



## ***Dédicaces***

Je dédie ce travail à ;

### **Mon très cher père,**

Aucun mot, aussi expressif qu'il soit, ne saurait remercier à sa juste valeur, l'être qui a consacré sa vie à parfaire mon éducation avec un dévouement inégal. Tes conseils précieux ont toujours guidé mes pas vers la réussite. Je te dois ce que je suis aujourd'hui et ce que je serai demain et je ferai toujours de mon mieux pour rester ta fierté. Accepte ce travail comme le témoignage de ma reconnaissance, ma gratitude et mon éternel amour. Puisse Dieu t'accorder santé, bonheur et surtout une longue vie. Je t'aime papa.

### **La meilleure de toutes les mères, Fatiha,**

Aucun hommage ne te sera rendu à sa juste valeur ; c'est grâce à toi que je suis ce que je suis aujourd'hui, ce sont tes prières, tes sacrifices, ton amour éternel, ta bienveillance, ta patience qui ont contribué à mon succès. Accepte ce travail comme le témoignage de ma reconnaissance, ma gratitude et mon profond amour. Je te remercie d'avoir fait de moi une femme forte et ambitieuse. Je prie Dieu, le tout puissant, de te protéger du mal, de te procurer la santé, le bonheur et une longue vie afin que je puisse un jour te rendre ne serait-ce qu'un peu de ce que tu as fait pour moi. Je t'aime maman.

### **Mon frère Ziad,**

Merci d'être toujours présent à mes côtés et d'être cette épaule sur laquelle je peux toujours m'appuyer, je te suis très reconnaissante pour tes précieux encouragements, je te souhaite beaucoup de réussite dans tout ce que tu entreprendras.

### **Mes incroyables sœurs Dihia, Ouacila et Ouarda,**

Le rayon de soleil qui illumine ma vie, le cadeau que Dieu m'a offert, vous remplissez mes journées de bonheur, que Dieu vous protège. Je ne peux exprimer à travers ces lignes tous mes sentiments d'amour et de tendresse envers vous. Puisse l'amour et la fraternité nous unissent à jamais.

### **Mes beaux-frères Yazid et Farid**

Merci d'être toujours présent pour la famille.

**Mon neveu Abderrahmane et mes nièces Imane, Lina et Ange**

Devenir tante est le plus beau cadeau qu'une sœur puisse vous faire. Que Dieu vous préserve mes anges et merci pour toute l'innocence que vous nous apportez au quotidien.

**Jedi et Yema 3zizou,**

Merci pour vos bénédictions et l'amour inestimable que vous portez à mon égard.

**La mémoire de mes deux grandes sœurs Samia et Sylia,**

Reposez en paix.

**Tous les membres de ma famille, Berri et Idiri**

**Toi Thiziri, ma meilleure amie,**

Merci de toujours être présente, tu as assisté aux moments forts de ma vie, tu es une perle rare, il n'y aura jamais deux comme toi, tu m'apportes stabilité et force, merci de faire briller ma vie chaque jour un peu plus, tu es le cadeau que la vie m'a offert, to the moon and back...

**Ma chère amie et binôme Ferial**

Nos moments et souvenirs partagés ensemble seront gravés à jamais dans ma mémoire. Je te souhaite longue vie pleine de bonheur et de prospérité. Merci pour les moments de joie qu'on a partagé durant ce parcours.

**Ma promotrice Mme Bendali F.**

Sans vous ce travail n'aurait pas pu être, merci pour votre confiance, votre aide, votre gentillesse et votre présence. Un honneur de travailler avec vous.

**Ikou**

Je te dédie ce travail, qui n'aurait pas pu être achevé sans ton éternel soutien et optimisme.

Merci d'être la personne sur qui je peux toujours compter.

**Mes amies**

Kenza, Nacera, Rachid, Imane, Seghira, Dihia Fifi, Thilleli, Sabrina...merci pour tout.

**Mes camarades de la promotion Master Microbiologie Appliquée (2022/2023).**

**Ouzna**

## *Dédicaces*

**Je dédie ce travail à :**

Ma chère mère **Farida**,

Quoi que je fasse ou quoi que je dise, je ne saurai te remercier comme il se doit, ton affection me couvre, ta bienveillance me guide et ta présence à mes côtés a toujours été ma source de force pour affronter les différents obstacles.

Mon cher père **Foudil**,

Tu as toujours été à mes côtés pour me soutenir et m'encourager, que ce travail traduit la gratitude et mon affection.

Mes très chères sœurs **Ounissa** et **Karima** qui sont la source de ma force.

Mes nièces Nouha, Maria, Sidra et mes neveux Anes et Ilyes

Toutes mes cousines, mes amies et toute ma famille.

Ma chère copine **Ouzna** qui m'a toujours soutenue et encouragée.

A ma promotrice **Mme Bendali F.** pour sa confiance, son écoute et son accompagnement dont j'ai pu bénéficier tout au long de ce stage.

**Feriel**

## **Remerciements**

*Nos remerciements s'adressent avant tout à **Allah** le tout-puissant, de nous avoir accordé la santé, la force, le courage et la volonté nécessaires pour mener à bien ce projet.*

*Nos remerciements les plus sincères vont à notre promotrice, le professeur*

**Mme Bendali Farida,**

*Pour sa disponibilité, ses efforts et plus singulièrement pour les conseils éclairés qu'elle nous a prodigués tout au long de notre travail et sa générosité, sa modestie au profit de l'étudiant. Votre amabilité et votre gentillesse méritent toute admiration, nous vous remercions de nous avoir guidé tout au long de ce travail et de nous avoir permis de réaliser ce travail dans de bonnes conditions.*

*Nous remercions les **membres du jury** d'avoir accepté d'évaluer notre travail de recherche.*

**Mme Keramane B.**, nous tenons à vous exprimer notre profond respect et notre considération pour avoir accepté de nous faire l'honneur de présider ce jury et d'évaluer ce mémoire.

**Mme Ouarabi L.**, nous vous remercions de nous avoir honoré par votre présence et d'avoir accepté aimablement d'évaluer ce mémoire, veuillez accepter l'assurance de notre estime et notre profond respect.

*Nous tenons également à exprimer notre gratitude envers tous les enseignants et les employés de la faculté SNV de l'université de Bejaia et du département de Microbiologie, ainsi que tous les ingénieurs de laboratoire qui ont contribué à notre formation.*

*Nos vifs remerciements pour la doctorante **Hafir Wissam**, pour sa contribution et ses efforts partagés pour la réalisation de cette expérience, ainsi que son père **Youcef** et son frère **Walid** pour leur aide remarquable du début jusqu'à la fin de cette expérience, RESPECT.*

*Nos remerciements vont au staff du département de Microbiologie, en l'occurrence Mr **Boukhalfa Farid** et Mme **Benachour Karima** qui ont mis à notre disposition les moyens nécessaires pour la réalisation de ce travail.*

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

*Nous remercions chaleureusement Monsieur le directeur de cet institut, de nous avoir accueillis et pour tous les efforts fournis pour la bonne réalisation de ce travail.*

*Nous remercions également **Monsieur Belkhir Bousaad**, chef de division, notre Co-encadreur à l'INRAA d'avoir mis à notre disposition les moyens nécessaires pour la bonne réalisation de notre étude, ainsi que **Madame Belkhir**, responsable de laboratoire, pour son aide. Nos plus vifs remerciements pour leur accompagnement et conseils.*

*Nous adressons nos vifs remerciements à **Mr Mazzouz**, directeur commercial du complexe agro-alimentaire (CAA) El Kseur (W. Bejaia), pour leur contribution sans faille tout au long de cette étude. Ce travail n'aurait pu être accompli sans leur accompagnement. Nous ne saurons pas vous remercier assez pour toute l'aide apportée.*

*Nous exprimons notre reconnaissance à tous les enseignants depuis le primaire jusqu'au moment présent, qui nous ont enrichis avec un précieux savoir qui est le meilleur héritage pour le présent et l'avenir.*

*Que toute personne qui a contribué de près ou de loin à la réalisation de notre projet, trouve ici l'expression de nos sincères sentiments.*

**Merci à tous !**

## *Liste des abréviations*

**ADNr 16S** : acide ribonucléique ribosomique 16 Svedberg

**ANOVA**: Analysis of variance

**EMB**: Eosin methylene blue

**GPHM** : Gain de poids hebdomadaire moyen

**IC** : Indice de consommation

**MRS** : de Man Rogosa et Sharpe

**OIE** : Office international des Epizooties

**OMS** : Organisation mondiale de la santé

**PCA** : Plate count agar

**PCE** : Poids de carcasse éviscérée

**PV** : Poids vif

**QMC** : Quantité moyenne consommée

**SII** : Système immunitaire intestinal

**t/min** : Tours par minute

**TGI** : Tractus gastro-intestinal

**UE** : Union européenne

**UFC** : Unité formant colonie

**VRBG** : Violet red bile glucose

## *Liste des figures*

<b>Figure 01.</b> Appareil digestif du poulet.....	05
<b>Figure 02.</b> Schémas de la digestion chez le poulet.....	06
<b>Figure 03.</b> Schémas du tractus digestif de poulet et valeurs de pH des contenus digestifs.....	07
<b>Figure 04.</b> Evolution du taux de la flore lactique au cours de l'élevage au niveau des deux lots (lot probiotique et lot témoin) .....	23
<b>Figure 05.</b> Evolution du taux de la flore totale (A), des entérobactéries (B) et des coliformes (C) au cours de l'élevage au niveau des deux lots (lot probiotique et lot témoin) .....	26
<b>Figure 06.</b> Suivi de la quantité moyenne d'aliment consommée par jour pour les deux lots (probiotique et témoin) .....	27
<b>Figure 07.</b> Evolution de la croissance et du poids hebdomadaires des poulets des deux lots (probiotique et témoin) .....	29
<b>Figure 08.</b> Gain moyen hebdomadaire du poids vif des poussins/poulets des deux lots (probiotique et témoin) .....	29
<b>Figure 09.</b> Variation du poids des carcasses (A) et des viscères (B) chez les deux lots (lot probiotique et lot témoin) à la fin de l'élevage (43 <sup>ème</sup> jour) .....	30

## *Liste des tableaux*

<b>Tableau I.</b> Composition de la flore microbienne le long du tractus digestif du poulet déterminée par dénombrement.....	08
<b>Tableau II.</b> Espèces bactériennes utilisées en tant que probiotiques chez le poulet de chair.....	13
<b>Tableau III.</b> Quelques exemples d'espèces microbiennes ayant démontrées des effets bénéfiques chez le poulet de chair.....	14
<b>Tableau IV.</b> Programme de températures appliqué durant l'élevage.....	16
<b>Tableau V.</b> Répartition des poussins en deux lots et régime alimentaire suivi (essai <i>in vivo</i> ).....	17
<b>Tableau VI.</b> Flores dénombrées, milieux et dilutions utilisés .....	20
<b>Tableau VII.</b> Taux de mortalité (%) dans les deux lots au cours de l'étude.....	22
<b>Tableau VIII.</b> Pourcentages des viscères par rapport au poids vif (PV).....	31

## *Sommaire*

<b>Introduction</b> .....	4
---------------------------	---

### **Synthese bibliographique**

#### **Chapitre I. Appareil digestif du poulet**

1. Anatomie du tube digestif de poulet.....	3
1.1. Région crâniale du tube digestif.....	3
1.2. Région stomacale du tube digestif.....	3
1.3. Région postérieure du tube digestif.....	3
1.4. Glandes annexes .....	4
1.4.1. Pancréas.....	4
1.4.2. Foie.....	4
2. Physiologie du tube digestif de poulet .....	5
2.1. Processus digestif .....	5
2.2. Valeurs de pH et concentration de la bile .....	7
3. Microflore digestive de poulet .....	7
3.1. Rôle du microbiote intestinal .....	8
3.1.1. Fonction métabolique .....	8
3.1.2. Fonction immunologique .....	9
3.1.3. Fonction protectrice.....	9
3.2. Impact des antibiotiques sur le microbiote intestinal .....	10

#### **Chapitre II. Probiotiques en aviculture**

1. Utilisation des probiotiques chez le poulet .....	12
2. Effets sur les performances zootechniques .....	12
2.1. Effets sur la santé intestinale.....	12
2.2. Effets sur la qualité des carcasses et de la viande .....	12
3. Administration des probiotiques au poulet de chair .....	13
3.1. Administration dans l'eau .....	13
3.2. Administration dans l'aliment .....	13
4. Espèces utilisées chez le poulet.....	13
5. Exemples d'études ayant montré l'effet bénéfique des probiotiques chez le poulet de chair.....	14

## Partie pratique

### Chapitre I. Matériel et méthodes

1. Lieu et période de l'étude.....	15
2. Installation de la poussinière .....	15
3. Conditions d'élevage.....	15
3.1. Les poussins .....	15
3.2. La température .....	16
3.3. La lumière .....	16
3.4. L'aération .....	16
3.5. L'aliment.....	16
3.6. L'eau de boisson .....	17
4. Etude <i>in vivo</i> .....	17
4.1. Préparation de l'aliment probiotique .....	17
4.1.1. Souche utilisée.....	17
4.1.2. Revivification de la souche et standardisation de l' <i>inoculum</i> .....	17
4.1.3. Incorporation de la souche dans l'aliment.....	18
4.1.4. Vérification de la viabilité de la souche dans l'aliment .....	18
4.2. Paramètres étudiés .....	18
4.2.1. Taux de mortalité.....	18
4.2.2. Paramètres zootechniques .....	18
4.2.3. Implantation de la souche probiotique et évolution de la flore entérique .....	19
4.3. Etude pondérale.....	20
5. Analyse statistique.....	21

### Chapitre II. Résultats et discussion

1. Suivi de l'état sanitaire des poussins (taux de mortalité).....	22
2. Etude microbiologique .....	23
1.1. Suivi de l'implantation de la souche de <i>Lactiplantibacillus plantarum</i> .....	23
1.2. Dénombrement de la flore totale, des entérobactéries et des coliformes.....	24
2. Etude zootechnique .....	26
2.1. Consommation alimentaire.....	26
2.2. Indice de consommation .....	27
2.3. Croissance et prise de poids.....	28

2.3.1. Evolution du gain de poids moyen hebdomadaire .....	28
3. Etude pondérale après l'abattage.....	29
3.1. Rendement en carcasses.....	29
3.1.1. Rendement de la carcasse éviscérée (RCE) .....	31
3.1.2. Poids et pourcentage des viscères par rapport au poids vif.....	31
<b>Conclusion</b> .....	<b>32</b>

## **Références bibliographiques**

## **Annexes**

# ***INTRODUCTION***

## ***Introduction***

---

Afin de répondre à la croissante demande en produits avicoles, les éleveurs ont recours aux antibiotiques à des doses infimes pour réduire l'incidence des agents pathogènes entériques, améliorer l'indice de conversion alimentaire et le gain de poids corporel chez le poulet de chair (Ifeanyi et al., 2022). Malgré l'avantage économique des antibiotiques promoteurs de croissance en aviculture, leur utilisation continue dans l'alimentation de volaille a été fortement critiquée en raison des préoccupations croissantes concernant la persistance de résidus antimicrobiens dans la viande de poulet de chair et l'apparition de bactéries multirésistantes. Pour cela, plusieurs pays ont interdit l'usage des antibiotiques à des niveaux sub-thérapeutiques dans les aliments destinés à la production animale (FAO/WHO, 2009; Caly et al., 2015; Lekshmi et al., 2017; Khalique et al., 2019) et depuis 2006 la commission européenne a statué sur leur interdiction (Murphy et al., 2017).

