

Réf:.....

Mémoire de Fin de Cycle
En vue de l'obtention du diplôme

MASTER

Thème

**Caractérisation physiologique de
quelques souches bactériennes isolées
des aliments du poulet de chair**

Présenté par:

GHIDOUCHE Manel & IDIR Aida

Soutenu le : **27/09/2021**

Devant le jury composé de :

Mr NABTI H.

Mme BENACHOUR K.

Mme BENDALI F.

PROFESSEUR

MAA

PROFESSEUR

Président

Encadreur

Examinatrice

Année universitaire : 2020 / 2021

REMERCIEMENTS

Nous remercions tout d'abord ALLAH le tout puissant de nous avoir donné la volonté, la patience et le courage nécessaire pour mener ce modeste travail à terme.

Nous tenons particulièrement à remercier notre promotrice Mme benachour. K pour avoir encadré et dirigé ce travail avec une grande rigueur scientifique, pour sa confiance, sa patience et son entière disponibilité.

Nous tenons à exprimer nos profond respect et remerciements à Mr Nabti.H d'avoir accepté de présider le jury de notre soutenance. Nous tenons aussi à remercier chaleureusement Mme Bendali.F pour l'honneur qu'elle nous a fait en acceptant de lire, corriger et examiner ce mémoire.

Nos remerciement s'adressent à toutes les personnes qui ont contribué de près ou de loin à la réalisation de ce travail et qui nous ont encouragé et soutenu a tout moment.

Dédicace

*J'ai l'honneur et le grand plaisir de dédie ce
modeste travail à :*

➤ *A mon Père,*

*“L'épaule solide, l'œil attentif, compréhensif et la personne la plus digne de
mon estime et de mon respect.*

*Aucune dédicace ne saurait exprimer mes sentiments, que Dieu ne me
prive pas de toi.”*

➤ *A ma Mère,*

“Tu m'a donné la vie, la tendresse et le courage pour réussir.

*Tout ce que je peux t'offrir ne pourra exprimer l'amour et la
reconnaissance que je te porte.*

*En témoignage, je t'offre ce modeste travail pour te remercier pour tes
sacrifices et pour l'affection dont tu m'as toujours entourée, que Dieu te
protège.”*

➤ *A mon Frère ,Athmane*

➤ *A mes chers soeurs ,Nabila ,kahina,Meriem .*

➤ *A mes Beaux -frère, Amar, Karim, Zakie*

➤ *A mes copines ,Leatitia , Malia , Samira,Nabila ,Kamila*

➤ *A ma Binome Aida et sa famille*

A toute la promotion de Master 2 Microbiologie Appliquée 2020/2021.

Manel

Dédicace

Je dédie ce travail en premier lieu :

Au plus beau papa au monde .A mon trésor qui m'a quitté si tôt (30/07/2021) et n'as pas pu être présent en ce jour si important pour moi. C'était mon petit rêve d'enfance voir cette étincelle dans tes yeux qui brillait quand j'assurais. Je voulais voir le reflet de ma joie dans tes yeux,papa comme tu me l'as toujours montrés lors des remises des prix . que Dieu le tout puissant t'acceuille dans son vaste paradis.

A ma reine.qui ma mise au monde à la maman la plus formidable. Quej' ai eu la chance d'avoir.

A ceux qui m'ont entouré et comblé d'amour et d'affection .qui ont veillé sur mon bien-être. mon éducation. Et ont tout fait pour ma réussite . Au meilleur parents au monde qui ont tout sacrifier pour me voir heureuse Je ne saurais vous remercier autant que vous le mériteriez.

J'espere avoir répondu au espoirs que vous avez fondés en moi ,je vous rend hommage par ce petit travail en guise de lamour infini que je porte pour vous. je vous promet de vous rendre fière .

A ma confidente et la meilleure sœur au monde .Celle qui ma toujours épaulé et soutenu.Celia.

A ma petite sœur Alicia et mon petit frère Younes.mes deux anges que j'aime trop .

A mon amie.et A la meilleure binôme. Manel.Merci pour tes efforts.

A tous mes ami(e)s .et tous ceux qui m'ont aidé de près ou de loin.

A tous les gens de ma promotion Master 2 Microbiologie Appliquée 2020 /2021.

Aida

Liste des abreviations

CMV : Complément Minéralo-Vitaminique

EMB: Eosin Methylene Blue.

FAO: Food and Agriculture Organization.

FMAT : Flore Mésophile Aérobie Totale.

GN: Gélose Nutritive.

ISA : Institut des Sciences Techniques et Avicole.

JORA : Journal Officiel de la République Algérienne.

MG :Matiere grasse

MRS: de Man- Rogosa et Sharpe.

Mtéc : Millions de tonnes équivalents carcasses.

OCDE : Organisation de Coopération et de Développement Economiques.

ONAB : Office National des Aliments de Bétail.

TCAM : Taux de Croissance Annuel Moyen.

UFC: Unité Formant Colonie.

Liste des tableaux

Tableau	Titre	page
Tableaux I	Composition chimique de différentes matières premières utilisées dans l'alimentation.	9
Tableau II	Ingrédients et composition nutritionnelle des aliments de poulet de chair (% à base de matière sèche).	11
Tableau III	Aspect macroscopique des colonies obtenues à partir des aliments du poulet de chair.	22
Tableau IV	Aspect macroscopique des souches isolées à partir du gésier et du proventricule chez le poulet de chair.	23
Tableau V	Résultats du test catalase de la microflore de l'aliment ,gésier et du proventricule chez le poulet de chair.	24
Tableau VI	Résultats de l'effet du pH sur la croissance bactérienne des isolats du genre <i>Bacillus</i> .	25
Tableau VII	Résultats de l'effet de la température sur la croissance bactérienne des isolats du genre <i>Bacillus</i> .	25
Tableau VIII	Résultats de l'effet du pH sur la croissance bactérienne des isolats de bactéries lactiques.	26
Tableau IX	Résultats de l'effet de la température sur la croissance bactérienne des isolats des bactéries lactiques.	26

Liste des tableaux dans l'annexe

Numéro du tableau	Titre	Annexe
Tableau I	Composition de la gélose MRS.	Annexe I
Tableau II	Composition de la gélose Chapman.	Annexe I
Tableau III	Composition de la gélose EMB.	Annexe I
Tableau IV	Composition de la gélose nutritive.	Annexe I
Tableau V	Colorants et autres produits utilisés.	Annexe II
Tableau VI	Appareillage et autres outils.	Annexe II
Tableau VII	Dénombrement de la flore bactérienne de l'aliment.	Annexe V
Tableau VIII	Dénombrement de la flore bactérienne du contenu du gésier et du proventricule chez le poussin.	Annex IV
Tableau IX	Dénombrement de la flore bactérienne du contenu du gésier et du proventricule chez le poulet.	Annexe IV

Liste des figures

Numéro de la figure	Titre	Page
Figure 1	production mondiale du poulet (milliers de tonnes).	2
Figure 2	Systématique du poulet.	3
Figure 3	Morphologie externe du poulet de chair.	4
Figure 4	Schéma du tractus digestif des volailles et valeurs des pH des contenus digestifs.	6
Figure 5	Aliments du poulet de chair (croissance et finition).	13
Figure 6	Dénombrement de la microflore de l'aliment.	14
Figure 7	Gésier et proventricule du poulet de chair.	15
Figure 8	Dénombrement de la microflore du gésier et du proventricule du poulet de chair.	16
Figure 9	Taux de FMAT (GN) et de flore lactique (MRS) contenu dans l'aliment du poulet de chair.	20
Figure 10	Dénombrement de la flore bactérienne du gésier et du proventricule chez le poulet de chair (adulte et poussin).	21
Figure 11	Aspect macroscopique de quelques colonies après 48h d'incubation à 37°C sur GN et MRS.	22
Figure 12	Aspect macroscopique de quelques colonies isolées du gésier et du proventricule chez le poulet de chair.	23
Figure 13	Aspect microscopique après coloration de Gram sur milieu GN et MRS.	24

Sommaire

Introduction	01
--------------------	----

Partie 01 : Synthèse bibliographique

I.Généralitéssurle poulet de chair	02
---	-----------

I.1.Elevage du poulet de chair	02
--------------------------------------	----

I.1.1.Dans le monde	02
---------------------------	----

I.1.2.En Algérie	02
------------------------	----

I.2.Caractéristiques du poulet de chair	03
---	----

I.2.1.Morphologie externe du poulet de chair... ..	03
--	----

I.2.2.Morphologie interne du poulet de chair	03
--	----

I.3.La microflore intestinale du poulet de chair.	06
--	----

II.Alimentation du poulet de chair	07
---	-----------

II.1. Aliment du poulet de chair	07
--	----

II.1.1.Besoins alimentaire	08
----------------------------------	----

II.1.1.1 Matière première	10
---------------------------------	----

II.1.2 Aliment complet	10
------------------------------	----

Partie 02:Partie pratique

I.Matériel et méthodes	12
-------------------------------------	-----------

I.1.Objectif et lieu de travail.....	12
--------------------------------------	----

I.2.Provenance de l'aliment.....	12
----------------------------------	----

I.3.Provenance du gésier et le proventricule	12
--	----

I.4. Matériels utilisé.....	12
-----------------------------	----

I.4.1. Matériels biologiques.....	12
-----------------------------------	----

I.4.2. Matériels non biologiques.....	12
---------------------------------------	----

I.5. Dénombrement de la microflore de l'aliment	13
I.6. Dénombrement de la microflore du gésier et proventricule	16
I.7. Identification	17
I.7.1. Caractères morphologiques.....	18
I.7.2. Caractères biochimiques	18
I.7.3. Caractères physiologiques.....	18

Partie 03 : Résultats

I. Résultats	19
I.1. Résultats du dénombrement	19
I.1.1. Microflore de l'aliment	19
I.1.2. Microflore du gésier et du proventricule.....	20
I.2. Identification	21
I.2.1. Examen macroscopique	22
I.2.2. Examen microscopique	23
I.3.1. Resultat test de catalase.....	24
I.4. caractères physiologiques	24
I.4.1. Effet du pH et la Température sur la croissance des bactéries de genre <i>bacillus</i>	24
I.4.2. Effet du pH et la Température sur la croissance des bactéries lactiques	25

Partie 04 : Discussion

I. Discussion	27
Conclusion et perspectives	30

Références bibliographiques

Annexes

Introduction

L'aviculture s'est développée pour devenir dans de nombreux pays la première production animale tant par le volume des viandes produit que par le tonnage des aliments composés. Parallèlement, la consommation des produits avicoles a régulièrement augmenté sans être nulle part entravée ni par des interdits religieux, ni par des traditions culinaires. D'autre part, la préoccupation accrue de ce type de production est due au fait que les viandes du poulet de chair coûtent moins cher que les autres viandes **(Larbier et Leclercq, 1992)**.

Ces Dernieresannées, le pays Algérien investiefortement sur le développement de la production avicole pour améliorer l'alimentation des habitants et atteindre l'autosuffisance en produits avicoles, dans le but de réduire les pénuries de protéines **(Alloui, 2013)**.

Toujours est-il que l'élevage de poulets de chair en Algérie fait encore face à de nombreuses contraintes, telles que des bâtiments vétustes, un mauvais contrôle de l'environnement et une mauvaise qualité des aliments. Ces derniers facteurs ont une grande influence sur les performances de croissance et la production animale**(Elbouamrani et Hadjmoussa, 2017)**.

L'aliment est le facteur de production le plus important. Il représente plus de 60 % de coût de production en aviculture. Une bonne maîtrise de l'alimentation (bonne formulation et bon équilibre de régime avec un coût le plus faible) assure une croissance maximale de poulet et une qualité organoleptiquemeilleure de la viande.Cette équilibre est étroitement liée à la qualité et l'importance de la charge microbienne de l'animal hôte, notamment dans son tube digestif. Ce dernier assure la digestion des nutriments par mécanisme mécaniques, chimiques et microbiens**(Drogoul et Gadoud, 2004)**.

Dans le présent travail, l'objectif est la caractérisation physiologique des souches bactérienes isolés des aliments du poulet de chair .

Le travail réalisé sera axé sur les parties suivantes :

- ✓ Une synthèse bibliographique dans laquelle les notions de base à connaître sur le sujet sont exposées.
- ✓ Une partie matérielle et méthodes dans laquelle sont énumérés et expliqués lesprotocolesexpérimentauxet le matériel utilisé.
- ✓ Une partie résultats et discussion dans laquelle les résultats obtenus seront présentés.

