ₂ O ₂	A partir d'un milieu solide et aérobie, prélever une quantité suffisante de culture et de la mettre en suspension dans une goutte d' H ₂ O ₂ déposé sur une lame	Bulles d'oxygène : catalase (+)	Pas de bulles d'oxygène : Catalase (-)

V.1.5.3.3 Test oxydase

Le test oxydase est un test fondamental pour orienter l'identification des bacilles à Gram négatif. Les oxydases sont des enzymes qui catalysent une réaction d'oxydoréduction impliquant une molécule de dioxygène (O_2 comme accepteur d'électron).

La mise en évidence de l'enzyme est effectuée en utilisant des disques d'oxydase, elle consiste à :

- Déposer sur une lame un disque d'oxydase, et l'imbiber avec une goutte d'eau physiologique stérile.
- Prélever une colonie à l'aide d'une pipette Pasteur et l'étaler sur le disque. S'il y a apparition d'une coloration violette brune, on conclut que la bactérie est oxydase (+) et qu'elle possède le cytochrome oxydase (**DENIS *et al.*, 2007**).

V.1.5.3.4 Dégradation du Mannitol (Milieu Mannitol-Mobilité)

Ce milieu permet de rechercher simultanément l'utilisation du Mannitol et la mobilité. Le milieu est ensemencé par piqure centrale, à l'aide d'une pipette Pasteur boutonnée chargée de la culture à étudier et incubé à 37°C pendant 24 heures à 48heures.

- ✓ La fermentation du mannitol entraîne le virage du milieu au jaune
- ✓ Les souches mobiles diffusent à partir de la ligne d'ensemencement en créant un trouble du milieu, tandis que les souches immobiles croissent uniquement le long de la strie d'ensemencement (**DELARRAS, 2007**).

V.1.5.3.5 Production de l' H_2S

La détermination de la production de H_2S par les isolats est recherchée sur milieu classique Triple SugarIron agar (TSI) inoculé avec la souche sélectionnée et incubé à 37°C, la production se traduit par noircissement du milieu (**ARICI *et al.*, 2004**).

V.1.5.3.6 Etude de la fermentation du glucose, saccharose et lactose

Le milieu TSI (Triple SugarIron agar) permet de mettre en évidence la dégradation du glucose, lactose, et du saccharose, la production éventuelle du sulfure d'hydrogène (H_2S) et la production de gaz (CO_2). Ce milieu est composé d'un culot et d'une pente, et contient le rouge de méthyle comme un indicateur de pH (**HALASSI, 2009**).

- Le milieu est ensemencé à l'aide d'une anse stérile par des stries longitudinales au niveau de la pente et par une piqûre centrale dans le culot, les tubes ensemencés sont incubés à 37°C pendant 24 heures. Les résultats se manifestent comme suit :
 - ✓ Culot jaune, Glucose positif
 - ✓ La pente vire au jaune, lactose et/ou saccharose positif
 - ✓ Production de gaz : présence de bulles de gaz dans le culot.

V.1.5.4. Identification spécifique de *Staphylococcus aureus*

V.1.5.4.1 Pigmentation sur GN

- Le milieu utilisé est la gélose nutritive. Il est préalablement coulé dans les boîtes car l'ensemencement se fait en surface.
- On ensemence 0,1 ml de chacun des suspensions bactériennes des isolats que l'on met dans 4 boîtes sont incubées à 37°C pendant 24h. Les colonies caractéristiques sont jaunes de 1 à 2 mm de diamètre.

V.1.5.4.2 Recherche de nitrate réductase

Le but de ce test est de mettre en évidence le métabolite nitrite ou la disparition des nitrates initiaux.

Tableau (05) : Recherche de nitrate réductase

RECHERCHE DE NITRATE REDUCTASE			
Réactif	Technique	Résultats	
Nitrate réductase	On ensemence le bouillon nitraté et incubé à 37°C pendant 24h, après incubation ajouter NR I et NR II	Si rouge/rose : nitrate réductase	Si incolore on ajoute la poudre de Zinc
			Si rouge : NR-

V.1.5.4.3 Recherche de coagulase

- On ensemence un bouillon cœur- cerveau (BHIB) pendant 24h à 37°C.

- Après incubation on mélange dans un tube à hémolyse 0.5 ml de plasma humain + 0.5 ml de culture sur BHIB.

Porter à l'étuve, le tube doit être inclinée. Si *Staphylococcus aureus*, la coagulation peut avoir lieu après 30 min à 3 h. si le plasma n'est pas coagulé, espèce autre que *Staphylococcus aureus*.

V.1.5.4.4 Recherche de Clumping factor (facteur de coagulation)

- Emulsionner un peu de culture sur GN dans une goutte de plasma.
- S'il ya une agglutination, la bactérie est *Staphylococcus aureus*.

V.1.5.4.5 Réaction de Voges-Proskauer (milieu de Clark-Lubs)

Les bactéries dites Voges-Proskauer positives (VP+) possèdent une voie métabolique particulière dans la fermentation des hexoses. A partir de l'acide pyruvique, produit d'oxydation du glucose, elles peuvent former de l'acétylméthylcarbinol (acétoïne).

- On ensemence le milieu Clark-Lubs qui est incubé pendant 24h à 48 h à 37°C. Après incubation ajouter 2 à 3 gouttes de chacun de réactifs VP I et VP II, incliner le tube et lire après 10 min.
 - ✓ Si rose ou rouge : (VP+), donc : la bactérie est *Staphylococcus aureus*.

V.1.5.4.6. L'épreuve de l'argininedihydrolase (ADH)

La mise en évidence de cette enzyme est très intéressante pour la caractérisation des *staphylococcus aureus* qui sont ADH+, cette enzyme libère l'ammoniac et la citruline à partir de l'arginine.

- Pour cela on ensemence avec le germe à tester un tube de milieu de base sans arginine et un tube additionné d'arginine, on recouvre la surface du milieu de 1 ml d'huile de paraffine stérile. Les résultats sont interprétés après 48 h d'incubation. Le témoin transformé quand le milieu a une coloration violette. Elle ne l'est pas s'il est jaune comme le témoin (LEVEAU et BOUIX, 1980).

V.1.5.4.7 Sensibilité aux ATB

L'antibiogramme est un examen dont le but est de tester la sensibilité des germes retrouvés aux antibiotiques habituels.

Pour réaliser ce test, la méthode de l'antibiogramme en milieu solide a été appliquée, chaque inoculum bactérien a été ensemencé par écouvillonnage (1ml) de la surface de la gélose MH déjà coulée et solidifiée.

- Les boîtes ensemencées ont été laissées sécher à température de laboratoire.
- Chaque boîte reçoit six disques d'antibiotiques (qui ont été choisis selon (CA-SFM-2008).
- Après incubation à 37 °C pendant 24h, les diamètres des zones d'inhibition ont été mesurés (LEROY et al,2007). L'interprétation est faite selon les recommandations de (CA-SFM-2015).

V.1.5.5 Identification biochimique des entérobactéries

Tout isolat présentant des bacilles Gram négatifs catalase positifs, oxydase négatifs, sera soumis à une identification biochimique par l'API20E.

V.1.5.5.1. Description de la galerie API20E

L'API20E BioMérieux^R SA, est un système standardisé pour l'identification des entérobactéries et autres bacilles à Gram négatif non fastidieux, comportant 20 tests biochimiques miniaturisés, ainsi qu'une base de données

La galerie est commercialisée dans des boîtes stériles, elle comporte 20 micro tubes contenant des substrats sous forme déshydratée, chaque micro tube est partagé en deux parties : le tubule (en bas) et la cupule (en haut).

Les 20 micro tubes sont inoculés avec une suspension bactérienne qui reconstitue les tests. Les réactions produites pendant la période d'incubation se traduisent par des virages colorés spontanés ou révélés par l'addition des réactifs

Les différents tests réalisés sur la galerie sont :

- Recherche de la β -galactosidase (ONPG)
- Argéninedihydrolase (ADH)
- Lysine décarboxylase (LDC)
- Ornithine décarboxylase (ODC)
- Utilisation de citrate (CIT)
- Production d'H₂S
- Uréase (URE)

- Tryptophane désaminase (TDA)
- Production d'indole (IND)
- Production d'acétoïne (VP)
- Gélatinase (GEL)
- Fermentation des sucres : glucose (GLU), mannitol (MAN), inositol (INO), sorbitol (SOR), rhamnose (RHA), saccharose (SAC), mélibiose (MEL), amygdaline (AMY), arabiose (ARA).



Figure (09) : Galerie biochimique API 20 E BioMérieux^R SA

V.1.5.4.2 Technique

➤ Préparation de la galerie :

Réunir fond et couvercle d'une boîte d'incubation et répartir, à l'aide d'une pipette graduée stérile (10 ml) d'eau distillée stérile, dans les alvéoles pour créer une atmosphère humide. Déposer stérilement la galerie dans les boîtes d'incubation.

➤ Préparation de l'inoculum :

Préparer une suspension bactérienne dense dans 10 ml d'eau physiologique stérile à partir d'une culture pure et jeune de 18 à 24 heures sur GN.

➤ Ensemencement de la galerie API 20 E :

- Introduire la suspension bactérienne dans chaque tube à l'aide d'une pipette Pasteur stérile, pointe appuyée à l'intérieur et sur le côté pour éviter la formation des bulles d'air
- Pour les caractères soulignés ADH, LDC, ODC, ensemercer le tubule par la suspension et la cupule par l'huile de paraffine stérile.
- Pour les caractères encadrés ce qui est le cas des tests : VP et Ge, ensemercer le tubule et la cupule par la suspension.
- Pour les caractères non encadrés, non soulignés ensemercer uniquement le tubule par la suspension.

- Refermer la boîte d'incubation et la placer à 37°C pendant 18 à 24 heures.

V.1.5.4.3 Lecture de la galerie

- Après incubation, la lecture de la galerie doit se faire en se référant au tableau de lecture. Tableau n° 06
- Si trois tests ou plus (test GLU + ou -) sont positifs, noter sur la fiche de résultats toutes les réactions spontanées puis révéler les tests nécessitant l'addition de réactifs :
- Test TDA : ajouter une goutte de réactif TDA. Une couleur marron foncé indique une réaction positive à noter sur la fiche de résultats.
- Test IND : ajouter une goutte de réactif JAMES. Une couleur rose diffusant dans toute la cupule indique une réaction positive à noter sur la fiche de résultats.
- Test VP : ajouter une goutte de réactif VP1 et VP 2. Attendre au minimum 10 minutes. Une couleur rose ou rouge indique une réaction positive à noter sur la fiche de résultats. Une faible coloration rose apparaissant après 10 minutes doit être considérée négative.

Note : le test de la recherche de production d'indole doit être réalisé en dernier, car cette réaction libère des gaz qui risquent d'altérer l'interprétation d'autres tests de la galerie. Ne pas remettre le couvercle d'incubation après l'ajout du réactif.

Si le nombre de tests positifs avant ajout des réactifs (y compris le test GLU) est inférieur à trois :

- Ré-incuber la galerie 24 heures (plus ou moins 2 heures) de plus sans rajouter les réactifs
- Révéler les tests nécessitant l'addition de réactifs

Tableau (06) : Tableau de lecture de la galerie miniaturisé API 20 E.

Tests	Substrat	Caractère recherché	Résultats	
			Négatif	Positif
ONPG	Ortho-nitro-phenyl-galactosidase	Beta-galactosidase	Incolore	Jaune
ADH	L-argenine	Argeninedihyrolase	Jaune	Rouge/orangé
LDL	L-lysine	Lysine décarboxylase	Jaune	Orangé
ODC	L-ornithine	Ornithine décarboxylase	Jaune	Rouge/orangé
CIT	Citrate de sodium	Utilisation du citrate	Vert pâle/ vert	Bleu-vert/ vert
H₂S	Thiosulfate de sodium	Production d'H ₂ S	Incolore/ grisâtre	Dépôt noir/ fin liseré
URE	Urée	Uréase	Jaune	Rouge/orangé
TDA	L-tryptophane	Tryptophane désaminase	TDA / immédiat	
			Jaune	Marron foncé
IND	L-tryptophane	Production d'indole	James/ 2 mn	
			Jaune	Anneau rouge
VP	Pyruvate de sodium	Production d'acétoïne	VP 1 + VP 2 / 10 mn	
			Incolore	Rosé-rouge
GEL	Gélatine de kohn	Gélatinase	Non diffusion	Diffusion de pigment noir
GLU	D-glucose	Fermentation/ oxydation	Bleu/bleu-vert	Jaune
MAN	D-mannitol	Fermentation/oxydation	Bleu/bleu-vert	Jaune
INO	Inositol	Fermentation/oxydation	Bleu/bleu-vert	Jaune
SOR	D-sorbitol	Fermentation/oxydation	Bleu/bleu-vert	Jaune
RHA	L-rhamnose	Fermentation/oxydation	Bleu/bleu-vert	Jaune
SAC	D-saccharose	Fermentation/oxydation	Bleu/bleu-vert	Jaune
MEL	D-melibiose	Fermentation/oxydation	Bleu/ bleu-vert	Jaune
AMY	Amygdaline	Fermentation/oxydation	Bleu/bleu-vert	Jaune
ARA	L-arabinose	Fermentation/oxydation	Bleu/bleu-vert	Jaune
Nitrate réductase tube GLU	Potassium nitrate	Production de NO ₂ réduction au stade N ₂	NIT1+NIT2/ 2-3 mn	
			Jaune	Rouge
			Zinc/ 5 mn	
			Rouge/orangé	Jaune

Réduction des nitrates en nitrites et en azote

Ajouter 1 goutte des réactifs NT 1 et NT 2 dans le tube GLU. Attendre 2-3 minutes, une coloration rouge indique une réaction positive (NO₂). Une réaction négative (coloration jaune peut être due à la production d'azote : ajoute 2-3 mg de poudre de zinc dans la cupule GLU. Après 5 minutes, un tube resté jaune indique une réaction positive à noter sur la fiche des

résultats. Si la cupule est orange-rouge, la réaction est négative, les nitrates encore présentes dans le tube ont été réduits en nitrite par le Zn.

Pour compléter l'identification, il peut être utile de réaliser des tests complémentaires.

V.1.5.5 interprétation des résultats

L'identification est obtenue à l'aide du catalogue analytique ou d'un logiciel d'identification. Ce logiciel fait la comparaison symptomatique de tous les résultats obtenus pour la souche étudiée avec les informations contenues dans la base des données. Cette dernière est constituée par l'ensemble des taxons, groupes de bactéries que l'API 20 E permet de distinguer les uns des autres et par pourcentage de positivité de chaque test pour chaque taxon.

V.2 Test de l'antibiogramme

L'antibiogramme se fait par l'utilisation de la méthode par diffusion des disques imprégnés d'antibiotiques et la mesure des diamètres (la méthode de Kirby Bauer, est recommandée par l'OMS).

L'antibiogramme ou la détermination de la sensibilité aux agents antibactériens est l'étude de la croissance bactérienne en présence des antibiotiques de différentes familles. Le but essentiel est l'aide à la décision thérapeutique. Il sert également à la surveillance épidémiologique de la résistance bactérienne qui orientera ultérieurement l'antibiothérapie probabiliste, et à l'identification bactérienne par la mise en évidence des résistances naturelles.

V.2.1 Principe de la méthode des disques

L'antibiogramme est réalisé selon la méthode de diffusion en gélose (méthodes des disques). La technique consiste à déposer à la surface de la gélose préalablement ensemencée avec une suspension bactérienne, des disques d'antibiotiques. Chaque antibiotique diffuse au sein de la gélose. Après 18 heures d'incubation à 37°C, chaque disque est entouré d'une zone d'inhibition de la croissance bactérienne dans le cas de la sensibilité, le contraire et correct.

V.2.2 Milieu de culture

On utilise un milieu non sélectif, la gélose Mueller-Hinton (MH). L'épaisseur de la gélose doit être de 3 à 4 mm répartie uniformément quelles que soit la dimension et la forme de la boîte utilisée

- **Préparation de l'inoculum**

- ✓ Prélever une à deux colonies
- ✓ Transvaser dans un tube contenant 10 ml de l'eau physiologique stérile : émulsionner les colonies sur le bord du tube ensuite agiter
- ✓ Ajuster la densité de l'inoculum à celle de l'étalon 0.5 Mac Farland ou à une densité optique de 0.08 ou 0.1 lue à 625 nm.
- ✓ L'inoculum peut être ajusté en y ajoutant soit un fragment de colonie s'il est faible soit de l'eau physiologique s'il est trop fort (**O.M.S., 2005**).

- **Ensemencement des boîtes**

- ✓ Tremper un écouvillon stérile sec dans l'inoculum.
- ✓ Eliminer l'excès d'inoculum (en pressant l'écouvillon et en le faisant rouler contre les parois du tube au dessus du niveau du liquide).
- ✓ Ensemencer en stries sur toute la surface de la boîte répéter l'opération 2 fois en tournant la boîte de 60° à chaque fois
- ✓ Passer enfin l'écouvillon sur le bord de la gélose.
- ✓ Laisser sécher la boîte pendant 15 minutes à température ambiante, le couvercle étant fermé (**O.M.S., 2005**).

V.2.3 Choix des antibiotiques

Les antibiotiques testés sont choisis selon les recommandations du comité de l'antibiogramme de la société française de microbiologie **CA-SFM (2015)**.

Tableau(07) : Liste des antibiotiques utilisés pour la détermination de la sensibilité des entérobactéries aux antibiotiques (CA-SFM 2015)

Famille	ATB	Code	Charge du disque	Diamètre critique mm	
				S \geq	R<
Béta-lactamines	Amoxicilline + acide clavulanique	AMC	20+10 μ g	16	16
	Amoxicilline	AMX	25 μ g	19	19
	Céftazidime	CAZ	30 μ g	22	19
	Ticarcilline	TIC	75 μ g	23	23
	Céfalexine	CL	30 μ g	14	14
	Pipéracilline	PIP	30 μ g	20	17
Aminoasides	Amikacine	AK	30 μ g	16	13
	Gentamicine	GM	10 μ g	17	14
Tétracycline	Tétracycline	TE	30 μ g	18	15
Quinolones 1^{er} G	Acide nalidixique	NA	30 μ g	19	14
Quinolones 2^{eme} G	Ofloxacin	OFX	5 μ g	22	19
	Ciprofloxacine	CIP	5 μ g	22	19
Sulfamides	Sulfaméthoxazole +,Triméthoprime	SXT	25 μ g	16	13

Tableau(08) : Liste des antibiotiques utilisés pour la détermination de la sensibilité des souches de staphylocoques aux antibiotiques(CA-SFM 2015)

Famille	ATB	Code	Charge du disque	Diamètre critique mm	
				S \geq	R<
Lincosamides	Clindamycine	DA	2 μ g	22	19
Pénicillines	Oxacilline	OX	1 μ g	-	-
Aminosides	Gentamicine	GM	10 μ g	18	18
	Kanamycine	K	30 μ g	18	14
Autres	Rifampicine	RA	5 μ g	26	23
	Acide Fusidique	FA	10 μ g	24	24

- **Application des disques d'antibiotiques**

Appliquer les disques d'antibiotiques sur la gélose Muller-Hinton en appuyant légèrement à l'aide d'une pince stérile à la flamme du bec Bunsen. Les disques doivent être parfaitement appliqués à plat sans glissement. Une distance minimale de 15 mm doit séparer un disque périphérique du bord de la boîte, et chaque disque doit être éloigné au minimum de 30 mm des autres. Les disques d'antibiotiques sont répartis sur trois boîtes de Pétri selon les figures n° (10 et 11) (**GANGOUE PIEBOJI, 2000 ; GANGOUEPIEBOJI, 2007**).

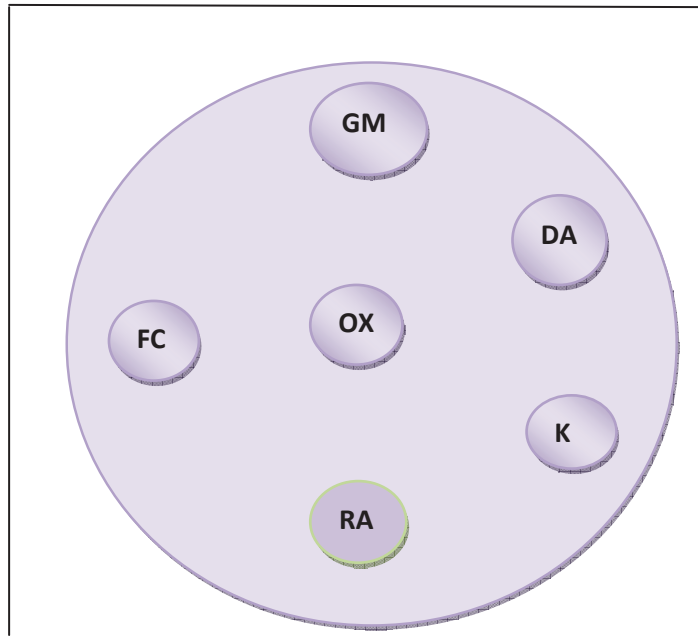


Figure (10) : Répartition des disques d'antibiotiques des Staphylocoques

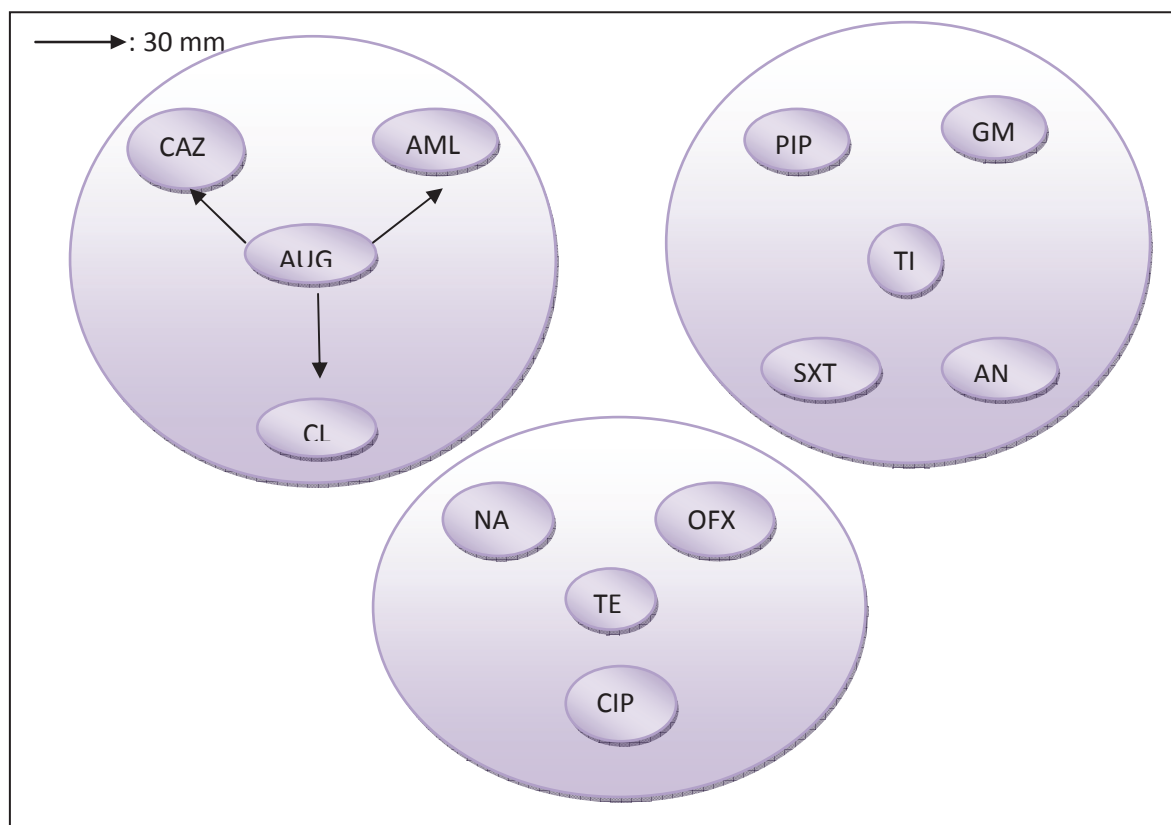


Figure (11) : Répartition des disques d'antibiotiques des entérobactéries.

- **Incubation**

✓ Incuber à 35-37°C/18 à 24h (O.M.S., 2005).

- **Lecture**

✓ Après l'incubation, mesurer et noter le diamètre de chaque zone d'inhibition en mm.

Les résultats seront interprétés en fonction des diamètres critiques figurant dans des tableaux d'interprétation (CA-SFM., 2015)

Afin de déterminer la similarité des 41 souches aux différents antibiotiques utilisés, nous avons réalisé un dendrogramme à l'aide du logiciel XLstat version 2014.