Après l'interdiction de l'usage des antibiotiques promoteurs de croissance, il a été nécessaire de rechercher des stratégies alternatives efficaces qui pourraient soutenir la santé et la performance de croissance de poulet de chair. Par conséquent, plusieurs applications tels que les huiles essentielles (Brenes et Roura, 2010), les probiotiques (Wang et al., 2017; Whelan et al., 2018) et les prébiotiques (Keerqin et al., 2017) ont été envisagées. Parmi ces dernières, les probiotiques ont été largement utilisés comme alternative aux antibiotiques, étant capables d'augmenter la population des bactéries bénéfiques et ainsi favoriser la santé intestinale de l'animal (M'Sadeq et al., 2015). En outre, les bactéries probiotiques aident à la digestion et à l'absorption des nutriments en produisant des enzymes hydrolytiques. Ajoutant à cela, la supplémentation en probiotiques renforce l'immunité en modulant le microbiote intestinal et en réduisant la colonisation par les agents pathogènes tel que *Clostridium perfringens* (Hofacre et al., 2019). Parmi les bactéries probiotiques reconnues, les lactobacilles représentent les probiotiques les plus couramment utilisés dans l'alimentation animale, car ils sont considérés comme inoffensifs, naturellement présents dans l'intestin et ayant des effets bénéfiques démontrables sur la santé de l'animal (Kabir, 2009).

Dans la présente étude, une souche de lactobacilles, répondant aux critères de sélection d'une souche probiotique, a été sélectionnée pour réaliser une expérimentation *in vivo* chez le poulet de chair. Au cours de l'élevage du poulet de chair, un suivi de l'état sanitaire des poussins/poulets, y compris le taux de mortalité, ainsi que l'impact de la souche probiotique sur certaines flores intestinales et les performances zootechniques a été mené.

Dans la première partie de notre travail nous allons décrire le tube digestif du poulet et le rôle de la microflore intestinale et résumer les principales données bibliographiques relatives à l'utilisation des probiotiques en élevage de poulet de chair. La partie expérimentale sera consacrée à la description de la méthodologie suivie pour la réalisation de l'étude *in vivo* ainsi que les résultats obtenus renforcés par une discussion. Enfin, la conclusion récapitulative auquel ce travail a abouti ainsi que l'ensemble des perspectives envisagées seront présentées.

***SYNTHESE***  
***BIBLIOGRAPHIQUE***

---

***CHAPITRE I APPAREIL  
DIGESTIF DE POULET***

---

## **1 Anatomie du tube digestif de poulet**

L'appareil digestif de poulet représente une originalité anatomique allant de la cavité buccale jusqu'au cloaque (**Villate, 2001**). Cette originalité est le fait de la présence d'un véritable « buco-pharynx », et de la division de l'estomac en deux compartiments ; le premier qui est chimique (pro-ventricule) et l'autre mécanique (gésier) (**Souilem et Gony, 1994**). Du point de vue anatomique, le tube digestif de poulet est composé de trois régions :

### **1.1 Région crâniale du tube digestif**

Dans cette région on trouve le bec, la cavité buccale, le pharynx, l'œsophage et le jabot. L'œsophage est un organe tubuliforme musculomuqueux qui assure le transport des aliments de la cavité buccale à l'estomac. Il est situé dorsalement puis à droite de la trachée dans son trajet cervical. Il se renfle en un réservoir, le jabot. Ce dernier est un élargissement de l'œsophage en forme de réservoir situé à la base du cou, au ras de l'entrée de la poitrine (**Beghouli, 2006**).

### **1.2 Région stomacale du tube digestif**

Elle est composée du proventricule et du gésier. Le proventricule est situé légèrement à gauche dans la cavité abdominale, ventralement à l'aorte, dorsalement au foie qui l'enveloppe partiellement. Le gésier est l'organe compact le plus volumineux du poulet (6 à 8 cm de long, avec un poids d'environ 50 g vide et 100 g plein). Il est situé légèrement à gauche dans la cavité abdominale, partiellement coiffé par le foie sur son bord crânial (**Beghouli, 2006**).

### **1.3 Région postérieure du tube digestif**

Cette région est composée du duodénum, jéjunum, iléon, rectum, caeca et du cloaque. Le duodénum, dérive du grec « dodekadaktulon », signifie « 12 doigts », il a été dénommé ainsi car sa longueur correspond à la largeur de 12 doigts. C'est l'anse intestinale la plus ventrale dans la cavité abdominale, d'un diamètre moyen de 0,8 à 2 cm chez le poulet. Elle débute du pylore puis enserre le pancréas sur une longueur de 15 à 20 cm en formant un U, avec une branche ascendante dorsale droite et une branche descendante ventrale gauche. Caudalement, elle contourne le gésier et dorsalement elle est en rapport avec les caeca (**Souilem, 1994**).

Le jéjunum, dérive du latin et qui signifie « vide ». C'est la portion la plus longue de l'intestin (120 cm chez le poulet) pour un diamètre de 0,6 à 1cm. Il débute au niveau de la papille duodénale (fin du duodénum) et se termine au niveau du diverticule de Meckel. L'iléon, du grec eilein qui signifie « s'enrouler » ou « se tordre », est court et rectiligne, son diamètre et sa longueur sont variables en fonction des espèces (**Beghouli, 2006**). Le rectum, fait suite à

l'iléon et débouche dans le cloaque. Il est d'environ 10 cm de longueur et son diamètre est un peu plus gros que celui de l'iléon. Le rectum des oiseaux à la différence des mammifères présente des villosités. Le rectum réabsorbe l'eau de son contenu (fèces et urine) d'où le nom de colo rectum (**Souilem, 1994**). Les cæca sont au nombre de deux, se sont deux sacs qui débouchent dans le tube intestinal, accolés à la partie terminale de l'iléon et plus précisément à la jonction de l'iléon et du rectum au niveau de la valvule iléo-cæcale. Ventralement les caeca sont en rapport avec l'anse duodénale et dorsalement avec la portion moyenne de l'iléon (**Souilem, 1994**). Le cloaque, consiste en la partie terminale de l'intestin, où débouchent les conduits urinaires et génitaux (**Souilem, 1994**).

## **1.4 Glandes annexes**

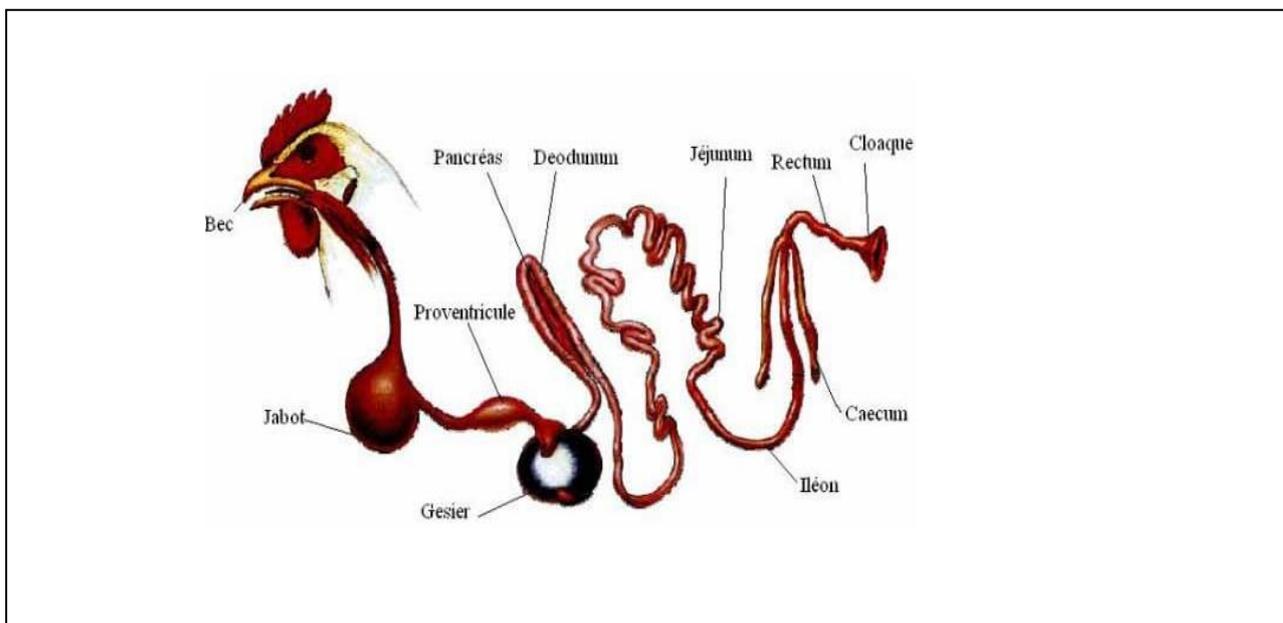
### **1.4.1 Pancréas**

Ils s'agit d'une glande amphicrine (endocrine et exocrine), compacte, de couleur blanchâtre ou rougeâtre, qui se retrouve enserrée dans l'anse duodénale. Le pancréas est issu de trois ébauches séparées qui forment deux lobes (un lobe ventral et un lobe dorsal). Le suc pancréatique se déverse dans le duodénum par deux à trois canaux qui s'abouchent au même niveau que les canaux hépatiques (**Beghoul, 2006**).

### **1.4.2 Foie**

C'est un organe volumineux de couleur rouge sombre, il s'agit de la glande la plus massive de tous les viscères avec un poids de 33g environ. Il est constitué de deux lobes réunis par un isthme transversal qui renferme partiellement la veine cave caudale. Les deux lobes déversent la bile, par deux conduits séparés. Le canal du lobe gauche (canal hépatique gauche) s'abouche directement dans l'intestin. Le canal du lobe droit (canal hépatique droit) se renfle d'abord en vésicule biliaire (sauf chez le Pigeon, certains Perroquets et l'Autruche) avant de se jeter dans le duodénum. Il porte le nom de canal cholédoque (**Beghoul, 2006**).

La figure 01 illustre l'anatomie du tube digestif de poulet.



**Figure 01.** Appareil digestif du poulet (<http://www.syriavet.com>)

## 2 Physiologie du tube digestif de poulet

La digestion consiste en la décomposition mécanique et/ou chimique des aliments dans le tube digestif en composés nutritionnels qui se dissolvent dans le sang et sont absorbés par les cellules. Les différents organes qui composent le système digestif ont des fonctions spécifiques et interviennent à tour de rôle dans le processus digestif au fur et à mesure du passage des aliments (Leonie, 2015).

### 2.1 Processus digestif

Le poulet a un puissant système de perception olfactive situé dans la cavité oropharyngée qui est responsable de la préparation du tube digestif pour les aliments (Gomez et Celi, 2008 ; Brenes et Roura, 2010). Comme le montre la figure 02, l'aliment est ingéré par la bouche (bec, langue) sans mastication. Le bol alimentaire est lubrifié grâce au suc salivaire qui est riche en mucus qui facilite le passage de ce dernier dans l'œsophage ; le jabot permet la régulation du transit (Leonie, 2015). Le proventricule et le gésier jouent de façon respective les rôles complémentaires de l'estomac chimique et l'estomac mécanique, formant ainsi le chyme (aliment et sucs sous forme d'une bouillie) qui subit un broyage puissant dans le gésier. Ce broyage est plus efficace si l'animal ingère des gravillons (cailloux) résistants aux sécrétions du

pré-estomac, la pepsine qui est secrétée dans le proventricule conduit à l'hydrolyse des protéines dans le gésier, et sous l'action des sucs pancréatiques et biliaires (sécrétés par le foie dans le duodénum), la solubilisation des nutriments se poursuit tout au long de l'intestin grêle. Le chyme est ensuite temporairement stocké dans les caeca, des poches allongées contenant des bactéries fermentaires, permettant une dernière digestion et absorption des nutriments avant d'atteindre le côlon. Les voies digestives et urinaires convergent au niveau du cloaque par lequel sont donc expulsés ensemble les urines et excréments. L'eau et les électrolytes de l'urine peuvent être réabsorbés au niveau des caeca, l'urine alors concentrée en urates prend un aspect blanc et pâteux (Leonie, 2015).

