

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
وزارة التعليم العالي و البحث العلمي

République Algérienne Démocratique et Populaire
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

Université de Jijel

Faculté des Sciences Exactes et Sciences

De la Nature et de La vie

Département de Biologie

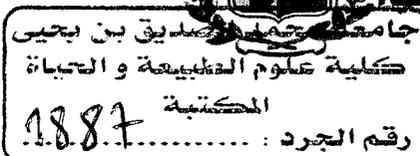
Moléculaire et Cellulaire



جامعة جيجل

كلية العلوم الدقيقة وعلوم الطبيعة والحياة

قسم البيولوجيا الجزيئية والخلوية



*Mémoire De Fin D'études Pour L'obtention du Diplôme
Ingénieur d'Etat en Biologie*

Option : Contrôle de Qualité et Analyses

Intitulé

*Etude de la qualité des viandes de volaille,
isolement et identification des bactéries lactiques du jabot*

Membres de jury:

Présidente : M^{me} BENHAMADA W

Examinatrice: M^{me} ROULA M

Encadreur: M^r BOUBEZARI M^{ed} T

Co-encadreur : Dr IDOUI T



Réalisé Par:

Ammardjia Soumaya

Lebsir Rabha

Menhane Hadjer

Année Universitaire : 2011- 2012

بِسْمِ اللّٰهِ الرَّحْمٰنِ الرَّحِیْمِ

اللهم لا سهل إلا ما جعلته سهلا و انت تجعل الحزن اذا شئت سهلا الله
اخرجنا من ظلمات الوهم و اكرمنا بمعرفة العلم و زين اخلاقنا بالحلم

اللهم اني اسالك باسمك العظيم الاعظم الاحب اليك الذي اذا دعيت به اجبت
و اذا استرحمت به رحمت و اذا استفرجت به فرجت .

اللهم لا تجعلني اصاب بالغرور اذا نجحت ولا باليأس اذا اخفقت اللهم اذ
اعطيتني نجاها فلا تأخذ تواضعي و اذا اعطيتني تواضعا فلا تأخذ
اعتزازي بكرامتي.

اللهم اشرح لي صدري و يسر لي امري و احلل العقدة من لساني
يفقه قولي.

Remerciement

On dit souvent que le trajet est aussi important que la destination. Les cinq années d'étude nous ont permis de bien comprendre la signification de cette phrase toute simple. Ce parcours, en effet, ne s'est pas réalisé sans défis et sans soulever de nombreuses questions pour lesquelles les réponses nécessitent de longues

heures de travail.



Nous tenons à la fin de ce travail à remercier ALLAH le tout puissant de nous avoir donné la force et de nous avoir permis d'en arriver là.



Nous tenons à exprimer nos vifs remerciements à notre encadreur Dr Boubezari M^{ed} pour son aide, ses encouragements, sa patience et pour les efforts qui nous a fournis à fin d'effectuer cette mémoire.

Nous tenons également à remercier notre co-encadreur Dr Idoui T. chef de département de biologie à l'université de Jijel pour être notre soutien lors de la réalisation de ce travail



Nous tenons aussi à remercier les membres de jury qui ont accepté de juger notre travail :

M^{me} Roula M et M^{me} Benhamada

Nous exprimons nos remerciements à tous nos enseignants pendant toutes les années d'études à l'université de Jijel, surtout Dr Laib, M^{lle} Boucheffra

Un grand merci à l'ingénieur de laboratoire M^{eme} Merriche S

Ainsi que tous ceux qui ont

Contribué de près ou de loin à la réalisation de ce travail.

Rabha

Hadjer

Soumaya

DEDICACE

Je dédie mon mémoire d'ingénieur d'état

- A ma mère qui n'est plus. Que Dieu l'accueille dans son vaste Paradis

- A mon père

- A mes deux frères

- A ma chère sœur

- A toute ma famille

- A tous mes collègues de la promotion 2007-2012.

- A tous mes amis

- A tous ceux qui ont connu « HADJER » un jour et l'on respecter et aimer merci du fond du cœur

- enfin, a tous ceux qui ont contribué à ma formation et participé dans la réalisation du mémoire.

HADJER

DEDICACE

Je tiens vivement à dédier ce travail en signe de respect et de reconnaissance :

A ma très chère mère fariza, pour son grand cœur plein d'amour qui m'a donné la tendresse et l'espoir, qu'elle puisse maintenant recueillir avec fierté les résultats de sa générosité et que le grand Dieu la gardent pour moi.

Que Dieu la protège

A mon très cher père Nasredine, pour tous ses sacrifices, son encouragement et sa confiance qui m'a donné la volonté de passer toujours en avant.

Que Dieu le protège

A ceux qui occupent une place importante dans ma vie :

Mes chers frères

Mohamed saïd et Abd el rahim

Mes amies :Hadjer, moutida , hala, soumaya, salrine, samia et sans oublier zyneb et sara

A toutes mes collègues de la promotion 2007- 2012 pour les bons moments passés

A Mr Boubezouk M T et Dr Idoui T

A toute personne contribuer de près ou de loin à l'élaboration de cette Mémoire

Rabha

DEDICACE

Au nom d'Allah le plus grand merci lui revient de m'avoir guidé vers le droit chemin, de m'avoir aidées tout au long de mes 17 années d'étude.

*Toutes les lettres ne sauraient trouver les mots qu'il faut
Tous les mots ne sauraient exprimer la gratitude, l'amour, le respect,
la reconnaissance à ceux qui m'ont soutenu, m'ont encouragé durant
toute ma période d'étude et pour leurs sacrifices consentis. A ceux
qui ont toujours voulu que je sois la meilleure :*

Mes chers parents,

*La personne qui m'a le plus aimé dans ce bas monde c'est à dire
maman, ce travail est le votre maman.*

Parce que j'ai la chance d'avoir un papa excellent pour toi papa.

A mes frères, Atef, Mahmoud et Aydes

*Merci d'être mes frères, pour moi vous êtes plus que frères vous êtes
mon confiance*

A toi seyyeddine, ce travail a été réalisé grâce à toi.

Je dédie ce modeste travail également A

Ma belle mère, mes beaux parents, mes beaux frères

*A Kawther, Kawther R. Amel et Hadjer, votre amitié aura
soutien inestimable et j'essayerai d'être à l'avenir plus
disponible*

*Je remercie infiniment les professeurs Dr Lahouel, Dr Idoui, Dr
Laib, et Dr Boubezari, pour votre générosité et votre esprit
d'ouverture que vous m'avez manifesté durant mes 5 ans
universitaires.*

*A mes camarades de la promotion contrôle de la qualité et
analyses 2007/2012 et tous ceux de la faculté des sciences à
l'université de Jijel.*

Soumaya

Sommaire

Liste des abréviations	
Liste des figures	
Liste des photos	
Liste des tableaux	
Introduction.....	1
Partie I : synthèse bibliographique	
Chapitre I : Le poulet de chair	
I.1. Définition de l'espèce Gallus gallus.....	3
I.2. Description et classification de l'espèce Gallus domesticus.....	3
I.3. Anatomie du tube digestif.....	4
I.4. Maladies des poules.....	5
I.5. Elevage et abattage des poules.....	6
I.5.1. Différents types d'élevage.....	6
I.5.1.1. Elevage de type traditionnel (extensif).....	6
I.5.1.2. Elevage de type moderne (intensif).....	6
I.6. Alimentation des poules.....	6
I.7. Abattage des poules.....	7
Chapitre II : Qualité de la viande de poulet	
II.1. Définition de la qualité.....	10
II.2. Critère de la qualité de la viande de poulet.....	10
II.2.1. Critères nutritionnelles.....	10
II.2.2. Critères physicochimiques.....	11
II.2.3. Critères organoleptiques.....	12
II.2.4. Critères microbiologiques.....	12
Chapitre III : Poulets et probiotiques	
III.1. Historique et définition des probiotiques.....	14
III.2. Propriétés des probiotiques.....	14
III.3. Classification des probiotiques.....	15
III.4. Mécanisme d'action des probiotiques.....	16
III.5. Utilisation des probiotiques en aviculture.....	17
III.6. Critères de sélection des bactéries lactiques potentiellement probiotiques.....	18
Partie II : Partie expérimentale	
II. Matériel et Méthodes	
II.1. Matériel.....	20
II.1.1. Matériel biologique.....	20
II.2. Méthodes.....	20
II.2.1. Préparation des échantillons.....	20
II.2.2. Analyse physicochimique.....	21
II.2.2.1. Détermination de pH.....	21
II.2.2.2. Détermination de la teneur en eau et de la matière sèche.....	21
II.2.2.3. Détermination des cendres.....	21

II.2.2.4.Dosage des protéines (Méthode de Kjeldahl).....	22
II.2.2.5.Dosage de la matière grasse.....	23
II. 2.3. Analyse microbiologique.....	23
II.2.3.1.Préparation de la solution mère et des dillutions.....	23
II.2.3.2.Dénombrement de la flore totale aérobie mésophile	24
II.2.3.3.Dénombrement des CT et des CTT	25
II.2.3.4.Recherche et dénombrement de staphylococcus aureus.....	25
II.2.3.5.Recherche et dénombrement des clostridium sulfito-réducteurs.....	25
II.2.3.6.Recherche des salmonelles	26
II.2.4. Isolement et identification des bactéries lactiques.....	27
II.2.4.1. Isolement et purification	27
II.2.4.2. Identification des bactéries lactiques.....	27
II.2.4.3. Identification des souches bactériennes.....	29
II.2.5. Etudes des aptitudes technologiques des souches isolées.....	29
II.2.6. La micro encapsulation des souches probiotiques	34

III. Résultats

III.1.Analyse physicochimique	35
III.1.1. pH	35
III.1.2.La teneur en eau et en matière sèche et cendres	35
III.1.3.Teneur protéinique	36
III.1.4.Teneur en gras	37
III.2.Analyse microbiologique	37
III.3.Isolement et identification des bactéries lactiques	40
III. 3.1.Examen macroscopique et microscopique	40
III. 3.2Tests physiologiques et biochimiques.....	41
III. 4. Etudes des aptitudes technologiques des souches isolées.....	45
III.4.1.Tolérance à la bile.....	45
III.4.2.Tolérance à l'acidité.....	45
III.4.3.Tolérance au suc gastrique.....	47
III.4.4. Tolérance aux antibiotiques	48
III.4.5. Aptitudes inhibitrices des bactéries lactiques.....	48
III.4.6. Effet du surnageant sur les entérobactéries.....	49
III.4.7. Adhésion aux cellules épithéliales.....	51
III.4.8.Autoagrégation.....	52
III.4.9.Co-agrégation.....	53

IV. Discussion

IV.1.Les ParamètresPhysico-chimiques de la viande blanche	54
IV.2.Qualité bactériologique de la viande blanche.....	55
IV.3.Aptitudes technologiques et probiotiques des isolats lactiques.....	57
IV.3.1.Tolérance à la bile.....	57
IV.3.2.Tolérance à l'acidité.....	57
IV.3.3.Tolérance au suc gastrique.....	57
IV.3.4.Résistance aux antibiotiques.....	57

IV.3.5.Auto-agrégation et co-agrégation.....	58
VI.3.6.Adhésion cellulaire	58
IV.3.7.Activité antimicrobienne.....	59
Conclusion.....	
Références bibliographiques	
Annexes	

Liste des abréviations

AFNOR : Association Française de Normalisation

ADH : Arginine Di-Hydrolase

CT: coliforme totaux

CTT:Coliformes Thermo-Tolérants

FTAM:Flore totale aérobie mésophile

Gram+:gram positif

Gram-: gram négatif

ISO:International Standard Organisation

NF: Norme Française

Lb :Lactobacillus

CSR : Clostridium Sulfito-Réducteurs

VF : milieu viande-foie

VRBL : Gélose Lactosée au cristal violet, au rouge neutre et à la bile

VPI et VPII :voges-proskauer 1et 2

Liste des figures

Figures	Titres	Pages
01	Morphologie de l'espèce <i>Gallus gallusdomesticus</i> .	03
02	Anatomie le tube digestif de la poule.	04
03	Valeurs du pH de la viande de poulet des deux races.	35
04	Valeurs de la matière sèche de la viande de poulet dans les deux races.	35
05	Teneur en eau de la viande de poulet dans les deux races.	36
06	La teneur des cendres totales dans la viande de poulet chez les deux races.	36
07	Teneur en protéines dans la viande de poulet chez les deux races.	37
08	Teneur en en matière grasse dans la viande de poulet chez les deux races.	37
09	Dénombrement de la flore aérobie mésophiles des quatre échantillons chez les deux races.	38
10	Dénombrement des coliformes totaux des quatre échantillons chez les deux races.	38
11	Dénombrement des coliformes fécaux des quatre échantillons chez les deux races.	39
12	Répartition des espèces des bactéries lactiques en pourcentage.	44
13	Croissance des bactéries lactiques en présence des sels biliaries.	45
14	Croissance des bactéries lactiques au milieu acide (pH 6,2).	46
15	Croissance des bactéries lactiques au milieu acide (pH 2,5).	46
16	Croissance des bactéries lactiques au milieu acide (pH 2).	47
17	Croissance des bactéries lactiques dans le suc gastrique.	47
18	Evolution de l'auto-agrégation des lactobacilles isolés en fonction du temps	52

Liste des photos

Photos	Titres	Pages
01	Exemple d'adhésion des bactéries lactiques aux cellules épithéliales de l'iléon.	51
02	Exemple d'auto-agrégation des souches isolées.	52
03	Exemple de co-agrégation des souches isolées.	53

Liste des tableaux

Tableaux	Titres	Pages
I	Classification de l'espèce <i>Gallus gallus domesticus</i> .	03
II	Principales caractéristiques nutritionnelles des différentes viandes.	11
III	Nombre et répartition des bactéries viables du poulet de chair.	13
IV	Les microorganismes probiotiques.	15
V	Résultats de la recherche et dénombrement des <i>staphylococcus aureus</i> .	39
VI	Résultats de la recherche et dénombrement des <i>clostridium sulfito-réducteurs</i>	40
VII	Résultats de la recherche des salmonelles.	40
IX	Profil biochimique des souches des bactéries lactiques isolées.	42
X	Profil fermentaire des sucres des souches isolées.	43
XI	Les noms scientifiques des espèces identifiées.	44
XII	Résistance des bactéries lactiques aux antibiotiques.	48
XIII	Résultats de l'activité antimicrobienne des bactéries lactiques sur les entérobactéries.	49
XIV	Activité inhibitrice des surnageants natifs sur les souches indicatrices.	50
XV	Activité inhibitrice des surnageants neutres sur les souches indicatrices.	50
XVI	Adhésion des bactéries lactiques aux cellules épithéliales de l'iléon	51
XVII	Evolution du taux de la co-agrégation en fonction du temps.	53

Introduction

INTRODUCTION

De part sa valeur nutritive, la viande des volailles est un aliment de choix. Sa richesse en eau, en protéines de haute valeur biologique, fait d'elle un aliment indispensable pour une ration alimentaire équilibrée. Cependant et en raison même de ses qualités nutritionnelles, la viande constitue un terrain favorable au développement microbien (**Jeantet et al., 2007 ; Branger , 2004**).

Jusqu'à nos jours, la viande a constitué une denrée de première nécessité en Algérie, suivant qu'elle est une source importante de nutriments, elle est l'aliment par excellence dont la consommation est freinée seulement par les prix, et qui s'apprécie essentiellement au travers des critères qui sont la couleur et la tendreté, teneur protéinique et importance du gras. Ces exigences de consommateur étaient l'axe de différentes études qui ont permis d'identifier les effets de l'espèce, de la race, du sexe et de l'âge des animaux ; et par conséquent la naissance d'un nouveau mode d'élevage autre que l'élevage traditionnel afin d'optimiser l'acte d'achat des volailles autant que la fidélisation du consommateur est largement dépendante de ces propriétés (**Larousse, 1995 ; Vierling, 2008**).

En revanche, cette noblesse en terme nutritionnel obtenue après application d'un mode d'élevage sophistiqué, est affectée par des toxi-infections alimentaires d'origine avicole qui sont souvent liées à des défauts d'hygiène et peuvent être assez graves. La qualité hygiénique des viandes dépend, d'une part de la contamination apportée par les mains des opérateurs, les outils de travail et les plans de travail pendant les opérations d'abattage et de la découpe, et d'autre part du développement et de la croissance des flores contaminantes pendant le refroidissement, le stockage et la distribution (**Feillet., 1998 ; Raudaut et Lefrancq, 2005**)

Les différentes étapes de l'abattage comme le dépouillement et l'éviscération présentent une multitude d'opportunités de transfert de germes sur les carcasses dont la plus part sont des saprophytes et provoquent des altérations organoleptiques des carcasses, ainsi qu'ils provoquent la putréfaction (**Leyral et vierling, 2007**).

Le tractus gastro-intestinal des poulets est constitué d'un écosystème microbien complexe, individuel et typique. Les microorganismes forment un microbiote qui exerce de nombreuses fonctions biochimiques et physiologiques notamment comme complément à la fermentation des nutriments, effet de barrière pour protéger le système digestif contre les bactéries pathogènes et la stimulation dans le développement du système immunitaire (**Luquet et al.,2005 ; Alais et al., 2008**).

Il semble évident qu'un effort considérable doit être fourni pour la compréhension et la détermination de l'objectif de l'isolement, l'identification des bactéries lactiques et l'évaluation des aptitudes probiotiques. Evidemment, Les bactéries lactiques sont utilisées depuis longtemps de façon consciente ou non pour leur activité technologiques introduite dans les industries agroalimentaires et qui réside principalement dans leur capacité à transformer certains sucres en lactate et ainsi à acidifier le milieu environnant. De plus, elles agissent de manière positive sur les performances zootechniques, la flore endogène, le rendement des carcasses et le métabolisme lipidique du poulet de chair lors d'une utilisation en aviculture (**Idoui et al.,2009**).

D'une manière générale, les bactéries lactiques à effet probiotiques, sont considérés comme des agents protecteurs vis-à-vis des risques d'apparitions de pathologies digestives.

Ce travail a trois objectifs :

- ✚ Une estimation du niveau de la qualité physicochimique des carcasses du poulet de chair de la race ISA15 et la race locale (*Gallus gallus domesticus*), avec une étude comparative des résultats.
- ✚ Une appréciation de la qualité microbiologique par l'intermédiaire de l'évaluation du degré d'hygiène d'un poulet issu d'un élevage intensif abattu au niveau d'un abattoir comparativement à celui issu d'un élevage extensif abattue dans des conditions surveillées.
- ✚ Finalement, une exploitation des bactéries lactiques du jabot de la race *Gallus domesticus* : identification et évaluation de leurs propriétés probiotiques

Etude bibliographique

Chapitre I

Le poulet de chair

Chapitre I : LE POULET DE CHAIR

I.1. Définition de l'espèce *Gallus gallus*

C'est un oiseau domestique herbivore et plus précisément granivore. Ovipare, l'œuf se développe entièrement à l'extérieur de la poule. Cet oiseau est élevé à la fois pour sa chair, pour ses œufs, et parfois pour ses plumes (Fournier, 2005).

Les mots poule, poule domestique, poulet ou coq domestique peuvent servir à appeler l'espèce domestiquée globalement ou bien à décrire seulement l'un la femelle, l'autre l'animal prêt à être mangé, ou le mâle. Le nom scientifique des variétés domestiquées de l'espèce est *Gallus gallus domesticus* (Gérard, 2000)

I.2. Description et Classification de l'espèce *Gallus gallus domesticus*

Les volailles présentent un dimorphisme sexuel ; le coq se distingue de la poule par sa taille plus importante, par une crête rouge vive sur la tête et ses barbillons plus développés, par ses ergots, par les coloris plus éclatants de son plumage et par sa queue en panache plumes (Fettah, 2008 ; Coquerelle, 2000).

La figure 01, montre la morphologie d'une espèce *Gallus gallus domesticus*.

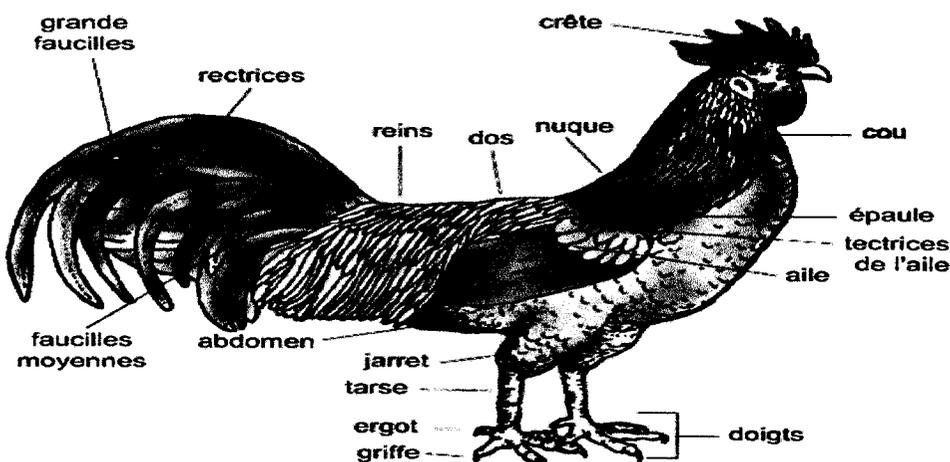


Figure 01 : Morphologie d'une espèce *Gallus gallus domesticus* (Gérard, 2000).

Le tableau ci-dessous donne la classification de cette espèce.

Tableau I : Classification de l'espèce *Gallus gallus domesticus* (Fournier, 2005).

Règne	Animalia
Embranchement	Chordata
Classe	Aves
Ordre	Galliformes
Famille	Phasianidae
Genre	<i>Gallus</i>
Espèce	<i>Gallus gallus</i>
Sous-espèce	<i>Gallus gallus domesticus</i>

I.3. Anatomie du tube digestif

Le système digestif de la poule domestique est très simple mais efficace par rapport à beaucoup d'autres espèces comme les bovins. C'est un appareil très adapté pour transformer les aliments composés en éléments simples assimilables par la paroi intestinale. La principale fonction du tube digestif est de permettre l'absorption sélective des nutriments nécessaires au maintien d'un état nutritionnel adéquat (Koyabizo, 2009).

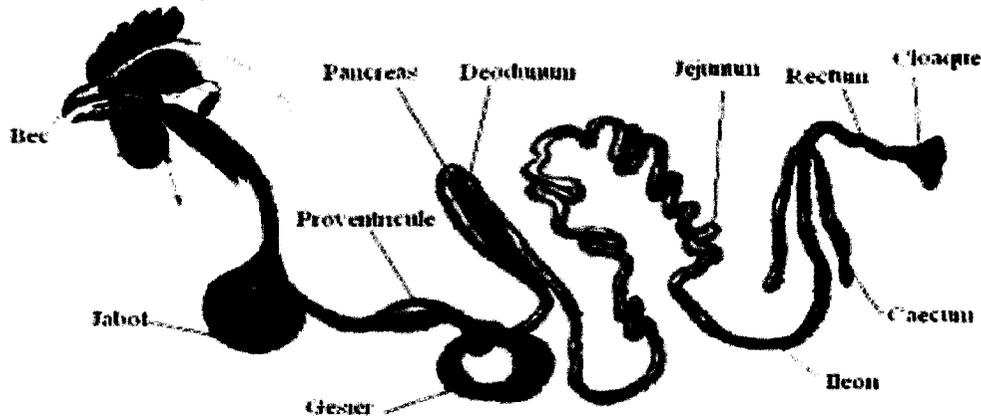


Figure 02: Le tube digestif de la poule (Fettah, 2008).

I.3.1. Bec et cavité buccale : Les Poules, comme la plupart des oiseaux utilisent leur bec pour la préhension des aliments. Ces aliments captés par le bec pénètrent dans la cavité buccale, cette dernière est limitée postalement par les bords (tomies) et caudalement par le pharynx. Elle est recouverte d'un épithélium muqueux, sauf dans sa portion rostrale, au niveau du plafond se trouve la fissure platine (voie respiratoire) (Drogoul et al., 2004).

I.3.2. Glandes salivaires : Les poulets n'ont pas des dents de sorte qu'ils ne sont pas en mesure de mâcher leur nourriture. La bouche contient des glandes salivaires qui sécrètent la salive cette dernière mouille les aliments. Elles possèdent un équipement enzymatique préparant la digestion des sucres dans le jabot (Alamargot, 1982).

I.3.3. Œsophage : L'œsophage est un organe tubuliforme musculomuqueux qui assure le transport des aliments de la cavité buccale à l'estomac. Il se trouve à gauche du cou dans le premier tiers de son trajet puis il dévie à droite pour les deux tiers suivant jusqu'au jabot (Larbier et Leclercq, 1992).

I.3.4 Le jabot : Le jabot est un élargissement de l'œsophage en forme de réservoir situé à la base du cou, au ras de l'entrée de la poitrine, il se présente chez la poule sous la forme d'un sac ventral. Sa paroi qu'est très mince, à une musculature (lisse) peu développée mais riche en fibres élastiques (Alamargot, 1982).

