



الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

République Algérienne Démocratique et Populaire

وزارة التعليم العالي والبحث العلمي

Ministère de l'Enseignement Supérieur et De la Recherche Scientifique

جامعة الشاذلي بن جديد - الطارف -

Université Chadli BENDJEDID d'El-Tarf

كلية العلوم الطبيعية و الحياة

Faculté des sciences de la nature et de la vie

قسم العلوم البيطرية

Département des sciences vétérinaires

## THESE

Présentée en vue de l'obtention du diplôme de

**DOCTORAT ES-SCIENCES**

Spécialité : Vétérinaire

Option: Nutrition, santé et production animale

## THEME

**Effets des probiotiques sur les performances de production des animaux domestiques**

**« Monogastrique : Cas de poulet de chaire »**

Présentée par : M. ARIOUA Hocine

Directeur de thèse : BOUZID Riad

Pr Université Chadli Bendjedid Eltaref

Co directeur de thèse : AOUN Laila

Pr Université Chadli Bendjedid Eltaref

Devant un jury composé de :

Président : ZAGHDOUDI Mourad

Pr Université Chadli Bendjedid Eltaref

Examineurs : DANDANI Zoubida

Pr Université Chadli Bendjedid Eltaref

DJAFEL Samia

MCA Université Frères Mantouri Constantine

HOUSSO Hinde

MCA Université Cherif Messaadia Souk Ahras

Année universitaire 2024/2025

## DEDICACES

*Je dédie ce travail à mon très cher père kaddeur.*

*A ma très chère maman khadidja, avec tout mon amour.*

*A mes frères et mes sœurs Faycal, Khaled, Saleh, Hanane, Fatima, Dilmi*

*, Djameleddine, Soraya, Wafa, .*

*A mon épouses Fadila et mes enfants Balsam Hamsa et Mohamed.*

*A mes amis de promotion de magister Ahmed Aloui Hamza , Biroual*

*Mahdi, Rahmani et Chibani Abderrahmane, Nadia , Wafa et Amira.*

*A tous qui m'aiment beaucoup.*

## REMERCIEMENTS

Je tiens à remercier en premier lieu, Monsieur le professeur Riad Bouzid mon directeur de thèse, pour sa patience et pour sa modestie.

Un grand merci à mon co-directeur de thèse le professeur Aoun Laila.

Qu'elle trouve ici, l'expression de mon admiration et mes sincères remerciements.

Je tiens de remercier aussi monsieur le Pr Zaghdoudi Mourad

d'avoir accepté de présider mon jury de thèse.

Et tous les membres du jury pour avoir participé d'évaluer mon travail de thèse et d'assister à ma soutenance. Madame le Pr Dandani Zobida ,mes dames les Professeurs Djafel Samia et Houfo Hinde de l'université frères

Mantouri Constantine

Un merci spécial au grand monsieur le professeur Khalef Djamel à son insistance tenace durant ces deux dernières années qui m'a permis

d'avancer dans mon travail.

Je remercie aussi le Dr Bensegueni Abd rahmane pour son inestimable orientation.

Je remercie également mon frère et mon cousin le docteur Farid Arioua praticien privé, il a été avec moi tout le temps, mes amis les vetos : Mohamed, Noredine ,Moussa, salim, Toufik, Chellali, ,le docteur Abd hafid Chorfa praticien privé à Eloulma qui m'a aidé beaucoup, aussi le professeur Ayachi Ammar spécialiste en microbiologie qui m'a fait la partie microbiologie, les propriétaires de la ferme d'élevage Kahali, Oussama et Yacine pour m'accepté de faire mon expérimentation modeste au sein de leur élevage .

Mes remerciements sont également adressés à tous les gens de proche ou de loin, qu'ils trouvent ici l'expression de ma profonde reconnaissance.

Mes plus grands remerciements vont à mes parents sans qui je n'aurais pas pu arrivé la.mes frères et mes sœurs.

Merci d'avoir toujours été la pour moi.

## Résumé

Les probiotiques constituent un thème de recherche majeur ces derniers temps, avec l'émergence des études sur le microbiote digestif, les *Lactobacilles* semblent ainsi présenter un fort potentiel probiotique, notamment par apport à l'axe santé, de plus leur résistance aux conditions du tractus gastro-intestinal « pH, sels biliaires, le potentiel redox » et aux conditions de procédés de fabrications, ce qui les rend facilement industrialisables.

Le but de cette étude, est d'évaluer l'impact de la supplémentation d'un symbiotique sur les paramètres zootechniques et sur la flore digestive (le nombre des lactobacilles par apport aux *Escherichia coli*) ainsi que la réponse immunitaire de la souche de poulet de chair ARBOR ACRES. Les poussins dans le cadre de l'essai ont été répartis en deux lots (témoin et expérimental) contenant chacun 15248 et 14248 sujets qui ont été suivis durant 37 jours et partagés en 4 répétitions pour chaque bâtiment.

Les résultats obtenus montrent que la supplémentation en *Lactobacillus acidophilus* a influencé significativement les indices zootechniques suivant « l'ingéré alimentaire, l'indice de conversion, le poids final et le gain de poids » et les indices sanitaires tels que le taux de mortalité et morbidité, titre des anticorps anti Gumboro ainsi que le nombre des colonies bactériennes *lactobacillaire* et *colibacillaire* dans les intestins grêles.

Concernant les paramètres zootechniques, le groupe 4 du lot expérimental s'est avéré le plus performant avec un poids final de 2514g et un GMQ de 67.94g/j par apport aux autres groupes. Les répétitions du lot expérimental ont réalisées le meilleur indice de conversion durant toute la période d'élevage avec une moyenne de (1.422) contre 1.493 pour le témoin et contre 1.478 pour le standard de la souche (2022), avec un ingéré alimentaire total de 3562.97g pour le lot traité contre 3447.64 g pour le témoin et contre 3611g standard de la souche.

Pour ce qui concerne la réponse immunitaire il a été remarqué un taux supérieur des anticorps anti Gumboro des répétitions du lot expérimental par rapport à celle du lot témoin, mais dans la première phase la moyenne des titres était inférieure au seuil protecteur et à la base line AMT=370 traité contre AMT=281.25 témoins, et supérieur à la base line dans la deuxième phase AMT=6569.25 du lot traité contre AMT=5901.25 du lot témoin.

Pour les taux de mortalité et morbidité durant l'expérimentation, les résultats ont montré que les répétitions du lot ayant reçu le symbiotique présentaient les taux de mortalité les plus faibles évalués à 4.04 % en moyenne durant toute la période d'élevage, contre ≈5% qui ont été observés pour le lot non traité, contrairement aux cas de morbidité qui présentent

les taux le plus élevés dans les deux phases dans les groupes du lot expérimental par apport aux témoins (2.385%) versus (1.815%).

On a trouvé qu'il n'y a pas de différence significative entre le nombre de colonies des deux types de bactérie dans les deux phases soit en présence ou en absence de probiotique avec une faible concentration de *E. coli* pour les lots surtout traités, et une dominance des bactéries lactiques par rapport aux colibacilles.

Notre expérience révèle un impact certain, dans nos conditions d'élevage, du symbiotique contenant la souche *Lactobacillus acidophilus* sur l'utilisation digestive de l'aliment du poulet de chair (efficacité alimentaire), et sur le statut immunitaire à l'instar de production des taux élevés des anticorps anti gumboro et une baisse de taux de mortalité, qui mérite des études ultérieures approfondies pour en élucider les mécanismes d'action.

En résumé, *Lactobacillus acidophilus* est un probiotique prometteur qui peut avoir de nombreux effets bénéfiques sur le microbiote de poulet de chair en phase démarrage et de croissance.

**Mots clés** : Probiotiques, Supplémentation, Poulet de chair, Performances zootechniques.

## **Abstract**

Probiotics have been a major research topic in recent times, with the emergence of studies on the digestive microbiota, Lactobacilli thus seem to present a strong probiotic potential, in particular in relation to the health axis, however their resistance to the conditions of the gastrointestinal tract «Ph, bile salts, redox potential» and to the conditions of manufacturing processes, which makes them easily industrializable.