Résultats et discussion

I. Analyse microbiologique

I-1 Examen microscopique

L'examen microscopique de la suspension mère des échantillons analysés montre la dominance des formes cocci et bacilles à gram positif et négatif avec différents types de regroupement (photo n°12).

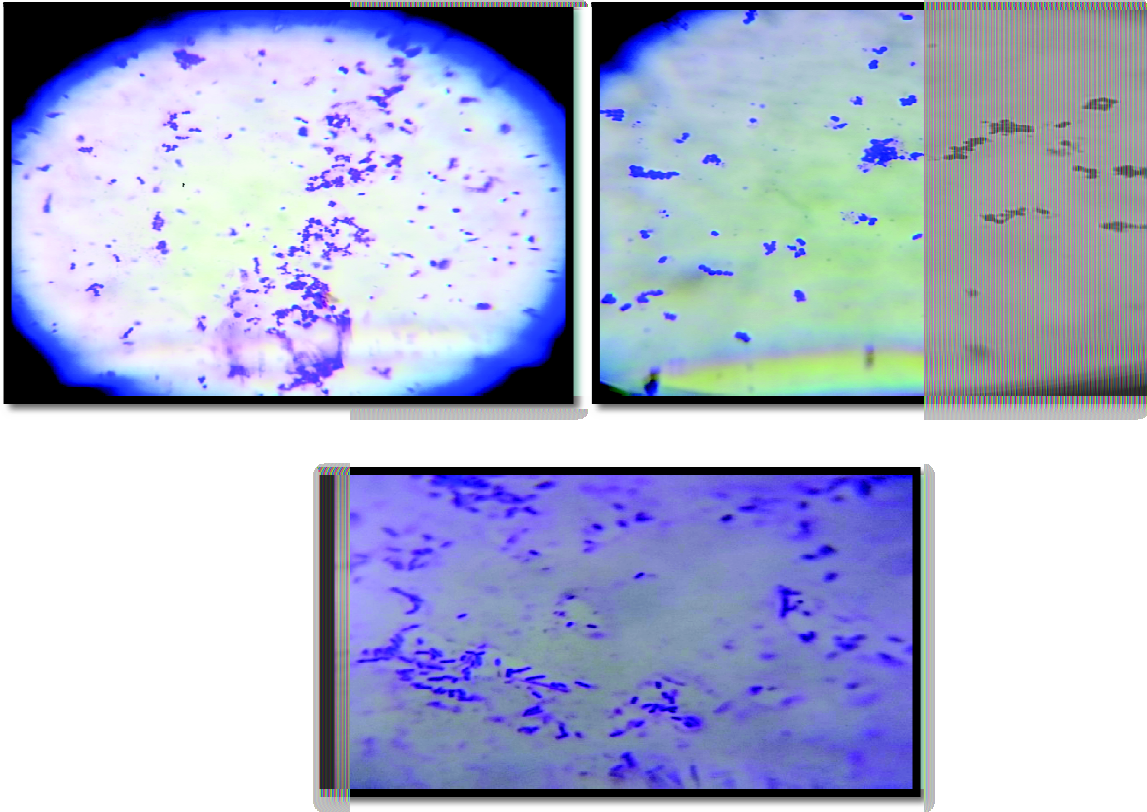


Figure (12) : Principaux aspects microscopiques (X100).

I-2 Examen macroscopique

Les principaux aspects macroscopiques des souches obtenus sur les différents milieux utilisés sont présentés dans les figures 13, 14, 15 et 16.

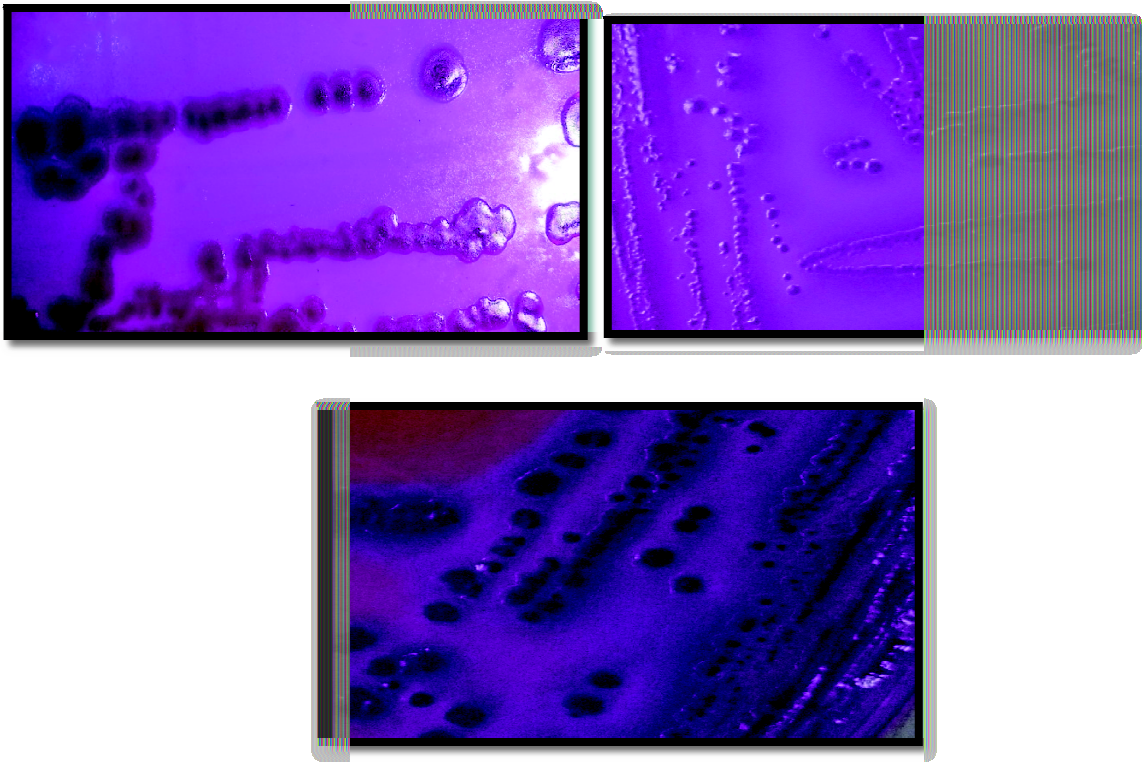


Figure (13) : Principaux aspects macroscopiques sur VRBL

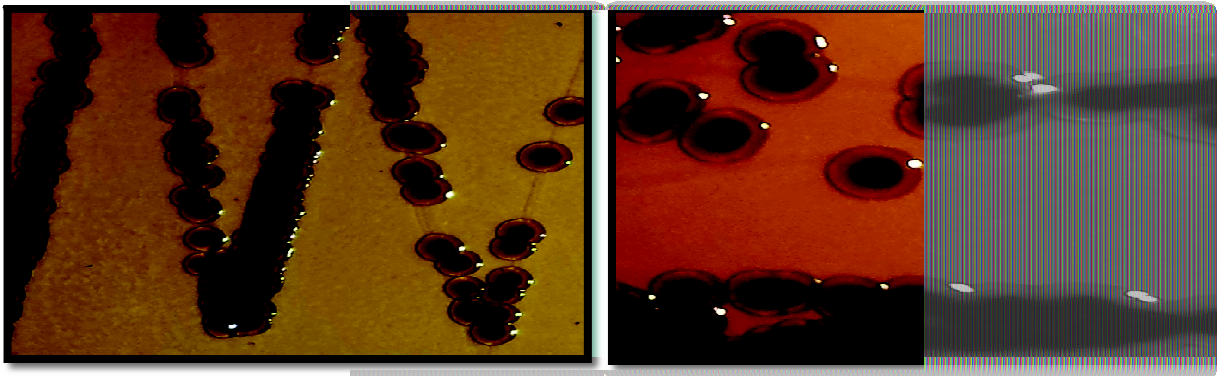


Figure (14) : Principaux aspects macroscopiques sur SS

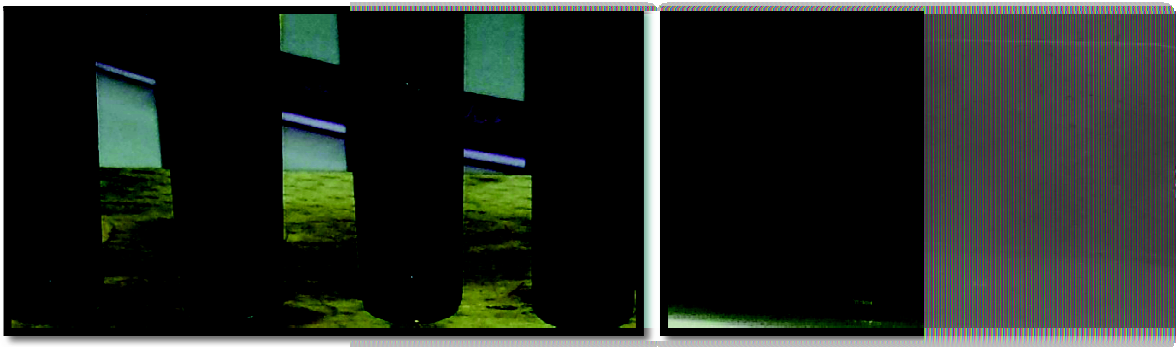




Figure (15) : Principaux aspects macroscopiques sur Viande de foie

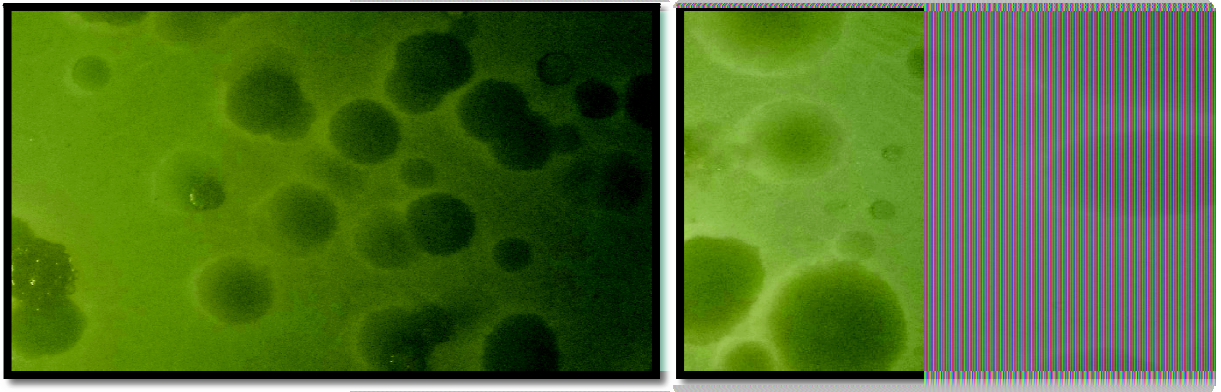


Figure (16) : Principaux aspects macroscopiques sue GN

I-3 Dénombrement

La viande de poulet de chair a fait l'objet d'un dénombrement microbien. Les résultats consignés dans le tableau (09) font ressortir une diversité de la flore de contamination. En effet, les germes mis en évidence sont la flore totale aérobie mésophile, les staphylocoques, les entérobactéries et les sulfito-réducteurs.

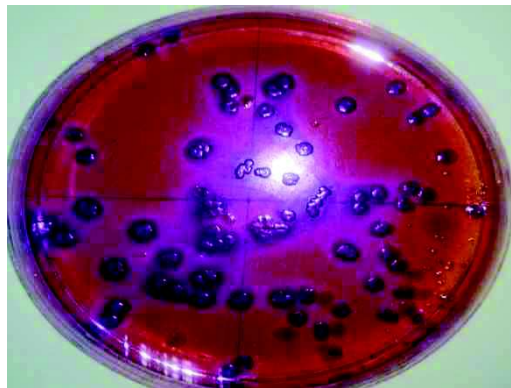


Figure (17) : Dénombrement des colonies sur gélose VRBL. Photo prise au laboratoire de microbiologie, département de biologie appliquée. Université Larbi Tébessi Tébessa par Rezkallah et Yousfi 2016

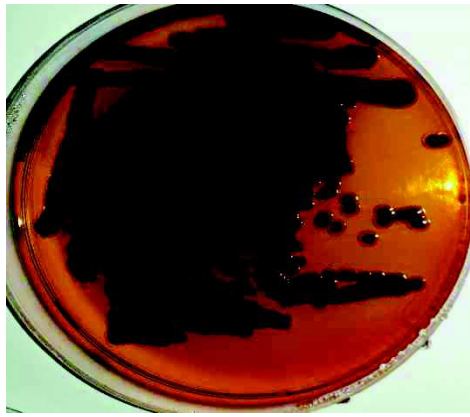


Figure (18) : Dénombrement des colonies sur gélose SS. Photo prise au laboratoire de microbiologie, département de biologie appliquée. Université Larbi Tébessi Tébessa par Rezkallah et Yousfi 2016



Figure (19) : Dénombrement des colonies sur gélose viande foie. Photo prise au laboratoire de microbiologie, département de biologie appliquée. Université Larbi Tébessi Tébessa par Rezkallah et Yousfi 2016

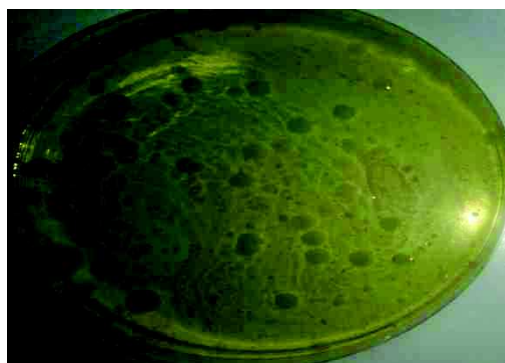


Figure (20) : Dénombrement des colonies sur gélose GN. Photo prise au laboratoire de microbiologie, département de biologie appliquée. Université Larbi Tébessi Tébessa par Rezkallah et Yousfi 2016

Tableau (09) : Dénombrement et recherche de la flore microbienne

Echantillons Flore Microbienne	E n° 01		E n°2		E n°3		E n°4	
CT (UFC/g)	3,6.10 ⁵		5,8.10 ⁶		4,5.10 ⁵		1,2.10 ⁷	
CF (UFC/g)	8. 10 ²		2.8 .10 ³ -		8.8 10 ⁴		2,8.10 ⁵	
Staphylocoques (UFC/g)	Absence		Absence		Absence		absence	
Salmonelle	Chair	Peau	Chair	Peau	Chair	Peau	Chair	Peau
	-	-	-	+	+	-	-	-
Sulfito- réducteurs	Indénombrable		Indénombrable		Indénombrable		Indénombrable	
FTAM	8.9.10 ⁶		Indénombrable		5.2. 10 ⁷		Indénombrable	

(-) : absence, (+) : présence

I-4. Dénombrement de la flore microbienne de la viande de poulet de chair

I-4.1. Flore totale aérophile mésophile

La FTAM nous renseigne toujours sur la qualité hygiénique de la viande de poulet de chair. Elle est considérée comme le facteur déterminant la durée de conservation de la viande. C'est la flore la plus recherchée dans les analyses microbiologiques, l'énumération de cette flore a montré qu'il y a une contamination importante de la viande pour les quatre échantillons étudiés avec une valeur largement supérieur à celle fixée par le journal officiel de la république algérienne (**JORA 035 du 27/05/1998**) qui est de 5.10⁵ UFC/g.

Par définition, les sources de contamination des denrées alimentaires par les germes aérobies totaux sont très variées : l'environnement, l'animal (flore présente dans l'intestin, sur la peau, la toison, les muqueuses), la contamination croisée avec d'autres carcasses ou aliments, la contamination par le manipulateur. Dans l'aliment cru ou manipulé après traitement, il est normal d'en retrouver une faible quantité. Leur présence au-delà des limites définies peut signifier un défaut d'hygiène des procédés de fabrication, voire, au-delà de 10⁷CFU/g, un état de putréfaction. Elle peut également être due à une conservation à des températures trop élevées, sauf lorsqu'il s'agit de bactéries psychrotrophes (par exemple les bactéries lactiques, *Pseudomonas*, *Listeria*, *Yersinia*), c'est-à-dire capables de se multiplier à une température inférieure à 10°C. Seul un dénombrement de germes indicateurs plus spécifiques permet de déterminer l'origine de la contamination. Dénombrés seuls, les germes aérobies totaux sont des agents indicateurs qui donnent peu d'informations (**GHAFFIR Y et DAUBE, 2007**).

I-4-2 Coliformes totaux et fécaux

L'analyse a montré une charge importante sur le milieu VRBL supérieure aux normes algérienne qui sont de 10^3 UFC/g (**JORA 035 du 27/05/1998**). Les échantillons concernés sont l'échantillon 2 avec une charge moyenne de coliformes fécaux de $2.8 \cdot 10^3$ UFC/g, l'échantillon 3 avec une valeur moyenne de $8.8 \cdot 10^4$ UFC/g et l'échantillon 4 avec une charge importante de $2.8 \cdot 10^5$ UFC/g. Dans une étude réalisée au Maroc (**JOUAHRI 2009**) sur des carcasses fraîches de poulet de chair, le taux des coliformes fécaux retrouvé ($1.48 \cdot 10^6$ UFC/g) était supérieur aux valeurs retrouvées dans nos échantillons.

Ces coliformes sont des germes témoins d'une contamination fécale. Cette population microbienne est assimilable en pratique à *Escherichia coli*. Ainsi le dénombrement de coliformes fécaux permet de suivre l'hygiène des manipulateurs de la viande, dans tout son circuit économique (**FATOU 2003**). Même à des niveaux faibles la présence de ces germes rend la viande de poulet de chair de qualité non satisfaisante que sa consommation provoque des problèmes sanitaire et d'intoxication grave.

Une charge importante de coliformes totaux a été dénombrée dans tous les échantillons étudiés nos résultats sont proches de ce trouvé par (**JOUAHRI 2009**) sur des carcasses fraîches de poulet de chair, qui a trouvé ($5.92 \cdot 10^6$ UFC/g).

I-4-3 Staphylocoques

L'analyse de nos échantillons a montré des valeurs importantes sur le milieu Baird Parker pour les échantillons 1 et 3 ($1, 3 \cdot 10^4$ et $5 \cdot 10^3$) respectivement et une absence totale pour les échantillons 2 et 4. Ces valeurs moyennes dépassent la norme algérienne qui est de $5 \cdot 10^2$ UFC/g (**JORA 035 du 27/05/1998**). Au Maroc une valeur moyenne de *staphylococcus spp* de $1.3 \cdot 10^5$ CFU/g a été retrouvée sur des carcasses fraîches de viande de poulet de chair (**JOUAHRI 2009**). Le genre *Staphylococci* est un parasite saprophyte de l'homme et de l'animal. Cette bactérie peut être disséminée facilement dans l'environnement et peut ainsi contaminer les aliments (**LE LOIR, 2003**). Ainsi, tous les aliments peuvent être incriminés dans le développement d'une TIAC, toutefois certains d'entre eux doivent faire l'objet d'une grande attention, ce sont le lait cru ou fermenté, les œufs et les ovo produits, la viande de boucherie en l'état ou hachée, les abats et les volailles.

Parmi les facteurs de risque qui peuvent avoir un effet sur le nombre de *staphylococcus* présent au niveau des échantillons étudiés, le degré de l'hygiène au niveau de la tuerie, la propreté de

l'eau utilisée au cours de l'échaudage, la propreté des doigts des plumeurs, l'hygiène du personnel, les précautions prises au moment de l'éviscération et la manipulation pendant la vente. En effet, lors des opérations d'abattage, des phénomènes d'intercontamination se produisent, ce qui induit une prolifération des pathogènes sur des carcasses initialement saines (ALLOUI et al. 2013).

I-4-4 Dénombrement sur milieu SS

Sur quatre échantillons étudiés 3 (75%) ont présenté des colonies suspectes d'être des salmonelles. Après identification des isolats, les échantillons 2 et 3 ont été contaminés par salmonella au niveau de la peau pour l'échantillon 2 et au niveau de la chair pour l'échantillon, ce qui représentait un taux de contamination de (25%). Dans une étude réalisée à Constantine, la contamination à Salmonella a concerné 37 % des élevages et 53 % des abattoirs (ELGROUD et al, 2008).

I-4-5 Sulfito réducteurs

Les résultats montrent des valeurs indénombrables de sulfitoréducteurs dans tous les échantillons analysés. Les résultats obtenus dépassent la norme algérienne qui est fixée à 30UFC/g (JORA 035 du 27/05/1998). La présence des sulfito réducteurs dans la viande de poulet de chair peut être expliquée par la contamination des carcasses par ces germes après l'abattage, puisqu'ils sont d'origine exogène, souvent humaine, résultant de la manipulation de la viande par le personnel.

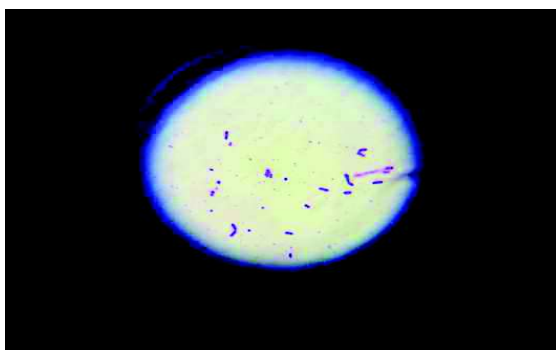


Figure (21) : Coloration de gram d'une colonie de sulfite réducteur : Bacilles gram positif.

Photo prise au laboratoire de microbiologie, département de biologie appliquée

Université Larbi Tébessi Tébessa par Rezkallah et Yousfi 2016

II- Identification spécifique des staphylocoques

II-1 Tests physiologiques et biochimiques

Selon **SAGAR(2015)**, *Staphylococcus aureus* présentent les caractéristiques suivantes : il est Manitol mobilité -, ADH +, Coagulase +, Glucose +, H₂S -, Gaz -, Oxydase -, Pigments sur GN positif, Manitol +, Lactose +, citrate positif, DNase +, Fructose +,..... En partant de ces caractéristiques et dans le but de rechercher la présence de *Staphylococcus aureus* dans nos échantillons, nous avons réalisé plusieurs tests d'identification sur les 04 isolats. Les résultats sont présentés dans le tableau (10).

L'analyse des résultats obtenus nous ont permis de constater que les isolats sont caractérisés par ; la présence d'une catalase + sauf l'isolat E3S2, d'une oxydase +, d'une production de H₂S sauf pour l'E3S6, d'une ADH + pour les isolats E3S6 et E3S7 et d'une nitrate réductase + pour tous les isolats, cependant, nous avons remarqué l'absence de coagulase, de la mobilité et de pigmentations. Malheureusement ces caractéristiques distinctives ne nous permettent pas de rattacher les isolats identifiées aux espèces de références, raison pour la quelle, nos isolats seront identifier comme *Staphylococcus spp.*

- ✓ Il a été reporté qu'au niveau des caractères phénotypiques, les staphylocoques sont à Gram positif, à catalase positive, non mobile, asporulés, habituellement non capsulés et halotolérants. La plupart des espèces sont aéro-anaérobies facultatives, à l'exception de *S. saccharolyticus* et *S.aureus subsp anaerobius* qui sont anaérobies strictes. De nombreux tests phénotypiques permettent de distinguer les bactéries appartenant au genre *Staphylococcus* des autres genres de coques à Gram positif.
- ✓ Toutefois, le critère de base de la classification des espèces de staphylocoques reste la production de coagulase libre, enzyme responsable de la coagulation des sérums humain et cunicole. On distingue ainsi sept espèces et sous-espèces à coagulase positive dont *S. aureus* (SCP) et quarante à coagulase négative (SCN) (**BASCOMB & MANAFI, 1998**).

Selon une étude réalisée aux Etats Unis, des souches résistantes de *Staphylococcus aureus*, sont présentes dans la viande et la volaille commercialisées aux États-Unis à des taux exceptionnellement élevés, selon cette étude nationale menée par l'Institut de recherche génomique translationnelle (TGen), Près de la moitié des échantillons de viande et de volaille (47%) ont été contaminés par *S. aureus*, et plus de la moitié de ces bactéries (52%) étaient

résistantes à au moins trois classes d'antibiotiques. En cause, selon cette étude l'utilisation régulière d'antibiotiques à faibles doses dans l'élevage industriel, faisant de l'animal un terrain idéal de reproduction des bactéries résistantes. Un phénomène qui produit des bactéries résistantes à 3, 4, 5 voire 9 antibiotiques différents, laissant, en cas d'infection humaine, très peu d'option thérapeutique.