Les aliments peuvent passer directement vers le proventricule, ou être stockés dans le jabot ou bien dans la cavité œsophagienne (Castaing, 1979).

I.3.5. Le proventricule : Le proventricule est situé à gauche dans la cavité abdominale, leur paroi interne très épaisse, est de glandes composées radicalement à l'axe de l'organe. Il est l'estomac sécrétoire qui sécrète des enzymes et d'acide chlorhydrique (Khelil, 1994).

I.3.6. Le gésier : Le gésier ou ventricule est une partie du tube digestif unique pour les oiseaux. Il est souvent désigné comme l'estomac mécanique. Il est situé à gauche dans la cavité abdominale. Le gésier contient presque toujours des quantités d'objets durs tels que grains de gravier ou d'autres qui contribuent à la désintégration de la nourriture ; la principale fonction du gésier est de broyer les aliments en petits morceaux par les muscles du gésier (Gaston, 1979).

I.3.7. Le duodénum : Le duodénum est la partie de l'intestin qui suit le gésier et forme une boucle allongée d'environ 20 centimètres de long. Il débute au pylore puis il forme une grande anse qui entoure le pancréas (Lutondo, 2012).

I.3.8. Le jéjunum et l'iléon : Le jéjunum et l'iléon, ainsi que près de 120 cm de long commencent à l'extrémité caudale du duodénum où la bile et la papille du canal pancréatique sont situés et se terminent à la jonction iléo-caecale-colique (Alamargot, 1982).

I.3.9. Les Cæcums : Les deux poches Cæcums ou aveugles sont environ 16-18 centimètres de long chez l'adulte. Elles s'étendent le long de la ligne de l'intestin grêle vers le foie et sont étroitement attachées à l'intestin grêle sur toute leur longueur par le mésentère (Lutondo, 2012).

I.3.10. Le rectum et le cloaque : Le rectum fait suite à l'iléon et débouche dans le cloaque, leur diamètre est un peu plus grand que celui de l'iléon (Lutondo, 2012). Le gros intestin se termine par le cloaque. Le cloaque est une ouverture de la cavité tubulaire à l'extérieur du corps et commun à l'appareil digestif et urogénital (Bensari, 2005).

I.4. Maladies des poules

L'évaluation de la pathologie aviaire a été aussi considérable, au cours des vingt dernières années que l'évolution de l'élevage avicole lui-même. Les plus importantes mortalités mentionnées en aviculture ont été classées comme suit : stress, coccidiose, salmonellose, maladies respiratoires chroniques. Généralement provenant soit des défaillances dans la conduite d'élevage ou des erreurs dans sa conception, soit l'absence ou l'inefficacité des mesures préventives en matière de protection sanitaire de l'élevage (Bensari, 2004).

I.4.1. Les maladies bactériennes : Ce genre de maladies est essentiellement lié au pouvoir pathogène des bactéries en altérant l'état sanitaire des poules par les perturbations de l'équilibre physiologique de l'organisme, on trouve entre autres : la colibacillose aviaire, la pasteurellose ou choléra aviaire, la salmonellose aviaire (à *Salmonella pullorum* ou *Salmonella gallinarum*) (Autheville, 1979).

I.4.2. Les maladies virales : Parmi ces maladies on distingue (Wiggins G.S. et Wilson A., 1978):

- La variole aviaire ;
- La maladie de Newcastle ;
- La maladie de Marek.

I.4.3. Les maladies parasitaires : Parmi ces maladies on distingue (Alamargot, 1982).

- Les coccidioses ;
- L'aspergillose ;
- Les vers.

I.5. Elevage et abattage des poules

I.5.1. Différents types d'élevage

En élevage avicole, la pratique de la bande unique (un seul âge et une seule souche par ferme) de façon à respecter le système (tout plein - tout vide) constitue la règle d'or de l'élevage. En effet, la réussite de la conduite d'élevage nécessite la maîtrise par l'aviculteur de plusieurs composantes relatives à : l'hygiène, les normes d'élevage, les conditions d'ambiance, les éléments de comptabilité et de gestion (**Bensari, 2005**).

I.5.1.1. Elevage de type traditionnel (extensif) : Ce secteur représente l'élevage familial de type extensif basé sur l'exploitation des races locales rustiques et quelques races importées capables de s'adapter (**Eekeren et al., 2006**). Dans ce type d'élevage la reproduction est naturelle, non contrôlée. Les volailles sont en divagation permanente dans la cour où elles se procurent presque exclusivement leur maigre nourriture. Les épizooties sont souvent foudroyantes par insuffisance de couverture prophylactique (**Gaston, 1979**).

I.5.1.2. Elevage de type moderne (intensif) : Ce secteur comprend l'élevage industriel et semi-industriel ou amélioré.

A. Elevage industriel : La dénomination d'élevages industriels est réservée à des établissements qui possèdent des effectifs importants, utilisent des poussins d'un jour provenant de multiplicateurs de souches sélectionnées, nourrissent leurs volailles avec des aliments complets ou de complémentaires produits par une industrie spécialisée (**Lutondo, 2012**).

On peut ajouter que ces élevages sont censés utiliser en plus des techniques perfectionnées en ce qui concerne le logement des volailles, l'équipement et les accessoires d'élevage (abreuvoirs automatiques, chaînes d'alimentation, évacuation des déjections, etc...) les opérations de conditionnement (nécessité d'un petit abattoir ou d'une tuerie particulière, emballage et réfrigération des carcasses) (**Dantzer et Mormede, 1979**).

B. Elevage semi-industriel ou amélioré : Ce type d'élevage peut se distinguer par les caractères suivants (**Jaque, 1965**):

- L'utilisation de races importées et d'un matériel peu perfectionné ;
- Activité rationnelle et rentabilité sont les seuls objectifs ;
- Assurer une protection médico-sanitaire et une alimentation complète ;
- Conditionnement et écoulement des produits

En somme l'aviculture moderne exige des techniques efficaces, un matériel animal certes importé mais performant.

I.6. Alimentation des poules

I.6.1. Différentes périodes d'alimentation : La production avicole dépend largement de la satisfaction alimentaire des animaux. De ce fait, il est important de bien maîtriser les régimes alimentaires distribués aux animaux et bien déterminer les besoins nutritionnels du poulet (**Larbier et Leclercq, 1992**).

Au cours de l'élevage du poulet de chair, il convient de distinguer trois périodes d'alimentation qui sont (**Bensari, 2005 ; Larbier et Leclercq, 1992**).

- ✓ **Le démarrage** : Il se fait du premier jour à la deuxième semaine (alimentation de démarrage avec mangeoires et abreuvoirs sans support, eau tiède) ;
- ✓ **La croissance** : Elle se fait de la deuxième semaine jusqu'à la sixième semaine.
- ✓ **La finition** : Elle se fait de la sixième semaine jusqu'à la dixième semaine (Voir tableau I et tableau II annexe I)

I.6.2. Les éléments essentiels de l'alimentation des poules : Les poules doivent trouver dans leur alimentation les différents éléments nécessaires à la construction et la reconstruction de tous leurs tissus, ainsi qu'au bon fonctionnement physiologique de leurs organes (**Drogoul et al., 2004**).

Elles doivent également y trouver les calories nécessaires à leurs besoins d'entretien. On peut diviser ces éléments indispensables à la vie en protéines, glucides, lipides, minéraux, oligoéléments, céréales (blé, maïs, orge, sorgho, avoine...), eau et additifs (anticoccidiens, facteurs de croissances, antioxydant...) (**Franck, 1980**).

I.7. Abattage des poules

L'abattage ou le sacrifice désigne la mise à mort des animaux d'élevage dévolus à la production de viande ou de fourrure. Il désigne également par extension la mise à mort d'animaux pour limiter la population d'une espèce, éliminer un animal jugé nuisible ou dangereux, ou enrayer la propagation d'une maladie.

Un abattoir est un bâtiment industriel dans lequel les animaux sont abattus pour la consommation et la boucherie (**Muller, 2008**).

I.7.1. Chaîne d'abattage : Les conditions d'abattage du poulet ont un impact direct sur la présentation et la durée de conservation. Une attention particulière doit être portée sur les conditions d'hygiène du personnel, de la chaîne d'abattage et en règle générale considérer que toutes les manipulations à tous les stades d'abattage sont des points critiques, sources de contaminations éventuelles.

Ce préalable de biosécurité établi, la chaîne d'abattage regroupe donc toutes les opérations d'abattage allant des soins avant la réception au calibrage des carcasses (**Stellman, 2002**).

Du point de vue technique (opérateur), on peut retenir la séquence suivante :

I.7.1.1. Ramassage et transport des volailles

- ✓ **Ramassage des volailles** : La capture des poulets est en toute saison un travail à effectuer la nuit. Cette recommandation devient une obligation en climat chaud et humide. En effet, dans l'obscurité, les poulets sont généralement plus calmes ; il est donc important d'effectuer la capture de poulets pendant les heures les plus fraîches et les moins stressantes de la journée (**Matouty, 1992**).
- ✓ **Transport des volailles** : Il est aussi vrai que la nuit il y a moins de circulation et moins (ou pas) d'embouteillages. La distance entre la ferme et l'abattoir est donc un facteur déterminant dans l'étude des causes de pertes et déclassements à l'abattoir. Cette opération est effectuée dans des camions adaptés aux poulets, de 8 à 12 volailles par cage. Ces derniers doivent subir un nettoyage avant et après le transport des animaux (**Dupin et al., 1992**).

I.7.1.2.Repos et diète hydrique : Ces deux paramètres sont indispensables du fait de leurs avantages hygiéniques et technologiques. La diète hydrique d'environ 12 heures permet de :

- Faciliter la vidange des intestins et d'éviter leurs déchirures au moment du traitement;
- Préserver la carcasse de la souillure des déjections lors de l'éviscération ou l'effilage, ce qui prévient la bactériémie d'abattage et la fragilisation de la peau.

Le repos de 3 heures doit précéder la saignée pour éviter d'avoir des viandes surmenées (Muller, 2008).

I.7.1.3.Inspection ante mortem sanitaire : C'est une intervention clinique ponctuelle obligatoire qui permet de juger de l'état physique et de santé des volailles. Mais, matériellement cette pratique s'avère difficile à cause du nombre parfois élevé et les risques d'étouffement des animaux par la peur. L'inspection s'effectue en principe pendant le repos dans les complexes avicoles (Fosse et Magras, 2004).

I.7.1.4.Accrochage : Les poulets sont accrochés par les pattes sur des fourches qui glissent sur un convoyeur aérien au moyen des galets et d'un système d'entraînement électromécanique. L'ensemble des rails, fourches et chaîne, crochets, balancelles est fixé aux suspentes et poteaux métalliques inertes. La chaîne peut ainsi parcourir des segments en ligne droite, des montées, des descentes ou éventuellement emprunter des angles selon l'étape de traitement qui suit (Stellman, 2002).

I.7.1.5.Etourdissement : Une étape qui permet de réduire le stress et le mouvement des animaux ; les têtes sont plongées dans un bain d'eau sous tension électrique. Cette procédure tranquillise les animaux sans stopper le rythme cardiaque (pour faciliter la saignée ainsi l'obtention d'une carcasse de meilleur qualité) (Feillet, 1998).

I.7.1.6.Mise à mort et saignée : La carcasse est immobilisée dans les cônes –saignoirs ; la tête et le cou sortant par l'extrémité étroite du cône. Par une entaille faite dans le cou, l'opérateur sectionne les veines de la base du crâne; la tête doit encore tenir à la trachée/œsophage. Le sang est alors recueilli dans une gouttière (Dupin et al., 1992).

I.7.1.7.Echaudage : L'échaudage a pour but de faciliter la plumaison ultérieure. En abattage industriel, on recourt généralement à la voie humide en trempant les poulets dans une cuve à échauder munie d'une résistance électrique et d'un thermomètre électronique pour le contrôle de la température (52° C) (Piettre, 1952).

I.7.1.8.Plumaison : La plumaison peut se faire à sec ou par voie humide. Les plumeuses sont constituées d'un tambour ou d'un disque muni de doigts de caoutchouc qui éliminent les plumes préalablement échaudées. La plumaison mécanique nécessite un parachèvement soit par l'enlèvement manuel des Scots. Cette opération doit être effectuée délicatement pour la préservation de l'intégrité de la peau et aussitôt que possible après l'échaudage pour éviter la rigidité des muscles (Stellman, 2002).

I.7.1.9.Découpe des pattes et des têtes: La tête est ensuite arrachée automatiquement avec la trachée et l'œsophage. Les pattes sont coupées et la carcasse raccrochée simultanément à l'articulation des pilons (Dupin et al., 1992).

I.7.1.10. Eviscération : Elle consiste en une ouverture abdominale de la carcasse pour l'extraction des viscères, il existe deux modalités : l'effilage (extraction des intestins par le cloaque) et l'éviscération complète (extraction de tous les viscères thoraciques et abdominaux (trachée, œsophage, jabot). Il ne faudrait pas perdre de vue que les abats comestibles seront séparés immédiatement des autres viscères (**Feillet, 1998**).

I.7.1.11. Lavage: Les carcasses entièrement vidées sont nettoyées par aspersion d'eau. Cette opération permet d'améliorer la présentation du produit final et de diminuer le niveau de contamination (**Stellman, 2002**).

I.7.2. Opérations complémentaires

I.7.2.1. Refroidissement : C'est une opération importante qui doit permettre de ramener la température de la carcasse entre 0 et 4 °C .Deux techniques de refroidissement sont envisageables : par air pour les poulets à congeler et par l'eau glacée pour les poulets à réfrigérer (**Muller, 2008**).

I.7.2.2. Contrôle de qualité et calibrage : Il s'agit de classer, selon le poids, les différentes carcasses. Les informations recueillies à cette étape peuvent s'avérer un outil efficace de gestion pour l'évaluation du rendement des différents stades d'abattage (**Fosse et Magras, 2004**).

I.7.2.3 Emballage et étiquetage : L'emballage des carcasses ne doit pas altérer les caractères organoleptiques de la viande, il doit être solide et assurer une protection efficace de ce produit. La viande refroidie est emballée sous sachet en polyéthylène ou emballée sous film recouvrant une barquette. L'étiquetage présente une carte d'identité du produit commercialisé (**Matouty, 1992**).

Chapitre II

Qualité de la viande de poulet

II.2.1.5. Minéraux : Les viandes de volailles sont une excellente source de minéraux et d'oligo-éléments essentiels pour maintenir le corps humain en bonne santé. Ces viandes contiennent environ 1% de la matière minérale qui est riche essentiellement en phosphate et en fer dont les composés phosphorés organiques jouent un rôle très important dans la contraction musculaire et la maturation de la viande (**Baltazart, 2010**).

II.2.1.6. Vitamines : Les viandes de volailles sont une source appréciable de vitamines essentielles pour le développement de l'organisme. Elles peuvent apporter une fraction importante de la ration journalière recommandée pour les vitamines. Généralement la viande de poulet est riche en vitamines du groupe B et pauvre en vitamine C, mais le foie est très riche en vitamine A et D. Les principaux facteurs de variation de la teneur vitaminique sont l'état d'engraissement, l'alimentation et la teneur en matière grasse (pour les vitamines liposolubles) (**Brunel et al., 2006**).

Le tableau ci-dessous regroupe les principales caractéristiques nutritionnelles des différentes viandes.

Tableau II : Principales caractéristiques nutritionnelles des différentes viandes (**Dupin, 1992**).

Paramètre /espèce	Poulet	Dinde	Bœuf (morceau de 1 ^{ère} catégorie)
L'eau	67%	68%	56%
Protéine	20%	22%	17%
Lipide	12%	12%	26%
Valeur calorique KJ/100g	830	630	1300
Taux de myoglobine mg/muscle de postérieur	1,8	2,7	4-7
Le taux de cholestérol mg/100g de viande	60	70	70

II.2.2. Critères physicochimiques la viande de poulet

II.2.2.1. pH et évolution du muscle post mortem : La maturation de la viande est une étape importante dans la caractérisation de la qualité des produits. Le métabolisme musculaire est profondément modifié lors de l'abattage et la saignée. Le maintien de l'homéostasie musculaire nécessite la synthèse de composés riches en énergie tel que l'ATP qui provient essentiellement de la glycogénolyse et la glycolyse anaérobie (**Jeantet et al., 2007**).

Durant l'installation de la rigidité cadavérique, l'hydrolyse de l'ATP s'accompagne de la libération de protons qui contribuent à la diminution de pH qui se stabilise à une valeur appelée pH ultime (comprise entre 5,7 et 5,9 chez volaille) et qui dépend principalement de la concentration de glycogène dans les muscles au moment de l'abattage (**Alais et al., 2008**).

La combinaison entre le pH bas du muscle (inférieur à 5,8) et la température élevée (supérieur à 35°C) entraîne une dénaturation des protéines musculaires, à l'origine de l'apparition de défauts de qualité des viandes (**Ait abedlouahab, 2001**).

II.2.2.2. Pouvoir de rétention d'eau : Parmi les facteurs qui influencent beaucoup sur l'acceptabilité de la viande par le consommateur, la teneur en eau est la plus importante et qui dépend essentiellement du degré de rétrécissement latéral des myofibrilles au cours de l'installation de la rigidité cadavérique et de la modification associée de la compartimentation de l'eau dans le tissu musculaire (**Achouri, 2008**).

II.2.2.3. Texture : La tendreté de la viande de volaille dépend de la quantité de tissu conjonctif (collagène), de la structure myofibrillaire et des interactions structurelles entre les fibres et la matrice extracellulaire. Dans le cas de la viande de volaille, les problèmes de texture s'élevèrent aussi bien d'une dureté excessive que d'un manque de cohésion de la viande. La dureté excessive de la viande est devenue un problème réel en production avicole depuis le développement de la découpe des carcasses entières (Gigaud, 2008 ; Bourgeois et Leveau, 1991).

II.2.2.4. Couleur : La couleur de la viande est une caractéristique qui influence profondément leur acceptabilité par le consommateur. La couleur de la viande dépend de concentration du pigment hémique ainsi que de son état physico-chimique. Les défauts d'apparence de la viande tels que pâleur excessive, exsudation importante ou mauvaise tenue, ont été décrits par de nombreux auteurs. Il est bien établi que ces défauts sont liés à une chute du pH rapide alors que la température du muscle est élevée (Rennerre, 2006).

II.2.3. Critères organoleptiques

La qualité sensorielle est la plus délicate à mesurer, elle recouvre deux approches (Beaumont et al., 2004 ; Miller, 1989) :

-L'approche analytiques qui utilise la mesure, par un groupe de consommateur entraînés, des caractéristiques sensorielles d'un produit ;

-L'approche hédonique qui vise à apprécier, après de groupes représentatifs de consommateurs, l'acceptabilité ou la préférence d'un produit

II.2.4. Critères microbiologiques

Les microorganismes de la viande ont des origines diverses : une flore originelle et une flore de contamination due à l'abattage (Adams et Moss, 2008 ; Fredot, 2005).

II.2.4.1. Flores de contamination : D'un point de vue source de contamination, deux groupes de flores de ces contaminations existent (Refait, 1987 ; Fosse et Magras, 2004):

A. La flore de contamination due à l'abattage : La viande de poulet peut être souillée au cours des différentes étapes d'abattage. Lors de la saignée, les microorganismes peuvent se trouver sur le couteau mal nettoyé ou sur les poils de l'animal, elles peuvent être également entraînés par le flux sanguin lors de la coupure des carotides, l'intestin du poulet abattu est la source de bactéries les plus importantes tel que *Staphylococcus aureus* et les clostridium (Refait, 1987 ; Cunningham et Cox, 1987).

B. La flore de contamination due aux manipulations : La viande peut être contaminée au cours des manipulations ultérieures, provenant de l'air, du sol, des manipulations éventuellement lors de stockage, il s'agit souvent de *Pseudomonas*, *Clostridium*, *Bacillus*, *Staphylocoque*, *Salmonella* (Fosse J. et Magras C., 2004).

II.2.4.2. Microflore digestive

Chez les oiseaux la flore intestinale du jabot à l'intestin est composée principalement de lactobacilles. La microflore varie en fonction de l'âge de l'animal, de son environnement, du stress et de l'alimentation (Leveau et Bouix, 1993).

La flore indigène a des conséquences sur la santé de l'animal du fait de la production de différents métabolites. Ainsi, elle peut avoir un effet protecteur vis-à-vis des micro-organismes néfastes et est responsable en partie du développement du système immunitaire intestinal. Tous ces effets de la microflore ont des conséquences sur la croissance de l'animal, ainsi que sur la composition et la qualité organoleptique de la viande et de l'œuf. Cela montre qu'une connaissance plus approfondie de la microflore et de ses conséquences sont nécessaires pour essayer de l'orienter dans un but bénéfique à l'animal et au producteur (Autheville, 1979 ; Irène, 2003).

La flore digestive comprend des bactéries et des champignons. Chez le poulet, 29 genres bactériens ont été identifiés. Le tube digestif contient donc une large population bactérienne de différents types métaboliques et morphologiques. Ainsi, le nombre total de cellules bactériennes est plus important que le nombre de cellules eucaryotes constituant le corps de l'hôte (Cunningham et Cox, 1987).

Le tableau ci-dessous, rassemble la répartition des bactéries viables au niveau des différents étages digestif du poulet.

Tableau III : Nombre et répartition des bactéries viables (Log n/ g de contenu) (Irène,2003).

Log n	jabot	gésier	duodénum	iléon	Cæcum
Lactobacilles	8,7	7,3	8,0	8,6	8,7
entérocoques	4,0	3,7	4,0	4,2	6,7
coliformes	1,7	-	2,0	2,7	5,6
levures	2,7	-	1,7	-	2,0
clostridies	-	-	-	-	9,0
Anaérobies obligatoires non sporulées	-	-	-	-	10,0

- : Log < 1

chapitre III

Les probiotiques en aviculture

Chapitre III : LES PROBIOTIQUE EN AVICULTURE

III.1. Historique et définition des probiotiques

Le terme probiotique vient de deux mots grecs « pros » et « bios » qui signifient Littéralement «pour la vie» contrairement au terme antibiotique signifiant « contre la vie » (**Dacosta, 2001**).

La notion de probiotiques a été développée principalement grâce aux travaux de **Metchnikoff (1907)** ayant suggéré que l'ingestion de bactéries lactiques vivantes accroît la longévité en réduisant dans le tube digestif la population de bactéries putréfiantes ou produisant des toxines (**Ait Belgnaoui, 2006**).

Une des premières définitions des probiotiques comme « facteurs promoteurs de croissance produits par des microorganismes » a été proposée par **Lilly et Stillwell en 1965 (Luquet et Corrieu, 2005)**.

Ensuite, **Parker (1974)** a élargit cette définition à des « organismes et substances qui contribuent à l'équilibre de la flore ». Cette définition inclut potentiellement des produits métaboliques microbiens y compris les antibiotiques.

Plus tard, **Fuller (1989)** propose une définition très proche du sens actuel : « supplément alimentaire microbien vivant qui affecte de façon bénéfique l'hôte en améliorant l'équilibre de sa flore intestinale » (**Cuibai, 2008**).

La FAO (Food and Agriculture Organization) et l'OMS (Organisation mondiale de la santé) ont établi récemment des lignes directrices pour l'utilisation du terme « probiotiques » dans les aliments et formulent la définition suivante : « micro-organismes vivants qui lorsqu'ils sont administrés en quantités adéquates, exercent une action bénéfique sur la santé de l'hôte qui les ingère » (**Luquet et Corrieu, 2005**).

III.2. Propriétés des probiotiques

Pour qu'un organisme soit considéré comme étant potentiellement probiotique il doit présenter les caractéristiques suivantes (**Dacosta, 2001 ; Luquet et Corrieu, 2005 ; Cuibai, 2008**) :

- Etre un hôte naturel de l'intestin ;
- Etre capable de persister dans le milieu intestinal ;
- Adhérer aux cellules épithéliales intestinales et exclure ou réduire l'adhérence des pathogènes ;
- Avoir un métabolisme actif et produire des substances inhibant les pathogènes (acides, H₂O₂, bactériocines,...) ;
- Etre non invasif, non carcinogène et non pathogène ;
- Etre capable de co-agréger pour former une flore normale équilibrée ;
- Survivre aux différents procédés technologiques de production ;
- Demeurer vivant dans la préparation alimentaire ;
- Possibilité de cryoprotection ;
- Propriétés organoleptiques et technologiques ;
- Résistance à l'acidité et à la bile.

III.3. Classification des probiotiques

Les principaux microorganismes probiotiques connus à ce jour sont des bactéries (Lactobacilles, bifidobactéries, propionibactéries, *Escherichia coli* et enterocoques) et des levures (*Saccharomyces boulardii*) (Wood et Holzapfel, 1995 ; Loing, 2011).

