

*République Algérienne Démocratique et Populaire*  
*Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique*  
Université A. MIRA - Bejaia

Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie  
Département de Microbiologie  
Filière : Sciences biologiques  
Spécialité : Microbiologie Appliquée



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

**MASTER**

*Thème*

**Etude *in vivo* de l'effet probiotique d'une  
souche de *Pediococcus acidilactici* chez le  
poulet de chair**

Présenté par M<sup>elle</sup>: **DJADDA Sara**  
Soutenu le : **19 Septembre 2021**

**Devant le jury composé de :**

Mme. IDRES Nacera	MCB	Présidente
Mme. BENDALI Farida	Pr	Encadreur
Mme. TETILI Fatiha	MCB	Examinatrice

**Année universitaire : 2020 / 2021**

## ***Dédicaces***

*Je dédie ce travail aux êtres les plus chers pour moi, mes parents. Symbole de reconnaissance et remerciement pour tous les efforts et les sacrifices que vous n'avez cessé de consentir pour mon instruction et mon bien être. Tous les mots du monde ne sauraient exprimer l'amour que je vous porte.*

*Que Dieu leur prête santé et longue vie.*

*A mes très chères sœurs Katia et Thiziri et mon très cher petit frère Yanis.*

*A mon confident Rafik, la personne la plus gentille et la plus adorable, que je remercie pour son soutien, son encouragement et sa compréhension*

*A mes chères grands-mères et tantes*

*A toute ma famille et proches*

*A ma promotrice*

*A mon ami Alilou et à mes camarades de la promotion Master Microbiologie Appliquée 2020/2021.*

*A tous ceux qui m'ont aidé de près ou de loin pour réaliser ce travail.*

## **Remerciements**

*Tout d'abord, je remercie le bon Dieu, le tout puissant de m'avoir donné la santé, le courage et la volonté pour faire mes études et d'accomplir ce travail.*

*Mes sincères remerciements pour Mme le professeur BENDALI Farida enseignante et vice doyen à la faculté SNV (université de Bejaia), pour m'avoir encadré, pour le temps qu'elle a consacré pour ce travail et à la correction de ce document malgré la charge de ses taches professionnelles, je tiens à lui exprimer ma reconnaissance pour son suivi, ses conseils et son encouragement qui m'ont permis de réaliser ce travail. C'était un énorme plaisir d'avoir eu des discussions qui m'ont été une source d'informations et qui m'ont aidé à élargir mes réflexions. Je tiens également à la remercier pour sa générosité, et sa modestie au profit de l'étudiant pour son soutien et ses efforts fournis.*

*Mes vifs remerciements sont également adressés aux membres de jury, Madame Docteur IDRES Nacera qui m'a fait l'honneur de présider ce jury et d'évaluer mon travail.*

*Madame Docteur TETILI Fatiha, pour son attention et le temps consacré à la lecture de ce document et son examination.*

*Mes remerciements s'adressent aussi à tous les enseignants de la faculté SNV de l'université de Bejaia et du département de microbiologie particulièrement pour les efforts fournis pour notre formation. Je remercie également les ingénieurs de laboratoire pour leur accueil et leur disponibilité sans oublier tous ceux qui ont contribué à notre formation.*

*Nos sincères remerciements pour tous les employés de l'INRAA d'Oued Ghir (lieu de réalisation de cette étude),*

*Nous remercions chaleureusement Madame la directrice de cet institut, Mme OUDJIANE Aldjia, attachée de recherche, pour n'avoir épargné aucun effort pour la bonne réalisation de ce travail*

*Nous remercions également Monsieur BELKHIR Bousaad, chef de division, et Madame BELKHIR, responsable de laboratoire, qui ont mis tout les moyens à notre disposition pour mener à bien ce travail. Nos plus vifs remerciements pour leur aide et conseils.*

*Votre gentillesse et serviabilité resteront à jamais graver dans notre mémoire.*

*Nous remercions le Doyen de la faculté de médecine de l'université de Bejaia de nous avoir permis d'accéder au laboratoire d'histologie. Nos sincères remerciements vont à l'égard des ingénieurs de laboratoire Mesdames RABHI Hakima et HADDAD Lynda pour leur accueil chaleureux, la bonne ambiance de travail et aide précieuse.*

*Nos remerciements vont à l'égard du Pr IGUEROUADA M. directeur du laboratoire de recherche en Ecosystèmes marins et aquacoles (FSNV, U. Bejaia) et son doctorant Mr. AISSANOU S. pour leur aide dans l'étude histomorphométrique.*

*Nous adressons nos vifs remerciements à Mr MAZZOUZ, directeur commercial du complexe agro-alimentaire (CAA) El Kseur (W. Bejaia), Mr BELGUESMIA, zootechnicien au niveau du CAA, et Mr IDIRENE, vétérinaire privé à Amizour (W. Bejaia) pour leur disponibilité et contribution tout au long de cette étude. Nous ne saurons pas vous remercier assez pour toute l'aide apportée.*

*Nous remercions les éleveurs de poulets de chair et de poules pondeuses (Mer dj Ouamane, commune d'Amizour) qui nous ont accueilli bras ouverts au sein de leurs fermes, transmis leur savoir faire dans le domaine et procurer le matériel nécessaire pour l'élevage ainsi que les poussins.*

*Nous remercions les étudiants Master Ziane Dalima, Moghraoui Rabah, Ahmed, Fatma et la doctorante Hafir Wissam ainsi que son frère Walid qui ont aidé durant ce travail.*

*Je remercie mon très cher ami Alilou qui m'a beaucoup aidé et soutenu tout au long de ce travail.*

*Nous remercions tous ceux qui ont contribué de près ou de loin à la réalisation de ce travail.*

## *Liste des abréviations*

**AAHP:** Algerian animal health product

**ADN:** Acide désoxyribonucléique.

**ANOVA:** Analysis of variance

**ARNr 16S:** Acide ribonucléique ribosomique 16 Svedberg.

**ATB:** Antibiotique.

**CAA:** Complexe agroalimentaire.

***E. coli:*** *Escherichia coli*.

**FAO:** Food and Agriculture Organization.

**INRA:** Institut National de la Recherche Agronomique.

**MRS:** de Man Rogosa et Sharpe.

**OMS:** Organisation Mondiale de la Santé.

**PRO :** probiotique.

**UFC :** Unité Formant Colonie.

**VRBG :** Vert Brillant, Rouge neutre, Bile et Glucose.

**VRBL :** Vert Brillant, Rouge neutre, Bile et Lactose.

## ***Liste des figures***

<b>Figure 1.</b> Anatomie interne du tube digestif du poulet.....	4
<b>Figure 2.</b> Evolution du taux la flore lactique au cours de l'élevage au niveau des trois lots. Lot 1(BIO), Lot 2 (ATB) et Lot 3(PRO).....	22
<b>Figure 3.</b> Evolution du taux de la flore totale (A), des entérobactéries (B) et des coliformes (C) au cours de l'élevage au niveau des trois lots. Lot 1(BIO), Lot 2 (ATB) et Lot 3 (PRO).....	25
<b>Figure 4.</b> Evolution hebdomadaire du poids vif (g) des poussins ou poulets des trois lots. Lot 1 (BIO), Lot 2 (ATB) et Lot 3 (PRO).....	28
<b>Figure 5.</b> Variation du poids des carcasses et des viscères chez les trois lots à la fin de l'élevage (40 jours) : Lot 1: témoin, Lot 2 : antibiotique, Lot 3: probiotique. Le poids vif (PV) : c'est le poids du poulet vivant juste avant l'abattage, le poids de la carcasse (PC): c'est le poids de la carcasse après abattage et déplumage et PCE est le poids de la carcasse éviscérée.....	31

## ***Liste des tableaux***

<b>Tableau I.</b> Températures durant l'élevage.....	14
<b>Tableau II.</b> Flore dénombrées, milieux et dilutions utilisés.....	17
<b>Tableau III.</b> Taux de mortalité dans les trois lots au cours de l'étude.....	23
<b>Tableau IV.</b> Taux de mortalité durant l'élevage.....	23
<b>Tableau V.</b> Pourcentages des viscères par rapport au poids vif (PV).....	32

# Sommaire

Dédicaces	
Remerciements	
Liste des abréviations	
Liste des figures	
Liste des tableaux	

<b>Introduction</b> .....	<b>1</b>
---------------------------	----------

## **Partie bibliographique**

<b>1. Anatomie et physiologie du tube digestif de poulet</b> .....	<b>3</b>
<b>2. Description et implantation de la flore digestive de poulet</b> .....	<b>4</b>
<b>3. Rôle du microbiote intestinal</b> .....	<b>5</b>
<b>4. Usage des antibiotiques en tant que facteurs de croissance</b> .....	<b>6</b>
<b>5. Probiotiques</b> .....	<b>7</b>
5.1. Probiotiques en élevage avicole .....	7
5.2. Critères de sélection des souches probiotiques à usage avicole.....	7
5.2.1. Critères de sécurité .....	8
5.2.2. Critères fonctionnels.....	8
5.2.3. Critères technologiques .....	8
5.3. Effets bénéfiques des probiotiques chez le poulet de chair.....	9
5.4. Mécanismes d'action des probiotiques .....	10
<b>6. Genre <i>Pediococcus</i></b> .....	<b>11</b>

## **Partie pratique**

### **Matériel et méthodes**

<b>1. Lieu et période d'étude</b> .....	<b>13</b>
<b>2. Installation de la poussinière</b> .....	<b>13</b>
<b>3. Conditions d'élevage</b> .....	<b>13</b>
3.1. Les poussins .....	13
3.2. La température.....	14
3.3. La lumière .....	14
3.4. L'aération .....	14

3.5. L'aliment .....	14
3.6. L'eau de boisson... ..	15
3.7. Le traitement préventif... ..	15
<b>4. Etude <i>in vivo</i>.....</b>	<b>15</b>
<b>4.1. Préparation et administration de la souche probiotique .....</b>	<b>16</b>
4.1.1 Souche utilisée.....	16
4.1.2 Revivification de la souche <i>Pediococcus acidilactici</i> et standardisation de l' <i>inoculum</i>	16
4.1.3 Administration de la souche probiotique .....	17
<b>4. 2. Etude microbiologique.....</b>	<b>17</b>
4. 2.1. Implantation de la souche probiotique et évolution de la flore entérique.....	17
4. 2. 2. Effet sanitaire : Taux de mortalité.....	18
<b>4.3. Etude zootechnique .....</b>	<b>18</b>
4.3.1. Indice de consommation (IC).....	18
4.3.2. Croissance et prise de poids .....	18
<b>4.4. Etude biochimique (bilan lipidique).....</b>	<b>19</b>
4.4.1. Prélèvement sanguin.....	19
4.4.2. Dosage .....	19
<b>4.5. Etude pondérale après l'abattage .....</b>	<b>19</b>
<b>4.6. Etude histo-morphologique .....</b>	<b>19</b>
4.6.1. Fixation.....	19
4.6.2. Déshydratation.....	20
4.6.3. Imprégnation.....	20
4.6.4. Inclusion .....	20
4.6.5. Mise en bloc .....	20
4.6.6. Découpage .....	20
4.6.7. Déparaffinage .....	20
4.6.8. Réhydratation.....	20
4.6.9. Coloration.....	21
4.6.10. Conservation.....	21
4.6.11. Observation microscopique et analyse graphométrique.....	21
<b>5. Analyse statistique .....</b>	<b>21</b>

## **Résultat et discussion**

<b>1. Etude microbiologique .....</b>	<b>22</b>
1.1. Suivi de l'implantation de la souche de <i>Pediocoque</i> .....	22



1. 2. Effet de la souche probiotique sur l'état sanitaire des poulets .....	23
1. 2.1. Mortalité .....	23
1. 2.2. Dénombrement de la flore totale, des entérobactéries et des coliformes .....	24
<b>2. Etude zootechnique .....</b>	<b>26</b>
2.1. Consommation alimentaire.....	26
2. 2. Indice de consommation (IC).....	26
2.3. Croissance et prise de poids .....	28
2.4. Evolution pondérale et gain moyen quotidien .....	28
<b>3. Etude pondérale après l'abattage .....</b>	<b>29</b>
3.1. Rendement en carcasses .....	29
3.1.1. Rendement de la carcasse éviscérée.....	30
3.1.2 Poids et pourcentage des viscères par rapport au poids vif.....	30
<b>4. Etude histo-morphologique .....</b>	<b>30</b>
<b>Conclusion.....</b>	<b>32</b>

## Références bibliographiques

## Annexes

# **Introduction**

## Introduction

En Algérie, depuis 1980 la production avicole est devenue parmi les productions animales ayant un fort potentiel de développement (**Alloui, 2011**). Parmi les nombreuses espèces avicoles produites, le poulet de chair vient en première position en raison de sa place importante sur le plan économique, du fait de son rendement élevé, son faible coût de production par rapport à la viande rouge et sa haute valeur nutritionnelle. Cependant, la croissance considérée de cette filière a conduit à l'apparition de maladies virales et d'infections bactériennes, qui affectent la santé de la volaille et sont à l'origine de maladies d'origine alimentaire chez l'Homme notamment les infections à *Salmonella* et *Campylobacter* (**Fuller, 2001 ; Van Immerseel et al., 2004 ; Santini et al., 2010 ; Rouger et al., 2017**).

Depuis de nombreuses années, l'utilisation d'antibiotiques à des doses sub-thérapeutiques était le meilleur moyen prophylactique pour prévenir les infections microbiennes et comme facteurs de croissance pour favoriser la croissance et augmenter les performances zootechniques dans l'industrie avicole (**Patterson et Burkholder, 2003**).

En 2006, à cause de l'utilisation abusive des antibiotiques en aviculture, l'union européenne a interdit leur usage comme facteurs de croissance. Cette interdiction vient suite à l'apparition de souches bactériennes multi-résistantes et la prise de conscience du risque de toxicité que présentent les résidus de ces antibiotiques dans les aliments d'origine animale pour le consommateur (**Nisha, 2008**). Cependant, une baisse de rendement de production et des performances zootechniques du poulet a commencé à se faire sentir, ce qui a poussé en la recherche de nouvelles alternatives. Parmi les solutions trouvées, l'emploi des probiotiques (**Yang et al., 2009**). Ces derniers sont définis par le comité mixte FAO/OMS, comme étant, des microorganismes vivants, qui lorsqu'ils sont administrés en quantité suffisante, confèrent un avantage pour la santé de l'hôte (**FAO/OMS, 2002**).

L'utilisation des probiotiques chez l'Homme a montré ses preuves et les avancées des études scientifiques ont aboutit aux connaissances actuelles sur le rôle de l'écologie microbienne du tube digestif dans la santé, la production et l'hygiène digestive de l'animal. En se basant sur ce constat, et dans le but de limiter l'usage des antibiotiques comme facteurs de croissance en alimentation animale, les recherches ont été stimulées et un nombre croissant de souches probiotiques a été développé, autorisé, et utilisé comme additifs en alimentation animale notamment en aviculture (**Caramia, 2004 ; Bernardeau et Vernoux, 2009**).