The aim of this study is to evaluate the impact of the supplementation of this probiotic on zootechnical parameters, on the digestive flora (the number of lactobacilli in relation to *Escherichia coli*) as well as the immune response of the star strain of ARBOR ACRES broiler chicken raised and divided into two batches (control and experimental) each containing 15248 and 14248 subjects will be followed for 37 days and divided into 4 repetitions for each building.

The results obtained show that the supplementation with *Lactobacillus acidophilus* significantly induced the zootechnical indices following "food intake, index of conversion, final weight and weight gain" and health indices such as mortality and morbidity rates, anti-Gumboro antibody levels and the number of lactobacillary and colibacillary bacterial colonies in the small intestines.

Concerning the zootechnical parameters, group 4 of the experimental batch proved to be the most efficient with a final weight of 2514g and a daily live-weight gain 67.94g/day compared to the other groups.

The experimental batch repetitions achieved the best conversion index during the entire breeding period with an average of (1.497) against 1.58 for the control and against 1.452 for the strain standard, with a total food intake of 3562.97g against 3447.64g control.

In relation to the immune response, a consistently high rate of anti-Gumboro antibodies from experimental batches against control batches, but in the first phase the average is lower than the protective threshold and the baseline AMT=370 treated versus AMT=281.25 controls, and superior to baseline in the second phase AMT=6569.25 treated against AMT=5901.25 from control batches.

For the mortality and morbidity rate during the experiment, the results showed that the repetitions of the batch that received the symbiotic presented the lowest mortality rates evaluated at 4.04% on average during the entire breeding period, against  $\approx 5\%$  which were observed for the untreated batch, contrary to the morbidity which presents the highest rates in the two phases in the experimental batches compared to the controls (2.385%) versus (1.815%).

It was found that there is no significant difference between the number of colonies of both types of bacteria in both phases either in the presence or in absence of probiotic with a low concentration of E coli for the batches especially treated in both phases, which explains the negative correlation between the Lactobacilli and E coli.

This indicates that the proliferation of Lactobacillus at the intestinal microbiota automatically translates into a reduction in E. coli in the same microbiota.

Our results reveal a certain impact, in our breeding conditions, of the probiotic *Lactobacillus acidophilus* on the digestive use of broiler chicken feed (feed efficiency), and on the immune status such as antibody production and mortality and morbidity rates, which deserves further in-depth studies to elucidate the mechanisms of action.

In summary, *Lactobacillus acidophilus* is a promising probiotic that may have many beneficial effects on the broiler microbiota during the starter and grower phases. It is important to note that the results of studies from either ours or others may vary and that further research is needed to confirm all the potential benefits of *Lactobacillus acidophilus* in broilers.

**Keywords:** probiotics, Supplementation, Broiler, Performance zootechnics.

## ملخص

تشكل دراسة البروبيوتيك موضوع بحث هام في الآونة الأخيرة, مع ظهور دراسات حول الكائنات الحية الدقيقة في الجهاز الهضمي تبدي العصيات اللبنية إمكانات قوية كبروبيوتيك ، لا سيما من خلال المساهمة في تحسين الاداء الصحي للحيوان ، ولمقاومتها لظروف الجهاز الهضمي « درجة الحموضة والأملاح الصفراوية وقدرتها الايضية Redox potentiel » ومقاومتها لظروف وعمليات التصنيع مما يجعلها قابلة للتصنيع بسهولة.

الهدف من هذه الدراسة هو تقييم تأثير اضافة هذا البروبيوتيك على المعايير الحيوانية. وعلى الميكروفلورا الهضمية (نسبة العصيات اللبنية مقارنة بالعصيات القولونية) وكذلك الاستجابة المناعية للسلاطة اللحمية لدجاج ARBORE ACRES لهذا المكمل الغذائي حيث تقتضي الطريقة تقسيم الدجاج إلى عنبرين (شاهدة- وتجريبية) تحتوي كل منهما على 15,248 و 14,248 كتكوت وسيتم مراقبتها لمدة 37 يوماً مع تقسيمها إلى 4 تكرارات لكل مبنى .

تظهر النتائج التي تم الحصول عليها أن البكتيريا النافعة *Lactobacillus acidophilus* حفزت بشكل كبير المؤشرات الحيوانية مثل "تناول الطعام، مؤشر التحويل الغذائي والوزن النهائي والريح اليومي في الوزن " والمؤشرات الصحية مثل عدد الوفيات وعدد المرضى ومستوى الأجسام المضادة *Gumboro* وكذلك عدد المستعمرات البكتيرية للعصيات اللبنية والعصيات القولونية في الأمعاء الدقيقة.

وفيما يتعلق بالمؤشرات الحيوانية فقد تبين أن المجموعة الرابعة من التشكيلة التجريبية هي الأكثر كفاءة حيث بلغ وزنها النهائي 2514 غرام وقيمة : زيادة الوزن اليومي قدرها 67,94 غرام في اليوم مقارنة بالمجموعات الأخرى.

حققت تكرارات الدفعة التجريبية أفضل مؤشر تحويل طوال فترة التكاثر بمتوسط (1,497) مقابل 1,58 للشاهد و مقابل 1,452 (*standard de la souche*) مع إجمالي تناول غذائي بلغ 3562,97 غم مقابل 3447,64 غم لشاهد.

أما فيما يخص الاستجابة المناعية لاحظنا وجود معدل مرتفع باستمرار من الأجسام المضادة ضد مرض *Gumboro* من التكرارات التجريبية ضد التكرارات الشاهدة. و لكن في المرحلة الأولى يكون المتوسط فيها أقل من عتبة الحماية لكلا الفئتين.

تمت معايرة المضادة الحيوية في مصل الدم فوجدنا  $TM=370$  بالنسبة للفئة التجريبية مقابل  $TM=281,25$  عناصر تكرارات الفئة الشاهدة ، أما في المرحلة الثانية للنمو فكانت قيمة المضادات الحيوية أعلى من مستوى *base line* للمخبر  $TM =6569,25$  تجريبي مقابل  $MT = 5901,25$  من فئات الشاهد.

أما معدل الوفيات والمرضى خلال مرحلة التربية أظهرت أن تكرارات الدفعة التي تلقت المكمل الغذائي قدمت أقل معدلات وفيات قدرت بـ 4,04% في المتوسط مقارنة بـ 5% التي لوحظت للدفعة غير المعالجة، على عكس معدلات الإصابة بالأمراض التي تمثل أعلى المعدلات في كلا المرحلتين في الدفعات التجريبية مقارنة بالمجموعات الشاهدة (2,385%) مقابل (1,815%). وقد وجد أنه لا يوجد فرق كبير بين عدد مستعمرات نوعي البكتيريا في المرحلتين سواء في وجود أو في غياب البروبيوتيك مع انخفاض تركيز العصيات القولونية خلال مرحلة البدء أو النمو، بالنسبة للمجموعات المضاف لها المكمل الغذائي، وهو ما يفسر الارتباط السلبي بين العصيات اللبنية والعصيات القولونية. وهذا يدل على أن تكاثر العصيات اللبنية أعلى مستوى داخل الأمعاء يؤدي تلقائياً إلى انخفاض في بكتيريا قولونية في *Microbiote*.

تكشف نتائجنا على تأثير بكتيريا *Lactobacillus acidophilus* على الاستخدام الهضمي للدجاج اللحم (كفاءة التغذية)، وعلى الحالة المناعية مثل إنتاج الأجسام المضادة ومعدلات الوفيات والحالات المرضية والتي تستحق المزيد من الدراسات المعمقة لتوضيح آليات العمل.

باختصار *Lactobacillus acidophilus* هو بروبيوتيك واعد يمكن أن يكون له العديد من التأثيرات المفيدة على الكائنات الحية الدقيقة في دجاج التسمين في مرحلتي البدء والنمو، من المهم ملاحظة أن نتائج الدراسات التي أجريناها نحن أو باحثون آخرون قد تختلف وأن هناك حاجة إلى بحوث إضافية لتأكيد الفوائد الكامنة لـ *Lactobacillus acidophilus* في دجاج التسمين.