Parmi les bactéries, les lactobacilles et les bifidobactéries sont les probiotiques les plus étudiés et les plus répandus dans l'alimentation humaine (Malago et al., 2011). Le tableau ci-dessous regroupe les microorganismes probiotiques.

Tableau IV: Les microorganismes probiotiques (Dacosta Y., 2001)

lactobacillus	bifidobactérium	Autres bactéries lactiques	Autres microorganismes
<i>L. acidophilus</i>	<i>B. adolescentis</i>	<i>Enterococcus faecalis B</i>	<i>Bacillus spp,</i>
<i>L. amylovirus</i>	<i>B. animalis</i>	<i>Enterococcus faecium</i>	<i>E.coli strain Nissle</i>
<i>L. brevis</i>	<i>B. bifidum</i>	<i>Lactococcus lactis</i>	<i>Propionibacterium</i>
<i>L. casei B</i>	<i>B. breve</i>	<i>Leuconstoc mesenteroides</i>	<i>freudenreichii</i>
<i>L. cellobius</i>	<i>B. infantis</i>	<i>Pediococcus acidilactici</i>	<i>Saccharomyces cerevisae</i>
<i>L. crispatus</i>	<i>B. lactis</i>	<i>Sporolactobacillus inulinus</i>	<i>Saccharomyces boulardii</i>
<i>L. curvatus</i>	<i>B. longum</i>	<i>Streptococcus thermophilis</i>	
<i>L. delbrueckii</i>	<i>B. thermophilum</i>	<i>St.diacetylactis</i>	
<i>L. farciminis</i>		<i>Streptococcus intermedius</i>	
<i>L. fermentum</i>			
<i>L. gallinarum</i>			
<i>L. gasseri</i>			
<i>L. johnsonii</i>			
<i>L. paracasei</i>			
<i>L. plantarum</i>			
<i>L. reuteri</i>			
<i>L. rhamnosus</i>			

III.3.1. Les ferments lactiques : Depuis très longtemps, les bactéries lactiques sont consommées dans les produits fermentés (produits dérivés du lait, de la viande, du poisson, le vin, la bière, le pain, les produits végétaux...). Elles sont devenues les principaux candidats probiotiques et bénéficient d'un statut GRAS (Generally Regarded As Safe). Concernant les produits métaboliques, le point commun de ces bactéries lactiques est leur capacité à produire de l'acide lactique suite à la fermentation des glucides. Elles peuvent être homofermentaires (70% du produit métabolique est de l'acide lactique) ou hétérofermentaires (50 % acide lactique complété par d'autres composés tels que l'acide acétique, le CO₂ ou l'éthanol)

(Bourgeois et Larpent, 1996 ; Whitman et Parts, 2009; Harley, 2003).

Les bactéries lactiques se présentent le plus souvent sous la forme de coques ou de bacilles à Gram positif, non sporulés, non mobiles, négatifs à la catalase et dépourvus de cytochrome. Elles sont en outre résistantes à l'acide et aérotolescentes (Gournier et al., 1994 ; Prioult, 2003).

III.3.2. Les bifidobactéries : Les Bifidobacteries sont présents naturellement dans l'intestin qu'ils colonisent durant la première semaine après la naissance. Ils font partie des Actinobactéries, sont des bacilles anaérobie strict à Gram positif, immobiles et non sporulés. Leur nom vient des formes à deux branches en Y ou V qu'ils peuvent présenter sous certaines conditions de culture.

Leur rôle majeur est le maintien de l'équilibre de la flore intestinale d'où vient la culture probiotique (Dacosta, 2000; Cuibai, 2008).

III.3.3. Les levures : Les levures peuvent être définies comme des champignons unicellulaires se reproduisant par bourgeonnement ou fission. Les levures ont été utilisées par l'homme depuis de millénaires, sans le savoir, en particulier dans la fabrication de boissons alcoolisées et de pain. Depuis, leur facilité de culture et l'innocuité d'un grand nombre d'espèces en ont fait les microorganismes les plus utilisés pour la production de boissons alcoolisées et de produits de boulangerie, mais aussi comme source de protéines et de vitamines en alimentation humaine et animale (**Leveau et Bouix, 1993**).

Les levures sont également utilisées comme additif alimentaire chez les animaux afin d'améliorer les capacités zootechniques, et comme régulatrice de la flore intestinale chez l'homme (**Gournier et al., 1994 ; Robin et Rouchy, 2001**)

III.4. Mécanisme d'action des probiotiques

Les probiotiques peuvent être considérés comme un moyen de véhiculer des principes actifs qu'ils contiennent (enzymes, composants de paroi, peptides immunomodulateurs, substances antibactériennes...) jusqu'à leurs cibles d'action dans le tractus digestif. Ils peuvent avoir des effets soit directs soit indirects en agissant via des modifications de l'immunité et de la flore (**Dacosta Y., 2001**)

III.4.1. Amélioration de la digestibilité :

Certaines bactéries probiotiques excrètent la β -galactosidase souvent déficiente dans le tractus digestif de l'hôte et facilitent donc la digestion du lactose.

Les bactéries probiotiques contribueraient également à la digestion des glucides plus complexes que le lactose, c'est le cas de certaines souches probiotiques gluconolytiques.

Les probiotiques améliorent ainsi l'utilisation de la ration alimentaire de manière indirecte en agissant sur la microflore intestinale ou au niveau des cellules épithéliales du tube digestif de l'hôte (**Robin et Rouchy, 2001**)

Les souches probiotiques permettraient d'améliorer l'assimilation des acides aminés essentiels pour l'hôte soit en les synthétisant soit en inhibant l'action des désaminases et des décarboxylases bactériennes excrétées par la microflore du tube digestif.

De nombreuses bactéries utilisées comme probiotiques synthétisent des vitamines pouvant être assimilées par l'hôte (**Gournier et al., 1994 ; Cuibai, 2008**).

III.4.2 .Neutralisation des produits toxiques

Les probiotiques provoqueraient une atténuation du catabolisme intradigestif et une orientation de la microflore intestinale pour réduire l'absorption des substances toxiques (ammoniac, amines et indoles) et diminuer les biotransformations des sels biliaires et des acides gras en produits toxiques. Les bactéries probiotiques auraient aussi la capacité de produire des métabolites susceptibles de neutraliser in situ certaines toxines bactériennes (**Gournier et al., 1994 ; Robin et Rouchy, 2001**).

III.4.3. Inhibition des bactéries indésirables

L'inhibition des bactéries indésirables ou pathogènes par les probiotiques peut se faire de différentes façons (**Gournier et al., 1994 ; Robin et Rouchy, 2001**) :

-La production d'acides organiques (acide lactique ou acide acétique) à partir de glucides ingérés limite, en abaissant le pH, le développement des *Escherichia coli*, des *Salmonella* et des coliformes dans le tube digestif. De plus, l'acidification favoriserait la régulation du transit intestinal ;

-Les lactobactéries produisent du peroxyde d'hydrogène inhibiteur de nombreuses souches bactériennes pathogènes ;

-Les souches probiotiques pourraient également réprimer la croissance des bactéries pathogènes par production de substances antimicrobiennes, de type bactériocine capables d'inhiber les germes fréquemment responsables d'infections en élevage ;

-Certaines souches utilisées comme probiotiques possèdent la capacité de déconjuguer les sels biliaires : les formes déconjuguées ont un pouvoir inhibiteur plus important sur le développement des bactéries que les formes conjuguées ;

-Par ailleurs, les probiotiques pourraient agir en inhibant l'implantation des germes pathogènes par compétition pour la colonisation.

III.4.4. Stimulation de l'immunité

Les bactéries probiotiques auraient une action stimulante sur le système immunitaire de l'hôte en agissant sur les cellules impliquées soit dans l'immunité naturelle soit dans l'immunité spécifique.

L'administration par voie orale ou intra péritonéale de souches de bactéries lactiques active les macrophages. Actuellement les mécanismes par lesquels les bactéries lactiques activent les macrophages sont encore inconnus. Mais il est certains que seules les bactéries qui vivent dans le tractus gastro-intestinal de l'hôte sont efficaces sur l'activation des macrophages.

La présence des bactéries probiotiques favoriserait la production d'anticorps, notamment des IgA sécrétoires dans la lumière intestinale. Ces IgA ont un rôle clé dans la lutte contre les bactéries et les levures invasives que dans la tolérance immunitaire vis-à-vis de la flore dominante (Gournier et al., 1994 ; Ait belgnaoui, 2006)

III.5. Utilisation des probiotiques en aviculture

III.5.1. Efficacité zootechniques : Les *Lactobacillus* sont efficaces du point de vue des performances zootechniques. L'addition d'un probiotique, à base de *Lactobacillus*, à la ration alimentaire de poussins durant huit semaines améliore la croissance des animaux et l'indice de consommation.

Les effets zootechniques d'une souche de *Lactobacillus acidophilus* ont été étudiés sur des poussins où leurs ration alimentaire est supplémentée avec la souche *Lactobacillus acidophilus*, un antibiotique, le probiotique et l'antibiotique ou n'est pas du tout supplémentée (lot témoin) (Cuibai, 2008).

Les résultats ont montré que, quelque soit l'additif utilisé le gain du poids et l'efficacité alimentaire augmente de façon identique par contre, la digestion des graisses et la rétention azotée ne sont pas plus élevées que celles du lot témoin.

L'administration du probiotique s'accompagne d'une diminution du poids des fèces et du caecum. Ainsi que d'une modification de la microflore bactérienne dans l'intestin grêle et le caecum : dès le neuvième jour les entérocoques ont pratiquement disparu. Lors de l'addition simultanée des deux additifs il n'y a pas d'effet cumulatif (Gournier et al., 1994).

III.5.2 .Efficacité thérapeutique : La conséquence de l'utilisation des antibiotiques comme facteur de croissance chez le poulet est l'apparition de bactéries pathogènes multirésistantes. Pour remédier à ce fléau de multirésistance bactérienne, il y a lieu d'utiliser les probiotiques qui sont essentiellement utilisés dans le but d'apporter des micro-organismes bénéfiques absents du tractus alimentaire pour que les poulets puissent bénéficier des effets favorables de ces microorganismes (Luquet et Corrieu, 2008).

III.6 .Critères de sélection des bactéries lactiques potentiellement probiotiques

Les probiotiques sont dotés de propriétés de pertinence, d'aptitude technologique, la compétitivité, la performance et la fonctionnalité. L'élucidation des ces mécanismes à la base des effets santé et nutritionnels attribuent aux probiotiques peut aider à associer ces effets aux bactéries probiotiques et à choisir les souches ou le mélange de souches les plus promoteur à cette égard (Loing, 2011).

III.6.1.Innocuité absolue : Une assurance de l'absence totale de toxicité ou de pathogénicité de la souche. Afin de satisfaire à la définition des probiotiques, les microorganismes doivent survivre, persister temporairement dans le tractus digestif et montrent une activité qui doit se traduire par les effets bénéfiques pour l'hôte (Malago et al., 2011).

III.6.2.Survie des probiotiques au cours du transit gastro-intestinal : Pour que la majorité des probiotiques puissent avoir des rôles bénéfiques sur la santé humaine il faut qu'ils gardent une certaine viabilité lors du transit intestinal, ainsi, les probiotiques doivent pouvoir passer sans dommage irréversible la barrière acide de l'estomac, puis l'effet inhibiteur éventuel des sels biliaires (Dacosta, 2001).

III.6.3.Activité antimicrobienne : C'est la première activité recherchée pour le classement d'un bon probiotique. L'inhibition des bactéries indésirables ou pathogènes par les probiotiques peut se faire de différentes façons ; La production d'acides organiques (acide lactique ou acide acétique) à partir de glucides ingérés. En milieu humide, les lactobactéries produisent du peroxyde d'hydrogène inhibiteur de nombreuses souches bactériennes pathogènes (Luquet et Corrieu, 2005)

Les probiotiques pourraient également réprimer la croissance des bactéries pathogènes par production de substances antimicrobiennes, de type bactériocine accompagné du mécanisme de la Co-agrégation (Malago et al., 2011).

Par ailleurs, ils pourraient agir en inhibant l'implantation des germes pathogènes par compétition pour la colonisation (Gournier et al., 1994).

III.6.4.Adhésion à la muqueuse intestinale : Certains probiotiques ont une capacité d'adhérence à l'épithélium digestif, ceci à une grande importance lors d'une sélection des bactéries potentiellement probiotiques.

Cette propriété pourrait constituer un avantage écologique favorisant les chances d'interrelations étroites avec l'épithélium entérocytaire et le système immunitaire local. Certains Lactobacilles adhèrent aux villosités intestinales et inhibent la fixation d'Escherichia coli entéropathogènes on parle d'une compétition bactérienne (Loing, 2011).

Enfin, l'implantation des germes indésirables pourrait être également empêchée, par des probiotiques, par la consommation des nutriments nécessaire au développement des souches pathogènes (Ait belgnaoui, 2006).

III.6.5. Critères technologiques : C'est un des critères les plus importants qui nous permet de prolonger ou pas la durée de conservation des probiotiques additionnés aux denrées alimentaires. Ces caractères sont résumés comme suit (**Malago et al., 2011**):

- ✓ Stabilité au cours de la production et au produit fini lors du stockage (température et humidité)
- ✓ Conservation des propriétés probiotiques après production.
- ✓ La production exclusive d'acide lactique (L+)



Etude expérimentale

II. Matériel et Méthodes

Notre travail a été réalisé au laboratoire de microbiologie de l'université de Jijel.

II.1. Matériel

II.1.1. Matériel biologique

Volaille : Un coq d'espèce *Gallus gallus domesticus* élevé dans une ferme de « Harraten » située à Jijel, a été utilisé dans le but d'étudier la qualité bactériologique et physicochimique de sa chair et pour l'exploitation de la microflore de son jabot.

Une poule de souche ISA15 a été achetée auprès d'une boucherie à Jijel, a été également utilisée pour faire une comparaison entre les deux espèces de point de vue microbiologique et physicochimique.

Jabots et gésiers : trois jabots et trios gésiers (poulet de souche chair ISA 15), récupérés auprès du responsable de l'abattoir de « Khelifat Dib » situé à Kaous, Jijel. Pour étudier la sensibilité des bactéries lactiques au suc gastrique.

Un tissu iléal : Deux intestins de poulet de chair ont été récupérés de l'abattoir de « Khelifat Dib » situé à Kaous, Jijel. La partie idéale a été utilisée pour étudier la capacité des bactéries lactiques à adhérer *in vitro* aux cellules épithéliales de l'intestin.

Des sels biliaires : Des sels biliaires sous une forme lyophilisée produite par l'Institut Pasteur Alger ont été utilisés dans le but de tester la tolérance des bactéries lactiques aux sels biliaires.

Des entérobactéries : Une collection d'entérobactéries isolée du tube digestif de poulet de chair ISA 15 (souches de référence) a été utilisée pour étudier les interactions *in vitro* et l'effet des surnageants des bactéries lactiques sur ces entérobactéries.

II.2. Méthodes

II.2.1. Préparation des échantillons

Pour le premier échantillon (Coq : *Gallus gallus domesticus*), l'abattage et la signée du coq a été réalisée au niveau de la ferme de Harraten où il était élevé. On a effectué une plumaison manuelle à sec dans le laboratoire (sans l'utilisation d'eau chaude). Puis, on a coupé la tête et les pattes, la carcasse a été posée sur un plateau pour l'éviscération par un couteau. Ensuite, le jabot a été retiré. Après éviscération, on a enlevé la peau et lavé la carcasse avec de l'eau de robinet (sous pression). Puis, on a coupé la carcasse en quatre échantillons : deux cuisses et deux poitrines. Ensuite, chaque échantillon a été découpé en deux. Enfin, les échantillons ont été emballés, étiquetés et entreposés dans le congélateur.

Pour le deuxième échantillon (Poule de souche ISA 15), l'abattage et l'éviscération ont été effectués au niveau de l'abattoir et l'échantillonnage a été réalisé au niveau du laboratoire par la même méthode que celle du premier échantillon.

II.2.2. Analyse physicochimique

II.2.2.1. Détermination de pH

La technique de détermination du pH est la suivante (**Boutten et al., 2004**) :

- Pour chaque échantillon, mélanger dans un bécher 1g de la viande broyée avec 9 ml de l'eau distillée ;
- Introduire l'électrode dans chaque suspension et lire les valeurs du pH affichées sur l'écran de l'appareil

II.2.2.2. Détermination de la teneur en eau, en matière sèche et en cendres

La teneur en eau: La teneur en eau a été déterminée selon la technique décrite par **Rabelais(2009)**:

- Mettre 10g de la viande dans un creuset en porcelaine pour chaque échantillon.
- Etuver à 105°C/48heure.
- Peser le poids des creusets après étuvage.

Calcul et expression des résultats :La teneur en eau est donnée par la formule suivante (**Achouri, 2008**):

$$\text{Teneur en eau (\%)} = (m_1 - m_2) \times 100 / M$$

Dont :

m_1 : masse en gramme du creuset avec son contenu avant la dessiccation.

m_2 : masse en gramme du creuset avec son contenu après la dessiccation.

M : masse en gramme de la prise d'essai.

La matière sèche: La matière sècheLa teneur en matière sèche est donnée par la formule suivante (**Larpen, 1997**) :

$$MS(\%) = 100(\%) - \text{teneur en eau (\%)}$$

Teneur en cendres : La minéralisation par voie sèche ou calcination, décrite par la norme **AFNOR NF 04-404**, est une technique utilisée pour la détermination des cendres totales, elle consiste à brûler l'échantillon dans un four à moufle et à recueillir le résidu minéral. La technique décrite par **Lecoq (1965)** a été utilisée pour la détermination de ce paramètre dans les viandes blanches :

- Placer l'échantillon (Après avoir déterminé leur poids sec) dans un creuset en porcelaine préalablement séché et taré ;
- Introduire dans un four à moufle froid porté à environ 250°C pendant quelques heures pour éviter une combustion vive au sein de la masse de l'échantillon ;
- Monter la température progressivement à 450°C puis à 550°C jusqu'à l'obtention d'un résidu blanc et non fondu,
- Peser le résidu obtenu pour déterminer la masse des cendres totales

-Placer la burette contenant une solution d'acide sulfurique titré (CH^+ 0,05 mol/l) avec plaque agitatrice.

-Verser la solution d'acide sulfurique (goutte à goutte) pour neutraliser l'ammoniac qui ramène l'indicateur à sa teinte sensible : gris sale.

Calcul : La teneur en protéines brute de l'échantillon est calculée, sur la base de sa teneur en azote, à l'aide d'un facteur de conversion. Celui-ci résulte de la teneur moyenne de la protéine en azote (16 % N dans la protéine de la viande) :

$$P = \text{CH}^+ \times 2V \times 14/5 \text{ g d'azote /g de viande}$$

CH^+ : titre molaire de la solution d'acide sulfurique titrée (0.05 mol/l)

V : la chute de burette obtenue en ml.

14 : masse molaire de l'azote.

6,25 : coefficient de conversion de l'azote en protéines (protéine de la viande = 6,25)
(Exprimée en g / 100 g).

La teneur en protéine de la viande est égale à :

$$P' = P \times 6,25$$

II.2.2.4. Dosage de la matière grasse

La méthode utilisée est celle dérivée de la méthode de Gerber utilisée en industrie laitière. La technique décrite par **Duran (1971)** a été utilisée :

-Peser 5g de chair finement broyée dans la nacelle d'un butyromètre et recouvrir d'acide sulfurique à 98% (environ 15cm³).

-Plonger le butyromètre dans un bain-marie à 80°C et agiter vigoureusement de temps en temps, le milieu est entièrement liquéfié en 30minutes.

-Après refroidissement, ajouter 1 cm³ d'alcool n-amylque, puis de l'acide sulfurique de manière à faire affleurer le liquide à la graduation de la tige.

- Centrifuger 10 minutes à 1200 tours/minutes et lire directement la teneur en gras sur la graduation de la tige du butyromètre

II.2.3. Analyse microbiologique

II.2.3.1. Préparation de la solution mère et des dilutions :

La technique décrite par **Joffin et Joffin(1999)** a été utilisée :

- Prélever 10g de viande de poulet broyée obtenue à partir des parties superficielles et profondes ;

- Homogénéiser dans 90 cm³ de l'eau physiologique, Cette suspension correspond à la suspension mère et constitue une première dilution (10⁻¹) ;

- Agiter, pendant 10 secondes environ, le récipient contenant la solution mère, par des mouvements circulaires ;
- A l'aide d'une pipette Pasteur stérile, prélever 1cm³ de cette solution ;
- Introduire le liquide prélevé dans un tube contenant 9cm³ de l'eau physiologique ;
- Agiter le tube par mouvements circulaires ou à l'aide d'un appareil à agiter.
- poursuivre jusqu'à la dilution 10⁻⁵.

II.2.3.2. Dénombrement de la flore totale aérobie mésophile (FTAM)

La technique décrite par **Bourgeois et al., (1996)** a été utilisée :

- Liquéfier le milieu PCA et le ramener à 45°C en surfusion ;
- Préparer le matériel nécessaire en prenant deux boites par dilution (10⁻² et 10⁻³) ;
- Prélever 1cm³ de la dilution 10⁻² et l'introduire dans la boite de Pétri en le déposant au centre ou en le répartissant en gouttes au fond de la boites.
- Poursuivre ainsi pour la dilution 10⁻³.
- Couler aseptiquement le milieu PCA maintenu en surfusion à la température la plus basse possible afin de ne pas tuer les germes et homogénéiser en imprimant à la boite des mouvements circulaires.
- Etuver les boites 24 à 48 heures à 37°C.

Lecture et calcul des résultats : Après la période d'incubation spécifiée, les colonies pour chaque boite contenant un nombre de colonies inférieur à 300 et supérieur à 15 ont été comptées et le nombre de microorganismes par g de produit a été calculé (**Guiraud et Rosec, 2004 ; Larpent J. P. et al., 1985**).

Le nombre de microorganismes présents dans l'échantillon est égal à (**Sebald et Petit, 1997 ; Larpent et Gourgaud, 1985**) :

$$N = \frac{\sum C}{V (n_1 + 0,1 n_2) d}$$

Où :

$\sum C$: somme de colonies comptées sur toutes les boites retenues.

n_1 : nombre de boites retenues à la première dilution.

n_2 : nombre de boites retenues à la deuxième dilution.

d : taux de dilution de la première dilution.

V : volume de l'inoculum appliqué à chaque boite.

II.2.3.3. Dénombrement des coliformes totaux et des coliformes thermotolérants (CT, CTT)

La technique de dénombrement est celle décrite par **Larpent (1997)**:

- Liquéfier le milieu VRBL et le ramener à 45°C en surfusion,
- Préparer le matériel nécessaire en prenant deux boites par dilution (10^{-1} et 10^{-2}),
- Pour les coliformes totaux, prélever 1cm^3 de la dilution 10^{-1} et l'introduire dans les boites de Pétri en le déposant au centre ou en le répartissant en gouttes au fond des boites ;
- Poursuivre ainsi pour la dilution 10^{-2} ;
- Appliquer la même procédure pour les coliformes thermotolérants,
- Couler aseptiquement le milieu VRBL maintenu en surfusion à 45°C et homogénéiser en imprimant à la boite des mouvements circulaires,
- Incuber les boites 24 à 48 heures à 37°C pour les CT, et à 44°C pour les CTT.

Lecture et calcul des résultats : Après la période d'incubation spécifiée, les colonies caractéristiques (colonies rouges, de diamètre minimum 0,5 mm) pour chaque boite contenant un nombre de colonies inférieur à 300 et supérieur de 15 ont été comptées et le nombre de microorganismes par g de produit a été calculé (**Ait Abdelouahab, 2007 ; Guiraud et Galzy, 1980**).

Pour calculer le nombre de microorganismes présents dans l'échantillon, on a appliqué la même formule pour le dénombrement de la FTAM (**Bourgeois, 1996; Jeantet et al., 2006**).

II.2.3.4. Recherche et dénombrement de *Staphylococcus aureus*

La technique décrite par **Joffin et Joffin (1999)** a été utilisée :

- Liquéfier le milieu Baird Parker et le ramener à 45°C en surfusion ;
- Additionner au milieu : 1ml de tellurite de potassium ;
- Préparer le matériel nécessaire en prenant deux boites par dilution ;
- Couler aseptiquement le milieu dans les boites et laisser solidifier ;
- Ensemencer les boites en surface par $0,1\text{cm}^3$ de la solution mère 10^{-1} ;
- Répéter avec les dilutions décimales suivantes (10^{-2} et 10^{-3}) ;
- Incuber les boites 24h à 37°C.

Lecture et calcul des résultats : Après la période d'incubation spécifiée, les colonies caractéristiques (colonies noires, convexes, brillantes d'un diamètre compris entre 0,5 mm et 2mm, avec un liseré blanc opaque, entouré d'une auréole claire) ont été comptées et le nombre de microorganismes par ml ou par g de produits a été calculé.