Synthèse bibliographique

I.Généralité sur le poulet de chair

1.Elevage du poulet de chair

1.1.Dans le monde

Mondialement, l'aviculture est un secteur très important pour la production et la consommation de produits carnés. Selon les données de la **FAO (2019)**, la production de poulets de chair a atteint 16 241 Mtéc (millions de tonnes équivalents carcasses) en 2018 (figure 01). Les États-Unis sont le plus gros producteur de viande de volailles, suivis de la Chine et l'Union européenne.

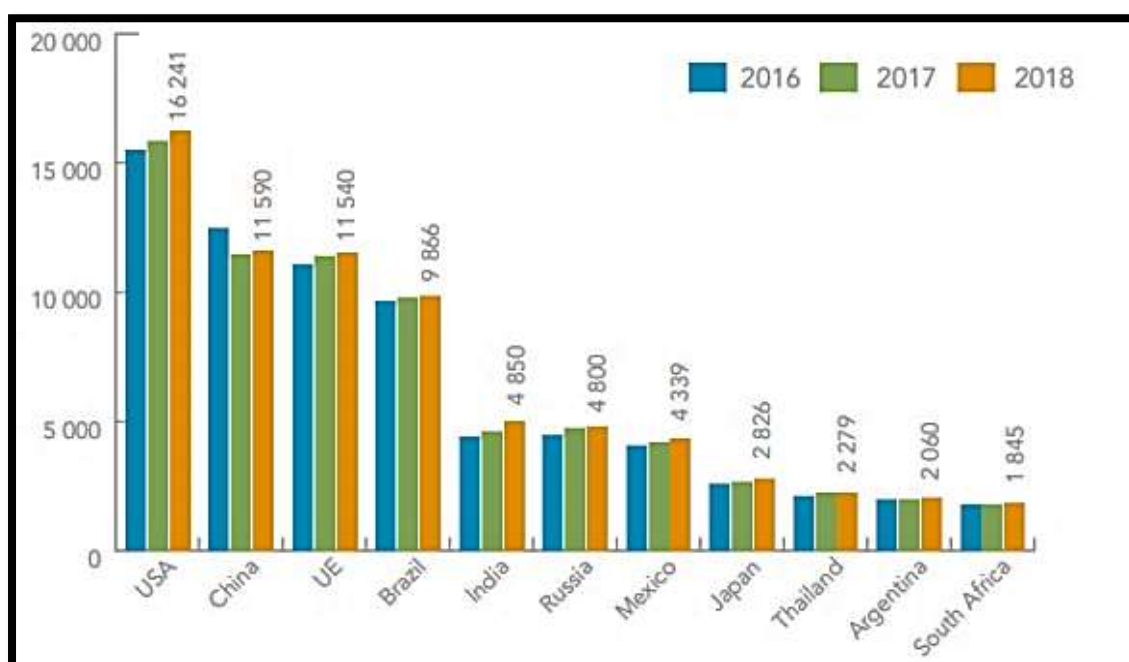


Figure 1 :Production mondiale du poulet (milliers de tonnes) (USDA, 2019)

1.2.En Algérie

De toutes les productions animales en Algérie, l'aviculture est la plus intensive, que ce soit pour les œufs ou la viande. Complètement « artificiel » depuis les années 1980, il s'est industrialisé dans toutes les régions du pays, même dans le sud du pays, mais plus concentré autour des grandes villes du Nord (**INRA,2003**). Sur le plan d'effectif, l'Algérie compte près de 140 millions de poules, produisant 350 000 à 400 000 tonnes de viande blanche et 600 à 7 milliards d'œufs par an (**Boulouar,2020**). En Algérie, la filière avicole est largement dominée par l'aviculture moderne intensive,exploitant des souches hybrides sélectionnées dans un système industriel. En effet, l'aviculture traditionnelle reste marginalisée

et pratiquée essentiellement en élevages de petite taille par les femmes rurales, premières concernées par le phénomène de la pauvreté (Moula, 2009).

2. Caractéristiques du poulet de chair

L'aviculture se caractérise par l'élevage des volailles de souches exotiques; la plus fréquente en Algérie pour la filière chair est l'Hubbard. Cette souche est génétiquement améliorée et douée de bonnes performances, ce qui permet l'accroissement rapide de volaille industrielle (Traore, 2006).

La poule est un oiseau de l'ordre des galliformes ou gallinacés (Temminck, 1820) (figure 02) qui regroupe environ 281 espèces d'oiseaux, réparties en 81 genres et classés (Sibley et al., 2005) en 7 familles : Phasianidae, Numididae, Méléagrididae, Tétrionidae, Mégapodiidae, Cracidae et Odontophoridae. L'espèce poule, *Gallus gallus*, désigne souvent les deux sexes.



2.1. Morphologie externe du poulet de chair

Les poulets sont adaptés à la vie terrestre, et se caractérisent par un corps solide, un sternum très développé, des membres abdominaux solides et des ailes courtes et rondes. La tête est décorée de couronnes, de barbes, d'oreillons et généralement décorée de plumes. Le bec est court et épais, généralement un peu courbé. Tout le corps est couvert de plumes et les pattes sont longues recouvertes d'écailles ; ses extrémités ont quatre doigts, dont trois à l'avant et un à l'arrière. Le niveau du tarse correspond aux éperons ou ergots osseux bien développés des mâles adultes (Diop, 1982). La figure 3 illustre la morphologie externe du poulet de chair.

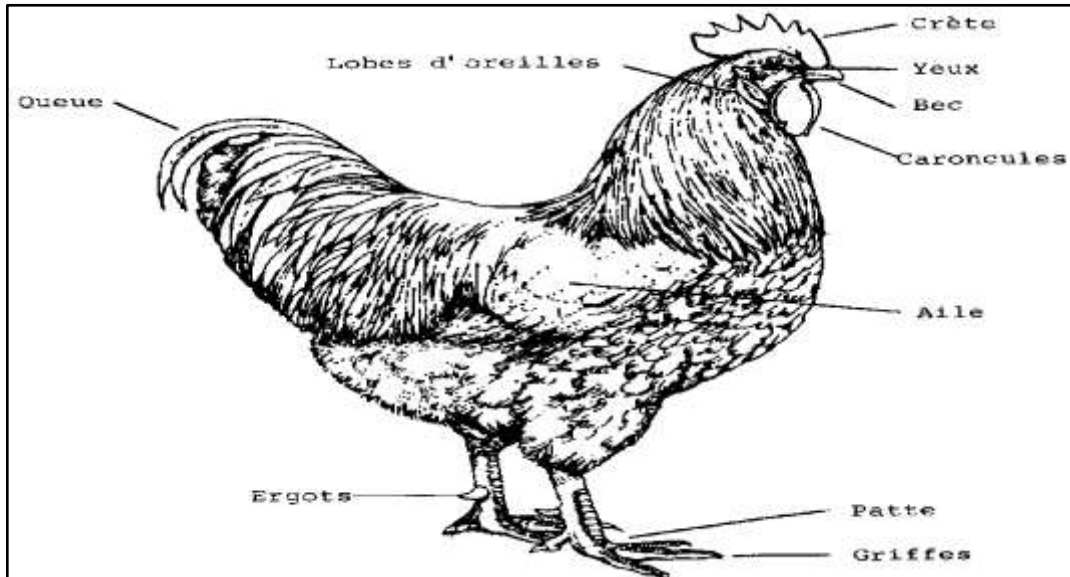


Figure 3 : Morphologie externe du poulet de chair
(<http://www.nzdl.org/cgi-bin/library.cgi>)

2.2.Morphologie interne

Contrairement à l'estomac des mammifères monogastriques, constitué d'une seule partie, celui des oiseaux comprend deux parties : d'abord le proventricule qui a un rôle chimique, puis le gésier qui a un rôle mécanique . L'appareil digestif des volailles(figure 04), est formé de:

✓ **bec et cavité buccale** assurent la préhension et la fragmentation des aliments. Les poulets n'ont pas d'épiglotte, la déglutition est uniquement mécanique et se fait en levant la tête, ce qui est une caractéristique du mouvement des poulets(Laurent, 2012).

La cavité buccale n'a pas de palais mou et d'épiglotte, de sorte que celle ci et le pharynx forment une cavité, généralement appelée buclopharynx(Larbier et al., 1992). Cette cavité contient des glandes salivaires, qui fournissent de l'eau à la pastille alimentaire pour faciliter son passage dans l'œsophage.

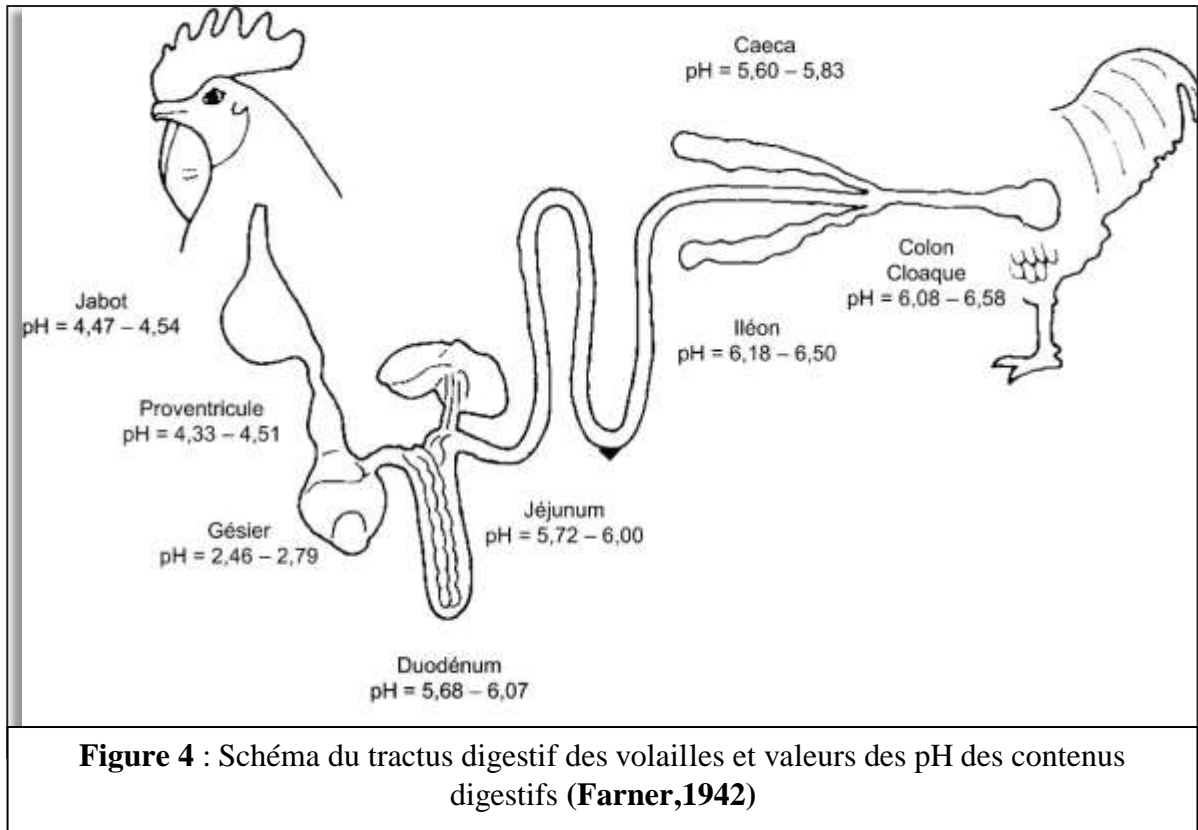
✓ **œsophage** composé de parois minces et extensibles, c'est un « conduit passif » qui guide d'abord les aliments vers l'estomac puis remplit le jabot (Florian, 2013).

✓ **jabot** est l'œsophage surélevé entre les clavicules des oiseaux, qui stocke la nourriture et les ramollit. Il initie également la dégradation de l'amidon à l'aide de certaines bactéries décomposant l'amidon (telles que les *Lactobacilles*) (Champ et al., 1981).

✓ **proventricule** est l'estomac chimique, riche en glandes qui sécrètent notamment l'acide chlorhydrique et les pepsinogènes précurseurs de la pepsine permettant la digestion

chimique. La protéolyse y débute à un pH de 3 à 4,5. Dans le gésier et le proventricule, le faible pH diminue la population bactérienne (**Farner, 1943**).