**الكلمات المفتاحية:** البروبيوتيك، المكملات الغذائية، الدجاج اللحم، الأداء الحيواني.

## TABLE DES MATIERES

Dédicace.....	I
Remerciements.....	II
Résumé.....	IV
Abstract.....	V
ملخص.....	VI
Table des matières.....	VII
Liste des abréviations.....	XV
Liste des tableaux.....	XVIII
Liste des figures.....	XXI
	<b>Page</b>
<b>Introduction</b>	<b>01</b>

### SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE

#### CHAPITRE I : ELEVAGE DU POULET DE CHAIR.

1. Evolution de l'aviculture en Algérie.....	03
1.1. La entre période 1969 et 1980.....	03
1.2. La période entre 1980 et 1989.....	04
1.3. La période de la réforme entre 1989 et 1999.....	03
1.4. L'aviculture après l'année 2000.....	05
2. Organisation de la filière avicole.....	05
2.1. Organismes intervenant en amont.....	04
2.1.1. Office National des Aliments du Bétail (ONAB).....	05
2.1.2. L'institut pasteur.....	05
2.1.3. Groupements avicoles.....	05
2.1.4. Coopératives avicoles.....	06
2.2. Organismes intervenant en aval.....	06
2.2.1. Filière chair.....	06
2.2.2. Filière ponte.....	06
2.2.3. Marchés hebdomadaires.....	06
2.2.4. Détaillants privés rôtisseries et restaurants.....	06
2.2.5. Les collectivités locales.....	06
2.2.6. Collecteurs livreurs.....	06
3. Élevage du poulet de chair.....	06
3.1. Notion de race et de souche.....	06
3.2. Les principales souches de poulet de chair en Algérie.....	07
3.2.1. Souche « Cobb 500 ».....	07
3.2.2. Souche « Arbor-Acres ».....	07
3.2.3. Souche « Isa Hubbard».....	08
3.3. les différents modes d'élevage.....	08
3.3.1. En batterie.....	08
3.3.2. Au sol.....	08
3.3.3. Sol-batterie ou mixte.....	08
4. Bâtiment d'élevage.....	09

5. Equipements d'élevage .....	09
5.1. Équipements accessoires.....	09
6. Conduite d'élevage.....	11
6.1. Vide sanitaire.....	11
6.2. Aires de démarrage.....	11
6.3. Réception des poussins avec test de qualité et choix de la souche.....	12
6.4. Programme de vaccination.....	13
6.5. Ramassage et enlèvement des poulets.....	13
6.6. Paramètres d'ambiances.....	14
6.6.1. La densité de population.....	14
6.6.2. Sol et litière.....	14
6.6.3. Système de ventilation.....	15
6.6.3.1. Les bâtiments à ventilations statiques ou naturelle.....	16
6.6.3.2. Les bâtiments à ventilation dynamique.....	16
6.6.4. Système de refroidissement .....	16
6.6.5. La Température.....	17
6.6.6. Hygrométrie ou humidité relative.....	17
6.6.7. Lumière et programme lumineux.....	18
6.6.8. Teneur en gaz.....	19
7. Alimentation du poulet de chair.....	20
7.1. Aliment démarrage.....	20
7.2. Aliment d'engraissement.....	20
7.3. Aliment retrait.....	21
7.4. Forme et composition de l'aliment.....	21
7.5. Besoins nutritionnels du poulet de chair.....	21
7.5.1. Besoin en eau.....	21
7.5.2. Besoins en protéines.....	22
7.5.2.1. Besoins en acides aminés.....	23
7.5.2.2. Rapport entre les acides aminés.....	23
7.5.3. Besoin en énergie.....	24
7.5.4. Besoins en vitamines.....	25
7.5.5. Besoins en minéraux.....	26
7.5.5.1. Besoins en éléments majeurs.....	26
7.5.5.2. Besoin en éléments mineurs.....	26
7.6. Besoins en cellulose.....	27
7.7. Facteurs antinutritionnels.....	27
7.7.1. Toxicité due à la qualité dégradée des matières premières.....	27
7.7.2. Toxicité due à la nature intrinsèque des matières premières.....	27
7.7.3. Toxicités des composants introduits volontairement dans l'aliment.....	28
7.7.4. Toxicité due à des contaminants chimiques ou biologique des matières premières.....	28
<b>CHAPITRE II : MICROBIOTE DIGESTIVE ET ADDITIFS ALIMENTAIRES</b>	
1. Généralités.....	29
2. Description du tube digestif chez la volaille.....	30

3. Communautés microbiennes dans le contenu du tube digestif du poulet .....	31
3.1. Au niveau du jabot.....	32
3.2. Au niveau de proventricule.....	32
3.3. Au niveau de gésier.....	32
3.4. Au niveau de duodénum et jéjunum.....	32
3.5. Au niveau de l'iléon.....	32
3.6. Au niveau des caeca.....	33
3.7. Au niveau du colon.....	33
4. Communautés microbiennes dans le mucus.....	33
5. Métabolisme des groupes bactérien du microbiote digestif.....	34
5.1. Ordre des Lactobacillales.....	34
5.2. Ordre des Bacteroidales.....	35
5.3. Ordre des clostridiales.....	35
5.4. Ordre des Enterobacterales.....	36
5.5. Interactions entre les bactéries.....	36
6. Influence du microbiote sur l'hôte .....	37
6.1. Sur la structure et la fonctionnalité du tube digestif de l'hôte.....	37
6.2. Sur la digestion et la disponibilité des nutriments.....	37
6.2.1. La digestion des glucides.....	38
6.2.2. La digestion des lipides .....	38
6.2.3. La digestion des protéines .....	38
7. Influence du microbiote sur le métabolisme de l'hôte.....	39
7.1. Sur le métabolisme azoté.....	39
7.2. Sur le métabolisme énergétique .....	39
7.3. Sur le métabolisme des polyphénols.....	39
7.4. Sur le métabolisme des minéraux et des vitamines.....	40
8. Influence du microbiote sur le système immunitaire.....	40
8.1. Déséquilibre du microbiote digestif.....	41
8.2. Protection contre les agents pathogènes.....	41

### **CHAPITRE III : ADDITIFS ALIMENTAIRES « PROBIOTIQUES »**

1. Définition des additifs alimentaires.....	42
2. Classification .....	42
2.1. Additifs technologiques et de protection.....	42
2.2. Coccidiostatiques et histomonostatiques.....	42
2.3. Additifs sensoriels.....	42
2.4. Additifs nutritionnels.....	42
2.5. Additifs zootechniques.....	42
2.5.1. les acidifiants.....	43
2.5.2. Les épices et extraits de plantes.....	43
2.5.3. les argiles.....	43
2.5.3. les enzymes « améliorateurs de digestibilité ».....	43
2.5.4. Les probiotiques.....	44
2.5.5. Les prébiotiques.....	44

2.5.6. Les symbiotiques.....	44
2.5.7. Les métabiotiques.....	45
3. Définition des probiotiques.....	45
3.1. Nomenclature des probiotiques.....	45
3.2. Critères de sélection des souches probiotiques.....	45
3.3. Les probiotiques en aviculture.....	46
3.3.1. Efficacité sanitaire.....	46
3.3.2. Efficacité sur la santé de l'hôte.....	47
3.3.3. Efficacité sur les performances zootechniques.....	47
3.3.4. Efficacité sur les paramètres environnementaux.....	48
3.4. Modes d'action et activité antimicrobienne des probiotiques.....	48
3.5. Effet des probiotiques sur la diversité de microbiote.....	49
3.6. Utilisation et indications des probiotiques.....	49
3.6.1. Indication médicamenteuse.....	50
3.6.2. Indication comme facteur de croissance.....	50
3.6.3. Probiotiques utilisés en alimentation de poulet de chair.....	51
3.7. Administration des probiotiques.....	52
3.7.1. Administration directe.....	52
3.7.2. Administration indirecte.....	52
3.7.2.1. Forme liquide.....	52
3.7.2.2. Dans l'aliment.....	52