Pour calculer le nombre de microorganismes présents dans l'échantillon, on a appliqué la même formule pour le dénombrement de la FTAM (**Federighi, 2005 ; Guiraud, 2003**).

II.2.3.5. Recherche et dénombrement des clostridium sulfito-réducteurs (CSR)

Les germes en cause sont les clostridies mises en évidence par leur pouvoir sulfito-réducteur

La technique décrite par **Delarras et Morin (1998)** a été appliquée : _____

- Liquéfier le milieu VF et le ramener à 45°C en surfusion ;
- Additionner au milieu : 1,5cm³ de sulfite de sodium 5% et 0,5cm³ d'alun de fer à 5% ;
- Placer 20ml de la suspension mère dans 4 tubes stériles (5ml dans chaque un), et les porter au bain marie à 80°C pendant 10 minutes, et ceci pour éliminer les formes végétatives ;
- suivi d'un brusque refroidissement avec l'eau de robinet ;
- Verser dans chaque tube 20 ml environ de la gélose VF et le mélanger soigneusement sans faire des bulles d'air.
- après solidification de la gélose, incuber les tubes à 37°C/24 à 48 heures.

Lecture

Leur présence se traduit par l'apparition de grosses colonies noires, dénombrer les colonies noires (réduction des sulfites) qui poussent en profondeur et de 5 mm de diamètre, et le nombre de colonie ne dépasse pas 30colonie/ml (NF T 90-415. Octobre 1998).

II.2.3.6.Recherche des salmonelles

La technique décrite par Joffin et Leyral (2006) a été appliquée :

Pré-enrichissement : mise en solution de la flore bactérienne selon les étapes suivantes :

- Prélever 25g de viande de poulet broyée obtenue à partir des parties superficielles et profondes ;
- Homogénéiser dans 225 cm³ d'eau peptonée tamponnée ;
- Incuber la solution obtenue à 37°C pendant 16 à 20 heures.

Cette phase vise à permette aux bactéries lésées (ou stressées) de récupérer leur stabilité.

Enrichissement :

- Ensemencer le bouillon d'enrichissement, bouillon SFB, avec 1cm³ de la culture de pré-enrichissement ;
- Incuber à 37°C pendant 24 heures.

L'étape d'enrichissement permet la croissance et la sélection des bactéries du genre salmonella pour pouvoir être isolées par la suite.

Lecture : La présence d'un trouble dans le tube est considérée comme positive.

Isolement des salmonelles :

- Prélever, à partir d'un tube positif d'enrichissement « SFB », une goutte par l'anse de platine stérile ;
- Déposer cette goutte au bord d'une boîte de Pétri contenant la gélose Hecktoen préalablement fondu et additionné d'additif ;
- Faire l'isolement par épuisement en strie ;
- Incuber à 37°C pendant 24 à 48 heures.

Lecture : Les colonies suspectes seront bleues ou vertes avec ou sans centre noir (Sutra et al., 1998 ;Delarras, 1998).

II.2.4. Isolement et identification des bactéries lactiques

Cette partie a été consacrée à la mise en place d'une collection de bactéries lactiques à partir du jabot de volaille (*Gallus gallus domesticus*).

II.2.4.1. Isolement et purification

A.Mise en culture et enrichissement : La mise en culture et l'enrichissement ont été effectués selon la méthode décrite par **Guiraud(1998)**:

Après avoir récupéré le jabot, nous avons effectué un raclage de leur paroi interne pour avoir leur contenu entier, celui-ci a été mis dans l'eau physiologique pour la préparation de la solution mère et les différentes dilutions (jusqu'à 10^{-7}).

B.Isolement et purification : Les boîtes de Pétri contenant la gélose MRS préalablement coulée, ont été ensemencées à partir des différentes dilutions par épuisement. Ensuite, les boîtes ont été incubées à 37°C pendant 24h.

A partir des boîtes déjà incubées, on a ciblé les colonies bien distinctes et caractéristiques des bactéries lactiques et on a repiqué sur le bouillon MRS. Après incubation à 37°C pendant 24h, on a ré-isolé sur gélose MRS et dès qu'on obtient des colonies homogènes on arrête la purification.

II.2.4.2. Identification des bactéries lactiques

L'identification des souches a été faite sur la base de l'étude des caractères morphologiques, physiologiques et biochimiques (**Delarras, 2007; Labioui et al., 2005 ; Rajvaidya et Markandey, 2006 ; Leyral et al., 1997 ; Gourgaud et Larpent, 1985**) :

A.Examen macroscopique : Afin de déterminer leurs caractères culturels (couleur, forme et taille), les colonies obtenues après incubation sur gélose MRS à 37°C pendant 24 à 48 heures ont été soumises à une observation par l'œil nu.

B.Examen microscopique : Cet examen nous permet de faire la distinction entre les bactéries Gram + et les bactéries Gram - ; les bactéries qui se colorent en rose sont des Gram- alors que les bactéries qui prennent la couleur violette sont des Gram+. Cette coloration permet de connaître la morphologie et le mode de regroupement des bactéries.

La coloration de Gram a été effectuée selon la méthode suivante (**Leyral et Joffin, 1998 ; Raynaud, 2006**) :

- prendre une lame propre et dégraissée ;
- faire un prélèvement de la suspension bactérienne et l'étaler en couche mince ;
- sécher rapidement en le passant au dessus de la flamme d'un bec bunsen ;
- recouvrir la lame par le violet de gentiane pendant 1 minute puis laver ;
- ajouter le lugol et laisser réagir pendant 1 minute puis rincer avec l'eau de robinet ;
- décolorer par l'alcool (30 secondes) puis rincer à l'eau ;
- recouvrir la lame par la fuschine, laver abondamment et laisser sécher à l'aide d'un papier absorbant ;
- faire une observation microscopique (objectif $\times 100$) en immersion.

C.Recherche de la catalase

- Sur une lame déposer une ou deux gouttes d'eau oxygénée ;
- A l'aide d'une anse de platine, prélever une colonie pure et l'émulsionner dans la goutte d'eau oxygénée ;
- La présence d'une catalase se traduit par l'apparition des bulles d'air.

D. Production d'acétoïne : La technique est la suivante :

- Préparer des tubes contenant 5ml du lait écrémé à 12% ;
- Stériliser ces tubes par un traitement thermique de 5 minutes à 90°C au bain marie ;
- Ensemencer par 0.5 ml de la culture bactérienne et incuber à 37°C/24 heures ;
- Après incubation, ajouter respectivement 4 à 5 gouttes de deux réactifs VPI et VPII dans chaque tube suivi d'une agitation intense ;
- Après un délai de 10 minutes, une coloration rose traduit la formation d'acétyl méthyl carbinol, cette substance se transforme en acétoïne sous l'action de la soude VPII et se combine avec l' α -naphtol (VPI) en donnant un complexe de couleur rouge.

E. Recherche de citratase : La technique est la suivante :

- Couler la gélose MRS fondue et additionnée de citrate d'ammonium (0.6%) dans des tubes stériles et laisser se refroidir;
- Ensemencer les tubes par piqure centrale et incuber à 37°C/ 5 jours ;
- Faire la lecture après le 3^{ème} et le 5^{ème} jour d'incubation.
- la présence d'une citratase se traduit par l'apparition d'une croissance avec des bulles de gaz.

F. Recherche du nitrate réductase : La technique est la suivante :

- Ensemencer le bouillon nitraté par la culture bactérienne.
- Incuber à 37°C/24 heures
- Après l'incubation, ajouter 3 à 4 gouttes des deux réactifs NR1 et NR2.
- Faire la lecture
- Les nitrites en milieu acétique ou sulfurique donnent une coloration rose en présence d'acide sulfanilique (NR1) et d' α naphtylamine (NR2).

Toutes réactions apparaissent négative (absence de la coloration rose) doit être vérifiée par l'ajout au milieu de la poudre de Zinc (un agent réducteur qui réduit artificiellement les nitrates en nitrites), si la réaction est véritablement négative, les nitrates sont réduits par les bactéries jusqu'au stade d'ammoniac ou d'azote et donc le résultat est positif.

G. Recherche de l'arginine dihydrolase (ADH) : La technique est la suivante :

- Ensemencer des tubes contenant le milieu Moeller a arginine par les souches à identifier ;
- Incuber à 37°C/24H ;
- Faire la lecture
- La culture dans le milieu de base se manifeste par un virage au jaune du milieu de base dû au métabolisme du glucose (ADH-). La dégradation de l'arginine et la libération d'ammoniac empêchent le virage au jaune (ADH+)

H. Recherche du type fermentaire : La technique est la suivante :

- Ensemencer des tubes stériles contenant le bouillon MRS additionné de la cloche de Durham par la culture bactérienne ;
- Incuber à 37°C/24H et faire la lecture :

- un dégagement de CO₂ (occupe 2/3 de la cloche) caractéristique des espèces hétérofermentaires

I. Profil fermentaire des sucres : Ce test permet d'apprécier la capacité des souches purifiées à fermenter les sucres en utilisant le milieu d'étude de la voie d'attaque des glucides (MEVAG sans sucre) mélangé avec le sucre à tester.

Le test est considéré comme positif s'il y a un virage de la couleur rouge du milieu vers le jaune dû à l'acidification du milieu traduit la fermentation du sucre. La technique est la suivante :

- Faire fondre au bain marie le milieu MEVAG à 100°C puis ajouter le sucre correspondant (3 à 5 gouttes d'une solution saturée de sucre stérile) ;
- Laisser refroidir à une température de 45°C ;
- Ensemencer par pique centrale par les cultures bactérienne à étudiée sur des microplaques ;
- Incuber à 37°C/24H.

J. Test de croissance à différentes températures : Ce test nous permet de distinguer les bactéries lactiques mésophiles des bactéries lactiques thermophiles. La croissance bactérienne est appréciée par l'apparition d'un trouble. Les bactéries lactiques mésophiles poussent à 15°C alors que les thermophiles poussent à 45°C. La technique est la suivante :

- Ensemencer deux tubes de bouillon MRS avec une culture pure pour chaque germe à tester.
- Incuber l'un à 45°C pendant une période de 24 à 48 heures, l'autre à 15°C durant 7 à 10 jours.
- Faire la lecture.

II.2.4.3. Identification des souches bactériennes

Les résultats des différents tests morphologiques et biochimiques ont été traités en se basant sur les données du Bergey's Manual of Systematic Bacteriology.

II.2.5. Etudes des aptitudes technologiques des souches isolées

II.2.5.1. Tolérance à la bile

L'aptitude des bactéries lactiques à résister à la bile, a été déterminée selon la technique décrite par Hydrominus et al. (2000):

- Une culture bactérienne jeune sur bouillon MRS a été centrifugée à 13000trs/4 minutes et le culot a été récupéré ;
- Les cellules récupérées ont été mélangées avec l'eau physiologique pour préparer des suspensions bactériennes ;
- 1ml de chaque suspension bactérienne a été additionné de 9 ml de bouillon MRS à 0.3% de sels biliaires ;
- La densité optique (DO₆₆₀) de chaque culture et le nombre de cellules viables (cellule de Malassez) ont été déterminés à temps zéro heure (T_{0h}) ;
- Les tubes ont été par la suite incubés 2 heures à 37°C.

La résistance des bactéries à ce facteur hostile est estimée par mesure de la densité optique à 660 nm et le dénombrement des cellules par la cellule de Malassez, après les 2 heures d'incubation (T_{2h}).

II.2.5.2. Tolérance à l'acidité

Pour la détermination de l'aptitude des bactéries lactiques à résister à l'acidité, la méthode décrite par Hydrominus et al. (2000) a été appliquée :

- Une culture bactérienne jeune sur bouillon MRS a été centrifugée à 13000 trs/4 minutes et le culot a été récupéré ;
- Les cellules récupérées ont été mélangées avec l'eau physiologique pour préparer des suspensions bactériennes ;
- 1ml de chaque suspension bactérienne a été additionné de 9 ml de bouillon MRS ajusté à différentes valeurs du pH (pH2, pH 2,5 et pH6.2).
- La densité optique (DO_{660}) de chaque culture et le nombre de cellules viables (cellule de Malassez) ont été déterminés à temps zéro heure (T_{0h}) ;
- Les tubes ont été par la suite incubés 2 heures à 37°C.

La résistance des bactéries à ce facteur hostile a été estimée par mesure de la densité optique à 660 nm et le dénombrement des cellules par la cellule de Malassez, après les 2 heures d'incubation (T_{2h}).

II.2.5.3. Résistance au suc gastrique

Ce test a été réalisé selon la technique décrite par Lin et al.(2007) et qui comporte les étapes suivantes :

✓ Préparation du suc gastrique

- 1 volume du contenu du jabot a été dilué avec 2V d'eau distillée stérile, le mélange subit une centrifugation 3000 trs/30min ;
- Après récupération du surnageant le pH doit être ajusté selon la norme du pH *in vivo* du jabot qui est de 4.5 ;
- Une filtration est indispensable à l'aide du papier filtre de 0.2 μ m, suivie d'une brève stérilisation au bain marie.

✓ Préparation de la culture bactérienne

- 1ml de chaque culture jeune a été mis à une centrifugation de 7000/10min ;
- Le culot a été récupéré.

✓ Résistance au suc gastrique du jabot

- Les cellules récupérées ont été mixées avec 1ml du surnageant du jabot.
- Des dilutions décimales ont été réalisées (dans le tampon PBS) à partir des cultures de 0h
- De la dilution 10^{-7} , des boîtes contenant la gélose MRS ont été inoculées pour un dénombrement classique après incubation à 37°C/24H.
- La densité optique (DO_{660}) de chaque culture et le nombre de cellules viables ont été déterminés à temps zéro heure (T_{0h}).

✓ **Incubation et lecture**

L'incubation se fait à 37°C/24heures et le résultat a été interprété après mesure du diamètre de la zone d'inhibition, la présence de cette dernière est une preuve d'antagonisme via les entérobactéries. Par contre, la symbiose est révélée par l'absence de cette zone (**Bekhouche F., 2006 ; Yavuzdurmaz, 2007**).

II.2.5.6. Effet des surnageant des cultures de bactéries lactiques sur les entérobactéries

Les bactéries lactiques ont la capacité de produire des composés antibactériens tels que : l'acide lactique, les bactériocines, l'H₂O₂,... etc.

La méthode utilisée est une méthode décrite par **Schillinger et Lucke (1989)** a été appliquée.

✓ **Préparation du surnageant**

Le surnageant natif a été obtenu après une centrifugation des cultures fraîches des bactéries lactiques en bouillon MRS à 8000 trs/20 minutes. La moitié du volume récupéré a été ajusté à pH6 (surnageant neutre) et stérilisé.

La neutralisation de surnageant permet d'éliminer l'effet des acides organiques précisément le lactate.

✓ **technique**

-La gélose nutritive (GN) fondue a été coulée dans les boîtes de pétri.

-Après solidification de la gélose, chaque boîte a étéensemencée par étalement à l'aide d'écouvillon stérile de 10 µl de chaque souche d'entérobactéries. puis, des puits dans la gélose ont été effectués.

-Ensuite, les puits ont été remplis par le surnageant : deux boîtes pour chaque souche une pour le surnageant natif et l'autre pour le surnageant neutralisé.

✓ **Incubation et lecture**

Les boîtes ont été incubées à 37°C/24heures et le résultat est positif si il y a apparition des zones d'inhibition autour des puits.

II.2.5.7. Adhésion des bactéries lactiques aux cellules épithéliales

La méthode décrite par **Lin et al.(2007)** a été appliquée, elle est réalisée en 3 étapes :

- **Séparation des cellules épithéliales** : Une portion de l'iléon du poulet de chair a été utilisée : tout d'abord ce fragment est lavé par une solution du PBS (pH :7,2) pour le débarrasser de tout son contenu ; il est ensuite placé dans un bain de PBS et soumis à une réfrigération à 4°C pendant 30 min, afin de faciliter la récupération est soumise à des cellules de la muqueuse. Après ce temps d'incubation, la préparation est soumise à 10 lavages dans le PBS, suivis d'un repos pendant 3h à 4°C. La solution obtenue après cette durée d'incubation est la suspension des cellules épithéliales.

Des dilutions décimales sont réalisées à partir de cette suspension : V/9V jusqu'à l'arriver à la dilution 10⁻⁴ qui va être examinée sous microscope optique à l'objectif x 100 , pour garantir que tous les contaminants sont éliminés et que la concentration des cellules épithéliales est ajustée approximativement à 5x10⁴ cellules /ml .

- **Préparation des bactéries lactiques** : Une culture âgée d'une nuit est centrifugée à 6000Trs/10min ; ensuite on a récupéré le culot en lui a ajouté 2 ml du PBS, à partir de la suspension obtenue on a préparé les dilutions décimales V/9V jusqu'à l'obtention de la

dilution 10^{-8} . A partir de cette dernière on a réalisé une coloration simple avec de Violet de Gentiane et on a passé à l'observation microscopique à l'objectif x 100 ; pour confirmer que le nombre des cellules des bactéries lactiques est approximativement à 1×10^8 cellules /ml.

- **Adhésion** : 1 ml de suspension des bactéries lactiques ensemence sur le PBS est mélangé avec 1ml de la suspension des cellules épithéliales, une incubation est faite à 37°C /45minutes avec une agitation chaque 10 minutes. Puis, une goutte de ce mélange est colorée avec une goutte du cristal violet 0,5% pendant 5min.
- **Observation microscopique** : Elle est faite à l'objectif x1000 après préparation de frottis et coloration au cristal violet. Un test positif : adhésion au moins de 15 cellules des lactiques /cellule épithéliale.

II.2.5.8.Auto-agrégation et Co-agrégation

La capacité d'auto-agrégation ou de Co-agrégation à d'autres bactéries est une propriété souche dépendante qui intervient dans la lutte contre les bactéries indésirables.

L'essai de l'auto-agrégation a été effectué selon la méthode décrite par **Kos et al. (2003)** :

✓ Auto-agrégation

Des cultures jeunes de 18 heures ont été subit une centrifugation de 5000g/15minutes pour la récupération des cellules bactériennes, ces dernières ont été lavées deux fois avec le PBS et remis en suspension dans le PBS où le nombre cellulaire est approximativement à 10^8 UFC/ ml.

Pour chaque souche, 4ml de la suspension cellulaire ont été mixées pendant 15 secondes, et l'auto-agrégation a été déterminée pendant 5 heures d'incubation à 37°C .

Chaque heure, 0.1ml de la suspension a été transféré dans un autre tube contenant 3,9 ml du PBS et la densité optique a été mesurée à 620 nm.

Le pourcentage de l'auto-agrégation est exprimé par la loi suivante :

$$1- (A_t / A_0) \times 100$$

A_t : absorbance à t 1, 2, 3, 4 et 5heures à chaque fois.

A_0 : absorbance à t 0 heures.

✓ Co-agrégation

La même méthode décrite dans l'auto-agrégation a été utilisée pour préparer les suspensions cellulaires.

Les souches de références (entérobactéries) ont été enrichit sur bouillon nutritif à 37°C /18heures.

Des volumes égaux (2 ml) pour chaque suspension cellulaire lactiques et entérobactéries ont été mélangés pendant 10secondes.

La Co-agrégation a été déterminée pendant 5 heures d'incubation à 37°C

Chaque heure, 0.1ml du mélange a été transféré à un autre tube contenant 3.9 ml du PBS et l'absorption a été mesurée à 620nm.

III. RESULTATS

III.1. Physicochimie de la viande blanche

III.1.1. Détermination du pH

D'après les résultats illustrés par la figure 03, nous constatons la présence d'une différence remarquable entre les valeurs du pH des deux races ; elle est plus élevée chez l'ISA15 que chez *Gallus gallusdomesticus*, dont le pH maximal est de 6.9 pour la première et de 5.32 pour la deuxième. De plus, le potentiel d'hydrogène est approximativement le même dans toutes les parties de *Gallus gallusdomesticus* et celles de l'ISA15.

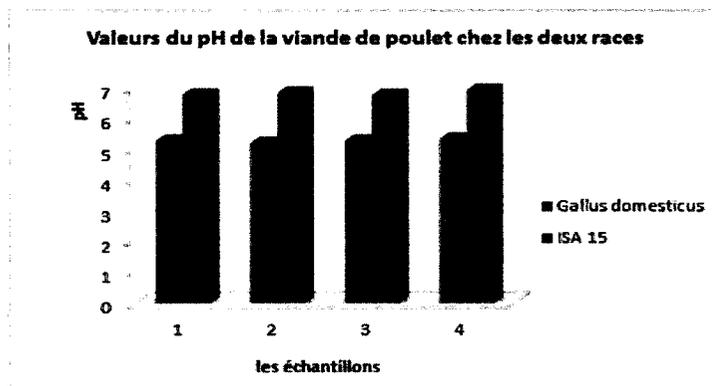


Figure 03 : Valeurs du pH de la viande de poulet des deux races.

III.1.2. Détermination de la matière sèche, de l'humidité et de taux de cendres

D'après les résultats de la figure 04, la teneur en matière sèche est assez variable ; elle est plus forte chez l'ISA15 que chez *Gallus gallusdomesticus*, ces résultats montrent qu'elle atteint une valeur de 27.9 % pour l'ISA15 et une valeur de 23.6% pour la race locale. De plus, nous pouvons noter des différences intra-race ; la matière sèche est plus élevée au niveau de la poitrine chez les deux races.

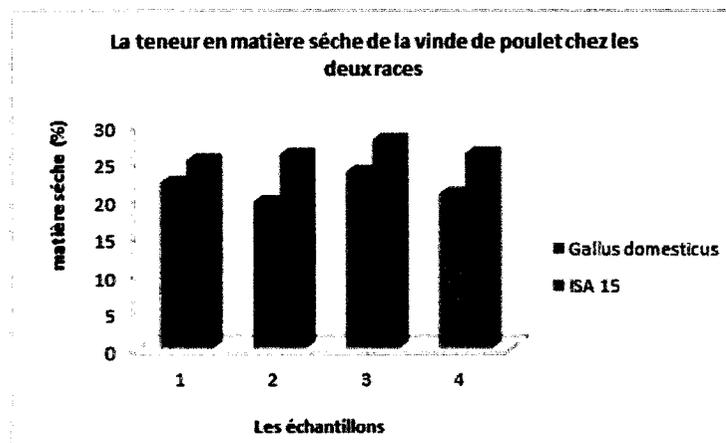


Figure 04 : Valeurs de la matière sèche de la viande de poulet dans les deux races.

Les résultats de la figure 05, permettent de constater que l'humidité relative est faible chez l'ISA15 par comparaison à celle observée au niveau de la race locale. Ces résultats révèlent également que la teneur en eau est plus élevée au niveau de la cuisse par rapport à la poitrine pour les deux races.

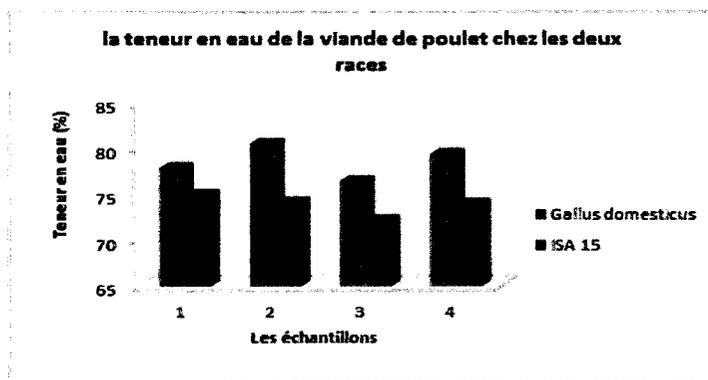


Figure 05 : Teneur en eau de la viande de poulet dans les deux races.

Les résultats obtenus montrent que la haute teneur en matière minérale semble être fournie par l'ISA15 dont la valeur maximale est de 1.90 % et celle de *Gallusgallusdomesticus* est de 1.4%. Cependant la quantité des cendres est presque semblable au niveau de la cuisse et de la poitrine chez les deux races (figure 06).

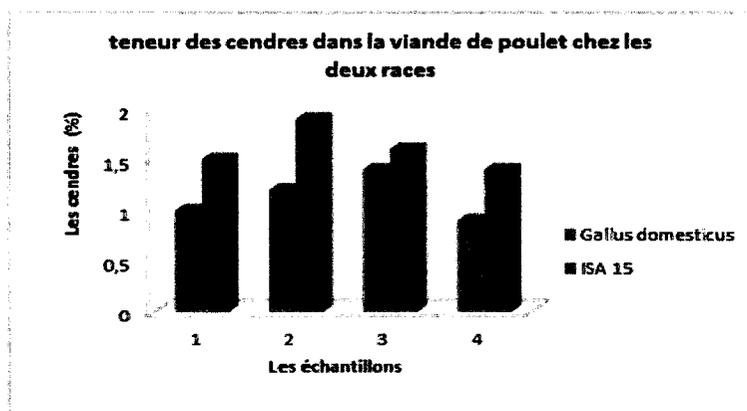


Figure 06 : La teneur des cendres totales dans la viande de poulet chez les deux races.