Dans l'alimentation du poulet de chair, les microorganismes probiotiques utilisés appartiennent aux genres *Lactobacillus*, *Pediococcus*, *Enterococcus*, *Bacillus*, *Streptococcus*, *Clostridium butyricum* et *Sacharomyces* (Fuller, 2001 ; Harimurti et Hadisaputro, 2015). Si la littérature engorge d'études montrant l'efficacité de ces microorganismes comme probiotiques chez le poulet de chair (Mountzouris et al., 2007 ; Giannenas et al., 2014), peu de données sont disponibles sur les pédiocoques. Ces derniers sont un groupe de bactéries lactiques, d'origine végétale, à fort potentiel antimicrobien, pouvant réguler la flore intestinale et améliorer les performances zootechniques du poulet de chair.

Dans cette présente étude, une souche de *Pediococcus acidilactici*, répondant aux critères de sélection des souches probiotiques, a été choisie pour réaliser une étude *in vivo*. Un élevage de poulet de chair a été réalisé au niveau de la station expérimentale de l'INRA d'Oued Ghir (Bejaia) durant une période de 40 jours. L'état sanitaire (taux de mortalité et infections), la flore intestinale et les performances zootechniques du poulet ont été suivis tout au long de la période d'élevage.

Dans ce document seront rapportés les principales connaissances sur l'utilisation des probiotiques en élevage de poulet de chair (partie synthèse bibliographique), la méthodologie suivie pour réaliser l'étude *in vivo* et les résultats obtenus étayés par une discussion (partie pratique). Ces derniers ont enfin conduit à une conclusion récapitulant les aboutissements de ce travail et les perspectives envisagées.

## **Partie bibliographique**



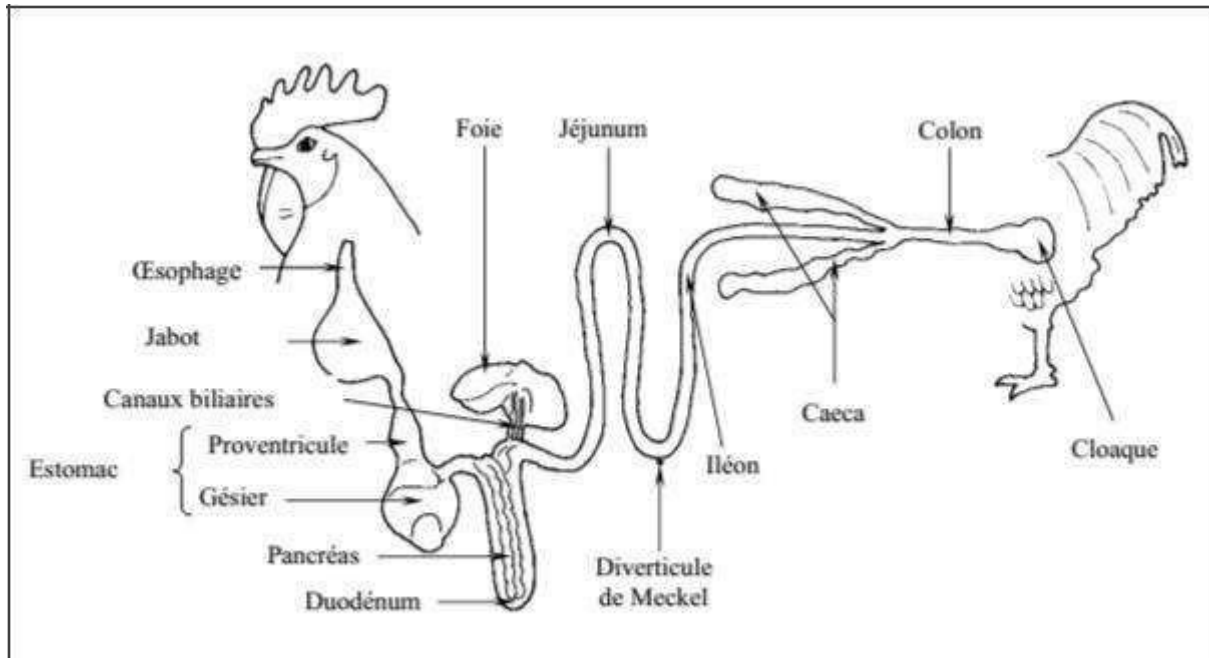
## **1. Anatomie et physiologie du tube digestif de poulet**

L'anatomie et la fonctionnalité du tube digestif évoluent au cours de la croissance de l'animal et peuvent être modulées par plusieurs facteurs comme la génétique de l'animal, son environnement, son alimentation et les microorganismes hébergés par l'ensemble des organes constituant cet écosystème (**Suzuki et al., 2008 ; De Verdal et al., 2013**).

Le tube digestif de poulet est constitué de plusieurs compartiments dont la cavité buccale et l'œsophage qui assurent la préhension et le transport des aliments, le jabot, le gésier et les intestins qui assurent la digestion et la transformation des aliments complexes en éléments nutritifs simples assimilables et absorbés par les cellules et les déchets sont excrétés par un anus (**Larbier et leclercq, 1992**).

Le poulet possède un fort système de perception des odeurs qui se situe dans la cavité bucco-nasale qui joue un rôle dans la préparation du tractus digestif à l'alimentation (**Gomez et al., 2008 ; Brenes et Rora 2010**). Le jabot est le lieu de la digestion microbienne, il est colonisé essentiellement par les lactobacilles (**Gabriel et al., 2005**) et cela est dû au pH acide variant entre 4,47 et 4,54 (**Farner, 1942**). L'estomac est constitué de deux parties, le proventricule et le gésier. Le proventricule est dit aussi « estomac glandulaire » par sa composition en glandes digestives, le lieu où débute la digestion chimique en sécrétant l'acide chlorhydrique (HCl) qui joue un rôle dans le métabolisme du calcium et rentre dans la transformation du pepsinogène sécrété en pepsine (**Souilem et Gogny, 1994 ; Gabriel et al., 2005**). Le gésier est l'« estomac musculaire mécanique », il assure le broyage des aliments qui seront transférés par la suite vers les intestins où a lieu les différentes digestions des aliments et leur absorption. Le duodénum est la partie postérieure de l'intestin grêle, c'est dans ce compartiment qu'a lieu le déversement des enzymes et des produits chimiques sécrétés par le pancréas et le foie qui assurent l'hydrolyse chimique des lipides, de l'amidon et des protéines ainsi que l'absorption des produits issus de ces hydrolyses. Les aliments passent vers le jéjunum qui est suivi de l'iléon, la dernière partie de l'intestin grêle, démarrant au diverticule de Meckel et se terminant à la jonction iléocœcale, passant au caecum où se poursuit la dégradation restante des aliments et vide son contenu dans le cloaque, dernier compartiment du tube digestif composé de trois parties assurant, l'absorption de l'eau issue des aliments digérés, l'accumulation des fientes et des urines avant leur émission par l'orifice cloacale (**Alamargot, 1982 ; Bonou, 1987 ; Aillate, 2001 ; Beghoul, 2006; Rougière, 2009**).

Le tube digestif des volailles est court et il est connu par un transit intestinal rapide (5 à 9 h) et le processus digestif et l'assimilation des aliments sont connus plus rapides que chez d'autres animaux (Carré, 2000; Rudeaux et Bastianelli, 2003). La figure 1 illustre l'anatomie du tube digestif du poulet.



**Figure 1.** Anatomie interne du tube digestif de poulet (Moran, 1982)

## **2. Description et implantation de la flore digestive de poulet**

La flore digestive comprend les bactéries, les champignons et les protozoaires situés dans le tractus digestif, ces microorganismes vivent en plusieurs modes d'interaction entre eux et avec l'hôte, chez le poulet, les bactéries constituent une grande majorité de ce microbiote (Kim et Mundt, 2011). Selon Gabriel *et al.* (2003), 29 genres bactériens ont été identifiés, chaque genre serait représenté par 3 à 4 espèces, et chaque espèce est caractérisée par 3 à 4 types métaboliques différents, ce qui ferait plus de 200 types différents. Cette communauté est subdivisée en deux catégories selon les segments formant le tube digestif, allant du jabot jusqu'à la partie terminale de l'iléon on trouve les anaérobies facultatifs, des caeca on trouve les anaérobies strictes (Ahmed *et al.*, 2008).

La microflore bactérienne digestive peut être divisée en trois groupes distincts (Vil- late, 2001; Lu *et al.*, 2003 ; Gabriel *et al.*, 2005) :



- Une flore dominante (plus de  $10^7$  bactéries/g), composée d'espèces anaérobies et spécifiques de l'espèce aviaire : lactobacilles, entérobactéries.
- Une flore sous dominante ( $10^5$  à  $10^7$  bactéries/g), composée de streptocoques et d'entérobactéries moins spécifiques de l'espèce.
- Une flore transitoire (moins de  $10^5$  bactéries/g) est aussi souvent anaérobie.

A l'éclosion, le tube digestif est stérile, l'installation progressive et la colonisation de la flore microbienne débute dans les jours suivant l'éclosion. La diversification et le nombre de microorganismes augmentent dès la première semaine et se stabilisent relativement vers l'âge de 30 jours (**Gabriel et al., 2003**). Les coliformes, les streptocoques et les clostridies s'installent rapidement du jabot aux caeca, les lactobacilles après 3 jours de l'éclosion et les Bacteroidetes après 5 jours dans les caeca (**Fuller, 1984 ; Gabriel et al., 2003**). Chez le poulet, l'installation du microbiote intestinal est un peu différente par rapport aux autres animaux en raison de leur séparation de leur maman dès le jeune âge. L'environnement et l'alimentation sont les principaux déterminants d'une microflore caractéristique, cette dernière présente des variations en termes de composition, d'implantation et de répartition tout au long du tractus digestif (**Gabriel et al., 2005**). Elle dépend de l'individu, de son âge (**Lu et al., 2003**), son état sanitaire (**Thibodeau et al., 2015; Stanley et al., 2015**), le sexe, et peut être modifiée par différents facteurs extérieurs notamment le stress, les conditions d'élevage (**Feuillet, 2007**), les additifs alimentaires (**Torok et al., 2011**), ainsi que l'antibiothérapie (**Videnska et al., 2013 ; Mehdi, 2018**).

### **3. Rôle du microbiote intestinal**

L'hôte, par sa génétique, son environnement, ou son alimentation, a un impact sur l'établissement et l'équilibre de son microbiote digestif. Cependant les interactions ne sont pas unilatérales, et le microbiote digestif a des conséquences sur la croissance en assurant l'apport de nutriments par la digestion des aliments, la production de métabolites bénéfiques (**Gabriel et al., 2005 ; Hou et al., 2016**), le développement et le fonctionnement du tractus digestif et sur la santé de l'hôte (**Lan et al., 2005**). Il joue un rôle de barrière contre les bactéries pathogènes envahissantes par le phénomène d'exclusion compétitive, ainsi que dans le développement du système immunitaire (**Lan et al., 2005 ; De Maesschalck et al., 2015**).

#### **4. Usage des antibiotiques en tant que facteurs de croissance**

L'usage des antibiotiques en santé animale comme facteurs de croissance a débuté après la constatation de Moore et ses collaborateurs, en 1946, de l'effet stimulateur de ces substances sur la croissance du poulet. Vers les années 50-60, les états unis d'Amérique et les états européens approuvèrent l'usage des antibiotiques comme facteurs de croissance. Les antibiotiques ont été utilisés à faibles doses dans l'alimentation animale pour améliorer la santé et le bien-être des animaux, la qualité de la viande (Yulistiani et al., 2017), l'efficacité économique de la production et la santé publique (Barcelo, 2007; Chattopadhyay, 2014) en réduisant l'excrétion d'agents pathogènes zoonotiques comme *Salmonella*, *Campylobacter*, *Escherichia coli* et les entérocoques, qui peuvent contaminer l'environnement et les produits alimentaires d'origine animale (Samanidou et Evaggelopoulou, 2009). De plus les antibiotiques agissent sur les performances zootechniques des animaux en améliorant le gain moyen quotidien et en diminuant l'indice de consommation, un bénéfice pour les éleveurs surtout pour les élevages intenses (Lin et al., 2007).

Plusieurs antibiotiques ont été utilisés comme facteurs de croissance. Dans ce contexte, Starr et Reynolds, en 1951, ont rapporté que la streptomycine affectait la croissance des dindes, et d'autres chercheurs ont démontré l'effet de la tétracycline comme facteur de croissance chez le poulet mais ont d'ors et déjà constaté la résistance des bactéries commensales à cet antibiotique (Starr et Reynolds, 1951 ; Elliot et Barnes, 1959).

Par la suite, la résistance bactérienne à plusieurs antibiotiques tels que les macrolides (tylosine et spiramycine), l'avilamycine, la virginiamycine, la bacitracine et l'avoparcine utilisés comme facteurs de croissance a été démontrée par plusieurs études (Aarestrup et al., 2000 ; Lin et al., 2007).

Depuis, l'usage de ces molécules a suscité des inquiétudes à travers le monde entier. En effet, les risques liés au développement et à la propagation de souches de bactéries résistantes aux antimicrobiens et de gènes de résistance ont été rapportés (Forgetta et al., 2012). De plus, la consommation de produits d'origine animale contenant des résidus d'antibiotiques représente une source de toxicité pour l'Homme (Nisha, 2008 ; Gonzalez Ronquillo et Angeles Hernandez, 2017). A titre d'exemple la pénicilline, la tétracycline, les macrolides, les aminoglycosides et les amphotéricols ont été détectés dans les aliments (Diarra et Malouin, 2014).

Par conséquent, il était devenu urgent dans un premier temps d'imposer une bonne utilisation de ces antibiotiques et dans un second temps de rechercher de nouvelles alternatives à ces molécules pour limiter la propagation de des souches résistantes dans l'aviculture ainsi que dans les produits dérivés du poulet destinés à l'alimentation humaine. En 2006, l'union européenne a interdit définitivement leur usage comme facteurs de croissance.

L'utilisation de produits naturels dans l'alimentation des volailles présente l'avantage d'être bien acceptée par les consommateurs (**Jez et al., 2009**); les probiotiques font partie de ces alternatives naturelles qui pourraient remplacer les antibiotiques en toute efficacité (**Yang et al., 2009**).

## **5. Probiotiques**

Le terme probiotique a été développé grâce aux travaux de Metchnikoff (1907) qui suggérait que les bulgares vivaient longtemps et en bonne santé en raison de leur large consommation des produits laitiers fermentés qui influençaient positivement leur microflore intestinale. Par cette suggestion, il a proposé l'ingestion de bactéries lactiques pour réduire les désordres intestinaux et améliorer l'hygiène digestive. C'est à partir de cela que Lilly et Stillwell introduisaient le terme « probiotique » pour la première fois en 1965 (**Tellez et al., 2006 ; Tripathi et Giri, 2014**).

### **5.1. Probiotiques en élevage avicole**

Plusieurs études réalisées chez la volaille ont démontré que les probiotiques prévenaient les infections microbiennes notamment celles provoquées par *Salmonella* et amélioraient les performances zootechniques.