## **PARTIE EXPERIMENTALE**

### **CHAPITRE I : MATERIELS ET METHODES**

1. Objectifs de l'étude.....	54
2. Période et lieu de l'étude.....	54
2.1. Lieux et conditions expérimentaux.....	54
3. Matériels.....	55
3.1. Animaux.....	55
3.2. Les bâtiments.....	55
3.3. Equipements.....	56
4. Méthodes.....	57
4.1. Conduite d'élevage.....	57
4.1.1. Désinfection et vide sanitaire.....	57
4.1.2. La litière.....	59
4.1.3. La Température et l'hygrométrie.....	59
4.1.4. L'éclairage.....	60
4.1.5. La ventilation et l'extraction des gaz nocifs.....	60
4.2. L'approvisionnement en Aliments.....	62
4.3. L'approvisionnement en eau de boisson.....	65
4.4. Prophylaxie et traitement.....	66
4.4.1. La vaccination.....	68
4.5. Paramètres mesurés.....	68
4.6. Titrage des anticorps « statut sérologique ».....	69
4.6.1. Principe de la technique ELISA.....	69

4.6.2. Technique détaillée de test ELISA indirecte selon la notice ID.vet.....	70
4.6.3. Interprétation des résultats.....	71
4.7. Dénombrement des bactéries .....	72
4.7.1. Echantillonnage et prélèvement.....	72
4.7.2. Préparation des solutions de lavages et de conservation.....	72
4.7.3. Préparation des géloses et milieux de cultures .....	72
4.7.4. Mode opératoire.....	73
4.8. Traitement statistique.....	75

## **CHAPITRE II : RESULTATS ET DISCUSSIONS**

I. Résultats et discussions.....	76
1. Résultats .....	76
1.1. Performances pondérales.....	76
1.1.1. Poids vif et gain moyen quotidien(GMQ).....	76
1.2. Ingestion et indice de conversion.....	77
1.3. la mortalité.....	79
1.4. La morbidité.....	80
1.5. Titre des anticorps.....	81
1.5.1. Pour les AOM .....	82
1.5.2. Pour les anticorps poste vaccinal .....	82
1.6. Dénombrement de la flore intestinale de lactobacilles et E coli.....	83
1.6.1. Essai d'interprétation des résultats «Test Annova ».....	86
1.6.2. Test de corrélation de Pearson.....	87
1.6.3. Analyse de la charge bactérienne.....	88
2. Discussion.....	89
2.1. Effet sur les performances de croissance.....	90
2.2. Effet sur l'ingéré alimentaire et l'indice de conversion .....	91
2.3. Effet sur l'immunité .....	92
2.3.1. Sur la mortalité et la morbidité.....	92
2.3.2. Sur la production des anticorps anti-Gumboro.....	94
2.3.3. Sur la population bactérienne intestinale.....	95

## **Conclusion**

Conclusion.....	97
Références bibliographiques.....	100

## Liste des tableaux

Tableaux	Page
<b>Tableau 01</b> : Firmes de sélection avicole chair .....	07
<b>Tableau 02</b> : Equipement d'élevage avicole en fonction d'âge. ....	10
<b>Tableau 03</b> : Les principaux critères d'évaluation de la qualité du poussin. ....	12
<b>Tableau 04</b> : Densité sujet/m <sup>2</sup> en fonction des phases d'élevage.....	14
<b>Tableau 05</b> : Vitesse d'air recommandée en fonction de température ambiante .....	16
<b>Tableau 06</b> : Température pour l'élevage du poulet de chair en fonction d'âge .....	17
<b>Tableau 07</b> : Programme lumineux en fonction des poids à l'abattage .....	19
<b>Tableau 08</b> : Normes pour les gaz nocifs .....	20
<b>Tableau 09</b> : Forme et composition d'aliment du poulet de chair selon l'âge .....	21
<b>Tableau 10</b> : Consommation moyenne d'eau et d'aliment du poulet de chair. INRA .....	22
<b>Tableau 11</b> : Besoins du poulet de chair en protéines et en acides aminés selon l'âge.....	24
<b>Tableau 12</b> : Apports recommandés en minéraux et en vitamines du poulet de chair .....	25
<b>Tableau 13</b> : Recommandation d'apport en macroéléments chez le poulet de chair (g/100 Kcal d'EM) .....	26
<b>Tableau 14</b> : Evolution de la composition de la microflore intestinale du poulet en fonction de l'âge. ....	31
<b>Tableau 15</b> : Principaux critères de sélection des probiotiques.....	46
<b>Tableau 16</b> : Métabolites majeurs produites par la microflore .....	47
<b>Tableau 17</b> : Liste des micro-organismes autorisés en France pour l'alimentation animale...51	
<b>Tableau 18</b> : Protocole de désinfection suivi dans l'élevage.....	58
<b>Tableau 19</b> : Température et hygrométrie ambiantes durant la période d'expérimentation...60	
<b>Tableau 20</b> : Programme lumineux durant la période d'élevage.....	60
<b>Tableau 21</b> : Aération et contaminants courants de l'air à l'intérieur de bâtiment.....	61
<b>Tableau 22</b> : Formules (kg/100 kg d'aliment) des aliments de démarrage (1 à 20jours), de croissance (21 à 37 jours) et de retrait 38 à 40 jours) distribués aux poulets de chair .....	63
<b>Tableau23</b> : Composition du CMV 1% poulet «démarrage croissance» .....	64
<b>Tableau 24</b> : Critères de qualité microbiologique de l'aliment « démarrage, croissance »...65	
<b>Tableau 25</b> : Critères de qualité de l'eau de boisson « physico-chimique et micro biologique » Selon les normes de l'UE, de cite d'élevage avant et après 30jours d'introduction de symbiotiques.....	66
<b>Tableau 26</b> : Plan de vaccination et de prophylaxie de l'élevage.....	67
<b>Tableau 27</b> : Evolution pondérale des poulets de chair en fonction de l'ajout ou non du <i>Latobacillus acidophilus</i> dans l'eau de boisson en phases de démarrage et croissance.....	75
<b>Tableau 28</b> : Quantité ingérée et indice de conversion en fonction de suppléments ou non de <i>Lactobacillus acidophilus</i> dans l'eau de boisson « démarrage et croissance ».....	77
<b>Tableau 29</b> : Nombre et taux de mortalité durant les deux phases d'élevage.....	78
<b>Tableau 30</b> : Nombre et taux de morbidité durant les deux phases d'élevage.....	79
<b>Tableau 31</b> : Statistique sérologique des AOM et des anticorps poste vaccinal en fonction d'ajout ou non de probiotique dans l'eau de boisson.....	80

<b>Tableau 32:</b> Nombre de lactobacilles et Ecoli mesurés au niveau de jéjunum iléon, à l'âge de 20 avec un régime alimentaire supplémenté par <i>lactobacillus acidophilus</i> .....	82
<b>Tableau 33:</b> Nombre de lactobacilles et Ecoli mesurés au niveau de jéjunum iléon, à l'âge de 37 avec un régime alimentaire non supplémenté par <i>lactobacillus acidophilus</i> .....	83
<b>Tableau34:</b> Récapitulatif d'essai d'interprétation des résultats lors d'ajout ou non du probiotique sur les paramètres mesurées.....	86