III.1.3. Teneur de la viande blanche en protéines

D'après la figure 07, il est remarquable que la teneur en protéine est plus élevée chez l'ISA 15 que chez *Gallus gallusdomesticus* dont la valeur maximale chez la première est de 22% par contre elle est de 19,9% chez la deuxième. De plus, nous pouvons noter que la teneur en protéines dans la poitrine est plus élevée que celle dans la cuisse chez les deux races.

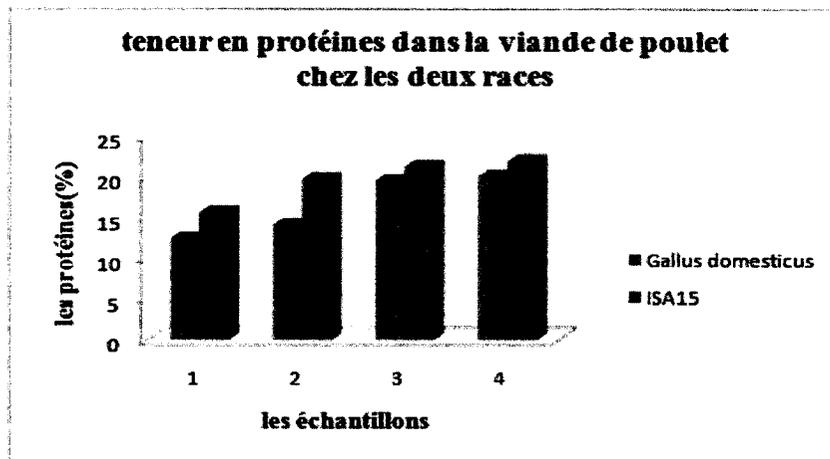


Figure 07 : Teneur en protéines dans la viande de poulet chez les deux races.

III.1.4. Teneur en matière grasse

D'après les résultats mentionnés sur la figure 08, il apparaît que la teneur en matières lipidique est relativement plus élevée chez l'ISA15 que chez *Gallus gallusdomesticus* dont elle atteint une valeur de 11,2g/100g de viande pour la première et 6,5g/100g de viande pour la deuxième. De plus, il est bien clair que la teneur en matière grasse dans la cuisse est plus élevée que celle dans la poitrine.

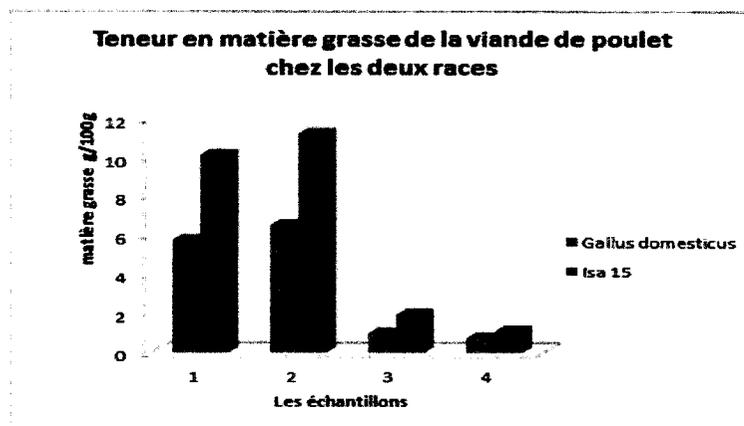


Figure 8: Teneur en en matière grasse dans la viande de poulet chez les deux races.

III.2. Qualité bactériologique de la viande blanche

A .Dénombrement de la flore totale aérobie mésophile : Les résultats obtenues lors de dénombrement de la flore totale mésophile ont montrés que leurs nombre est variable selon la race et les échantillons prélevés. D'après la figure09, on observe que le taux de la flore totale mésophile chez l'ISA 15 est élevé par rapport à la deuxième race.En effet, le nombre de germes retrouvé dans la race *Gallus gallusdomesticus* varie entre $0,036 \times 10^5$ germes /g et $0,11 \times 10^5$ germes /g, alors qu'il est entre 0.36×10^5 germes /g et $0,6 \times 10^5$ germes /g chez la deuxième race.

De plus, Il faut noter que le nombre de la flore totale mésophile dans les échantillons analysés chez les deux races est inférieur à la norme du journal officiel de la république Algérienne N°35 de 27 mai 1988 qui est de 5×10^5 germes/g.

D'après les résultats de la comparaison des moyennes représentés par le tableau I(annexe 2), on remarque que la moyenne de nombre des germes chez la race ISA 15 est supérieure de celui chez la deuxième race. Le test d'analyse des moyennes nous a permis de dire qu'il y a une différence très significative entre les races ($p < 0,01$).

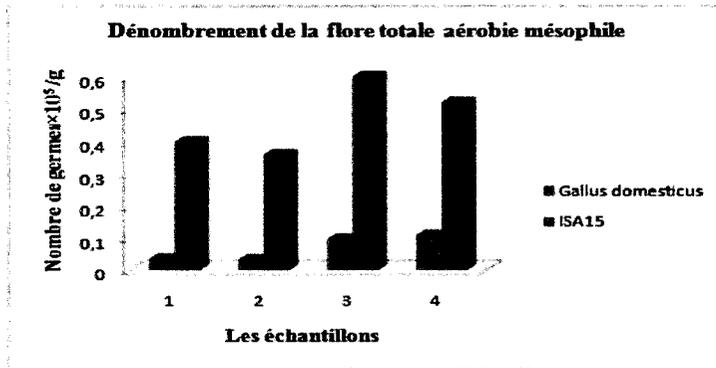


Figure 9: Dénombrement de la flore aérobie mésophiles dans les échantillons de viande blanche

B. Dénombrement des coliformes totaux : D'après le tableauII (annexe 2), on remarque la présence des coliformes totaux avec une moyenne de $0,27$ germes $\times 10^3$ chez l'ISA 15 alors que ces germes sont absents chez la deuxième race. Selon le journal officiel de la république Algérienne N° 35 de 27 mai 1998, les résultats sont conformes à la norme qui est de 10^3 germes/g.

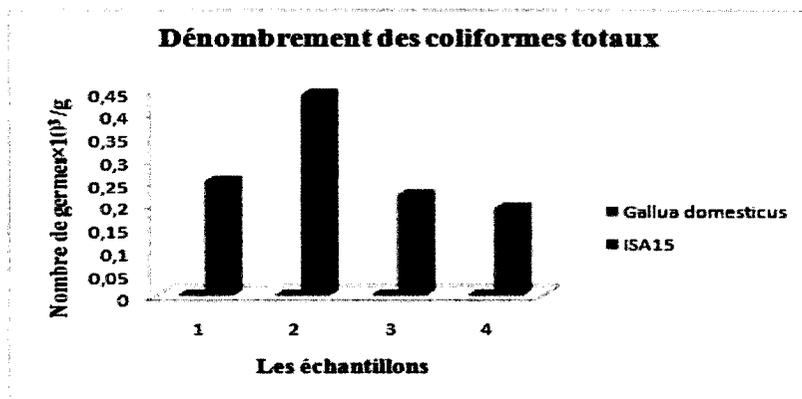


Figure 10 : Dénombrement des coliformes totaux dans les échantillons de viande blanche.

C. Dénombrement des coliformes fécaux : D'après les résultats illustrés dans la figure 11, on observe que le nombre des coliformes thermotolérants est entre $0,15$ et $0,26 \times 10^3$ germes/g chez l'ISA 15. Par contre, nous avons trouvé 0 germes/g chez *Gallus gallusdomesticus*.

Selon le journal officiel de la république Algérienne N° 35 de 27 mai 1998, les résultats sont conformes à la norme qui est de 10^3 germes/g.

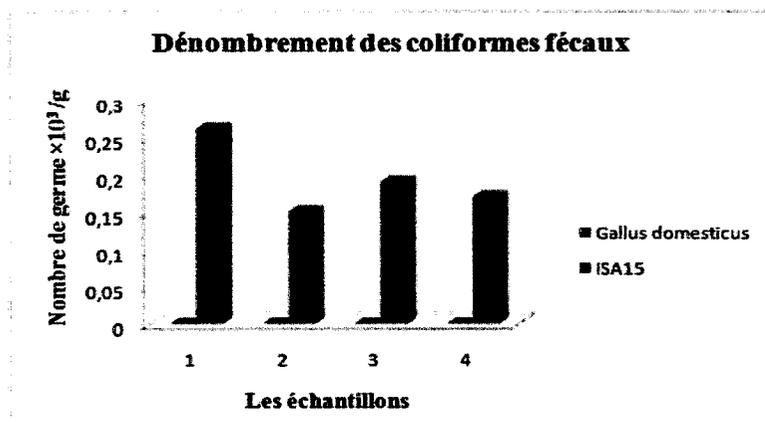


Figure 11: Dénombrement des coliformes fécaux dans les échantillons de la viande blanche.

D. Recherche et dénombrement des *Staphylococcus aureus* : Les résultats ont montré l'absence totale des *Staphylococcus aureus* dans les différents échantillons de viande blanche.

Tableau V : Résultats de la recherche et dénombrement des *Staphylococcus aureus*.

Espèce	Flore	Echantillon	germes 10 ² /g	Moyenne	Ecart type	Norme	
<i>Gallus gallus domesticus</i>	<i>Staphylococcus aureus</i>	cuisse	01	0	0	0	5×10 ²
			02	0			
		poitrine	03	0			
			04	0			
ISA15	<i>Staphylococcus aureus</i>	Cuisse	05	0	0	0	
			06	0			
		poitrine	07	0			
			08	0			

E. Recherche et dénombrement des clostridium sulfito-réducteurs : Le dénombrement des *Clostridium sulfito-réducteurs* montrent l'absence totale de ces germes dans tous les échantillons analysés chez *Gallus gallus domesticus*. Par contre, le nombre des germes atteint une valeur de 20 germes/ml chez l'ISA 15 avec une moyenne de 11 germes/ml. Mais ce nombre reste inférieur à la norme du journal officiel de la république Algérienne N° 35 de 27 mai 1998 qui est de 30 germes/g.

Tableau VI : Résultats de la recherche et dénombrement des *clostridium sulfito-réducteurs*

Espèce	Flore	Echantillon	germes /g	M	Ecart type	Norme
<i>Gallus gallus domesticus</i>	CSR	cuisse	01	0	0	0
			02	0		
		poitrine	03	0		
			04	0		
ISA15	CSR	Cuisse	05	6	11	7,87
			06	3		
		poitrine	07	20		
			08	15		

Recherche des salmonelles : Les résultats montrent l'absence totale des salmonelles dans les différents échantillons analysés chez les deux races.

Tableau VII : Résultats de la recherche des salmonelles.

Espèce	Flore	Echantillon	Nombre de germes/g	Moyenne	Ecart type	Norme
<i>Gallus gallus domesticus</i>	salmonelles	cuisse	01	0	0	0
			02	0		
		poitrine	03	0		
			04	0		
ISA15	Salmonella	Cuisse	05	0	0	0
			06	0		
		poitrine	07	0		
			08	0		

III.3. Isolement, purification et identification des bactéries lactiques

Les résultats de l'isolement et de purification des souches isolées à partir du jabot de l'espèce *Gallus gallus domesticus* nous a permis d'isoler et d'identifier 15 souches de bactéries lactiques.

III.3.1. Examen macroscopique et microscopique

Examen macroscopique : Les colonies isolées sur milieu MRS sont des colonies de différentes tailles, bien isolées, de couleur blanchâtre, brillantes, à contour régulier et une forme circulaire. Après purification des bactéries lactiques sur gélose MRS, nous avons obtenus sur chaque boîte des colonies de même taille, même couleur, même forme et d'un diamètre très minime témoigne la pureté des souches.

Examen microscopique : La coloration de Gram révèle que l'ensemble des souches isolées sont Gram + de forme bacillaire plus ou moins allongée.

III.3.2. Tests physiologiques et biochimiques

D'après les résultats portés sur le tableau IX, il apparaît que :

-Les quinze souches sont à catalase négatif (pas d'apparition des bulles d'air) ;

-Le test de croissance à différentes températures montre que neuf souches sont capables de pousser à 45°C ce sont donc des souches thermophiles, alors que les autres souches sont capables de croître seulement à des températures plus basses (15°C), ce qui les qualifie de se classer parmi les espèces mésophiles ;

-La recherche d'acétoïne sur le lait écrémé stérile donne des résultats qui varient largement d'une souche à l'autre. Neuf ont données un résultat positif, c'est-à-dire la formation d'un anneau rouge après avoir effectué la réaction de Voges-proskauer. Le reste des souches donnent des résultats négatifs (absence d'anneau rouge)

-D'après les résultats du test de l'arginine dihydrolase (ADH), nous avons remarqué que six souches donnent des résultats positifs ; c'est-à-dire capables de dégrader l'arginine et libérer l'ammoniac par le système de l'Arginine désaminase (couleur violet de milieu trouble), le reste donnent des résultats négatifs (couleur jaune).

-Toute fois, la recherche de la réductase révèle que cinq souches sont capables de réduire les nitrates en nitrites donc ce sont des souches à nitrate réductase positif.

-Pour la recherche du citratase, il apparaît que toutes les souches isolées sont incapables d'utiliser le citrate comme seule source de carbone. L'incapacité des bactéries lactiques à utiliser le citrate peut être expliqué par l'absence de gènes codant pour cette fonction, car le métabolisme du citrate est lié à un gène porté par le plasmide (**Corrieu et Luquet, 2005**).

-La recherche de type fermentaire sur bouillon MRS permet de noter que onze souches sont homofermentaires, alors que les quatre souches restantes sont hétérofermentaire.

Les bactéries lactiques homofermentaires produisent l'acide lactique uniquement, alors que les hétérofermentaires produisent, en plus de l'acide lactique, du gaz carbonique et d'autres métaboliques (acétate, éthanol) (**Bourgeois et Larpent, 1996**).

Tableau IX : Profil biochimique des souches des bactéries lactiques isolées.

Souches Tests	J01	J02	J03	J04	J05	J06	J07	J08	J09	J10	J11	J12	J13	J14	J15
Gram	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
Forme	B	B	B	B	B	B	B	B	B	B	B	B	B	B	B
Catalase	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Croissance à 15°C	-	+	-	-	-	-	-	+	+	+	-	-	+	+	-
45°C	+	-	+	+	+	+	+	-	-	-	+	+	-	-	+
ADH	+	+	+	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+	+
Citratase	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Réductase	+	+	+	+	/	/	/	/	/	/	/	/	/	+	/
Acétoine	-	+	-	-	+	+	+	+	+	+	-	-	+	+	-
Fermentation	hé	ho	hé	hé	ho	hé									
Mobilité	-	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+	-
+ : test positif ; - : test négatif ; B : bacille ; hé : hétérofermentaire ; ho : homofermentaire.															

En comparant le profil fermentaire des sucres (Tableau X), nous avons trouvés des différences intra-espèce, certaines ont la capacité de fermenter les sucres, d'autres ne le font pas.

Tableau XI: Le nom scientifique des espèces identifiées.

Souche	Code	Espèce identifiée à
1	J01	<i>Lactobacillus fermentum</i>
2	J02	<i>Lb. farciminis</i>
3	J03	<i>Lb.fermentum</i>
4	J04	<i>Lb. fermentum</i>
5	J05	<i>Lb.acidophilus</i>
6	J06	<i>Lb. acidophilus</i>
7	J07	<i>Lb. acidophilus</i>
8	J08	<i>Lb. plantarum</i>
9	J09	<i>Lb. plantarum</i>
10	J10	<i>Lb. plantarum</i>
11	J11	<i>Lb.crispatus</i>
12	J12	<i>Lb.crispatus</i>
13	J13	<i>Lb. plantarum</i>
14	J14	<i>Lb.farciminis</i>
15	J15	<i>Lb. fermentum</i>

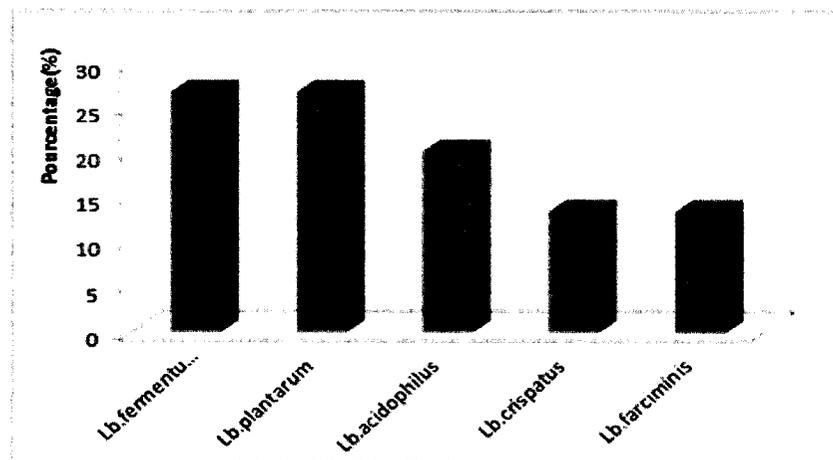


Figure 12 : Répartition des espèces des bactéries lactiques en pourcentage.

III. 4. Etude des aptitudes technologiques et probiotiques des souches isolées

III .4.1. Tolérance à la bile

Avant d'évaluer en tant que probiotiques dans les poulets, des caractéristiques importantes des lactobacilles ont été étudiés. Les bactéries lactiques doivent tolérer le passage gastro-intestinal qui provoque des conditions de stress tel que l'activité détergentes des sels biliaries.

D'après les résultats illustrés par la figure 13, nous pouvons noter qu'il y a une diminution de nombre de viabilité des 5 souches après culture en présence des sels biliaries(0,3%), mais les souches de *Lb. farciminus* et *Lb.crispatus* n'ont pas pu maintenir leurs niveaux acceptables de survie dont le taux de réduction est de 65,79% pour la première souche et de 60,63% pour la deuxième souche. Contrairement aux souches *Lb. fermentum* et *Lb. plantarum* qui présentent une bonne résistance aux sels biliaries dont le taux de réduction est de 24,29 % et 20,01% respectivement.

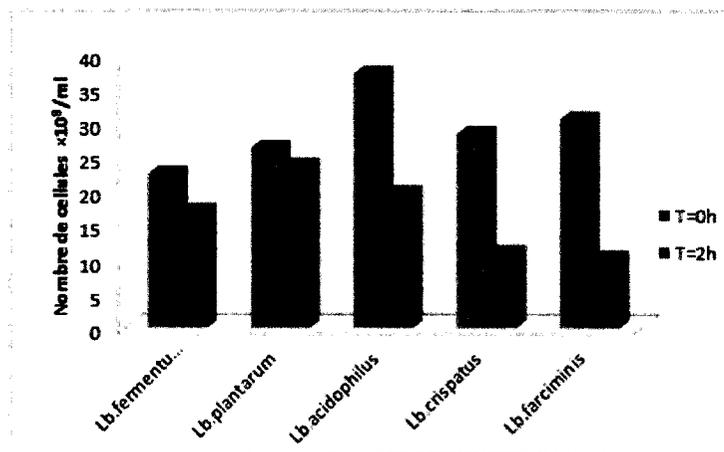


Figure 13: Croissance des bactéries lactiques en présence des sels biliaries.

III .4.2. Tolérance à l'acidité

La résistance aux acides peut être facilement surveillée et elle est considérée comme l'une des propriétés importantes des bactéries lactiques probiotiques. Les résultats obtenus illustrés par la figure 14, montrent une existence d'une viabilité continue des isolats dans le bouillon MRS à pH 6,2 avec des taux de survie compris entre 83,98% pour *Lb.farciminus* et 100% pour *Lb.fermentum*.

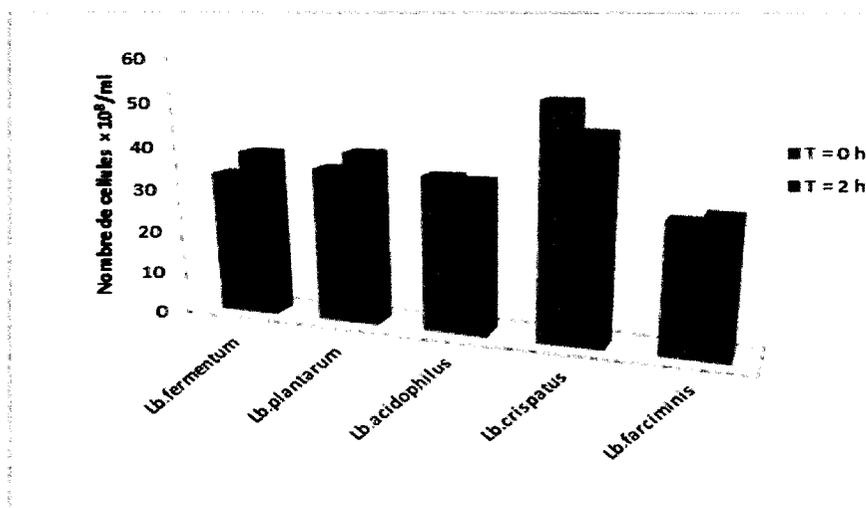


Figure 14: Croissance des bactéries lactiques au milieu acide (pH 6,2).

D'après la figure 15, Il est établi que les souches possèdent une tolérance variable à pH 2,5 dont *Lb. acidophilus* et *Lb. fermentum* ont été les plus résistantes avec un taux de survie égale à 73,47% et 63,75 % respectivement, en revanche, il apparait que *Lb. farciminis* est la plus sensible avec un taux de survie de 31,91%.

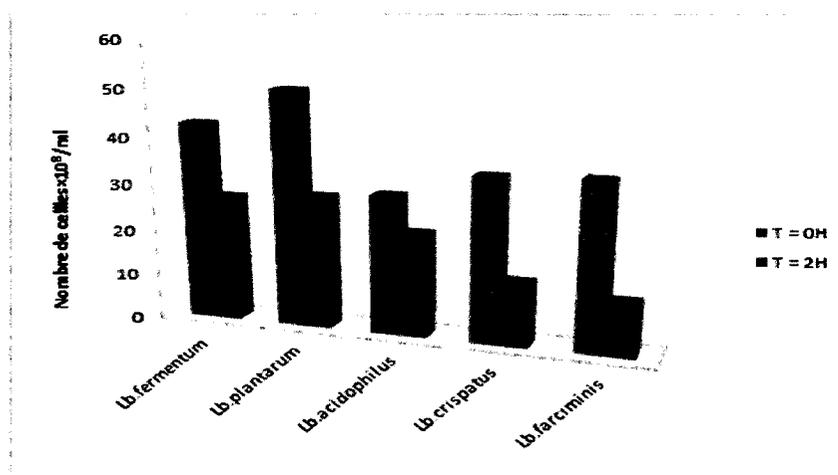


Figure 15: Croissance des bactéries lactiques au milieu acide (pH 2,5).

Cependant, les résultats illustrés dans la figure 16, montrent qu'il y a une réduction de la viabilité de toutes les souches à pH 2 dont les taux de réduction varient entre 33,29 et 80,24%, à l'exception de la souche *Lb. acidophilus* qui présente une bonne résistance (avec un taux de survie de 66,7%).

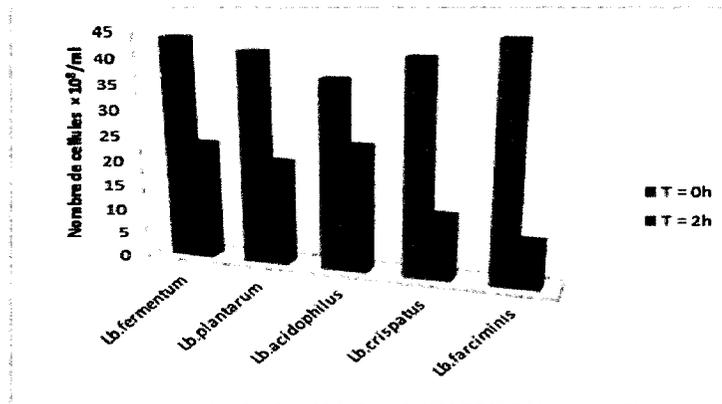


Figure 16: Croissance des bactéries lactiques au milieu acide (pH 2).

D'après les résultats obtenus, nous avons remarqués qu'il y a une réduction de la croissance bactérienne avec l'abaissement du pH, les résultats montrent aussi qu'il y a une chute de croissance sur le milieu à pH 2 comparativement au milieu à pH 2,5.

III.4.3. Tolérance au suc gastrique

Il est nécessaire pour évaluer la capacité de résistance des bactéries lactiques au stress digestif avant leur utilisation comme probiotiques. Les résultats illustrés par la figure 17 permettent de constater une excellente résistance des souches isolées à l'exception de la souche *Lb. farciminis* qui montre une légère diminution du nombre de cellules bactériennes avec un taux de réduction de 44,93%.