### **5. 2. Critères de sélection des souches probiotiques à usage avicole**

Il existe plusieurs sources de souches probiotiques dans la nature, en revanche, la sélection de la souche idéale à utiliser comme probiotique est un processus complexe, qui commence par choisir la source des bactéries à isoler, où le tractus intestinal d'une volaille adulte en bonne santé reste le foyer le plus approprié de sélection (**Harimurti et Hadisaputro, 2015**). Ensuite, l'étape suivante est la réalisation d'un certain nombre de tests *in vitro* afin de déterminer les aspects fonctionnels de ces bactéries. Une bonne souche probiotique doit être

capable d'exercer des effets bénéfiques sur l'animal hôte, une fois administrée, pour cela elle doit rester viable et résister à certaines conditions du tractus gastro-intestinal et exercer une activité positive (**Fuller, 1989 ; Adhikari et Kim, 2017**). Pour cela, elle doit répondre à certains critères de sélection dont les critères de sécurité, fonctionnels et technologiques.

### **5. 2.1. Critères de sécurité**

Les critères de sécurité sont généralement communs, ils consistent en premier lieu en l'innocuité de la souche, dans ce contexte la souche doit être exempte de toute pathogénicité et ne doit présenter aucun risque pour la santé de l'hôte, ne produit pas des substances nuisibles, et n'ait pas la possibilité de transférer des gènes de résistances aux antibiotiques. En deuxième lieu, la nécessité d'une identification correcte de l'espèce bactérienne, en utilisant les méthodes moléculaires récentes, le séquençage de l'ARNr 16S ou l'hybridation ADN / ADN ainsi qu'une nomenclature taxonomique à jour et précise (**Gueimonde et Salmiens, 2006**).

### **5. 2.2. Critères fonctionnels**

Ceux là, changent d'une souche à une autre et dépendent de l'hôte, selon la définition actuelle les microorganismes doivent être vivants, donc ils doivent résister à la première barrière qu'ils vont rencontrer qui est l'acidité de l'estomac (gésier) ayant un pH bas (2 – 3,5) (**Gabriel et al., 2005**). Les micro-organismes, ayant survécu après leur passage dans l'estomac, sont ensuite confrontés à la sécrétion de la bile, ils doivent dès lors faire face à l'action détergente des sels biliaires à concentration allant de 0,5% à 3%. De plus, pour qu'une souche probiotique assure sa fonction, elle doit adhérer à la muqueuse intestinale, l'adhésion permet le contact direct entre les cellules épithéliales et les microorganismes probiotiques ainsi que leur rétention dans l'intestin (**Tuemola et al., 2001**). Une souche probiotique ayant la capacité d'adhésion peut prévenir l'implantation des agents pathogènes par antagonisme via la production de substances antibactériennes et le phénomène de compétition (**Tuemola et al., 2001 ; Gueimonde et Salminen, 2006; Harimurti et Hadisaputro, 2015**).

### **5.2.3. Critères technologiques**

Du point de vue technologique, les microorganismes doivent garder leur stabilité au cours des procédés de fabrication et dans le produit fini tout en gardant leurs propriétés probiotiques (**Champagne et al., 2005**). Plusieurs facteurs peuvent influencer la survie des probiotiques dans les produits alimentaires pendant leur production jusqu'au moment de leur con-

sommation. Les facteurs comprennent la composition de l'aliment et les paramètres alimentaires tels que pH, oxygène moléculaire, activité de l'eau, présence de sel, de sucre et de produits chimiques comme le peroxyde d'hydrogène, les bactériocines et les additifs; les paramètres de transformation (traitement thermique, température d'incubation, vitesse de refroidissement du produit (**Tripathi et al., 2014**). Cependant, les souches probiotiques doivent être faciles à cultiver et à grandes densités cellulaires tout en conservant leurs propriétés biologiques et leur stabilité au cours des procédés de production et d'entreposage (**Champagne et al., 2005**).

### **5.3. Effets bénéfiques des probiotiques chez le poulet de chair**

Les probiotiques sont administrés, par voie orale, à des doses et des durées différentes suivant l'effet recherché (médicament ou facteur de croissance): 3 à 7 jours comme médicament, 30 à 90 jours comme facteurs de croissance (**Tournut, 1989**).

Il existe de nombreuses études concernant l'effet bénéfique de l'utilisation des probiotiques dont *Lactobacillus*, *Bifidobacterium*, *Bacillus*, *Streptococcus*, *Enterococcus* et *Saccharomyces cerevisiae* sur la santé et sur les performances du poulet de chair (**Higgins et al., 2010**).

Le premier avantage et le plus important de l'application des probiotiques chez le poulet de chair est que, contrairement aux antibiotiques, ils ne laissent aucun résidu dans les viandes, ce qui garantit la sécurité des consommateurs. Sur le plan sanitaire, les probiotiques préviennent les infections et l'implantation des microorganismes pathogènes chez le poulet de chair, ils exercent un effet antibactérien contre plusieurs bactéries fréquemment responsables d'infections et de mortalité du poulet notamment *Salmonella* sp., *Clostridium*, *E. coli* et *Campylobacter* (**La Regione et al., 2004 ; Awaad et al., 2006 ; Deng et al., 2020**).

Dans ce contexte, il a été démontré que *Pediococcus acidilactici* est capable de produire de grandes concentrations d'acide lactique, ce qui permet de limiter la colonisation aux niveaux intestinal et caecal par *Salmonella Typhimurium* et *Clostridium perfringens* et probablement *Escherichia coli* (**Awaad et al., 2005**).

Les probiotiques ont aussi un effet sur les performances zootechniques, dans ce contexte plusieurs auteurs ont démontré que l'addition des probiotiques comme suppléments alimentaires améliore le gain de poids, diminue l'indice de consommation, améliore la digestion

et diminue le taux de cholestérol total dans la viande (**Djezzar et al., 2014 ; Djezzar et al., 2019**).

A titre d'exemple, l'administration d'un mélange de *Lactobacillus* et de *Saccharomyces cerevisiae* (0,1 et 0,2 %) améliore l'ensemble des performances de croissance du poulet de chair (**Bai et al., 2013**). De même, il a été conclu par **Ladezma Torres et al. (2014)**, que 1,5 ml de supplément probiotique améliorent le gain de poids corporel et la hauteur des villosités et de la couche musculaire du jéjunum et de l'iléon. L'amélioration de l'histomicroscopie intestinale c'est-à-dire la hauteur des villosités, profondeur des cryptes, épaisseur de la muqueuse et ratio hauteur villosités/profondeur des cryptes compte parmi les principaux effets des probiotiques en supplémentation animale (**Bai et al., 2013**).

Il a été montré qu'une supplémentation alimentaire avec un mélange de *Lactobacillus murinus*, *Streptococcus thermophilus* et *Pediococcus acidilactici* s'est révélée être à l'origine d'une augmentation de la hauteur et de la largeur des villosités et de la profondeur des cryptes du duodénum, du jéjunum et de l'iléon (**Harimurti et Hadisaputro, 2015**).

De nombreux facteurs tels que l'environnement, l'alimentation, le type d'additif, le dosage et les caractéristiques de l'oiseau (âge, souche, stade de production) peuvent affecter les réponses des poulets de chair aux probiotiques (**Yang et al., 2009**).

#### **5.4. Mécanismes d'action des probiotiques**

Les probiotiques utilisent plusieurs mécanismes pour exercer leurs effets chez l'hôte. Ils agissent essentiellement comme des régulateurs de la flore intestinale. Plusieurs mécanismes utilisés par les probiotiques sont basés sur l'inhibition des bactéries pathogènes (**Tiwari et al., 2012**).

Les principaux mécanismes d'action des probiotiques comprennent la régulation du microbiote intestinal en favorisant la prolifération sélective des groupes de bactéries bénéfiques et en réduisant la colonisation intestinale indésirable des bactéries pathogènes par le phénomène d'antagonisme (**Mahesh et al., 2020**). Ce dernier s'exerce par modification du pH intestinal à travers l'ionisation des acides organiques ou la diffusion de ces acides à travers la membrane cytoplasmique sous leur forme associée ou alors par production de substances qui inhibent le développement des agents pathogènes, telles que les bactériocines et les acides gras volatiles (**Van Immerseel et al., 2010 ; Yang et al., 2017**).

Hormis la production de substances inhibitrices, un autre mécanisme effectué par les probiotiques est l'exclusion compétitive qui repose sur la compétition entre les agents pathogènes et les organismes natifs pour les sites d'adhésion (Tiwari *et al.*, 2012) ainsi que la compétition pour les nutriments (Yang *et al.*, 2009).

En outre, les probiotiques participent également à la régulation de la production du mucus et de la motilité de l'intestin ainsi qu'à la stimulation de l'absorption des acides aminés et des minéraux comme le cuivre, le calcium, le fer, le manganèse et le magnésium sous l'effet du pH acide (Raghuwanshi *et al.*, 2015).

De plus, les probiotiques agissent par stimulation du système immunitaire en s'adhérant à la muqueuse intestinale, ce qui permet de créer une barrière naturelle pour l'entrée des agents entéropathogènes (Raghuwanshi *et al.*, 2015). En outre, il a été rapporté que les probiotiques sont dotés d'un effet protecteur via l'augmentation de la production des lymphocytes T, des cellules CD<sup>+</sup> et des globules blancs (Alloui *et al.*, 2007 ; Tiwari *et al.*, 2012 ; Fong *et al.*, 2016).

## **6. Genre *Pediococcus***

Le genre *Pediococcus* appartient au groupe des bactéries lactiques, proche des lactobacilles et des leuconostocs. Ces bactéries sont à Gram positif, immobiles, ayant un métabolisme homofermentaire, aérobies à microaérophiles et ont un arrangement en tétrade (de Roissart et Luquet, 1994).

Les pediocoques s'adaptent mieux aux habitats végétaux donc peuvent être isolés des végétaux et de leurs dérivés fermentés et occasionnellement isolés de l'intestin du dindon, des ruminants, des fèces du poulet et du porc et sont capables de résister à différentes conditions environnementales. Plusieurs espèces appartiennent à ce genre dont *Pediococcus pentosaceus*, *Pediococcus acidilactici*, *Pediococcus parvulus*, *Pediococcus inopinatus*, *Pediococcus dectrinicus* et *Pediococcus damnosus* (de Roissart et Luquet, 1994). Ces espèces ne présentent pas de risque de pathogénicité ni pour l'Homme ni pour l'animal. Elles sont utilisées comme probiotiques notamment l'espèce *Pediococcus acidilactici* qui présente des effets bénéfiques sur l'équilibre et le rôle de la microflore intestinale (Djezzar, 2013) tout en améliorant les performances de l'animal (Simon *et al.*, 2001).

Il a été rapporté que les Pédiocoques ont des effets antagonistes contre d'autres microorganismes par la production d'acide lactique et de peptides antimicrobiens dont les pédiocines. Ces pédiocines ont un large spectre d'activité contre diverses bactéries pathogènes

comme *Escherichia coli*, *Enterococcus faecalis*, *Staphylococcus aureus* et *Clostridium perfringens* (Papagianni et Anastasiadou, 2009).

*Pediococcus acidilactici* renforce l'écosystème microbien des volailles, contribue à la défense immunitaire et protège les poulets contre les conséquences du stress tel que la vaccination ou les changements de températures. Une amélioration de la consommation, du gain de poids et de l'indice de consommation a été observée ainsi que la qualité de la viande (Simon et al., 2001 ; Alloui et al., 2007). De plus, une diminution des teneurs plasmatiques en cholestérol, en triglycérides et en lipides totaux a été observée (Hammami, 2009). En outre, Il a aussi été montré qu'elle peut représenter une solution de lutte contre certaines bactéries pathogènes telles que *Salmonella enteritidis* et *Escherichia coli* par l'effet antibactérien qu'elle possède (Noohi, 2016). Ce bénéfice concerne également l'alimentation humaine, le poulet étant une source d'infection pour l'Homme (Awaad et al., 2005 ; Djezzar et al., 2014).

De plus, il a été montré que l'ajout de « MitoMax® » qui contient des souches de *Pediococcus acidilactici* et de *Sacharomyces boulardii* à 0,1% dans la ration alimentaire des poulets d'élevage est susceptible d'améliorer la résistance des volailles à la coccidiose en augmentant l'immunité humorale par le taux d'anticorps spécifiques anti-*Eimeria* développés (Lee et al., 2007).



# **Partie pratique**

# **Matériel et méthodes**

## **1. Lieu et période d'étude**

L'élevage de poulet de chair a été réalisé dans un bâtiment au niveau de l'Institut National de Recherche Agronomique d'Algérie (INRAA), station d'Oued Ghir (wilaya de Bejaia). Il a débuté le 9 Juin 2021 pour se terminer le 19 Juillet 2021, soit un cycle d'élevage de 40 jours.

Avant de commencer l'élevage, une visite a été effectuée à deux fermes d'élevage de poulets de chair et de poules pondeuses situées dans la commune d'Amizour (Merdj Ouamane, wilaya de Bejaia) afin de voir et d'apprendre les techniques d'élevage.

## **2. Installation de la poussinière**

Un bâtiment a été mis à notre disposition au niveau de la station INRAA d'Oued Ghir, il s'agit d'un local bien aéré et adéquat pour la réalisation d'un élevage au sol de poulets de chair. Les poussins ont été élevés dans le même local afin d'assurer des conditions environnementales similaires pour tous les sujets.

Deux semaines avant l'arrivée des poussins, le bâtiment d'élevage a été bien nettoyé et désinfecté, le matériel d'élevage (mangeoires, abreuvoirs, seaux d'eau...) ont été également lavés et désinfectés à l'eau de javel. Un nettoyage et désinfection réguliers du matériel est assuré quotidiennement.

La poussinière a été préparée, avec l'aide d'un zootechnicien, en installant une garde en délimitant un espace du bâtiment à l'aide d'une bâche, cet espace a été divisé en trois compartiments en séparant avec des isorels. L'installation des compartiments est faite de telle sorte que leur surface est maniable pour permettre de l'adapter au nombre de poussins/poulets pour respecter la densité/ m<sup>2</sup>.

La litière constituée de copeaux de bois (fournis par des menuiseries), a été étalée dans les trois compartiments sur une couche d'environ 8 cm et renouvelée 2 fois par semaine.

## **3. Conditions d'élevage**

### **3.1. Les poussins**

Quatre vingt dix (90) poussins d'un jour, de souche Arbor acres, issus d'un même couvoir (W. Tizi Ouzou), achetés chez un éleveur de Bejaia, ont été pesés et répartis en 3 lots, de poids moyen homogène (46,08 g), avec une densité de 20 sujets/ m<sup>2</sup>. Chaque compartiment

délimité dans le local reçoit un lot de 30 poussins. La densité change à la phase de croissance (10 sujets/m<sup>2</sup>).

### **3. 2. La température**

Le chauffage a été assuré par un radiant de gaz à butane et un bain d'huile permettant d'avoir la même température dans les trois lots. Les températures au cours des différentes phases de l'élevage sont rapportées dans le tableau I.

**Tableau I.** Températures durant l'élevage

<b>Semaine d'élevage</b>	<b>Température (°C)</b>
<b>1<sup>ère</sup></b>	35
<b>2<sup>ème</sup></b>	32
<b>3<sup>ème</sup></b>	30
<b>4<sup>ème</sup></b>	28
<b>5<sup>ème</sup></b>	25

### **3.3. La lumière**

La lumière permet de stimuler les poussins à bien manger, boire et se réchauffer. Trois lampes électriques ont été placées dans le local et allumées 24 h/24 h.