Tableau (10) : Tests d'identification des staphylocoques

Test physicochimiques	ISOLATS			
	E3 S2	E3 S3	E3 S6	E3 S7
Catalase	+	+	+	+
Oxydase	+	+	+	+
Pigmentation sur GN	-	-	-	-
Fermentation de mannitol	Manitol+	Manitol+	Manitol+	Manitol+
Nitrate réductase	NR+	NR+	NR+	NR+
Coagulase	-	-	-	-
Clumping factor	Absence d'agglutination			
Mobilité	-	-	-	-
ADH	+	+	-	-
TSI	Culot	+	+	+
	Pente	+	+	+
	H₂S	+	+	+
	Gaz	+	+	-
VP	-	-	-	-
RM	+	+	+	+

III- Identification spécifique des entérobactéries

Dans le but d'identifier les isolats d'entérobactéries, nous avons procédé à une identification préliminaire des quarante et un souches isolées par quelques tests biochimiques classiques. Les résultats sont présentés dans le tableau (11) pour les souches isolées sur VRBL et dans le tableau (12) pour les souches isolées sur gélose SS. L'analyse de ces résultats a montré que tous les isolats sont gram négatif, catalase négative et oxydase négative ce qui est caractéristique des entérobactéries. Les isolats ont montré des caractéristiques très proches et dans le profil des entérobactéries. Toute fois, ces caractéristiques restent insuffisantes pour donner l'espèce et le genre de ces souches. Certains sérotypes de salmonella sont reconnus par leur production H₂S, et de Gaz et d'autres sont H₂S et Gaz négatif. Tous les isolats sont mobilité négatif, oxydase négative et la plupart sont catalase négative sauf les échantillons E2 P2 et E2 P3 isolés sur gélose SS.

Tableau (11) : Identification des souches isolées sur VRBL

Isolats	Oxydase	Catalase	Nitrate réductase	Mobilité	Fermentation manitol	Gram
CF E1 S1	-	+	+	-	+	-
CF E1 S3	-	+	+	-	+	-
CF E1 S4	-	+	+	-	+	-
CF E1 S5	-	+	+	-	+	-
CF E1 S6	-	+	+	-	+	-
CF E1 S7	-	+	+	-	+	-
CF E3S1	-	+	+	-	+	-
CF E3S2	-	+	+	-	+	-
CF E3S5	-	+	+	-	+	-
CF E3S6	-	+	+	-	+	-
CF E3S7	-	+	+	-	+	-
CF E3S8	-	+	+	-	+	-
CF E4S7	-	+	+	-	+	-
CF E4S8	-	+	+	-	+	-
CT E2 S1	-	+	+	-	+	-
CT E2 S4	-	+	+	-	+	-
CT E3 S1	-	+	+	-	+	-
CT E2 S4	-	+	+	-	+	-

Tableau (12) : Identification des souches isolées sur gélose SS

Isolats	Gram	Oxydase	Catalase	Nitrate réductase	Mobilité	Fermentation de mannitol	T S I			
							Culot	Pente	H ₂ S	Gaz
E1 S1	-	-	+	+	-	-	+	+	+	+
E1 S2	-	-	+	+	-	-	+	+	+	-
E1 S3	-	-	+	+	-	-	+	+	+	-
E1 S4	-	-	+	+	-	+	+	+	+	+
E1 S5	-	-	+	+	-	+	+	+	+	-
E1 S6	-	-	+	+	-	+	+	+	+	-
E1 S7	-	-	+	+	-	+	+	+	+	-
E2 S1	-	-	+	+	-	-	+	+	+	-
E2 S2	-	-	+	+	-	-	+	+	+	-
E2 S3	-	-	+	+	-	-	+	+	+	-
E2 S4	-	-	+	+	-	-	-	-	-	-
E2 P1	-	-	+	+	-	+	+	+	+	-
E2 P2	-	-	+	+	-	+	+	+	+	-
E2 P3	-	-	+	+	-	+	+	+	+	-
E2 P4	-	-	+	+	-	+	+	+	+	+
E2 P7	-	-	+	+	-	+	+	+	+	-
E2 P8	-	-	+	+	-	+	+	+	+	+
E3 S1	-	-	+	+	-	+	+	+	+	+
E3 S2	-	-	+	+	-	+	+	+	+	-
E3 S3	-	-	+	+	-	+	+	+	+	-
E3 S4	-	-	+	+	-	+	+	+	+	-
E3 S5	-	-	+	+	-	+	+	+	+	+
E3S6	-	-	+	+	-	+	+	+	+	-

III-1 Etude biochimique des souches

Un total de 41 souches ont été isolées et purifiées sur milieu SS et VRBL. Sur gélose SS les isolats sont apparus de petite taille, de forme circulaire à pourtour régulier et à couleur transparente avec ou non un centre noir. Sur VRBL, les souches étaient rose violet avec un contour transparent

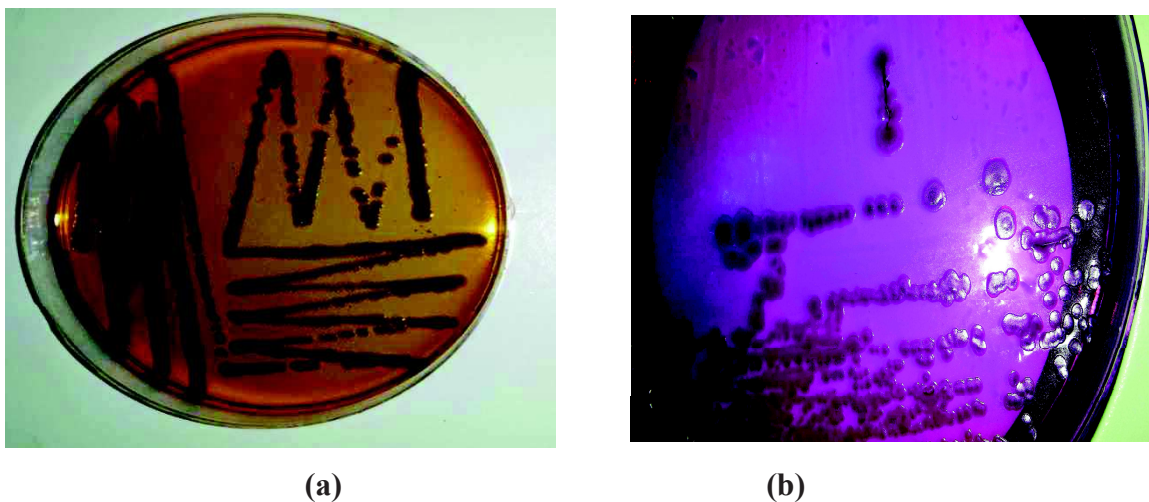


Figure (22) : Culture bactérienne sur milieu SS (a) et sur VRBL (b).Photo prise au laboratoire de microbiologie, département de biologie appliquée.Université Larbi Tébessi Tébessa par Rezkallah et Yousfi 2016

Les résultats en détail de l'identification biochimique des souches sont mentionnés dans le tableau (14). Après la lecture des tests et identification, les souches sont identifiées et comparées entre eux par une étude statistique.

Tableau (13) : Résultats des tests de l'identification biochimique réalisée par API20E

tests souches	ONPG	ADH	LDC	ODC	CIT	H2S	URE	TDA	IND	VP	GEL	GLU	MAN	INO	SOR	RHA	SAC	MEL	AMY	ARA
E1 S1 SS	+	+	+	+	+	+	+	-	+	-	+	+	+	+	+	+	+	+	-	+
E1 S2 SS	+	+	+	+	+	+	+	-	+	-	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
E1 S3 SS	+	+	+	+	+	+	+	-	+	-	+	+	+	+	+	+	+	+	-	+
E1 S4 SS	+	+	+	+	+	+	+	-	+	-	+	+	+	+	+	+	+	+	-	+
E1 S5 SS	+	-	+	+	+	+	-	-	+	-	+	+	+	-	+	+	+	+	+	+
E1 S6 SS	+	-	+	+	-	+	-	-	+	-	+	+	+	-	+	+	+	+	-	+
E1 S7 SS	+	-	+	+	-	+	-	-	+	-	+	+	-	-	+	+	+	-	-	+
E2 S1 SS	+	+	+	+	+	+	+	-	+	-	+	+	+	+	+	+	+	+	-	+
E2 S2 SS	+	+	+	+	+	+	+	-	+	-	+	+	+	-	+	+	+	+	+	+
E2 S3 SS	+	+	+	+	+	+	+	-	+	-	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
E2 S4 SS	+	+	+	+	+	+	+	-	+	-	+	+	+	+	+	+	+	+	-	+
E2 P1 SS	+	+	+	+	+	+	+	+	-	-	+	+	+	+	+	+	+	+	-	+
E2 P2 SS	+	+	+	+	+	+	+	+	-	-	+	+	+	-	+	+	+	+	+	+
E2 P3 SS	+	+	+	+	+	+	+	+	-	-	+	+	+	+	+	+	+	+	-	+
E2 P4 SS	+	+	+	+	+	+	+	+	+	-	+	+	+	+	+	+	+	+	-	+
E2 P7 SS	+	+	+	+	+	+	+	+	-	-	+	+	+	+	+	+	+	+	-	+
E2 P8 SS	+	+	+	+	+	+	+	+	+	-	+	+	+	+	+	+	+	+	-	+

tests souche	ONPG	ADH	LDC	ODC	CIT	H2S	URE	TDA	IND	VP	GEL	GLU	MAN	INO	SOR	RHA	SAC	MEL	AMY	ARA
E3 S1 SS	+	+	+	+	+	+	+	+	+	-	+	+	+	+	+	+	+	+	-	+
E3 S2 SS	+	+	+	+	+	+	+	-	+	-	+	+	+	+	+	+	+	+	-	+
E3 S3 SS	+	+	+	+	+	+	+	+	+	-	+	+	+	+	+	+	+	+	-	+
E3 S4 SS	+	+	+	+	+	+	+	-	+	-	+	+	+	+	+	+	+	+	-	+
E3 S5 SS	-	-	+	+	-	-	-	-	+	-	+	+	+	-	+	-	-	-	-	-
E3 S6 SS	-	-	-	-	-	+	-	-	-	-	+	+	-	-	-	-	-	-	-	-
E1 S1 CF	+	+	+	+	-	-	-	-	+	-	+	+	+	-	+	+	+	+	-	+
E1 S3 CF	+	+	+	+	-	-	-	-	+	-	-	+	+	-	+	+	+	+	-	+
E1 S4 CF	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
E1 S5 CF	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
E1 S6 CF	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
E1 S7 CF	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	-	+	+	+	+	+	+
E3 S1 CF	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	-	+	+	+	+	-	+
E3 S2 CF	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	-	+	+	+	+	-	+
E3 S5 CF	+	+	+	+	+	+	+	+	-	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
E3 S6 CF	+	+	+	+	+	+	+	-	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
E3 S7 CF	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+

tests souche	ONPG	ADH	LDC	ODC	CIT	H2S	URE	TDA	IND	VP	GEL	GLU	MAN	INO	SOR	RHA	SAC	MEL	AMY	ARA
E3 S8 CF	+	+	+	+	+	+	+	-	+	+	+	+	+	-	+	+	+	+	+	+
E4 S7 CF	+	-	-	-	-	-	-	-	+	-	+	+	+	-	+	+	-	+	-	+
E4 S8 CF	+	-	-	-	-	-	-	-	+	-	+	+	+	-	+	+	-	+	-	+
E2 S1 CT	+	+	+	+	-	+	+	-	+	-	+	+	+	-	+	+	-	+	-	+
E2 S4 CT	+	+	+	+	-	+	+	-	+	+	+	+	+	-	+	+	+	+	+	+
E3 S1 CT	+	+	+	+	-	+	+	-	+	-	+	+	-	-	+	+	+	+	+	+
E3 S4 CT	+	+	+	+	+	+	+	-	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+

A partir des résultats présentés sur le (tableau 13), et à l'aide d'un logiciel d'identification, on a pu identifier nos isolats et les rapprocher aux espèces présentées dans le (tableau 14).

Tableau (14) : Résultats de l'identification biochimique des différents isolats

Souches d'entérobactéries	Identification
SOUCHES ISOLEES SUR VRBL	
E1S1CF	<i>Escherchia coli 1</i>
E1S3CF	<i>Escherchia coli 1</i>
E1S4CF	<i>Raoultella ornithinolytica</i>
E1S5CF	<i>Raoultella ornithinolytica</i>
E1S6CF	<i>Raoultella ornithinolytica</i>
E1S7CF	<i>Raoultella ornithinolytica</i>
E3S1CF	<i>Escherchia coli 1</i>
E3S2CF	<i>Raoultella ornithinolytica</i>
E3S5CF	<i>Enterobacter cloacae</i>
E3S6CF	<i>Raoultella ornithinolytica</i>
E3S7CF	<i>Raoultella ornithinolytica</i>
E3S8CF	<i>Raoultella ornithinolytica</i>
E4S7CF	<i>Escherchia coli 1</i>
E4S8CF	<i>Escherchia coli 1</i>
E2S1CT	<i>Escherchia coli 1</i>
E2S4CT	<i>Serratia oderifera</i>
E3S1CT	<i>Escherchia coli 1</i>
E3S4CT	<i>Raoultella ornithinolytica</i>
SOUCHES ISOLEES SUR SS	
SSE2P1	<i>Salmonella choleroessius SPP arizonae</i>
SSE2P2	<i>Salmonella choleroessius SPP arizonae</i>
SSE2P3	<i>Salmonella choleroessius SPP arizonae</i>
SSE2P4	<i>Serratia oderifera</i>
SSE2P7	<i>Salmonella choleroessius SPP arizonae</i>
SSE2P8	<i>Serratia oderifera</i>
SS E1 S1	<i>Serratia oderifera</i>
SS E1 S2	<i>Serratia oderifera</i>
SS E1 S3	<i>Serratia oderifera</i>
SS E1 S4	<i>Serratia oderifera</i>
SS E1 S5	<i>Serratia oderifera</i>
SS E1 S6	<i>Escherchia coli 1</i>
SS E1 S7	<i>Escherchia coli 1</i>
SS E2 S1	<i>Serratia oderifera</i>
SS E2 S2	<i>Serratia oderifera</i>
SS E2 S3	<i>Serratia oderifera</i>
SS E2 S4	<i>Serratia oderifera</i>
SS E3 S1	<i>Serratia oderifera</i>
SS E3 S2	<i>Serratia oderifera</i>
SS E3 S3	<i>Serratia oderifera</i>
SS E3 S4	<i>Serratia oderifera</i>
SS E3 S5	<i>Salmonella choleroessius SPP arizonae</i>
SS E3 S6	<i>Shigella spp</i>

Quelques exemples d'API20E de différentes souches sont présentés dans les (figures de 23 à 34)

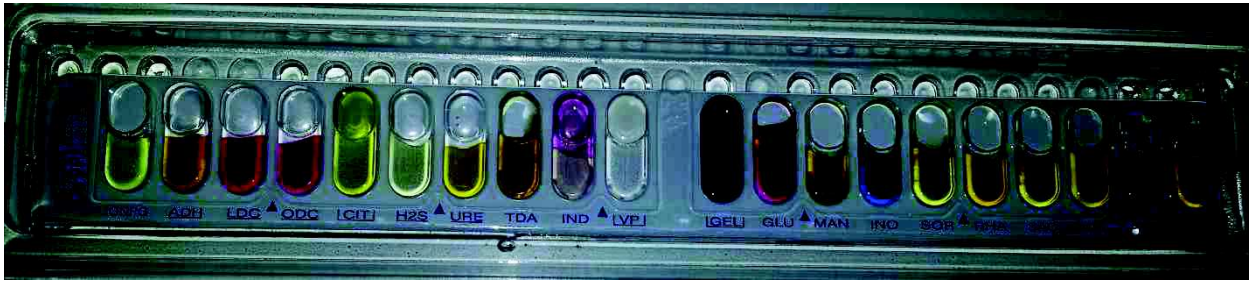


Figure (23) : Photographie de l'API20E des souches E1S1, E1S3, E3S1, E4S7, E4S8 CF (*E. coli 1*)

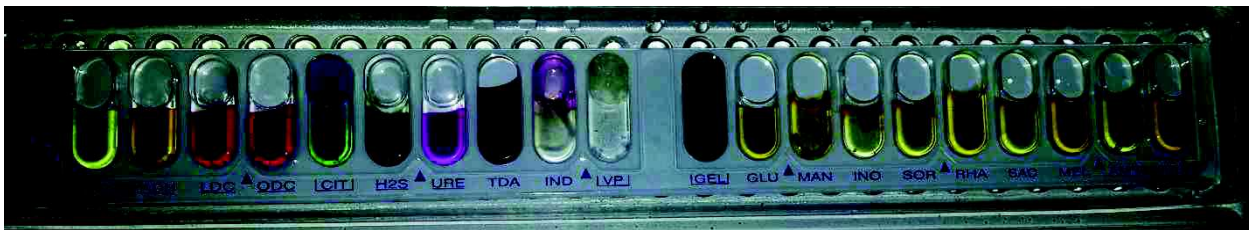


Figure (24) : Photographie de l'API20E des souches E1S4, E1S5, E1S6, E1S7, E3S2, E3S6, ES7 CF (*Raoultella ornithinolytica*)



Figure (25) : Photographie de l'API20E de souche E3S5 CF (*Enterobacter cloacae*)



Figure (26) : Photographie de l'API20E de souche E3S8 CF (*Raoultella ornithinolytica*)

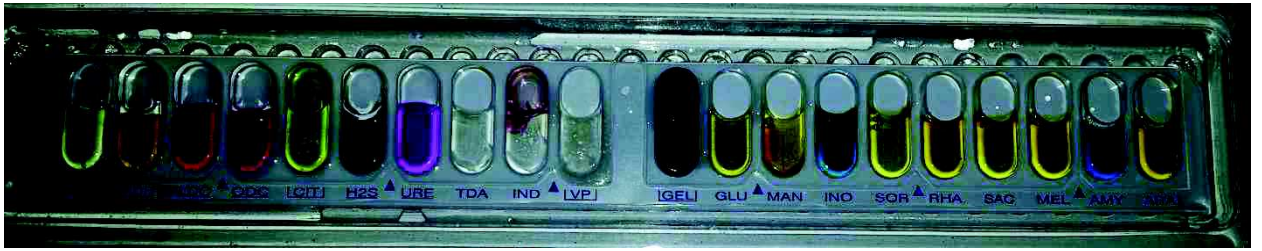


Figure (27) : Photographie de l'API20E des souches E2S1, E3S1 CT (*E. coli*)

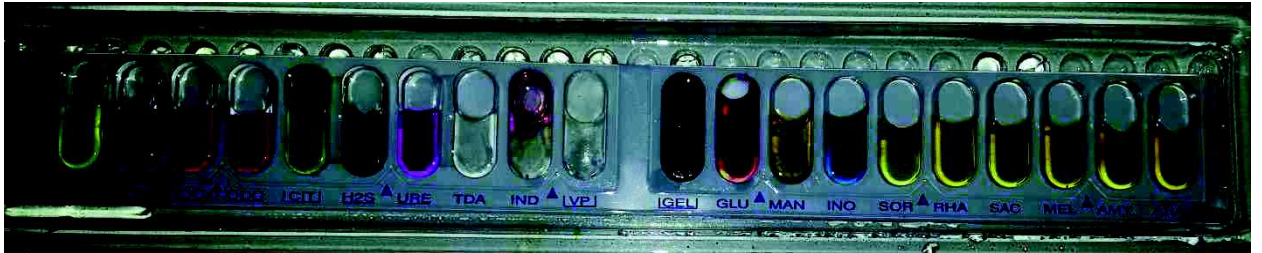


Figure (28) : Photographie de l'API20E de souche E2S4 CT (*Serratia oderifera*)



Figure (29) : Photographie de l'API20E de souche E3S4, CT (*Raoultella ornithinolytica*)

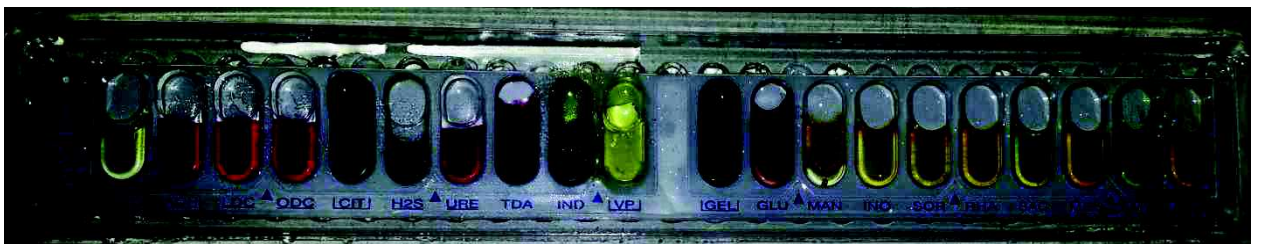


Figure (30) : Photographie de l'API20E des souches E2 (P1, P2, P3, P7) SS (*Salmonella choleroesuis SPP arizonae*)

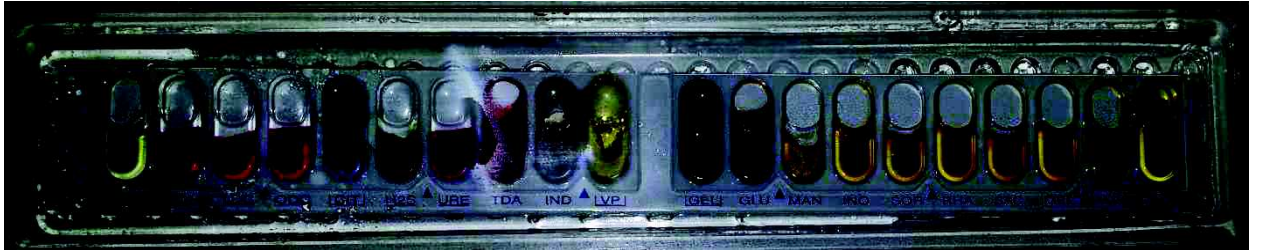


Figure (31) : Photographie de l'API20E des souches E2 (P4, P8), E1 (S1, 2,3 et 4) E2 (S1, 2,3 et 4), E3 (S1, 2,3 et 4) SS (*Serratia oderifera*)

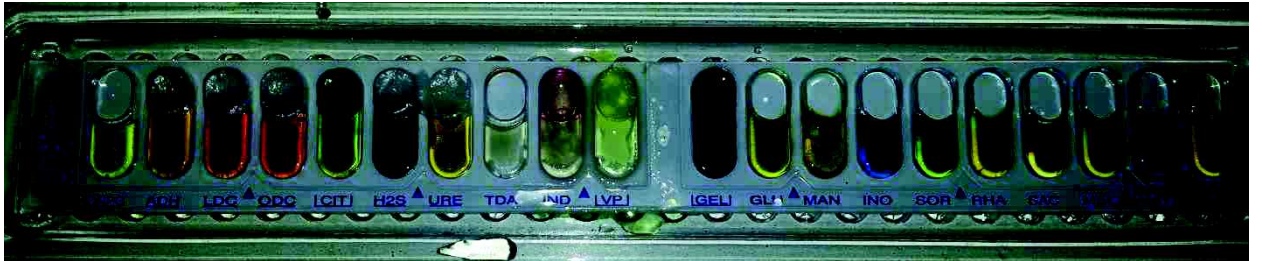


Figure (32) : Photographie de l'API20E des souches E1S6, E1S7 SS (*E. coli*)



Figure (33) : Photographie de l'API20E de souche E3S5 (*Salmonella choleroessius SPP arizonae*)



Figure (34) : Photographie de l'API20E de souche E3S6 (*shigella spp*)

III-2 Répartition des souches en fonction des genres et des espèces

La répartition des souches identifiées en fonction des genres et en fonction des espèces sont respectivement présentées dans le tableau (15) et la figure (35).

On y remarque une prédominance du genre *Serratia*, avec un pourcentage (39.02%) particulièrement l'espèce *Serratia odorifera*. Les genres *Escherichia* et *Raoultella* occupent la deuxième position avec un pourcentage de (21,95%) en se représentant par une seule espèce pour chaque genre : *Escherichia coli* 1 pour *Escherichia* et *Raoultella ornithinolytica* pour *Raoultella*, suivi par le genre *Salmonelle* en troisième position en se représentant par une seule espèce *choleroessius SPP arizonae* (12,2%), enfin il y a *Enterobacter* dont l'espèce *cloacaet Shigella* dont l'espèce *spp* avec un taux de (2,44%) pour chaque espèce.