Cependant il apparait que les souches *Lb. acidophilus*, *Lb. plantarum* sont les plus résistantes comparativement aux autres souches.

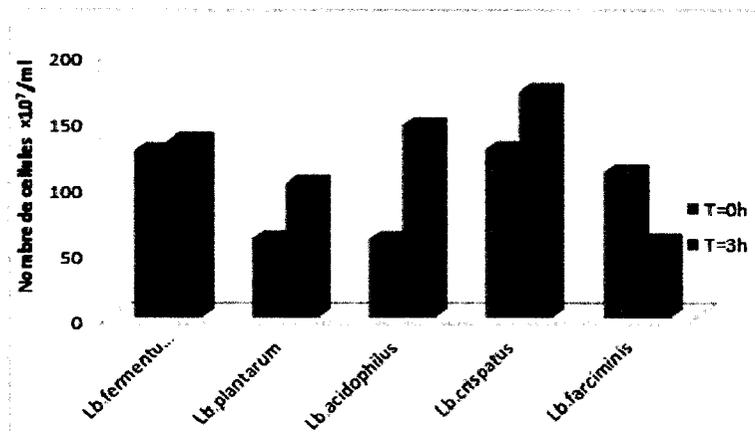


Figure 17: Croissance des bactéries lactiques dans le suc gastrique.

III .4.4. Résistance aux antibiotiques

Les résultats de l'antibiogramme de nos souches sont portés sur le tableau XII qui montre que toutes les souches sont résistantes aux antibiotiques Streptomycine, Céfotaxime, Compound solfonamides et Clostrinsulphate dont le diamètre des zones d'inhibition est inférieur à 15mm à l'exception de la souche *Lb.crispatus* qui est sensible à Compound solfonamides. Les résultats montrent aussi qu'il a une sensibilité de toutes les souches vis-à-vis la Pénicilline G, Amoxicilline et Erythromycine.

Tableau XII : Résistance des bactéries lactiques aux antibiotiques.

Souches		S	CTX	P	COM	COL	A	E
J 01	<i>Lb.fermentum</i>	R	R	S	R	R	S	S
J 02	<i>Lb.farciminis</i>	R	S	S	R	R	S	S
J 03	<i>Lb.fermentum</i>	R	S	S	R	R	S	S
J 04	<i>Lb. fermentum</i>	R	R	S	R	R	S	S
J 05	<i>Lb.acidophilus</i>	R	R	S	R	R	S	S
J 06	<i>Lb.acidophilus</i>	R	R	S	R	R	S	S
J07	<i>Lb.acidopuilus</i>	R	R	S	R	R	S	S
J 08	<i>Lb.plantarum</i>	R	R	S	R	R	S	S
J 09	<i>Lb.plantarum</i>	R	R	S	R	R	S	S
J 10	<i>Lb.plantarum</i>	R	R	S	R	R	S	S
J 11	<i>Lb.crispatus</i>	R	R	S	S	R	S	S
J 12	<i>Lb.crispatus</i>	R	S	S	S	R	S	S
J 13	<i>Lb.plantarum</i>	R	R	S	S	R	S	S
J14	<i>Lb.farciminis</i>	R	R	S	R	R	S	S
J 15	<i>Lb.fermenentum</i>	R	R	S	R	R	S	S
<p>(R):Résistante(S): SensibleS: Streptomycine 10µg. CTX: Cefotaxime 30µg.P:Penicilline G 10 Units. COM: Compound solphonamides 300µg COL: Colistinsulphate 50µg A:Amoxicilline 25µg.E:Erythromyine 15µg.</p>								

III.4.5. Aptitude inhibitrice des bactéries lactiques

D'après les résultats indiquées par le tableau XIII, on constate que toutes les souches lactiques ont un pouvoir antagonisme vis-à-vis les souches indicatrices. Sur la base des résultats obtenus sur l'activité antimicrobienne des souches sélectionnées, la souche *Lactobacillus acidophilus* exerce un effet inhibiteur remarquable sur toutes les souches des entérobactéries. En revanche, *Lb.farciminus* présente moins d'antagonisme via les souches pathogènes utilisées.

Les zones d'inhibition ne sont pas claires mais avec des bordures bien distinctes. Malgré qu'une croissance bactérienne ait été observée au niveau de la zone inhibitrice, l'antagonisme est considéré comme présent avec un diamètre d'inhibition variable suivant la souche testée.

Tableau XIII: Résultats de l'activité antimicrobienne des bactéries lactiques envers les entérobactéries.

	<i>Enterobact</i> sp.	<i>Citrobact</i> sp.	<i>Citrobact</i> sp.	<i>Proteus</i> sp.	<i>E. coli</i>	<i>Serratia</i> sp.
<i>Lb. fermentum</i>	+	+	+	-	+	+
<i>Lb. farciminus</i>	-	-	-	-	-	+
<i>Lb. fermentum</i>	+	+	+	+	+	+
<i>Lb. fermentum</i>	+	+	+	-	+	+
<i>Lb. acidophilus</i>	+	+	+	+	+	+
<i>Lb. acidophilus</i>	+	+	+	+	+	+
<i>Lb. acidophilus</i>	+	+	+	+	+	+
<i>Lb. plantarum</i>	+	+	+	+	+	+
<i>Lb. plantarum</i>	+	+	+	+	+	+
<i>Lb. plantarum</i>	+	+	+	+	+	+
<i>Lb. crispatus</i>	-	-	+	+	+	+
<i>Lb. crispatus</i>	-	+	+	+	-	+
<i>Lb. plantarum</i>	+	+	+	-	+	+
<i>Lb. farciminus</i>	-	+	-	-	-	-
<i>Lb. fermentum</i>	-	+	+	+	-	+
(+) inhibition	(-) aucune inhibition					

III.4.6. Effet des surnageants des bactéries lactiques sur les entérobactéries

- **Effet du surnageant natif :** D'après les résultats obtenus, nous constatons que l'effet des surnageants natifs n'était pas semblable envers la collection des souches cibles ; en effet le diamètre des zones d'inhibition varie entre 7 mm et 40mm. Il apparaît que la totalité des surnageants natifs des souches lactiques sont capables d'inhiber les souches d'entérobactéries mises en test.

Il est à noter que la souche *Lb. acidophilus* est la plus active (avec un diamètre d'inhibition de 39 mm contre la souche *E. coli*) par contre *Lb. farciminus* présente des spectres d'inhibition des entérobactéries faibles avec un minimum de 07 mm avec la souche *Enterobact*sp.

Tableau XIV: Activité inhibitrice des surnageant natifs sur les souches indicatrices.

	Diamètre de la zone d'inhibition (mm)					
	<i>Enterobacter</i>	<i>Citrobacter</i>	<i>Citrobactersp</i>	<i>Proteus</i>	<i>E.coli</i>	<i>Serratia</i>
<i>Lb.fermentum</i>	08	24	12	17	20	23
<i>Lb.farciminus</i>	13	10	12	14	17	20
<i>Lb.fermentum</i>	08	24	21	11	20	30
<i>Lb.fermentum</i>	09	27	26	23	27	21
<i>Lb.acidophilus</i>	25	31	25	26	30	22
<i>Lb.acidophilus</i>	19	27	24	27	15	30
<i>Lb.acidophilus</i>	30	26	20	35	39	33
<i>Lb.plantarum</i>	27	22	27	25	28	40
<i>Lb.plantarum</i>	35	21	33	30	24	23
<i>Lb.plantarum</i>	31	29	19	22	21	28
<i>Lb.crispatus</i>	12	17	13	9	17	26
<i>Lb.crispatus</i>	15	18	20	10	13	25
<i>Lb.plantarum</i>	17	23	18	07	21	24
<i>Lb.farciminus</i>	07	12	10	9	12	18
<i>Lb.fermentum</i>	11	12	15	10	11	19

- **Effet du surnageant neutre :** Le tableau XVI nous permet de constater la présence d'une variation répondeue et importante, et l'activité du surnageant neutre n'était pas semblable dans toutes les bactéries indicatrices. Il apparait que les surnageants neutres des bactéries lactiques inhibent l'ensemble des souches mises au test avec des zones d'inhibition qui comprit entre 0 et 40 mm.

Tableau XV: Activité inhibitrice dessurnageants neutres sur les souches indicatrices.

	Diamètre de la zone d'inhibition mm					
	<i>Enterobacter</i>	<i>Citrobacter</i>	<i>Citrobactersp</i>	<i>Proteus</i>	<i>E.coli</i>	<i>Serratia</i>
<i>Lb.fermentum</i>	19	14	18	00	22	31
<i>Lb.farciminus</i>	00	14	12	00	00	19
<i>Lb.fermentum</i>	24	18	17	00	17	34
<i>Lb.fermentum</i>	23	21	00	24	23	27
<i>Lb.acidophilus</i>	31	24	20	28	34	33
<i>Lb.acidophilus</i>	24	19	17	30	28	40
<i>Lb.acidophilus</i>	29	21	13	21	39	30
<i>Lb.plantarum</i>	11	6	8	00	12	24
<i>Lb.plantarum</i>	18	21	23	18	24	26
<i>Lb.plantarum</i>	22	23	20	16	27	22
<i>Lb.crispatus</i>	00	13	10	11	00	17
<i>Lb.crispatus</i>	14	00	15	00	7	20
<i>Lb.plantarum</i>	32	24	20	28	33	32
<i>Lb.farciminus</i>	10	4	00	00	00	12
<i>Lb.fermentum</i>	00	16	00	00	00	39

III.4.7. Adhésion des bactéries lactiques aux cellules épithéliales

L'adhésion des bactéries lactiques isolées aux cellules épithéliales de l'iléon de poulet de chair est l'un des critères les plus importants pour la sélection des bactéries probiotiques. La photo représente l'aspect microscopique des cellules épithéliales du tube digestif de poulet en présence des bactéries probiotiques. Les cellules de *Lb. plantarum* ont une excellente adhésion aux cellules intestinales de l'iléon. Tandis que les souches *Lb. crispatus* et *Lb. acidophilus* présentent une adhésion modérée, alors que la souche *Lb. fFarciminis* ne présente aucune capacité d'adhésion.



Photo 01 : exemple d'adhésion des bactéries lactiques aux cellules épithéliales de l'iléon

Tableau XVI : Adhésion des bactéries lactiques aux cellules épithéliales

souches	Test
	<i>Lb. fermentum</i>
<i>Lb. farciminus</i>	+
<i>Lb. fermentum</i>	+
<i>Lb. fermentum</i>	+
<i>Lb. acidophilus</i>	+
<i>Lb. acidophilus</i>	+
<i>Lb. acidophilus</i>	+
<i>Lb. plantarum</i>	+
<i>Lb. plantarum</i>	+
<i>Lb. plantarum</i>	+
<i>Lb. crispatus</i>	+
<i>Lb. crispatus</i>	+
<i>Lb. plantarum</i>	+
<i>Lb. farciminus</i>	+
<i>Lb. fermentum</i>	+

III. 4.8. Auto-agrégation

La vitesse de sédimentation des bactéries lactiques a été mesurée sur une période de 5 h. Les résultats ont montré que la souche s'expose à un phénotype d'auto-agrégation. Ces résultats sont exprimés en tant que pourcentage de réduction de l'absorbance d'un mélange de la suspension et par conséquent le taux de l'autoagrégation après 5 h. D'après les résultats illustrés par la figure 20, nous constatons que toutes les souches possèdent un pouvoir d'auto-agrégation, et il est remarquable que le taux de sédimentation s'accroît en fonction du temps.

Il apparaît que la capacité de sédimenter est relativement plus élevée chez *Lb. acidophilus* comparativement aux autres isolats dont le taux d'agrégation atteint après une incubation de 5h une valeur de 65,15 %. La souche la moins sédimenter est *Lb. crispatus* et son taux d'agrégation est de 25%.

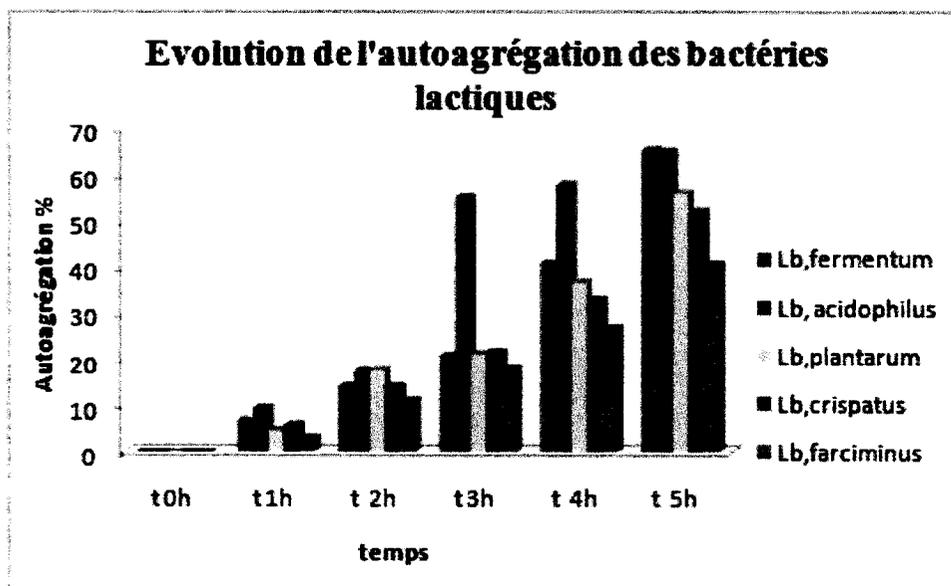


Figure18 : Evolution de l'auto-agrégation des lactobacilles en fonction du temps.

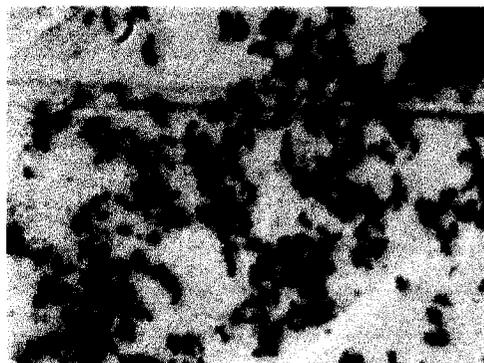


Photo 02: exemple d'autoagrégation des souches isolées

III.4.9. Co-agrégation

Parallèlement au phénomène de la co-agrégation en présence d'une souche indicatrice *E. coli*, on observe d'après le tableau au-dessus que la propriété de la co-agrégation existe pour la plus part des lactobacilles isolés en exception *Lb.farciminus*, cette dernière présente un taux de la co-sédimentation presque nulle. Par contre, Le taux de la co-agrégation atteint jusqu'à 24% chez *Lb.acidophilus*.

Tableau XVII : Evolution du taux de la co-agrégation en fonction du temps.

	<i>Lb.fermentum</i>	<i>Lb.farciminis</i>	<i>Lb.fermentum</i>	<i>Lb.fermentum</i>	<i>Lb.acidophilus</i>	<i>Lb.acidophilus</i>	<i>Lb.acidophilus</i>	<i>Lb.plantarum</i>	<i>Lb.plantarum</i>	<i>Lb.plantarum</i>	<i>Lb.plantarum</i>	<i>Lb.crispatus</i>	<i>Lb.crispatus</i>	<i>Lb.plantarum</i>	<i>Lb.farciminis</i>	<i>Lb.fermentum</i>
T=0h	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
T=5h	15,69	1	17,85	18,8	19,55	20,89	24	17	14,08	12,025	7,07	5,4	16,81	0,5	17,72	

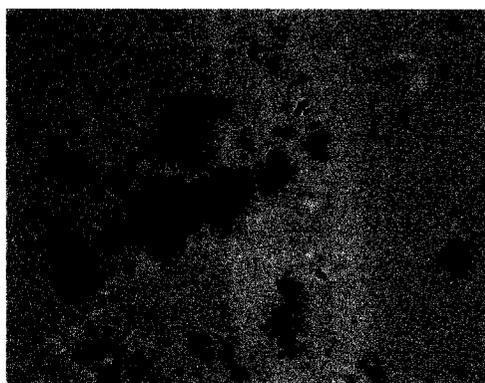


Photo03 : exemple de co-agrégation des souches isolées

Discussion

IV. DISCUSSION

IV.1. Les Paramètres Physico-chimiques de la viande blanche

-pH: Les résultats obtenus montrent que le pH de la chair de l'ISA15 est supérieur à celui de *Gallus gallusdomesticus*. Ces résultats sont confirmés statistiquement après application du test de student et une différence significative a été signalée ($P < 0,05$)

Ces résultats sont en relation avec ceux de **Fremery et Lineweaver (1962)** qui ont montré qu'une acidification progressive du muscle et donc une chute du pH musculaire *post mortem* se poursuit jusqu'à l'arrêt des réactions biochimiques anaérobies (ou glycolyse). La différence entre les valeurs de pH observée pour les deux espèces peut être liée aux facteurs suivants : le stress, conditions d'abattage (jeûne, transport... etc.) et la race.

Le stress qui survient au cours de la période qui précède et qui entoure l'abattage, peut contribuer à diminuer les réserves énergétiques du muscle (**Mcginniset al., 1989**). Chez les volailles, l'effet du jeun sur la quantité du glycogène musculaire et le pH est controversée. Donc, lors de l'abattage le poulet de souche ISA15 a probablement subi un stress lors de l'abattage par rapport à *Gallus gallusdomesticus* ce qui s'est traduit par une valeur élevée du pH et une basse acidité de la chair.

-La matière sèche, l'humidité et la matière minérale : Les résultats obtenus ont montré que la teneur en matière sèche est plus importante chez l'ISA15. Des études similaires d'**Achouri(2008)** ont montré que la teneur en matières sèches varie considérablement en fonction de plusieurs facteurs tels que l'âge, le sexe, les conditions d'élevage et la nutrition.

Donc, les résultats obtenus autorisent à dire que la haute teneur en matière sèche et la faible quantité d'eau dans la viande de la souche ISA15 est probablement liée au type d'élevage intensif: beaucoup d'apport (l'alimentation) et peu de perte énergétiques par comparaison avec l'élevage appliqué dans le cas de *Gallus gallusdomesticus* (élevage extensif), bien qu'il soit fort probable que l'alimentation, via notamment la supplémentation, soit le principal facteur de variation. Concernant la différence remarquable du point de vue cuisse poitrine, c'est peut être liée à la physiologie de l'animal.

La haute teneur en matière minérale a été obtenue avec la viande de la souche ISA15. Ce résultat est en accord avec celui obtenu par **Franck (1980)**, qui a rapporté que l'alimentation des poulets de chair en élevage intensif confère aux volailles un apport minérale satisfaisant par contre *Gallus gallusdomesticus* ne possède pas cet avantage nutritionnel.

-La teneur en protéines : Les résultats des analyses sont présentés et discutés en deux sections, la première section fait appel aux différences signalées entre les deux races en terme de teneur en protéique totale, cette dernière est supérieure chez la race issue d'un élevage intensif dont la moyenne est de 22,1 % , et une moyenne de 18,3% pour la race locale , la deuxième section signalée est que la valeur supérieure des protéines a été remarquée au niveau de la poitrine chez les deux races. Ces résultats ont été confirmés statistiquement après application du test de *student* et une différence significative a été signalée ($P < 0,05$).

L'alimentation en élevage intensif est plus riche en matière protéique par contre, l'alimentation de la souche locale ne l'est pas (**Drogoul et al., 2004**). Donc la différence de la teneur en protéines remarquée chez les deux races peut être liée au type d'alimentation utilisé.

-La teneur en matière grasse : D'après les résultats obtenus, la matière grasse est relativement plus élevée chez la souche ISA15. Cette différence est probablement liée au mode d'élevage qui permet à l'animal d'avoir une activité physique de déplacement qui entraîne une diminution significative de l'adiposité des carcasses ce qui a été confirmé par la faible teneur lipidique chez la race locale. De plus, l'apport alimentaire joue un rôle important dans l'accumulation des lipides au niveau des tissus adipeux, ainsi qu'un régime alimentaire riche, équilibré, varié et adéquate introduit dans un élevage intensif (ISA15) augmente l'adiposité globale (Brunel et al., 2006).

Le sexe des poulets peut influencer la valeur de la fraction lipidique visible. Ainsi, les femelles (le cas de l'ISA15) présentent des dépôts adipeux supérieurs à ceux des mâles (*Gallus gallus domesticus*) (Mathlouthi et al., 2011).

IV.2. Qualité bactériologique de la viande blanche

-La FTAM : Nos résultats ont montré que la flore aérobie mésophile totale est la flore prédominante. Le taux de contamination faible chez *Gallus domesticus* par rapport à l'ISA15 peut s'expliquer par la méthode traditionnelle d'abattage exercée, et il est à noter que tous les processus qui suivent cette étape ont été effectués au niveau du laboratoire dans des conditions aseptiques. Remarquons que toutes les conditions d'hygiène en terme de propreté de manipulation, la fraîcheur du produit, propreté des matériels et hygiène du personnel ont été respectées.

L'apparition de la flore totale aérobie mésophile chez la race locale (même si elle est en nombre négligeable) est probablement due à la contamination possible lors de la plumaison ou par l'air. L'abattage de l'ISA15 se fait dans des conditions moins aseptiques ce qui augmente le risque de contamination par cette flore. La contamination par les fientes libérées lors du relâchement sphinctérien consécutif à la mort et à la contamination des pattes des oiseaux, est une importante cause de la contamination croisée. Lors de la plumaison mécanique, la pression exercée par les doigts plumeux entraîne un transfert de la contamination des plumes gorgées d'eau d'échaudage vers les follicules plumeux et la surface de la peau. Les doigts plumeux lorsqu'ils sont sales peuvent constituer une source de contamination supplémentaire des microorganismes.

Evidemment, le nombre élevé de la flore totale est due aux mauvaises conditions d'abattage commençant par : mains et vêtements impropres des sacrificateurs, pollution (malpropreté générale des locaux, du personnel, des sols, des équipements, des ustensiles...), Contamination d'air (par la poussière cachée dans les plumes et des camions de transport des carcasses qui font le vas et viens), Insuffisance du nettoyage et de la désinfection, mauvaise conservation (température de conservation trop élevée)

-Les coliformes totaux et thermotolérants : Les coliformes étant des bactéries vivant dans les intestins d'animaux ou humains, leur présence indique une pollution fécale. Ce sont donc des organismes indicateurs de la qualité hygiénique. Au vu des résultats présentés, on remarque une absence totale des coliformes totaux et des coliformes thermotolérants dans les échantillons de *Gallus domesticus* et une présence chez la souche ISA15 estimée par une moyenne de 0.27×10^3 germes/gde produits pour les coliformes totaux et une moyenne de 0.19×10^3 germes / g pour les coliformes thermotolérants.

L'absence totale de ces contaminants dans la chair de *Gallus gallus domesticus* peut être due aux bonnes conditions d'abattage au niveau du laboratoire plus exactement la bonne pratique

lors de l'éviscération manuelle dans la zone stérile, en faisant attention à toutes les précautions d'hygiène : mains propres et porte des gants, zone stérile, matériels stérilisé par l'alcool et à la flamme et aucun contact n'a été signalé entre la matière fécale et la viande de poulet. En revanche, les ateliers d'abattage sont des sites privilégiés d'inter-contamination lorsque plusieurs paramètres peuvent apparaître potentiellement favorables.

Donc, le nombre de coliformes totaux et thermotolérants signalé chez la deuxième race (ISA15) est probablement dû à une mauvaise manipulation au cours de l'éviscération, ce qui provoque la perforation de l'intestin et donc la contamination fécale des carcasses. L'étape de l'échaudage influe fortement sur la contamination par les coliformes. En plus, le manipulateur dont les mains sont souillées intervient dans cette contamination, notons également la disposition anarchique des carcasses après abattage sur le sol ou avec entassement dans des gages impropres en position superposée ce qui provoque des contaminations entre carcasses.

-Les *Staphylococcus aureus* : Ces germes sont des indicateurs de contamination humaine (ou animale ou originelle) dans les aliments. Ces germes sont naturellement présents sur la peau et les muqueuses de l'homme et des animaux (Louis, 2001). *S. aureus* possède des pouvoirs pathogènes, notamment un pouvoir invasif et un pouvoir toxique. Les résultats obtenus ont montré une absence totale des staphylocoques pathogènes chez les deux races, et une présence modérée des *Staphylococcus* spp. D'après Bourgeois (1996), les souches de staphylocoques 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 présenté par les doigts de manipulateur qui sont fréquemment contaminés.

-Les anaérobies sulfite-réducteurs : Selon Joffin et Joffin (1999), les clostridies sulfite-réducteurs ou leurs spores, sont des bactéries commensales de l'intestin ou saprophytes du sol, utilisés comme test de contamination fécale, éventuellement ancienne, vue la résistance des spores à l'extérieur. De plus, selon Adroit (1998), les clostridies sont des germes responsables de l'altération de la qualité marchande. Germes peu dangereux mais qui en grand nombre, peuvent devenir néfastes de point de vue sanitaire ou modifier les caractéristiques organoleptiques.