## Liste des figures

Figures	Page
<b>Figure 01</b> : Schéma de la filière avicole Algérienne, .....	04
<b>Figure 02</b> : Orientation de bâtiment et limite De déviation maximale .....	09
<b>Figure 03</b> : Orientation du bâtiment par apport au soleil .....	09
<b>Figure 04</b> : Disposition de la garde Pour 650 poussins .....	12
<b>Figure 05</b> : Bâtiment de type ouvert (ventilation naturelle) .....	15
<b>Figure 06</b> : Diffèrent type de ventilation dynamique .....	16
<b>Figure 07</b> : Schéma illustrant les caractéristiques physiologiques du tractus digestif chez la volaille .....	29
<b>Figure 08</b> : Localisation de la colonisation bactérienne du mucus intestinal .....	33
<b>Figure 09</b> : Exemple de nutrition croisée, le cas des interactions entre bactéries protéolytiques et cellulolytiques .....	36
<b>Figure 10</b> : Mécanismes d'action proposés des microorganismes probiotiques dans le traitement des infections entériques. ....	49
<b>Figure 11</b> : La carte géographique de la wilaya de M'sila .....	55
<b>Figure 12</b> : Murs isolants en charpente métallique .....	56
<b>Figure 13</b> : Abreuvoirs et mangeoires automatiques .....	56
<b>Figure 14</b> : Désinfection et nettoyage du bâtiment et des équipements .....	57
<b>Figure 15</b> : Sonde thermique et d'humidité, .....	59
<b>Figure 16</b> : Système de ventilation (Trappes, Ventilateurs géants, Pad cooling).....	61
<b>Figure 17</b> : Détecteur à infrarouge de la température de la litière.....	62
<b>Figure 18</b> : Doseur des médicaments (système de distribution) .....	67
<b>Figure 19</b> : Vaccination des poussins .....	68
<b>Figure 20</b> : Spectrophotomètre, logiciel pour lecture du résultat .....	70
<b>Figure 21</b> : Poids final en fonction d'ajout ou non de probiotique dans le régime alimentaire du poulet de chair.....	76
<b>Figure22</b> : GMQ en fonction d'ajout ou non de probiotique dans le régime alimentaire du poulet de chair.....	77
<b>Figure 23</b> : Quantité ingérée en fonction de supplémentations ou non de <i>Lactobacillus acidophilus</i> dans l'eau de boisson.....	78
<b>Figure 24</b> :Indice de conversion global en fonction de supplémentations ou non de <i>Lactobacillus acidophilus</i> dans l'eau de boisson.....	79
<b>Figure 25</b> : Taux de mortalité en fonction d'ajout ou non de probiotique dans l'eau de boisson chez le poulet de chair.....	80
<b>Figure 26</b> : Taux de morbidité en fonction d'ajout ou non de pro biotique dans l'eau du boisson.....	81
<b>Figure 27</b> : Courbe de la cinétique des AOM et anticorps poste vaccinal en fonction d'ajout ou non de probiotique dans l'eau de boisson.....	83
<b>Figure 28</b> :Corrélation entre <i>Bacteries Lactiques</i> et <i>E coli</i> après ajout de probiotique...87	
<b>Figure 29</b> : Box Plots montrent les interactions entre les facteurs flores ( <i>lactobacillus Acidophilus</i> et <i>E coli</i> ) et probiotique.....	88

## Liste des abréviations

**%**: Pourcent.

**AFCA-CIAL** : Association des fabricants de compléments pour l'alimentation animale.

**AFSSA** : agence française de santé et sécurité alimentaire.

**AGV** : Acides gras volatils.

**AMT** : Moyenne arithmétique des titres.

**ANOVA**: analysis of variance.

**AOM**: anticorps d'origine maternel.

**BI** : Bronchite infectieuse.

**C°** : Degré Celsius.

**CE (Marquage)** : Conforme aux Exigences

**CIC** : Conseil international des céréales.

**CNIS** : Centre national de l'informatique et des statistiques.

**COP.A. WI** : Coopérative agricole de wilaya.

**CV** : coefficient de variation.

**DGGE** : Electrophorèse sur gel en gradient dénaturant.

**DON**: deoxynevalenone.

**E coli**: Escherichia coli.

**EFSA**: European Food Safety Agency.

**EM** : Energie métabolisable.

**EXP**: Expérimental.

**F** : degré français.

**FAN**: facteur anti nutritionnel.

**FAO**: food and agriculture organization.

**FDA**: U.S. Food and Drug Administration (Agence américaine des produits alimentaires et médicamenteux).

**GAC** : Groupe avicole de centre.

**GAE** : Groupe avicole de l'Est.

**GAO** : Groupe avicole de l'Ouest.

**GC** : Guanine/Cytosine

**GMQ** : Gain moyen quotidien.

**GMT** : Moyenne géométrique des titres.

**GRAS** Generally Recognized As Safe (Généralement reconnu sans danger)

**H**: heure.

**IBD** : Maladie de la Bursite infectieuse.

**IC** : Indice de conversion.

**INSA** : institut national de la santé animale.

**INSV** : Institut National de la Médecine Vétérinaire.

**IPA** : Institut Pasteur d'Algérie.

**ISA** : institut de sélection animale.

**ISO**: organisme de standardisation international.

**ITAVI** : Institut technique de l'aviculture.

**ITELV** : Institut Technique des Élevages.

**JO**: journal officiel

**Lx** : lux.  
**MADR** : Ministère de l'agriculture et de développement rural.  
**MRS**: Man, Rogosa et Sharpe.  
**MT** : Million de ton.  
**NA**: normes algériennes.  
**ND** : Maladie de Newcastle.  
**NS**: Non significatif.  
**O.N.A.B** : Office national des aliments du bétail.  
**O.R.A.VI** : Office régional d'aviculture.  
**ONAPSA** : Office national des approvisionnements et services agricoles.  
**PB**: Protéine brute.  
**PBS**: «Phosphate Buffered Salt.  
**PIB** : Produit intérieur brut.  
**Ppm** : Partie par million.  
**PR** : Prix de revient.  
**PROB**: Probiotique.  
**S.G.P Proda** : Société de gestion de participation production animale.  
**SM** : Suspension Mère.  
**SPA** : société par action.  
**SR**: sulfite-réducteurs.  
**TEM**: Témoin.  
**TM** : Taux de mortalité.  
**UAB** : Unités d'Aliments de Bétail.  
**UE**: Union européenne.  
**UFC** : Unité formant colonie.  
**USDA**: United States Department of Agriculture.  
**WHO**: world health organization.

## INTRODUCTION

Les techniques d'élevage se sont rationalisées, dans le but de couvrir les besoins de plus en plus croissants de la population mondiale. La filière avicole algérienne a connu un essor remarquable grâce à son industrialisation au cours de ces quinze dernières années. Néanmoins, l'intensification de l'élevage moderne, place les animaux dans un état d'immunosuppression qui peut modifier l'environnement et le microbiote intestinal (Paiva et McElroy, 2014).

L'infection par des virus tels que le virus de la maladie de Marek, de la bursite infectieuse et de l'anémie infectieuse de poulet peut avoir des effets immunosuppresseurs et créer ainsi des infections secondaires à *C. perfringens* (Hoerr, 2010). Des conditions de stress environnementaux dus à la chaleur ou au froid et de gestion d'élevage (changement de régime alimentaire, état de litière, humidité, densité importante, ammoniac, programme de vaccination) et physiologique (maturité sexuelle) provoque une immunosuppression prédisposant les oiseaux à la maladie et pouvant affecter les animaux à court et à long terme (Moore, 2016 ; Paiva et McElroy, 2014).

Le recours à l'utilisation de substances médicamenteuses dans l'alimentation des animaux a contribué à soustraire l'animal de cette état de stress et à booster l'état sanitaire et les performances zootechniques des animaux d'élevage (Russell & Strobel, 1989 ; Newbold & Wallace, 1988). A l'instar de l'antibiothérapie et l'antibioprévention qui représentaient les seuls moyens utilisés à l'époque pour contrecarrer les problèmes sanitaire et économique liés aux pathogènes aviaires. Actuellement l'utilisation de ces produits a connu ses limites, en raison de l'émergence de nouvelles souches pathogènes multi-résistantes causée par l'utilisation abusive et inconsidérée de ces composés dans le secteur avicole particulièrement.

En 2006, l'union européenne a interdit systématiquement l'utilisation des antibiotiques facteurs de croissance dans l'alimentation animale. Même pour Algérie une décision ministérielle n° 472 du 24 Décembre 2006, portant sur l'utilisation des additifs dans l'alimentation animale, interdit certains antibiotiques facteurs de croissance ; ionophores « monensin, lasalocide » et non ionophores (avoparcine) .