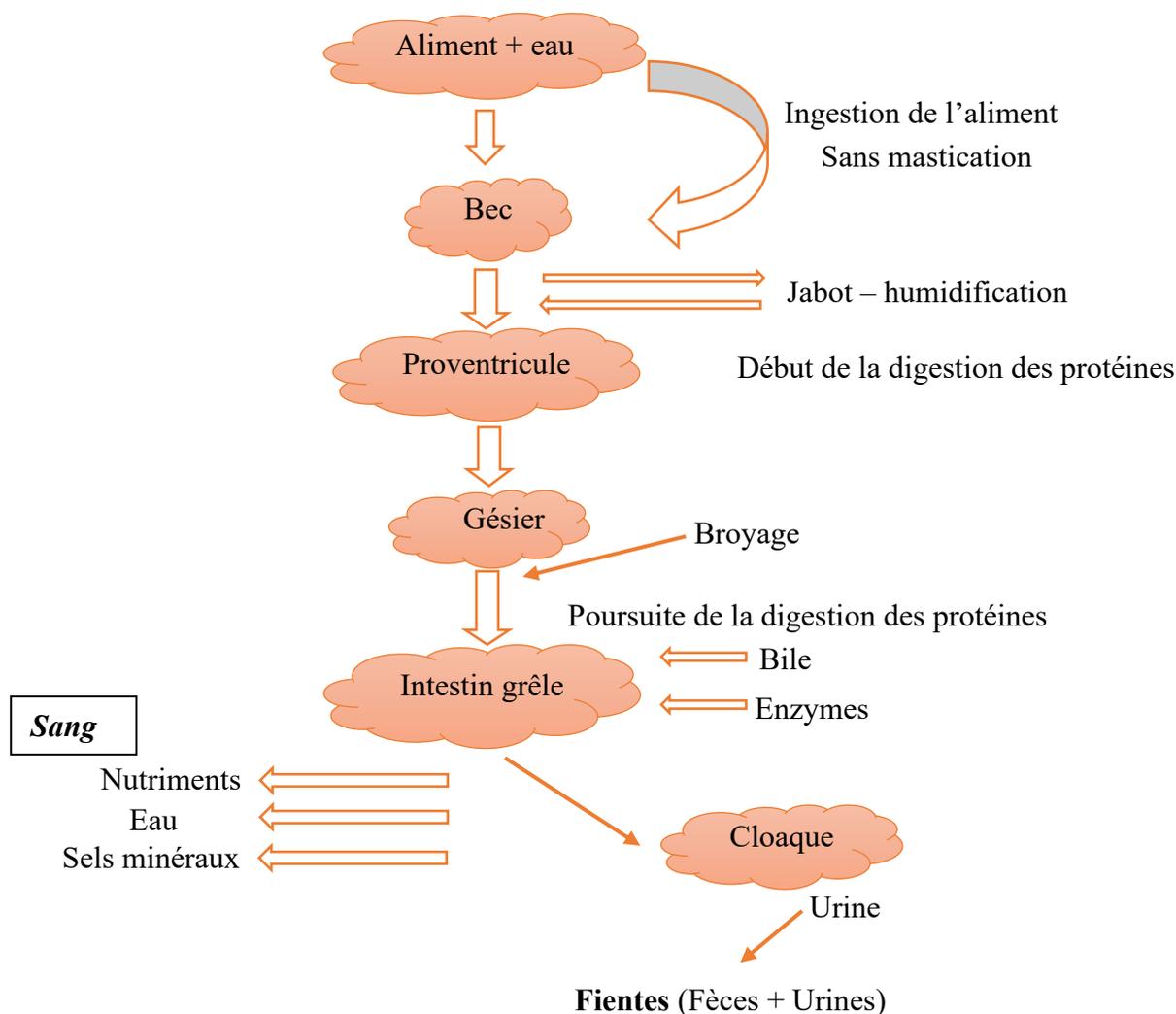
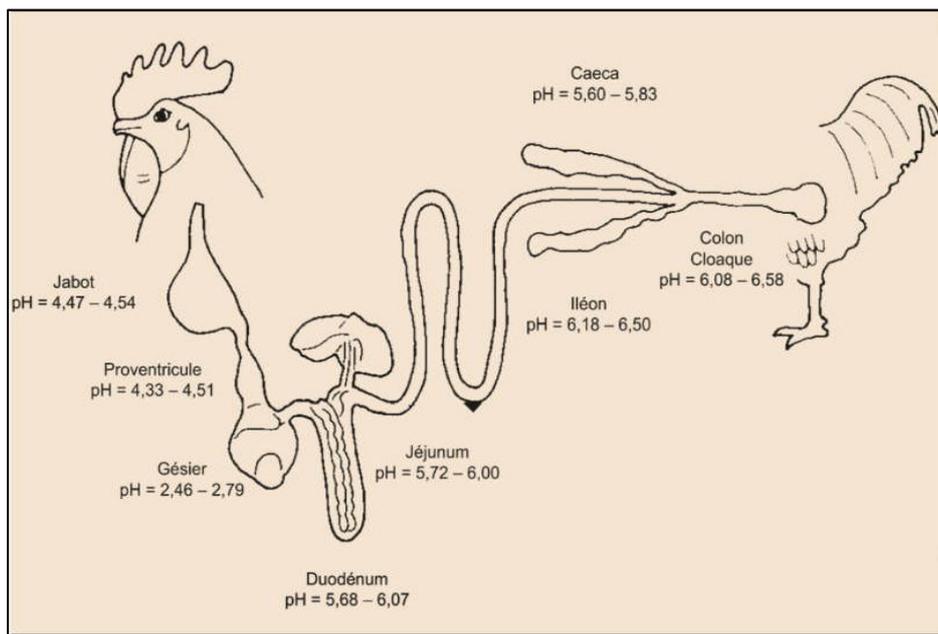


Figure 02. Schémas de la digestion chez le poulet

[doc\\_num.php\(chambres-agriculture.fr\)](http://doc_num.php(chambres-agriculture.fr))

## 2.2 Valeurs de pH et la concentration de la bile

Les valeurs de pH au niveau du microbiote intestinal de la volaille diffèrent d'un organe à un autre, la variation de ces valeurs est représentée dans la figure 03 ci-dessous. Cependant, la sécrétion de la bile est estimée à 1mL/ h, il s'agit d'un liquide verdâtre, légèrement acide (pH de l'ordre 6) (Villate, 2001).



**Figure 03.** Schéma du tractus digestif de poulet et valeurs de pH des contenus digestifs (Gabriel et al., 2005)

## 3 Microflore digestive de poulet

La définition large de la flore intestinale comprend les organismes unicellulaires, à savoir les bactéries, les champignons et les protozoaires, qui résident dans le tube digestif (Du Maroc, 2012). Le tractus gastro-intestinal de la volaille renferme de nombreuses populations bactériennes et fongiques. Cette communauté est divisée en deux catégories selon les organes formant le tube digestif, on trouve les anaérobies facultatifs allant du jabot à la partie terminale de l'iléon, et des anaérobies stricts dans les caeca (Gabriel et al., 2005). Le microbiote digestif de la volaille peut être divisé en trois groupes (Gabriel et al., 2005) :

- ❖ La flore dominante (plus de  $10^7$  microorganismes/g) composée d'espèces anaérobies strictes et spécifiques de l'espèce aviaire : *Eubacterium*, des Bifidobactéries et des Clostridies.

- ❖ La flore sous-dominante ( $10^5$  à  $10^7$  microorganismes /g) composée de streptocoques et d'entérobactéries moins spécifiques de l'espèce.
- ❖ La flore transitoire (moins de  $10^5$  microorganismes /g) est aussi souvent anaérobie stricte.

**Tableau I.** Composition de la flore microbienne le long du tractus digestif du poulet déterminée par dénombrement (Gabriel et al., 2005).

Groupes majoritaires	Nombre de bactéries viables (Log <sub>10</sub> UFC/ g de contenu)			
	Jabot	Gésier	Intestin	Caeca
Lactobacilles	8,7	7,3	8,0-8,6	8,7
<i>Escherichia coli</i>	1,7	nd	1,7-2,7	5,6
Levures	2,7	nd	1,7	2,0
<i>Clostridium welchi</i>	nd	nd	nd	1,7
<i>Bacteroides</i>	nd	nd	nd	8,7

**nd** : Non dénombrée ; **UFC** : unité formant colonie

A l'éclosion, le tube digestif est stérile. L'implantation de la flore dépend de l'environnement de l'œuf au moment de l'éclosion qui définit l'ordre dans lequel les animaux sont exposés aux micro-organismes, de leur aptitude à coloniser l'intestin (besoin en nutriments, lieu de développement) et des interactions entre micro-organismes (Mallet et al., 2001 ; Gabriel et al., 2005).

### 3.1 Rôle du microbiote intestinal

Le microbiote digestif a des fonctions métaboliques, immunologiques et protectrices :

#### 3.1.1 Fonction métabolique

Elle intervient dans la digestion des glucides, parmi les glucides on distingue deux types : ceux que l'oiseau peut digérer (amidon, dextrine, oligosaccharides et monosaccharides) et ceux qui ne peuvent être utilisés que par la microflore, les polysaccharides non amylacés (cellulose, hémicellulose, substances pectiques). Dans le cas des glucides utilisables par l'hôte, le microbiote n'intervient pas. En ce qui concerne l'autre type de glucides, ils sont fermentés par le microbiote, dans le jabot et spécifiquement au niveau des cæca (Gabriel et al., 2005).

L'autre effet du microbiote sur la digestibilité, est la digestion des protéines. Cette dernière intervient dans le cas de protéines de mauvaise qualité qui sont mal hydrolysées par l'hôte et pourraient être hydrolysées par le microbiote. Par ailleurs, ce dernier pourrait jouer un rôle sur la digestibilité dans la mesure où il augmente la production de protéines endogènes

(mucus, débris cellulaires, biomasse microbienne). D'une manière générale, le microbiote digestif semble jouer un rôle de conservation de l'azote : libération et recyclage de  $\text{NH}_3$  (**Gabriel et al., 2005**).

Enfin, il rentre dans la digestion des lipides. Comme chez tous les animaux, le microbiote digestif des oiseaux modifie largement les sels biliaires : désulfatation et déhydroxylation. En outre, il participe à la saturation des acides gras polyinsaturés par hydrogénation (**Larbier et Leclercq, 1994**).

### 3.1.2 Fonction immunologique

Le microbiote intestinal est impliqué dans le développement et le maintien du système immunitaire intestinal (SII). D'une part, c'est une source d'antigènes qui peuvent provoquer des réponses immunitaires spécifiques, systémiques et locales (**Salminen et al., 1998**), d'autre part, il influence le nombre et la distribution des populations cellulaires du SII et joue un rôle dans la régulation de la réponse immunitaire (**Cebra, 1999**).

### 3.1.3 Fonction protectrice

Le rôle barrière du microbiote intestinal s'exerce par diverses actions directes et indirectes. Dès l'installation d'un état d'équilibre et avant que le système immunitaire du tube digestif ne soit complètement mature, le microbiote intestinal forme une ligne de défense contre les micro-organismes qui sont introduits quotidiennement par les aliments et qui ont échappé au transit gastro-intestinal (**Fuller, 2001**).

Les interactions microbiennes sont les principales responsables du maintien et de la régulation du microbiote gastro-intestinal. Les divers mécanismes de défenses sont nommés ; résistance à la colonisation, exclusion compétitive ou effet barrière. L'effet barrière du microbiote est dit préventif lorsqu'il se manifeste avant l'entrée du micro-organisme pathogène. En revanche, il est dit curatif et drastique (barrière violente) lorsqu'il agit après l'introduction du micro-organisme qu'il élimine totalement. Cependant, il est dit permissif s'il arrive à réprimer le développement du micro-organisme en maintenant un niveau de population inférieur à celui qui peut être atteint sans protection (**Chafai, 2006**).

Le microbiote et les cellules épithéliales intestinales de l'hôte entretiennent une relation symbiotique dont le résultat est un effet de barrière protectrice. La microflore résidente empêche la colonisation de l'intestin par des bactéries potentiellement pathogènes et protège l'hôte des agents environnementaux pouvant être nocifs pour le tractus gastro-intestinal. Il a été montré

que le microbiote intestinal assure une protection vis-à-vis d'un grand nombre d'agents entéropathogènes dont, *Clostridium*, *Escherichia coli*, *Salmonella*, *Pseudomonas*, et limite la multiplication de levures saprophytes comme *Candida albicans* (De Maesschalck et al., 2015).

D'autre part, de nombreux types de bactéries aérobies et anaérobies peuvent produire des substances nocives pour les organismes, telles que l'ammoniac, les amines, les thiols, les phénols et les indoles. Ces produits peuvent provoquer localement des lésions intestinales. Cela illustre l'importance de maintenir le microbiote intestinal commensal en favorisant sa croissance pour assurer une fonction protectrice efficace qui limite ces effets indésirables (De Maesschalck et al., 2015).

### 3.2 Impact des antibiotiques sur le microbiote intestinal

Le code sanitaire de l'Office International des Epizooties (OIE) pour les animaux terrestres définit les agents antimicrobiens comme « des médicaments essentiels qui tuent les micro-organismes ou arrêtent leur croissance » (OIE, 2018). La classe d'agents antimicrobiens la plus répandue, et actuellement la plus préoccupante pour la santé publique, est la classe des « antibiotiques ». Ces derniers ont été nommés comme <<des médicaments miracles >>, et considérés comme l'une des avancées majeures de la médecine moderne (Rossolini et al., 2014). Leur développement et leur utilisation ont rapidement et considérablement réduit la mortalité et la morbidité associées aux infections bactériennes courantes (Levy, 1992). Depuis les années 50, ils sont utilisés comme promoteurs de croissance ou AGP (antibiotic growth promoters) pour améliorer la croissance des jeunes animaux et pourraient également augmenter l'efficacité de la conversion alimentaire (Acar et al., 2000).

Des études ont révélé que leur usage en élevage peut être à l'origine de la présence de résidus dans les denrées alimentaires d'origine animale (Darwish et al., 2013). A ce problème des résidus, s'ajoute celui de l'antibiorésistance observé en santé publique (Baquero et Garau, 2010).

Les facteurs favorisant la présence de ces résidus dans les denrées d'origine animale sont, entre autres, le non-respect des délais d'attente après administration des antibiotiques, la non-consultation des vétérinaires avant l'utilisation d'antibiotiques, l'absence de formation préalable en production animale et le type d'élevage (intensif ou extensif) pratiqué par l'exploitation (Donkor et al., 2011). A ces facteurs s'ajoutent le surdosage, la contamination

des aliments de l'animal par les sécrétions des animaux traités ou l'usage des antibiotiques non autorisés (**Darwish et al., 2013**).

En 2003, l'Union Européen (UE) a interdit l'ajout d'antibiotiques utilisés en médecine humaine aux aliments pour animaux (aliments médicamenteux). Le règlement 1831/2003/CE sur les additifs alimentaires a complété la mesure avec l'interdiction totale des antibiotiques en tant que promoteurs de croissance à partir du 1er janvier 2006 (**Murphy et al., 2017**).

Pour surmonter l'augmentation du taux de mortalité et de morbidité liée à l'interdiction des antibiotiques dans l'alimentation animale, de nombreuses recherches sont mises en place pour trouver des solutions de remplacement viables permettant d'obtenir des performances similaires à celles obtenues avec les antibiotiques (**Millet et Maertens, 2011**). Les autorités publiques appellent à une meilleure gestion de l'efficacité des antibiotiques disponibles, et à développer des concepts visant une réduction significative des antibiotiques en santé humaine qu'en santé animale (**FAO, 2016**). Cette réduction fait appel à de nouvelles alternatives dont les probiotiques (**Cheng et al., 2014**).

---

***CHAPITRE II LES  
PROBIOTIQUES EN  
AVICULTURE***

---

## 1 Utilisation des probiotiques chez le poulet

L'utilisation de probiotiques en aviculture vise à améliorer l'état de santé des poulets et les performances zootechniques tel que le gain de poids et l'accent mis sur le bien-être des animaux en réduisant l'incidence de la diarrhée et de la mortalité à certaines étapes clés de la production : aliments stressants, changements alimentaires et le stress sanitaire (Fuller, 1989 ; Ahmad, 2006).

### 1.1 Effets sur les performances zootechniques

La supplémentation en probiotiques dans le régime alimentaire des poulets a montré une grande efficacité dans l'amélioration des performances zootechniques des poules tel que, l'augmentation du gain moyen quotidien de 1 à 3% en général, la diminution de l'indice de consommation et le taux de mortalité (Macelline et al., 2017).

### 1.2 Effets sur la santé intestinale

L'intérêt principal des probiotiques réside sans doute dans leur effet stabilisant sur la flore digestive et l'amélioration de l'état de santé des animaux d'élevage. L'utilisation des probiotiques multi-espèces ou multi-souches a montré des effets bénéfiques sur la flore intestinale. En effet, Mountzouris et al. (2007) ont rapporté que l'ajout d'un produit probiotique multi-espèces contenant des souches d'*Enterococcus*, *Bifidobacterium* et de *Pediococcus* dans l'aliment ou l'eau de boisson des poulets de chair a augmenté les populations caecales de lactobacilles, de bifidobactéries et de cocci à Gram positif et a réduit celles de salmonelles.