- ✓ **gésier** est l'estomac mécanique qui est caractérisé par une couche superficielle très dure entourée de muscles puissants. Il peut contenir de petits graviers qui sont nécessaires aux poulets consommant des grains intacts, lorsque ceux-ci ont accès à de telles particules. C'est donc au niveau du gésier que se produit véritablement la protéolyse sous l'action de la pepsine (**Gabriel et al., 2005**).
- ✓ **intestin grêle** est divisé en trois parties : le duodénum, le jéjunum et l'iléon, qui assurent la digestion chimique et l'absorption des nutriments sous l'action du suc gastrique, du suc pancréatique et des sels biliaires. Chez les adultes, il mesure environ 120 cm de longueur (**Rougière, 2010**).
- ✓ **caeca (ou cæcums)** situés à la jonction entre l'iléon et le rectum (**McNab, 1973**), il est uniforme et se présente sous la forme d'un sac de 20 cm de longueur chez l'adulte (**Larbier et Leclercq., 1992**). Ce sont des lieux de fermentation bactérienne, mais leur rôle dans la digestion est négligeable. Ils n'hydrolysent pas la cellulose ni les autres polysaccharides non amylacés (**Rudeaux et al., 2003**). Cependant, ils interfèrent avec l'équilibre minéral de l'eau et les phénomènes immunitaires à travers les amygdales disposées à l'entrée (**Brugere-Picoux et Silim, 1992**).
- ✓ **gros intestin** agit sur la réabsorption de l'eau. Le cloaque est l'orifice commun du tube digestif, des voies urinaires et de l'appareil reproducteur.
- ✓ **rectum** n'a pas de villosité, est plus large que l'iléon et mesure environ 8 à 11 cm de longueur. Il réabsorbe l'eau de son contenu (**Alamargot, 1982**). Le cloaque occupe la dernière partie du tube digestif et recueille les selles avant de passer par l'anus. C'est aussi le carrefour de l'appareil reproducteur, des voies urinaires et de l'intestin (**Rougière, 2010**).



3. Microflore intestinale du poulet

La flore digestive comprend les organismes unicellulaires situés dans le tractus digestif (les bactéries, les champignons et les protozoaires). En ce qui concerne les populations bactériennes, qui sont les micro-organismes prédominants, elles représentent une large gamme de types métaboliques et morphologiques. On distingue les bactéries dominantes (10^6 UFC/g) sous-dominantes (10^5 à 10^3 UF/g), et résiduelles (10^3 UFC/g).

✓ Jabot

Le jabot est composé d'environ 10^8 à 10^9 bactéries par gramme de contenu frais (Bjerrum *et al.*, 2006). Dans ce segment sont retrouvés essentiellement des bactéries anaérobies facultatives avec une prédominance du genre *Lactobacillus* (Gong *et al.*, 2007).

D'autres genres bactériens tels que les *Bacteroides*, *Bacillus*, *Enterococcus*, *Streptococcus* et des entérobactéries ont également été détectés dans ce segment (Bjerrum *et al.*, 2006).

✓ Proventricule

Le proventricule par ses conditions physico-chimiques, notamment une forte concentration en HCl et pepsine, ne permet pas une colonisation de ce segment.

✓ **Gésier**

Le gésier est en aval du proventricule et possède un environnement acide ce qui a tendance à diminuer la teneur en microorganismes. Il existe de 10^7 à 10^8 bactéries par gramme de contenu frais du gésier avec une dominance des *Lactobacillus* (Shakouri et al., 2009).

✓ **Duodénum et jéjunum**

Les genres bactériens *Lactobacillus*, *Bacteroides*, *Bacillus*, *Enterococcus*, *Streptococcus* et des entérobactéries sont détectés aussi dans duodénum et jéjunum à des concentrations cellulaires variantes de 10^8 à 10^9 bactéries par gramme de contenu frais, avec encore une fois une prédominance du genre *Lactobacillus* (Engberg et al., 2004).

✓ **Iléon**

On retrouve dans ce segment de 10^8 à 10^9 bactéries par gramme de contenu. Les lactobacilles sont une fois de plus les plus représentés allant de 10^7 à 10^9 bactéries par gramme de contenu frais. Une plus grande diversité est observée dans l'iléon que dans les segments précédents avec notamment une concentration importante de bactéries anaérobies facultatives des genres *Escherichia*, *Enterococcus*, *Streptococcus* mais aussi des bactéries anaérobies strictes telles que les *Clostridium* et *Bacteroides* (Wise et Siragusa, 2006).

✓ **Caeca**

Les caeca possèdent l'environnement le plus riche en bactéries de tout le tube digestif allant de 10^8 à 10^{11} bactéries par gramme de contenu (Engberg et al., 2004). Les caeca possèdent un environnement dépourvu en oxygène, on retrouve donc une flore anaérobie stricte dont les genres dominants sont les *Clostridium* avec une charge bactérienne allant de 10^8 à 10^{10} bactéries par gramme de contenu. d'autres genres tels que les *Bacteroides* (jusqu'à 10^9 bactéries par gramme) (Gabriel et al., 2005).

II. Alimentation du poulet de chair

1. Aliment du poulet de chair

L'alimentation rationnelle des volailles est fondée sur la connaissance des besoins nutritionnels de chaque catégorie et de chaque âge, et satisfaire ces besoins en combinant les aliments disponibles suivant des proportions adéquates. Les nutriments de base sont les suivants : glucide, graisse, protéines, minéraux et vitamines (FAO, 1965).

1.1. Besoins alimentaires du poulet de chair

Les matières premières sont introduites dans des formules alimentaires parfaitement équilibrées et conformes aux recommandations des sélectionneurs qui déterminent les besoins du poulet de chair selon le stade physiologique (**Mahmoudi, 2001**).

Les aliments pour poulet de chair sont généralement classés selon leurs particularités, à savoir ceux qui fournissent de l'énergie, les sources de protéines (**Tableau I**), de calcium et de phosphore et enfin, ceux qui apportent d'autres minéraux, les oligo-éléments et les vitamines (**Buldgen et al., 1996 citée par Chettouh et Riabi, 2019**).

1.1.1. Matières premières

Les sources d'énergie existantes sont :

- ✓ **Le blé** est très énergétique et plus appétant avec une teneur de 12-13 % en protéines, mais les faibles quantités disponibles font qu'il est rare que l'on puisse en incorporer à des taux supérieurs à 5 % dans les formules pour volailles (**Cothenet et Bastianelli, 2003 citée par Chettouh et Riabi, 2019**).
- ✓ **Maïs** est la céréale de choix pour l'alimentation du poulet. Sa valeur énergétique est la plus élevée parmi les céréales de 3925 kcal/kg brut. Sa valeur nutritionnelle présente d'une manière générale, une excellente digestibilité. Ceci s'explique par la bonne digestibilité de l'amidon et des protéines, et sa faible teneur en cellulose (2,5 % de MS). Le maïs présente l'inconvénient d'avoir des facteurs antinutritionnels (phytine, inhibiteurs trypsiques et lectines) et une digestion incomplète de l'amidon par les volailles, ce qui nécessite l'ajout des enzymes pour faciliter cette digestion (α -amylase, maltase et iso-maltase) (**Beghouli, 2015**).
- ✓ **Sorgho** : le sorgho a une forte teneur en amidon (70 % MS), une proportion non négligeable en matière grasse (environ 3,3 % MS) et est légèrement plus riche en protéines que le maïs (11,4 % MS). Le principal problème du sorgho réside dans la variabilité de sa teneur en tanins, qui entraîne l'augmentation de l'amertume de l'aliment, provoquant chez la volaille une diminution de la digestibilité des nutriments de l'aliment, en particulier les protéines (**Kouamé Yves, 2012**).

Comme source de protéine, les matières premières les plus utilisées sont :

- ✓ **Tourteau de soja:** C'est une matière première pauvre en matières grasses. Le tourteau de soja est la principale matière protéique utilisée en alimentation des volailles comme source de protéines /d'acides aminés (taux protéique de l'ordre de 30 à 50 %) (**Zitari, 2008**). La composition du tourteau de soja (sur matière brute) retenue est de 44 % de Matières Azotées Totales (MAT), 7 % de Matière Grasse (MG) et 6 % de Cellulose Brute (CB). Son taux d'humidité est de 5 % (**Patricia et al., 2015**).
- ✓ **Tourteaux de colza et de tournesol :** Les tourteaux de colza et de tournesol présentent des déséquilibres nutritionnels moins propices que le tourteau de soja (**Bouvaire et al., 2014**).
- ✓ **Protéagineux :** Les protéagineux (pois, féverole et lupin) présentent, outre leur faible disponibilité sur le marché national, une teneur en protéines plutôt moyenne (20 à 34 % selon les espèces). La concentration en méthionine et plus globalement en acides aminés soufrés est très faible, surtout pour le lupin. La concentration énergétique (mesurée par sa teneur en énergie métabolisable) des trois protéagineux est moyenne et inférieure aux concentrations énergétiques d'un aliment destiné aux volailles, malgré leur teneur en amidon (**Bouvaire et al., 2014**).

Tableaux I : composition chimique de différentes matières premières utilisées dans l'alimentation (**Mahma et al., 2016**).

Composition	EM(Kcal)	MG%	Protéines	Lysine	Méthionine
Maïs	3430	4,7	9,01	0,28	0,22
Blé	3470	2,2	11,3	0,37	0,22
Orge	3135	2,1	8,84	0,41	0,19
Tourteau de soja	2670	2,16	50,3	3,47	0,75

Les vitamines jouent un rôle important dans la croissance. Leurs carences entraînent des troubles graves et des retards de croissance ainsi qu'une baisse de l'appétit. Des compléments en vitamines d'un complexe (A, D et E) sont conseillés dans les périodes critiques (stade poussin, hiver ou périodes prolongées de sécheresse). Les apports en vitamines du groupe B sont assurés par l'ajout de levure de bière dans l'aliment (2% dans la

ration) (**Creveiu-Gabriel et Naciri, 2001**). Les minéraux les plus importants sont le phosphore et le calcium qui jouent un rôle essentiel dans l'équilibre hormonal, comme dans la formation du squelette (**Nys., 2001**). Le Sodium et le Chlore améliorent l'assimilation des protéines, leurs excès par contre, entraîne une forte consommation en eau et par conséquent causent des diarrhées, la concentration ordinaire est de 0,5% (**Leclercq et Beaumont, 2000**).

1.2. Additifs alimentaires

Plusieurs additifs alimentaires sont incorporés dans l'alimentation de poulet de chair pour des fins nutritionnelles, technologiques, zootechniques ou vétérinaires. Parmi ces additifs :

- ✓ Les améliorateurs de digestibilité qui peut favoriser de meilleures performances de croissance ou une meilleure santé digestive comme les phytases, les enzymes dégradant les polysaccharides non amylacés (PNA) et les protéases (**Cloutier et Klopfenstein, 2015**).
- ✓ Les antioxydants utilisés comme conservateurs et qui peuvent éviter la perte de nutriments dans l'aliment. Un complément d'antioxydant pourra être ajouté à l'aliment final lorsqu'un stockage prolongé (**Aviagen, 2018**). Les antioxydants les plus utilisés sont B.H.T, B.H.A, Gallate de Propyle et Ethoxyquine.
- ✓ Les probiotiques qui sont des cultures vivantes de bacilles, des bactéries productrices d'acide lactique. Ils sont censées coloniser le tractus intestinal de l'animal et augmenter leur concentration pour dominer la microflore intestinale, ce qui empêchera les agents pathogènes intestinaux de s'installer (**Stien, 2007**).
- ✓ Les prébiotiques sont des substances pouvant stimuler la croissance de micro-organismes bénéfiques, au détriment de ceux qui sont considérés comme nocifs. Les oligosaccharides représentent le principal groupe de ces produits (**Aviagen, 2018**).

2. Aliment complet

Les aliments ou matières premières de façon rationnelle sont broyés, mélangés pour obtenir un aliment complet unique granulé ou farineux distribué aux poulets (**Kouamé Yves, 2012**). Les volailles reçoivent différents aliments adaptés en taille à leur stade physiologique. Les céréales (maïs, blé) représentent la famille de matières premières majoritairement utilisée (60 à 80 % de la ration). Il s'agit d'homogénéiser la prise alimentaire avec des aliments le plus souvent présentés sous forme de granulés, ce qui laisse alors peu de place au choix alimentaire. Les aliments de poulet de chair (démarrage, croissance et finition) (tableau II) sont

constitués principalement de céréales (maïs souvent) comme source d'énergie, le tourteau de soja comme source de protéine, le son de blé, le complément minéralo-vitaminique, le calcaire, le phosphate bicalcique et les acides aminés essentiels (lysine et méthionine souvent) (Benamirouche et al., 2006).