Devant cette situation, de nouvelles stratégies de prévention voire de traitement ont été proposés comme alternatives aux antibiotiques pour réduire l'incidence de pathogènes (virus, bactéries, etc...) chez les volailles, parmi elles, l'incorporation de micro-organismes vivants ou revifiables dans les aliments ou l'eau de boisson. Des effets

bénéfiques sont mis en évidence par l'utilisation de ceux-ci notamment sur le microbiote digestif et par conséquent sur l'oiseau lui-même. Ces microorganismes constituent la famille des probiotiques, qui semble offrir les résultats les plus prometteurs, notamment les *Lactobacilles* (Gionchetti *et al.*, 2000 ; Jin *et al.*, 2000). Lorsqu'ils sont administrés en posologie correcte, confèrent un effet bénéfique sur la santé de l'hôte (effet immunitaire) et boostent les paramètres de performances zootechniques et modulent la composition de la microflore intestinale, au de-là de son effet nutritionnel premier.

Les microorganismes autorisés aujourd'hui en Europe en alimentation animale appartiennent aux bactéries du genre *Bacillus*, *Enterococcus*, *Lactobacillus*, *Lactococcus*, *Streptococcus*, *Bifidobacterium*, *Pediococcus* et aux levures, ces additifs sont utilisés en mono-souches ou des multi-souches (Bernardeau *et al.*, 2009).

L'utilisation des probiotiques et prébiotiques (substrat de fermentation de ces probiotiques) permet de renforcer les performances zootechniques de croissance et d'assurer une prévention des troubles digestifs en améliorant la balance microbienne intestinale. Ces produits agissent spécifiquement en modulant la flore de l'hôte, qui elle-même varie selon les conditions d'élevages. C'est dans ce contexte qu'on se propose par le présent travail d'élucider l'effet de l'utilisation d'un symbiotique avec pour souche bactérienne probiotique *Lactobacillus acidophilus* en élevage avicole.

Ce travail a été organisé en deux parties :

Une partie bibliographique, divisée en trois chapitres, dans le premier nous avons développé les aspects relatifs à l'élevage du poulet de chair, un deuxième chapitre a été dédié au rôle de la microflore digestive et le troisième chapitre a été consacré à l'emploi des additifs « probiotiques » dans l'alimentation dans l'élevage de la volaille.

La deuxième partie relative à la partie expérimentale, où nous avons évalué l'impact de la supplémentation d'un symbiotique sur les performances zootechniques, sur l'équilibre de la microflore digestive, et la réponse immunitaire surtout contre les maladies virales à l'instar de la bursite infectieuse qui devient un obstacle majeur à la rentabilité des élevages, à cause de la morbidité et de la mortalité qu'elle cause, puis nous avons procédé à la vérification du rapport *bactérie lactique* sur *E. coli* par la méthode de dénombrement des colonies, au niveau de la partie distale de l'intestin grêle « jéjunum, iléon »

Enfin nous nous sommes proposé dans la deuxième partie d'évaluer, l'efficacité de l'addition d'un symbiotique commercialisé sur le marché algérien dans l'alimentation du poulet de chair sur les performances zootechniques et quelques paramètres sanitaires.

# *Partie bibliographique*

## Chapitre I : Elevage du poulet de chair.

**1. Evolution de l'aviculture en Algérie**

Elle a enregistré une évolution considérable durant ses dernières décennies, et à tendance à faire disparaître son secteur traditionnel et classique.

**1.1. La période entre 1969 et 1980**

Caractérisée par la création de l'ONAB, l'office national d'aliments de bétail en 1969, qui s'est chargé à la réalisation de l'autosuffisance de la population en protéines animales. Car jusqu'en 1969, l'élevage était à dominance fermière et traditionnelle (MADR, 2011), et cette dernière a met en charge :

- La fabrication des aliments de bétail (essentiellement l'alimentation de volaille).
- La régulation du marché des viandes rouges.
- Le développement de l'élevage avicole.

L'ONAB a installé d'importantes unités en amont et en aval, pour répondre aux exigences et aux besoins des filières animales du pays.

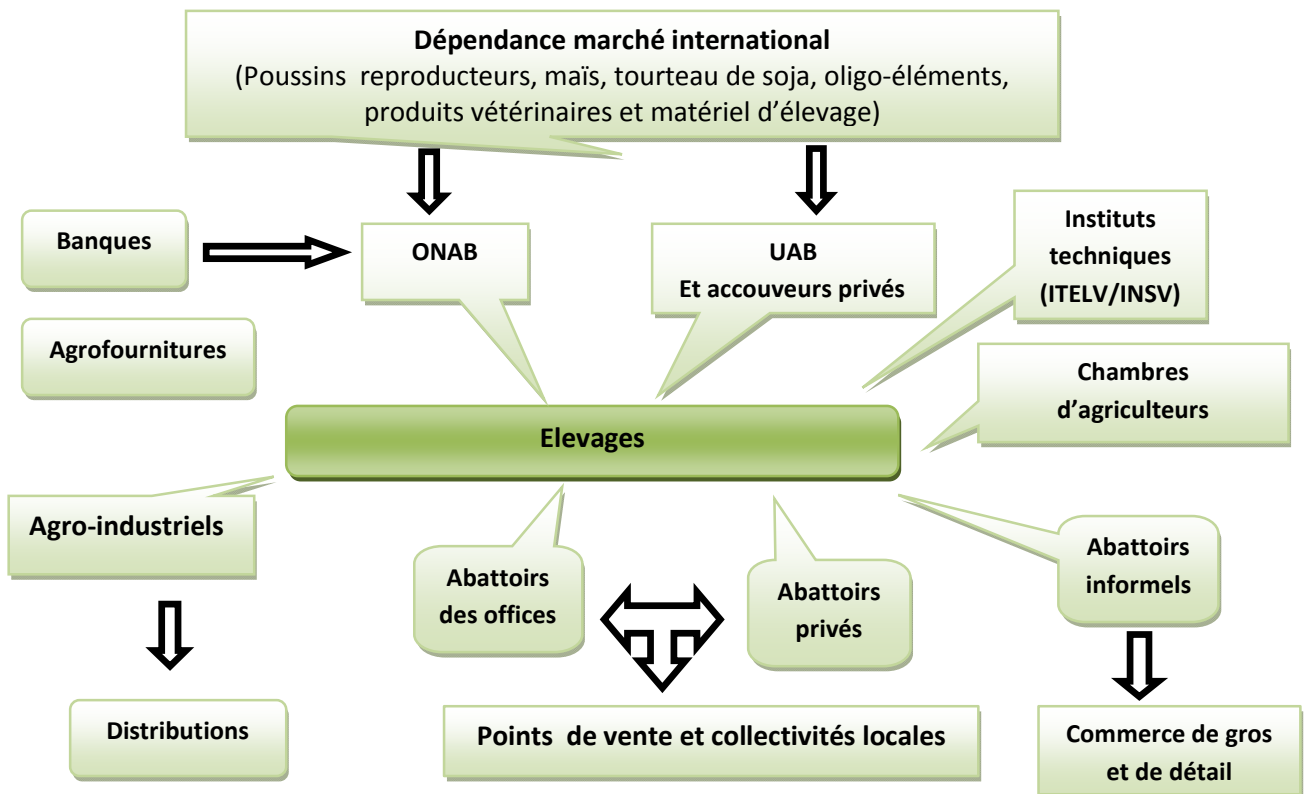
Création de six coopératives avicoles en 1974 pour assurer :

- La distribution des facteurs de production.
- Le suivi technique des producteurs.
- L'appui technique et la vulgarisation des aviculteurs.

L'émergence d'une politique avicole (1974 -1977) axée essentiellement sur la filière chaire intensive qui a été traduite rapidement en production soit (820 tonnes de poulets en 1974, puis 1767 tonnes en 1977 soit un taux d'accroissement de 215%,(MADR, 2011).