### **3.4. L'aération**

L'aération a été assurée par l'ouverture des fenêtres présentes en haut du bâtiment en évitant les courants d'air. L'ouverture permanente des fenêtres assurait une bonne aération, cette dernière permet de fournir l'oxygène nécessaire et d'évacuer les gaz produits par la litière (ammoniac NH<sub>3</sub>, sulfate d'hydrogène H<sub>2</sub>S et dioxyde de carbone CO<sub>2</sub>) (**Pineau, 2010**).

### **3.5. L'aliment**

L'aliment utilisé est à base de céréales, tourteaux de soja issus de meunerie, additionné de phosphate, carbonate de calcium, bicarbonate de Na, huile, acides aminés, oligoéléments, poly-vitamines, sels et anticoccidiens. Il a été gracieusement fourni par le complexe agro-alimentaire d'El-Kseur (CAA, unité aliment de bétail) wilaya de Bejaia. L'aliment a été distribué selon chaque phase d'élevage.

Tous les sujets ont été alimentés avec la même quantité de cet aliment, une mangeoire pour chaque lot a été attribuée. Les ingrédients de l'aliment des trois phases sont les mêmes (**Tableau I, annexe 1**), une modification dans les proportions des composants se fait en pas-

sant d'une phase à une autre ainsi dans la forme en phase de démarrage l'aliment est sous forme de miette et dans la phase croissance et finition en forme granulé.

### **3.6. L'eau de boisson**

L'eau de boisson distribuée aux poussins/poulets provenait de la station, il s'agit d'une eau de forage utilisée pour le bétail et filtrée. Durant la première semaine d'élevage, une solution de réhydratation « Electrosol Oral » (Interchimie Werken, Hollande), a été ajoutée dans l'eau de boisson (5 %, v/v). Un abreuvoir a été déposé dans chaque lot et l'eau a été renouvelée 2 fois par jour (matin et soir).

### **3.7. Traitement préventif**

Les poussins ont été traités durant les 5 premiers jours par un antibiotique « En-floxacine » (Al-floxacine 10 %, m/v ; AAHP, Constantine, Algérie) prescrit par un vétérinaire (Amizour, Bejaia) et vaccinés au 13<sup>ème</sup> jour (21/06/2021) contre la maladie de Newcastle et la bronchite infectieuse (BIO-VAC ND-IB, lyophilisat de deux virus atténués). Au 21<sup>ème</sup> jour (29/06/2021), un vaccin de rappel de la maladie de Newcastle (NEW L Ceva phylaxia) a été administré.

## **4. Etude *in vivo***

Les poussins ont été répartis en trois lots selon l'étude. Cette dernière a commencé après l'arrêt de l'administration de l'enfloxacine (au 6<sup>ème</sup> jour) comme suit :

- Lot 1 : témoin « BIO », recevait seulement l'aliment ainsi que l'eau de boisson tel que décrits ci-dessus.

- Lot 2 : traitement « ATB », recevait l'aliment et une eau de boisson additionnée de l'oxytétracycline « Oxytetr AL 500 P.S » comme promoteur de croissance (une fois/jour).
- Lot 3 : expérimental « PRO » : recevait le même régime alimentaire que les deux lots précédents, et la souche probiotique *Pediococcus acidilactici* à tester ( $10^8$  UFC/mL, une fois/jour) par gavage.

L'ensemble des manipulations décrites ci-dessous a été effectué au sein du laboratoire de Biologie de l'INRAA et du laboratoire de Microbiologie 1 (Bloc 9) de l'université de Bejaia.

## **4.1. Préparation et administration de la souche probiotique**

### **4.1.1. Souche utilisée**

La souche utilisée dans cette étude est une souche de *Pediococcus acidilactici*, qui fait partie de la collection des souches du laboratoire de Microbiologie Appliquée. La souche a été isolée des fientes de poulet de chair, identifiée par spectrométrie de masse Maldi Tof et caractérisée antérieurement quant à son potentiel probiotique *in vitro*. La souche a été conservée à -80°C dans du bouillon MRS additionné de glycérol (10 %, v/v).

### **4.1.2. Revivification de la souche de *Pediococcus acidilactici* et standardisation de l'inoculum**

La revivification de la souche probiotique a été réalisée par la méthode bouillon - bouillon. Un volume de 1 mL de la culture bactérienne conservée à -80°C a été repiqué dans 5 mL de bouillon MRS (Pronadisa, Madrid, Espagne) et incubé à 37°C/ 24 h. Après trois repiquages successifs, la culture obtenue a été utilisée pour ensemercer en stries deux boîtes de gélose MRS (Biokar REF : BK089HA, France), suivie d'une incubation à 37°C/ 48 h. A l'issue de la période d'incubation, quatre colonies bien isolées ont été inoculées dans 9 mL de bouillon MRS et incubées à 37°C/18 h.

Une série de dilutions décimales a été effectuée en portant successivement 1 mL de la culture bactérienne de 18 h et de ses dilutions dans 9 mL d'eau physiologique (9 g de NaCl/L). Un dénombrement a enfin été réalisé en ensemençant en masse une gélose MRS avec 1 mL des dilutions décimales appropriées ( $10^{-7}$ - $10^{-9}$ ).

#### 4.1.2. Administration de la souche probiotique

La souche de *Pediococcus acidilactici* a été préparée par repiquage de quatre colonies ayant poussé sur gélose MRS (48 h) dans 9 mL de bouillon MRS et incubation à 37°C/18 h. La culture fraîche obtenue a été centrifugée à 4500 g pendant 15 min et à 4°C, le culot obtenu a été remis en suspension dans l'eau de boisson. L'administration de la souche probiotique a été réalisée par gavage à raison de 1 mL par poussin/poulet.

#### 4.2. Etude microbiologique

##### 4.2.1. Implantation de la souche probiotique et évolution de la flore entérique

Un dénombrement de la flore lactique, flore totale, des entérobactéries et des coliformes dans les fientes des poussins/poulets a été effectué une fois par semaine. Trois échantillons de fientes (1 g/échantillon) par lot ont été prélevés et une série de dilutions décimales ( $10^{-1}$ ,  $10^{-2}$ ,  $10^{-3}$ , ...,  $10^{-9}$ ) a été réalisée dans 9 mL d'eau physiologique. Deux boîtes ont étéensemencées en masse pour chaque flore, en portant 1 mL de la dilution correspondante dans la gélose (tableau II).

**Tableau II.** Flores dénombrées, milieux et dilutions utilisés

Flore	Gélose	Dilution
Flore lactique	MRS (Biokar, France)	$10^{-5}$ - $10^{-7}$
Flore totale	Gélose nutritive (TM MEDIA, Inde)	$10^{-8}$ - $10^{-9}$
Coliformes	VRBL « Violet Red Bile Lactose » (Pronadisa, Madrid. Espagne)	$10^{-7}$ - $10^{-8}$
Entérobactéries	Gélose VRBG « Violet Red Bile Glucose » (HIMEDIA, Inde)	$10^{-7}$ - $10^{-8}$

Après 24 h (coliformes et entérobactéries) à 48 h (Flores lactique et totale), les colonies qui apparaissent dans les boîtes ont été comptées et le nombre de cellules a été calculé suivant la formule (Guiraud, 2003) :

$$\frac{\Sigma C}{\sqrt{(n_1+0.1n_2+\dots)d}}$$

$\Sigma C$ : Somme des colonies comptées sur les boîtes retenues

V : Volume de la dilution.

n 1 : Nombre des boîtes de la première dilution

n 2 : Nombre des boîtes de la deuxième dilution

d : Facteur de la première dilution

#### **4. 2. 2. Effet sanitaire : Taux de mortalité**

Le taux de mortalité (TM) est un facteur important de rentabilité. Il a été déterminé par phase d'élevage J 18, J 32 et J 40 par comptage des cadavres ramassés quotidiennement. Nous n'avons pas pris en considération la mortalité enregistrée lors des 5 premiers jours (phase d'adaptation) à cause des conditions d'ambiance. Le comptage a commencé le 6<sup>ème</sup> (début de l'expérimentation). Le taux de mortalité exprimé en pourcentage (%) a été calculé à partir de la formule suivante :

$$\text{TM (\%)} = (\text{Nombre de sujets morts/Nombre de sujets de départ}) \times 100$$

#### **4.3. Etude zootechnique**

Deux paramètres zootechniques ont été suivis au cours de cette étude : l'indice de consommation et le poids.

##### **4.3.1. Indice de consommation (IC)**

L'indice de consommation a été calculé à partir de la formule suivante :

$$\text{IC} = \text{Quantité d'aliment consommée (Kg)} / \text{Quantité d'aliment fournie (Kg)}$$

La quantité journalière moyenne d'aliment consommée a été calculée par la formule ci-dessous :  $\text{QMC} = \text{quantité d'aliment consommée par jour/nombre de sujets en vie}$

##### **4.3.2. Croissance et prise de poids**

L'évolution pondérale des poussins a été suivie en effectuant des pesées des sujets de chaque lot, la pesée a été faite à l'arrivée des poussins le 1<sup>er</sup> jour, par la suite chaque semaine.

$$\text{Le poids moyen(g)} = \text{poids global des sujets/ le nombre de sujets pesés}$$



#### 4.4. Etude pondérale après l'abattage

L'abattage a eu lieu à l'âge de 40 jours, neuf poulets soit 3 par lot ont été pris, pesés puis abattus par saignée de la veine jugulaire, déplumés puis éviscérés manuellement.

Le poids des carcasses, après déplumage puis après éviscération, et celui des organes internes (foie, cœur et gésier), a été déterminé à l'aide de deux balances électroniques, la première d'une capacité maximale de 30 kg et d'une précision de 10 g et la deuxième d'une capacité de 5 kg d'une précision de 0,1 g.

Les pesées et les paramètres de calcul sont,

- ❖ **Le poids vif (PV)** : c'est le poids du poulet vivant juste avant l'abattage.
- ❖ **Le poids de la carcasse (PC)**: c'est le poids de la carcasse après abattage et déplumage.
- ❖ **Le poids de la carcasse éviscérée (PCE)**.
- ❖ **Le rendement de la carcasse éviscérée (RCE) :  $RCE \% = (PCE/PV)*100$**
- ❖ **Poids et pourcentage des viscères par rapport au poids vif :  $\% \text{ Organe} = (P \text{ organe}/ PV) * 100$ .**

#### 4.5. Etude histo-morphologique

Les intestins de 9 poulets ont été prélevés en entier à savoir neufs échantillons de tissus des trois parties (duodénum, jéjunum, iléon) et fixés dans du formol 36% (39% w/v) de marque VWR Chemicals (France) dilué à 10%, dans le but de conserver et de faire durcir les structures tissulaires. L'étude histologique a pour but la mise en évidence d'éventuelles différences entre la hauteur, la largeur des villosités et la profondeur des cryptes du duodénum, du jéjunum et de l'iléon des différents échantillons. Les coupes histologiques ont été réalisées au niveau de laboratoire d'histopathologie de la faculté de médecine (université de Bejaia), suivant la technique décrite ci-dessous :

##### 4.6.1. Fixation

Après réalisation des coupes transversales et longitudinales de chaque partie de l'intestin (duodénum, jéjunum et iléon), les fragments ont été placés dans des cassettes d'inclusion puis immergées dans des bacs de formol à 10%, la fixation permet de conserver les structures histologiques et leur durcissement.

### **4.6.3. Déshydratation**

Après fixation, et à l'aide d'un automate, les fragments ont été fait passer dans des bains successifs d'alcool (Honeywell, Allemagne) de concentrations croissantes (70%, 80%, 90% et 100%). Cette étape permet d'éliminer l'eau intracellulaire, pour pouvoir réaliser des coupes fines sans perdre la structure cellulaire.

### **4.6.3. Imprégnation**

Pour enlever les traces d'alcool on passe les fragments dans un bain de xylène (BIO-CHEM Chemopharma, France).

### **4.6.4. Inclusion**

Cette étape nous permet de réaliser des coupes fines, l'inclusion a été réalisée au niveau d'un automate de paraffine wax pallets 58°-60° (BIOCHEM Chemopharma, France).

### **4.6.5. Mise en bloc**

Les échantillons ont été mis dans des moules en métal et de la paraffine liquide a été coulée. Après congélation, on obtient des blocs de paraffine à l'intérieur desquels se trouvent les fragments.

### **4.6.6. Découpage**

Les blocs de paraffines obtenus ont été introduits dans un microtome qui nous permet de réaliser des sections de 5 µm. La confection de coupes comporte trois étapes :

- ❖ L'étalement : Des segments de ruban de paraffine ont été étalés sur des lames de verre contenant un liquide d'étalement.
- ❖ Le collage : Les lames de verre ont été placées sur une plaque chauffante ou dans un bain marie (43 à 45°C).
- ❖ Le séchage : Les préparations ont été séchées à l'étuve (45°C) pendant une heure.

### **4.6.7. Déparaffinage**

Les lames ont été placées dans une étuve afin de liquéfier et d'éliminer la paraffine.

### **4.6.8. Réhydratation**

Les lames ont été immergées dans des bains d'alcool de degrés décroissants (100%, 90%, 80% et 70%), puis dans de l'eau distillée.

#### **4.6.9. Coloration**

Les préparations ont été colorées à l'hématoxyline de Harris.

#### **4.6.10. Conservation**

Des lamelles ont été fixées sur les lames à l'aide l'Eukit pour leur conservation.

#### **4.6.11. Observation microscopique et analyse graphométrique**

Les lames ont été observées sous microscope optique, des images ont été obtenues et les paramètres morpho-métriques (hauteur des villosités, épaisseur des muqueuses et profondeurs des cryptes) ont été calculés à l'aide d'un logiciel de traitement des images Image J « Image J 1.52a » (National Institute of Health, USA). Cette étape a été réalisée au niveau du laboratoire de Recherche en Ecosystèmes marins et aquacoles (Université de Bejaia).

### **5. Analyse statistique**

Les résultats des différents tests ont été traités en calculant la moyenne et l'écart type puis ont l'objet d'une analyse de la variance à une seule variable (ANOVA) pour déterminer les différences significatives entre les résultats obtenus ( $P < 0,05$ ). Le test de student a été utilisé pour comparer entre les moyennes, en utilisant le logiciel XLSTAT version 2009.