A partir de ces résultats, on peut conclure qu'il y a une prédominance des bactéries *Serratia*, *Escherichia* et *Raoultella*. Nous ne disposons pas d'études qui ont isolé *Raoultella ornithinolytica* dans la viande des volailles, nous pouvons confirmer que cette souche a été isolée du Thon, Bonite et Sardine par (KANKI *et al.*, 2002). Cette étude a montré que les **poissons pas frais** d'Ordralphabetix sont **toxiques** du fait de la formation d'**histamine**. Celle-ci dérive par **décarboxylation** bactérienne de l'**histidine libre** dans les **muscles du poisson**. Les auteurs ont dévoilé que ce sont des **bactéries entériques** qui sont les principaux responsables, et ont accusé *Klebsiella pneumoniae* et *Klebsiella oxytoca*. A tort, affirment des chercheurs japonais qui, eux, accusent *Raoultella planticola* (alias *K.planticola*) et *Raoultella ornithinolytica* (alias *K.ornithinolytica*). C'est l'outil de diagnostic commercialisé API 20E (Biomérieux), communément utilisé, qui induiraient cette confusion fâcheuse pour le poisson "sashimi-grade" des restaurants japonais qui se respectent. Seules ces bactéries possèdent les gènes *hdc* de l'histidine décarboxylase pyridoxal phosphate-dépendante. (KANI *et al.* 2002). Les espèces du genre *Raoultella* se cultivent à 10°C et assimilent le L- sorbose ce qui permet de les distinguer de l'espèce *Klebsiella* (DROMIGNY 2012). D'une manière générale, les espèces du genre *Serratia* sont isolées des plantes (légumes, champignons, mousses), du tube digestif des rongeurs (40% des petits mammifères sauvages sont porteurs de *Serratia spp.*), des insectes, de l'eau et du sol (EUZEBY, 2003). C'est ce qui peut expliquer leur présence dans la viande des volailles. Leur transmission peut se faire par l'intermédiaire de l'eau et du sol.

La présence des salmonella et d'*Escherichia coli* dans la viande des volailles a été confirmée par d'autres auteurs (DIOUF, 2006, ELGROUD 2009, AYACHI, 2010). Le réservoir des bactéries du genre *Salmonella* est principalement le tube digestif des vertébrés. De très nombreuses espèces animales hébergent ces agents pathogènes (volailles, bovins, porcs, poissons,

reptiles,...). La sous-espèce enterica est plutôt adaptée aux animaux à sang chaud et à l'homme (WEILL, 2009).

Tableau (15) : Répartition des souches en fonction des genres

Genre	Espèce bactérienne	Effectif	Pourcentage
<i>Escherichia</i>	<i>Escherichia coli</i>	9	21,95%
<i>Serratia</i>	<i>Serratia odorifera</i>	16	39,02%
<i>Enterobacter</i>	<i>Enterobacter cloacae</i>	1	2,44%
<i>Salmonella</i>	<i>Salmonella choleroessius SPP arizonae</i>	5	12,2%
<i>Raoultella</i>	<i>Raoultella ornithinolytica</i>	9	21,95%
<i>Shigella</i>	<i>Shigella spp</i>	1	2,44%

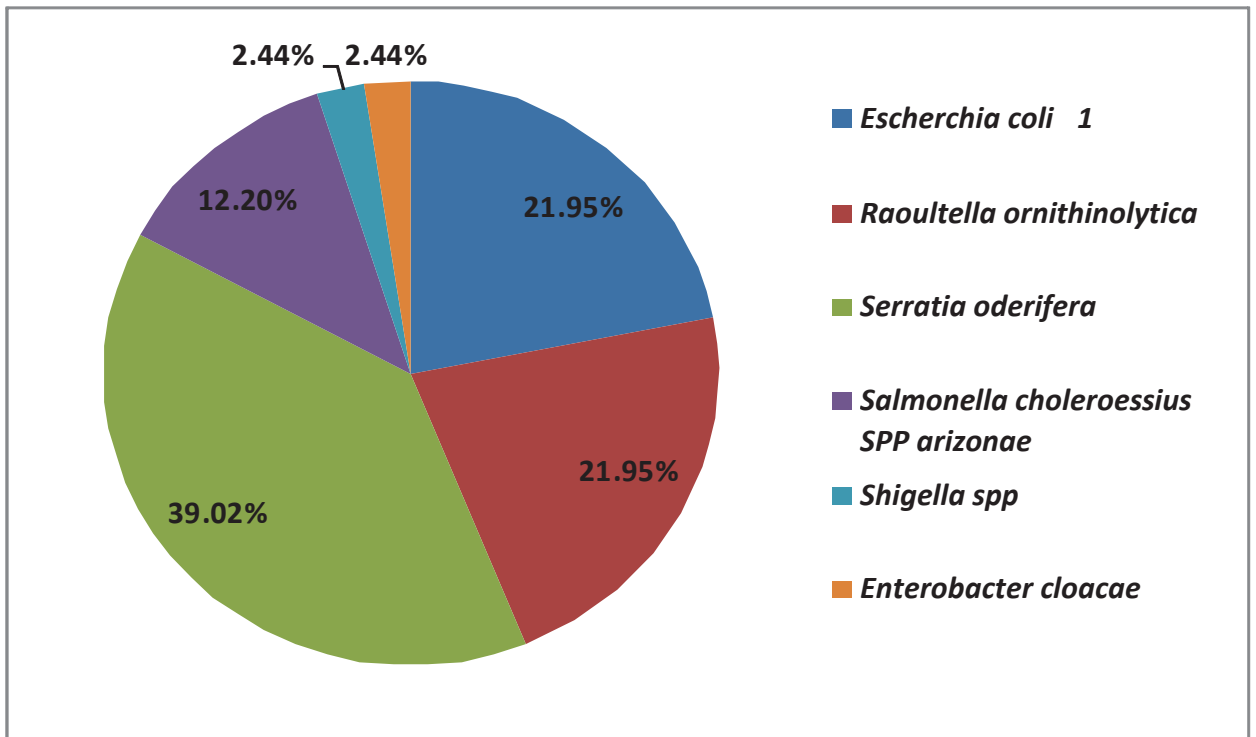


Figure (35) : Répartition des souches isolées selon les espèces

IV- Test de la sensibilité aux antibiotiques

Les 45 souches isolées sont réparties dans les trois catégories : résistante, sensible et intermédiaire selon les tableaux (07 et 08). Les pourcentages des souches R, S et I aux différents antibiotiques sont présentés dans les tableaux (16 et 17) et les figures (36 et 37).

Tableau(16) : Résultats du test de la sensibilité des entérobactéries aux antibiotiques

ATB Souches	CAZ	AMC	AMX	CL	PIP	GM	TIC	SXT	AN	NA	OFX	TE	CIP
CT E2 S1	R	R	R	S	S	S	R	S	S	S	S	S	S
CTE2 S4	R	S	S	S	S	S	R	S	S	S	S	S	S
CT E3 S1	R	R	R	S	S	S	R	S	S	S	S	S	S
CT E3 S4	R	R	R	S	S	S	R	S	S	S	S	S	S
CF E1 S1	S	S	S	S	S	S	S	S	S	R	R	R	R
CF E1 S3	S	S	R	S	R	S	R	R	S	R	R	S	S
CF E1 S4	S	S	R	S	R	S	R	S	S	R	S	R	S
CF E1 S5	S	S	R	S	R	S	R	S	S	R	I	R	S
CF E1 S6	S	S	S	S	R	S	S	S	S	R	R	R	R
CF E1 S7	S	S	S	S	I	S	R	R	S	R	R	R	S
CF E3 S1	R	S	R	S	R	S	R	R	S	R	R	R	S
CF E3 S2	R	R	R	S	R	S	R	R	S	S	I	S	S
CF E3 S5	S	R	R	S	S	S	R	R	S	I	S	R	S
CF E3 S6	S	S	R	S	R	S	R	S	S	R	S	R	S
CF E3 S7	S	S	R	S	R	S	R	R	S	R	S	R	S
CF E3 S8	S	S	R	S	R	S	R	R	S	R	R	R	S
CF E4 S7	S	S	S	S	S	S	S	S	S	R	S	R	S
CF E4 S8	S	S	S	S	S	S	S	S	S	I	S	R	S

ATB Souches	CAZ	AMC	AMX	CL	PIP	GM	TIC	SXT	AN	NA	OFX	TE	CIP
SSE2P1	S	R	R	S	S	S	S	S	S	S	S	S	S
SSE2P2	S	R	R	S	R	S	R	R	S	S	S	S	S
SSE2P3	S	R	R	R	S	S	R	S	S	S	R	S	I
SSE2P4	S	R	R	S	I	S	R	R	S	R	S	R	S
SSE2P7	R	R	R	S	I	S	R	R	S	R	I	R	S
SSE2P8	S	R	R	R	I	S	R	S	S	S	R	R	S
SS E1 S1	R	S	R	S	S	S	R	S	S	R	S	R	S
SS E1 S2	S	R	R	S	S	S	R	S	S	R	I	R	I
SS E1 S3	S	R	R	S	I	S	R	S	S	R	I	R	I
SS E1 S4	S	R	R	S	R	I	R	R	S	I	I	R	S
SS E1 S5	S	S	S	S	S	S	S	S	S	R	S	R	S
SS E1 S6	S	S	S	S	S	S	S	S	S	R	S	R	S
SS E1 S7	S	S	S	S	S	S	S	S	S	R	I	R	R
SS E2 S1	S	S	S	S	S	S	R	R	S	R	I	R	S
SS E2 S2	S	R	R	R	S	S	R	R	S	R	R	R	S
SS E2 S3	S	S	R	S	I	R	R	R	S	R	I	R	S
ATB Souches	CAZ	AMC	AMX	CL	PIP	GM	TIC	SXT	AN	NA	OFX	TE	CIP

SS E2 S4	S	R	R	R	R	S	R	S	S	R	R	R	S
SS E3 S1	R	I	I	R	I	R	R	R	S	R	R	R	S
SS E3 S2	S	R	R	S	S	S	R	R	S	I	R	S	S
SS E3 S3	S	R	R	R	R	S	R	R	S	R	I	R	S
SS E3 S4	S	R	R	S	R	S	R	R	S	R	I	R	S
SS E3 S5	S	S	R	S	R	S	R	R	S	R	S	R	S
SS E3 S6	S	S	R	S	S	S	R	R	S	R	S	R	S

IV-1 Résistance des staphylocoques aux antibiotiques :

Cette étude a montré une résistance à 100% pour l'oxacilline et la rifampicine. Par contre une sensibilité à 100% a été observée vis-à-vis de la gentamicine et de la Kanamycine. Toute fois, nous avons constaté une résistance à l'acide fusidique et à la clindamycine des souches E3S2 et E3S6. En revanche, les souches E3S3 et E3S7 sont sensibles à ces antibiotiques. Concernant l'antibiorésistance, la littérature fait état de la résistance des staphylococcus à coagulase négative isolés des produits alimentaires. Ainsi LANCE (2011) dévoile que près de la moitié des échantillons de viande et de volaille étudiés (47%) ont été contaminés par *S. aureus*, et plus de la moitié de ces bactéries (52%) étaient résistantes à au moins trois classes d'antibiotiques. En cause, selon cette étude l'utilisation régulière d'antibiotiques à faibles doses dans l'élevage industriel, faisant de l'animal un terrain idéal de reproduction des bactéries résistantes. Un phénomène qui produit des bactéries résistantes à 3, 4, 5 voire 9 antibiotiques différents, laissant, en cas d'infection humaine, très peu d'option thérapeutique.

Tableau (17) : Résultats du test de sensibilité des staphylocoques aux antibiotiques

ATB Souches	GM	K	FA	OX	RA	DA
E3 S2	S	S	R	R	R	R
E3S3	S	S	S	R	R	S
E3 S6	S	S	R	R	R	R
E3 S7	S	S	S	R	R	S

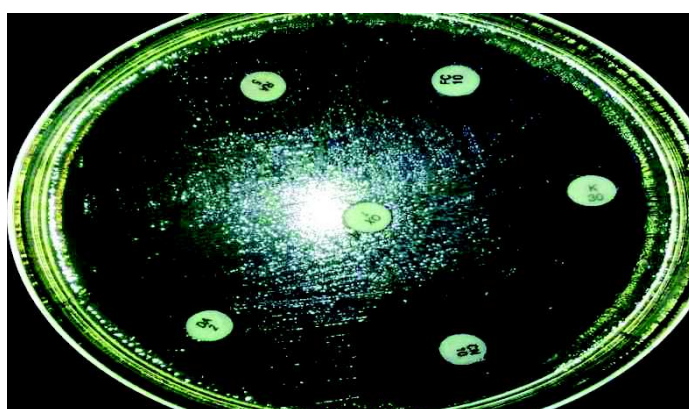


Figure (36) : Photographie des résultats du test d'antibiogramme des *staphylocoques*

Photo prise au laboratoire de microbiologie, département de biologie appliquée

Université Larbi Tébessi Tébessa par Rezkallah et Yousfi 2016

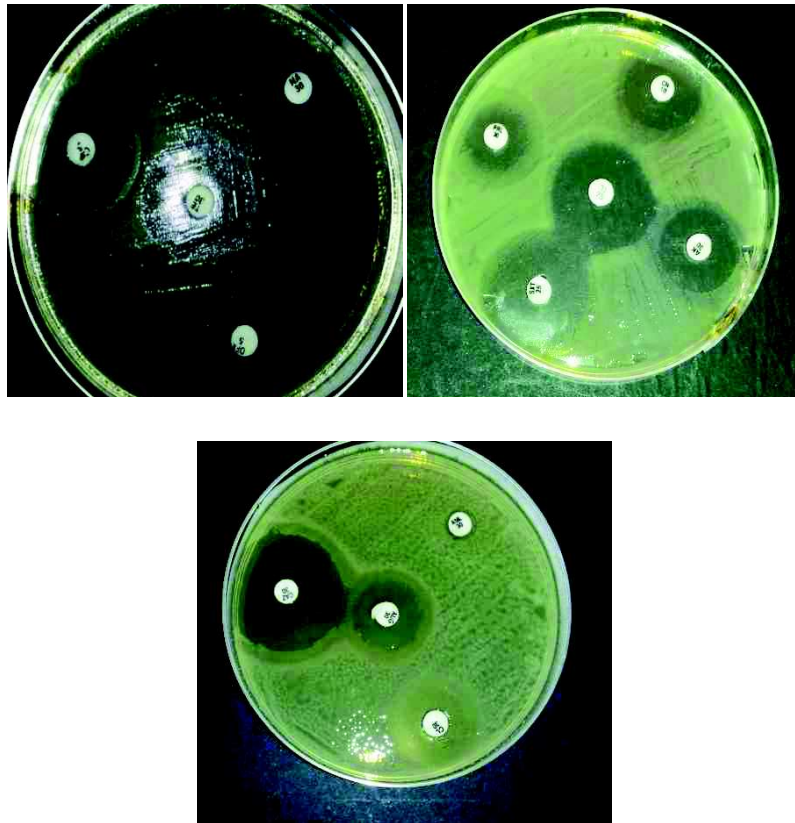


Figure (37) : Photographie des résultats du test d'antibiogramme des entérobactéries

Photo prise au laboratoire de microbiologie, département de biologie appliquée

Université Larbi Tébessi Tébessa par Rezkallah et Yousfi 2016

Tableau (18) : Répartition des souches isolées selon leur sensibilité vis-à-vis des antibiotiques

Antibiotiques	Sigle	Nombre de souches (pourcentage des souches)		
		Résistante	Sensible	Intermédiaire
Amoxicilline + acide clavulanique	AMC	19 (16,34%)	21 (51,21%)	1 (2,43%)
Amoxicilline	AMX	30 (73,17%)	10 (24,39%)	1 (2,43%)
Céftazidime	CAZ	9 (21,95%)	32 (78,04%)	0
Ticarcline	TIC	33 (80,48%)	8 (19,51%)	0
Céfaloxine	CL	6 (14,63%)	35 (85,36%)	0
Pipéracilline	PIP	15 (36,58%)	19 (46,34%)	7 (17,07%)
Amikacine	AN	0	41 (100%)	0
Gentamicine	GM	2 (4,87%)	38 (92,68%)	1 (2,43%)
Tétracycline	TE	31 (75,60%)	10 (24,39%)	0
Acide nalidixique	NA	28 (68,29%)	9 (21,95%)	4 (9,75%)
Ofloxacin	OFX	12 (29,26%)	18 (43,90%)	11 (26,82%)
Ciprofloxacine	CIP	3 (7,31%)	35 (85,36%)	3 (7,31%)
Sulfaméthoxazole +,Triméthoprime	SXT	20 (48,78%)	21 (51,21%)	0

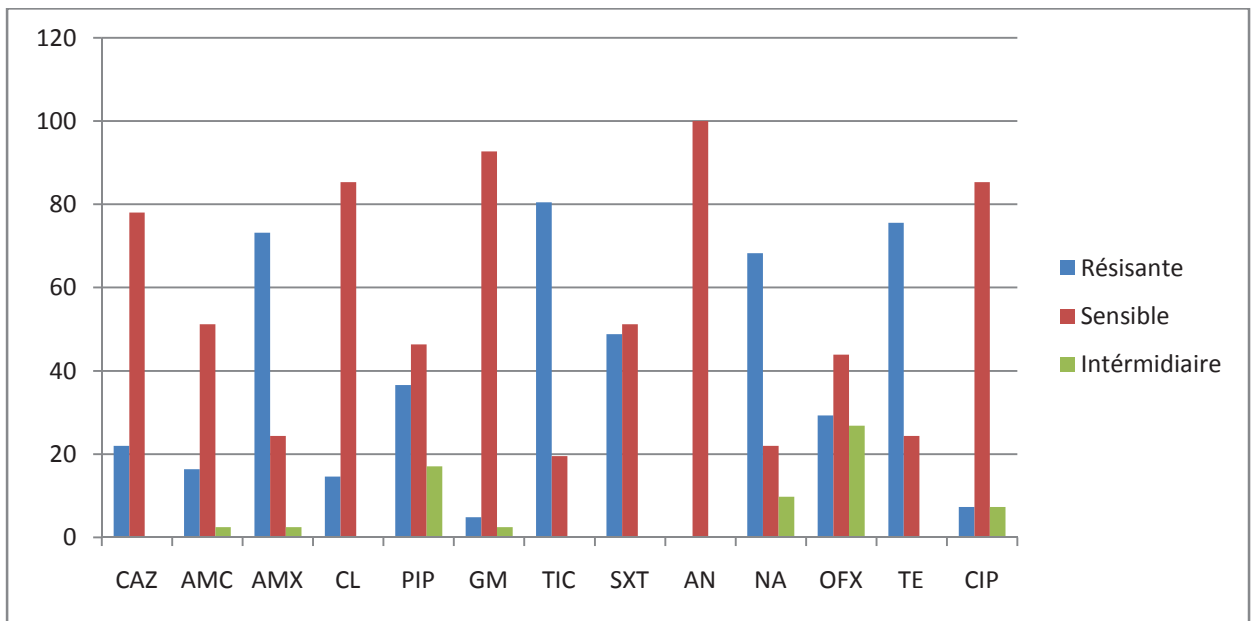


Figure (38) : Répartition des souches selon la sensibilité aux ATB

Les résultats obtenus nous ont permis de constater que :

- ✓ Les antibiotiques utilisés sont plus au moins actifs sur les souches.
- ✓ Les antibiotiques les plus actifs par ordre décroissant sont : AN(100%), GM (92,68%), CL(85,36%), CAZ(78,04%), AMC et SXT (51,21%), PIP (46,34%), OFX(43,90%), AMX et TE(24,39%), NA(21,95%), TIC(19,51%), CIP(7,31%), et AN(0%).
- ✓ Les résistances les plus marquées ; CIP(85,36%), TIC(80,48%), TE(75,60%), AMX(73,17%), NA(68,29%), SXT(48,78%), AMC(46,34%), PIP (36,58%), OFX(29,26%), CAZ(21,95%), CL(14,63%), et GM(4,87%).
- ✓ La collection de nos souches est généralement résistante à un grand nombre d'antibiotiques normalement actifs sur les bacilles Gram négatifs.

IV-2 Entérobactéries multi-résistantes

Selon les recommandations du comité de l'antibiogramme de la société française de microbiologie (CA-SFM, 1999), étaient définies comme multirésistantes, les souches résistantes (R+I) à au moins un antibiotique de trois familles d'antibiotiques différentes parmi les suivantes : β -lactamines, quinolones, aminosides, sulfamides (cotrimoxazole).

En partant de cette définition, le taux de détection des entérobactéries multirésistantes dans notre étude est de 46.34%. 19 souches ont montré une multi-résistance sur 41 souches isolées).

Ce taux est proche des données retrouvées en Suisse qui ont relevées que ces bactéries multi-résistantes peuvent être mises en évidence dans presque la moitié des troupeaux de volailles de chair. Les bactéries multi-résistantes sont aujourd'hui au cœur des débats publics. La présence fréquente de ce genre de bactéries chez les volailles de chair et dans la viande de volaille est également régulièrement évoquée. Ces dernières années, en Suisse comme à l'étranger, les entérobactéries (bactéries intestinales) productrices de BLSE ont également été de plus en plus souvent mises en évidence chez les animaux de rente en bonne santé, et en particulier chez les volailles. Ces animaux sont porteurs de ce genre de bactéries multi-résistantes dans leurs intestins (ROGER 2015).

Selon nos résultats les souches multi-résistantes sont :

Tableau (19) : Répartition des souches multi-résistantes selon les antibiotiques auxquels elles présentent une résistance

Souches	PROFIL
CFE1S3	AMX, TIC, PIP, NA, OFX, SXT
CFE1S7	TIC, PIP, NA, OFX, SXT
CF E3 S1	AMX, CAZ, TIC, PIP, NA, OFX, SXT
CF E3 S2	AMC, AMX, CAZ, TIC, PIP, SXT, OFX
CF E3 S5	AMC, AMX, TIC, NA, SXT
CF E3 S7	AMX, TIC, PIP, NA, SXT
CF E3 S8	AMX, TIC, PIP, NA, OFX, SXT
E2 SSP4	AMC, AMX, TIC, PIP, NA, SXT
E2 SS P7	AMC, AMX, CAZ, TIC, PIP, NA, OFX, SXT
SS E1 S4	AMC, AMX, TIC, PIP, NA, OFX, GN, AK, SXT
SS E2 S1	TIC, NA, OFX, SXT
SS E2 S2	AMC, AMX, TIC, CL, NA, OFX, SXT
SS E2 S3	AMX, TIC, PIP, OFX, GN, SXT
SS E3 S1	AMC, AMX, CAZ, TIC, CL, PIP, NA, OFX, CIP, GN, SXT
SS E3 S2	AMC, AMX, TIC, NA, OFX, SXT
SS E3 S3	AMC, AMX, TIC, CL, PIP, NA, OFX, SXT
SS E3 S4	AMC, AMX, TIC, PIP, NA, OFX, SXT
SS E3 S5	AMC, TIC, PIP, NA, SXT
SS E3 S6	AMC, TIC, NA, SXT

IV-3 Etude statistique de la sensibilité des souches aux antibiotiques

La lecture du test de l'antibiogramme pour les souches isolées et la détermination de la similarité entre ces souches repose sur l'établissement d'un dendrogramme qui rapporte les diamètres des zones d'inhibition de chaque antibiotique testé sur ces souches.

Les résultats de l'antibiogramme de 41 isolats étudiés par une CAH (Classification Ascendante Hiérarchique). Nous avons réalisé des tableaux qui illustrent les diamètres des zones d'inhibition des antibiotiques sur les souches étudiées. Le reste des calculs est effectué à l'aide du logiciel XLstat.

Les 41 isolats sont notés en ordonnée, regroupés en fonction de leur similitude, et en abscisse les distances taxonomiques qui représentent la similarité entre les souches (figure 38).