**1.2. La période entre 1980 et 1989**

La réorganisation de l'ONAB en 1981, qui est chargée de produire les aliments composés et complémentaires pour le bétail et leur adjuvants. Puis création de l'OR.AVI (Office Régional d'aviculture) dans les trois régions du pays (Est, Centre et Ouest) a fin de booster le secteur avicole. Création de l'ONAPSA, Office national des approvisionnements et services agricoles, chargé de la distribution de l'aliment et des produits vétérinaires. Selon Kaci (2015), les échanges commerciaux en Algérie sont souvent fondés sur des réseaux d'acteurs qui ont une base familiale comme il montre la figure ci après :



**Figure 01** : Schéma de la filière avicole Algérienne, (Kaci 2015)

*ONAB* : Office national des Aliments de Bétail, *UAB* : Unités d'Aliments de Bétail

*ITELV* : Institut Technique des Élevages, *INSV* : Institut National de la Médecine Vétérinaire

### 1.3. La période de la réforme entre 1989 et 1999

Dès 1989, mise en œuvre des réformes économiques exhaustives dans le sens du passage d'une économie planifiée à une économie de marché, cette période a connu l'apparition d'unités privées d'aliments du bétail, de faible capacité, pour répondre au besoin croissant des éleveurs. En 1997, L'ONAB devient société par action (société mère autonome), d'un groupe industriel composé de sept entreprises dans les trois groupes avicole régionaux :

- Groupe avicole de centre (GAC) ex « ORAC ».

- Groupe avicole de l'Ouest (GAO) ex « ORAVIO ».

- Groupe avicole de l'Est (GAE) ex « ORAVIE ».

Et chaque groupe avicole régional contrôle à son tour des unités d'aliments du bétail « UAB » et des entreprises avicole.

#### 1.4. L'aviculture après l'année 2000

L'Etat s'est engagé dans le développement et de la modernisation de l'aviculture à travers les soutiens financiers alloués aux aviculteurs (Ferrah, 2001), cette aide financière est de 30 % du montant total de l'investissement des aviculteurs, elle se représente par :

- Aide à l'acquisition des poussins de chair.
- aide à l'acquisition du matériel d'élevage correspondant.
- aide de création des ateliers d'abattage.

En 2001 une nouvelle restructuration de la filière avicole. La société mère ONAB devient sous tutelle de la (S.G.P Proda) société de gestion de participation de production animale. En 2005 instauration d'une autre réorganisation basée sur le recentrage des métiers de base et l'organisation par filière de production « chair », « ponte », « aliments ». L'objectif visé était la permission à l'aval de la filière avicole de jouer leur rôle en tant que véritable centre de décision en matière d'intégration (Kaci et Boukella, 2007).

Malgré tous les efforts effectués, la filière avicole algérienne reste dépendante du marché mondial en matières premières alimentaires et intrants nécessaires à la production des produits avicoles, et même le matériel biologique « poussins reproducteurs, et bien avant les œufs à couvrir ».

#### 2. Organisation de la filière avicole

Elle est soumise aux influences des conditions ; techniques, économiques et politiques, ce qui permet de la qualifier. Certains organismes décrits intervenant à l'amont et à l'aval de la filière avicole.

##### 2.1. Organismes intervenant en amont : selon (Bahidj et Mansouri, 1998) :

###### 2.1.1. Office National des Aliments du Bétail « ONAB »

Fabrication des aliments de bétail, et la régulation de la distribution des matières premières pour les autres fabricants.

###### 2.1.2. L'institut pasteur

Assure la disponibilité des vaccins et de leur distribution aux centres d'élevage.

###### 2.1.3. Groupements avicoles

Production et commercialisation des œufs à couvrir « chair et ponte », des poussins, des poulettes démarrées, des reproducteurs, et de la valorisation de sous produits de l'aviculture, de la collecte et commercialisation de la production avicole.

### 2.1.4. Coopératives avicoles

Des organisations qui sont actuellement en totalité privées, chargées d'approvisionnement des éleveurs en facteurs de production

## 2.2. Organismes intervenant en aval

S'occupent de l'abattage, de la transformation et la vente du produit fini, on distingue :

### 2.2.1. Filière ponte

Son aval est constitué principalement de collecteurs-livreurs, de grossistes privés, les centres de conditionnement et de stockage sont inexistantes (Mehdi et Hattab, 1993).

### 2.2.2. Filière chair : Selon (Mehdi et Hattab, 1993), il existe :

• **Les abattoirs des offices** : assurent l'abattage, la transformation et la commercialisation des viandes blanches.

• **Les tueries privées** : sont composées de tueries et quelques chaînes d'abattage, elles approvisionnent 70% du marché national. Depuis 1999, l'INSA a enclenché une vaste campagne de légalisation de ces dernières en vue d'impliquer ces opérateurs de manière plus efficace dans la fonction d'abattage, vu qu'ils assurent plus de 50% des besoins du marché national en poulets abattus (Ferrah, 1996).

### 2.2.3. Marchés hebdomadaires : la vente directe aux consommateurs.

2.2.4. **Détaillants privés rôtisseries et restaurants** : Entreprises individuelles ou familiales de faible dimension qui faute d'emplois stable, continuent à travailler dans leurs petits magasins.

### 2.2.5. Les collectivités locales : L'armée nationale, les hôpitaux, les prisons...etc.

2.2.6. **Collecteurs livreurs** : des grossistes qui assurent toutes les fonctions en démarrant de la collecte du poulet vif à sa livraison au détaillant et boucherie sous forme transformé « abattu ».

## 3. ÉLEVAGE DU POULET DE CHAIR

La bande unique (un seul âge et une seule souche par ferme) et le respect de système tout plein-tout vide constitue la règle d'or de l'élevage. En effet, la réussite de la conduite d'élevage nécessite la maîtrise par l'aviculteur de plusieurs composantes relatives aux : bâtiments, hygiène, normes d'élevage, prévention, conditions d'ambiance, éléments de comptabilité et de gestion, race et souche de poussin.

### 3.1. Notion de race et de souche

Une **race** de poulet regroupe un ensemble d'animaux présentant les mêmes caractéristiques extérieures « forme de la crête, couleur de la peau, présence de plumes ou non sur les pattes...etc. ». Une **souche** signifie une population des animaux issus de croisements

visant à obtenir des poulets qui présentent des qualités de carcasse et de viande adaptées à certains modes d'élevage. La plupart des éleveurs utilisent des souches, car elles ont l'avantage de donner des animaux ayant les mêmes caractéristiques et que l'on pourra élever de manière identique (ITAVI, 2001). Les sélectionneurs qui détiennent des lignées intensives des espèces les plus utilisées, sont soumis à une grande concurrence. Selon ISA (1995), les parts du marché mondial détenues par les principaux sélectionneurs pour la volaille de chair sont figurés dans le tableau ci après :

**Tableau 01** : Firmes de sélection avicole chair (Ferrah, 2005).

Continent	Firme de sélection	Pays
<b>Europe</b>	ISA	France
	Lohman	Allemagne
	ASA	Danemark
	Bobolna	Hongrie
	Euribrid	Hollande
	Derycke	Belgique
	Cobb	Angleterre
<b>Amérique</b>	Peteson	USA
	Hubbard	
	Derco	
	Arbor-Acres	
	Vantress	
	Shaver	
<b>Asie</b>	Goto	Japon

NB : Aujourd'hui la souche Hubbard (Amérique) est associée à ISA (France)

### 3.2. Les principales souches de poulet de chair en Algérie

#### 3.2.1. Souche Aviagen « Arbor-Acres, Ross »

La souche « Arbor acres » devient la première souche chair à plumes blanches aux états unis. Caractérisée par une croissance rapide et une efficacité alimentaire avec excellente viabilité, elle est lourde avec une grande apparence et un système cardio-vasculaire robuste, sa grosse patte courte supportant son poids, son plumage blanc, ses oreillons rouges et sa crête rouge simple et aplatie est plus développée chez le mâle que chez la femelle, Selon le guide d'élevage (Aviagen, 2014).

#### 3.2.2. Souche Cobb-Vantress « Cobb 500-Cobb700 »

L'amélioration génétique de la souche continue d'augmenter le potentiel de performance de la production de poulets de chair et des reproducteurs. Elle est le plus efficace en termes de rendement et de production de viande, elle peut être abattue précocement parce qu'elle prend rapidement le poids, comme elle est considérée parmi les meilleurs poulets de chair par l'excellence et la douceur de sa viande (Criadaves, 2019). La souche à croissance

rapide type industriel, légère, à moindre consommation d'aliment par comparaison avec les souches lourdes, elle est résistante et produit une chair de bonne qualité.