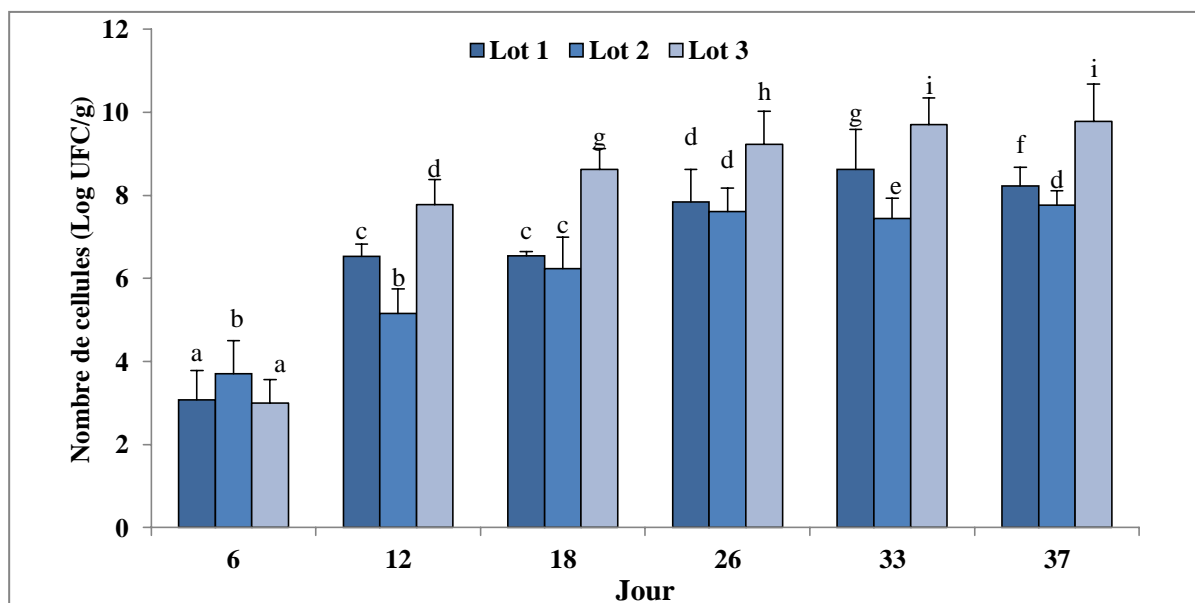
## **Résultats et discussion**

# 1. Etude microbiologique

## 1.1. Suivi de l'implantation de la souche de pédiocoque

L'administration de la souche probiotique de *Pediococcus acidilactici* a commencé après l'arrêt de l'administration de l'enfloxacin (traitement prophylactique), c'est-à-dire au 6<sup>ème</sup> jour d'élevage.

Afin de suivre la survie de la souche probiotique dans le tube digestif des poulets et de mettre en évidence son influence sur la flore lactique du microbiote intestinal, des dénombrements de la flore lactique ont été effectués. Les résultats (**Figure 2**) montrent une différence hautement significative ( $P < 0,001$ ) du taux de la flore lactique entre le lot 3 (recevant le probiotique) et les deux autres lots (témoin et recevant l'antibiotique) à partir du 18<sup>ème</sup> jour d'élevage (fin de la phase de démarrage).



**Figure 2.** Evolution du taux la flore lactique au cours de l'élevage au niveau des trois lots. Lot 1(BIO), Lot 2 (ATB) et Lot 3(PRO).

Le taux de la flore lactique dans le lot 3 (PRO) a connu une augmentation jusqu'au 37<sup>ème</sup> jour d'élevage, cette augmentation serait probablement due à l'administration de la souche probiotique durant les 4 dernières semaines d'élevage. Après arrêt de l'administration de la souche probiotique, la flore lactique est restée stable jusqu'au 37<sup>ème</sup> avec une charge supérieure à celle dénombrée dans les fientes des deux autres lots (ATB) et (BIO). Des diffé-

rences significatives ( $P < 0,05$ ) entre le lot probiotique et les deux autres lots ont été observées des le 12<sup>ème</sup> jour d'élevage.

## 1.2. Effet de la souche probiotique sur l'état sanitaire des poulets

### 1.2.1. Mortalité

L'état de santé des volailles a été évalué dès l'arrivée des poussins jusqu'à la fin de l'élevage. Le **tableau III** montre le nombre de sujets sains et morts au cours de l'expérimentation. D'après les résultats il apparaît que le taux de mortalité est plus élevé au cours de la phase de démarrage et dans le lot 2. Cette mortalité est plus probablement due aux conditions d'élevage. En effet, le lot 2 a été plus exposé à la source de chaleur que les deux autres lots. Cette contrainte a été éliminée juste après le constat de la mortalité. Au cours de la phase de croissance, le taux de mortalité est très faible (1 sujet/lot dans le cas des lots ayant reçu l'antibiotique et le probiotique respectivement). Aucune mortalité n'a été enregistrée au cours de la phase de finition. Il a déjà été rapporté que l'addition d'une souche probiotique de *Pediococcus acidilactici* lors de l'élevage de poulet de chair n'a montré aucun effet sur la mortalité (**Chafai et al., 2007**). **Heggazy et al. (2014)** ont rapporté que la supplémentation en *Pediococcus acidilactici* a légèrement amélioré le taux de croissance relatif des poussins en les protégeant contre les infections.

**Tableau III.** Taux de mortalité dans les trois lots au cours de l'étude.

Début de l'étude	Phase d'élevage	Lot 1(BIO)	Lot 2 (ATB)	Lot 3 (PRO)
		30 sujets	30 sujets	30 sujets
Mortalité	Démarrage	0 mort	2 morts	0 mort
	Croissance	0 mort	1 mort	1 mort
	Finition	0 mort	0 mort	0 mort
Fin de l'étude		30 sujets	27 sujets	29 sujets

Le taux de mortalité a été calculé pour les trois lots (**tableau IV**).

**Tableau IV.** Taux de mortalité durant l'élevage

Phase	Démarrage	Croissance	Finition
Lot 1	0 %	0 %	0 %
Lot 2	7 %	3 %	0 %
Lot 3	0 %	3 %	0 %

### 1.2.2. Dénombrement de la flore totale, des entérobactéries et des coliformes

Pour évaluer l'effet antimicrobien de la souche probiotique sur le microbiote intestinal des poulets, un dénombrement de la flore totale, des entérobactéries et des coliformes à partir des fientes des trois lots a été effectué. Les résultats des dénombrements sont montrés sur la **figure 3**.

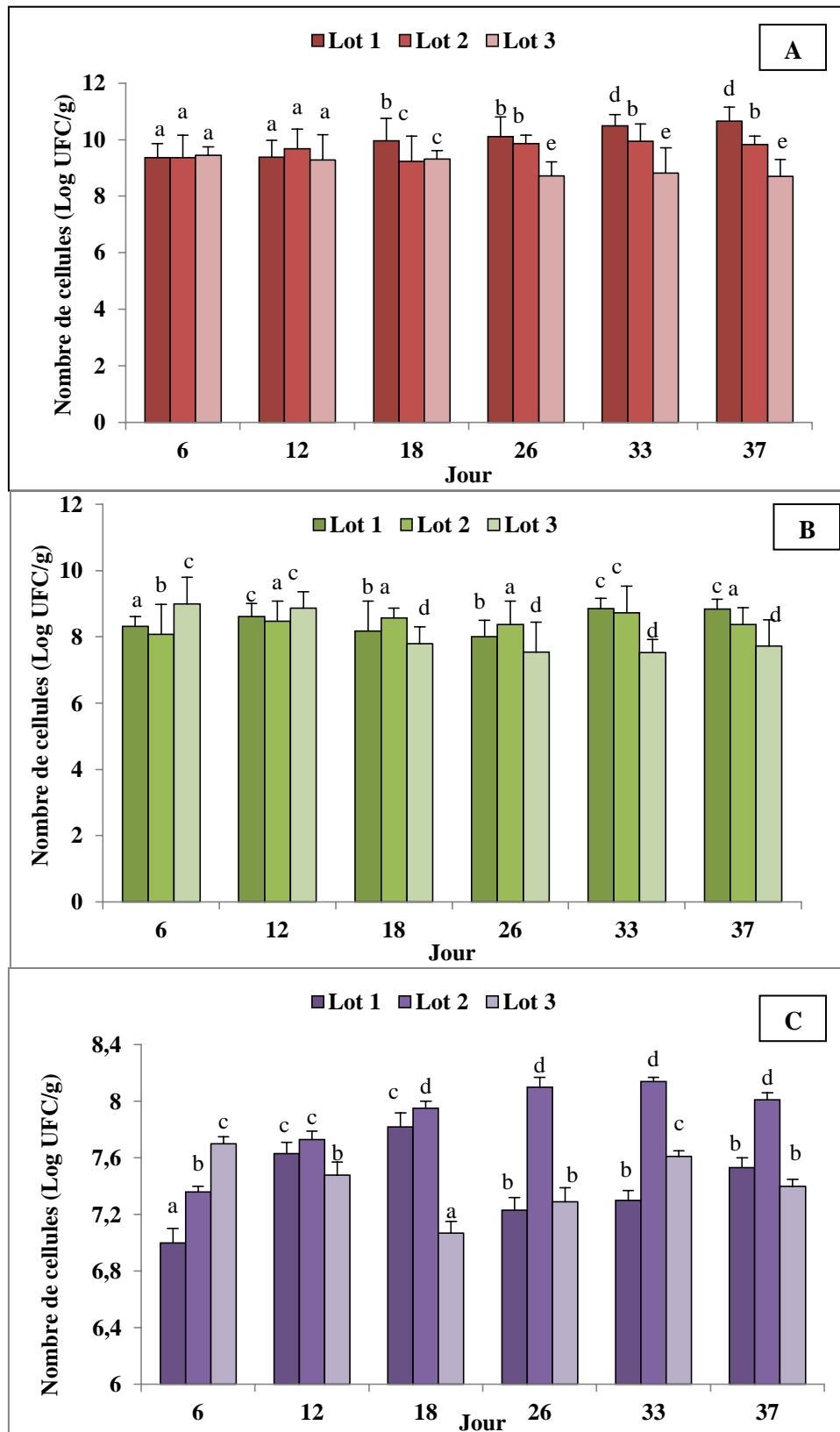
Au 6<sup>ème</sup> jour d'élevage, le taux de la flore totale, y compris les entérobactéries et les coliformes a été très important dans la flore des poussins, ceci serait probablement lié à l'installation de cette flore environnementale dès l'éclosion. **Fuller (1984)** a rapporté que les coliformes, les streptocoques et les clostridies colonisent rapidement l'intestin des volailles, dès le premier jour d'éclosion.

Les résultats du dénombrement montrent une diminution du nombre d'entérobactéries et des coliformes dans le lot 3 (PRO) à la fin de la phase de démarrage (18<sup>ème</sup> jour). Par contre leur nombre a augmenté chez les deux autres lots (ATB et BIO), en particulier le lot ATB.

Par ailleurs, la charge de cette flore augmente chez les trois lots durant les deux phases d'élevage : croissance et finition, mais elle reste significativement inférieure chez le lot 3 (PRO). Le taux des coliformes est nettement plus important au niveau du lot 2 (ATB) par rapport aux lots 1 (BIO) et 3 (PRO).

Dans la présente expérience, les résultats du dénombrement de la flore totale montrent une augmentation significative ( $P < 0,05$ ) au niveau du lot témoin (BIO) à la fin de la phase de démarrage (18<sup>ème</sup> jour). Par contre, chez les poulets des lots 2 (ATB) et 3 (PRO), une baisse du nombre de bactéries ( $P < 0,05$ ) a été observée dès le 18<sup>ème</sup> jour mais sans différence significative entre les deux lots ( $P < 0,05$ ), ce qui serait la conséquence de l'addition de l'antibiotique et de la souche probiotique respectivement. Cependant, à partir du 26<sup>ème</sup> jour, des différences significatives ( $P < 0,05$ ) ont été observées entre les lots 2 et 3. En effet, une augmentation du taux de la flore a été constaté dans le lot 2 par rapport au lot 3 où le taux s'est stabilisé jusqu'au 37<sup>ème</sup> jour. Ceci démontre l'effet d'équilibre de la flore intestinale exercé par la souche probiotique. Il a été antérieurement rapporté que les lactobacilles diminuent le pH dans le tube digestif des poulets par la production d'acides organiques en conduisant à un effet bactéricide et limitant la croissance des bactéries néfastes et des levures (**Jin et al., 1996 ; Van Der Wielen et al., 2000**).





**Figure 3.** Evolution du taux de la flore totale (A), des entérobactéries (B) et des coliformes (C) au cours de l'élevage au niveau des trois lots. Lot 1(BIO), Lot 2 (ATB) et Lot 3 (PRO). Les lettres différentes indiquent des différences significatives ( $P < 0,05$ ).

## 2. Etude zootechnique

### 2.1. Consommation alimentaire

L'évolution des quantités quotidiennes d'aliments consommées, à partir du 5<sup>ème</sup> jusqu'au 37<sup>ème</sup> jour d'élevage (sur une période de 33 jours), par les poulets des trois lots a montré des valeurs croissantes des quantités moyennes consommées durant toutes les phases d'élevage. Il est à noter que la consommation alimentaire dans les lots PRO et ATB, recevant la souche probiotique et l'antibiotique respectivement, est inférieure à celle du lot témoin (BIO) durant les phases de démarrage et de croissance. Par contre, durant la phase de finition (à partir du 28<sup>ème</sup> jour), la quantité moyenne consommée par les poulets du lot 3 (PRO) est nettement plus inférieure à celle des deux autres lots (ATB) et (BIO).

Plusieurs études ont montré que certaines bactéries probiotiques présentent un effet sur la consommation d'aliments chez la volaille. **Chafai et al. (2007)** ont constaté qu'au cours de toutes les phases d'élevage, les poulets ayant reçu un régime supplémenté en *Pediococcus acidilactici* présentaient des ratios alimentaires inférieurs à ceux du groupe témoin. Par contre, **Vittorio et al. (2005)** ont rapporté que la quantité moyenne d'un aliment supplémenté de *Pediococcus acidilactici* et consommée par l'ensemble des poulets, était significativement supérieure à celle consommée par les poulets du groupe témoin. Toutefois, **Mountzouris et al. (2007)** ont constaté dans leur étude réalisée sur des poussins qu'une formulation probiotique composée de souches de *Bifidobacterium*, *Enterococcus* et *Pediococcus* n'avait aucun effet sur la quantité d'aliments consommée.

### 2. 2. Indice de consommation (IC)

L'indice de consommation a été amélioré en ajoutant la souche probiotique. En effet, sa valeur varie de 0,98 (lot 1), 0,93 (lot 2) à 0,89 (lot 3).

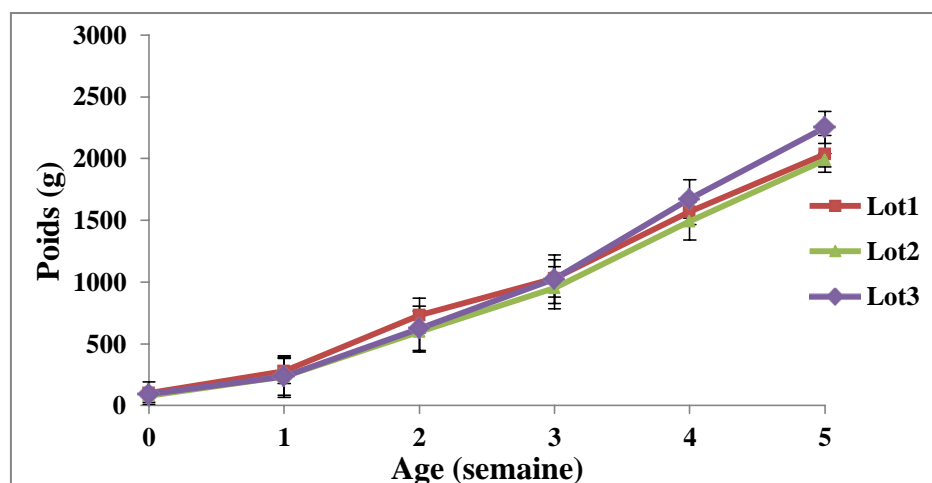
Ces résultats sont en accord avec ceux enregistrés par **Vittorio et al. (2005)**, ayant rapporté que l'indice de consommation (IC) a été réduit au 35<sup>ème</sup> jour d'élevage chez les poulets recevant *Pediococcus acidilactici*. De même, **Djezzar et al. (2019)** ont rapporté que l'indice de consommation chez les poulets ayant reçu un régime alimentaire supplémenté en

*Pediococcus acidilactici* et *Saccharomyces cerevisiae* était significativement inférieur ( $P < 0,05$ ) à celui enregistré chez ceux recevant un régime ordinaire et ce durant les trois phases d'élevage. Par contre, **Gianennas et al. (2014)** ont indiqué dans leur étude que l'ajout de trois souches *Enterococcus faecium* #589, *Bifidobacterium animalis* #503 et *Lactobacillus salivarius* #505 dans l'aliment ou la boisson des poulets n'a aucun effet sur l'indice de consommation.