### 1.3 Effets sur la qualité des carcasses et de la viande

La supplémentation en probiotiques dans la ration alimentaire des poulets de chair améliore la qualité microbiologique et la qualité organoleptique de la viande (Kabir et al., 2005). Certains probiotiques augmentent la teneur en protéines de la viande et diminuent sa teneur en lipides dont le cholestérol (Wambeke, 1995 ; Haddadin, 1996). L'étude menée par Pelicano et al. (2003) sur l'effet des probiotiques sur différentes carcasses de poulets et sur la qualité de la viande, montre que la qualité de la viande était meilleure dans le lot où les probiotiques ont été ajoutés à l'eau et à l'aliment. De même, l'analyse sensorielle a montré que la saveur de la viande était meilleure quand les probiotiques ont été ajoutés à la fois dans l'eau et l'aliment après 72 h de l'abattage (Pelicano et al., 2003).

## 2 Administration des probiotiques au poulet de chair

Un probiotique utilisé pour la volaille peut être composé d'une seule souche ou d'un mélange de deux ou plusieurs espèces (Alagawani et al., 2018). De plus, il existe différentes formes de probiotiques : liquide, poudre, gel, pâte ou granulés qui sont normalement disponibles en gélules, comprimés, sachets, etc. (Iannitti et Palmieri, 2010).

### 2.1 Administration dans l'eau

L'administration des probiotiques aux poussins pourrait se faire dans l'eau de boisson qui doit être une eau propre, potable et sans aucune trace de désinfectants. Dans ce cas, il convient d'administrer la souche probiotique qui doit être diluée dans une quantité de liquide qui sera absorbée très rapidement et en totalité (Karimi-Torshizi et al., 2010).

### 2.2 Administration dans l'aliment

Dans ce cas, une dose bien étudiée de la souche probiotique doit être mélangée avec une quantité d'aliment contrôlée. Lorsque la totalité de l'aliment contenant la souche probiotique aura été consommée, le programme d'alimentation normal sera remis en place (Mastbaum et al., 1997).

## 3 Espèces utilisées chez le poulet

On a plusieurs espèces telles que montré dans le tableau II.

**Tableau II.** Espèces bactériennes utilisées en tant que probiotiques chez le poulet de chair (adapté de Bernardeau et al., 2006).

Genre	Espèce
<i>Bacillus</i>	<i>Bacillus subtilis</i> <i>Bacillus licheniformis</i>
<i>Lactobacillus</i>	<i>Lactobacillus acidophilus</i> <i>Lactobacillus bulgaricus</i> <i>Lactobacillus reuteri</i> <i>Lactobacillus salvarus</i> <i>Lactobacillus sobrius</i>
<i>Enterococcus</i>	<i>Enterococcus faecium</i>
<i>Bifidobacterium</i>	<i>Bifidobacterium animalis</i> <i>Bifidobacterium bifidum</i>
<i>Pediococcus</i>	<i>Pediococcus acidilactici</i> <i>Clostridium butyricum</i>
<i>Clostridium</i>	<i>Clostridium butyricum</i>
<i>Streptococcus</i>	<i>Streptococcus thermophilus</i>

#### 4 Exemples d'études ayant montré l'effet bénéfique des probiotiques chez le poulet de chair

Le tableau III illustre quelques exemples d'espèces microbiennes ayant démontrées des effets bénéfiques chez le poulet de chair.

**Tableau III.** Quelques exemples d'espèces microbiennes ayant démontrées des effets bénéfiques chez le poulet de chair.

Espèce (s)	Effet	Référence
<i>Lactobacillus johnnsonii</i>	- Contrôle les entérites nécrotiques endémiques dues à <i>Clostridium perfringens</i> , réduisant ainsi les pertes économiques et l'utilisation des antibiotiques.	(La Ragione et al., 2004).
<i>Lactobacillus</i> , <i>Bifidobacterium</i> , <i>Enterococcus</i> et <i>Pediococcus</i>	- Augmentent les performances zootechniques et régulent la composition de la microflore du caecum.	(Mountzouris et al., 2007).
<i>Pediococcus acidilactici</i> et <i>Saccharomyces boulardii</i>	- Augmentent la résistance à la coccidiose en augmentant l'immunité humorale.	(Lee et al., 2007).
<i>Enterococcus faecium</i> , <i>Bacillus subtilis</i> , <i>Bacillus licheniformis</i>	- Augmentent le gain de poids et la taille des villosités dans l'iléon.	(Samli et al., 2007).

# ***PARTIE PRATIQUE***

---

# ***CHAPITRE I. MATÉRIEL ET MÉTHODES***

---

## **1 Lieu et période de l'étude**

L'étude réalisée a consisté en un élevage de poulet de chair dans un bâtiment au niveau de l'Institut National de Recherche Agronomique d'Algérie (INRAA), station d'Oued Ghir (wilaya de Béjaia). La période d'étude s'est étalée pendant 42 jours, du 10 Mai 2023 au 20 Juin 2023.

La préparation de la souche probiotique et de l'aliment a été réalisée au niveau du laboratoire de Recherche en Microbiologie Appliquée (LMA) de l'université de Béjaia. Les analyses microbiologiques et la dissection ont été effectuées au niveau du laboratoire de Biologie de l'INRAA d'Oued Ghir.

## **2 Installation de la poussinière**

Avant de commencer l'élevage, un local bien aéré et adéquat pour la réalisation d'un élevage au sol de poulets de chair, a été mis à notre disposition au niveau de la station INRAA d'Oued Ghir. L'élevage des poussins a été fait dans le même local dans le but d'assurer les conditions similaires pour tous les sujets.

Le bâtiment d'élevage a été bien nettoyé et désinfecté, deux semaines avant l'arrivée des poussins, ainsi que le lavage et la désinfection à l'eau de javel de tout le matériel d'élevage y compris les mangeoires, abreuvoirs, seaux d'eau. Cette action de nettoyage et de désinfection se poursuit et est assurée de façon quotidienne.

La poussinière a été mise en place par délimitation d'une surface du bâtiment avec une bâche, cette dernière a été séparée avec des isorels en deux compartiments. Les compartiments installés ont été fait de sorte que leur surface soit pratique, pour assurer l'adaptation au nombre de poussins/poulets et respecter le rapport densité/m<sup>2</sup>.

Des copeaux de bois fournis par des menuiseries constituent la litière ; cette dernière a été éparpillée dans les deux compartiments avec une couche épaisse couvrant le sol, et renouvelée deux fois par jour.

## **3 Conditions d'élevage**

### **3.1 Les poussins**

Soixante (60) poussins de chair de souche *Arbor acres*, reçus à l'âge de 1 jour, dérivés du même couvoir (W. Tizi-Ouzou) et acheté chez un éleveur de la région de Bejaia ont servis à l'étude. Ils ont été divisés en deux lots après avoir été pesés, leur poids moyen étant de 38,42g,

avec une densité de 20 sujets/m<sup>2</sup>. Chaque compartiment reçoit 30 poussins. Le changement de la densité a été effectué au début de la phase de croissance (10 sujets/m<sup>2</sup>).

### 3.2 La température

La température durant la période d'élevage a été assurée à l'aide d'un radiant de gaz à butane et d'un bain d'huile permettant le maintien d'une même température dans l'ensemble des deux lots. Les différentes variations de température au cours de l'élevage sont mentionnées dans le tableau IV ci-dessous.

**Tableau IV.** Programme de températures appliqué durant l'élevage

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

### 3.3 La lumière

En plus de la lumière du jour, une lampe a été placée dans le local afin d'assurer la lumière adéquate permettant de stimuler les poussins à bien manger, boire et se réchauffer. L'éclairage a été fourni 24/24 h pendant toute la période d'étude.

### 3.4 L'aération

Des fenêtres présentes en haut du bâtiment assuraient la bonne aération tout en évitant le courant d'air, ce qui permet de fournir l'oxygène nécessaire et d'évacuer les gaz produits par la litière.

### 3.5 L'aliment

L'aliment utilisé pour cet élevage a été fourni gracieusement par le complexe agro-alimentaire d'El-Kseur (CAA, unité aliment de bétail) wilaya de Béjaia. 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 anticoccidien (annexe 1). Les sujets ont été alimentés avec la même quantité de cet aliment, une mangeoire a été attribuée pour chaque lot.

La composition (annexe 1) et la forme de l'aliment sont différentes en passant d'une phase d'élevage à l'autre (démarrage, croissance et finition), l'aliment est sous forme de miette en phase de démarrage, et de granulé en phase de croissance et de finition. L'aliment a été fourni en deux rations, une le matin et l'autre le soir.

### 3.6 L'eau de boisson

L'eau distribuée aux poussins/poulets était une eau de source. Un abreuvoir a été déposé dans chaque lot et le renouvellement de l'eau se faisait 2 fois par jour (matin et soir). Les poussins/poulets avaient accès à l'eau à volonté.

## 4 Etude *in vivo*

Les poussins ont été répartis en deux lots (tableau V).

**Tableau V.** Répartition des poussins en deux lots et régime alimentaire suivi (essai *in vivo*)

Numéro du lot	Traitement
01	<b>Témoin</b> : recevait seulement l'aliment ainsi que l'eau de boisson tel que décrit ci-dessus.
02	<b>Expérimental</b> : recevait le même régime alimentaire que le lot précédent, et la souche probiotique ( <i>Lactiplantibacillus plantarum</i> ) à tester ( $10^9$ UFC/500 g d'aliment, une fois/jour).

### 4.1 Préparation de l'aliment probiotique

#### 4.1.1 Souche utilisée

La souche utilisée est une souche de *Lactiplantibacillus plantarum*, isolée de fientes de poulet, identifiée par séquençage de l'ARNr 16S au niveau du Centre de Biotechnologie de Sfax (CBS, Tunisie) et caractérisée quant à son potentiel probiotique *in vitro*.

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

La souche a été conservée à  $-80^{\circ}\text{C}$  dans du bouillon MRS (de Man Rogosa et Sharpe, Conda Prodinsca, Espagne ; annexe 2) additionné de 15% de glycérol (Sigma, Allemagne). Avant utilisation, la souche a été repiquée deux fois dans du bouillon MRS et re-isolée sur gélose MRS (Conda Prodinsca). Après incubation à  $37^{\circ}\text{C}/48$  h, une colonie bien isolée a été repiquée dans 9 mL de bouillon MRS et incubée à  $37^{\circ}\text{C}/18$  h. Au terme de la période

d'incubation, un dénombrement a été réalisé, en masse dans de la gélose MRS, après avoir effectué une série de dilutions décimales jusqu'à  $10^{-9}$ .

#### **4.1.3 Incorporation de la souche dans l'aliment**

Une culture de 18 h de la souche probiotique a été obtenue le jour de l'essai. Elle a été centrifugée à 5000 t/min pendant 10 min (centrifugeuse Rotina 380 R-Hettich, Allemagne). Le surnageant a été écarté et le culot lavé deux fois avec de l'eau physiologique stérile. Par la suite, le culot a été resuspendu dans 3 mL d'eau physiologique, bien mélangé et homogénéisé. La suspension obtenue a été délicatement mixée avec 500 g de l'aliment de démarrage puis de croissance des poussins. L'aliment a immédiatement été acheminé au niveau du bâtiment d'élevage et utilisé pour la ration du soir.

#### **4.1.4 Vérification de la viabilité de la souche dans l'aliment**

Afin de vérifier la survie de la souche dans l'aliment dans lequel elle a été incorporée, un dénombrement a été réalisé 24 h après conservation de l'aliment à température ambiante. Une série de dilutions décimales a été effectuée et un ensemencement en masse a été réalisé dans de la gélose MRS, suivi d'une incubation à  $37^{\circ}\text{C}/48$  h.

### **4.2 Paramètres étudiés**

#### **4.2.1 Taux de mortalité**

Le taux de mortalité (TM) en pourcentage (%) a été calculé suivant l'équation ci-dessous :

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

#### **4.2.2 Paramètres zootechniques**

Durant cette étude, deux paramètres ont été suivis : l'indice de consommation et le gain de poids.

➤ **Indice de consommation (IC)**

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

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

La quantité journalière moyenne d'aliment consommée (QMC) a été calculée par la formule ci-dessous :

$$\text{QMC} = \frac{\text{Quantité d'aliment consommée par jour}}{\text{Nombre de sujets en vie}}$$

➤ **Croissance et prise de poids**

Le suivi pondéral des poussins/poulets a été réalisé en effectuant des pesées des sujets des deux lots, la pesée a été faite à l'arrivée des poussins le 1<sup>er</sup> jour, chaque jour pendant 3 jours, par la suite chaque semaine.

$$\text{Poids moyen (g)} = \frac{\text{Poids global des sujets}}{\text{Nombre de sujets pesés}}$$

➤ **Gain de poids hebdomadaire moyen (GPHM)**

$$\text{GPHM (g)} = \text{Poids moyen (g) à J7} - \text{Poids moyen (g) à J1}$$

Où : Poids moyen (g) à J7 : Poids enregistré dans un intervalle de 7 jours.

➤ **Poids des carcasses déplumées et éviscérées**

Au 43<sup>ème</sup> jour d'élevage, un abattage a été réalisé sur 6 sujets (3/Lot). Les carcasses une fois déplumées et éviscérées ont été pesées respectivement.

➤ **Poids des viscères**

Les viscères destinés à la consommation ont également été pesés. Il s'agit du foie, cœur, gésier et de la rate.

#### **4.2.3 Implantation de la souche probiotique et évolution de la flore entérique**

Une fois par semaine, un dénombrement de la flore totale aérobie mésophile (FTAM), flore lactique (FL), entérobactéries (ENT) et des coliformes (COL) dans les fientes des poussins/poulets a été réalisé (tableau VI). 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. L'ensemencement a été réalisé en masse pour chaque flore dans deux boîtes de Petri en portant 1 mL de la dilution adéquate dans la gélose suivie d'une incubation à 30°C/72 h (FTAM), 37°C/48 h (FL) et 37°C/24 h (ENT et COL).

Tableau VI. Flores dénombrées, milieux et dilutions utilisés

Dilution	Gélose	Flore
10 <sup>-5</sup> -10 <sup>-7</sup>	MRS (de Man Rogosa et Sharpe, CONDA Pronadisa, Espagne, annexe 2)	Flore lactique
10 <sup>-8</sup> -10 <sup>-9</sup>	PCA (Plate Count Agar, CONDA Pronadisa, Espagne, annexe 2)	FTAM
10 <sup>-7</sup> -10 <sup>-8</sup>	EMB (Eosin Methylene Blue, Hi MEDIA, Inde, annexe 2)	Coliformes
10 <sup>-7</sup> -10 <sup>-8</sup>	VRBG (Violet Red Bile Glucose, Equiprolab, Algérie, annexe 2)	Entérobactéries

A l'issue de la période d'incubation, les colonies qui sont apparues dans les boîtes ont été comptées et le nombre de cellules a été calculé suivant la formule (**Guiraud, 2003**) :

$$\frac{\Sigma C}{v(n_1 + 0,1n_2 + \dots) d}$$

Où :

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

V : Volume prélevé de la dilution.

n1 : Nombre des boîtes de la première dilution retenue

n2 : Nombre des boîtes de la deuxième dilution retenue

d : Facteur de la première dilution retenue

### 4.3 Etude pondérale

L'abattage a eu lieu à l'âge de 43 jours, six poulets soit 3 par lot ont été pris au hasard, puis abattus par saignée de la veine jugulaire, déplumés puis éviscérés de façon manuelle. Le poids des carcasses, après déplumage, après éviscération, et celui des organes internes (foie, cœur, gésier, rate, poumons et la graisse autour du gésier), a été déterminé à l'aide d'une balance électronique.