Nos résultats ont montré une absence totale de ces germes dans tous les échantillons de *Gallus domesticus*, par contre une moyenne de 11 germes/ml a été enregistrée chez la deuxième race. Ces résultats, peuvent s'expliquer par une contamination de contact.

-Les salmonelles : D'après Bourgeois (1996), le problème de la contamination des volailles par les salmonelles a été et reste l'un des problèmes les plus importants en microbiologie alimentaire. La contamination des volailles par les salmonelles est signalée aux différents stades de production aviaire. Pour cela l'absence totale des salmonelles dans les échantillons des deux races, est probablement due à la maîtrise des opérations de nettoyage et désinfection des locaux et du matériel et que les animaux étaient dépourvus de salmonelles.

IV.3. Aptitudes technologiques et probiotiques des isolats lactiques

IV.3.1 Tolérance à la bile

Toutes les cultures testées ont montré une résistance variable contre une concentration déterminée de la bile (0,3%) mais la viabilité et la tolérance de *Lb. farciminus* a diminué de manière significative. Les résultats de la résistance aux sels biliaires ont été supportés par les conclusions de **Gilliland (1979)**, qui a rapporté que les lactobacilles isolées d'animaux ont une forte tolérance aux sels biliaires que celles isolées à partir de produits laitiers.

Des résultats similaires ont été trouvés dans une autre étude. Ces auteurs ont trouvé que la capacité de résistance aux sels biliaires est variable entre les lactobacilles ainsi que parmi les différentes souches, et cela est liée à la présence des hydrolases de sels biliaires (BSH), enzymes qui réduisent les effets toxiques de la bile.

Des études ont démontré que douze souches de *Lactobacillus* ayant comme origine le poulet ont été légèrement affectées par les sels biliaires (0,3%) (**Ouled-Haddar et al. ,2012**).

Les résultats obtenus nous autorisent à dire que nos souches ont une résistance relative à la toxicité des sels biliaire et sont probablement capables de survivre *in vivo*.

IV.3.2. Tolérance à l'acidité

Les résultats obtenus ont montré qu'il y a une croissance des bactéries lactiques sur le milieu MRS à pH 2 et pH2,5 mais il est clair que la croissance sur le milieu à pH 2,5 est plus forte que celle sur le milieu à pH 2. Ces résultats sont en accord avec les données bibliographiques dont le pH idéale des bactéries lactiques est compris entre 5 et 7 et plus le pH est acide plus la croissance est faible (**Lin et al.,2007**).D'après plusieurs études, les lactobacilles sont capables de tolérer un pH égal à 2 pour plusieurs minutes et elles sont détruites à pH plus bas.

Le jabot de poulet contenait une communauté microbienne complexe réparti de façon inégale dans ses différents compartiments; la flore normale se compose essentiellement de bactéries lactiques en particulier lactobacilles, des groupes entérobactéries et autre sont également trouvé. De même, **Metlef et Dilmi (2009)** ont montrés par leur étude que la résistance des lactobacilles aux variations du pH est due à leur matériel génétique et à leur capacité de produire une réponse adaptative au stress acide.

IV.3.3. Tolérance au suc gastrique

Nos résultats permettent de constater que les souches isolées sont presque tolérantes à l'acidité du suc gastrique à 100% avec une légère réduction du nombre de *Lb. farcilinis*. Les lactobacilles sont capables de survivre dans l'environnement de tractus gastro-intestinal, qui comporte les caractéristiques d'un pH acide et ayant une concentration élevée de sels biliaires. En outre, un mécanisme similaire de protection pourrait fonctionner dans le tractus gastro-intestinal(**Ashraf et al ., 2009**).D'après les résultats trouvés par**Lin et al. (2007)** sur des lactobacilles du poulet de chair, seul *Lb. fermentum* possède une tolérance remarquable au milieu à pH 2,6

IV.3.4. Résistance aux antibiotiques

Les résultats obtenus ont montré que les souches testées sont sensibles seulement à trois antibiotiques mais elles résistent au reste à l'exception de *Lb.crispatus* qui est sensible à COM.La résistance aux antibiotiques indique que nos résultats sont en accord avec de

nombreux travaux et qui ont rapportés que les bactéries lactiques peuvent avoir une résistance aux antibiotiques naturelle ou acquise.

Les bactéries probiotiques peuvent aider l'hôte à établir une microflore intestinale saine après les perturbations causées par l'administration des antibiotiques. Pour jouer ce rôle, il est important que les probiotiques montrent une résistance aux antibiotiques. Des espèces de lactobacilles ont été évaluées pour la prévention ou le traitement de la diarrhée associée aux antibiotiques (Marteau et seksik, 2005). De plus, autres méthodes ont rapporté que la résistance des souches de lactobacilles aux antibiotiques est liée principalement à la présence des gènes de résistance et que cette résistance peut être due à des mutations aux niveaux des gènes codants. Ainsi que la concentration maximale inhibitrice (CMI) des antibiotiques joue un rôle dans cette résistance.

IV.3.5. Auto-agrégation et co-agrégation

La complexité de l'écosystème du tractus gastro-intestinal explique l'existence de phénomènes de l'auto-agrégation et de la co-agrégation. Cette structure complexe permet le développement d'une résistance aux agents extérieurs tels que les antibiotiques ou les microorganismes pathogènes, ainsi que la constitution d'un mécanisme important de défense contre l'infection dans le tractus gastro-intestinal (Kos et al., 2003). Dans la plupart des cas, la capacité d'agrégation est liée aux propriétés d'adhérence de cellules. Par conséquent, les souches ont été examinées pour leur capacité auto-agrégation et co-agrégation avec une bactérie pathogène *E.coli*.

Toutes les isolats ont montré un pouvoir de se sédimenter, et une co-agrégation par cet agent pathogène potentiellement intestinal, ce qui pourrait donc contribuer à des propriétés probiotiques attribuées aux lactobacilles. Une meilleure croissance des bactéries sur bouillon MRS que sur gélose MRS pourrait être la raison pour laquelle l'auto-agrégation est optimale des cellules cultivées sur Bouillon MRS (Kos et al., 2003)

L'auto-agrégation observée pourrait être liée à la composition de la surface cellulaire, les bactéries lactiques sont capables d'appréhender la présence d'autres bactéries et synthétisent de nombreux exopolysaccharides de surface ou bien elle est liée aux différentes types d'interactions, afin de permettre à ces nouvelles espèces de sédimenter et de former des micro-colonies, en outre la co-agrégation peut être considérée comme un moyen de défense contre les envahissements du tractus gastro-intestinal par des microorganismes indésirables. (Kos et al., 2003). Pour quantifier l'adhésion inter-bactériale, un essai de co-agrégation peu être mis au point, qui a été établi entre les isolats et un lactobacille reconnu par un pouvoir fort de sédimenter ce qui pourrait accroître leur colonisation potentielle si elles devaient être utilisées dans la culture mixte en tant que probiotiques.

IV.3.6. Adhésion cellulaire

La capacité d'adhérer aux cellules épithéliales et les muqueuses a été suggéré d'être une propriété importante d'un grand nombre souches bactériennes utilisées comme probiotiques. Comme il a été décrit par Lin et al. (2007), les lactobacilles d'origine aviaire, sont très attachés aux cellules épithéliales, ce qui les rendent, en plus des autres propriétés; des bons candidats pour être sélectionnés en tant que probiotique (Ouled Haddar et al., 2012).

Le mécanisme de l'adhésion de ces cellules n'est pas complètement élucidé, mais il a été suggéré que certains des bactéries lactiques comme *Lb. plantarum* et *Lb. rhamnosus* sont

capables de coloniser le tractus digestif inférieur pour un période de temps résultant l'inhibition de bactéries pathogènes(OuledHaddar et al.,2012).

Des études ont montré qu'une espèce isolée à partir de tractus intestinal de volaille (*Lactobacillus fermentum*) a pu *in vivo* inhiber et éviter la fixation de *Salmonella gallinarum*, *Salmonella enteritidis* et *Salmonella pullorum*. Il existe une relation entre autoagrégation et l'adhésivité des lactobacilles sur les cellules épithéliales précédemment expliquée (Kos et al., 2003). L'adhésion est une action qui se caractérise par l'ensemble des phénomènes physico-chimiques, mécaniques et biologiques permettant à une bactérie de s'unir à une surface de façon durable (Kos et al., 2003 ; Malago et al., 2011)

Plusieurs travaux ont été faits pour étudier la composition, la structure et les forces de l'interaction liée à l'adhésion bactérienne intestinale. Le mécanisme de l'adhésion bactérienne sur les cellules épithéliales peut être du à (Malago et al., 2011) :

- Une attribution des deux forces physico-chimiques en premier lieu qui varient en fonction de la distance bactérie -épithélium.

- Lorsque la bactérie est à une distance comprise entre 50 et 20nm du substratum, elle est uniquement soumise aux interactions attractives de Van der Waals.
- En dessous de 20nm, les forces électrostatiques entrent en jeu.
- Lorsque la distance bactérie – épithélium est proche du nanomètre :

- Les interactions acide – base (accepteur / donneur d'électrons) entre en jeu, et ils permettent la formation de liaisons hydrogènes (interactions de Lewis).

- Les interactions hydrophobes.

- Attachement

Une étape d'attachement pour se maintenir sur les surfaces épithéliales durant une longue période est indispensable, les bactéries forment des liaisons de haute affinité, en utilisant des molécules de surface spécifiques. Les interactions sont de type protéique.

- Colonisation

Lorsque les micro-organismes sont fermement fixés, la croissance peut commencer et les bactéries se multiplier.

Les bactéries lactiques sont capables d'appréhender la présence d'autres bactéries lactiques et synthétisent de nombreux exopolysaccharides de surface, afin de permettre à ces nouvelles espèces de coadhérer et de former des micro-colonies au niveau des surfaces. Ce mécanisme est le même utilisé pour l'auto-agrégation et la co-agrégation.

IV.3.7. Activité antimicrobienne

L'action antimicrobienne est due à la capacité de LAB à produire l'acide lactique et des bactériocines, l'activité antimicrobienne de la bactérie sélectionnée contre certaines bactéries a été évaluée de trois façons dans le but de déterminer la nature de l'élément d'inhibition. La culture brut, surnageant natif et surnageant neutralisé. En travaillant dans des conditions expérimentales en éliminant l'influence de l'acide lactique, l'activité antimicrobienne est probablement due à l'action de la bactériocine ou à l'effet de l'eau oxygéné, pour les différentes souches de *Lactobacillus* étudiées, cette activité a révélé un spectre d'inhibition étroit, dirigé notamment vis-à-vis des germes cibles (Ouled-Haddar et al.,2012).

Les résultats obtenus dans cette étude ont prouvés la présence d'une activité antibactérienne de certains lactobacilles et leurs surnageant. Cette activité est l'une des principales propriétés probiotiques. Les résultats de cette étude se concordent et ceux trouvés par **Lin et al. (2007)**. Les résultats d'une étude, ont montré que 77 souches de lactobacilles avait une activité inhibitrice contre un ou plusieurs souches indicatrices entériques (exemple : *E. coli*) (**Idoui et al., 2007**)

En effet, des études ont montré que la production de bactériocine par les bactéries lactiques est probablement dépendante : des souches, de la composition du milieu de culture, du pH final du milieu, du temps d'incubation, de la température optimale de la croissance, et surtout elle nécessite l'utilisation des milieux simples et économiques dans notre cas GN. Les bactériocines sont surtout actives sur des pathogènes et agissent en formant des pores dans la membrane cytoplasmique qui entraînent des perturbations des fonctions cellulaires et en inhibant les systèmes membranaires de transport actif (**Kos et al., 2003 ; Malago et al., 2011**).

CONCLUSION

Le poulet de chair a connu une amélioration spectaculaire de sa productivité, grâce aux progrès concomitants des méthodes d'élevage, de la nutrition, de la génétique et de la médecine vétérinaire. Ces progrès se sont traduits par une forte réduction de l'âge à l'abattage, principal déterminant de la qualité sensorielle de la viande. Ce critère a été le principal élément de la segmentation qualitative de la filière. Celle-ci a conduit à la différenciation entre poulets standard, d'élevage industriel et standardisé dont ISA 15, et des poulets d'élevage extensif et local dont la souche *Gallus gallus domesticus*.

Dans cette étude, nous avons tenté de faire une étude comparative, de la qualité, physicochimique et microbiologique de ces deux races. Pour ce qui est des paramètres physicochimiques, la teneur en extrait minéral, en matière sèche, en matières protéiniques et en adiposité a été plus élevée chez la viande issue de la race ISA15, seule l'acidité est mentionnée plus élevée chez la viande issue de la race locale.

En revanche, en terme de qualité hygiénique, notre étude a illustré que la chair de *Gallus gallus domesticus* est la plus pauvre en ce qui concerne la charge bactérienne tend dis que celle de l'ISA15 présente un certain nombre bactérien qui reste toujours loin de la norme arbitraire.

D'autre part, et vu sa rusticité, nous avons essayé d'exploiter la flore lactique du jabot de la souche locale, *Gallus gallus domesticus*, pour isoler des souches lactiques qui ont un pouvoir probiotique. En raison de leurs aptitudes technologiques, ces bactéries lactiques peuvent être exploitées et utilisées dans plusieurs domaines tels que les industries agroalimentaires, en aviculture pour optimiser les caractères zootechniques ainsi qu'elles peuvent servir en bactériothérapie en remplaçant l'antibiothérapie. Parmi les souches isolées, *Lactobacillus acidophilus* a été l'espèce la plus compétente.

Conclusion

Références bibliographiques

Références bibliographiques

- ✂ **Achouri A.**, 2008. La musculature du poulet de chair. Thèse de magister. Université el hadj lakhdar Batna, 14-19 p.
- Adams M. R., Moss M. O.**, 2008. Food microbiology. RSC publishing, 4-322 p.
- Adrian J., Potus J., poiffait A., Dauvillier P.**, 1998. Introduction à l'analyse nutritionnelle des denrées alimentaires. Lavoisier tec. et doc., 30-85 p.
- Ait Abdelouahab N.**, 2001. Microbiologie alimentaire. Alger : office des publications universitaires, 110-115 p.
- Ait Abdelouahab N.**, 2007. Microbiologie alimentaire. Office des publications universitaires, 110-111 p.
- Ait belgnaoui A.**, 2006. Influence d'un traitement probiotiques (*Lactobacillus farciminis*) sur les altérations de la sensibilité viscérale liées au stress. Thèse de doctorat. INRA Toulouse, 15-22 p.
- Alais C., Linden G., Miclo L.**, 2008. Biochimie alimentaire. Dunod, 197-208 p.
- Alamargot J.**, 1982. Manuel d'anatomie et d'autopsie aviaire. Le point vétérinaire, 15-128p.
- Ashraf M. et al.**, 2009. In vitro screening of locally isolated Lactobacillus species for probiotic properties, 35-67 p.
- Autheville P.**, 1979. Pathologies des volailles. Maloine S. A., 43-52 p.
- Baltazart A.**, 2010. Propriétés physiques, chimiques, biologiques et nutritives des litières en élevage de volailles. Thèse de doctorat. Ecole nationale vétérinaire d'Alfort, 42 p.
- Beaumont C., Le Bihan-duval E., Juin H., Magdelaine P.**, 2004. Productivité et qualité du
- Bensari C.**, 2004. Pathologie des volailles. Université Mentouri de Constantine, 35-39 p.
- Bensari C.**, 2005. Les techniques d'élevage avicole. Université Mentouri de Constantine, 2-63 p.
- Bourgeois C. M., Larpent J. P.**, 1996. Microbiologie alimentaire tome 2 : Aliments fermentés et fermentations aliment. Lavoisier tec. et doc., 85-92 p.
- Bourgeois C. M., Leveau J. Y.**, 1991. Technique d'analyse et de contrôle dans les industries agro-alimentaire volume 3. Lavoisier tec. et doc., 53-87 p.
- Bourgeois C. M., Mescle J. F., Zucca J.**, 1996. Microbiologie alimentaire tome 1 : aspect microbiologique de la sécurité et de la qualité des aliments. Lavoisier tec. et doc., 78-102 p.
- Branger A.**, 2004. Technique d'ingénieur : fabrication de produits par fermentation. Lavoisier tec. et doc, 1-16 p.
- ✂ **Brunel V., Jehl N., Drouet L., Portheau M. C.**, 2006. Viande de volailles : sa valeur nutritionnelle présente bien des atouts. ITAVI, 18-21 p.
- Castaing J.**, 1979. Aviculture et petit élevage. J. B. baillièrre, 37-78 p.
- Coquerelle G.**, 2000. Les poules diversité génétique visible. INRA, 14 p.
- Corrieu G., Luquet F. M.**, 2008. Bactéries lactiques. Lavoisier, 53-98 p.
- Cuibai F.**, 2008. L'influence de la lactoferine, de probiotiques et du SM 3 sur des fonctions immunitaires de la souris. Thèse de doctorat. Agro Paris Tech, 52-59 p.

- Cunningham F. E., Cox N. A., 1987.** The microbiology of poultry: Meat products. Schweigert B. S., 87-150 p.
- Dacosta Y., 2000.** La bioprotection des aliments : l'antagonisme microbien au service de la sécurité et de la qualité microbiologique. Dacosta Y, 13-185 p.
- Dacosta Y., 2001.** Probiotiques et prébiotiques en alimentation humaine. Dacosta Y., 25-97p.
- Dantzer R., Mormede P., 1979.** Le stress en élevage intensif. Jolivet G. Masson, 10 p.
- Delarras C., 1998.** Microbiologie, 90 heures de travaux pratiques. Morin G., 60-231 p.
- Delarras C., 2007.** Microbiologie pratique pour le laboratoire d'analyse ou de contrôle sanitaire. Lavoisier Tec. et Doc., 43-58 p.
- Drogoul C., Gadoud R., Joseph M. M., Jussiau R., 2004.** Nutrition et alimentation des animaux d'élevage. Educagir, 26-76 p.
- Dupin H., Malcwiak M. I., Rouaud C. L., Berthier A. M., 1992.** Alimentation et nutrition humaine. ESF, 800-808 p.
- Duran H., 1971.** Dosage des matières grasses du poisson. Sciences et pêche, 12 p.
- Dworkin M., Falkow S., Rosenberg E., Schleifer K. H., Stackebrandt E., 2006.** The prokaryotes volume 4. Springer, 614-660 p.
- Dworkin M., Falkow S., Rosenberg E., Schleifer K. H., Stackebrandt E., 2006.** The prokaryotes: a hand book on the biology of bacteria. Springer, 320-372 p.
- Eekeren N. V., Maas A., Saatkamp H. W., Verschuur M., 2006.** L'élevage des poules à petite échelle. Wageningen, 24-41p.
- El mansi E. M. T., Bryce C. F. A., Demain A. L., 2006.** Fermentation microbiology and biotechnology. Allman A. R., 117-126 p.
- Elrammouz M. R., 2005.** Etude des changements biochimiques post mortem dans le muscle des volailles, contribution au déterminisme de l'amplitude de la diminution du pH. Thèse de doctorat. Toulouse, 9-25 p.
- Federighi M., 2005.** Bactériologie alimentaire : compendium d'hygiène des aliments. Economica, 5-239 p.
- Feillet P., 1998.** Aliments et industries alimentaires : les priorités de la recherche publique. INRA, 68-70 p.
- Fosse J., Magras C., 2004.** Dangers biologiques et consommation des viandes. Lavoisier, 14-19 p.
- Fournier A., 2005.** L'élevage des poules. ARTEMIS, 11-93 p.
- Franck (1980) In : Achouri A., 2008.** La musculature du poulet de chair. Thèse de magister. Université el hadj lakhdar Batna, 14-19 p.
- Franck Y., 1980.** L'alimentation rationnelle des poulets de chair et des pondeuses. ITAVI, 13-17 p.
- Fredot E., 2005.** Connaissance des aliments : bases alimentaires et nutritionnelles de la diététique. Lavoisier, 99 p.

- Fremery et Lineweaver (1962) In :** El rammouz M. R., 2005. Etude des changements biochimiques post mortem dans le muscle des volailles, contribution au déterminisme de l'amplitude de la diminution du pH. Thèse de doctorat. Toulouse, 19-28 p.
- Garriga et al. (1998) In :** Idoui T., 2008. Bactéries lactiques indigènes : isolement, identification et propriétés technologiques. Thèse de doctorat. Université Oran, 135 p.
- Gaston R., 1979.** Poulets et œufs. Lissot G., 61-86 p.
- Gigaud V., 2008.** Mesure de la qualité de la viande de poulet. ITAVI, 1-3 p.
- Gilliland (1979) In :** Yavuzdurmaz. H, 2007. isolation, characterization, detremination of probiotic properties of lactic acid bacteria from humain milk. of Izmir Institute of Technology, 23- 24p.
- Gournier C. N., Larpent J. P., Castellanos M. I., Larpent J. L., 1994.** Les probiotiques en alimentation animale et humaine. Lavoisier, 39-147 p.
- Guiraud J. P., 1998.** Microbiologie alimentaire. Dunod, 148p.
- Guiraud J. P., 1998.** Microbiologie alimentaire. Dunod, 354-372 p.
- Guiraud J. P., 2003.** Microbiologie alimentaire. Dunod, 120-141 p.
- Guiraud J. P., Rosec J. P, 2004.** Pratique des normes en microbiologie alimentaire. Afnor, 39-248 p.
- Guiraud J., Galzy P., 1980.** Analyse microbiologique dans les industries agro-alimentaires. Dunod, 35-91p.
- Harley P., 2003.** Microbiologie. Klein. de Boeck et Larcier S.d, 980 p.
- Hummel A., Hertel C., Holzappel Y., Franz C. (2007).** Antibiotic resistances of starter and probiotic strains of Lactic Acid Bacteria. Applied Environnement microbiology: 73-739 p.
- Hydrominus B., Le Marrec P., Hadj Sassi A., 2000.** Acid and bile tolerance of spore-forming lactic acid bacteria. Int.J.Food.Microbiol, 61-197 p.
- Idoui T., 2008.** Bactéries lactiques indigènes : isolement, identification et propriétés technologiques. Thèse de doctorat. Université Oran, 135 p.
- Irène G., Serge M., Michel L., 2003.** La microflore digestive : une composante oubliée de la nutrition des volailles. INRA, 1-5 p.
- Jacque C. E., 1965.** Le poulailler : monographie des poules indigènes et exotiques. Librairie agricole de la maison rustique, 17-289 p.
- Jeanet R., Croguennec T., Schuck P., Brulé G., 2006.** Science des aliments : stabilisation biologique et physicochimique. Lavoisier tec. et doc., 353-355 p.
- Jeanet R., Croguennec T., Schuck P., Brulé G., 2007.** Science des aliments : technologie des produits alimentaires. Lavoisier tec. et doc., 61 p.
- Jeanet R., Croguennec T., Schuck P., Brulé G., 2007.** Sciences des aliments, technologie des produits alimentaires. Lavoisier, 61p.
- Joffin C., Joffin J. N., 1999.** Microbiologie alimentaire. CRDP d'aquitaine, 95-143 p.
- Joffin J. N., Leyral G., 2006.** Microbiologie technique tome 1, dictionnaire des techniques. CDRP Aquitaine. 35-239 p.