Tableau II : Ingrédients et composition nutritionnelle des aliments de poulet de chair (%à base de matière sèche) (Benamirouche et al., 2006)

Ingrédients %	Démarrage	Croissance	Finition
Maïs	61	62	67
Tourteau de soja	29,7	26	18
Son de blé	6	8,5	12
Sel	0,6	0,9	1
Phosphate bicalcique	1,7	1,6	1
CMV	1	1	1
EM, Kcal /Kg	32	33	33
Protéine%	22	19,8	18
Extrait d'éther%	2,9	3	3
Matière minérales totale%	5,9	7,30	6,5
P%	0,42	0,42	0,38
Calcium	1	1	0,9

Matériel et méthodes

I. Matériel et méthodes

1. Objectif et lieu de travail

Cette étude a été réalisée au niveau du laboratoire de microbiologie (N° 1) bloc 9 de la Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie (Université A. Mira de Bejaïa). L'objectif de ce travail est la caractérisation physiologique de quelques souches bactériennes isolées à partir de l'aliment du poulet de chair.

2. Provenance de l'aliment

L'aliment utilisé est fabriqué et commercialisé par l'O.N.A. B, il est assuré par le même fabricant d'aliment ainsi adapté pour le poulet de chair avec les deux aliments nécessaires croissance et finition.

3. Provenance du gésier et du proventricule

Ces organes sont prélevés du poussin et du poulet de chair industriel de la région de Bejaïa.

4. Matériels utilisés

4.1. Matériel biologique

- Gésier et proventricule du poulet de chair
- Aliments du poulet de chair

4.2. Matériel non biologique (annexe II)

5. Dénombrement de la microflore de l'aliment

Dans des conditions d'asepsie, tout en respectant les recommandations du JORA N°57 de 1994, et à l'aide d'un matériel stérile (spatule), un gramme(1g) d'aliment (figure 05), a été pesé, ensuite transféré dans un tube stérile contenant 9 ml d'eau physiologique. A partir de cette solution mère et à l'aide d'une micropipette de 1 ml, des dilutions décimales sont réalisées dans 9ml d'eau physiologique (10^{-1} jusqu'à 10^{-3}).

Un volume d'un ml de la dilution 10^{-2} et 10^{-3} , a été ensemencé en masse dans une gélose MRS(Institut Pasteur d'Algérie), GN (Institut Pasteur d'Algérie). L'incubation des boîtes de Petri est effectuée à 37°C pendant 48h. Des dénombrements de la flore lactiques et la flore totale ont été effectués après incubation en (figure 06).



Figure 05 : Aliments du poulet de chair (croissance. Finition) analysés .

Un dénombrement est réalisé après développement des colonies sur gélose. La concentration cellulaire est exprimée en UFC/ml, suivant la formule (Norme ISO 7218- mai 1996) :

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

ΣC : est la somme des colonies comptées sur les boites retenues (30 à 300).

n1 : est le nombre de boites comptées à la dilution la plus faible.

n2 : est le nombre de boites comptées à la dilution la plus élevée.

d : est la valeur correspondante à la dilution à partir de laquelle les premiers dénombrements ont été retenus.

N : la concentration cellulaire exprimée en UFC/ml Unité Formant colonie.

V : volume de l'inoculum appliqué à chaque boite en millilitre (1ml)

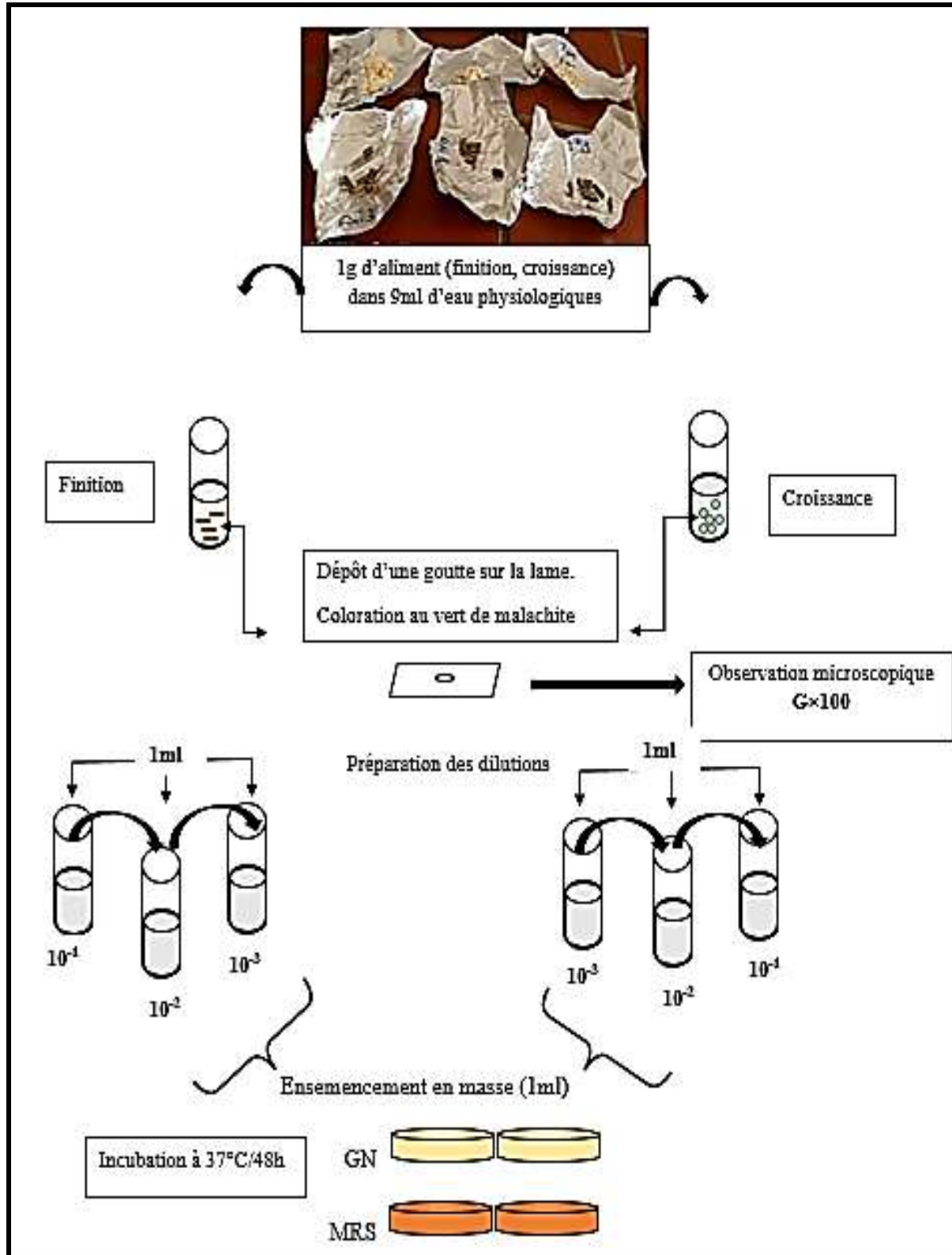


Figure06: Dénombrement des flores totale et lactique de l'aliment du poulet de chair.

6.Dénombrement de la microflore du gésier et du proventricule chez l'adulte et le poussin

Trois individus de chaque catégorie d'âges (poussin, adulte) ont été disséqués. Un prélèvement du gésier, et du proventricule a été réalisé pour chaque poulet (figure 07).

Un gramme du contenu de ces organes a été mis dans un tube stérile contenant 9ml d'eau physiologique, un ml de cette solution mère préalablement préparé est ensemencé en masse dans une gélose MRS, GN, Chapman et EMB. Les boîtes ont été incubées à 37°C pendant 48h(figure 08).



Figure 07 :Photographie du gésier et du proventricule du poulet de chair étudié.

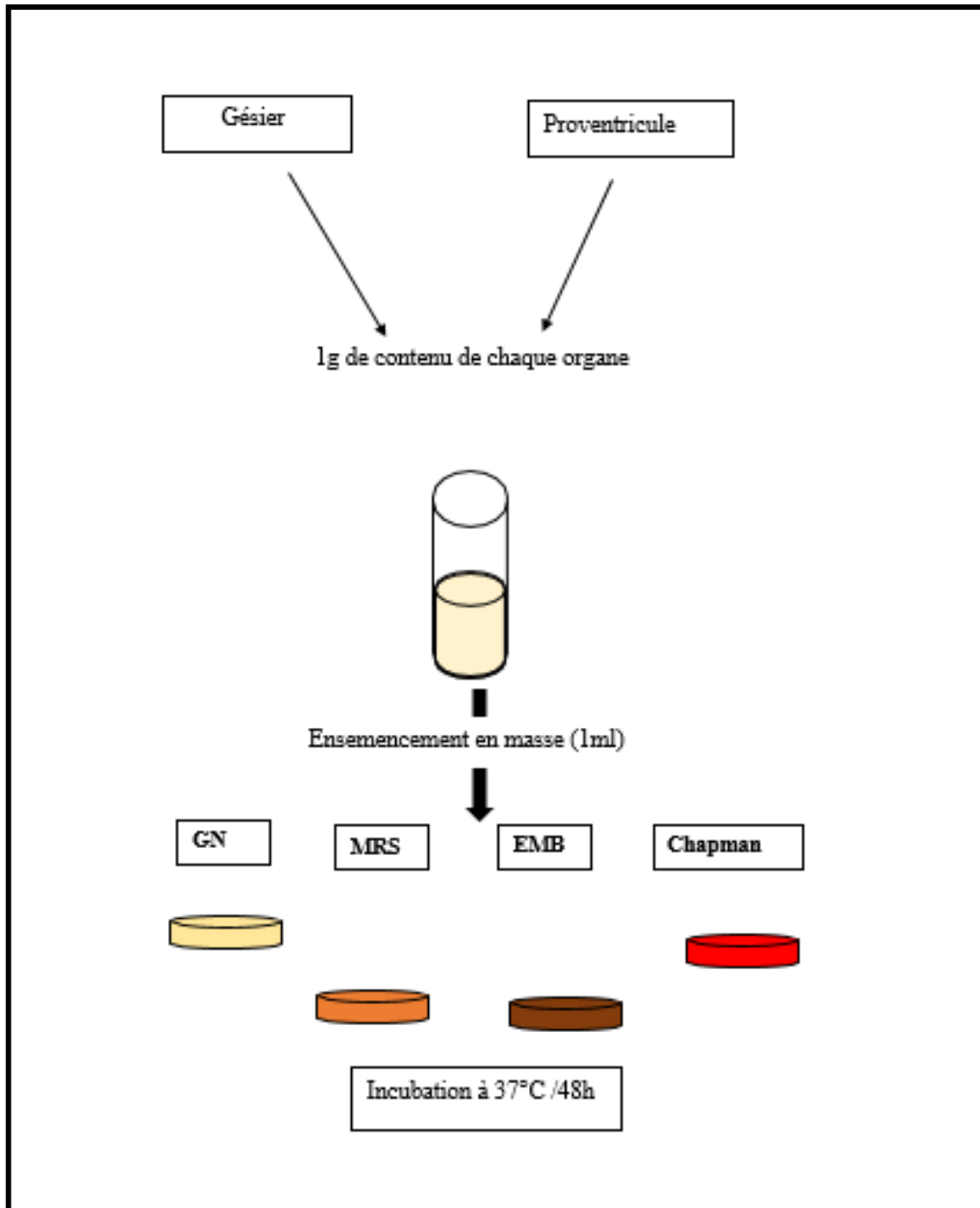


Figure 08 : Dénombrement de la microflore du gésier et du proventricule chez le poulet de chair (adulte et poussin).

7. Identification

Pour identifier les souches isolées, nous avons appliquée différents tests morphologiques, physiologiques et biochimiques.

7.1. Caractères morphologiques

7.1.1.Examen macroscopique

Cet examen est basé sur l'observation visuelle des colonies obtenues après culture sur milieu GN, MRS, Chapman, EMB solide et la description de ces dernières selon la taille, la forme, la pigmentation, le contour et l'aspect.

7.1.1 . Examen microscopique

L'examen microscopique est révélé par la coloration de Gram. Qui permet de différencier les Bactéries à Gram positif de celles à Gram négatif et renseigne sur la forme et la disposition des bactéries. La coloration de Gram a été réalisée selon la méthode Classique.

7.2. Caractères biochimiques

7.2.1.Recherche de la catalase

Chez les bactéries dotées d'un métabolisme oxydatif, le système respiratoire compte parmi divers enzymes, une catalase. Celle-ci a la propriété de décomposer l'eau oxygénée avec dégagement d'oxygène. Pour réaliser ce test, une culture bactérienne, est émulsionnée dans de l'eau oxygénée sur une lame de verre .La présence d'une catalase se manifeste par l'apparition d'une mousse renseignant sur la présence de bulles d'oxygène.

7.3. Caractères physiologiques

Un total de 7 souches bactériennes du genre *Bacillus* et 4souches bactériennes de bactéries lactiques, isolées des aliments de poulet de chair, ont subis un test à l'égard du pH et de la température.