Les pesées et les paramètres de calcul sont les suivants,

- **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** :  $\% \text{ Organe} = (P \text{ organe} / PV) * 100$ .

## 5 Analyse statistique

Les résultats obtenus ont fait l'objet d'une analyse statistique par le calcul des moyennes et des écarts types et les différences significatives ont été déterminées par ANOVA en utilisant le logiciel XLSTAT version 2021.2.2.

---

***CHAPITRE II. RÉSULTATS  
ET DISCUSSION***

---

## 1 Suivi de l'état sanitaire des poussins (taux de mortalité)

L'évaluation de l'état sanitaire des poussins/poulets a été effectuée dès l'arrivée des poussins jusqu'à la fin de l'élevage (42<sup>ème</sup> jour). Dans le **tableau VII** est présenté le nombre de sujets sains et morts tout au long de l'expérimentation. Les résultats montrent que le taux de mortalité est plus élevé en phase de démarrage. En effet, dans le lot témoin il a été signalé deux sujets morts en phase d'adaptation (4 premiers jours), dû au stress causé par le transport et plus probablement le mauvais état de santé des deux individus à l'éclosion. Dans le lot probiotique, un individu a été sacrifié par le vétérinaire durant la phase de démarrage en raison de l'apparition de symptômes inquiétants à savoir des diarrhées et une polypnée. Après l'autopsie, aucun signe apparent de maladie n'a été constaté par le vétérinaire, ce qui suppose que le malaise serait dû à un stress lié à la chaleur. Pour y remédier, un espacement des deux lots a été effectué, suivi d'une antibiothérapie curative appliquée pendant 5 jours à compter du 12<sup>ème</sup> jour, à l'ensemble des individus, après la persistance de la diarrhée. En phase de croissance, aucune mortalité n'a été enregistrée dans les deux lots. Au cours de la phase de finition, le taux de mortalité a été très faible (1 sujet dans le lot témoin) dû aux conditions climatiques (températures très élevées).

Il a déjà été démontré que la supplémentation en *Lactiplantibacillus plantarum* dans l'aliment de poulets de chair permet une baisse du taux de mortalité (**Tran Van et al., 2022**). En effet, la supplémentation de l'aliment de poulets de chair avec une ou plusieurs bactéries bénéfiques s'est avérée efficace pour prévenir la prolifération d'agents pathogènes et les maladies qui en découlent. Il a été démontré que plusieurs souches bactériennes préviennent ou réduisent l'incidence des maladies causées par des bactéries pathogènes (**Patterson et Burkholder, 2003 ; Kabir, 2009**).

**Tableau VII.** Taux de mortalité (%) dans les deux lots au cours de l'étude

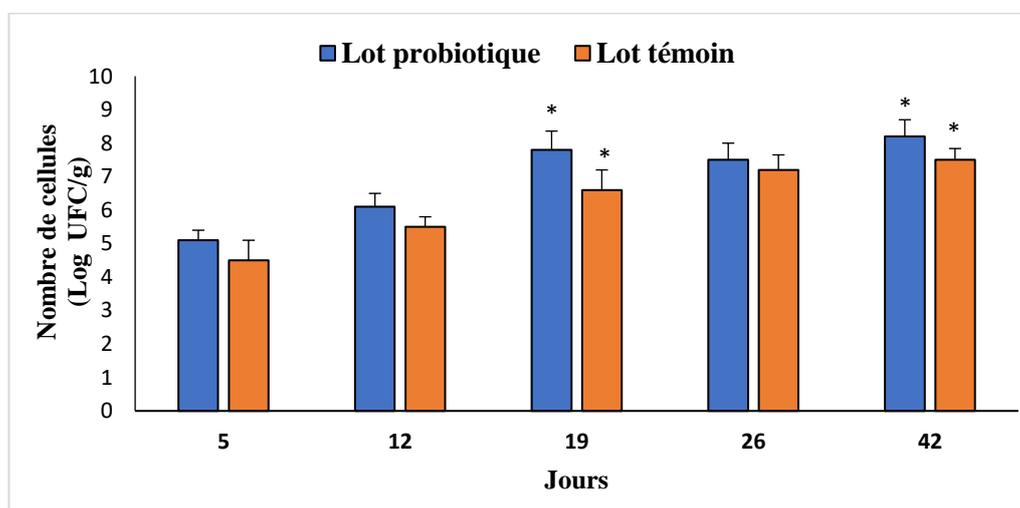
Début de l'étude	Phase d'élevage	Lot probiotique	Lot témoin
		30 sujets	30 sujets
Mortalité	Démarrage	1 mort (3%)	2 morts (6%)
	Croissance	0 mort (0%)	0 mort (0%)
	Finition	0 mort (0%)	1 mort (3%)
Fin de l'étude		29 sujets	27 sujets

## 2 Etude microbiologique

### 1.1 Suivi de l'implantation de la souche de *Lactiplantibacillus plantarum*

L'administration de la souche de *Lactiplantibacillus plantarum*, dans l'aliment, a commencé juste après les quatre premiers jours de la phase d'adaptation des poussins aux conditions d'élevage, qui correspond au 5<sup>ème</sup> jour d'élevage.

Dans le but de suivre la survie de la souche probiotique au niveau du tube digestif des poulets et de mettre en évidence son impact sur la flore lactique du microbiote intestinal, des dénombrements hebdomadaires de la flore lactique ont été réalisés. Les résultats (**Figure 04**) montrent une augmentation du taux de la flore lactique dans les deux lots (témoin et probiotique).



**Figure 04.** Evolution du taux la flore lactique au cours de l'élevage au niveau des deux lots (lot probiotique et lot témoin). Les astérisques (\*) indiquent des différences significatives ( $p < 0,05$ ) entre les deux lots.

Le taux de la flore lactique dans le lot probiotique a connu une augmentation jusqu'au 42<sup>ème</sup> jour d'élevage, l'augmentation remarquée est plus probablement due à la souche probiotique administrée durant l'élevage. Il est à noter qu'au 12<sup>ème</sup> jour, les poussins des deux lots ont été sous traitement antibiotique pendant une période de 5 jours dans un but curatif, pour donner suite à l'apparition des symptômes (diarrhées et polypnée) évoqués en haut. Malgré cette cure, la flore lactique des poussins du lot probiotique n'a pas cessé d'augmenter. De ce fait, ce résultat nous laisse supposer que la souche administrée est résistante à cette antibiothérapie, une hypothèse confirmée par un test d'antibiogramme réalisé sur la souche probiotique en utilisant la solution d'antibiotique (Eurofloxacine) prescrite par le vétérinaire.

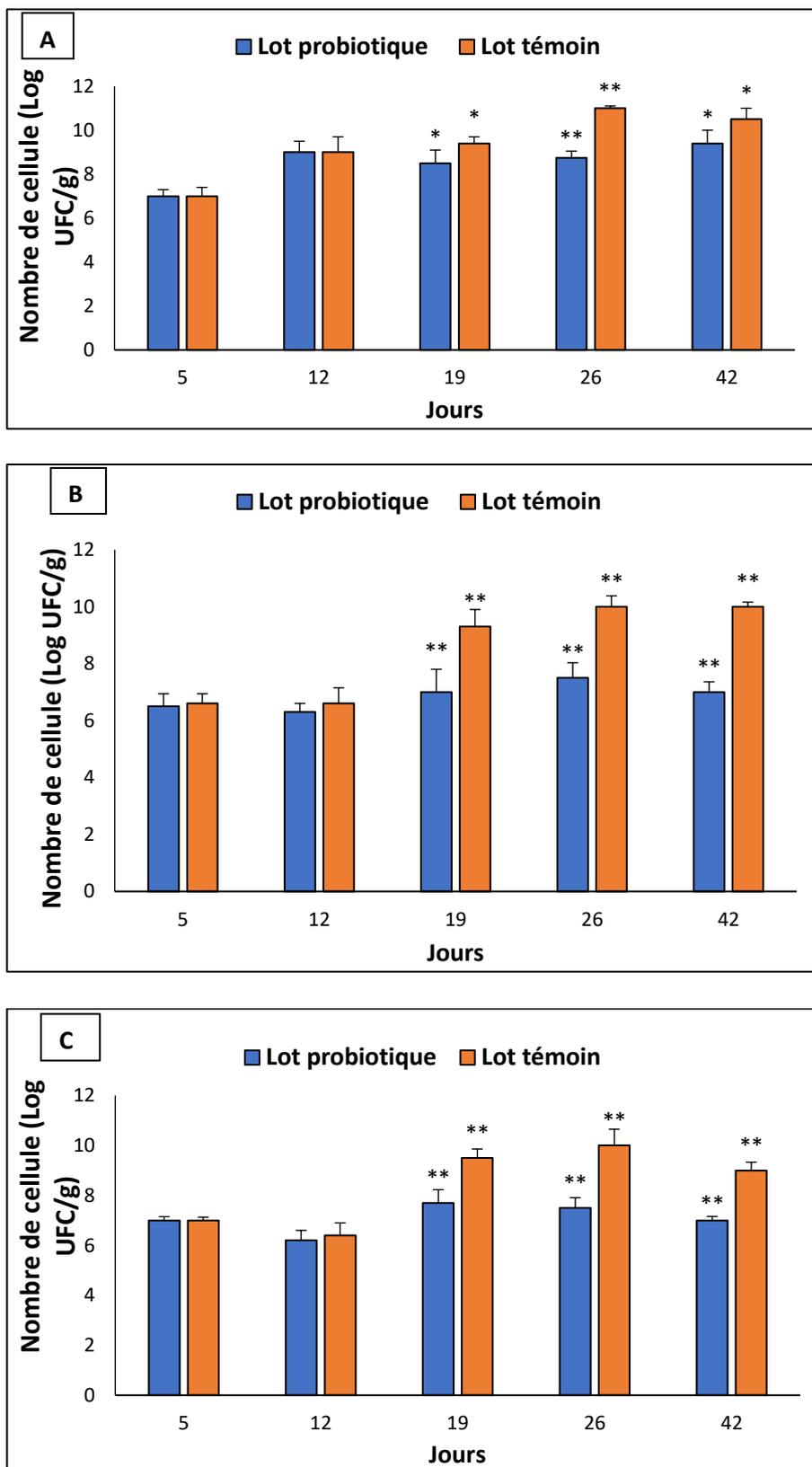
En effet, au 19<sup>ème</sup> jour, qui correspond au 3<sup>ème</sup> jour après arrêt de l'antibiothérapie, une différence significative ( $p < 0,05$ ) est constatée entre le taux de la flore lactique des poulets du lot probiotique par rapport à ceux du lot témoin. Ce dernier ayant enregistré un taux plus faible. En revanche, au 26<sup>ème</sup> jour, des taux similaires ( $p > 0,05$ ) sont observés entre les deux lots. Une tendance qui a rapidement changé ; une différence significative ( $p < 0,05$ ) a été, à nouveau, observée dans le taux de la flore lactique entre les deux lots (**Figure 04**).

La résistance de la souche probiotique lors du passage le long du tube digestif est indiquée par la charge élevée en flore lactique. La survie de la souche administrée *Lactiplantibacillus plantarum* dans le tube digestif des poulets est ainsi bien démontrée. Des observations similaires ont été faites par **Shinoda et al. (2001)** qui ont suivi le devenir de la souche *L. helveticus* CP53 dans le tube digestif de poulet et sont arrivés à la conclusion qu'après un apport de  $10^{11}$  UFC/g, seulement  $10^6$  UFC/g ont pu survivre et retrouvées dans les fientes.

## 1.2 Dénombrement de la flore totale, des entérobactéries et des coliformes

Afin d'évaluer l'impact de la souche probiotique *Lactiplantibacillus plantarum* sur le microbiote intestinal des poussins/poulets, des dénombrements hebdomadaires de la flore totale, des entérobactéries et des coliformes ont été réalisés à partir des fientes des deux lots. Les résultats de ces derniers sont illustrés sur la **figure 05**. Au 5<sup>ème</sup> jour d'élevage, le taux des flores dénombrées (flore totale, entérobactéries et coliformes) a été important dans le microbiote intestinal des poussins, cela est plus probablement lié à la flore installée à partir de l'environnement juste après l'éclosion. Il a été démontré que les poussins nouvellement éclos provenant de couvoirs commerciaux, contiennent un grand nombre de variété de microorganismes, streptocoques, Clostridies, entérobactéries, pedicoques et parfois *Pseudomonas aeruginosa* (**Barnes et al., 1980**).

A la fin de la phase de démarrage, les résultats montrent une diminution du taux des entérobactéries, flore totale et coliformes dans le lot probiotique, contrairement au lot témoin où le taux des flores dénombrées a augmenté. Autrement dit, le taux de ces flores est en augmentation chez les deux lots pendant les deux phases : croissance et finition, cependant elle reste clairement inférieure chez le lot probiotique.



**Figure 05.** Evolution du taux de la flore totale (A), des entérobactéries (B) et des coliformes (C) au cours de l'élevage au niveau des deux lots (lot probiotique et lot témoin)

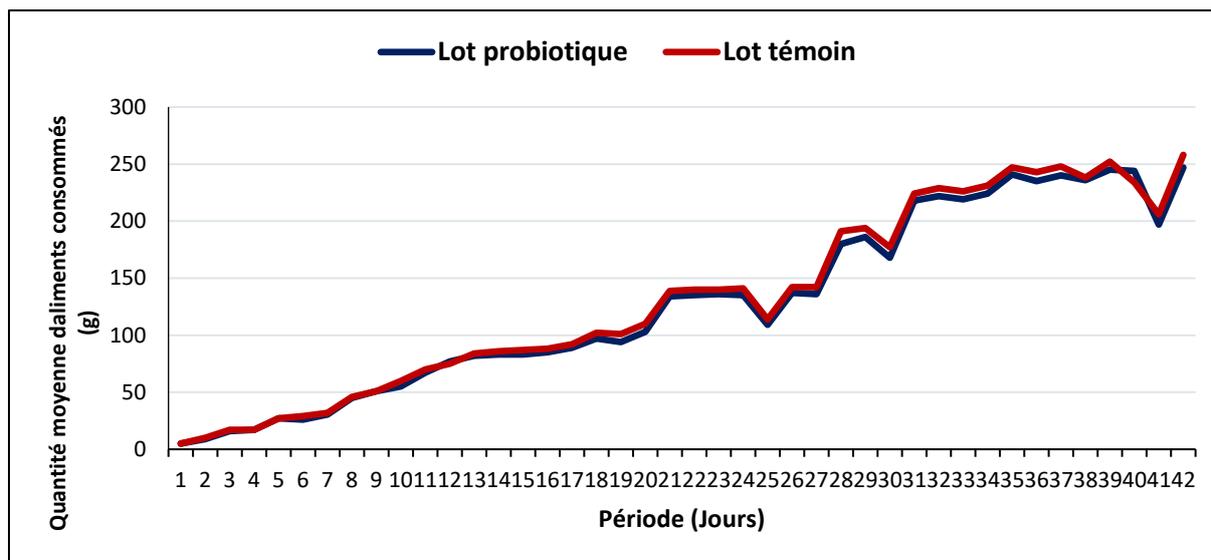
Dans la présente expérimentation, la charge de la flore totale a augmenté à la fin de la phase de démarrage chez le lot témoin. En revanche, chez les poulets du lot probiotique une diminution de la charge bactérienne a été remarquée dès le 19<sup>ème</sup> jour d'élevage. En effet, cette charge s'est stabilisée jusqu'au 42<sup>ème</sup> jour, ceci pourrait être le résultat de la supplémentation de la souche probiotique ayant exercée un équilibre de la flore intestinale des poulets.