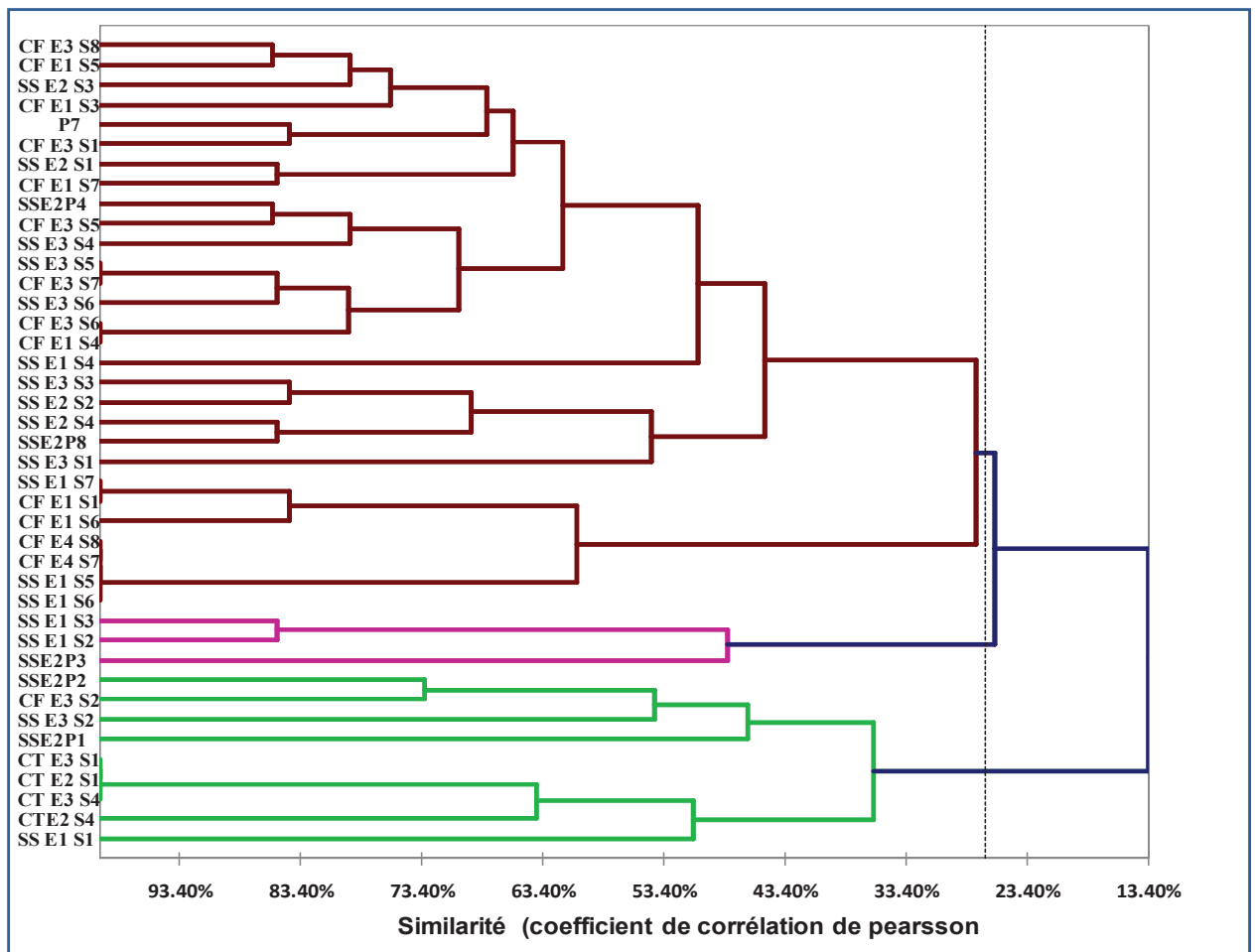


Figure (39) : Dendrogramme représentatif de la classification, réalisée à partir de l'étude de la sensibilité des souches étudiées aux antibiotiques.

Une coupure arbitraire de l'arbre regroupe les isolats en groupes. La détermination du niveau de coupure donne la distance taxonomique (0.26) 26% comme la plus propice pour l'obtention de groupes d'isolats homogènes : CA'1, CA'2 et CA'3.

Le groupe CA'1 est composé de 9 souches (SSE2P2, CFE3S2, SSE3S 2, SSP1E2 CTE3S1, CTE2S1, CTE3S4, SSE1S1) ce groupe est assez homogène et les profils de sensibilités des souches vis-à-vis des antibiotiques testés sont presque identique. Les souches de ce groupe sont caractérisés par une sensibilité aux CL, AMX, AMC et TC par rapport aux souches du groupe CA'2 et CA'3.

Le groupe CA'2 regroupe 29 souches (SSE1S6, SSE1S5, CFE4S7, CFE4S8 , CFE1S6, CFE1S1, SSE1S7, SSE3S1, SSE2P8 , SSE2S4, SSE2S2, SSE3S3, SSE1S4, CFE1S4, CFE3S6, SSE3S6, CFE3S7, SSE3S5, SSE3S4, CFE3S5, SSE2P4, CFE1S7, SSE2S1, CFE3S1, SSE2P7, SSE1S3, SSE2S3, CFE1S5, CFE3S8).les souches de ce groupe sont caractérisées par une résistance à l'acide nalidixique, Gentamicine et Ciprofloxacine. Selon **CA-SFM (2015)**,Les souches de Salmonella spp résistantes à l'acide nalidixique doivent être catégorisées résistantes aux fluoroquinolones. Les souches categorisées sensibles à l'acide nalidixique peuvent être rendues sensibles à la moxifloxacine, à la ciprofloxacine et à l'ofloxacine.En cas de résistance à l'acide nalidixique, la sensibilité des fluoroquinolones doit être déterminée.

Le groupe CA'3 est composé de 03 souches (SSE2P3, SSE1S2, SSE1S3), elles sont caractérisées par leurs résistances aux AMC, AMX, TC, CP et OFX.

Conclusion

Conclusion

La production de volaille se développe de plus en plus en Algérie et tend à se moderniser. Cependant, cette viande de volaille destinée à la consommation locale n'a jamais bénéficiée de contrôle comme pour les produits exportés qui doivent se plier aux normes sanitaires nationales.

Ces denrées peuvent présenter un risque pour la santé humaine car elles peuvent être contaminées par des germes pathogènes.

Cette étude réalisée sur quatre échantillons de viande de poulet de chair a atteint les objectifs assignés.

*Les flores dénombrées (flore aérobie mésophile totale, coliformes fécaux salmonelles, staphylocoques et sulfite réducteurs) sont présents sur les quatre échantillons de viande de poulet de chair avec des taux supérieurs à la norme nationale fixée pour les volailles.

*A l'issue de ce travail quarante cinq (45) souches ont été isolées, purifiées et identifiées à partir de quatre échantillons de viande de poulet de chair commercialisées à Tébessa.

*L'identification des souches a été réalisée par la détermination des caractéristiques morphologiques, physiologiques et biochimiques.

*L'analyse des résultats obtenus par l'identification spécifique des staphylocoques nous ont permis de constater que les isolats sont identifiés comme *Staphylococcus spp.*

L'identification des isolats d'entérobactéries nous ont permis de constater que les 41 souches se divisent en 6 genres avec une prédominance du genre *Serratia*, avec un pourcentage (39,02%), le genre *Escherichia* et *Raoultella* en deuxième position avec un pourcentage de (21,95%), suivi par le genre *Salmonelle* avec (12,2%) et en dernière position *Enterobacter* **et** *Shigella* avec (2,44%) pour chacun des deux genres.

*La résistance aux antibiotiques montre une résistance à 100% des *staphylocoques* à l'oxacilline et à la rifampicine et une sensibilité à 100% à la gentamicine et à la Kanamycine.

Pour les entérobactéries les antibiotiques utilisés sont plus au moins actif sur les souches.

Toute fois, les souches isolées sont :

Sensibles à 100% à l'amikacine, à 92,68% à la gentamicine, et à 85,36% à la cefalexine et la ciprofloxacine. D'autres sensibilités existent mais, avec des taux plus faible.

Résistantes à 80.48% à la ticarcilline, à 75.60% à la tetracycline, et à 73.17% à l'amoxicilline. Elles sont résistantes à d'autres antibiotiques mais, avec des proportions plus faibles.

Le taux de détection des entérobactéries multi-résistantes montre que 19 souches (46.34%) sont multi-résistantes sur les 41 souches isolées.

L'étude du degré de similarité des souches isolées a permis d'obtenir trois classes distinctes d'entérobactéries. Ces classes sont caractérisées par leur résistance aux antibiotiques comme suite :

Le groupe CA'1 : regroupe 9 souches qui sont caractérisées par leurs résistances à la cifladizime, l'amoxicilline + clavulanique, l'amoxicilline et la ticarcilline par rapport aux souches du groupe CA'2 et CA'3.

Le groupe CA'2 regroupe 29 qui sont caractérisées par leurs résistances à l'amoxicilline, la pipéracilline, la ticarcilline, l'acide nalidixique, l'ofloxacine et la tetracycline.

Le groupe CA'3 est composé de 03 souches qui sont caractérisées par leurs résistances aux antibiotiques suivants : Amoxicilline + acide clavulanique, amoxicilline, ticarcilline, ciprofloxacine et l'ofloxacine.

Perspective

Ces résultats montrent que la viande du poulet de chair commercialisée à Tébessa n'offre pas une garantie suffisante de salubrité notamment avec une contamination aussi importante que celle trouvée dans cette étude. Des efforts restent à faire sur toute la chaîne de la production à la vente en passant par l'abattage pour présenter un produit final de qualité capable de mettre en confiance le consommateur. Celui-ci cherche en effet un produit sain, bon marché et bien présenté : il apparaît nécessaire que les acteurs de cette filière se regroupent au sein d'une organisation interprofessionnelle destinée à l'amélioration technique de tous les maillons de la chaîne. Il serait intéressant de mesurer l'impact véritable de la consommation de poulet de chair sur la santé du consommateur en faisant des études plus approfondies sur les bactéries qui envahissent cette viande. Une bonne sensibilisation des abatteurs de volaille à travers des formations pourrait permettre à ces derniers d'avoir une meilleure maîtrise des techniques modernes d'abattage.

Références bibliographiques

A

ADINGRA A.A., KOUADIO A.N. ET KOUASSI' A.M, 2011. Centre de Recherches Océanologiques BP V 18 Abidjan, Côte d'Ivoire les *escherichia coli* enterohémorragiques (EHEC) 0157:H7 : Un problème de santé publique , F. Tech. & Doc. Vulg. : 22-27

AFSSA, 2000. - Risques de contamination bactérienne, Rapport du groupe de travail «Alimentation animale et sécurité sanitaire des aliments». Direction De L'évaluation Des Risques Nutritionnels Et Sanitaires P : 136 – 139.

AHCÈNE KACI et MOURAD BOUKELLA Cahiers du CREAD n°81-82, 2007, pages 129-153.

ALOGNINOUIWA T, 1992 ; In manuel de pathologie aviaire. La tuberculose aviaire. Edition : Maison Alfort, P 261 – 266.

ALLOUI et al. 2013

AMARA A, BADOU M., FAID M. & BOUZOUBAA K.1994 Microbial contamination of poultry slaughtered in traditional shops in Morocco. *MicrobiologieAliments- Nutrition* 12: 323-327.

AMMAR AYACHI, 2010. Thèse doctorat en sciences. Option : Pathologie des animaux domestiques, épidémiologie de salmonella typhimurium et salmonella enteritidis dans la filière avicole. Septembre 2010.

ARICI et al, 2004

B

BACON R.T., BELK K.E., SOFOS J.N., CLAYTON R.P., REAGAN J.O., SMITH G.C. Microbial populations on animal hides and beef carcasses at different stages of slaughter in plants employing multiple-sequential interventions for decontamination. *J. Food Prot.*, 2000, 63, 1080-1086

BAILY J.S., THOMSON J.E. and COX N.A. 1987. Contamination of poultry during processing. In «The microbiology of poultry meat products» Ed. Cunningham f.e., cox n.a. food science technology. academie press inc.193-122

BASCOMB et MANAFI, 1998

BEZZALLA et GOUTAYA, 2003. Etude de la qualité microbiologique du lait camelin collecté localement en mi-lactation, mémoire magister académique, Spécialité :Microbiologie appliquée, Université kasdi Merbah Ouergla,p27,28.

BOURGEOIS, et al, 1996. MICROBIOLOGIE ALIMENTAIRE, Aspect microbiologie de la sécurité et de la qualité des aliments, P : 314-326

Bonnet, R. (2004). Growing group of extended-spectrum β -lactamases: the CTX-M enzymes. *Antimicrob Agents Chemother.*, 48 : 1-14.

Bouvet, P. (2001). Bulletin trimestriel du Centre de Référence des *Salmonella* et *Shigella* : les points essentiels pour 2000, Centre National de Référence des *Salmonella* et *Shigella*, Institut Pasteur, Paris, France.

BERRANG M.E., BUHR R.J., CASON J.A., DICKENS J.A. Microbiological consequences of skin removal prior to evisceration of broiler carcasses. *Poult. Sci.*, 2002, **81**, 134-138.

BENSINK J.C. & BOTHAM F.P.1983 Antibiotic resistant coliform bacilli, isolated from freshly slaughtered poultry and from chilled poultry at retail outlets. *Aust. Veto J.* 60: 80-83.

BURNS, A., et al. 2014, *A longitudinal study of Staphylococcus aureus colonization in pigs in Ireland.* Veterinary Microbiology,. 174(3): p. 504-513.

BioMérieux, api-Staph. 2002: Marcy l'étoile, France.

C

CLARK D.S., 1968. Growth of *Pseudomonas* and achromobacter on chicken skin. Poultry Sci., **47, 5** : 1575-1578.

CHASLUS-DANCLAE.&LAFONTJ.P.1985.IncHplasmidsin *Escherichia coli* strains isolated from broiler chicken carcasses. *Appl. Environ. Microbiol.* 49(4) : 1016-1018.

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

Corne, P., *Staphylococcus aureus dans un service de réanimation: étude génétique, phénotypique et épidémiologique.* thèse. 2004, Montpellier 1.

Couture, B., *Bactériologie médicale troisième édition.* 1997: Décarie éditeur Québec.

CARDINALE E ET DROUIN P. , 1999. In La production de poulets de chair en climat chaud. ITAVI. Biosécurité et décontamination en production de poulets de chair en climat chaud. P 96-109.

CA-SFM ,2015. Comité de l'antibiogramme de la société française de microbiologie, recommandation 2015.

CA-SFM ,2010. Comité de l'antibiogramme de la société française de microbiologie, recommandation 2010.

CA-SFM, 1999, Comité de l'antibiogramme de la société française de microbiologie, recommandation 1999.

D

D'AOUST J.Y. *Salmonella.* In : Labbé R.G., García S. (Eds.), Guide to foodborne pathogens. John Wiley : New York, 2001, 163-191

DAYON et ARBELOT, 1997

DE BUCK J., VAN IMMERSEEL F. , HAESEBROUCK F. , DUCATELLE R. Colonization of the chicken reproductive tract and egg contamination by *Salmonella*. *J. Appl. Microbiol.*, 2004, 97, 233- 245.

DELARRAS, 2007

DENIS et al 2007

DESBOIS J.C. 1986. Influence of resident *Salmonella* on contamination of broiler flocks. *Poul . Sei.* 65,P; 2034-2039

DIOUF, 2006

DONALDSON J, JONES D. M ET COLWELL R. R, 1996 Microbial Ecology of *Campylobacter jejuni* in a United Kingdom Chicken Supply Chain: Intermittent Common .Source, Vertical Transmission, and Amplification by Flock Propagation. *Applied And Environmental Microbiology*, Dec. 1996. P ; 4914 – 462.

DOUGHERTY et SEIBOLD, 1965. the effect of scald water temperature on the histological apperearance of chicken skin. *Avian diseasrs*, 9:570-578,

DR. DANIELLE CLAVE 2013. Résistances naturelles des Staphylocoques

DROMIGNY 2012

DROUIN P ET TOUX J. Y. , 2000 , *Revue sciences et technologies avicoles*, numéro hors série : la maîtrise en élevage avicoles, La décontamination des poulaillers de volailles au sol. Septembre 2000. P 39 – 52.

E

ELGROUD 2009

ERNST R et al. 1998. *Broiler Care Practices* Published by the University of California, Davis; Second Edition, May 1998. P 1 – 24.

ERIC DROMIGNY 2011.Les critères microbiologiques des denrées alimentaires : Règlementation, agents microbiens, autocontrôle. Ed tec et doc 2011.

EUZEBY J.P. 2003. *Dictionnaire de Bactériologie Vétérinaire*. SERRATIA. Sur le liens : <http://www.bacterio.cict.fr/bacdico/>

F

FALKOW S. 1975 *Infectious drug resistance*. Pion, London.

FATOU tall, mémoire de diplôme d'études approfondies de productions animales, Qualité bactériologique de la viande de poulet de chair au Sénégal, incidence des conditions d'élevage et d'abattage des volailles, 2003, P :7-10.

FILALI E., BELL J.G., EL HOUADFI M, HUGGINS M.B. & COOK J.KA(1988)
Antibiotic resistance of *Escherichia coli* strains isolated from chickens with colisepticaemia in Morocco. *Cmp. Immun. Microbiol. Infect. Dis.* 11(2) P: 121-124.

FENARDJI F, 1990. "Organisation, performances et avenir de la production avicole en Algérie", in Options Méditerranéennes, série A, n° 7.

FERRARA, 1989. Science et vie. Paris. p 164.

FERRAH A, 1996. Bases économiques et techniques de l'industrie d'accoupage "Chair" et "ponte" en Algérie. ITPE, Alger. p 96.

FERRAH, 2004 Les systèmes d'élevage en Algérie cas des petits élevages, OFAAL. p 30.

FESSLER, A.T., et al 2011., *Characterization of methicillin-resistant Staphylococcus aureus isolates from food and food products of poultry origin in Germany*. Applied Environmental Microbiology,. 77(20): p. 7151-7.

FRIEND M ET FRANSON J. C. , 1999., Field Manual of Wildlife Diseases . General Field Procedures and Diseases of Birds. Avian cholera, Tuberculosis, Salmonellosis, Chlamydiosis, Mycoplasmosis, Candidiasis, Avian pox, Newcastle disease, Avian influenza, Edition : USGS, P 75 – 184.

G

GANGOUE PIEBOJI, 2000

GANGOUE PIEBOJI, 2007

G.C. 1982. Microbiology of poultry and game bird. In «Meat microbiology ». Ed.M.H.BROWN. Apply Science Publishers. P: 67-101.

GHA FIR Y et DAUBE G, 2007. Formation continue - Articles de synthèse. Le point sur les méthodes de surveillance de la contamination microbienne des denrées alimentaires d'origine animale, Ann. Méd. Vét., 151, P : 79-100.

Gordon, R.J. and F.D. Lowy, 2008. *Pathogenesis of methicillin-resistant Staphylococcus aureus infection*. Clinical Infectious Diseases,. 46(Supplement 5), P: S350-S359.

Gross W.B.1991. Colibacillosis. *In Diseases of poultry*, Hofstad M.S., Barnes H.J., Calnek B.W., Beard C.F., Reid W.M. & Yoder H.W., Jr (Editors). Iowa State University Press, Ames, Iowa, P: 138-144.

GUSILS ET AL, (2010)

GUINÉE P .AM. (1971) Bacterial drug resistance in animals. *Annals of the New York Academy of Science*, 182 P: 40-50.

H

HAFFAR A. 1992. In manuel de pathologie aviaire. Hemophillose aviaire (coryza infectieux). Edition : Maison Alfort, P 251 – 255.

HALASSI, 2009

HANES. D, 2003. Nontyphoid *Salmonella*. In: Miliotis M.D., Bier J.W. (Ed.), *International handbook of foodborne pathogens*. Marcel Dekker: New York. P: 137-149.

HAMANN F., DEHAUMONT P. 1991. Œufs et toxi-infections alimentaires à *Salmonella*. *B.E.H.* 25/91. 104-105.

HOSEK, G., LESCHINSKY, D.D., IRONS, S. & SAFRANEK, T.J. (1997). Multidrug-resistant *Salmonella* serotype *Typhimurium*-United States. *Morbidity Mortality Weekly Report.*, 46, P: 308-310.

HOWE K, LINTON AH. & OSBORNE AD. 1976. The effect of tetracycline on the coliform gut flora of broiler chickens with special reference to antibiotic resistance and O-serotypes of *Escherichia coli*. *J. Appl. Bacteriol.* 41: 453-464.

HUMBERT F., CHOLAT P., LALANDE F., 1993. Essai de quantification des Salmonelles par une méthode du nombre plus probable miniaturisée. *Société Française de Microbiologie. Colloque des 28 et 29 avril.* P : 61-71.

HUMBERT F et POMMIER P. 1988. L'aviculture française. L'eau – La qualité de l'eau en élevage avicole. Edition : Rosset. P 371 – 374.

HUTCHISON M.L., WALTERS L.D., MEAD G.C., HOWELL M., ALLEN V.M, 2006. An assessment of sampling methods and microbiological hygiene indicators for process verification in poultry slaughterhouses. *J. Food Prot.*, , 69, P;145-153.

I

ICFM, 1996. INTERNATIONAL COMMISSION FOR THE MICROBIOLOGICAL SPECIFICATIONS FOR FOODS *Microorganisms in foods: 5. characteristics of microbial pathogens.* Aspen Publishers: London, 513 pp.

IDOUI ET KARAM (2008)

J

JEAN FRANÇOIS DAYON et BRIGITTE ARBELOT, 1997. Guide d'élevage des volailles au Senegal.

JOUANDON H. 1981 Contribution à l'étude des moyens de transport industriels de volailles: Analyses de quelques données techniques et microbiologiques concernant leur nettoyage et leur désinfection. Thèse Med.Vet. ENV d'Alfort. 102 pages.

JORA 035 du 27/05/1998. Arrêté interministériel du 25 Ramadhan 1418 correspondant au 24 janvier 1998 modifiant et complétant l'arrêté du 14 Safar 1415 correspondant au 23 juillet 1994 relatif aux spécifications microbiologiques de certaines denrées alimentaires ;P 7.

JOUAHRI 2009

JOSEPH-PIERRRE GUIRAUD et JEAN-PHILIPPE ROSEC, Pratique des normes en microbiologie alimentaire, AFNOR 2004, P : 204.206

K

Kaci, A., Nouri, M., Ferrah, A., Kabli, L. et Azzouz, H. 2001. Conduite des élevages de poulets de chair en Algérie: Un sous- équipement chronique. Agroligne n° 18. Novembre-Décembre 2001: 17-19.

KANKI, M., YODA, T., TSUKAMOTO, T., SHIBATA, T., 2002. Klebsiella pneumoniae produces no histamine: Raoultella planticola and Raoultella ornithinolytica strains are histamine producers. Appl. Environ. Microbiol. 68, 3462–3466.

KRAUSS H., WEBER A., APPEL M., ENDERS B., ISENBERG H.D., SCHIEFER H.G., SLENCZKA W., VON GRAEVENITZ A., ZAHNER H, 2003. Zoonoses: infectious diseases transmissible from animals to humans. ASM Press: Washington, 456 p.

L

LAISNEY, M.J., et COLIN, P., 1993. Evaluation du niveau de contamination des carcasses de volailles par *Campylobacter* spp. Huitième colloque de la société française de microbiologie 28-29 Avril, Paris.

LAHELLEC C., COLIN P., BENNNJEAN G., PAQUIN J., GUILLERM A., and DESBOIS J.C. 1986. Influence of resident *Salmonella* on contamination of broiler flocks. Poultry Sci. 65, 2034-2039.

LAHELLEC C., et MEURIER C., ; 1971, contamination de la peau des volailles par des staphylocoques présumés pathogènes en différents points de deux chaînes d'abattage. Bull. inf. avic. Ploufragan, 11, 4 :122-125

LAHELLEC C., COLIN P., MEURIER C., 1977. Origine et caractérisation des souches de *Staphylococcus aureus* présents sur les carcasses de volailles et dans les produits transformés. Bull, inf. Stat. Avic. Ploufrag, 17, P : 84-98

LANCE (2011

LARPENT (1997),

LAROUSSE, 2000. Science de la vie, Ed France, Paris, pp 464- 465.

LEBRES, 2008).

LECOANET J. 1992., In manuel de pathologie aviaire. Salmonelloses aviaires. Edition : Maison Alfort, 1992. P 225 – 235.

LE MINOR L 1984., Genus III. *Salmonella*. In : Krieg N.R., Holt G.H. (Eds.), Bergey's manual of systematic bacteriology (Volume 1). Williams and Wilkins : Baltimore, 427-458.

LEROY et al, 2007

LEVEAU & BOUIX, 1980

LEVY S.B., FITZGERALD G.B. & MACONE AB.1976 .Spread of antibiotic-resistant plasmids from chicken to chicken and from chicken to man. *Nature*, 260: 40-42

LINTON AH., HOWE K, HARTLEY C.L., CLEMENTS H.M., RICHMOND M.H.& OSBORNE AD.1977 .Antibiotic resistance among *Escherichia coli* O-serotypes from the gut and carcasses of commercially slaughtered broilers chickens: a potential public health hazard. *J. Appl. Bacteriol.* 42:365-378.

LEVEAU & BOUIX, 1980

M

MARANGOS T. 2002., The Myth...and the Reality...in meeting biosecurity targets. Biosecurity- Importance Of Clean Feed P 7 – 8.

MARIS P. 1985 ., Efficacité des désinfectants en élevage; leur rôle et les difficultés d'évaluation de leur activité. Rev. Inst. Past. Lyon., 18, 3. P 149-163

MEAD G.C., HUDSON W.R., HINTON M.H, 1993., Microbiological survey of five poultry processing plants in the UK. *Br. Poult. Sci.*, **34**, 497-503.

M.C, 1995

N

N. ALLOUI, N. GUERGUEB AND A. AYACHI, 2013. "Relationship between the slaughtering hygienic practices and bacterial contamination of poultry carcass in the Biskra region (Algeria)," Institut Technique de l'Aviculture, pp. 480-484.

NATIONAL REFERENCE CENTRE FOR SALMONELLA AND SHIGELLA, Annual report on human *Salmonella* and *Shigella* in Belgium 2005. Scientific Institute of Public Health : Brussels, 2006, P : 48.