### 2. 3. Croissance et prise de poids

#### 2.4. Evolution pondérale et gain moyen quotidien

La croissance des poussins des trois lots a été évaluée toutes les semaines durant la période d'élevage, les poids moyens des poulets sont présentés dans la **figure 4**.



**Figure 4.** Evolution hebdomadaire du poids vif (g) des poussins ou poulets des trois lots.

Lot 1 (BIO), Lot 2 (ATB) et Lot 3 (PRO)

Des différences de poids vifs ont nettement été observées, les poulets du lot 3 (PRO) présentent un gain de poids plus élevé que celui des deux autres lots (témoin et recevant des antibiotiques).

Il faut noter que l'addition de la souche probiotique a un effet bénéfique sur la croissance des poulets, ceci s'est traduit à la 5<sup>ème</sup> semaine par des poids significativement supérieurs ( $P < 0,05$ ) par rapport aux poids enregistrés chez les poulets des deux autres lots. Cette période de latence observée pour avoir un effet significatif pourrait s'expliquer par le temps nécessaire à la souche pour s'installer et de se maintenir au niveau du tube digestif de l'animal.

Ces résultats sont en accord avec plusieurs rapports démontrant que l'ajout de souches probiotiques aux poulets améliore leur poids vif.

**Chafai et al. (2007)** ont montré qu'une souche de *Pediococcus acidilactici*, utilisée comme probiotique, a pu améliorer la croissance des poussins auxquels elle a été administrée. De même **Djezzar et al. (2019)** ont rapporté que l'association de *Pediococcus acidilactici* et *Saccharomyces cerevisiae* a amélioré le poids vif moyen des poulets à la fin de chaque phase d'élevage.

De plus, **Heggazy et al. (2014)** ont rapporté que la supplémentation en *Pediococcus acidilactici* a amélioré significativement ( $P \leq 0,05$ ) le poids corporel des poulets de chair durant la 1ère, 2ème et 3ème semaine d'élevage d'environ 16,3%, 18,6% et 11,2% respectivement par rapport au groupe témoin.

Des gains de poids significativement meilleurs ont été enregistrés chez des poulets ayant reçu, dans l'eau de boisson, une association de souches probiotiques (*Lactobacillus reuteri*, *Enterococcus faecium*, *Bifidobacterium*, *Pediococcus acidilactici* et *Lactobacillus salivarius*) par rapport aux poulets du lot témoin (sans probiotiques) (**Ledezma-Torres et al., 2015**).

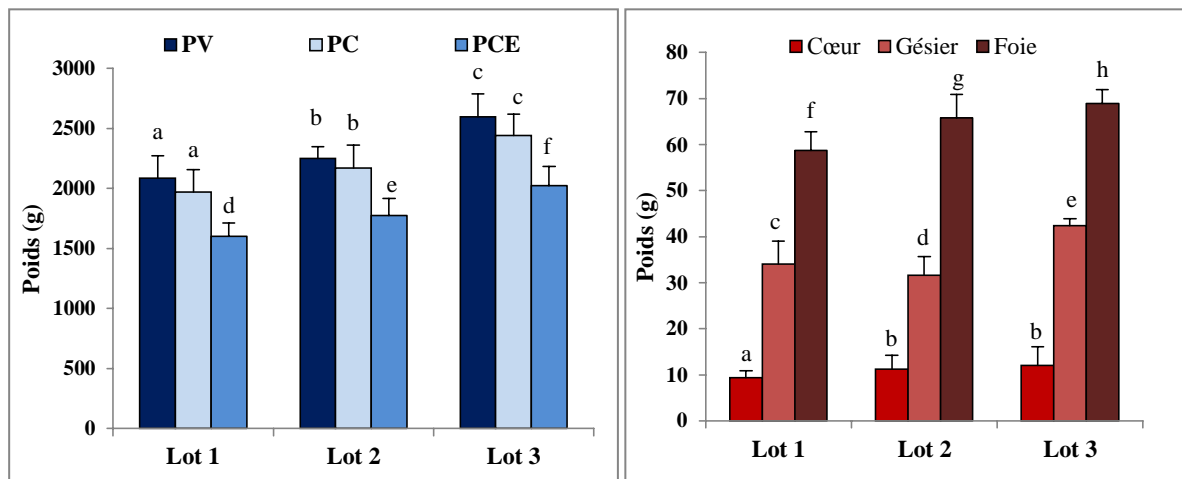
De même, **Opalinski et al. (2007)** ont rapporté un effet bénéfique d'une souche de *Bacillus subtilis* sur le gain de poids des poulets de chair. En effet, aucune différence significative n'a été enregistrée entre le gain de poids chez les poulets supplémentés avec la souche probiotique et ceux supplémentés avec l'antibiotique « avilamycine » ( $P > 0,05$ ).

Cet effet pondéral positif nous permet de supposer une meilleure santé et fonctionnalité du tube digestif des poulets, probablement soumis à une flore digestive plus performante, rétablie et stabilisée par la souche probiotique (**Chafai et al., 2007 ; Djezzar et al., 2014**).

## 2. Etude pondérale après l'abattage

### 2.4. Rendement en carcasses

Le poids vif des poulets après abattage, celui des carcasses après déplumage et après éviscération et le poids des abats a été pesé et le poids moyen a été calculé. Les résultats obtenus sont portés sur la **figure 8**.



**Figure 5.** Variation du poids des carcasses et des viscères chez les trois lots à la fin de l'élevage (40 jours) : Lot 1: témoin, Lot 2 : antibiotique, Lot 3: probiotique. Le poids vif (PV) : c'est le poids du poulet vivant juste avant l'abattage, le poids de la carcasse (PC): c'est le poids de la carcasse après abattage et déplumage et PCE est le poids de la carcasse éviscérée.

La figure 8 montre que le poids vif, le poids de la carcasse et le poids de la carcasse éviscérée sont meilleurs chez le lot PRO recevant la souche *Pediococcus acidilactici* par rapport aux deux autres BIO et ATB. De même le poids des viscères (cœur, gésier et foie) des poulets du lot recevant la souche probiotique est supérieur à celui des poulets des deux autres lots.

Ces résultats sont en accord avec ceux enregistrés par **Djouvinov et al. (2005)**. Ces derniers ont rapporté que l'administration d'une formule « Lactina » comportant *Streptococcus thermophilus*, *Enterococcus faecium* et quatre souches de *Lactobacillus* dans le régime alimentaire des poulets de chair améliorerait le poids vif, le poids de la carcasse, du foie, du gésier et du cœur, bien qu'ils n'aient eu aucun effet sur la consommation d'aliments.

### 2.4.1. Le rendement de la carcasse éviscérée (RCE)

Le rendement de la carcasse éviscérée (RCE) a été de 76,96 % pour le lot 1, de 79,00 % pour le lot 2 et de 77,85 % pour le lot 3.

### 4.1. 2. Poids et pourcentage des viscères par rapport au poids vif

Le **tableau V** regroupe les résultats du pourcentage des viscères par rapport au poids vif.

**Tableau V.** Pourcentages des viscères par rapport au poids vif (PV)

Organe	Cœur	Gésier	Foie
Lot 1	0,45	0,50	0,46
Lot 2	1,63	1,40	1,63
Lot 3	2,82	2,92	2,66

Quoique les poids des carcasses, du cœur et du gésier sont supérieurs chez les poulets du lot 3 (PRO), aucune différence significative n'a été notée ( $P>0,05$ ).

Ceci est en accord avec les résultats de **Hammami (2009)** qui a rapporté que l'addition d'une souche probiotique de *Pediococcus acidilactici* n'a pas modifié le rendement en carcasse chez le lot traité. De même, **Sri-Harimurti et al. (2014)** ont également rapporté que l'application d'un mélange de *Lactobacillus murinus* Ar3, *Streptococcus thermophilus* Kd2, et *Pediococcus acidilactici* Kp6 avait des effets significatifs sur le poids vif, le rendement de la carcasse, le poids de la portion de poitrine, le poids de la graisse abdominale, et le pourcentage de graisse abdominale, mais pas sur le rendement de carcasse.

Par contre, **Salehizadeh et al. (2019)** ont rapporté que le rendement en carcasse ainsi que le poids des abats a été significativement amélioré chez les poulets recevant des souches de bactéries lactiques sélectionnées et des mélanges de souches probiotiques commerciaux.

## 3. Etude histo-morphologique

Afin d'évaluer l'effet de la souche probiotique sur la morphologie intestinale des poulets, une étude histologique des segments d'intestins des poulets au niveau du duodénum, du jéjunum et de l'iléon a été réalisée. Les résultats obtenus après observation microscopique des

coupes histologiques colorées à l'hématoxyline-éosine ne montrent aucune différence au niveau des différents segments intestinaux des poulets des trois lots, ce qui confirme sa non-toxicité.

L'ajout du probiotique n'a entraîné aucun effet observable, que se soit l'apparition de lésions ou de modifications de la morphologie des segments de l'intestin (jéjunum, duodénum et l'iléon) chez les poulets de chair, contrairement à l'antibiotique qui a causé des lésions au niveau des trois segments. Les résultats ont montré, en présence du probiotique, une augmentation de la hauteur des villosités du jéjunum (4,4 %) et du duodénum (6,3 %), de la largeur des villosités (37%, 5 %, et 3,5 %) et de la profondeur des cryptes (14 %, 65 % 33 %) des trois segments (jéjunum, duodénum et iléon respectivement).

# **Conclusion**



## Conclusion

Dans cette étude, une souche probiotique de *Pediococcus acidilactici* a été testée *in vivo* chez le poulet de chair. La souche a été ajoutée à l'eau de boisson et administrée à des poussins de 6 jours, par gavage durant une période de 30 jours, et ce afin de mettre en évidence son effet sur l'état sanitaire, la flore intestinale et les performances zootechniques du poulet par comparaison à un antibiotique, longtemps utilisé comme promoteur de croissance, à savoir l'oxytétracycline.

A travers cette étude, il ressort que l'administration de la souche de *Pediococcus acidilactici* a un effet significatif sur la prise de poids ( $2251,72\text{g}\pm 156,63\text{g}$ ) chez les poulets recevant le probiotique, ( $2038,33\text{g}\pm 204,15\text{g}$ ) chez ceux recevant l'antibiotique et ( $1986,66\text{g}\pm 104,34\text{g}$ ) chez ceux recevant le régime non supplémenté) ainsi que sur la quantité quotidienne d'aliments consommée et l'indice de consommation (0,89) chez les poulets recevant la souche probiotique par rapport à ceux recevant l'antibiotique (0,93) et ceux ayant suivi un régime alimentaire non supplémenté (0,98).

Il a également été mis en évidence que la supplémentation en cette souche probiotique a un effet sur l'équilibre de la microflore intestinale en diminuant le nombre des entérobactéries, des coliformes et de la flore totale et en favorisant l'installation de la flore lactique, par contre aucun effet significatif sur la mortalité n'a été enregistré.

Parallèlement, le poids de la carcasse, de la carcasse éviscérée et des viscères (cœur, gésier et foie) a nettement été amélioré chez les poulets ayant reçu la souche de *Pediococcus acidilactici*. L'étude du bilan lipidique sanguin a permis d'observer un effet réducteur sur le taux du cholestérol total et les LDL et une augmentation du taux des HDL, ce qui démontre un effet sur la qualité de la viande de poulet. L'étude histologique et l'analyse graphométrique ont montré un effet stimulateur sur le développement des villosités et des cryptes intestinales, favorisant ainsi l'absorption intestinale des nutriments.

Enfin, ces résultats renforcent les résultats obtenus antérieurement sur l'effet probiotique de la souche de *Pediococcus acidilactici* testée et prouvent son efficacité en tant que promoteur de croissance, pouvant être utilisée avec succès comme alternative aux antibiotiques dans l'élevage de poulets.

Toutefois, cette étude reste expérimentale, et une étude pilote sur un grand élevage de poulets, en l'incorporant dans leur alimentation, devrait être envisagée pour conclure à son efficacité. Pour cela, l'encapsulation et la formulation d'un aliment probiotique à base de la souche de *Pediococcus acidilactici* encapsulée est la principale perspective de cette étude.

# **Références bibliographiques**

## Références bibliographiques

- **Aarestrup F. M., Seyfarth A. M., Emborg H. D., Pedersen K., Hendriksen R. S., & Bager F. (2001)**. Effect of abolishment of the use of antimicrobial agents for growth promotion on occurrence of antimicrobial resistance in fecal enterococci from food animals in Denmark. *Antimicrobial Agents and Chemotherapy* 45(7), 2054–2059. <https://doi.org/10.1128/aac.45.7.2054-2059.2001>.
- **Adhikari P.A., Kim W.K. (2017)**. Overview of prebiotics and probiotics: focus on performance, gut health and immunity – a review. *Annals of Animal Science* 17(4). 949 – 966. <https://doi.org/10.1515/aoas-2016-0092>.
- **Ahmad I., (2006)**. Effect of probiotics on broiler performance. *International Journal of Poultry Science* 5(6), 593-597. <https://dx.doi.org/10.3923/ijps.2006.593.597> .
- **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.
- **Alloui N., Chafai S., Ibrir F., & Nouicer F. (2007)**. Effects of *Pediococcus acidilactici* feed supplementation on broiler chicken performances, immunity and health. In *16th European Symposium in Poultry Nutrition, Strasbourg (France)*. 281-284. <https://www.cabi.org/Uploads/animal-science/worlds-poultry-science-association/WPSA-france-2007/16.pdf>.
- **Alloui N. (2011)**. Situation actuelle et perspectives de modernisation de la filière avicole. [https://www.researchgate.net/publication/235678954\\_SITUATION\\_ACTUELLE\\_ET\\_PERSPECTIVES\\_DE\\_MODERNISATIONDE\\_LA\\_FILIERE\\_AVICOLE\\_EN\\_ALGERIE](https://www.researchgate.net/publication/235678954_SITUATION_ACTUELLE_ET_PERSPECTIVES_DE_MODERNISATIONDE_LA_FILIERE_AVICOLE_EN_ALGERIE).
- **Awaad M. H., Afify M.A., Zouel-Fakar S.A., Shalaby B., Chevaux E., Delforge J., Dussert L. & Khetrou M. (2005)**. Effets de l'addition de *Pediococcus acidilactici* sur l'infection à *Escherichia coli* et sur la colonisation par *Clostridium perfringens* et *Salmonella typhimurium* chez le poulet. Six<sup>èmes</sup> Journées de la Recherche Avicole, St. Malo. [https://www.journees-de-la-recherche.org/JRA/Contenu/Archives/6\\_JRA/qualite/Q49-DUSSERT-CD.pdf](https://www.journees-de-la-recherche.org/JRA/Contenu/Archives/6_JRA/qualite/Q49-DUSSERT-CD.pdf).