7.3.1. Effet du pH

Le milieu bouillon nutritif et bouillon MRS sont préparés à des pH de 1,5 ; 2,5 ; 4,5 ; et 7,2. Un volume de 1ml d'une culture bactérienne de 24h, d'une charge initial de 10^5 UFC/ml pour *Bacillus* et *Lactobacillus*, estensemencé dans 9ml du bouillon nutritif et MRS stérile de Chaque pH. La croissance bactérienne est estimée par des dénombrements à 2h, 4h, 6h et 24h.

7.3.2. Effet de la température

Des tubes contenant 9 ml du bouillon nutritif à pH de 7,2 sont inoculés par 1ml de 10^5 UFC/ml des souches de *Bacillus* isolées (Bc 01, Bc 02, Bc 03, Bc 04, Bc 05, Bc 06, Bc 07) ensuite déposés dans un bain marie à 108°C pendant 30 min, et avant l'incubation, un refroidissement brusque est effectué. Les tubes sont incubés à 37°C ° pendant 24h. Un dénombrement est réalisé à 2h, 4h, 6h et 24h après l'incubation pour révéler la croissance bactérienne.

Les tubes contenant 9ml de bouillon MRS à pH 5,4, sontensemencés par 1ml de 10^5 UFC/ml des souches de bactéries lactiques isolées (BL01, BL02, BL 03 et BL04), ensuite ils sont incubés à différentes températures 4, 10, 30 et 37°C ° pendant 24h. Un dénombrement est réalisé à 2h, 4h, 6h et 24h après.

Résultats

I.Résultats

1.résultats des dénombrements

Les résultats du comptage manuel des colonies qui se trouvent soit en surface ou en profondeur, sont représentés sous forme de tableaux pour chaque échantillon (aliment, gésier) et sur différents milieu (GN, MRS, Chapman, EMB) dans l'annexe.

1.1.Microflore de l'aliment

Le taux de la flore totale et de la flore lactique retrouvé sur milieu GN et MRS, après incubation 48h à 37°C, sont représentés dans la figure 09.

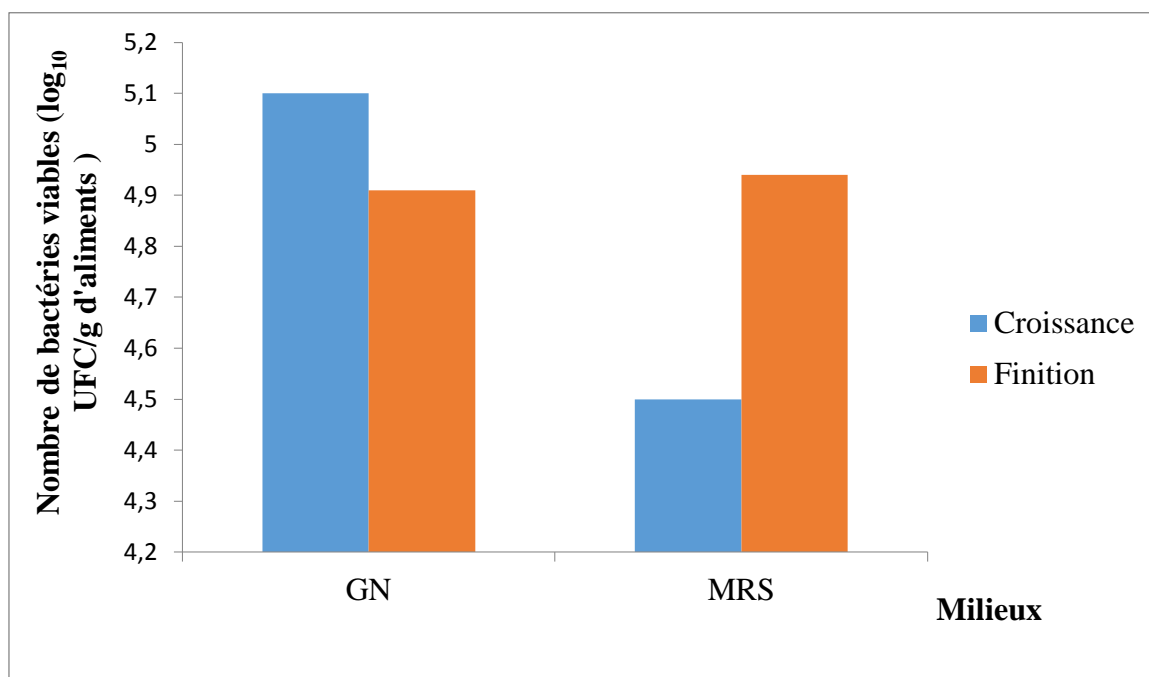


Figure 09 : Taux de la FTAM (GN) et de flore lactique(MRS) contenu dans l'aliment du poulet de chair.

L'histogramme montre clairement la différence de charge bactérienne contenue dans les deux types d'aliments dans chaque milieu. Dans le milieu GN, la charge de la FT pour l'aliment de croissance est de $1,3 \times 10^5$ UFC/g, cependant elle est de $8,2 \times 10^4$ UFC/g dans l'aliment de finition. Dans le milieu MRS, la charge de la flore lactique contenu dans l'aliment de croissance est de $3,2 \times 10^4$ UFC/g. celle-ci est inférieure à celle contenu dans l'aliment de finition ($8,8 \times 10^4$ UFC/g).

L'aliment de croissance révèle une charge bactérienne très importante sur le milieu GN ($1,3 \times 10^5$ UFC/g) tandis que sur le milieu MRS elle est très inférieure ($3,2 \times 10^4$ UFC/g).

L'aliment de finition représente presque la même charge sur les deux milieux avec

$8,8 \times 10^4$ UFC/g sur le milieu MRS et $8,2 \times 10^4$ UFC/g.

1.2..Microflore du gésier et du proventricule

Les taux de FTAM, flore lactique, Staphylocoques et coliformes retrouvés sur les milieux GN, MRS, EMB et Chapman après 48h à 37°C sont représentés dans la figure 10.

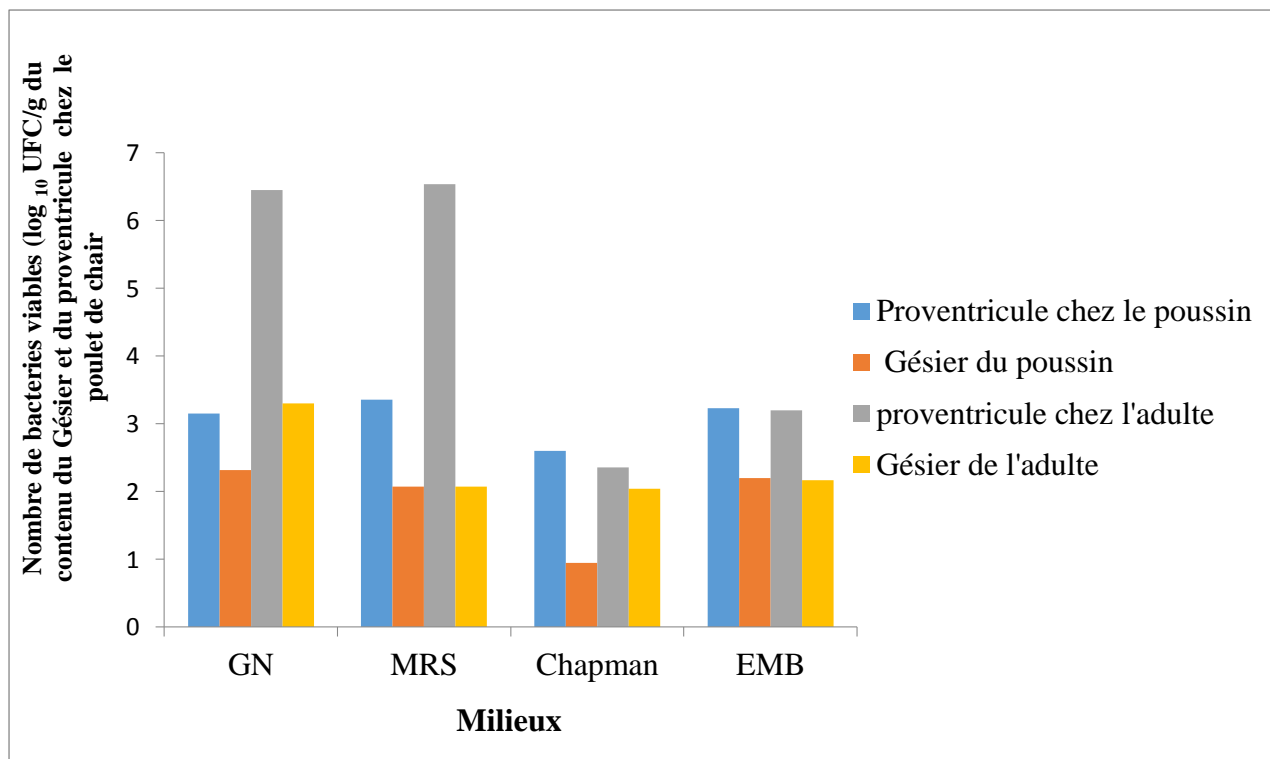


Figure 10 : Dénombrement de la flore bactérienne du gésier et du proventricule chez le poulet de chair (adulte et poussin) .

La figure 10 révèle que le proventricule chez l'adulte et le poussin contient une flore bactérienne très importante par rapport à celle du gésier et cela dans la majorité des milieux. Dans le proventricule le taux de la FT et de la flore lactique chez l'adulte est très élevé arrivant à $3,5 \times 10^6$ UFC/g en la comparant à celle retrouvée chez les poussins, par contre ils contiennent presque le même nombre de bactéries sur les milieux Chapman et EMB.

Dans les deux milieux GN et Chapman la charge bactérienne retrouvée dans le gésier adulte est supérieure à celle du gésier chez le poussin, par contre dans les milieux MRS et EMB, la même charge a été dénombrée pour le poussin et l'adulte, ne dépassant pas $1,6 \times 10^2$ UFC/g.

2 .Identification

2.1.Examen macroscopique de la microflore de l'aliment et de la microflore du gésier et du proventricule

L'ensemencement en masse sur les milieux MRS et GN a permis de caractériser différentes souches bactériennes à partir de deux types d'aliments. L'aspect macroscopique des différentes colonies obtenues est résumé dans le (tableau III) et

Tableau III : Aspect macroscopique des colonies obtenues à partir des aliments du poulet de chair.

(Figure11).

		Aspect des colonies			
Aliment	Milieu	Forme	Relief	Surface	Couleur
Croissance, Finition	MRS	Ronde	Bombé	Lisse	Beige
	GN	Irrégulière	Plate	Lisse	Blanchâtre

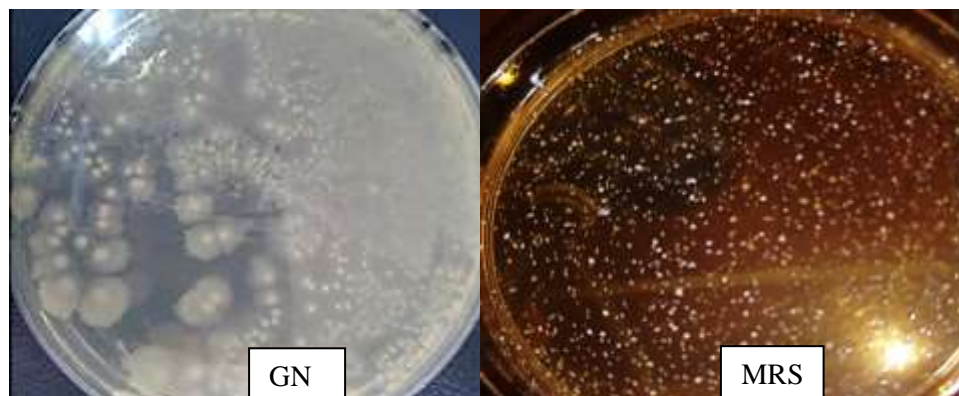


Figure 11: Aspect macroscopique de quelques colonies après 48h d'incubation à 37°C sur GN et MRS

L'ensemencement en masse sur les milieux Chapman, MRS, GN et EMB a révèlè des colonies à différents aspects macroscopiques qui sont représenter dans le tableau IV et figure 12.

Tableau IV: Aspect macroscopique des souches isolées à partir du gésier et du proventricule chez le poulet de chair.