NEWELL D.G et FEARNLY C., 2003. Sources of *Campylobacter* colonization in broiler chickens. Applied Environmental Microbiology, Vol 69, Num 8 , August 2003. P 4343 – 4351.

NOUAD M.A, 2011., Étude technico-économique de projets de valorisation/gestion de déchets liés à la filière avicole en Algérie.

NOTERMANS S., VAN LEEUWEN W.J., ROSER J.A., 1983, *Staphylococcus* indigenous to poultry processing plants: persistence, enterotoxigenicity and biochemical characteristics. Comptes rendus du 6e symposium sur la qualité des viands de volailles (Association mondiale pour la science avicole), 225-226.

N. VAN EEKEREN, A. MAAS, H.W. SAATKAMP, M. VERSCHUUR, 2004. L'aviculture à petite échelle dans les zones tropicales, Agrodok 4.

O

OFAL, 2001. "Observatoire des filières avicoles". Rapports annuels 1999 à 2001, Alger.

OFIVAL, "Le marché des produits avicoles dans le monde". Rapports 2002 à 2004. Alger.

OMS, 2001. WHO Global Strategy for Containment of Antimicrobial Resistance.

O.M.S., 2005

ORGANISATION INTERNATIONALE DE NORMALISATION ISO, 2003, 17604 : microbiologie des aliments : prélèvement d'échantillons sur des carcasses en vue de leur analyse microbiologique. Organisation internationale de Normalisation : Genève, 15 p.

ORGANISATION INTERNATIONALE DE NORMALISATION ISO, 2003, 16140 : microbiologie des aliments : prélèvement d'échantillons sur des carcasses en vue de leur analyse microbiologique. Organisation internationale de Normalisation : Genève, 85 p.

P

P. BERNANOSE, D,- Contamination au 'STAPH de la moitié de la viande et de la volaille aux Etats-Unis-Clinical Infection Diseases. Cette actualité a été publiée le 15/04/2011 de

publication, avec la collaboration de P. Pérochon, diététicien-nutritionniste, coordinateur éditorial. See more at: <http://blog.santelog.com/2011/04/15/contamination-aue2%80%9Cstaph%e2%80%9D-de-la-moitie-de-la-viande-et-de-la-volaille-aux-etats-unis-clinical-infectious-diseases/#sthash.ZZvzwOCU.dpuf>

PEARSON A. D, GREENWOOD M. H, FELTHAM R. K. A, HEALING T. D et STORDEUR P ET MAINIL J. 2002 ., La colibacillose aviaire. Ann. Méd. Vét. 146. P 11 – 18.

PEARCE R.A., BOLTON D.J, 2005, Excision vs sponge swabbing : a comparison of methods for the microbiological sampling of beef, pork and lamb carcasses. *J. Appl. Microbiol***98**, 896-900.

PEI, Z., et al., Cloning, Expression, and Purification of a New Antibacterial Substance Gene From Larvae of *Musca domestica* (Diptera: Muscidae). *Journal of Insect Science*, 2014. **14** (1): p. 253.

PERRON, G.G., QUESSY, S., LETELLIER, A. & BELL, G. (2007). Genotypic diversity and antimicrobial resistance in asymptomatic *Salmonella enteric* serotype *Typhimurium*. *Infect Genet Evol.*, **7** : 223-228.

PROTAIS J. et LAHELLEC C.1989. Transmission verticale des Salmonelles chez la poule: exemple de *Salmonella Enteritidis*. *Sciences des Aliments*. 9 (Hors Série X) ,43-5Ü.

R

R. ELGROUD, F. ZERDOUMI M. BENAZZOUZI, C. BOUZITOUNA, S. GRANIERA., BRISABOIS, B. DUFOUR, Y. MILLEMANN, 2008. Contaminations du poulet de chair par les salmonelles non typhiques dans les élevages et abattoirs de la wilaya de Constantine. *Sciences & Technologies C – N°27*, pp.37-48.

ROBERTS, T. Microbiological problems of freezing cold storage and thawing of meat. In : *Meat freezing. Why and how?* M. R. 1. Symposium 3 ~ Langford 20, 1,20 - 9. (1982

ROGER STEPHAN (2015) Etude sur la transmission des bactéries multi-résistantes chez les volailles de chair. Comment nos volailles contractent-elles les germes BLSE ? *Aviculture Suisse* édition 1/15. Institut de sécurité et d'hygiène alimentaires, Faculté Vetsuisse, Université de Zürich : www.aviforum.ch/downloads/ESBL_Geflügel_F_SGZ_01_15.pdf

ROSSET, R. Les "méthodes de stabilisation de la flore microbienne (1) La réfrigération (161-168). In: *Hygiène et Technologie de la viande fraîche*. -Paris: Edition du CNRS, 1985. -352 p

S

SALVAT G., ALLO J.C and COLIN. 1993. Evolution of Microbiological

Contamination of Poultry carcasses during Slaughtering : a survey on 12 french abattoirs. In « Qualité des produits Avicoles ». II ème Symposium Européen sur la qualité de la viande de volaille; Tours, France, 4-8 Octobre. P : 562-568.

SALVAT G. 1994. Influence de la durée et des conditions de conservation sur la croissance des microorganismes. Les bactéries responsables de l'altération des aliments. La Bretagne Agro-Alimentaire. Mai-Juin. P : 4-13.

SALVAT, Q; DEFRIGNIES, A; ROSSO, L et COLIN. P, 1995. La chaîne de froid dans les produits de dindes. Gén. Froid. 1995, 30. 30-36.

SMAIL AMGHROUS et SLIMANE BEDRANI, 2007. Cahiers du CREAD n°79-80, , pages 53-76.

SMITH D.P., CASON J.A., BERRANG M.E, 2005. Effect of fecal contamination and cross-contamination on numbers of coliform, *Escherichia coli*, *Campylobacter*, and *Salmonella* on immersionchilled broiler carcasses. *J. Food Prot.*, **68**, 1340-1345.

T

THOMAS C.J. et MC MEEKIN T.A. 1980. Contamination of broiler carcass skin during commercial processing procedures: an electron microscopy study. *Appl. Environ. Microbiol.*40:133-144

V

VAN EEKEREN, MAAS, SAATKAMP, VERSCHUUR, 2006 (Fondation Agromisa et CTA, Wageningen).

VENNE D, 1992. In manuel de pathologie aviaire. Bordetellose, Edition : Maison Alfort, P 277 – 279.

W

WEILL F.-X. 2009. Salmonella: épidémiologie, typage et résistance aux antibiotiques. Centre national de référence des Salmonella Laboratoire des bactéries pathogènes émergentes. Institut Pasteur Elsevier Masson SAS. *Revue Francophone Des Laboratoires*.

Y

Y. LE LOIR, F. BARON AND M. GAUTIER, 2003., “Staphylococcus aureus and food poisoning,” *Genet Mol Res*, vol. 2, no. 1, pp. 63-76.

Annexes

I-Milieus de culture

I-1 milieux de base

▪ Gélose nutritive

Macération de viande.....	1L
(Eau distillée + extrait de viande)	
Peptone trypsine.....	15g
NaCl ou KCl.....	05g
Agar.....	15 à 20g
pH final 7,2-7,4	
Autoclavage à 115°C pendant 20 min	

▪ Bouillon cœur- cerveau (BHIB)

Brain infusion solids.....	12,5g
Beef heart infusion solids.....	0,5g
Proteose peptone.....	10,0g
Glucose.....	2,0g
Sodium chloride.....	5,0g
Disodium phosphate.....	2,5g
pH 7,4 ± 0,2 / 25°C	

▪ Eau péptonée exempte d'indole

Peptone	20g
Chlorure de sodium	20g
Phosphate dissodique	09g
Eau distillée	1L
pH=7,5	
Autoclave à 121 °C pendant 20 min	

I-2 Milieux utilisé pour l'isolement des bactéries

- **VRBL** (Milieu lactosée biliée au cristal violet et au rouge neutre)

Peptone.....	7,0g
Extrait de viande.....	3,0g
Lactose.....	10g
Chlorure de sodium.....	0,05g
Mélange sel biliaire.....	1,5g
Rouge neutre.....	0,03g
Cristal violet.....	0,002g
Agar.....	15g

- **Gélose SS** (Salmonella, Shigella)

Sélinite de sodium.....	0,5g
Peptone trypsine de caséine.....	0,04g
Lactose.....	0,04g
Phosphate disodique.....	40g
Cystine.....	0,02g
Eau distillée.....	1L
pH 7,0 ± 0,2	
Stériliser à 115 °C pendant 20 min	

- **Viande foie**

Base viande foie.....	30g
Glucose.....	2g
Agar.....	6g
pH= 7,4	
Additionnés de 10 ml d'Alun de fer et de 25 ml de Sulfite de sodium à 5%,	

- **Baird Parker**

Peptone	10g
Extrait de viande de bœuf	4g
Extrait de levure.....	2g
Pyruvate de sodium.....	10g
Glycocolle	12g
Chlorure de lithium	5g
Agar	20g

pH= 7,2

15 ml de jaune d'œuf + 35 ml de l'eau physiologique stérile, à partir de cette suspension, ajouter 5ml à la gélose de base (100ml) et 1ml de tellurite de potassium

I-3 Milieux utilisés pour l'identification bactérienne

- **Mannitol-mobilité**

Peptone tryptique de viande.....	20 g
Agar.....	04g
Mannitol.....	02g
KNO3	01 g
Rouge de phénol à 1%.....	04 ml
Eau distillée.....	1 L

pH = 7,6-7,8

- **Clarck et lubs**

Peptone tryptique	05g
Glucose	02g
Phosphate bipotassique	10g
Eau distillée	1 L

pH = 7,5

Autoclave à 121 °C pendant 20 min

▪ **Milieu TSI (Gélose-Glucose-Lactose-Saccharose- H₂S)**

Extrait de viande de bœuf.....	3g
Extrait de levure	3g
Pepton	20g
Chlorure de sodium	5g
Citrate ferrique	0,3g
Thiosulfate de sodium	0,3g
Lactose	10g
Glucose	01g
Saccharose	10g
Rouge de phenol	0,05g
Agar	12g
Eau distillée	1 L
pH = 7,4	

▪ **Bouillon nitraté**

Infusion cœur- cervelle	25g
-Nitrate de sodium	10g
-Eau distillée	1 L

▪ **Eau physiologique**

Chlorure	09g
Eau distillée q.s.q	1 L
pH = 7	

- **Bouillon Mœller à argénine (ADH)**

Extrait de viande	5 g
Peptone	5 g
Solution aqueuse de pourpre de bromocrésol à 0,2%	5ml
Solution aqueuse de rouge de crésol à 0,2 %	2,5ml
Glucose	5g
Pyridoxal	0,005g
Eau distillée	1 L

Ajuster le pH à 6,4

Le milieu à l'argénine est obtenu en ajoutant 10 g d'argénine

Stériliser à 121 °C pendant 15 min

- **SFB**

Formule approximative par litre

Digestion pancréatique de caséine	5g
Lactose	4g
Sélénite de sodium	4g
Phosphate de sodium	10g

I-4 Milieux utilisés pour l'étude de sensibilité des bactéries

- **Mueller-Hinton (MH)**

Infusion de viande de bœuf	300g/l
Hydrolysate de caséine	17,5g/l
Amidon	1,5g/l
Gélose	17g/l

pH final 7,4

Stériliser à 121 °C pendant 15 min

II- Colorants et autres**▪ Violet de gentiane au cristal**

Violet de gentiane	10g (ou 5g)
Phénole	20g
Ethanol à 95%	100 ml
Eau distillée	1 L

▪ Lugol

Iode	5g
Iodure de potassium	10g
Eau distillée	1 L
Flacon brun	

▪ Fuchsine de Ziehl

Fuchsine basique	10g
Phénol	50g
Ethanol à 05	100ml
Eau distillée	1 L

Tableau (01) : Production d'œufs dans la région de Tébessa (direction des services agricoles mars 2016)

COMMUNES	2009/2010		2010/2011		2011/2012		2012/2013		2013/2014		2014/2015	
	PROD	EFC	PROD	EFC	PROD	EFC	PROD	EFC	PROD	EFC	PROD	EFC
TEBESSA	20040	4008000	180000	5040000	25800	7224000	42840	8568000	108000	7560000	115200	8064000
BIR ALATER	11400	2280000	7800	2184000	1800	504000	3360	672000	120000	840000	14400	1344000
CHERIA	3360	672200	1800	504000	2400	672000	2520	504000	19200	1344000	26400	2352000
EL HUIJBET	0	0	2400	672000	0	0	0	0		672000	38400	2016000
S,ELOUESRA	2040	408000	600	168000	0	0	0	0	0	0	0	0
HAMMAMET	25080	5016000	22800	6384000	16200	4536000	13440	2688000	36000	2520000	33600	2184000
NEGRINE	0	0	1800	504000	1800	504000	0	0	0	0	0	0
BIR MOKADEM	0	0	0	0	0	0	840	168000	7200	504000	2400	504000
EL KOUIF	5280	1056000	3600	1008000	6000	1680000	8400	1680000	4800	336000	0	0
MORSET	1630015	3263000	20400	5712000	41400	4032000	10080	2016000	21600	1512000	33600	2184000
EL OGLA	3840	768000	5100	1428000	0	0	0	0	0	0	0	0
BIR DHEB	4080	416000	3600	1008000	2400	672000	3360	672000	0	0	7200	672000

Annexe II

OGL ELMALHA	5210	1042000	3600	1008000	4800	1344000	6720	1344000	4800	336000	0	0
GOURIGUER	0	0	0	0	2400	672000	1680	336000	0	0	0	0
BEKKARIA	17760	3552000	21000	5880000	18600	5208000	19320	3864000	60000	4200000	81600	6048000
OUENZA	1050060	2112000	4200	1176000	2400	672000	10080	2016000	31200	2184000	38400	1848000
MA LABIOD	2640	528000	7200	201600	10200	2856000	8400	1680000	40800	2856000	40800	4200000
OUM ALI	0	0	0	0	3600	1008000	1680	336000	0	0	0	0
AIN ZARGA	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	14400	1512000
EL MERIDJ	0	0	0	0	0	0	1680	336000	4800	336000	0	0
BOULHEF DYR	11135	2227000	12300	3444000	22200	6216000	30660	6132000	108000	7560000	67200	3864000
TOTALE WILAYA	138740	27748000	136200	38136000	135000	37800000	165060	33012000	468200	32760000	513600	36792000

Tableau (02) : Les éléments de la description des colonies (**BEZZALLA et GOUTTAYA, 2013**)

Aspect	Description
La taille	Mesurée à l'aide d'une règle gradué pour les grandes colonies
La forme	<ul style="list-style-type: none"> ➤ Vue en coupe : bombé, plate, ombiliquée, à centre surélevé ➤ vue par-dessus : ronde.
La surface	Lisse
L'opacité	<ul style="list-style-type: none"> ➤ Opaques : ne laissent passer la lumière ➤ Translucides : laissent passer la lumière mais on ne voit pas la forme au travers ➤ Transparentes : laissent passer la lumière et voir les formes au travers
consistance	Les colonies grasses, crémeuses (on obtient facilement des suspensions homogènes), sèches ou muqueuses (on obtient difficilement des suspensions homogènes).
La couleur (pigmentation)	Les colonies habituelles sont crèmes. Une couleur différente due à des pigments.

- ❖ **Observation des tests physicochimiques** (photos prises au laboratoire de microbiologie, Département de biologie appliquée, Université Cheikh Larbi Tebessi-Tébessa, par Rezkallah et Yousfi, 2016).





Nitrate réductase (+)



VP (-)

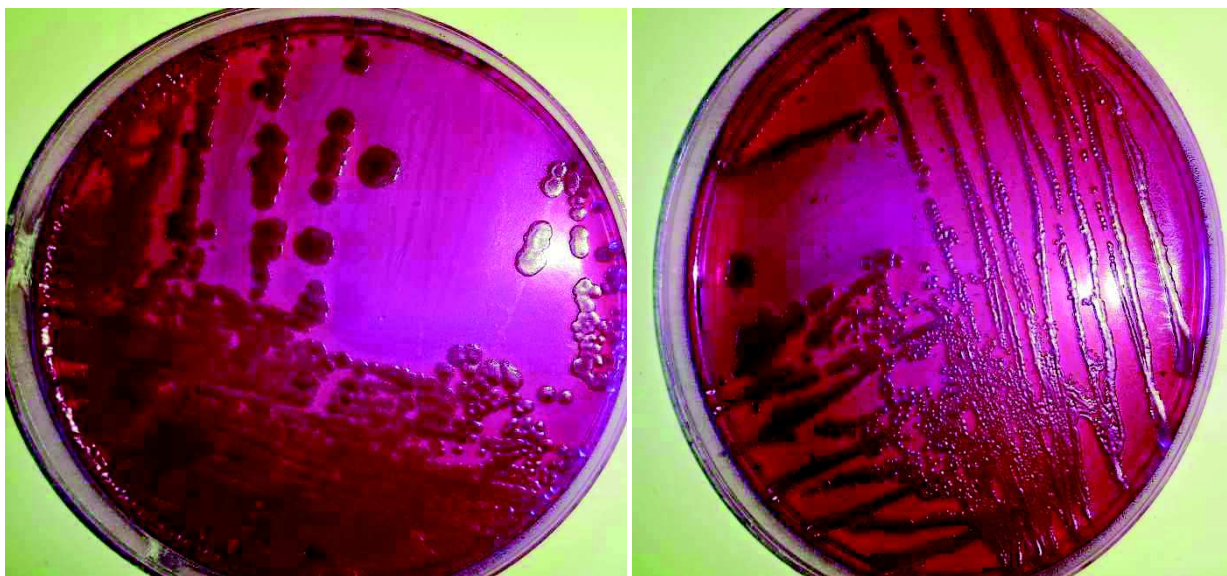


Photo 01 : Culture bactérienne au milieu VRBL

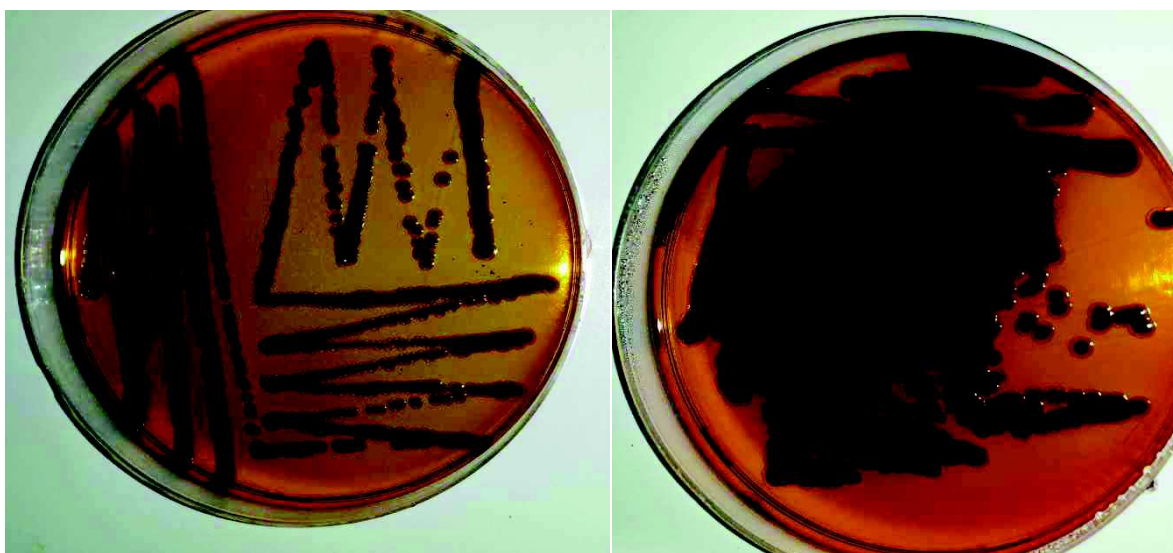


Photo (02) : Culture bactérienne au milieu SS

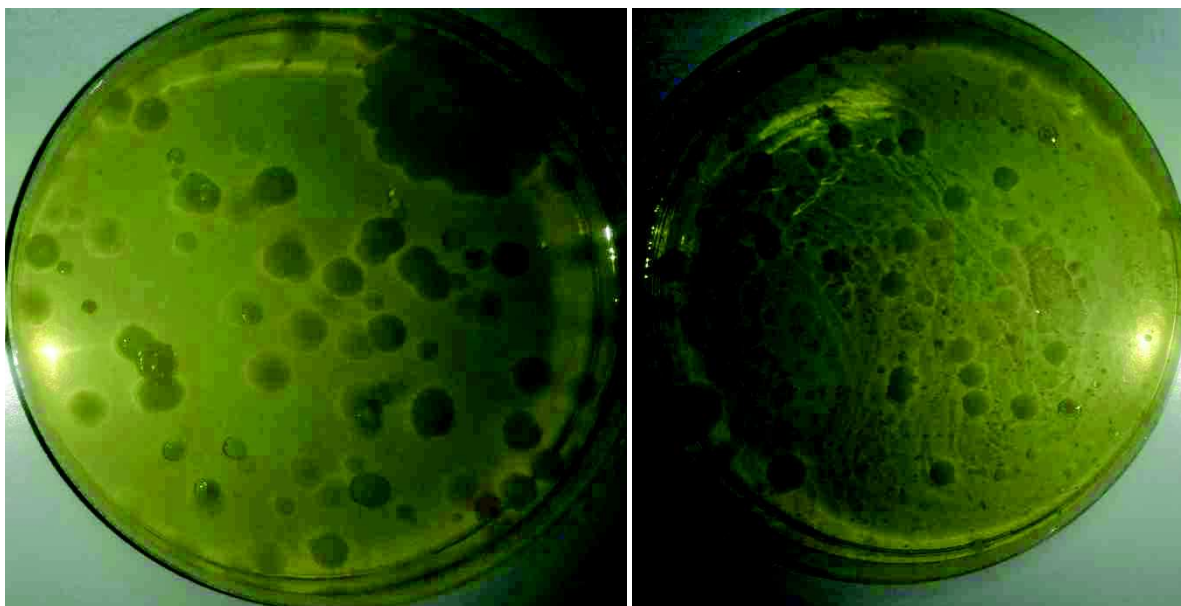


Photo (03) : Culture bactérienne au milieu GN



Photo (05) : Culture bactérienne au milieu Viande foie

- ❖ **Observation microscopique** (photos prises au laboratoire de microbiologie, Département de biologie appliquée, Université Cheikh Larbi Tebessi-Tébessa, par Rezkallah et Yousfi, 2016).