- **Awad W. A., Bohm J., Razzazi-Fazeli E., Ghareeb K. & Zentek J. (2006).** Effect of addition of a probiotic microorganism to broiler diets contaminated with deoxynivalenol on performance and histological alterations of intestinal villi of broiler chickens. *Poultry Science* 85, 974–979. <https://doi.org/10.1093/ps/85.6.974>.
- **Bai S.P., Wu A.M., Ding X.M., Lei Y., Bai J., Zhang K.Y. & Chio J.S. (2013).** Effects of probiotics-supplemented diets on growth performance and intestinal immune characteristics of broiler chickens. *Poultry Science* 92(3), 663-67. <https://doi.org/10.3382/ps.2012-02813>.
- **Barcelo D. (2007).** Pharmaceutical-residue analysis. *Trends in Analytical Chemistry* 26, 454e5. <https://doi.org/10.1016/j.trac.2007.02.008>.
- **Beghoul S. (2006).** Bilan lésionnel des autopsies des volailles effectuées au niveau du laboratoire vétérinaire régional de Constantine. Mémoire de Magister en Médecine Vétérinaire. Université Mentouri de Constantine (Algérie). <https://www.memoireonline.com/01/09/1827/appareil-digestif-de-la-poule-particularites-anatomo-physiologiques.html>.
- **Bernardeau M. & Vernoux J.P. (2008).** Utilisation des probiotiques en alimentation porcine et avicole. [https://www.cra.wallonie.be/uploads/2009/10/jppv2009\\_bernardeau.pdf](https://www.cra.wallonie.be/uploads/2009/10/jppv2009_bernardeau.pdf).
- **Brenes A. & Roura E. (2010).** Essential oils in poultry nutrition: Main effects and modes of action. *Animal Feed Science and Technology* 158, 1-14. <https://doi.org/10.1016/j.anifeedsci.2010.03.007>.
- **Caramia G. I. (2004).** Probiotici: from Metchnikoff to the current preventive and therapeutic possibilities. *Medical and Surgical Pediatrics* 26(1), 19-33.
- **Carré B. (2000).** Effets de la taille des particules alimentaires sur les processus digestifs chez les oiseaux d'élevage. *INRA Productions Animales* 13, 131-136. <https://doi.org/10.20870/productions-animales.2000.13.2.3774>.
- **Champagne C. P., Gardner N. J., et Roy D. (2005).** Challenges in the addition of probiotic cultures to foods. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition* 45(1), 61-84. <https://doi.org/10.1080/10408690590900144>.

- **Chattopadhyay M.K. (2014).** Use of antibiotics as feed additives: a burning question. *Frontiers in Microbiology* 5, 334.
- **De Maesschalck C., Eeckhaut V., Maertens L., De Lange L., Marchal L., Nezer C., De Baere S., Croubels S., Daube G., Dewulf J., Haesebrouck F., Ducatelle R., Taminau B. & Van Immerseel F. (2015).** Effects of Xylo-Oligosaccharides on broiler chicken performance and microbiota. *Applied and Environmental Microbiology* 81, 5880-5888. <https://doi.org/10.1128/AEM.01616-15>.
- **De Roissart H. & Luquet F.M. (1994).** Bactéries Lactiques. *Lorica*. Chemin de Saint George F-38410 Uriage (2). 50-79. ISBN : 2-9507477-0-1.
- **De Verdal H., Mignon-Grasteau S., Bastianelli D., Mème N., Le Bihan-Duval E. & Nancy A. (2013).** Reducing the environmental impact of poultry breeding by genetic selection. *Journal of Animal Science* 91(2), 613–622. <https://doi.org/10.2527/jas.2012-5572>.
- **Deng W., Dittoe D.K., Pavlidis H.O., Chaney W.E., Yang Y. & Ricke S.C. (2020).** Current perspectives and potential of probiotics to limit foodborne *Campylobacter* in poultry. *Frontiers in Microbiology* 11, 2989.
- **Diarra M. S. & Malouin F. (2014).** Antibiotics in Canadian poultry productions and anticipated alternatives. *Frontiers in Microbiology* 5, 282. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2014.00282>.
- **Djezzar R., Benamirouche K., Baaziz-Ammi D., Hezil N., Gharbi I., Sahraoui N. & Guetarni D. (2019).** Effet de l'ajout de 2 probiotiques remplaçant des antibiotiques sur les performances du poulet de chair et sur la flore intestinale. *Livestock Research for Rural Development* 31(110). <http://www.lrrd.org/lrrd31/7/redje31110>.
- **Djezzar R., Benamirouche K., Baazize-Ammi D., Khoubai A., Merrouki A., Maghni E. & Guetarni D. (2013).** Impact of dietary supplementation with *Pediococcus acidilactici* and sanitary performances of broilers in Algeria. *Research Journal of Poultry Science* 5 (4-6). <http://www.scopemed.org/?mno=32461> .
- **Djezzar R., Benamirouche K., Baazize-Ammi D., Mohamed-Said R, Guetarni D, 2014.** Effect of a dietary supplementation combining a probiotic and a natural anticocidal in broiler chickens. *African Journal of Agricultural Research* 9, 3783–37887. <https://doi.org/10.4025/actascianimsci.v42i1.48006>.
- **Djouvinov D., Boicheva S., Simeonova T and Vlaikova T, (2005).** Effect of Feeding Lactina Probiotic on Performance, some Blood Parameters and Caecal Microflora of Mule Ducklings. *Trakia Journal of Sciences* 3(2), 24-25.

- **Elliott S. D. & Barnes E. M. (1959).** Changes in serological type and antibiotic resistance of Lancefield Group D Streptococci in chickens receiving dietary chlortetracycline. *Journal of General Microbiology* 20(2), 426–433. <https://doi.org/10.1099/00221287-20-2-426>
- **FAO/WHO. (2002).** Guidelines for the evaluation of probiotics in food. <http://www.fda.gov/ohrms/dockets/dockets/95s0316/95s-0316-rpt0282-tab-03-ref-19-joi>.
- **Farner D.S. (1942).** The Hydrogen Ion Concentration in Avian Digestive Tracts. *Poultry Science* 21(5), 445–450. <https://doi.org/10.3382/ps.0210445>.
- **Feuillet L. (2007).** Étude comparée des vaccins et des flores bactériennes dans la lutte contre les salmonelles en élevage de poules pondeuses. *Thèse de Doctorat. Faculté de Médecine de Créteil (France)*. 96-97.
- **Fong F. L. Y., Shah N. P., Kirjavainen P. & El-Nezami H. (2016).** Mechanism of action of probiotic bacteria on intestinal and systemic immunities and antigen-presenting cells. *International Review in Immunology* 35,179–188. <https://doi.org/10.1097/mog.0b013e3282f0cffc>.
- **Forgetta V., Rempel H., Malouin F., Vaillancourt R., Jr Topp E., Dewar K. & Diarra M.S. (2012).** Pathogenic and multidrug-resistant *Escherichia fergusonii* from broiler chicken. *Poultry Science* 91(2), 512–525. <https://doi.org/10.3382/ps.2011-01738>.
- **Fuller R. (1984).** Microbial activity in the alimentary tract of birds. *Proceeding of the Nutrition Society* 43, 55-61. <https://doi.org/10.1079/PNS19840027>.
- **Fuller R. (1989).** Probiotics in man and animals. *Journal of Applied Bacteriology* 66, 365-378. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2672.1989.tb05105.x>.
- **Fuller R. (2001).** The Chicken gut microflora and probiotic supplements. *Journal of Poultry Science* 38, 189-196. <https://doi.org/10.2141/jpsa.38.189>.
- **Gabriel I., Maillet S. & Leconte M. (2003).** Differences in the digestive tract characteristics of broiler chickens fed on complete pelleted diet or on whole wheat added to pelleted protein concentrate. *British Poultry Science* 44(2), 283-290. <https://doi.org/10.1080/0007166031000096470>
- **Gabriel I., Maillet S. & Sibille P. (2005).** La microflore digestive des volailles: facteurs de variation et conséquences pour l'animal. *INRA Production Animale* 18, 309-322.

- **Giannenas I., Tsalie E., Triantafillou E., Hessenberger S., Teichmann K., Mohnl M. & Tontis D. (2014).** Assessment of probiotics supplementation via feed or water on the growth performance, intestinal morphology and microflora of chickens after experimental infection with *Eimeria acervulina*, *Eimeria maxima* and *Eimeria tenella*. *Avian Pathology* 43 (3), 209-216. <https://doi.org/10.1080/03079457.2014.899430>.
- **Gomez G. & Celi A. (2008).** The peripheral olfactory system of the domestic chicken: Physiology and development. *Brain Research Bulletin* 76, 208-216. <https://doi.org/10.1016/j.brainresbull.2008.02.018>.
- **Gonzalez Ronquillo M. & Angeles Hernandez J. C. (2017).** Antibiotic and synthetic growth promoters in animal diets: Review of impact and analytical methods. *Food Control* 72, 255-267. <https://doi.org/10.1016/j.foodcont.2016.03.001>.
- **Gueimond M. & Salmien S. (2006).** New methods for selecting and evaluating probiotics. *Digestive and Liver Diseases* 38(2), S242-7. [https://doi.org/10.1016/s1590-8658\(07\)60003-6](https://doi.org/10.1016/s1590-8658(07)60003-6).
- **Guiraud J.P. (2003).** Microbiologie alimentaire. Edition : Dunod. Paris. 651p.
- **Hammami N., Temim S., Bedrani L., Sahraoui L., Kaddour R., Boudina H., Khelief Dj., Adjou K. & Ain Baziz H. (2009).** Evaluation de l'efficacité du probiotique *Pediococcus acidilactici* sur les performances de croissance, la morphométrie et la flore lactobacillaire de l'intestin du poulet de chair. *European Journal of Scientific Research* 38 (1), 119-128.
- **Harimurti, S., Sudaryati, S., & Ariyadi, B. (2014).** The dynamics of indigenous probiotics lactic acid bacteria on growth performance, total adherence bacteria, and short-chain fatty acids production in the ileum of male quail. In *International Seminar on Tropical Animal Production (ISTAP)*, 110-111. <https://repository.ugm.ac.id/id/eprint/273472>.
- **Harimurti S. & Hadisaputro W. (2015).** Probiotics in Poultry. In: Liong MT. (eds.) Beneficial Microorganisms in Agriculture, Aquaculture and Other Areas. *Microbiology Monographs* 29. Springer, Cham. [https://doi.org/10.1007/978-3-319-23183-9\\_1](https://doi.org/10.1007/978-3-319-23183-9_1).
- **Hegazy, A. M., Barakat, M., Sabreen, E. F., & El-Keredy, M. S. (2014).** Effect of *Pediococcus acidilactici* on immunity, production and lipid profile in broilers. *Alexandria Journal of Veterinary Sciences*, 41, 35-46. [https://www.researchgate.net/profile/Mohamed-Barakat-11/publication/303973977\\_Effect\\_of\\_Pediococcus\\_acidilactici\\_on\\_immunity\\_productio](https://www.researchgate.net/profile/Mohamed-Barakat-11/publication/303973977_Effect_of_Pediococcus_acidilactici_on_immunity_productio)

[n\\_and\\_lipid\\_profile\\_in\\_broilers/links/57611bd808ae244d0371c22d/Effect-of-Pedicoccus-acidilactici-on-immunity-production-and-lipid-profile-in-broilers.pdf](https://doi.org/10.3382/ps.2009-00436).

- **Higgins J.P., Higgins S.E., Wolfenden A.D., Henderson S.N., Torres-Rodriguez A., Vicente J.L. & Tellez G. (2010).** Effect of lactic acid bacteria probiotic culture treatment timing on *Salmonella* Enteritidis in neonatal broilers. *Poultry Science* 89(2), 243-247. <https://doi.org/10.3382/ps.2009-00436>.
- **Hou Q., Kwok L.Y., Zheng Y., Wang L., Guo Z., Zhang J., Huang W., Wang Y. Leng L., Li H. & Zhang H. (2016).** Differential fecal microbiotas are retained in broiler chicken lines divergently selected for fatness traits. *Scientific Reports* 6, 37376. <https://doi.org/10.1038/srep37376>.
- **Jez C., Beaumont C., Magdelaine P. & Paillard S. (2009).** La filière avicole française à l'horizon 2025. Rapport du groupe de travail Prospective avicole, Octobre, Paris. <https://hal.inrae.fr/hal-02664212/document>.
- **Jin, L. Z., Ho, Y. W., Abdullah, N., Ali, M. A., & Jalaludin, S. (1996).** Antagonistic effects of intestinal Lactobacillus isolates on pathogens of chicken. *Letters in Applied Microbiology*, 23(2), 67-71. <https://doi.org/10.1111/j.1472-765x.1996.tb00032.x>.
- **Kim T. & Mundt E. (2011).** Metagenomic analysis of intestinal microbiomes in chickens. *Methods in Molecular Biology* 733,185-94. [https://doi.org/doi/10.1007/978-1-61779-089-8\\_13](https://doi.org/doi/10.1007/978-1-61779-089-8_13)
- **Larbier M. & Leclercq B. (1994).** Nutrition et alimentation des volailles. Edition. INRA. <https://www.quae.com/produit/1014/9782759214068/nutrition-et-alimentation-des-volailles>.
- **Lee S., Lillehoj H. S., Park D. W., Hong Y. H. & Lin J. J. (2007).** Effects of *Pedococcus*-and *Saccharomyces*-based probiotic (MitoMax®) on coccidiosis in broiler chickens. *Comparative Immunology, Microbiology and Infectious Diseases* 30(4), 261-268. <https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0032579119423730>.
- **Ledezma-Torres R., Posadas-Cantú A., Espinosa-Leija R., Hernández-Escareño J. J., Fimbres-Durazo H., Riojas-Valdés V.M., Santoyo de Estefano F.A. & Picón-Rubio F.J. (2015).** Effect of adding different levels of probiotics to broiler´ diets on gastrointestinal tract development and production performance. *African Journal of Microbiology Research* 9(12), 892-897. [https://academicjournals.org/article/article1427473314\\_Ledezma](https://academicjournals.org/article/article1427473314_Ledezma).