		Aspect des colonies			
organe	Milieu	Forme	Relief	Surface	Couleur
Gésier et proventricule	GN	Irrégulière	Plat	Lisse	Blanchâtre
	MRS	Ronde	Bombé	Lisse	Beige
	EMB	Ronde	Bombé	Lisse	Violet
	Chapman	Ronde	Plat	Lisse	Blache

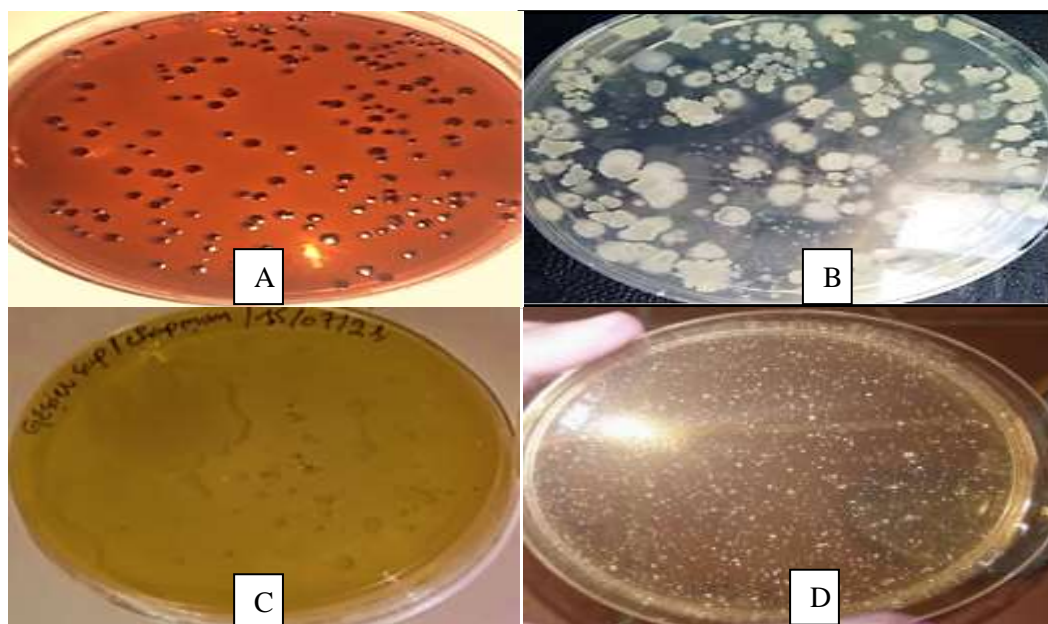
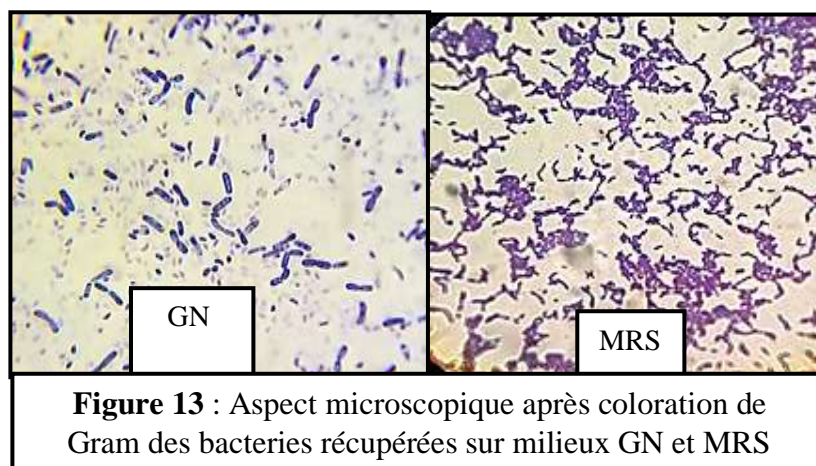


Figure 12 : Aspect macroscopique de quelques colonies isolées du gésier et du proventricule chez le poulet de chair sur différents milieux (A : EMB , B : GN , C : Chapman , D : MRS) .

2.2..Examen microscopique de la microflore de l'aliment et la microflore du gésier et du proventricule

Toutes les bactéries isolées (croissance et finition) ont une morphologie identique, des bâtonnets, possèdent des spores ovalaires centrales ou subterminales (milieu GN), des coccobacilles (milieu MRS), de taille et forme variable, Gram positive.



L'examen microscopique (gésier et proventricule) révèle des petites cellules de forme bâtonnet, à extrémités rondes isolées ou regroupées en paires Gram positif (milieu MRS), des cocci Gram positive groupés en amas grappes de raisin (milieu Chapman) et des bacilles Gram positive (milieu GN), de taille et de forme variable et des bacilles à Gram négative (milieu EMB).

3. Résultats test de la catalase : Le tableau V résume les résultats de ce test sur les isolats .

Tableau V: Résultats du test de catalase réalisé de la microflore de l'aliment ,gésier et du proventricule du poulet de chair.

Echantillon Milieu	Aliment		organe	
	croissance	Finition	proventricule	Gésier
MRS	-	-	-	-
GN	+	+	+	+

4. Caractères physiologiques

4.1. Effet du pH et de la température sur la croissance des bactéries du genre *Bacillus*

Les résultats de l'effet du pH et de la température sur le développement des bactéries testées sont représentés dans les tableaux VI et VII.

Tableau VI : Résultats de l'effet du pH sur la croissance bactérienne des isolats du genre *Bacillus*

Souches bactériennes/Log N	pH /2h				pH /4h				pH /6h				pH /24h			
	1,5	2,5	4,5	7,2	1,5	2,5	4,5	7,2	1,5	2,5	4,5	7,2	1,5	2,5	4,5	7,2
Bc 01	5,07	5,07	5,07	5,07	4,84	4,76	5,45	5,8	4,54	4,7	5,9	7,2	4,6	5,1	8,2	9,7
Bc 02	5,1	5,1	5,1	5,1	4,6	4,3	5,6	5,9	4,4	4,9	6,2	6,9	4,7	5,4	7,8	9,3
Bc 03	5,2	5,2	5,2	5,2	5,0	4,7	5,3	5,6	4,5	5,5	6,6	7,2	4,7	5,7	8,4	9,1
Bc 04	5,15	5,15	5,15	5,15	5,05	4,9	5,3	5,6	5,2	5,4	6,4	7,4	4,6	5,5	7,9	9,6
Bc 05	5,3	5,3	5,3	5,3	5,1	4,8	5,7	5,9	5,2	5,7	7,1	8,3	4,1	5,9	8,3	10,1
Bc 06	5,18	5,18	5,18	5,18	5,0	4,8	5,4	5,6	5,1	5,8	6,7	7,7	4,3	5,4	8,5	10,3
Bc 07	5,24	5,24	5,24	5,24	5,1	5,0	5,6	6,1	4,7	5,9	5,9	7,8	4,1	5,3	6,7	9,2

Tableau VII: Résultats de l'effet de la température sur la croissance bactérienne des isolats du genre *Bacillus*

Temps/Bactéries(Log N)	0h	2h	4h	6h	24h
Bc 01	5,07	4,7	5,2	6,07	9,7
Bc 02	5,1	4,6	5,5	6,3	9,3
Bc 03	5,2	4,7	5,4	6,4	9,1
Bc 04	5,15	4,3	5,9	6,6	9,6
Bc 05	5,3	4,2	5,7	6,9	10,1
Bc 06	5,18	4,9	5,5	6,6	10,3
Bc 07	5,24	5,4	5,6	6,3	9,2

Les résultats de l'effet du pH et de la température sur la croissance des bactéries du genre *Bacillus*, obtenus, montrent une résistance très importante des isolats aux deux facteurs testés. Les sept souches bactériennes sont résistantes au pH 1,5 et une légère diminution est enregistrée. Une croissance lente est révélée aux pH 2,5 et 4,5. Une croissance assez remarquable est observée à pH 7,2.

La majorité des souches testées à l'égard de la température, montrent une thermorésistance assez élevée.

4.2.Effet du pH et de la température sur la croissance des bactéries lactiques isolées

Les résultats de l'effet du pH et de la température sur le développement des bactéries lactique testées sont représentés dans les tableaux VIII et IX .

Tableau VIII : Résultats de l'effet du pH sur la croissance bactérienne des isolats de bactéries lactiques

Souches bactériennes/Log N	pH /2h				pH /4h				pH /6h				pH /24h			
	1,5	2,5	4,5	7,2	1,5	2,5	4,5	7,2	1,5	2,5	4,5	7,2	1,5	2,5	4,5	7,2
BL 01	3,1	4,4	5,0	5,2	2,8	4,8	5,6	6,2	2,1	4,9	6,2	6,6	0,9	4,3	6,9	9,2
BL02	3,6	4,7	5,1	5,6	2,3	4,9	5,9	6,7	1,9	4,9	6,0	7,1	1,5	4,4	6,7	8,9
BL 03	3,7	4,1	5,03	5,7	2,6	4,7	5,4	6,4	2,2	4,6	6,1	6,9	1,1	4,2	6,8	8,7
BL04	4,2	4,8	5,19	5,8	3,4	5,1	5,7	6,5	3,1	5,0	5,9	7,2	2,3	4,6	6,6	10,1

Tableau IX : Résultats de l'effet de la température sur la croissance bactérienne des isolats de bactéries lactiques

Souches bactériennes/Log N	T°C/2h				T°C /4h				T°C /6h				T°C /24h			
	4	10	30	37	4	10	30	37	4	10	30	37	4	10	30	37
BL 01	5,0	5,01	5,07	5,5	4,8	4,9	5,6	6,4	4,5	5,2	6,2	7,1	4,3	5,4	6,9	9,7
BL02	5,06	5,6	5,1	5,8	4,6	5,1	5,9	6,7	4,3	5,9	6,0	7,5	4,1	6,3	6,7	9,2
BL 03	5,0	5,9	5,2	5,9	4,5	5,3	5,4	6,9	4,1	6,1	6,1	7,6	4,0	6,3	6,8	9,5
BL04	5,10	4,9	5,15	5,8	4,8	4,7	5,7	6,8	4,2	5,4	5,9	7,3	4,2	5,9	6,6	10,0

Les résultats enregistrés et représentés dans les tableaux VIII et IX, montrent une résistance aux pH faibles (1,5 et 2,5) qui diminue en fonction du temps de l'exposition. Une croissance très élevée est obtenue à 30 et 37 °C.

Discussion

I. Discussion

Les bactéries retrouvées sur le milieu GN au niveau de l'aliment de croissance et de finition, sous forme de bâtonnet ; sporulées et a Gram positif sont présumé d'être du genre *Bacillus*. Par contre celles observées sur milieu MRS avait la forme de bâtonnets, cocobacilles, Gram positive et une catalase négative. Celle-ci présume d'être des bactéries lactiques.

Les mêmes formes apparaissent lors de l'analyse du gésier et du proventricule sur les milieux précédents. Ce qui nous laisse dire que la flore contenu dans l'aliment a survécu tout au long du tube digestive jusqu'à en arriver au proventricule et au gésier. Plusieurs études indiquent la présence de bactéries lactiques, plus exactement de *Lactobacillus*, dans la flore intestinale du poulet de chair (**Gabriel et al., 2008, Zulkifli et al., 2009**).

Sur le milieu EMB, on a présence de colonies de couleur violette (lactose +). de forme bacille et de Gram négative, suggérées comme étant des entérobactéries.

Selon **Shakouri et al. (2009)**, dans le gésier, on trouve les Lactobacilles majoritairement, en plus des mêmes genres bactériens retrouvés dans le jabot mais avec des concentrations moins importantes. Les résultats du dénombrement montre que le contenu du proventricule renferme une charge bactérienne importante par rapport à celle trouver dans le contenu du gésier, ce qui peut être justifier selon **Gabriel et al. (2005)** par la variation du pH dans chaque partie. Le pH du proventricule s'étale entre 4,33 à 4,51, et celui du gésier beaucoup plus acide varie entre 2,46 et 2,79; et qui a tendance à diminuer la teneur en microorganismes.

Le proventricule par ces conditions physicochimiques notamment une forte concentration en HCl et pepsine ne permet pas une colonisation de ce segment. Les bactéries retrouvées à ce niveau peuvent être des bactéries conduites par l'aliment.

Selon notre études la flore bactérienne retrouver dans le contenu des organes du poulet de chair est très élevée par rapport à celle retrouver chez le poussin cela peut être justifier par la différence d'âge. Le tube digestive du poulet est plus développé que celui du poussin en raison d'acquisition d'une flore résiduelle provenant de l'aliment, ou parfois de l'environnement. Les types d'aliments diversifiés et leurs qualités peuvent influencer la flore digestive (**Gabriel et al., 2005**), cette dernière dépend directement de l'alimentation qui est à l'origine du type de substrat disponible pour la croissance des micro-organismes.

Les poussins consomment un aliment de croissance et le poulet un aliment de finition leurs composition est différente l'une de l'autre ce qui justifie cette différence de charge bactérienne.