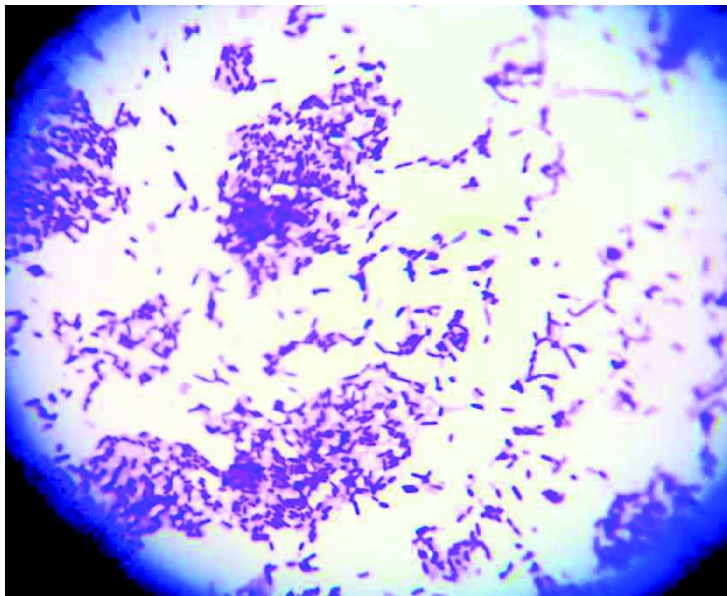


Photo (06) : Observation microscopique des *entérobactéries* (X100à)

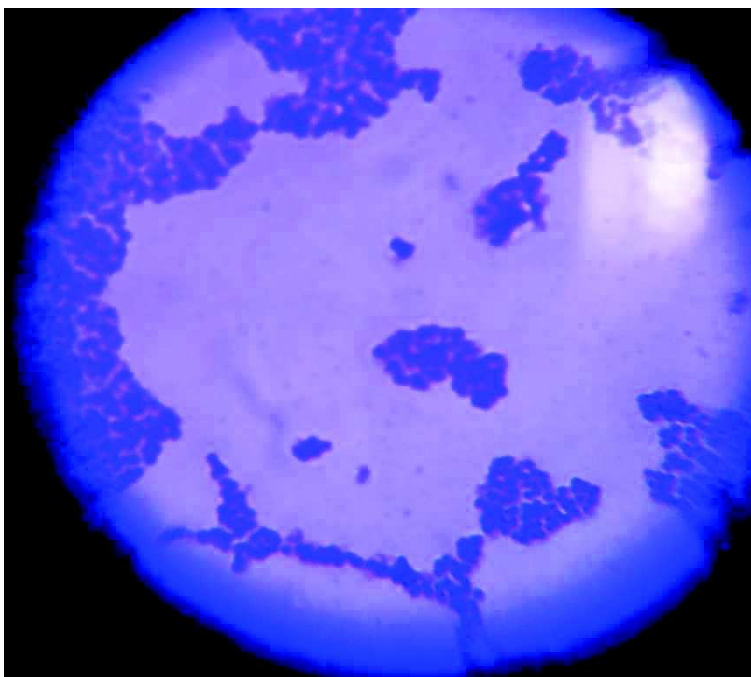
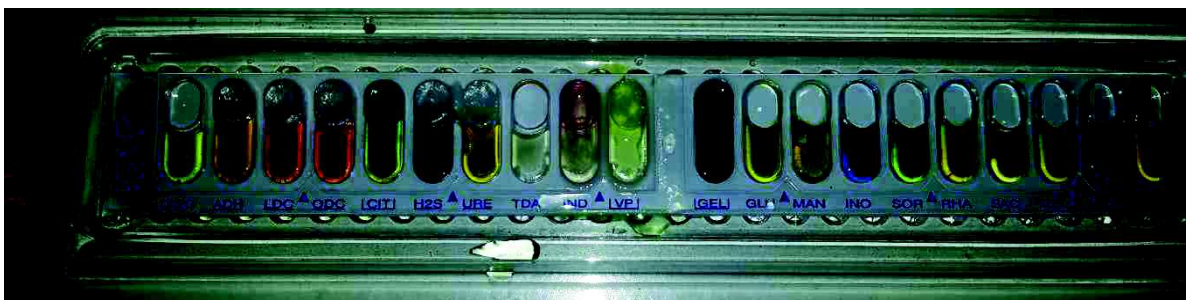
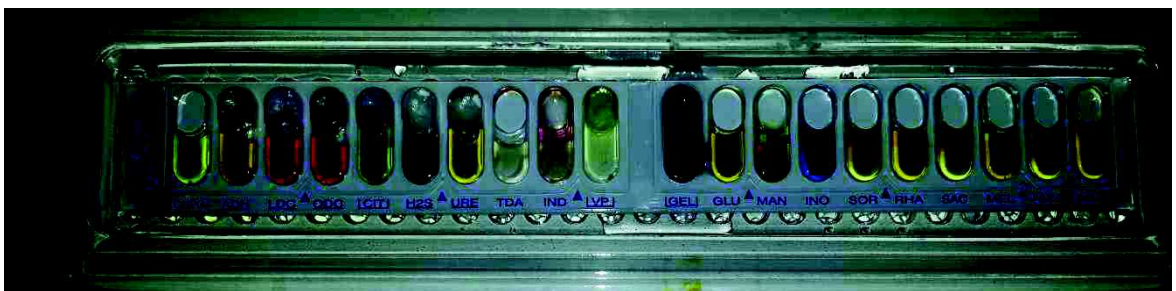
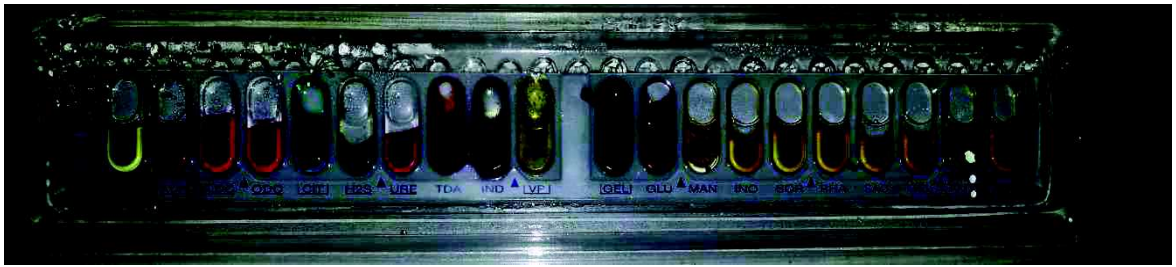


Photo (07) : Observation microscopique des Staphylocoques (X100)

❖ **Lecture API20E**



Photo (08) : Photographie d'API20E des isolats d'E2 P (1, 2, 3, 4, 7 et 8)



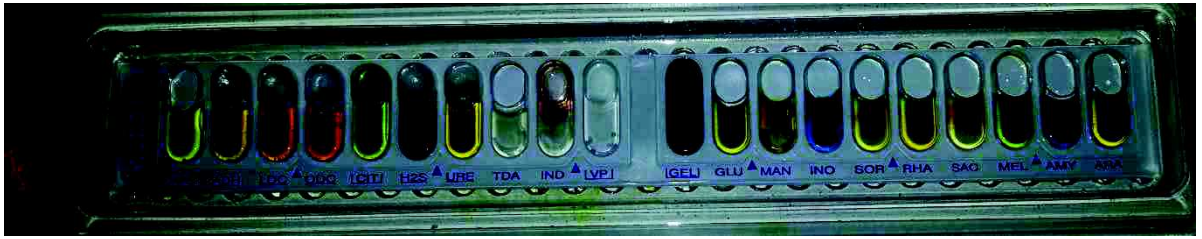


Photo (09) : Photographie d'API20E de l'E1 chair (1, 2, 3, 4, 5, 6 et 7).

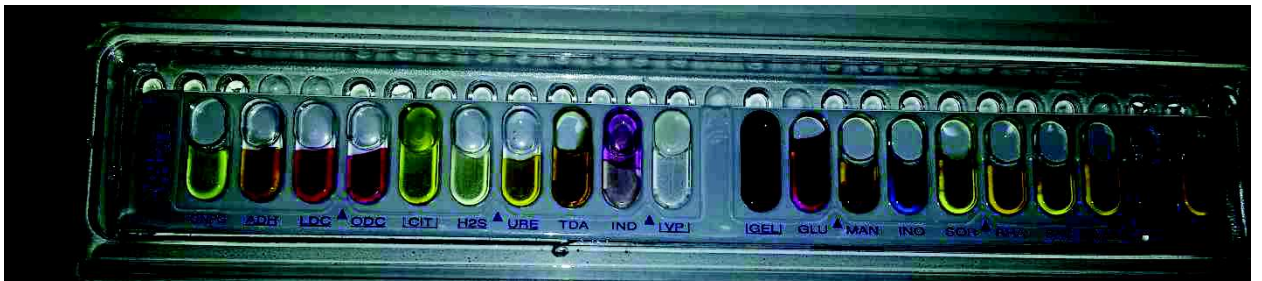


Photo (10) : Photographie d'API20E de l'E2 chair (1, 2, 3 et 4)





Photo(11) : Photographie d'API20E de l'E3 (1, 2, 3, 4, 5 et 6)



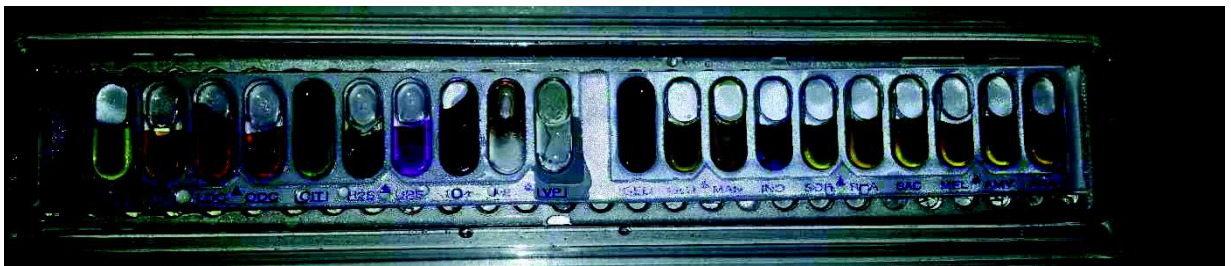
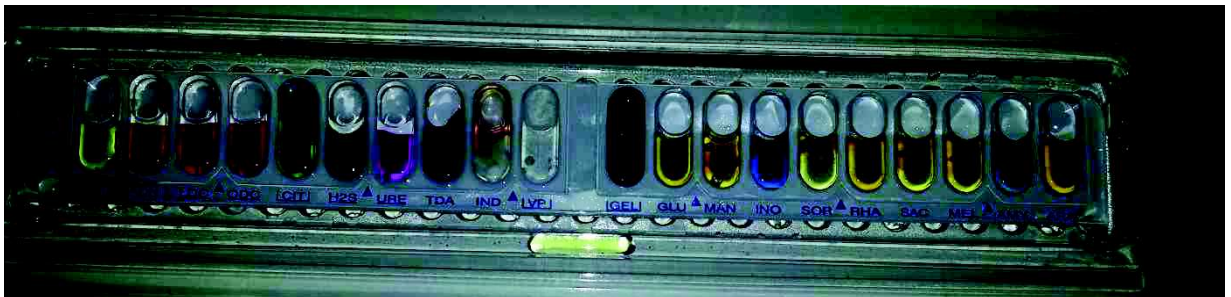


Photo (12) : Photographie d'API20E de l'E1 CF (1, 3, 4, 5, 6 et 7)



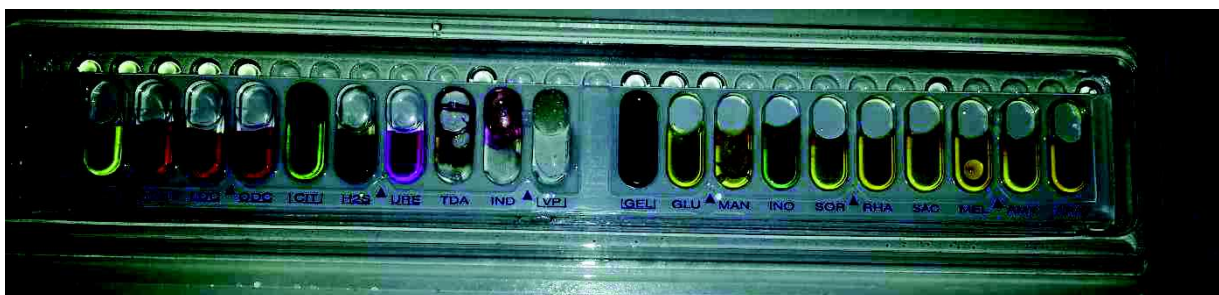
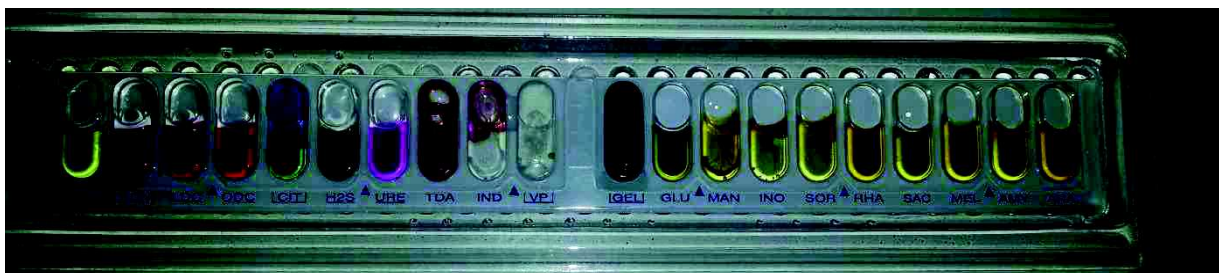


Photo (13) : Photographie d'API20E de l'E3 CF (1, 2, 5, 6, 7 et 8)



Photo (14) : Photographie d'API20E de l'E4 CF (7 et 8)

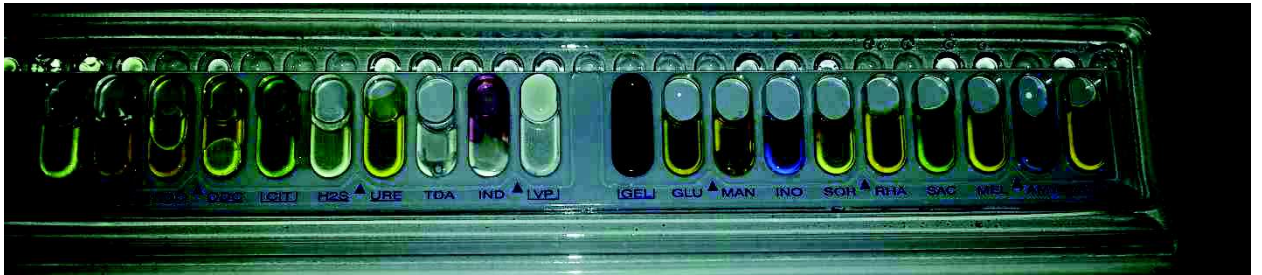


Photo (15) : Photographie d'API20E de l'E2 CT (1 et 4)

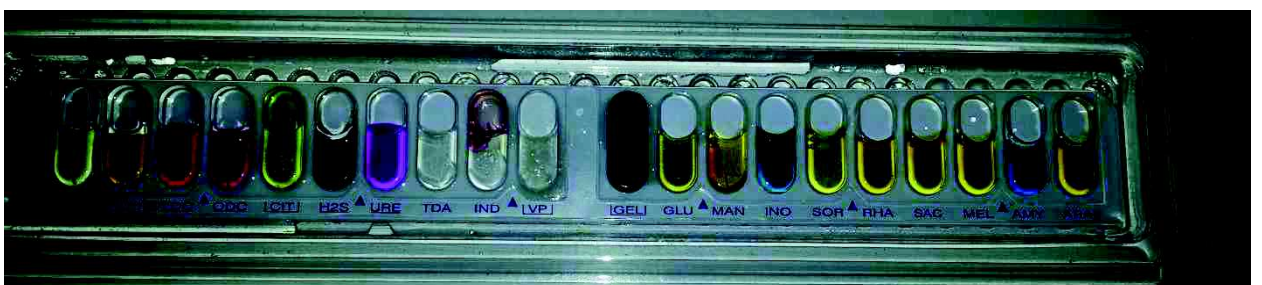
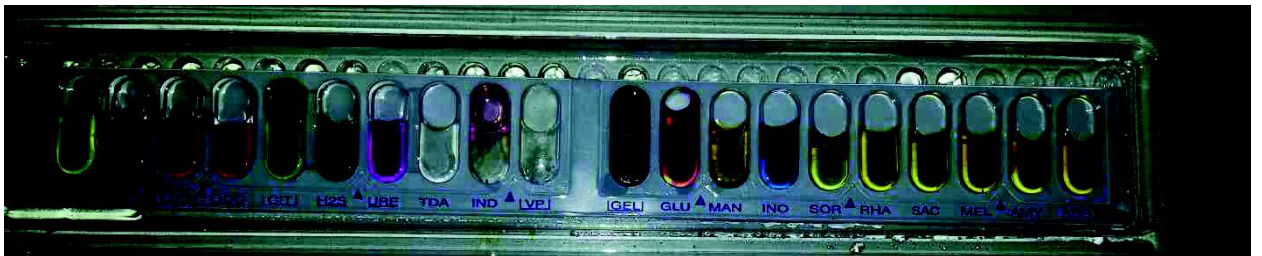


Photo (16) : Photographie d'API20E de l'E3 CT (1 et 4)



❖ Résultats de test d'antibiogramme

➤ *Salmonelles*

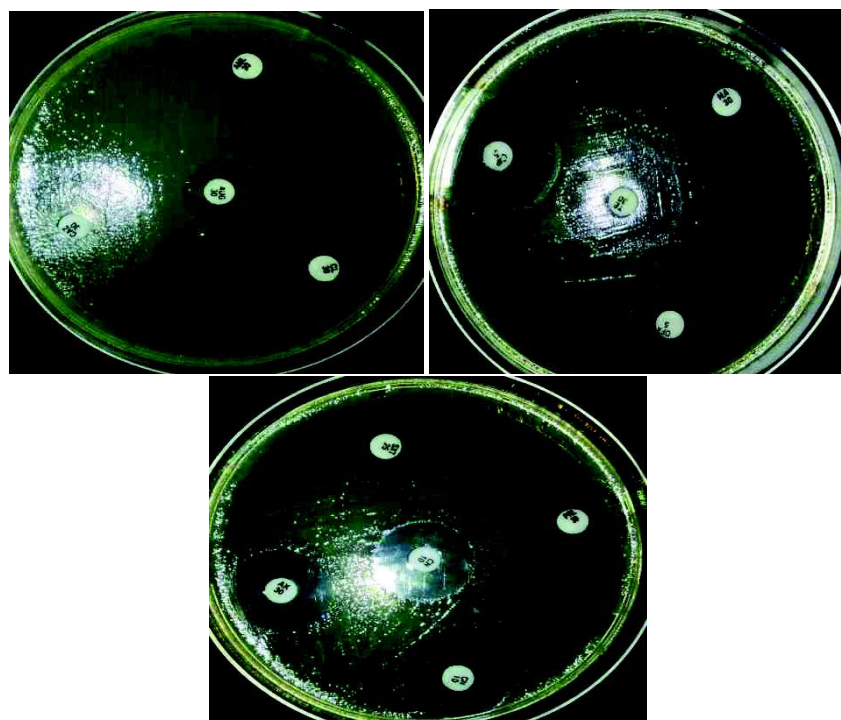


Photo (17) : Photographie de résultat de l'E2 P1

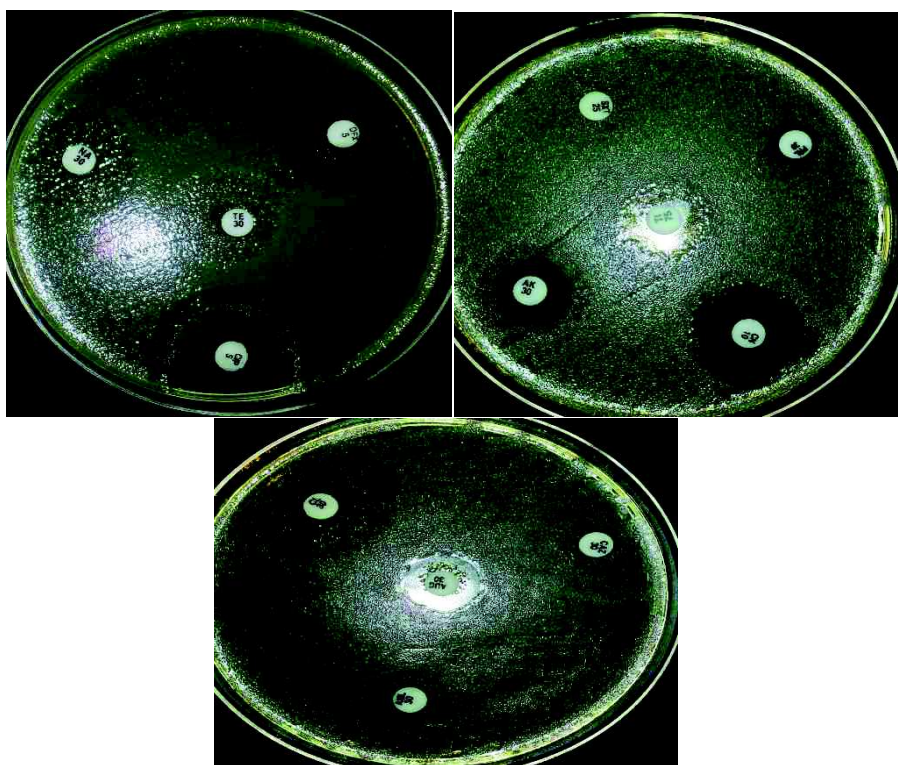


Photo (18) : Photographie de résultat de l'E2 P2

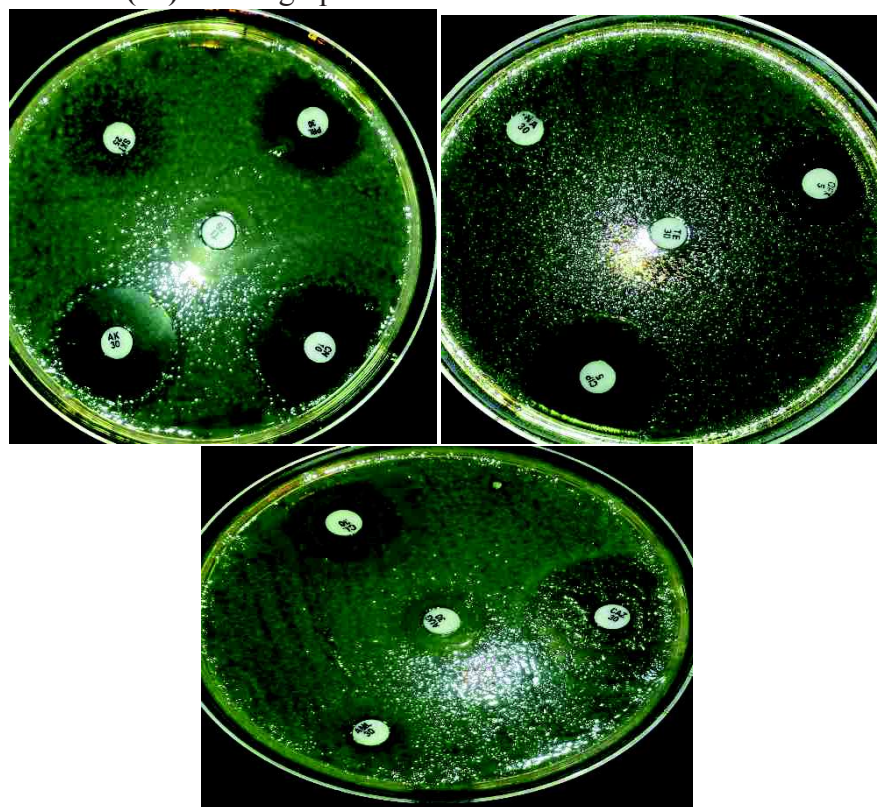


Photo (19) : Photographie de résultat de l'E2 P3

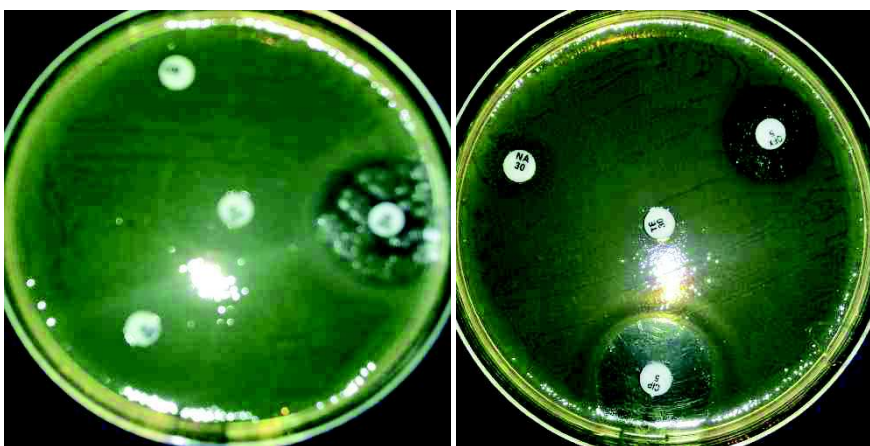


Photo (20) : Photographie de résultat de l'E2 S1

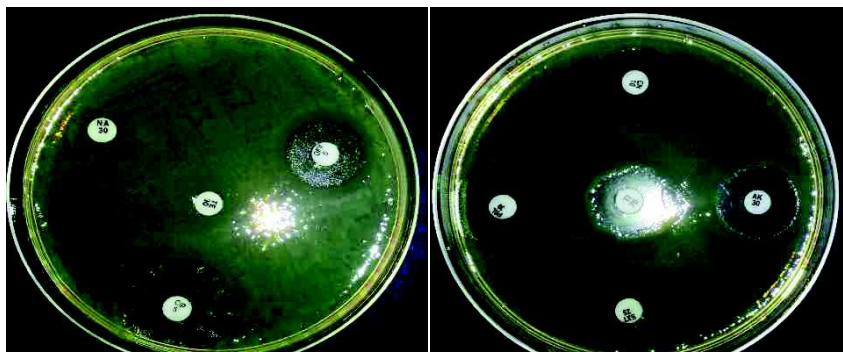
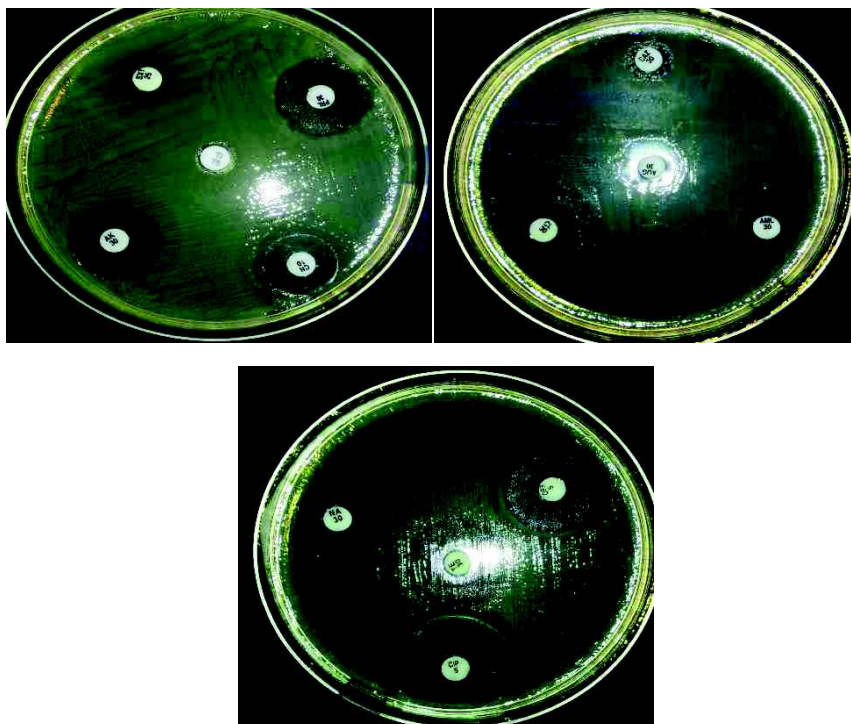