- **Lin, J., Yan, M., Sahin, O., Pereira, S., Chang, Y.-J., & Zhang, Q. (2007).** Effect of Macrolide Usage on Emergence of Erythromycin-Resistant *Campylobacter* Isolates in Chickens. *Antimicrobial Agents and Chemotherapy* 51(5), 1678–1686. <https://doi.org/10.1128/aac.01411-06>.
- **Lu J., Idris U., Harmon B., Hofacre C., Maurer J. & Lee M.D. (2003).** Diversity and succession of the intestinal bacterial community of the maturing broiler chicken. *Applied and Environmental Microbiology* 69, 6816-6824. <https://doi.org/doi/10.1128/AEM.69.11.6816-6824.2003>
- **Mahesh M.S., Mohanta R.K. & Patra A.K. (2020).** Probiotics in livestock and poultry nutrition and health. In: Goel G., Kumar A. (eds.). *Advances in probiotics for sustainable food and medicine. Microorganisms for sustainability* 21, 149-179. Springer, Singapore. [https://doi.org/10.1007/978-981-15-6795-7\\_7](https://doi.org/10.1007/978-981-15-6795-7_7).
- **Mountzouris K.C., Tsirtsikos P., Kalamara E., Nitsch S., Schatzmayr G. & Fegeros K. (2007).** Evaluation of the efficacy of a probiotic containing *Lactobacillus*, *Bifidobacterium*, *Enterococcus* and *Pediococcus* strains in promoting broiler performance and modulating cecal microflora composition and metabolic activities. *Poultry Science* 86, 309–317. <https://doi.org/10.1093/ps/86.2.309>.
- **Mehdi Y., Létourneau-Montminy M. P., Gaucher M. L., Chorfi Y., Suresh G., Rouissi T., Brar S.K., Côté C., Ramirez A.A., & Godbout S. (2018).** Use of antibiotics in broiler production: Global impacts and alternatives. *Animal Nutrition* 4(2), 170–178. <https://doi.org/10.1016/j.aninu.2018.03.002>.
- **Moran E.T, JR. (1982).** Comparative nutrition of fowl and swine. In the gastrointestinal systems. E.T.Moran, Jr.
- **Nisha A.R. (2008).** Antibiotic Residus- A Global Health Hazard. *Veterinary World* 1 (12), 375-377. <http://dx.doi.org/10.5455/vetworld.2008.375-377>.
- **Noohi N., Ebrahimipour G., Rohani M., Talebi M. & Pourshafie M. R. (2016).** Evaluation of potential probiotic characteristics and antimicrobial effects of strains of *Pediococcus* species isolated from broiler chickens. *British Poultry Science*. <http://dx.doi.org/10.1080/00071668.2016.1169247>.
- **Opalinski, M., Maiorka, A., Dahlke, F., Cunha, F., Vargas, F. S. C., & Cardozo, E. (2007).** On the use of a probiotic (*Bacillus subtilis*-strain DSM 17299) as growth promoter in broiler diets. *Brazilian Journal of Poultry Science* 9, 99-103.

- **Papagianni M. & Anastasiadou S. (2009).** Pediocins: The bacteriocins of *Pediococci*. Sources, production, properties and applications. *Microbial Cell Factory* 8(3). <https://doi.org/doi/10.1186/1475-2859-8-3>
- **Patterson J.A. & Burkholder K.M. (2003).** Application of prebiotics and probiotics in poultry production. *Poultry Science* 82, 627–631.
- **Pineau C. (2010).** Cahier technique : Produire du poulet de chair en AB. Techni'ITAB. p 6. <http://itab.asso.fr/downloads/cahiers-elevage/cahier-pondeuses-web.pdf>.
- **Raghuwanshi S. (2015).** The Indian perspective for probiotics: Review. *Indian Journal of Dairy Science*. 68, 200-201. <https://doi.org/10.5146/IJDS.V68I3.46442.G21253>.
- **Rouger A., Tresse O. & Zagorec M. (2017).** Bacterial contaminants of poultry meat: sources, species, and dynamics. *Microorganisms* 5(3), 50. <https://doi.org/10.3390/microorganisms5030050>.
- **Rougière N., Gomez J., Mignon-Grasteau S. & Carré B. (2009).** Effect of diet particle size on digestive parameters in D+ and D- genetic chicken lines selected for divergent digestion efficiency. *Poultry Science* 88, 1206-1215. <http://dx.doi.org/10.3382/ps.2008-00408>.
- **Rudeaux F. & Bastianelli D. (2003).** La production de poulets de chair en climat chaud. 2<sup>ème</sup> édition ITAVI. 110.
- **Samanidou V.F., & Evaggelopoulou E.N. (2008).** Chromatographic analysis of banned antibacterial growth promoters in animal feed. *Journal of Separation Science*, 31 (11), 2091-2112. <https://doi.org/10.1002/jssc.200800075>.
- **Salehizadeh, M., Modarressi, M.H., Mousavi, S.N Mousavi et M.T Ebrahemi (2019)** Effects of probiotic lactic acid bacteria on growth performance, carcass characteristics, hematological indices, humoral immunity, and IGF-I gene expression in broiler chicken. *Trop Anim Health Prod* 51, 2279–2286. <https://doi.org/10.1007/s11250-019-01935-w>.
- **Santini C., Baffoni L., Gaggia F., Granata M., Gasbarri R., Di Gioia D. & Biavati B. (2010).** Characterization of probiotic strains: An application as feed additives in poultry against *Campylobacter jejuni*. *International Journal of Food Microbiology* 141, 598- 5108. <https://doi.org/10.1016/j.ijfoodmicro.2010.03.039>.
- **Simon O., Jadamu A. & Vahjen W. (2001).** Probiotic feed additives-effectiveness and expected modes of action. *Journal of Animal Feed Science* 10, 51-67. <https://doi.org/10.22358/jafs/70012/2001>.

- **Souilem O. & Gogny M. (1994).** Particularités de la physiologie digestive des volailles. *Revue de la Médecine Vétérinaire* 145, 525-537.
- **Stanley D., Geier M.S., Chen H., Hughes R. J. & Moore R. J. (2015).** Comparison of fecal and cecal microbiotas reveals qualitative similarities but quantitative differences. *BMC Microbiology*. 15, 51. <https://doi.org/doi/10.1186/s12866-015-0388-6>.
- **Starr M. P., & Reynolds D. M. (1951).** Streptomycin resistance of coliform bacteria from turkeys fed Streptomycin. *American Journal of Public Health and the Nations Health* 41(11), 1375–1380. [https://dx.doi.org/10.2105%2Fajph.41.11\\_pt\\_1.1375](https://dx.doi.org/10.2105%2Fajph.41.11_pt_1.1375).
- **Suzuki T., Noguchi J., Kitamura M. & Fujisaki H. (2008).** Effect of a newly developed early post-hatch feed for poultry hatchlings on the performance in poultry. *Journal of Poultry Science* 45, 39-45. <http://dx.doi.org/10.2141/jpsa.45.39>.
- **Tellez G., Higgins S. E., Donoghue A.M. & Hargis B.M. (2006).** Digestive physiology and the role of microorganisms. *The Journal of Applied Poultry Research* 15(1), 136- 144. <https://doi.org/10.1093/japr/15.1.136>.
- **Thibodeau A., Fravallo P., Yergeau É., Arsenault J., Lahaye L. & Letellier A. (2015).** Chicken caecal microbiome modifications induced by *Campylobacter jejuni* colonization and by a non-antibiotic feed additive. *PLoS ONE* 10. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0131978>.
- **Tiwari G., Tiwari R., Pandey S. & Pandey P. (2012).** Promising future of probiotics for human health: current scenario. *Chronicles Young Science* 3,17. <http://dx.doi.org/10.4103/2229-5186.94308>.
- **Torok V.A., Allison G.E., Percy N.J., Ophel-Keller K. & Hughes R.J. (2011).** Influence of antimicrobial feed additives on broiler commensal post hatch gut microbiota development and performance. *Applied and Environmental Microbiology* 77, 3380-3390. <https://doi.org/10.1128/AEM.02300-10>.
- **Tournut J. (1989).** Les probiotiques en élevage: applications. *Revue scientifique et technique (International Office of Epizootics)* 8 (2), 533-549. <https://doi.org/10.20506/rst.8.2.413>.
- **Tripathi M. K. & Giri S. K. (2014).** Probiotic functional foods: Survival of probiotics during processing and storage. *Journal of Functional Foods* 9, 225–241. <https://doi.org/10.1016/j.jff.2014.04.030>.
- **. Tuomola E., Crittenden R., Playne M., Isolauri E., & Salminen S. (2001).** Quality assurance criteria for probiotic bacteria. *The American Journal of Clinical Nutrition*, 73(2 Suppl), 393S–398S. <https://doi.org/10.1093/ajcn/73.2.393s>.

- **Van Der Wielen, P. W., Biesterveld, S., Notermans, S., Hofstra, H., Urlings, B. A., & van Knapen, F. (2000).** Role of volatile fatty acids in development of the cecal microflora in broiler chickens during growth. *Applied and Environmental Microbiology* 66(6), 2536-2540. <https://doi.org/10.1128/aem.66.6.2536-2540.2000>.
- **Van Immerseel F., De Buck J., Haesebrouck F. & Ducatelle R. (2004).** Colonization of the chicken reproductive tract and egg contamination of Salmonella. *Journal of Applied Microbiology* 97, 233-245. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2672.2004.02294.x>
- **Van Immerseel F., Ducatelle R., DeVos M. & Boon N. (2010).** Butyric acid-producing anaerobic bacteria as a novel probiotic treatment approach for inflammatory bowel disease. *Journal of Medical Microbiology* 59, 141–143. <https://doi.org/10.1099/jmm.0.017541-0>.
- **Videnska P., Faldynova M., Juricova H., Babak V., Sisak F., Havlickova H. & Rychlik I. (2013).** Chicken faecal microbiota and disturbances induced by single or repeated therapy with tetracycline and streptomycin. *BMC Veterinary Research* 13, 9-30. <https://doi.org/10.1186/1746-6148-9-30>.
- **Villate D. (2001).** L'appareil digestif, les maladies des volailles. Edition: INRA. France. pages 27-38.
- **Yang Y., Iji P. & Choct M. (2009).** Dietary modulation of gut microflora in broiler chickens: A review of the role of six kinds of alternatives to in-feed antibiotics. *World's Poultry Science Journal* 65(1), 97-114. <https://doi.org/10.1017/S0043933909000087>.
- **Yang, W. T., Yang, G. L., Yang, X., Shonyela, S. M., Zhao, L., Jiang, Y. L., Huang, H. B., Shi, C. W., Wang, J. Z., Wang, G., Zhao, J. H., & Wang, C. F. (2017).** Recombinant *Lactobacillus plantarum* expressing HA2 antigen elicits protective immunity against H9N2 avian influenza virus in chickens. *Applied Microbiology and Biotechnology* 101 (23-24), 8475–8484. <https://doi.org/10.1007/s00253-017-8600-2>.
- **Yulistiani R., Praseptianga D., Raharjo D. & Shirakawa T. (2017).** Prevalence of antibiotic- resistance *Enterobacteriaceae* strains isolated from chicken meat at traditional markets in Surabaya, Indonesia. *IOP Conference Series: Materials Science and Engineering* 193. IOP Publishing. <https://doi.org/10.1088/1757-899X/193/1/012007>.

# **Annexes**

# Annexes

## Annexe 1 :

**Tableau I.** Composition de l'aliment durant les trois phases d'élevage.

Ingrédients	
<ul style="list-style-type: none"><li>• Tourteaux de soja</li><li>• Céréales</li><li>• Phosphate</li><li>• Bicarbonate de Na</li><li>• Carbonate de calcium</li><li>• Huile</li></ul>	<ul style="list-style-type: none"><li>• Acides aminés</li><li>• Oligoéléments</li><li>• Poly-vitamines</li><li>• Sel</li><li>• Anticoccidien</li></ul>

## Annexe 2:

- Vaccins utilisés
- Vaccin 1: BIO-VAC ND-IB



Vaccin 2: NEW L CEVA



- Antibiotique: Oxytetracycline : Oxytetr AL500 P.S



- Solution de réhydratation



## Résumé

L'efficacité d'une souche probiotique ne peut être confirmée qu'en la testant *in vivo* chez l'hôte auquel elle est destinée. Pour cela, et afin de démontrer l'efficacité sanitaire et zootechnique d'une souche probiotique de *Pediococcus acidilactici* chez le poulet de chair, une étude *in vivo* a été réalisée sur des poussins de 6 jours. Pour cela, 90 poussins d'un jour, de souche *Arbor acres* ont été repartis équitablement en trois lots, lot 1 témoin, recevant l'aliment et une eau de boisson sans aucun additif, lot 2 traité, recevait l'aliment et une eau de boisson additionnée de l'oxytétracycline comme promoteur de croissance et lot 3 expérimental, recevait l'aliment et une eau de boisson supplémentée en la souche probiotique ( $10^8$  UFC/mL). Durant cette étude, les flores totale et lactique, les entérobactéries et les coliformes ont été dénombrés chaque semaine afin de suivre l'implantation de la souche probiotique et l'évolution de la flore entérique et le taux de mortalité a été évalué. La prise de poids, l'indice de consommation, la quantité d'aliment consommée/jour, le rendement en carcasses ont été calculés. De même, le taux de cholestérol total (CT), des LDL, HDL et des triglycérides (TG) ont été déterminés pour finir avec une étude histo-morphologique sur les trois segments de l'intestin. Les résultats ont montré que la souche testée a réduit de manière significative ( $P < 0,05$ ) le taux de la flore totale, des entérobactéries et des coliformes tout en favorisant la flore lactique et a amélioré, significativement ( $P < 0,05$ ), les performances zootechniques des poulets (poids plus élevé, indice de consommation et quantité quotidienne d'aliment consommée nettement réduits). De même, une diminution significative ( $P < 0,05$ ) dans la teneur en CT, TG et en LDL et une augmentation du taux des HDL ont été enregistrés. La souche n'avait aucun effet significatif sur le rendement en carcasses, quoique le poids de la carcasse éviscérée et des viscères fussent meilleurs pour le lot expérimental. L'étude histo-morphologique et l'analyse graphométrique ont montré un effet stimulateur sur le développement des villosités et des cryptes intestinales, favorisant ainsi l'absorption intestinale des nutriments.

**Mots clés:** Poulet de chair, *Pediococcus acidilactici*, *in vivo*, performances zootechniques.

## Abstract

Efficiency of a probiotic strain could not be confirmed without an *in vivo* evaluation in the host to which it is designated. So, in order to demonstrate the sanitary and zootechnic efficiencies of a probiotic *Pediococcus acidilactici* strain in broilers, an *in vivo* study was undertaken using ducks of 6 days old. For this, 90 ducks of one day old, of *Arbor acres* strain, were equally divided in 3 groups, a control group, receiving food and water without any additive, a treated group, receiving food and water supplemented with an antibiotic "oxytétracycline" as a growth promoter and an experimental group, receiving food and water containing the probiotic strain ( $10^8$  CFU/mL). During this study, total and lactic flora, enterobacteria and coliforms were weekly counted in order to follow the installation of the probiotic strain and the evolution of the enteric flora and the mortality rate was evaluated. Weight gain, digestion index, daily food intake, and carcasses yields were calculated during the 5 rearing weeks. Similarly, total cholesterol (TC), LDL, HDL and triglycerides (TG) rates were determined and finally a histo-morphologic study was performed on three segments of the intestine. The results revealed that the *Pediococcus acidilactici* strain reduced significantly ( $P < 0.05$ ) the rates of total flora, enterobacteria and coliforms in favor of lactic flora and improve significantly ( $P < 0.05$ ), the zootechnic performances of the broilers (higher weight, less digestion index and food intake). Similarly, a significant reduction ( $P < 0.05$ ) of TC, TG and LDL levels concomitant to an increase of HDL rates were registered. The strain didn't have any significant effect on the carcasses yield but the weight of eviscerated carcasses and the viscera were better. The histo-morphologic study and the graphometric analysis demonstrated a stimulator effect on the development of the intestinal villi and crypts, improving by the way the intestinal absorption of the nutrients.

**Keywords:** Broilers, *Pediococcus acidilactici*, *in vivo*, zootechnic performances.