Les bactéries présumé être du genre *Bacillus* ont été retrouvé dans l'aliment et dans le contenu du gésier et du proventricule sur le milieu GN. Ces dernières ont résistées au pH acide du gésier grâce à leur forme sporulé. Les spores de *Bacillus* sont connues pour leur capacité à résister à divers facteurs de stress provenant de l'environnement ces bactéries peuvent avoir un effet probiotique. Selon **Marta et al. (2007)** l'utilisation de *Bacillus subtilis* dans les aliments pour poulets permet d'améliorer la santé intestinale grâce à plusieurs modes d'action : consommation d'oxygène; stimulation des bactéries produisant de l'acide lactique; compétition et réduction de la population de bactéries pathogènes.

Le pH est connu pour avoir une forte influence sur la croissance des micro-organismes. **Grecz et al. (1972)** expliquent l'action des pH acides par leur effet sur la constitution chimique de la spore. Ils observent que la diminution du pH induit une libération des chélates DPA-Ca dans le milieu, ceci ayant pour conséquence une réhydratation précoce de la spore et donc sa fragilisation. Cette libération serait due à la neutralisation des groupements carboxyliques du peptidoglycane du cortex au fur et à mesure que le pH décroît (**Behringer et Kessler, 1992**).

Le temps de latence pour les spores comprend l'activation, la germination et le temps de première division. Déjà en 1955, Powell et Hunter constatent que la température de traitement thermique possède un effet sur la germination du genre *Bacillus*. Les auteurs testent des températures comprises entre 50 et 80°C et remarquent que le pourcentage de spores germées diminue lorsque la température augmente. **Levinson et Hyatt (1970)** ont observé une meilleure capacité d'activation aux températures de traitement plus importantes. Cette capacité d'activation est optimale entre 62 et 78°C. Pour ce qui est de l'effet du pH, **Blocher et Busta (1985)** ont remarqué une inhibition progressive de la germination des spores de *Clostridium botulinum* lorsque le pH varie de 7 à 5,5. **Vas et Prosz (1957)**, qui travaillent sur *Bacillus cereus*, enregistrent également une diminution du pourcentage de germination et de la vitesse de germination lorsque le pH décroît.

Les bactéries lactiques sont capables de produire de l'acide lactique, cette molécule neutre, seul acide issu de la glycolyse par voie homofermentaire, se diffuse librement à travers la membrane cellulaire, réduisent ainsi le pH, et empêchant par conséquent le développement des pathogènes (**Crooks et al., 2012**). De plus, les bactéries lactiques semblent être compétitives en conditions acides, causant l'inhibition d'autres bactéries (**Klaenhammer et al., 1993**).

Cependant si l'acidité du milieu dépasse les seuils acceptés par la souche, des cas d'auto-inhibitions peuvent être observées, l'administration en continue de glucose au cours de

la fermentation lactique, conduit à la production d'une manière continue des acides organiques, et par conséquent, une diminution progressive du pH du milieu et si celui-ci n'est pas contrôlé, la bactérie peut s'auto-inhiber (**Grattepanche, 2005**).

Conclusion et perspectives

Notre étude a porté sur le dénombrement et la caractérisation de souches isolées à partir de deux types d'aliments du poulet de chair (croissance et finition).

Les résultats du dénombrement sur milieu GN ont montré une charge de $1,3 \times 10^5$ UFC /g pour l'aliment de croissance et $8,2 \times 10^4$ UFC /g pour l'aliment de Finition. Tandis que sur le milieu MRS l'aliment de croissance a révélé une charge de $3,2 \times 10^4$ UFC /g. et $8,8 \times 10^5$ UFC /g pour l'aliment de finition.

Les isolats ont été retenus et soumis à des tests physiologiques et biochimiques. Les souches ont été caractérisées par leur forme bâtonnets à extrémité rondes, à Gram positif, catalase négative ou positive.

Les résultats de l'identification ont révélé la présence de 11 souches dont ; 7 espèces du genre *Bacillus* et 4 espèces du genre *Lactobacillus* dans l'aliment du poulet de chair analysé.

L'isolement des souches à partir du contenu du gésier et du proventricule du poulet de chair dans le but de réaliser une étude comparative entre le premier compartiment du tube digestif du poulet de chair et la microflore de l'aliment a révélé la présence des mêmes genres bactériens (*Bacillus* et *Lactobacillus*).

Une évaluation de l'aptitude de ces souches à résister à deux paramètres physicochimique la (température et pH) a montré que les 7 souches du genre *Bacillus* sont résistantes à des températures très élevées, tandis que les souches de *Lactobacillus* connaissent une croissance importante à 30 et 37°C. En plus de la résistance des deux genres bactériens au pH très faible (1,5) et leur croissance assez remarquable au pH 7,2 après 24h.

Les résultats obtenus par la présente étude restent préliminaires, ils doivent être complétés par une série d'autres tests à savoir :

- ✓ Vérification de l'effet sur la santé des souches isolées.
- ✓ Vérification de l'effet probiotique des souches
- ✓ Vérification de la présence de substances à effet antimicrobien sur les microorganismes néfastes.

Références bibliographiques

A

Alamargot J.1982. Appareil digestif et ses annexes, appareil respiratoire, appareil urinaire, nécropsie d'un oiseau, principales lésions des volailles Manuel d'anatomie et d'autopsie aviaires. Ed. Le point vétérinaire, 15- 129.

Allaoui A. 2018. Les aspects techniques et économiques de l'aviculture dans la wilaya de Biskra. Mémoire de fin d'études en vue de l'obtention du diplôme de Master en Sciences Agronomiques. Université de Biskra Faculté des Sciences Exactes et des Sciences de la Nature et de la Vie (FSESNV).76p.

Alloui N. 2013. Situation actuelle et perspectives de modernisation de la filière avicole en Algérie. LRESPA, Service des Sciences Avicoles, Département Vétérinaire, Université Hadj Lakhdar de Batna, Algérie.

Aviagen. 2018. Guide du Poulet du Chair. 25p.

B

Beghoul S. (2006). Bilan lésionnel des autopsies des volailles effectuées au niveau du laboratoire vétérinaire régional de Constantine. Magister. Médecine Vétérinaire. Université Mentouri. Constantine p23.

Beghoul S. 2015. Effets De L'utilisation Des Céréales Et Des Protéagineux Autres Que Le Maïs Et Le Soja Dans L'alimentation Du Poulet De Chair. Thèse de doctorat. Pathologies aviaires et aviculture. Université des frères Mentouri. 177p.

Behringer R. Kessler H. 1992. Influence of pH value and concentration of skim milk and outgrowth of *Bacillus megaterium* spores. *Journal of Bacteriology* 101 (1),

Benamirouche K. Baazize-Ammi D. Hezil N. Djeddar R. Niar A. and Guetarni. animaux d'élevage. Tome 2. P355. Edition Educagri. P28, 29, 34, 50

Bjerrum L. Engberg R. Leser T. Jensen B. Finster K. Pedersen K (2006) Microbial Community Composition of the Ileum and Cecum of Broiler Chickens as Revealed by Molecular and Culture-Based Techniques. *Poult. Sci.* 85: 1151-1164.

Blocher J. Busta F. 1985. Multiple mode of inhibition of spore germination and outgrowth by reduced pH and sorbate. *Journal of Applied Bacteriology* 59, 469-478.

Boulouar T. 2020. Production et consommation de la viande blanche : L'Algérie loin des normes. <http://www.elmoudjahid.com/fr/actualites/147007>.

Bouvarel I. Lessire M. Narcy A. Duval E. Grasteau S. Quinsac A. Carine Peyronnet C. Tran G et Heuze V. 2014. Des sources de protéines locales pour l'alimentation des volailles : quelles voies de progrès ? *OCL.* 21(4) : D405.

C

Cadudal F. 2017. Analyse rétrospective de l'évolution du marché mondial des viandes de volailles et dynamiques émergentes. Douzièmes journées de la recherche avicole et palmipèdes à foie gras, tours. ITAVI.

Champ M. Szylit O.1981. The influence of microflora on the breakdown of maize starch granules in the digestive tract of chicken. *Poultry Science* 60, 179-187. *In Rougière. 2010.*

Chettouh A. et Riabi S. 2019. Étude de quelques paramètres hématologiques et morphométriques chez le poulet de chair (*Gallus gallus domesticus*) face à une perturbation du régime alimentaire en région d'Ain Zaatout – Biskra. Mémoire de master. Microbiologie appliquée. Université Mohamed Khider de Biskra. 33p.

Chouder N. 2006. Contribution à l'étude des flores intestinales des poulets conventionnels sains. Constantine: Université Mentouri 2006.

Cloutier L. Klopfenstein C. 2015. Additifs alimentaires ayant des effets sur la santé ou sur les performances de croissance chez le porc et la volaille.

Creveieu G. I. al 2001: Effet de l'alimentation sur les coccidioses chez les volailles aux apports d'acides aminés et de protéines. *INRA Prod. Anim.*

D

D 2020. Effect of probiotics and *Yucca schidigera* extract supplementation on broiler meat d'information. CDPO. Canada. 39p.

Denbow M (2000). Gastrointestinal anatomy and physiology. In Struikie's avian physiology, ed. Press A. *in Rougière, 2010. P23.*

Diop A. 1982. Le poulet de chair au Sénégal production-commercialisation perspectives de développement. Thèse. Doctorat. Sciences Vétérinaires. Ecole Inter-états des Sciences et Médecine Vétérinaires. Université de Dakar.

Drogoul. Carole. Gadoud. Raymond. Joseph. Marie-Madeleine. al. 2004. Nutrition et alimentation des animaux d'élevage.

E

El Bouamrani A. Hadj Moussa I. 2017. Situation de l'aviculture type chair. Dans la zone Nord-est dans la wilaya d'Ain Defla. Mémoire pour l'obtention du diplôme de Master en sciences agronomiques. Université Djilali Bounaama Khemis Miliana Ain Defla : 01-02.

Engberg RM. Hedemann M. Steinfeldt S. Jensen B. 2004 Influence of Whole Wheat and Xylanase on Broiler Performance and Microbial Composition and Activity in the Digestive Tract. *Poultry Science* .83p.

F

FAO. 1965. l'alimentation des volailles dans les pays tropicaux et subtropicaux. Imprime en Italie. 7p

FAO. 2020. <http://www.fao.org/faostat/fr/#data/QL>

FAOstat.2021. <http://www.fao.org/faostat/fr/#data/QC>.

Farner D. S. 1942. The hydrogen ion concentration in avian digestive tracts. *Poult. Sci.*, 21, 445-450.

Florian Vasai. 2013. Etude de La Composition Du Microbiote Intestinal Des Canards. Impact Du Gavage, de l'ajout d'un Probiotique (*Lactobacillus sakei*) et d'un Composé Organométallique (Cadmium). Université de Pau et des pays de l'Adour

G

Gabriel I. Mallet S. Leconte M. Travel A. Lalles J. Effects of whole wheat feeding on and

Gong J, Si W, Forster RJ, et al. (2007) 16S rRNA gene-based analysis of mucosa-associated bacterial community and phylogeny in the chicken gastrointestinal tracts: from crop to ceca. *FEMS Microbiol. Ecol.* 59: 147-157.

outgrowth of *Bacillus megaterium* spores. *Journal of Bacteriology* 101 (1),

Gabriel, I. S. Mallet. P. Sibille. 2005. La microflore digestive des volailles : facteurs de variation et conséquences pour l'animal ». *INRAE Productions Animales* 18, no 5 (18 mai 2005): 30

Grecz, N., Tang, T., Rajan, K., 1972. Relation of metal chelate stability to heat resistance of bacterial spores. In : *Halvorson, Hanson, Campbell (Eds.), Spores.*

I

INRA. 2003. Quels « besoins » du poulet de chair en acides aminés essentiels ? Une analyse critique de leur détermination et de quelques outils pratiques de modélisation, 2004. P19-34. *INRA Productions Animales*. P20.

ITAVI. 2009. Guide d'élevage aviculture fermière. Quelques repères pour les éleveurs professionnels commercialisant en circuits courts. *Edition ITAVI - 28 rue du Rocher - 75008 PARIS 1er trimestre 2009, 1^{ère} édition.*

K

Klaenhammer TR. 1993. Genetics of bacteriocins produced by Lactic Acid Bacteria. *FEMS Microbiol Rev* 12:39-85.

Kokoun Kouamé Y. 2012. Effets du sorgho grain entier et broyé en alimentation séquentielle et mélangée chez le poulet de chair au Sénégal. *Médecine vétérinaire*. Université cheikh Anta Diop de

Dakar. 109 p.

L

Larbier M. Leclercq B. 1992. Nutrition et alimentation des volailles. Ed. INRA. Paris.