Photo (21) : Photographie de résultat de l'E2 S2



Photo(22) : Photographie de résultat de l'E1 S1

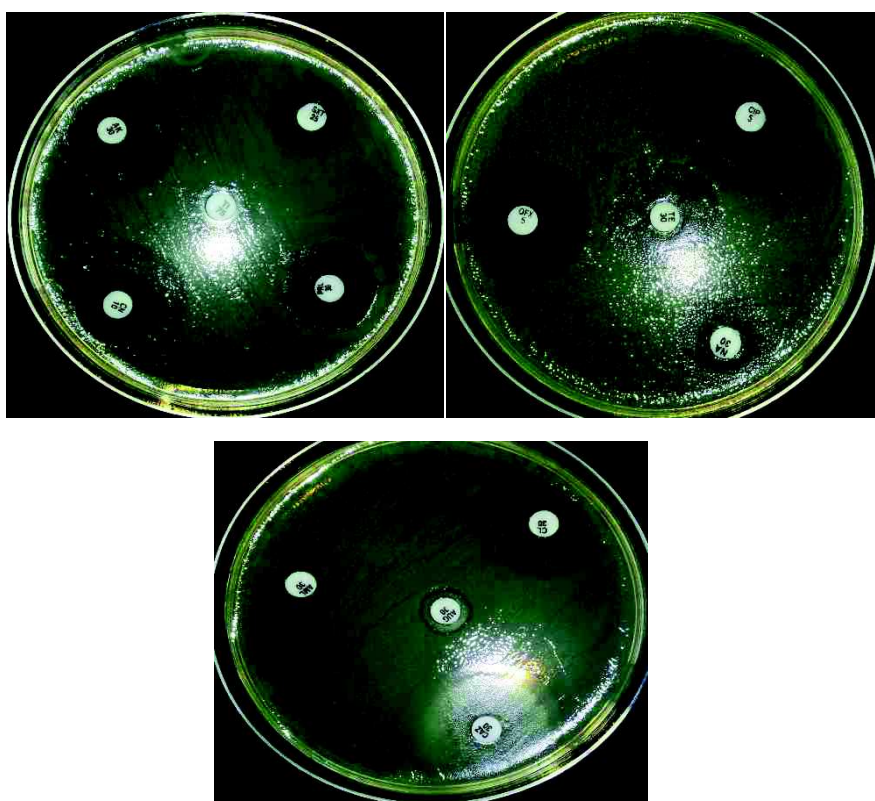


Photo (23) : Photographie de résultat de l'E1 S2



Photo (24) : Photographie de résultat de l'E3 S1

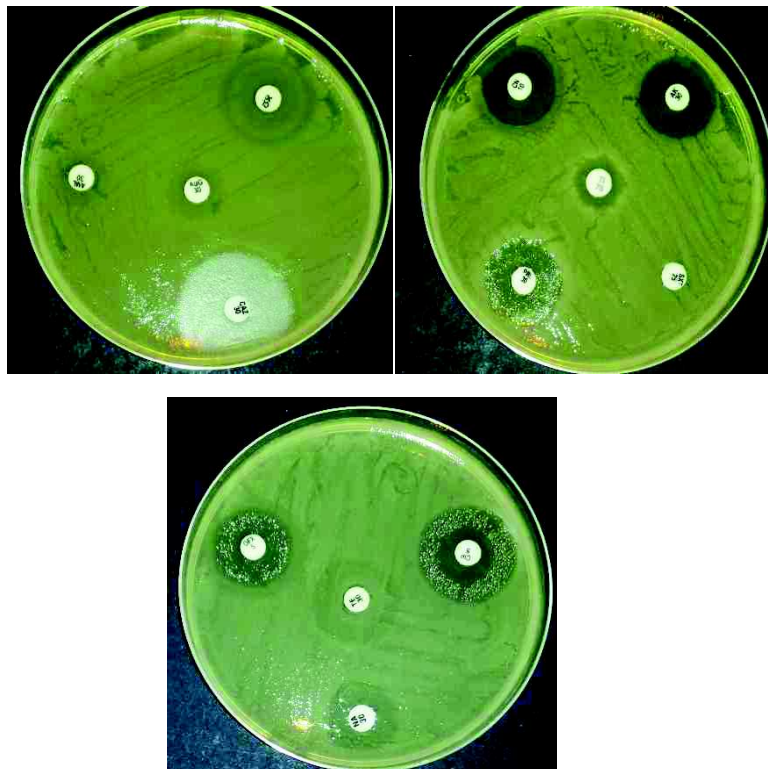


Photo (25) : Photographie de résultat de l'E3 S2

➤ Coliformes

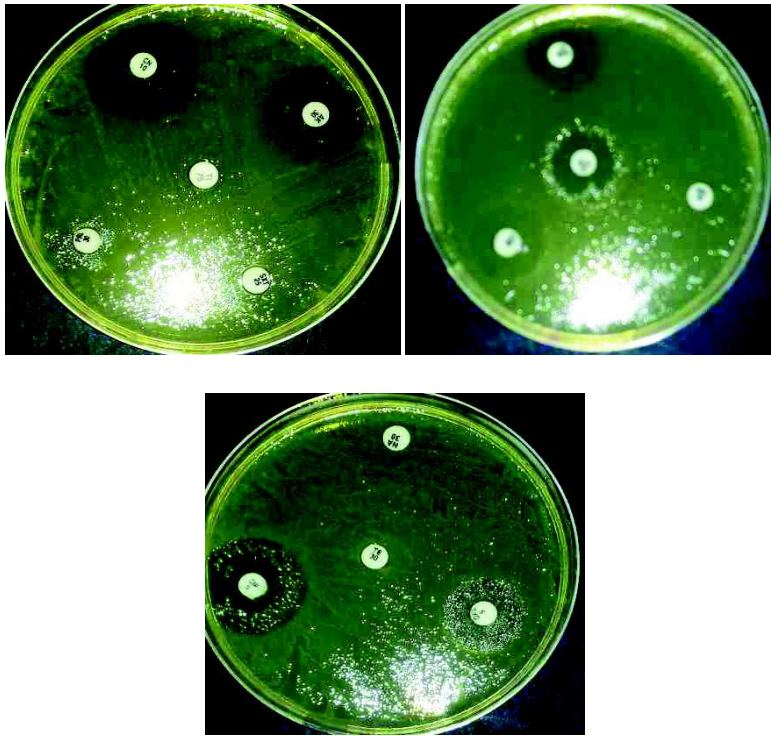
✓ Coliformes Fécaux



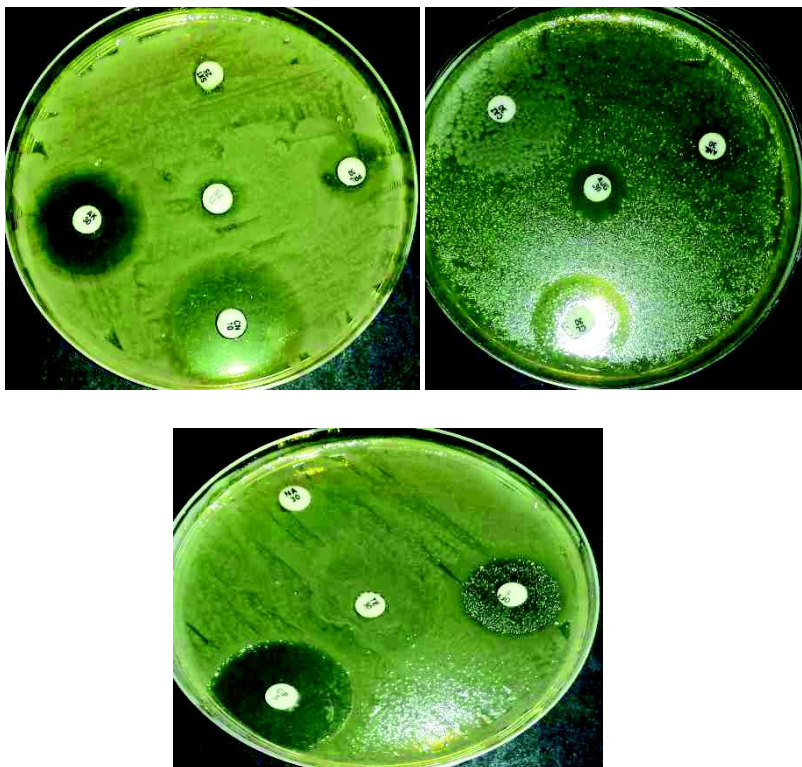
Photo (26) : Photographie de résultat de l'E1 S1



Photo (27) : Photographie de résultat de l'E1 S3



Photo(28) : Photographie de résultat de l'E3 S1



Photo(29) : Photographie de résultat de l'E3 S2

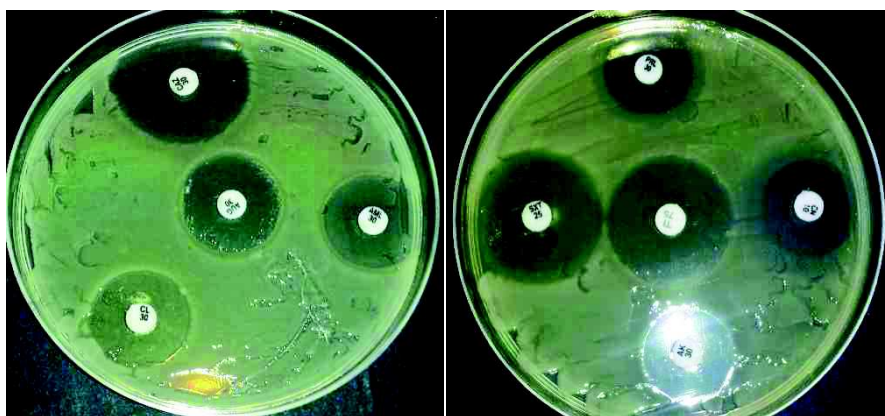


Photo (30) : Photographie de résultat de l'E4 S7

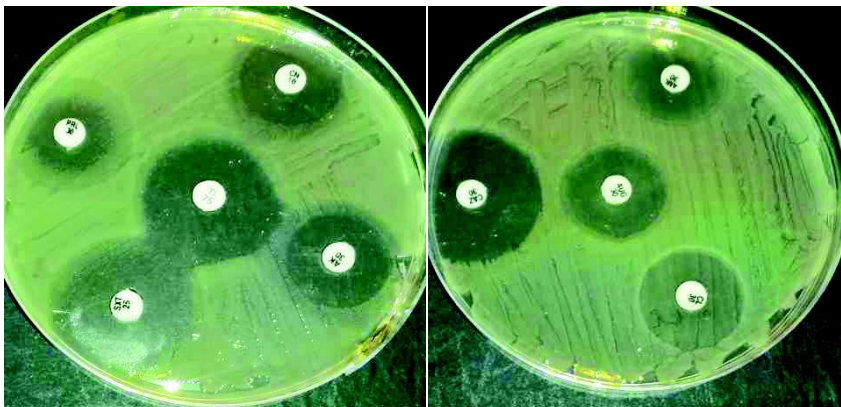


Photo (31) : Photographie de résultat de l'E4 S8

✓ Coliformes totaux

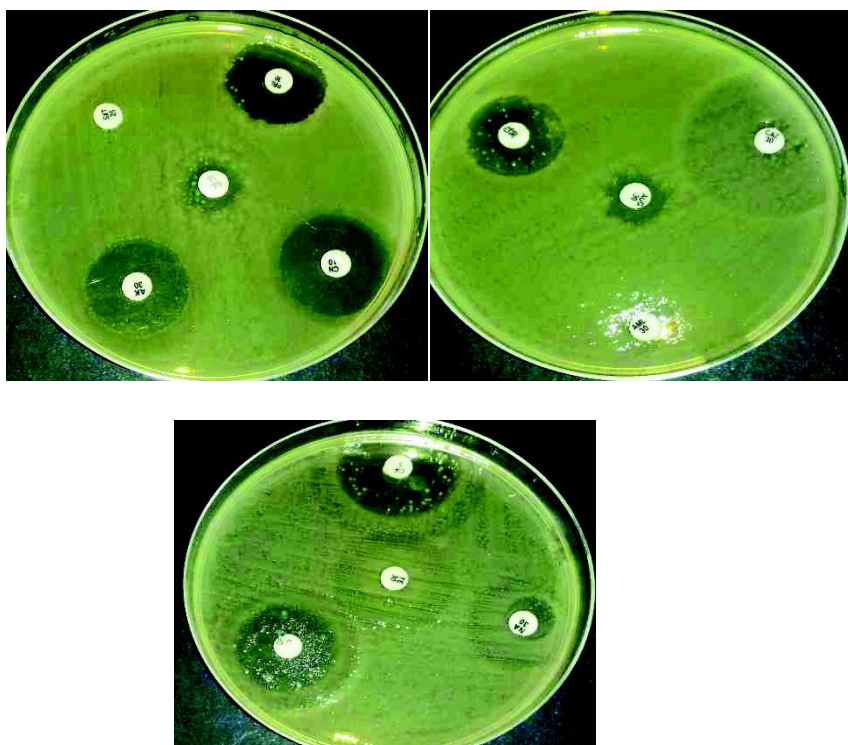


Photo (32) : Photographie de résultat de l'E2 S1

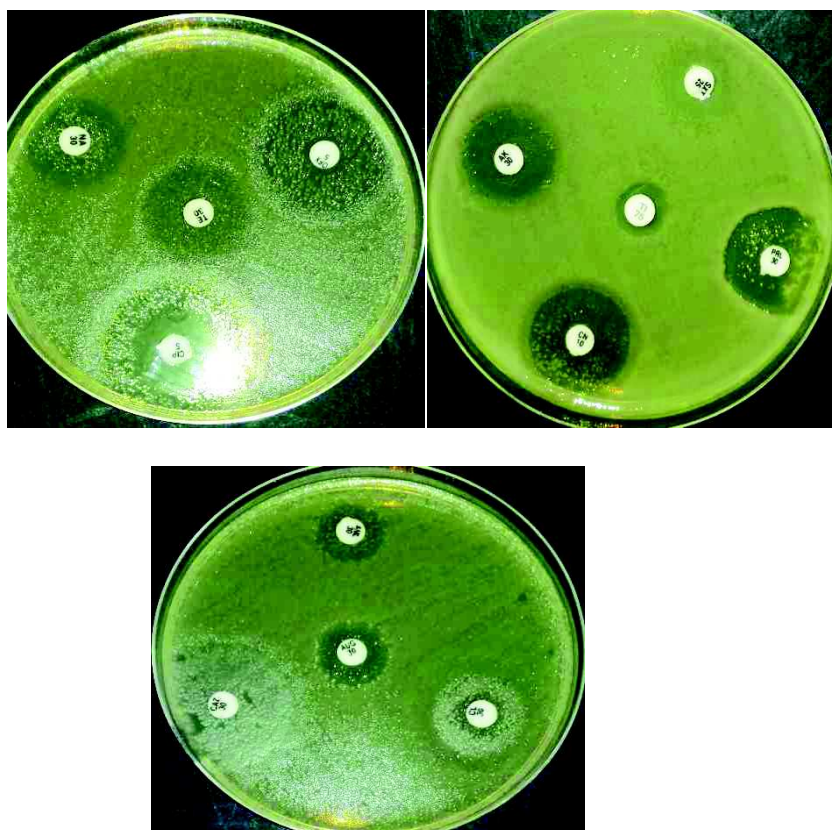
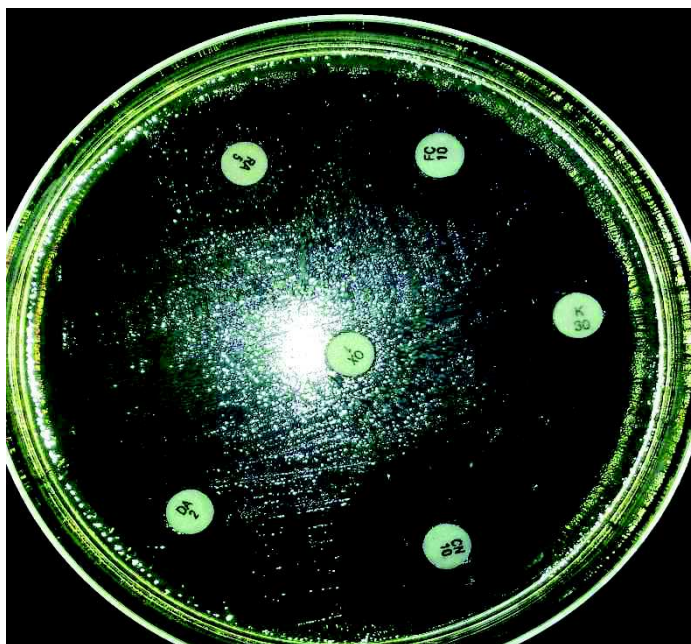


Photo (33) : Photographie de résultat de l'E3 S4

✓ *Staphylococcus*



Photo(34) : Photographie de résultat de l'E3 S2

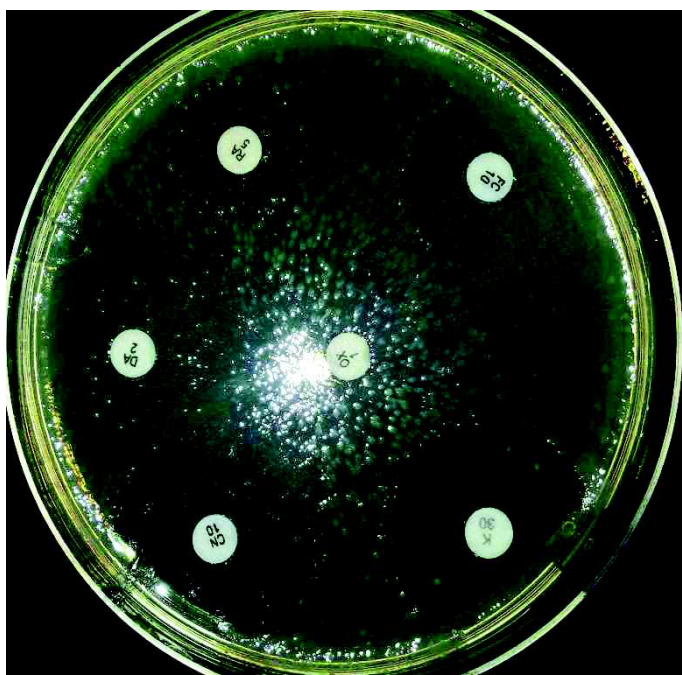


Photo (35) : Photographie de résultat de l'E3 S3

**Arrêté interministériel du 25 Ramadhan 1418 correspondant au
24 janvier 1998 modifiant et complétant l'arrêté du 14 Safar
1415 correspondant au 23 juillet 1994 relatif aux
spécifications microbiologiques de certaines denrées
alimentaires**

(N° JORA : 035 du 27-05-1998)

CRITERES MICROBIOLOGIQUES DES VOLAILLES ET DE LEURS PRODUITS DERIVES

PRODUITS	I	n	I	c	I	m
1. Volailles entières réfrigérées, congelées ou surgelées:	I	I	I	I	I	
- Salmonella	I	5	I	0	I	absence (1)
- antibiotiques	I	1	I	0	I	absence
- sulfamides	I	1	I	0	I	absence
	I	I	I	I	I	
2. Volailles désossées crues, rôtis crus, escalopes crues panées ou non:	I	I	I	I	I	
- germes aérobies à 30°C	I	5	I	2	I	5.10e5
- coliformes fécaux	I	5	I	2	I	10e3
- Staphylococcus aureus	I	5	I	2	I	5.10e2
- clostridium sulfito-réducteurs à 46°C	I	5	I	2	I	30
- Salmonella	I	5	I	0	I	absence
- antibiotiques	I	1	I	0	I	absence
- sulfamides	I	1	I	0	I	absence
	I	I	I	I	I	
3. Rôtis cuits entiers ou tranchés, escalopes et paupiettes cuites:	I	I	I	I	I	
- germes aérobies à 30°C	I	5	I	2	I	3.10e5
- coliformes fécaux	I	5	I	2	I	10
- Staphylococcus aureus	I	5	I	2	I	10e2
- clostridium sulfito-réducteurs à 46°C	I	5	I	2	I	10
- Salmonella	I	5	I	0	I	absence
	I	I	I	I	I	
4. Abats crus	I	I	I	I	I	
- germes aérobies à 30°C	I	5	I	3	I	5.10e6
- coliformes fécaux	I	5	I	3	I	10e3
- Staphylococcus aureus	I	5	I	3	I	5.10e2
- clostridium sulfito-réducteurs à 46°C	I	5	I	3	I	30
- Salmonella	I	5	I	0	I	abs/g
	I	I	I	I	I	

(1) Absence de Salmonella dans 25 grammes de muscles pectoraux.



REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche
Scientifique Université Larbi Tébessi - Tébessa
Faculté des Sciences Exactes et des Sciences de la Nature et de la Vie



Déclaration sur l'honneur de non-plagiat

(À joindre obligatoirement au mémoire, remplie et signée)

Je soussigné(e),

Nom, Prénom : Yousfi Yasmine

Régulièrement inscrit(e) en **Master** au département : Biologie appliquée

N° de carte d'étudiant : 4012946

Année universitaire : 2015/2016

Domaine : Sciences de la nature et de la vie

Filière: Sciences biologique

Spécialité : Qualité des produits et sécurité alimentaire

Intitulé du mémoire : Qualité microbiologique de la viande de poulet de chair commercialisée à Tébessa

Atteste que mon mémoire est un travail original et que toutes les sources utilisées ont été indiquées dans leur totalité. Je certifie également que je n'ai ni recopié ni utilisé des idées ou des formulations tirées d'un ouvrage, article ou mémoire, en version imprimée ou électronique, sans mentionner précisément leur origine et que les citations intégrales sont signalées entre guillemets.

Sanctions en cas de plagiat prouvé :

L'étudiant sera convoqué devant le conseil de discipline, les sanctions prévues selon la gravité du plagiat sont :

- L'annulation du mémoire avec possibilité de le refaire sur un sujet différent ;
- L'exclusion d'une année du master ;
- L'exclusion définitive.

Fait à Tébessa, le 26/05/2016

Signature de l'étudiant(e) :

Déclaration sur l'honneur de non-plagiat

(À joindre obligatoirement au mémoire, remplie et signée)

Je soussigné(e),

Nom, Prénom : Rezkallah Nadia

Régulièrement inscrit(e) en **Master** au département : Biologie appliquée

N° de carte d'étudiant : 4013288

Année universitaire : 2015/2016

Domaine : Sciences de la nature et de la vie

Filière: Sciences biologique

Spécialité: Qualité des produits et sécurité alimentaire

Intitulé du mémoire : Qualité microbiologique de la viande de poulet de chair commercialisée à Tébessa

Atteste que mon mémoire est un travail original et que toutes les sources utilisées ont été indiquées dans leur totalité. Je certifie également que je n'ai ni recopié ni utilisé des idées ou des formulations tirées d'un ouvrage, article ou mémoire, en version imprimée ou électronique, sans mentionner précisément leur origine et que les citations intégrales sont signalées entre guillemets.

Sanctions en cas de plagiat prouvé :

L'étudiant sera convoqué devant le conseil de discipline, les sanctions prévues selon la gravité du plagiat sont :

- L'annulation du mémoire avec possibilité de le refaire sur un sujet différent ;
- L'exclusion d'une année du master ;
- L'exclusion définitive.

Fait à Tébessa, le 26/05/2016

Signature de l'étudiant(e) :