Il a été démontré que la supplémentation de l'aliment de volaille avec un probiotique notamment les bactéries lactiques, joue un rôle préventif et protecteur contre les infections. De plus, les probiotiques ont un impact sur la composition et fonction du microbiome intestinal. Les mécanismes impliqués incluent la compétition avec d'autres microorganismes pour les nutriments, les sites d'adhésion et les récepteurs sur la muqueuse intestinale et la suppression de la croissance d'autres microorganismes en produisant des agents antimicrobiens (**Abd El-Moneim et al., 2020**). Il a également été rapporté que les alternatives aux antibiotiques (probiotiques) stimulent la digestion et réduisent l'incidence des maladies en modulant le microbiote intestinal chez le poulet de chair (**Ayalew et al., 2022**).

## **2 Etude zootechnique**

### **2.1 Consommation alimentaire**

Les quantités d'aliments consommées par les poussins/poulets des deux lots ont été enregistrées quotidiennement, depuis le 1<sup>er</sup> jour jusqu'au dernier jour de l'étude. La consommation alimentaire des poussins était similaire, au niveau des deux lots, durant les premiers jours d'adaptation. A partir du 5<sup>ème</sup> jour et jusqu'au 30<sup>ème</sup> jour d'élevage, une augmentation des quantités journalières moyennes consommées a été observée. Il est à signaler que la consommation alimentaire dans le lot probiotique est similaire ( $p>0,05$ ) à celle du lot témoin durant les trois phases d'élevage (démarrage, croissance et finition) (**Figure 06**).



**Figure 06.** Suivi de la quantité moyenne d'aliment consommée par jour pour les deux lots (probiotique et témoin)

A l'instar de nos résultats, il a été constaté lors d'une étude réalisée par **Mountzouris et al. (2007)** qu'une formulation probiotique composée de souches de *Bifidobacterium*, *Enterococcus* et *Pediococcus* n'a présenté aucun effet sur la quantité d'aliment consommée par les poussins. De même, **Benbara et al. (2020)** ont observé que l'administration d'une souche de *Lactiplantibacillus plantarum* par gavage n'a pas d'effet significatif sur la consommation alimentaire des poulets. Néanmoins, il a été démontré que les probiotiques sont souvent donnés aux volailles pour potentiellement augmenter l'apport alimentaire et la rétention des nutriments (**Ghareeb et al., 2012**). Beaucoup de souches probiotiques se sont avérées potentiellement bénéfiques en ayant des impacts positifs sur la morphologie du tractus gastro-intestinal (TGI), les populations microbiennes y résidents, l'absorption des nutriments, la fonction de barrière intestinale, la capacité antioxydant, et les réponses immunitaires, favorisant ainsi la santé du TGI et les performances de production de poulets de chair (**Wu et al., 2019**).

## 2.2 Indice de consommation

La valeur de l'indice de consommation (IC) a été de 0,96 pour le lot probiotique et de 0,95 pour le lot témoin, de ce fait, on constate que la souche probiotique additionnée n'a pas eu un effet sur ce paramètre.

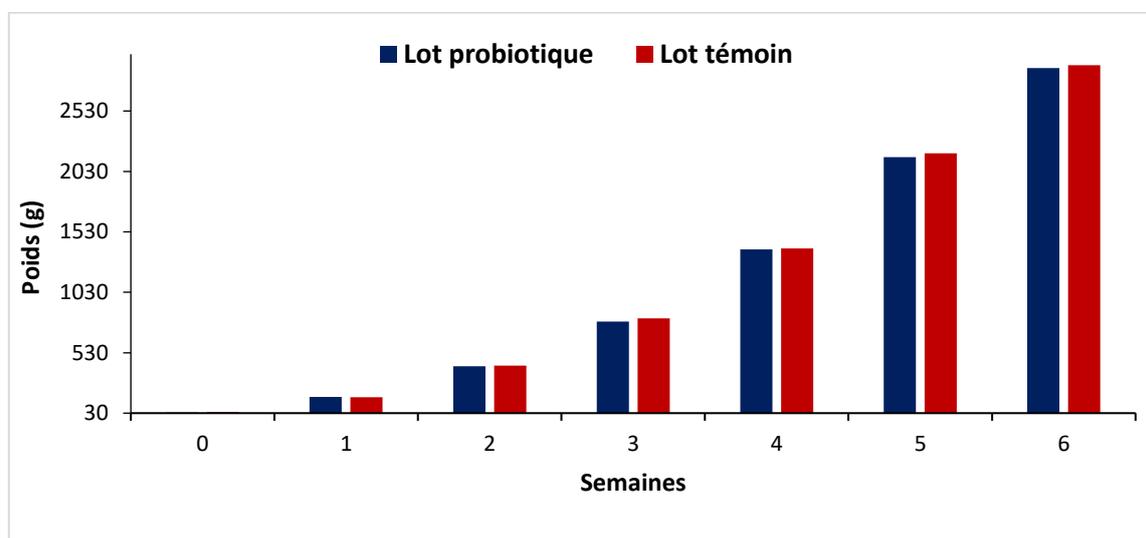
Les mêmes résultats ont été rapportés par **Gianennas et al. (2014)** lors de l'ajout de trois souches probiotiques appartenant respectivement à *Enterococcus faecium*, *Bifidobacterium animalis* et *Lactobacillus salivarius* dans l'aliment ou l'eau de boisson des poulets. A l'inverse,

Djezzar et al. (2019) ont rapporté un indice de consommation significativement inférieur chez les poulets ayant reçu une supplémentation en souches probiotiques (*Saccharomyces cerevisiae*, *Pediococcus acidilactici*), par rapport aux poulets recevant un régime alimentaire normal.

### 2.3 Croissance et prise de poids

La croissance des poussins des deux lots a été évaluée toutes les semaines durant la période d'élevage, l'évolution de leurs poids est représentée dans la figure ci-dessous (**Figure 07**).

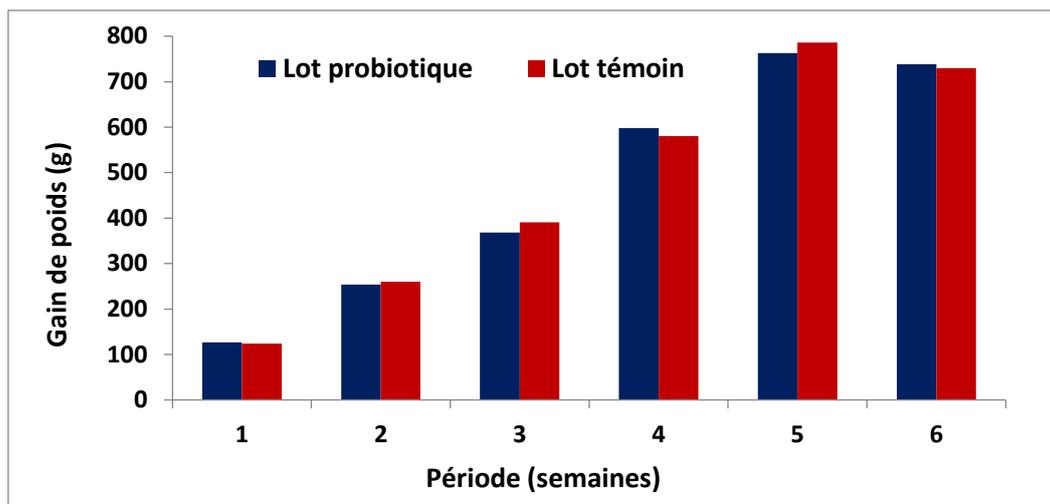
Les résultats rapportés sur la **figure 07** montrent qu'à la première semaine de l'élevage la croissance était supérieure chez les poussins du lot probiotique ; au-delà de cette semaine, le poids des poussins était presque identique ( $p>0,05$ ) chez les individus des deux lots, cela est probablement dû à l'état sanitaire des poussins qui ont été atteints de diarrhées. Après l'antibiothérapie curative (au 17<sup>ème</sup> jour), une augmentation du poids des poulets du lot témoin par rapport à ceux du lot probiotique de la 3<sup>ème</sup> jusqu'à la 6<sup>ème</sup> de l'élevage a été légèrement observée.



**Figure 07.** Evolution de la croissance et du poids hebdomadaires des poulets des deux lots (probiotique et témoin)

#### 2.3.1 Evolution du gain de poids moyen hebdomadaire

Le suivi du gain pondéral moyen des poussins/poulets a été réalisé chaque semaine tout au long de la période d'élevage (**figure 08**).



**Figure 08.** Gain moyen hebdomadaire du poids vif des poussins/poulets des deux lots (probiotique et témoin)

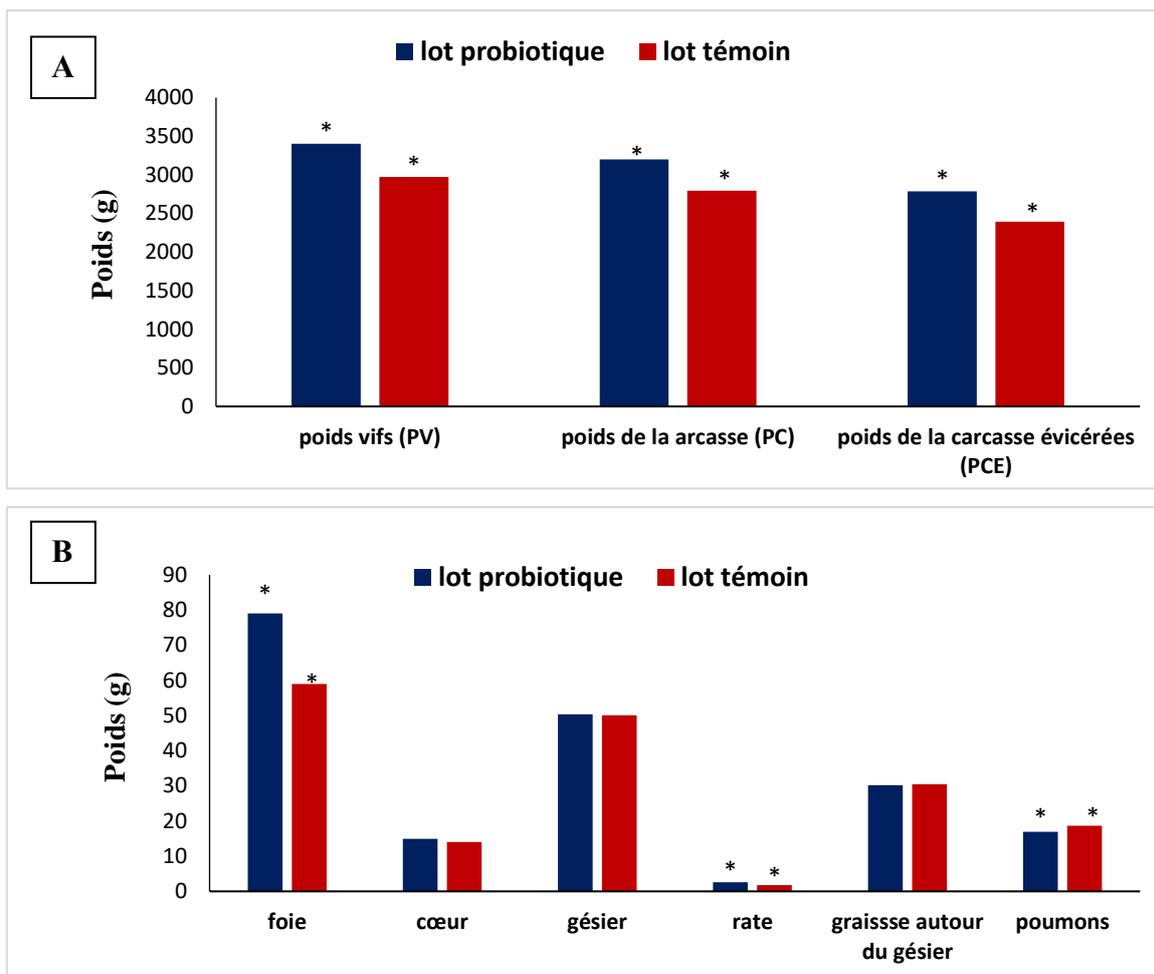
Le gain de poids moyen des poussins/poulets des deux lots (probiotique et témoin) observé est presque similaire. Aucune différence significative ( $p > 0,05$ ) n'est constatée.

Il apparaît donc que la souche probiotique supplémentée dans l'aliment des poulets n'a pas présenté un effet sur la croissance et la prise du poids de ces derniers. Ces résultats sont en accord avec ceux enregistrés par **Dela Cruz et al. (2019)** où la supplémentation alimentaire par des souches probiotiques n'a montré aucun effet significatif sur le poids corporel global et le gain de poids. A l'inverse, de nombreuses études ont montré que l'ajout de souches probiotiques dans le régime alimentaire présente des effets sur la prise de poids, telle que celle réalisée par **Neveling et Dicks (2021)** en utilisant des souches de *Lactobacillus salivarius* et de *Pediococcus*.

### 3 Etude pondérale après l'abattage

#### 3.1 Rendement en carcasses

Après l'abattage (43<sup>ème</sup> jour), le poids vif de 3 poulets /Lot, poids de leurs carcasses après déplumage ainsi que celui après éviscération et le poids des abats a été déterminé et le poids moyen a été calculé. Sur la **figure 09** sont rapportés les résultats obtenus.



**Figure 09 :** Variation du poids des carcasses (A) et des viscères (B) chez les deux lots (lot probiotique et lot témoin) à la fin de l'élevage (43<sup>ème</sup> jour). Les astérisques indiquent des différences significatives ( $p < 0,05$ ).

Les résultats représentés sur la figure 09 montrent que le poids vif, le poids de la carcasse et le poids de la carcasse éviscérée sont supérieurs chez les poulets du lot recevant la souche probiotique de *Lactiplantibacillus plantarum* par rapport au lot témoin. De même pour le poids du foie qui est nettement supérieur ( $p < 0,05$ ). En revanche, le poids du cœur, de la rate sont légèrement supérieurs ( $p > 0,05$ ) chez les poulets du lot probiotique que ceux du lot témoin. Pour le poids du gésier, il a été presque identique chez les poulets des deux lots. Contrairement au lot probiotique, le poids des poumons et de la graisse autour du gésier était plus important chez les poulets du lot témoin.