Laurent Delteil. 2012. Nutrition et Alimentation Des Animaux d'élevage. Volume 1..

Leclercq. Beaumont .2000 : Etude par simulation de la réponse des troupeaux des oiseaux d'élevage. *INRA Prod. Anim, 13 (2): 131-136* .

Levinson H. S. Hyatt M. 1970. Effects of temperature on activation, germination resistance of bacterial spores. *In : Halvorson, Hanson, Campbell (Eds.), Spores.*

M

Mahma Hassen. Berghouti Farouk. 2016. La filière avicole (poulet de chair) dans la wilaya d'Ouargla: autopsie du dysfonctionnement. Cas de la région d'Ouargla. Université Kasdi Merbah, Ouargla.

Mahmoudi N. 2001. Remontée des filières avicoles et maîtrise technologique en Algérie: Cas de complexe avicole chair de Corso. Thèse de magister. Sciences animales. Institut national agronomique. Alger. 227p.

McNab JM. 1973. The avian caeca : à review. *World's poultry Science Journal 29, 251-263. In Rougrière N. (2010)*

Montaméas L. Tarrit A. Danvy J-L et Soyer B, 2013. Nutrition et alimentation des animaux d'élevage. Tome 2. P355. Edition Educagri. P28, 29, 34, 50

Moula. 2009. L'élevage avicole en Algérie. Edition 2015. 66 p.

N

Nys N, 2001 : Oligo-éléments, croissance et santé du poulet de chair ; INRA pathologie aviaire, Edition chaire de pathologie médicale et des animaux de basse-cour.

R

Rougrière N 2010. Etude comparée des paramètres digestifs des poulets issus des lignées génétiques d+ et d- sélectionnées pour une efficacité digestive divergente. Thèse Doctorat. Université François – Rabelais. Tours.

Rudeaux .Bastianelli. 2003. La production de poulets de chair en climat chaud. 2ème éd. ITAVI. 110 p.

S

Shakouri M. Iji P. Mikkelsen L .Cowieson A .2009. Intestinal function and gut microflora of broiler chickens as influenced by cereal grains and microbial enzyme supplementation. *J. Anim. Physiol. Anim. Nutr. 93: 647-658.*

Sibley and Ahlquist.1990.Phylogeny and classification of birds : a study in molecular evolution.Critical Reviews in Microbiology.

Smith H.W. 1965. Observations on the flora of the alimentary tract of animals and factors affecting its composition. *J. Pathol. Bacteriol.*,89, 95-122.

Stien H.2007. Feeding the pig'immune system and alternatives to antibiotics.*InTechnology.2008;142(1):144-62.*

T

Traore L .2006. Première évaluation de la structure et de l'importance du secteur avicole commercial et familial en Afrique de l'Ouest. Sénégal.

V

Vas. K. Proszk.G.1957. Effect of temperature and hydrogen-ion concentration onVol. 5. *American Society for Microbiology, Washington, pp. 53_60.*

W

Wise MG .Siragusa GR .2006 Quantitative analysis of the intestinal bacterialcommunity.

Z

Zitari S.2008. Etude des valeurs nutritives de certaines ressources alimentaires locales utilisées dans l'alimentation des animaux.

Annexes

Annexe I

- **Gélose MRS (de Man, Rogosa, Sharpe), (Institut Pasteur d'Algérie) :**
utiliser pour la Culture et l'isolement des bactéries lactiques.

Tableau I : composition de la gélose MRS

Composition	
peptone	10,0 g
extrait de viande	10,0 g
extrait de levure	5 g
Glucose	20,0 g
Tween 80	1ml
Phosphate bi potassique	2,0 g
Acétate de sodium	5,0 g
Citrate d'ammonium	2,0 g
sulfate de magnésium hépta-hydraté	0,2 g
sulfate de manganèse tétra-hydraté	0,05 g
Eau distillée (QSP)	1L
pH	6,5±0,1
Autoclavage à 120°C pendant 20 minutes	

- **Gélose Chapman (Institut Pasteur d'Algérie)** : utilisé pour le dénombrement et l'isolement des *staphylocoques*.

Tableau II : Composition de la gélose Chapman

Composition	Pour 1000ml de milieu
Peptone	10g
extrait de bœuf	1g
chlorure de sodium	75g
D-mannitol	10g
rouge de phénol	0 ,025 mg
Agar	15g
pH	7,4 ± 0,2 à 25°C (après autoclavage à 120°C).
Eau distillée(QSP)	1L

- **Gélose EMB (Eosine Methylene Blue), (Institut Pasteur d'Algérie)** : utilisé pour l'isolement et le dénombrement de *Escherichiacoli*.

Tableau III:Composition de la gélose EMB

Composition	Pour 1000 ilieu
peptone (quelconque)	10g
Lactose	5 g
Saccharose	5 g
hydrogénophosphate de potassium	2 g
éosine Y	400 mg
bleu de méthylène	65 mg
Agar	13,5 g.
Crystal violet	0 ,01g
pH	7,0(après autoclavage à 120°C).
Eau distillée (QSP)	1L

➤ **Gélose nutritive (Institut Pasteur d'Algérie) :****Tableau IV : composition de la gélose nutritive**

composition	
Extrait de viande	5,0g/L
Peptone	10,0 g/L
Chlorure de sodium	5,0 g/L
Eau distillée(QSP)	1000ml
Agar	15g
Ph	7,2
Autoclavage à 120 °C pendant 20 minutes	

Tableau V: colorants et autres produits utilisés

Colorants et produit chimiques	Autres produits
-Violet de gentiane	- H ₂ O ₂ (Biochemchemopharma)
-Vert de malachite	-eau physiologique
-Fucshine	- lugol
-NaCl	-Huile à émersion (Biochemchemopharma),
-HCl (Biochemchemopharma),	-éthanol (SIGMA-ALORICH)

Tableau VI: appareillage et autres outils

Appareillage	Autres outils
Agitateur(VELP),	Les gants
Autoclave (Sihavx électronique),	Papier absorbants
Bain marie(GFL),	Epingles
Balance(RADWAG),	Pack dissection
Four Pasteur (memmet),	Pincés
Étuve à 37°C (Incucell),	Ciseaux
Frigo (Condor),	Flacons de prélèvement étiquetés
Centrifugeuse(SIGMA).	Bec benzène
	Boite Pétri
	Écouvillon
	Falcon
	Flacons
	Pipette Pasteur
	Lame et lamelle
	Microscope optique
	Tubes à essai
	Portoirs

Annexe III

1. Principe de la Coloration de Gram

- Sur une lame, fixer à la chaleur une culture bactérienne.
- Recouvrir la lame avec du violet de gentiane pendant une minute.
- Laver la lame dans un jet doux et indirect d'eau du robinet pendant 2 secondes
- Inonder la lame avec du lugol pendant 30 secondes.
- Décolorer avec de l'alcool 95°, puis rincer avec de l'eau.
- Faire une contre coloration en utilisant de la fuschine et laisser agir 20 à 30 secondes.
- Rincer la lame avec de l'eau jusqu'à ce qu'aucune couleur n'apparaisse dans l'effluent, puis sécher avec du papier absorbant.
- Observer les résultats de la procédure de coloration sous immersion dans l'huile.
Examiner au microscope, objectif x100
- Les bactéries à Gram positif apparaissent en violet et les bactéries à Gram négatif en

Rose.

2. Principe de la coloration au vert de malachite :

- Réaliser un frottis fixé sur lame de verre
- Recouvrir la lame de vert de malachite
- Chauffer jusqu'à émission de vapeurs blanches sans faire bouillir le colorant
- Laisser sécher la préparation (ajouter du vert de malachite si nécessaire)
- Le chauffage doit durer 10 min
- Laisser refroidir et laver à l'eau
- Effectuer une contre coloration en recouvrant la lame d'éosine durant 2 min.
- Laver et sécher
- Observation à l'objectif 100 à immersion
- Les spores apparaissent roses et les cellules vertes

Annexe IV

Tableau VII : dénombrement de la flore bactérienne de l'aliment

Alimentation Flore Bactérienne	Croissance			Finition		
	Flore totale (GN)	$1,7 \times 10^5$	$1,5 \times 10^5$	$7,2 \times 10^4$	$3,6 \times 10^4$	$1,9 \times 10^4$
Flore lactique(MRS)	$3,5 \times 10^4$	$5,9 \times 10^4$	$2,8 \times 10^3$	$6,4 \times 10^4$	6×10^4	$1,4 \times 10^5$

Tableau VIII : dénombrement de la flore bactérienne du contenu du gésier et du proventricule chez le poussin

Organe (poussin) Flore Bactérienne	Proventricule			Gésier		
	Flore totale (GN)	$1.5 \cdot 10^3$	$1.1 \cdot 10^3$	$1.7 \cdot 10^3$	$2.3 \cdot 10^2$	$2.1 \cdot 10^2$
Flore lactique(MRS)	$2.3 \cdot 10^3$	$2.7 \cdot 10^3$	$1.9 \cdot 10^3$	$0.4 \cdot 10^2$	$1.5 \cdot 10^2$	$1.8 \cdot 10^2$
Staphylocoques(Chapman)	$4.5 \cdot 10^2$	$3.9 \cdot 10^2$	$3.5 \cdot 10^2$	$0.2 \cdot 10$	$1.1 \cdot 10$	$1.4 \cdot 10$
<i>E.coli</i> (EMB)/coliformes	$2.1 \cdot 10^3$	$1.8 \cdot 10^3$	$1.2 \cdot 10^3$	$1.6 \cdot 10^2$	$1.3 \cdot 10^2$	$1.9 \cdot 10^2$

Tableau IX: Dénombrement de la flore bactérienne du contenu du gésier et du proventricule chez le poulet de chair.

Organe (poulet) Flore Bactérienne	proventricule			Gésier		
	Flore totale (GN)	$2.4 \cdot 10^6$	$3.1 \cdot 10^6$	$2.9 \cdot 10^6$	$2.0 \cdot 10^3$	$2.4 \cdot 10^3$
Flore lactique(MRS)	$3.4 \cdot 10^6$	$3.9 \cdot 10^6$	$3.1 \cdot 10^6$	$1.4 \cdot 10^2$	$1.1 \cdot 10^2$	$1.2 \cdot 10^2$
Staphylocoques(Chapman)	$1.4 \cdot 10^2$	$2.8 \cdot 10^2$	$2.6 \cdot 10^2$	$0.2 \cdot 10$	$1.4 \cdot 10^2$	$1.9 \cdot 10^2$
<i>E.coli</i> (EMB)/coliformes	$1.2 \cdot 10^3$	$1.8 \cdot 10^3$	$1.7 \cdot 10^3$	$0.9 \cdot 10^2$	$1.7 \cdot 10^2$	$1.8 \cdot 10^2$

Résumé

L'objectif de cette étude est essentiellement la caractérisation de quelques souches bactériennes isolées des aliments du poulet de chair, pour cela un dénombrement de la flore des deux types d'aliments (croissance et finition) a été réalisé ,en plus d'un dénombrement de la microflore contenu dans le gésier et le proventricule. Un total de 7 souches bactériennes du genre *Bacillus* et 4 souches de *Lactobacillus*, isolées des aliments du poulet de chair, ont été testées quant à leur résistance au pH et à la température.

Les souches étaient toutes résistantes au pH faible (1,5) et croissent en mieux au pH 7,2 après 24h .

Les bactéries lactiques ont révélé une croissance très importante à 30 et 37°C tandis que les bactéries du genre *Bacillus* ont montré une thermorésistance assez élevée, et une croissance très remarquable à 37°C après 24H.

Les souches isolées de l'aliment présentent une résistance aux conditions du tractus digestif du poulet de chair en vu de leur apparition au niveau du gésier et du proventricule.

Mots clés : Poulet de chair, aliments, résistance, *Bacillus*, *Lactobacillus* .

Abstract

The objective of this study is essentially the characterisation of some bacterial strains isolated from broiler feeds, for which a count of the flora of the two types of feed (growing and finishing) was carried out, in addition to a count of the microflora contained in the gizzard and proventriculus. A total of 7 bacterial strains of the genus *Bacillus* and 4 strains of *Lactobacillus*, isolated from broiler feeds, were tested for pH and temperature resistance.

The strains were all resistant to low pH (1.5) and grow best at pH 7.2 after 24 hours.

The lactic acid bacteria showed a very high growth at 30 and 37°C, while the *Bacillus* bacteria showed a fairly high resistance , and a very remarkable growth at 37°C after 24H.

The strains isolated from the feed showed resistance to the conditions of the digestive tract of the broiler in view of their appearance in the gizzard and proventriculus.

Key words : Broiler chicken ,Feed , resistance, *Bacillus*, *Lactobacillus* .