- Khelil M. A.**, 1994. Atlas d'anatomie. Office des publications universitaires, 39-42 p.
- Kos B, Susković J, Vuković S, Simpraga M, Frece J, Matosić S.**, 2003. Adhesion and aggregation ability of probiotic strain *Lactobacillus acidophilus* M92. Faculty of Food Technology and Biotechnology, 34-47 p.
- Koyabizo Y. F.**, 2009. La poule, l'aviculture et le développement. Harmattan, 6-25 p.
- Labioui H., El mouldi L, El yachioui M., Ouhsine M.**, 2005. Selection des souches de bactéries lactiques antibactériennes. Bull. Soc. Pharm. Bordeaux, 144-250.
- Lambin S., German A.**, 1969. Précis de microbiologie : techniques microbiologique. Masson et C^{ie}, 29-630 p.
- Larousse J.**, 1995. La conservation appertisée aspect scientifique technique et économique. Lavoisier, 46 p.
- Larpent J. P.**, 1997. Microbiologie alimentaire, techniques de laboratoire. Lavoisier tec.et doc., 13-220 p.
- Larpent J. P., Gourgaud M. L.**, 1985. Manuel pratique de microbiologie. Hermann, 157-170 p.
- Larpent J. P., Gourgaud M. L.**, 1997. Mémento technique de microbiologie. Lavoisier Tec. et Doc., 59-73 p.
- Larpent J. P., Gourgaud M. L.**, 1985. Eléments de microbiologie. Hermann, 255-287 p.
- Lecoq R.**, 1965. Manuel d'analyses alimentaires et d'expertises usuelles. Doin, 1304-1311 p.
- Lecrlercq B., Larbier M.**, 1992. Nutrition et alimentation des volailles. INRA, 27-288 p.
- Leveau J. Y., Bouix M.**, 1993. Microbiologie industrielle : les microorganismes d'intérêt industriel. Lavoisier, 3-376 p.
- Leveau J. Y., Bouix M.**, 1993. Microbiologie industrielle. Lavoisier tec.et doc., 243p.
- Leyral G., Figarella J., Terret M.**, 1997. Microbiologie Tome 1 : microbiologie générale. Lanore J. et Laurens H., 26-183 p.
- Leyral G., Joffin J. N.**, 1998. Microbiologie technique 2. CDRP Aquitaine, 37-38 p.
- Leyral G., vierling E.**, 2007. Microbiologie et toxicology des aliments: hygiène et sécurité alimentaires. Doin, 77p.
- Lin W. H.; Yu. B.; Jang S.H et Tsen H.Y**, 2007. Different probiotic proprties for lactobacillus fermentum strains isolated from swine and poultry. Anaerobe, 13-113 p.
- Loing M. T.**, 2011. Probiotics: biology, genetics and health aspects. Sringer, 29-139 p.
- Luquet F. M., Corrieu G.**, 2005. Bactéries lactiques et probiotiques. Lavoisier, 256-266 p.
- Lutondo B. M.**, 2012. Guide pratique et scientifique pour l'élevage des poules pondeuses et des poulets de chair. Harmattan RDC, 18-60 p.
- Malago J. J., Koninks J. F., Logar R. M.**, 2011. Probiotic bacteria and enteric infections. Springer 230-251 p.
- Marteau P. et Seksik P.**, 2005. Bactéries lactiques et probiotiques. In : Luquet F. et Fronsois M. Probiotiques et alicaments. Lavoisier, 120-130 p.

- Matouty P.**, 1992. Contribution à l'étude de la qualité bactériologique des viandes de volailles commercialisées à Dakar. Thèse de docteur vétérinaire. Dakar, 8-12 p.
- ✎ **Meginnis et al.**, 1989 *In* : El rammouz M. R., 2005. Etude des changements biochimiques post mortem dans le muscle des volailles, contribution au déterminisme de l'amplitude de la diminution du pH. Thèse de doctorat. Toulouse, 10 p.
- Metlef et Dilmi (2009)** *In* : Ashraf.M, 2009. In vitro screening of locally isolated Lactobacillus species for probiotic properties, 29-38 p.
- Metlef S. et Dilmi-Bouras A.**, 2009. Effet antagoniste de *Lactococcus lactis*, sur des espèces de la flore intestinale résistantes. Revue Nature et technologie, 1-34 p.
- Miller M. G.**, 1989. Manuels sur le contrôle de la qualité des produits alimentaires. Rome, 55-58 p.
- Muller S.**, 2008. A l'abattoir. Quae versailles, 104 p.
- NF T 90-415. Octobre 1998.** Essais des eaux. Recherche et dénombrement des spores de bactéries anaérobies sulfito-réductrices et de Clostridium sulfito-réducteurs. Méthode générale par incorporation en gélose en tubes profonds.
- Novel G.** Les bactéries lactiques. (1993). *In* : **Leveau J. Y., Bouix M.**, 1993. Microbiologie industrielle. Lavoisier tec.et doc., 169-331p.
- ✎ **Ouled-Haddar H. et al** , 2012. Isolation, characterization and microencapsulation of probiotic Lactobacillus curvatus G7 from chicken crop, 50-65 p.
- Piettre M.**, 1952. Inspection des viandes et des aliments d'origine carnée. J. B. Baillièrre et fils, 152-170p.
- poulet de chair. INRA, 270-272 p.
- Prioult G.**, 2003. Effet des probiotiques sur l'induction et le maintien de la tolérance orale à la β -Lactoglobuline chez la souris et étude de leur mécanisme d'action. Thèse de doctorat. Université Laval, 35-37 p.
- Rabelais F.**, 2009. Mesure de la qualité de la viande de poulet. ITAVI, 15-16 p.
- Rajvaidya N., Markandey D.**, 2006. Microbiology.APH Publishing Corporation, 115-181 p.
- Raudaut H., Lefrancq E.**, 2005. Alimentation théorique. Aquitaine, 132-133 p.
- Refait M. K.**, 1987. Manuels sur le contrôle de la qualité des produits alimentaires. Organisation des nations unies pour l'alimentation et l'agriculture, 9-111 p.
- Rennerre M.**, 2006. La mesure de la couleur de la viande. Clemont Fd, 257p.
- Robin J.M., Rouchy A.**, 2001. Les probiotiques. Centre d'étude et de développement de la nutrithérapie, 4-6 p.
- Schllinger Vm**1990. Bacteriocin of lactic acid bacteria. Biotechnology and Food Safety, 4-55 p.
- Sebald M., Petit J.C.**, 1997. Méthodes de laboratoire : bactéries anaérobies et leur identification. Institut pasteur, 12-88 p.
- Stellman J. M.**, 2002. Encyclopédie de sécurité et de santé au travail. Organisation internationale du travail Genève, 29-32 p.

Sutra L., Fedrighi M., Jouve J. L., 1998. Manuel de bactériologie alimentaire. Polytechnica, 32-254 p.

Vierling E., 2008. Aliments et boissons filières et produits. Aquitaine, 77 p.

Vignola C. L., 2002. Science et technologie du lait. Ecole polytechniques de Montreal, 55-56 p.

Whitman W. B., Partz A. C., 2009. Bergey's manual of systematic bacteriology. Springer, 465-511 p.

Wiggins G. S., Wilson A., 1978. Atlas en couleurs d'inspection des viandes et des volailles. Maloine S. A., 103-120 p.

Wood B. J. B., Holzapfel W. H., 1995. The lactic acid bacteria. Chapman et hall, 19-49 p.

Annexes

Annexe1

Tableau I: recommandation pour le poulet en différentes périodes d'alimentation.

Kcal EM/Kg d'aliment % de l'aliment	Démarrage		croissance		finition	
	2900	3100	2900	3100	2900	3100
Matière azoté totale	21,5	23	19,6	21	18,2	19,5
lysine	1,12	1,20	0,98	1,05	0,80	0,85
Méthionine +cystine	0,84	0,90	0,75	0,80	0,59	0,64
Méthionine	0,47	0,50	0,43	0,46	0,32	0,34

Tableau II:apports recommandés en minéraux, oligoéléments et vitamines .

	Démarrage	Croissance	Finition
Apports en % de l'aliment :			
-Calcium 2900-3000 Kcal EM/Kg	1,0	0,9	0,8
-Phosphore disponible 2900-3000 Kcal EM/Kg	0,42	0,38	0,30
-Sodium	0,17	0,17	0,17
-Chlore	0,15	0,15	0,15
Apports en g /Kg d'aliment :			
-Zinc	4,0	4,0	2,0
-Cuivre	0,3	0,3	0,2
-Fer	2,5	2,5	1,5
-Manganèse	6,0	6,0	6,0
-Iode	0,1	0,1	0,1
-Cobalt	0,02	0,02	0,02
-Sélénium	0,02	0,02	0,02
Apports pour 100 kg d'aliment			
-Vitamine A (UI)	1.000.000	1.000.000	1.000.000
- Vitamine D ₃ (UI)	150.000	150.000	150.000
- Vitamine E (g)	1,5	1,0	1,0
- Vitamine K ₃ (g)	0,5	0,4	0,4
	0,05	-	-
	0,4	0,4	0,4
	0,5	0,5	0,5
	2,5	1,5	1,5

-Thiamine (g)	0,02 0,001	- 0,001	- 0,001
-Riboflavine (g)	50	50	50
-AC. Pantothénique (g)			
-Niacine (g)			
-AC. Folique (g)			
-Vitamine B ₁₂ (g)			
-Chl. Choline (g)			

Tableau III :Critères microbiologie des volailles et leurs produits dérivés

Vollailles désossées crus, rôtis crus, escalopes crus panes ou non :	n	C	M
Germes aérobies à 30°C	5	2	5.10 ⁵
Coliformes fécaux	5	2	10 ³
Staphylococcus aureus	5	2	5.10 ²
Clostridiumsulfito-réducteurs	5	2	30
Salmonella	5	0	absence

**JOURNAL OFFICIEL DE LA REPUBLIQUE ALGERIENNE N° 35 du AouelSafar
1419 correspondant au 27mai 1998 .**

Annexe2

Tableau I : Résultats de dénombrement de la flore totale aérobie mésophile.

Espèce	Flore	Echantillon		germes × 10 ⁵ /g	Moyenne	Ecart type	Norme
<i>Gallus gallusdomesticus</i>	FTAM	cuisse	01	0.036	0,069	0,040	5×10 ⁵
			02	0.033			
		poitrine	03	0.11			
			04	0.098			
ISA15	FTAM	cuisse	05	0.40	0,47	0,11	
			06	0.36			
		poitrine	07	0.60			
			08	0.52			

Tableau II : Résultats de dénombrement des coliformes totaux.

Espèce	Flore	Echantillon		germes × 10 ³ /g	Moyenne	Ecart type	Norme
<i>Gallus gallus domesticus</i>	CT	cuisse	01	0	0	0	10 ³
			02	0			
		poitrine	03	0			
			04	0			
ISA15	CT	cuisse	05	0.25	0,27	0,11	
			06	0.44			
		poitrine	07	0.22			
			08	0.19			

Tableau III: Résultats dedénombrement des coliformes fécaux.

Espèce	Flore	Echantillon		germes × 10 ³ /g	Moyenne	Ecart type	Norme
<i>Gallus gallus domesticus</i>	CTT	cuisse	01	0	0	0	10 ³
			02	0			
		poitrine	03	0			
			04	0			
ISA15	CTT	Cuisse	05	0.26	0,19	0,04	
			06	0.15			
		poitrine	07	0.19			
			08	0.17			

Tableau IV : Tolérance des souches isolées aux acides(pH=6,2).

pH	Souches	Avant l'incubation		Après 2h d'incubation	
		DO à 660 nm	Nombre de cellules x10 ⁸ /ml	DO à 660 nm	Nombre de cellules x10 ⁸ /ml
6,5	<i>Lb.fermentum</i>	0,692	59,33	0,996	62,33
	<i>Lb.farciminis</i>	0,184	24,66	0,178	22
	<i>Lb.fermentum</i>	0,600	29,66	0,725	39,99
	<i>Lb.fermentum</i>	0,221	28	0,387	28,33
	<i>Lb.acidophilus</i>	0,799	43,33	1,040	41,66
	<i>Lb.acidophilus</i>	0,650	31,99	0,802	29,33
	<i>Lb.acidophilus</i>	0,826	30,33	1,130	32,66
	<i>Lb.plantarum</i>	0,706	36,99	0,933	39
	<i>Lb.plantarum</i>	0,135	21,33	0,198	19,33
	<i>Lb.plantarum</i>	0,783	38,66	0,822	42,66
	<i>Lb.crispatus</i>	0,205	40,99	0,286	36,33
	<i>Lb.crispatus</i>	0,970	64	0,993	56
	<i>Lb.plantarum</i>	0,976	45,33	0,989	57,33
	<i>Lb.farciminis</i>	0,808	32,99	0,976	38,66
	<i>Lb.fermentum</i>	0,717	20,66	0,703	23,99

Tableau V :Taux de réduction de la tolérance des souches lactiques à pH 6,2.

Souches	Taux de survie (%)	Taux de réduction (%)
<i>Lb.fermentum</i>	100	0
<i>Lb.plantarum</i>	97,6	2,34
<i>Lb.acidophilus</i>	95,94	4
<i>Lb.crispatus</i>	88,06	11,93
<i>Lb.farciminis</i>	83,98	16,01

Tableau VI : Tolérance des souches isolées aux acides(pH=2,5).

pH	Souches	Avant l'incubation		Après 2h	
		DO à 660nm	Nombre de cellules×10 ⁸ /ml	DO à 660nm	Nombre de cellules×10 ⁸ /ml
2,5	<i>Lb.fermentum</i>	0,996	41,66	0,692	26,66
	<i>Lb.farciminis</i>	0,180	31,66	0,184	9,66
	<i>Lb.fermentum</i>	0,823	45,66	0,600	27,66
	<i>Lb.fermentum</i>	0,802	36,33	0,621	22,33
	<i>Lb.acidophilus</i>	0,560	30,33	0,567	25,33
	<i>Lb.acidophilus</i>	0,615	34,59	0,610	26,99
	<i>Lb.acidopuilus</i>	0,525	24,33	0,513	14,33
	<i>Lb.plantarum</i>	0,832	46,66	0,706	24,99
	<i>Lb.plantarum</i>	0,700	47,33	0,735	25,33
	<i>Lb.plantarum</i>	0,899	50,33	0,783	28,66
	<i>Lb.crispatus</i>	0,200	33,33	0,205	11,99
	<i>Lb.crispatus</i>	0,260	36,33	0,270	15
	<i>Lb.plantarum</i>	0,933	57	0,876	35,33
	<i>Lb.farciminis</i>	0,101	38,99	0,108	12,99
	<i>Lb.fermenentum</i>	0,703	47,33	0,707	32,66

Tableau VII :Taux de réduction de la tolérance des souches lactiques à pH 2,5.

	Taux de survie (%)	Taux de réduction (%)
<i>Lb.fermentum</i>	63,75	36,24
<i>Lb.plantarunm</i>	56,49	43,51
<i>Lb.acidophilus</i>	73,47	26,52
<i>Lb.crispatus</i>	38,44	61,56
<i>Lb.farciminis</i>	31,91	68,09

Tableau VIII : Tolérance des souches isolées aux acides (pH=2).

pH	Souche	Avant l'incubation		Après 2h	
		DO à 660nm	Nombre de cellules×10 ⁸ /ml	DO à 660nm	Nombre de cellules×10 ⁸ /ml
2	<i>Lb.fermentum</i>	0,984	54,33	0,849	26,66
	<i>Lb.farciminis</i>	0,120	43,66	0,09	8,33
	<i>Lb.fermentum</i>	0,750	36,33	0,784	19,66
	<i>Lb.fermentum</i>	0,902	47,33	0,830	25,33
	<i>Lb.acidophilus</i>	0,560	30,33	0,576	20,33
	<i>Lb.acidophilus</i>	0,815	34,59	0,948	22,99
	<i>Lb.acidophilus</i>	0,527	45,33	0,560	30,33
	<i>Lb.plantarum</i>	0,832	46,66	0,784	21,99
	<i>Lb.plantarum</i>	0,730	29,66	0,548	15,33
	<i>Lb.plantarum</i>	0,798	50,33	0,758	24,66
	<i>Lb.crispatus</i>	0,879	45,66	0,650	12,33
	<i>Lb.crispatus</i>	0,279	36,33	0,351	12,66
	<i>Lb.plantarum</i>	0,678	39,66	0,657	20,33
	<i>Lb.farciminis</i>	0,501	45,66	0,523	9,33
<i>Lb.fermentum</i>	0,790	37,66	0,840	21,66	

Tableau IX :Taux de réduction de la tolérance des souches lactiques à pH 2.

	Taux de survie (%)	Taux de réduction (%)
<i>Lb.fermentum</i>	53,56	46,43
<i>Lb.plantarum</i>	49,76	50,23
<i>Lb.acidophilus</i>	66,7	33,29
<i>Lb.crispatus</i>	30,46	69,53
<i>Lb.farciminis</i>	19,75	80,24

Tableau X : Tolérance des souches isolées au sels biliaries(0,3%).

souches	Avant incubation		Après incubation 2h	
	DO à 660nm	Nombre de cellules×10 ⁸ /ml	DO à 660 nm	Nombre de cellules×10 ⁸ /ml
<i>Lb.fermentum</i>	0,093	18,66	0,073	21
<i>Lb.farciminis</i>	0,884	35,33	0,939	11,33
<i>Lb.fermentum</i>	0,062	21,66	0,068	12,33
<i>Lb.fermentum</i>	0,021	18,33	0,019	14,66
<i>Lb.acidophilus</i>	0,073	40,33	0,093	23,33
<i>Lb.acidophilus</i>	0,781	28,66	0,933	14
<i>Lb.acidopuilus</i>	0,806	42,33	0,846	21,99
<i>Lb.plantarum</i>	0,943	31,66	0,955	28,33
<i>Lb.plantarum</i>	0,331	26,32	0,357	15
<i>Lb.plantarum</i>	0,010	32,66	0,024	24
<i>Lb.crispatus</i>	0,819	27,66	0,828	10,66
<i>Lb.crispatus</i>	0,810	29	1,051	11,66
<i>Lb.plantarum</i>	0,071	14,66	0,081	27,33
<i>Lb.farciminis</i>	0,185	25,66	0,290	9,33
<i>Lb.fermenentum</i>	0,864	31,33	0,454	20,66

Tableau XI :Taux de réduction de la tolérance des souches lactiques aux sels biliaries.

Souches	Taux de survie (%)	Taux de réduction (%)
<i>Lb.fermentum</i>	75,70	24,29
<i>Lb.plantarum</i>	79,98	20,01
<i>Lb.acidophilus</i>	52,75	47,24
<i>Lb.crispatus</i>	39,36	60,63
<i>Lb.farciminis</i>	34,21	65,79

Annexe 3

Milieux de culture

La gélose « PCA » (Plate Count Agar)

Tryptone	5,0 g
Extrait de levure	2,5 g
Glucose	1,0 g
Agar agar bactériologique	12,0 g
pH du milieu prêt à l'emploi à 25°C	7,0 ± 0,2

La gélose VRBL

Peptone	7,0 g
Extrait de levure	3,0 g
Lactose	10,0 g
Sels biliaires	1,5 g
Chlorure de sodium	5,0 g
Rouge neutre	30,0 mg
Cristal violet	2,0 mg
Agar agar bactériologique	12,0 g
pH du milieu prêt à l'emploi à 25°C	7,4 ± 0,2.

La gélose VF

Peptone viande- foie	30, 0 g
Glucose	2,0 g
Amidon soluble	2,0 g
Sulfite de sodium	2,5 g
Citrate de fer ammoniacal	0,5 g

Agar	11,
agarbactériologiq	0 g
u		
pH du milieu	7,6
prêtàl'emploi à	±
25°C		0,2.

La gélose Baird Parker

Tryptone	10,0
		g
Extrait de viande	5,0 g
Extrait autolytique	1,0 g
de levure .		
Pyruvate de	10,0
sodium		g
Glycine	12,0
		g
- Chlorure de	5,0 g
lithium		
Agar agar	15,0
bactériologique		g
Emulsion de jaune	47,0
d'oeuf		mL
Tellurite de	3,0
potassium à 3,5%		mL
pH du milieu prêt-	7,2 ±
à-l'emploi à 25°C		0,2.

La gélose Hecktoen

Peptone pepsique de	12,0 g
viande		
Extrait autolytique de	3,0 g
levure		
Lactose	12,0 g
Saccharose	12,0 g
Salicine	2,0 g
Sels biliaires	9,0 g
Chlorure de sodium.	5,0 g
Thiosulfate de sodium	5,0 g
Citrate ferrique	1,5 g
ammoniacal		
Bleu de bromothymol	65 mg
Fuchsine acide	40 mg
Agar agar bactériologique	13,5 g
pH du milieu prêt-à-	7,6 ±
l'emploi à 25°C		0,2.

La gélose MRS (Man Rogosa Sharpe)

Polypeptone	10,00 g
Extrait de viande	10g
Extrait de levure	5,00 g
Glucose	20,00g
Tween 80	1ml
Phosphate dipotassique	2,00 g
Acétate de sodium	5,00 g
Citrate d'ammonium	2,00 g
Sulfate de magnésium	0,20 g
Sulfate de manganèse	0,05 g
Agar bactériologique	15g
pH du milieu prêt à l'emploi à 25°C	6,2 ± 0,1

La gélose MRS additionné de 6g de citrate d'ammonium

Polypeptone	10,00 g
Extrait de viande	10,00 g
Extrait de levure	5,00 g
Glucose	20,00
Tween 80	1 ml
Phosphate dipotassique	2,00 g
Acétate de sodium	5,00 g
Citrate d'ammonium	2,00 g
Sulfate de magnésium	0,20 g
Sulfate de manganèse	0,05 g
Agar bactériologique	15,00 g
Citrate d'ammonium	2g
pH du milieu prêt-à-l'emploi à 25°C	6,2 ± 0,1

Le bouillon MRS

Polypeptone	10,00 g
Extrait de viande	10g
Extrait de levure	5,00 g
Glucose	20,00g
Tween 80	1ml
Phosphate dipotassique	2,00 g
Acétate de sodium	5,00 g
Citrate d'ammonium	2,00 g
Sulfate de magnésium	0,20 g
Sulfate de manganèse	0,05 g
pH du milieu prêt à l'emploi à 25°C	6,2 ± 0,1

Le milieu « Moeller » additionné de l'Arginine

Extrait de levure	3 g
L-arginine	5 g
Glucose	1 g
Bromocrésol pourpre	0,16 mg
Chlorure de sodium	5 g
pH	6,8

Le bouillon nutritif BN

Tryptone	10,0 g
Extrait de viande	5,0 g
Chlorure de sodium	5,0 g
pH du milieu prêt-à-l'emploi à 25°C	7,2 ± 0,2.

Le bouillon nitraté

Peptone tryptique de viande	20 g
Nitrate de sodium	10,0 g
Eau distillée	1 L
Le pH du milieu	7,4

Bleu de méthylène

Bleu de méthylène	0,2g
Eau distillée	1L

Lugol

iode	1g
Iodure de potassium	2g
Eau distillée	300ml

Violet de gentiane

Violet de gentiane	1g
Ethanol à 90%	10ml
phénol	2g
Eau distillée	50ml

Réalisé par <ul style="list-style-type: none"> • Ammardjia Soumaya • Lebsir Rabha • Menhane Hadjer 	Date de soutenance : 03 Juillet 2012 Dirigé par : Encadreur : M^r Boubezari Mohamed tahar Co-encadreur : M^r Idoui T
Thème Etude de la qualité des viandes de volailles, isolement et identification des bactéries lactiques du jabot	
<u>RESUME</u>	
<p>Dans ce travail, nous avons essayé de faire une étude comparative entre la qualité de viande de poulet issue de deux souches de poulet : la souche ISA15 élevée selon les conditions standards, et la souche locale Gallus gallus domesticus élevée selon un mode extensif.</p> <p>Plusieurs paramètres physicochimiques ont été mesurés comme la teneur en eau, pH, teneur protéiniques, teneur en gras... etc.</p> <p>Dans l'étude de la qualité microbiologique, nous avons dénombré et identifié les germes conformément à la réglementation algérienne.</p> <p>Une seconde partie, s'est intéressée à l'isolement, identification et la mesure du pouvoir probiotique de certaines bactéries lactiques isolées du jabot de la souche Gallus gallus domesticus. Nous avons pu isoler 05 espèces différentes : dont Lactobacillus acidophilus, Lactobacillus plantarum et Lactobacillus fermentum sont les prédominantes.</p> <p>Mots clés : ISA 15, Gallus gallus domesticus, physicochimique, microbiologique, probiotique</p>	
<u>Abstract</u>	
<p>In this work, we tried to make a comparative study between the qualities of chicken meat from two strains of chicken: the strain ISA15 high by standard conditions and the local strain Gallus gallus domesticus high by an extensive fashion.</p> <p>Several physicochemical parameters were measured as total dry matter content, water content, protein content, fat content, pH.</p> <p>In the study of the microbiological quality, we counted and identified in accordance with the germs identified in the Algerian regulations.</p> <p>A second part was concerned with the isolation, identification and measurement of power of some probiotic lactic acid bacteria isolated from the crop of the strain Gallus gallus domesticus. We have isolated 05 different species: whose Lactobacillus acidophilus, Lactobacillus plantarum et Lactobacillus fermentum are predominant</p> <p>Keywords: Chicken, White Meat, Quality, Probiotic</p>	
<u>ملخص</u>	
<p>من خلال هذه الدراسة حاولنا إجراء دراسة مقارنة بين نوعية لحوم الدجاج المنحدرة من سلالة ISA15، هذه الأخيرة متحصل عليها من خلال التربية المكثفة، والسلالة المحلية Gallus gallus domesticus. قمنا بقياس عدة عوامل فيزيوكيميائية مثل كمية الدهون الرطوبية، كمية البروتينات ودرجة الهدرجة..... الخ الشطر الثاني يهتم بعملية عزل، تعريف وقياس القدرة البروبيوتكية لعديد البيكتيريا اللبنية المعزولة من حويصل دجاج السلالة المحلية. لقد تحصلنا في هذه المرحلة على 5 أنواع من البيكتيريا اللبنية حيث ان Lactobacillus acidophilus, Lactobacillus plantarum, Lactobacillus fermentum كانت بنسب مهيمنة.</p>	
<p><u>كلمات مفتاحية:</u> الدجاج، اللحم الأبيض، الجودة، وبروبيوتيك.</p>	