Ces résultats sont en accord avec ceux rapportés par **Zhang et al. (2021)**, leurs résultats expérimentaux ont révélé que les souches probiotiques produisaient des effets bénéfiques sur le poids corporel et les caractéristiques de la carcasse. De même pour les résultats rapportés par

Abdel-Hafeez et al. (2017), ou le poids relatif des viscères a augmenté à la suite d'une supplémentation alimentaire en souches probiotiques.

### 3.1.1 Rendement de la carcasse éviscérée (RCE)

Le rendement de la carcasse éviscérée (RCE) a été de 81,81% pour le lot probiotique, et de 80,54% pour lot témoin.

### 3.1.2 Poids et pourcentage des viscères par rapport au poids vif

Le tableau VIII ci-dessous englobe les résultats du pourcentage des viscères par rapport aux poids vifs (PV).

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

	Foie	Cœur	Gésier	Rate	Graisse autour du gésier	Poumons
<b>Lot probiotique</b>	2,32%	0,43%	1,47%	0,07%	0,88%	0,49%
<b>Lot témoin</b>	1,98%	0,47%	1,68%	0,06%	1,03%	0,62%

Les poids des carcasses et le foie sont supérieurs chez les poulets recevant la souche probiotique avec une différence significative ( $p < 0,05$ ), pour cela on déduit que la souche de *Lactiplantibacillus plantarum* administrée a eu un impact positif sur le rendement en carcasse et sur le poids du foie. Ces résultats sont en accord avec ceux apportés par Salehizadeh et al. (2019) ou 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 commerciales.

# ***CONCLUSION***

## *Conclusion*

---

Notre étude a porté sur un élevage de 60 poussins divisés en deux lots, l'un a été supplémenté par une souche probiotique de *Lactiplantibacillus plantarum* dans l'aliment tandis que l'autre a suivi un régime alimentaire normal (aliment commercial seul). L'objectif de l'étude étant la mise en évidence l'impact de la souche probiotique sur l'état sanitaire, la flore intestinale et les performances zootechniques du poulet.

Les résultats obtenus dans la présente étude ont montré d'une part que la souche de *Lactiplantibacillus plantarum* testée n'a pas d'effet significatif ( $p > 0,05$ ) sur la prise de poids, ainsi que sur la quantité quotidienne d'aliments consommée et l'indice de consommation. Par contre, un effet significatif ( $p < 0,05$ ) a été constaté sur le poids de la carcasse éviscérée et des viscères (foie et rate) a été amélioré chez les poulets ayant reçu la souche de *Lactiplantibacillus plantarum*.

D'une autre part, après l'étude microbiologique, la supplémentation de 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 connu sous le nom d'« effet barrière » et en favorisant l'installation de la flore lactique.

Ces résultats renforcent l'hypothèse de l'effet probiotique de la souche *Lactiplantibacillus plantarum* sélectionnée et prouvent son efficacité en tant que promoteur de croissance, pouvant être utilisée avec succès comme alternative dans l'élevage de poulet de chair.

Cependant, pour affirmer cette conclusion nous envisageons, comme perspectives, une expérimentation *in vivo* sur un grand élevage de poulets de chair, en optimisant la charge bactérienne de la souche probiotique utilisée dans l'aliment en procédant d'une part à sa lyophilisation et d'autre part à son encapsulation.

***RÉFÉRENCES***  
***BIBLIOGRAPHIQUES***

## Références bibliographiques

---

- Abd El-Moneim, E. A., El-Wardany, I., Abu-Taleb, A. M., Wakwak, M. M., Ebeid, T. A., & Saleh, A. A. (2020). Assessment of *in ovo* administration of *Bifidobacterium bifidum* and *Bifidobacterium longum* on performance, ileal histomorphometry, blood hematological, and biochemical parameters of broilers. *Probiotics and Antimicrobial Proteins* 12(2), 439–450. <https://doi.org/10.1007/s12602-019-09549-2>
- Abdel-Hafeez, H.M., Saleh, E.S.E., Tawfeek, S.S., Youssef, I.M.I, & Abdel-Daim, A.S.A. (2017). Effects of probiotic, prebiotic, and synbiotic with and without feed restriction on performance, hematological indices and carcass characteristics of broiler chickens. *Journal of Animal Sciences* <https://doi.org/10.5713/ajas.16.0535>
- Acar, J., Casewell, M., Freeman, J., Friis, C., and Goossens, H. (2000). Avoparcin and virginiamycin as animal growth promoters: a plea for science in decision-making. *Clinical Microbiology and Infections* 6, 477–482. <https://doi.org/10.1046/j.1469-0691.2000.00128.x>.
- Ahmad I. (2006). Effect of probiotics on broiler performance. *International Journal of Poultry Science* 5(6), 593-597. <https://citeseerx.ist.psu.edu/document?repid=rep1&type=pdf&doi=2cb04af086f148be096ba2c27bda8fce7ddee1b1>
- Alagawany M., Abd El-Hack M. E, Farag M. R., Sachan S., Karthik K. and Dhama K. (2018). The use of probiotics as eco-friendly alternatives for antibiotics in poultry nutrition. Springer-Verlag GmbH Germany, part of Springer Nature. <https://doi.org/10.1007/s11356-018-1687-x>
- Ayalew H, Zhang H, Wang J, Wu S, Qiu K, Qi G, Tekeste A, Wassie T & Chanie D. (2022). Potential feed additives as antibiotic alternatives in broiler production. *Frontiers in Veterinary Science* 9.916473. <https://doi.org/10.3389/fvets.2022.916473>
- Baquero F. & Garau J. (2010). Prudent use of antimicrobial agents: revisiting concepts and estimating perspectives in a global world. *Enfermedades Infecciosas y Microbiología Clínica*, 28, 487-488. <https://doi.org/10.1016/j.eimc.2010.07.009>
- Barnes EM, Impey CS & Cooper DM. (1980) Manipulation of the crop and intestinal flora newly hatched chick. *American Journal of Clinical Nutrition*. <https://doi.org/10.1093/ajcn/33.11.2426>

- **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 de Constantine (Algérie). 1-4(129).
- **Benbara T., Lalouche S., Drider D., Bendali F. (2020).** *Lactobacillus plantarum* S27 from chicken faeces as a potential probiotic to replace antibiotics: *in vivo* evidence. *Beneficial Microbes* <https://doi.org/10.3920/BM2019.0116>
- **Bernardeau M., Gueguen M & Vernoux JP., (2006)** Beneficial lactobacilli in food and feed : long-term use, biodiversity and proposals for specific and realistic safety of enteropathogens. *FEMS Microbiology Reviews* 30(4): 487-513. <https://doi.org/10.1111/j.1574-6976.2006.00020.x>
- **Brenes A, Roura E (2010).** Essential oils in poultry nutrition: Main effects and modes of action. *Animal Feed Science and Technology* 158(1–2):1–14. <https://doi.org/10.1016/j.anifeedsci.2010.03.007>.
- **Caly DL, D'Inca R, Auclair E, Drider D. (2015)** Alternatives to antibiotics to prevent necrotic enteritis in broiler chickens: a microbiologist's perspective. *Frontiers in Microbiology* 6:1336. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2015.01336>
- **Cebra, J. J. (1999).** Influence of microbiota on intestinal immune system development. *American Journal of Clinical Nutrition* 69(5): 1046-1051.
- **Chafai S. (2006).** Effet de l'addition des probiotiques dans les régimes alimentaires sur les performances zootechniques du poulet de chair. Mémoire de magister en sciences vétérinaires. p97
- **Cheng, G., Hao, H., Xie, S., Wang, X., Dai, M., and Huang, L. (2014).** Antibiotic alternatives: the substitution of antibiotics in animal husbandry? *Frontiers in Microbiology* 5, 1–15. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2014.00217>.
- **Darwish, W.S., Eldaly, E.A., El-Abbasy, M.T., Ikenaka, Y., Nakayama, S., Ishizuka, M. (2013).** Antibiotic residues in food: the African scenario. *Japanese Journal of Veterinary Research* 61 (Supplement), S13-S22. [Antibiotic residues in food: the African scenario - PubMed \(nih.gov\)](https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/24111111/)
- **Dela Cruz, P.J.D, Dagaas, C.T., Mangubat K.M.M., Angeles, A.A. & Abanto, O.D. (2019).** Dietary effects of commercial probiotics on growth performance, digestibility,

and intestinal morphometry of broiler chickens. Article de revue. 718.  
<https://www.ukdr.uplb.edu.ph/journal-articles/718>.

- **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>

- [doc\\_num.php \(chambres-agriculture.fr\)](#)

- **Donkor E.S., Newman M.J., Tay S.C.K., Dayie N.T.K.D., Bannerman E. and Olu-Taiwo M. (2011).** Investigation into the risk of exposure to antibiotic residues contaminating meat and egg in Ghana. *Food Control* 22, 869-873. <https://doi.org/10.1016/j.foodcont.2010.11.014>

- **Du Maroc R. (2012).** Contribution à l'étude des entérites chez le poulet de chair dans un élevage de la région de Témara. Thèse pour l'obtention du Doctorat en Médecine Vétérinaire. Institut Agronomique et Vétérinaire Hassan II (Maroc). p136

- **FAO (2016).** The FAO action plan on antimicrobial resistance. Rome. <https://www.fao.org/publications/card/en/c/2f749e74-5ca8-4934-8762-9fd61ad6935e>

- **FAO/WHO. (2009).** *Salmonella* and *Campylobacter* in chicken meat: Meeting Report. Microbiological Risk Assessment Series 19,1-42.

<https://www.who.int/publications/i/item/9789241547901>

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

- **Fuller R. (1989).** Probiotics in man and animals. *Journal of Applied Bacteriology* 66, 365-378.

- **Fuller R. (2001).** The Chicken gut microflora and probiotic supplements. *Journal of*

- **Gabriel, I., Mallet, S., Sibille, P. (2005).** La microflore digestive des volailles : facteurs de variation et conséquences pour l'animal. *INRA Productions Animales* 18 (5) : 309-322. <https://productions-animales.org/article/view/3535>

- **Ghareeb, K., WA Awad, M. Mohnl, R. Porta, M. Biarnes, J. Böhm et G. Schatzmayr. (2012).** Évaluation de l'efficacité d'un probiotique spécifique aux oiseaux pour réduire la

colonisation de *Campylobacter jejuni* chez les poulets à griller. *Poultry Science* 91:1825–1832. <https://doi.org/10.3382/ps.2012-02168>

- **Giannenas I., Tsalie E., Triantafyllou 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. & Celii 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>.

- **Haddadin M.S.Y., Abdulrahim S.M., Hashlamoun E.A.R., Robinson R.K., 1996**. The effect of *Lactobacillus acidophilus* on the production and chemical composition of hen's eggs. *Poult. Sci.*, 75, 491-494. file:///C:/Users/pv/Downloads/3535-Texte%20de%20l'article-27398-1-10-20200518-2.pdf

- **Hofacre C. Roth N. Mayrhofer S. Käsbohrer A. Domig K. (2019)**. The application of antibiotics in broiler production and the resulting antibiotic resistance in *Escherichia coli*: A global overview. <https://doi.org/10.3382/ps/pey539>.

- **Iannitti, B Palmieri (2010)**. Therapeutical use of probiotic formulations in clinical practice. Free PMC article 29(6):701-25. <https://doi.org/10.1016/j.clnu.2010.05.004>.

- **Ifeanyi P, Monnye M, Nthabiseng A & Christian M. (2022)**. *Bacillus* probiotics as alternatives to in-feed antibiotics and its influence on growth, serum chemistry, antioxidant status, intestinal histomorphology, and lesion scores in disease-challenged broiler chickens. *Sec. Animal Nutrition and Metabolism* Volume 9. <https://doi.org/10.3389/fvets.2022.876725>.

- **Kabir S. (2009)**. The role of probiotics in the poultry industry. *International Journal of Molecular Science* 10:3531–46. <https://doi.org/10.3390/ijms10083531>

- **Kabir, J.; Islam, M. A. ; Ahammad, M. U. ; Howlider, M. A. R., (2005)**. Use of duckweed (*Lemna minor*) in the diet of broiler. *Indian Journal of Animal Research* 39 (1): 31-35. [UTILISATION DE LENTILLES D'EAU \(LEMNA MINOR\) DANS L'ALIMENTATION DES POULETS DE CHAIR | Spécialiste sémantique \(semanticscholar.org\)](https://doi.org/10.3389/fvets.2022.876725)

- **Karimi Torshizi, M.A., Moghaddam, A.R., Rahimi, Sh. & Mojgani, N. (2010).** Assessing the effect of administering probiotics in water or as a feed supplement on broiler performance and immune response. *British Poultry Science* 51 (2), 178-184. <https://doi.org/10.1080/00071661003753756>
- **Keerqin C, Morgan N, Wu SB, Swick RA, Choct M. (2017).** Dietary inclusion of arabinoxylo-oligosaccharides in response to broilers challenged with subclinical necrotic enteritis. *British Poultry Science* 58(4):418–424. <https://doi.org/10.1080/00071668.2017.1327705>
- **Khalique A, Zeng D, Wang H, Qing X, Zhou Y, Xin J, Zeng Y, Pan K, Shu G, Jing B, Shoaib M (2019).** Transcriptome analysis revealed ameliorative effect of probiotic *Lactobacillus johnsonii* BS15 against subclinical necrotic enteritis induced hepatic inflammation in broilers. *Microb Pathog* 132:201–207.
- **La Ragione R.M., Narbad A., Gasson M.J., Woodward M.J. (2004).** *In vivo* characterization of *Lactobacillus johnsonii* FI9785 for use as a defined competitive exclusion agent against bacterial pathogens in poultry. *Letters in Applied Microbiology* 38: 197-205. <https://doi.org/10.1111/j.1472-765X.2004.01474.x>
- **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).** Effect of *Pediococcus* and *Saccharomyces* – based probiotic (MitoMax) on coccidiosis in boiler chickens. *Comp Immunol Microbiol Infect Dis.* 30(4): 261-8. <https://doi.org/10.1016/j.cimid.2007.02.002>
- **Lekshmi M, Ammini P, Kumar S, Varela MF. (2017).** The food production environment and the development of antimicrobial resistance in human pathogens of animal origin. *Microorganisms* 5(1):11. <https://doi.org/10.3390/microorganisms5010011>
- **Leonie D. 2015.** Alimentation des volailles en agriculture biologique. Cahier technique, ITAVI, Juin 2015, 7-8 p. <https://www.bio-bretagne-ibb.fr/wp-content/uploads/Alimentation-Volailles-Bio-CahierTechnique-juin2015.pdf>
- **Levy, S. B. (1992).** The antibiotic paradox: how miracle drugs are destroying the miracle. New York : Plenum. <https://link.springer.com/book/10.1007/978-1-4899-6042-9>

- **M'Sadeq SA, Wu S, Swick RA, Choct M. (2015).** Towards the control of necrotic enteritis in broiler chickens with in-feed antibiotics phasing-out. <https://doi.org/10.1016/j.aninu.2015.02.004>
- **Macelline S.P., Jayasena, D.D., Tharangani RMH, Song Z. & Heo J.M. (2017).** Determination of the growth performance and meat quality of broilers fed *Saccharomyces cerevisiae* as a probiotic in two different feeding intervals. *Korean Journal of Poultry Science* 44 (3), 161-172. [10.5536/KJPS.2017.44.3.161](https://doi.org/10.5536/KJPS.2017.44.3.161)
- **Mallet S., Bouvarel I., Lessire M. (2001).** Facteurs de variation de la microflore intestinale des oiseaux domestiques: impact de l'alimentation. 4<sup>èmes</sup> Journées de Recherches Avicoles. Nantes, France, 27-29 mars, 159-164. [http://www.journees-de-la-recherche-avicole.org/JRA/Contenu/Archives/5\\_JRA/nutrition/S-GABRIEL.pdf](http://www.journees-de-la-recherche-avicole.org/JRA/Contenu/Archives/5_JRA/nutrition/S-GABRIEL.pdf)
- **Mastbaum, I., Yossilewitsch, I., Grimberg, M., Kedem, M., Vio-la, S., Rand, N., Dvorin, A., Noy, Y., Litman. (1997).** Effects of the probiotic on broilers administered either as a feed additive or in the drinking water. 11<sup>th</sup> European Symposium on Poultry Nutrition. August 24–28. <https://www.thejaps.org.pk/docs/v-26-01/05.pdf>
- **Millet, S., & Maertens, L. (2011).** The European ban on antibiotic growth promoters in animal feed: From challenges to opportunities. *Veterinary Journal* 187, 143–144. <https://doi.org/10.1016/j.tvjl.2010.05.001>.
- **Mountzouris K.C., Tsirtsikos P., Kalamara E., Nitsch S., Schatzmayz 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(2): 309-317 <https://doi.org/10.1093/ps/86.2.309>.
- **Murphy D. Ricci A. Auce Z. Beechinor G. Bergendahl H. Breathnach R. Bureš J. Pedro Duarte da Silva J. Hederová J. Hekman P. Ibrahim C. Kozhuharov E. Kulcsár G. Lander Persson E. Lenhardsson J. Mačiulskis P. Malemis L. Markus-Cizelj L. Michaelidou-Patsia A. Nevalainen M. Pasquali P. Rouby J-C. Schefferlie J. Schlumbohm W. Schmit M. Spiteri S. Srčić S. Taban L. Tiirats T. Urbain B. Vestergaard E., Wachnik-Święcicka A. Weeks J. Zemann B. Allende A. Bolton D. Chemaly M. Escamez P. Girones R. Herman L. Koutsoumanis K. Lindqvist R. Nørrung B. Robertson L. Ru G. Sanaa M. Simmons M. Skandamis P. Snary E. Speybroeck**

**N. Kuile B. Wahlström H. Baptiste K. Catry B. Cocconcelli P. Davies R. Ducrot C. Friis C. Jungersen G. More S. Madero C. Sanders P. Bos M. Kunsagi Z. Edo J. Brozzi R. Candiani D. Guerra B. Liebana E. Stella P. Threlfall J. Jukes H (2017).** EMA and EFSA Joint Scientific Opinion on measures to reduce the need to use antimicrobial agents in animal husbandry in the European Union, and the resulting impacts on food safety (RONAFA). EFSA J. 15, 4666. <https://doi.org/10.2903/j.efsa.2017.4666>.

- **Neveling DP & Dicks LMT (2021).** Probiotics: An antibiotic replacement strategy for healthy broilers and productive rearing. [Les probiotiques : une stratégie de remplacement des antibiotiques pour des poulets de chair en santé et un élevage productif | SpringerLinkhttps://doi.org/10.1007/s12602-020-09640-z](https://doi.org/10.1007/s12602-020-09640-z)

- **OIE.** Code sanitaire pour les animaux terrestres Vingt-septième édition, 2018. p368(11). [Recommandations applicables aux maladies inscrites sur la liste de l'OIE et autres maladies ayant une importance pour le commerce international \(woah.org\)](https://www.woah.org/fr/publications/Recommandations-applicables-aux-maladies-inscrites-sur-la-liste-de-lOIE-et-autres-maladies-ayant-une-importance-pour-le-commerce-international)

- **Patterson, J.A., & Burkholder, K.M. (2003).** Application of prebiotics and probiotics in poultry production. *Poultry Science* 82, 627-631. <https://doi.org/10.1093/ps/82.4.627>.

- **Pelicano E.R., De Souzaa P.A., De Souzaa., H.B.A., Leonel F.R., Zeola N.M.B.L., Boiago M.M. (2003).** Productive traits of broiler chickens feed diets containing different growth promoters. *Revista Brasilia Ciencia* 6(3): 177-182. <https://doi.org/10.1590/S1516-635X2004000300008>

- **Rossolini, G. M., Arena, F., Pecile, P., and Pollini, S. (2014).** Update on the antibiotic resistance crisis. *Current Opinion in Pharmacology* 18, 56–60 <https://doi.org/10.1016/j.coph.2014.09.006>

- **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. *Tropical Animal Health and Production* 51, 2279–2286. <https://doi.org/10.1007/s11250-019-01935-w>.

- **Salminen, S., Wright A., Morelli, L., Marteau, P., Brassart, D; De Vos, W.M., Fondén, R., Saxelin, M., Collins, K., Mogensen, G., Birkeland, S.E., MattilaSandholm, T. (1998).** Demonstration of safety of probiotics -- a review. *International Journal of Food Microbiology* 44(1-2): 93-106. [https://doi.org/10.1016/s0168-1605\(98\)00128-7](https://doi.org/10.1016/s0168-1605(98)00128-7)

- **Samli H.E., Senkoylu N., Koc F., Kante M., Agma A. (2007).** Effects of *Enterococcus faecium* and dried whey on broiler performance, gut histomorphology and intestinal microbiota. *Archives of Animal Nutrition* 61(1):42-9. <https://doi.org/10.1080/17450390601106655>
- **Shinoda, T., Kusuda, D., Ishida, Y., Ikeda, N., Kaneko, K., Masuda, O., and Yamamoto, N. (2001).** Survival of *Lactobacillus helveticus* strain CP53 in the human gastrointestinal tract. *Letters in Applied Microbiology* 32, 108-113. <https://doi.org/10.1046/j.1472-765x.2001.00870.x>
- **Souilem O. & Gogny M. (1994).** Particularités de la physiologie digestive des volailles. *Revue de la Médecine Vétérinaire* 145, 525-537.
- **Souilem O. & Gogny M. (1994).** Particularités de la physiologie digestive des volailles. *Revue de la Médecine Vétérinaire* 145, 525-537.
- **Tran Van B., Luu Huynh A., Huynh Tan L., Chau Thi H., Nguyen T., Ly Thi T., Tran Hoang D., Nguyen Hong X & Nguyen T. (2022).** Effects of probiotic (*Lactobacillus plantarum* and *Bacillus subtilis*) supplementation on mortality, growth performance, and carcass characteristics of native Vietnamese broilers challenged with *Salmonella* Typhimurium. <https://doi.org/10/14202/vetworld.2022.230X-X308>
- **Villate D. (2001).** L'appareil digestif, les maladies des volailles. Edition: INRA. France. pages 27-38.
- **Wambeke F.V (1995).** The effect of Paciflor(R) on the performances, carcass composition and caecal bacterial numbers of broilers. *Arch Geflugelkd* 59: 125-129. <https://doi.org/10.1590/0001-3765201620150071>
- **Wang H, Ni X, Liu L, Zeng D, Lai J, Qing X, Li G, Pan K, Jing B (2017).** Controlling of growth performance, lipid deposits and fatty acid composition of chicken meat through a probiotic, *Lactobacillus johnsonii* during subclinical *Clostridium perfringens* infection. *Lipids in Health and Disease* 16(1):38. [Le probiotique Lactobacillus johnsonii BS15 favorise la croissance, l'immunité intestinale et le microbiote intestinal chez les porcelets | SpringerLink.](#)
- **Whelan RA, Doranalli K, Rinttilä T, Vienola K, Jurgens G, Apajalahti J (2018).** The impact of *Bacillus subtilis* DSM 32315 on the pathology, performance, and intestinal microbiome of broiler chickens in a necrotic enteritis challenge. *Poultry Sci* 98(9):3450–3463.
- **Wu, Y., Zhen, W., Geng, Y., Wang, Z. et Guo, Y. (2019)** Pretreatment with Probiotic *Enterococcus faecium* NCIMB 11181 Ameliorates Necrotic Enteritis-Induced Intestinal Barrier

Injury in Broiler Chickens. Scientific Reports, 9, article n° 10256.<https://doi.org/10.1038/s41598-019-46578-x>

- **Zhang, L., Zhang, R., Jia, H., Zhu, Z., Li, H. & Ma, Y. (2021).** Supplementation of probiotics in water beneficial growth performance, carcass traits, immune function, and antioxidant capacity in broiler chickens. from the journal Open Life Sciences.<https://doi.org/10.1515/biol-2021-0031>



# ***ANNEXES***

## Annexes

---

### Annexe 1.

**Tableau I.** Composition de l'aliment durant les trois phases d'élevage (étiquetage Aliment CAA).

<b>Les ingrédients</b>	
➤ Tourteaux de soja	➤ Acides aminés
➤ Céréales	➤ Oligoéléments
➤ Phosphate	➤ Polyvitamines
➤ Bicarbonate de Na	➤ Sel
➤ Carbonate de calcium	➤ Anticoccidien
➤ Huile	

### Annexe 2. Composition des milieux de culture

**Tableau I.** Composition du milieu MRS

<b>Ingrédients</b>	<b>Gramme/Litre</b>
➤ Peptone	➤ 10,00
➤ Acétate de sodium	➤ 5,0
➤ Extrait de viande	➤ 0,10
➤ Sulfate de magnésium	➤ 5,00
➤ Sulfate de manganèse	➤ 0,05
➤ Glucose	➤ 20,00
➤ Phosphate disodique	➤ 2,0
➤ Polysorbate 80	➤ 1,00
➤ Agar	➤ 15,00
➤ Citrate d'ammonium	➤ 2,0

**Tableau II.** Composition du milieu EMB

<b>Ingrédients</b>	<b>Gramme/Litre</b>
➤ Digestion peptique de tissu animaux	➤ 10,0
➤ Phosphate dipotassique	➤ 2,0
➤ Lactose	➤ 5,0
➤ Saccharose	➤ 5,0
➤ Eosine-Y	➤ 0,40
➤ Bleu de méthylène	➤ 0,065
➤ Agar	➤ 13,500

**Tableau III.** Composition du milieu VRBG

<b>Ingrédient</b>	<b>Gramme/litre</b>
➤ Digestion de tissus animaux	➤ 7,0
➤ Extrait de levure	➤ 3,0
➤ Glucose	➤ 10,0
➤ Sels biliaires	➤ 1,5
➤ Chlorure de sodium	➤ 5,0
➤ Rouge neutre	➤ 30,0
➤ Cristal violet	➤ 2,0
➤ Agar	➤ 13,0

**Tableau IV.** Composition du milieu PCA

<b>Ingrédients</b>	<b>Gramme/litre</b>
➤ Tryptone	➤ 5,0
➤ Extrait de levure	➤ 2,5
➤ Glucose	➤ 1,0
➤ Agar	➤ 12,0

# ***RÉSUMÉ***

## Résumé

Depuis leur l'apparition, les antibiotiques promoteurs de croissance ont joué un rôle crucial dans l'amélioration des performances zootechniques à travers l'inhibition des bactéries pathogènes au niveau intestinal du poulet. Cependant, les différentes investigations scientifiques ont prouvé que leur utilisation à grande échelle a engendré une antibiorésistance et des résidus dans l'environnement, la viande et les denrées alimentaires d'origine avicole. Par conséquent, il était primordial de trouver des alternatives potentielles à ces molécules afin de bannir leur utilisation en élevage avicole. On compte parmi ces alternatives, une multitude de substances et de micro-organismes, notamment les probiotiques. Dans ce contexte et dans l'optique de prouver l'efficacité sanitaire et zootechnique d'une souche probiotique de *Lactiplantibacillus plantarum* chez le poulet de chair, une expérimentation *in vivo* a été réalisée. Pour cela, 60 poussins de souche *Arbor acres* ont été répartis en deux lots de façon équitable, lot 1, recevant un aliment commercial et lot 2, recevant l'aliment additionné de la souche probiotique ( $10^9$  UFC/500g d'aliment) une fois par jour. Des dénombrements des flores lactique et totale, des entérobactéries et des coliformes ont été effectués de façon hebdomadaire afin de suivre l'implantation de la souche probiotique additionnée et l'évolution de la flore entérique. Le taux de mortalité, l'indice de consommation, le gain de poids, la quantité d'aliment consommée par jour, ainsi que le rendement en carcasse et en viscères ont été calculés. Les résultats ont montré une augmentation du le taux de la flore lactique et une diminution significative ( $p < 0,05$ ) du taux de la flore totale, des entérobactéries et des coliformes dans le lot traité. Aucun effet significatif ( $p > 0,05$ ) n'a été observé sur les performances zootechniques des poulets. En revanche, la souche a présenté un effet significatif ( $p < 0,05$ ) sur le rendement en carcasse, et une amélioration du poids des viscères (foie et rate). Ces résultats sont en faveur de l'utilisation de la souche en élevage de poulet de chair.

**Mots clés :** *in vivo*, poulet de chair, probiotiques, effet sanitaire, performances zootechniques.

## Abstract

Since their emergence, antibiotics growth promoters have played a crucial role in improving zootechnical performances through the inhibition of pathogenic bacteria in the intestinal tract of chickens. However, the various scientific investigations have proven that their large-scale use has generated antibiotic resistance and residues in the environment, meat, and foodstuffs of poultry origin. Therefore, it was essential to find potential alternatives to these molecules to ban their use in poultry farming. Among these alternatives, there are a multitude of substances and micro-organisms, in particular probiotics. In this context and to prove the sanitary and zootechnical efficacy of a probiotic strain of *Lactiplantibacillus plantarum* in broilers, an *in vivo* experiment was carried out. To do this, 60 *Arbor acres* chicks were divided into two equal groups, group 1, receiving commercial feed and group 2, receiving food supplemented with the probiotic strain ( $10^9$  CFU/500g of food), once a day. Counts of total and lactic flora, *Enterobacteriaceae* and coliforms were carried out on a weekly basis to monitor the implantation of the added probiotic strain, and the evolution of the enteric flora. Mortality rate, feed consumption index, weight gain, amount of feed consumed per day and carcass and viscera yields were calculated. The results showed an increase in the rate of lactic flora and a significant decrease ( $p < 0.05$ ) in the rate of the total flora, *Enterobacteriaceae* and coliforms in the treated group. Nonsignificant effect ( $p > 0.05$ ) was observed on the zootechnical performances of the chickens. Nevertheless, the strain presented a significant effect ( $p < 0.05$ ) on the carcass yield and an improvement in the weight of the viscera (liver and spleen). These results are in favour of the use of the selected strain in the broiler chickens rearing.

**Key words:** *in vivo*, broiler chickens, probiotics, sanitary effect, zootechnical performances.