### **3.2.3. Souche Hubbard F-15« Isa Hubbard»,**

Elle appartient à la catégorie des croisements par l'exploitation « Hubbard ISA »des centres de recherches aux états unis, en France et en Angleterre. Elle est appelé aussi F-15, elle à le plus haut taux de survie des jeunes animaux « 98-99% » (Farmer, 2019). Elle convient à la formation d'une viande de haute qualité et à maturation précoce.

## **3.3. Les différents modes d'élevage**

### **3.3.1. En batterie**

Il se fait en cage, avec un état sanitaire plus favorable car, les déjections sont rejetées à travers le grillage ce qui, diminue le parasitisme. La disposition des cages dans l'espace définit le type de batterie, il est totalement abandonné en élevage de poulets de chair, à cause de matériel relativement onéreux, facilement amortissable, toute fois car très résistant (Belaid, 1993), les problèmes de ventilation, de chauffage et de désinfection prennent ici une grande importance.

### **3.3.2. Au sol**

Il est de rigueur dans toutes les exploitations avicoles de petite et de moyenne importance, son installation moins onéreuse puisqu'il s'agit d'un matériel simple et réduit au minimum « poulailler, éleveuses, mangeoires et abreuvoirs ». Technique d'élevage simple et naturelle et mains d'œuvres réduites. Mais il ya une fort risque de coccidiose et d'autres maladies, à cause de l'humidité et l'ammoniac il n'y a donc que la ventilation pour évacuer le surplus d'humidité de l'air (Puybasset, 2014).Par contre une litière sur un sol sec et sain, qui devra rester sèche pour éviter de fermenter et de dégager de l'ammoniac, assure un bon confort pour les volailles et ne pas dégrader les coussinets plantaires des pattes(Belaid, 1993).

### **3.3.3. sol-batterie ou mixte**

C'est un élevage en claustration, il utilise les avantages des deux modes déjà citées:

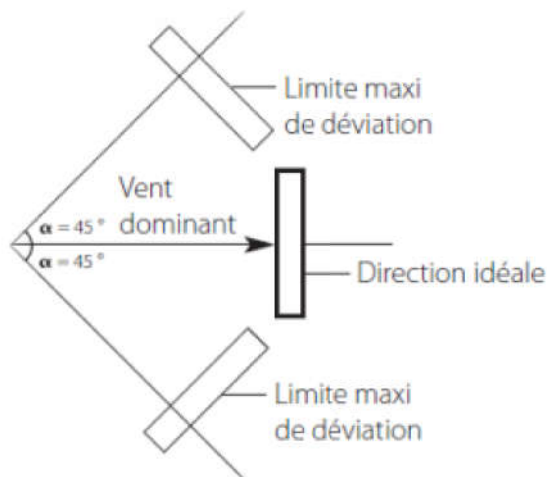
- Le démarrage se fait au sol en claustration de 0 à 6 semaine, période durant la quelle les animaux ont une plus grande rusticité.
- La croissance et la finition se font en batterie, L'éleveuse n'étant plus indispensable.

Cette méthode d'élevage se justifie par l'insuffisance de locaux pour l'élevage au sol pendant 03 mois surtout pour les grands effectifs, et par l'impossibilité d'une installation complète en batteries (Belaid, 1993)

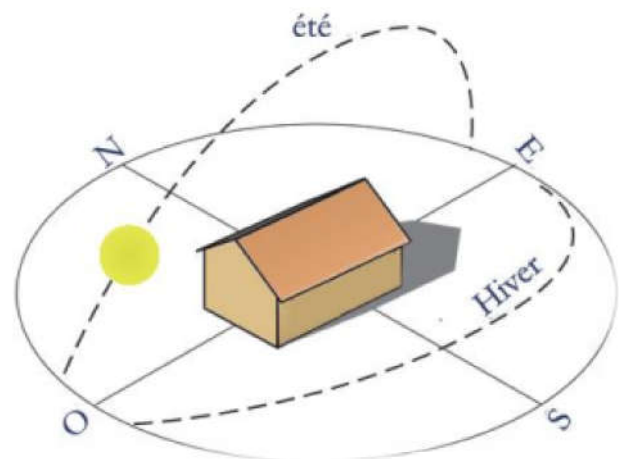
#### 4. BATIMENT D'ELEVAGE

Il doit répondre aux normes qui assurent aux animaux le bien être durant l'élevage : isolation thermique, sécurité et protection, maîtrise sanitaire, maîtrise de conditions d'ambiances « T°, H°, vent, lumière, gaz toxiques...etc. ».

Il est conçu sous différentes formes « en dur, tunnel, en bois, fixe ou déplaçable, obscur ou clair ». Dont le sol doit être en béton ou en terre battue, la toiture doit être assez haute pour ne pas transmettre la chaleur, soit 2,5m sur murs latéraux et 4,5m au sommet, la largeur ne doit pas dépasser 10 m pour assurer une bonne traversée de l'air. Les ouvertures doivent représenter 10% des faces latérales, son implantation doit être accessible facilement il faut qu'il soit électrifié, calme et entouré de plantes vertes sur un terrain plat bien nivelé, et bien alimenté en eau, avec une orientation qui se croise toujours avec la direction du vent dominant pendant la saison chaude de façon à augmenter la ventilation naturelle sous l'effet du vent, figure ci-après, ou pourra être réfléchi de façon à exposer le moins longtemps possible les longues façades du bâtiment à l'effet du soleil (Larbier et Leclercq, 1992).



**Figure 02 :** Orientation de bâtiment et limite de déviation maximale (Lohmann, 2011)



**Figure 03 :** Orientation du bâtiment par rapport au soleil (Ecowho, 2018)

#### 5. EQUIPEMENTS D'ELEVAGE

Pour l'élevage chair, il existe des multiples matériels et systèmes d'alimentation, d'abreuvement et de chauffage en fonction du niveau d'automatisation du poulailler, d'âge et de la catégorie des animaux élevés. Pour satisfaire les besoins physiologiques et d'ambiance des animaux, quelques mesures doivent être tenues en considération :

- les matériels doivent être repartis uniformément sur toute la surface du bâtiment.
- le changement du matériel de démarrage par celui de croissance dans les élevages classiques devra être effectué de façon progressive en fonction de l'âge.

Sur le marché il existe plusieurs types des matériels comme il représente le tableau ci-dessous :

**Tableau 02** : Equipement d'élevage avicole en fonction d'âge. (Villate, 2001)

Phase d'élevage d'équipement	Démarrage	Croissance et finition
<b>Abreuvoirs</b>	Siphonides (1pour 50poussins) Abreuvoirs raccordés (1pour50poussins) Pipettes d'abreuvement (1 pour 12poussins) Abreuvoirs linéaires 1pour 100 sujets	Cloche (1pour70poulets) Abreuvoirs linéaires 2cm/sujet Tétine (1pour 8poulettes)
<b>Mangeoires</b>	Plateau d'alimentation (1pour 70poussin)	Trémies d'alimentation (1pour50poulets) Mangeoires lineaires4cm/sujet Chaîne d'alimentation (1pour50poulets)
<b>Eleveuses</b>	Radiant à gaz ou électrique (1pour 500poussins) Cloche à gaz (2pour500 poussins) Ampoules chauffantes (2pour500poussins)	Selon les besoins
<b>Lumière</b>	Néon 1 Watts/1m à 2-2,2m Lampes incandescences 5Watts/1m à 1,5m	Néon 1Watt/1m à 2-2,2m Lampes incandescences 5Watts/m à1, 5m

### 5.1. Équipements accessoires

- Thermomètres : contrôle de la température ambiante.
- Sondes pour captage : mesure de dioxyde de carbone, ammoniac, humidité.
- Chauffage à gaz : maintient de température optimale du bâtiment.
- Pad cooling : refroidissement et rafraichissement du climat du bâtiment.
- Brumisateurs et bac de brumisation : surtout au climat chaud.
- Dosatron : dosage des médicaments.
- Adoucisseur : traitement des eaux dures.
- Luxmètre : mesure d'intensité lumineuse.
- Réservoirs d'eau : pour une alimentation continue.
- Silos d'aliment et balance: stockage et distribution d'aliment avec pesé.
- Extracteurs et trappes: fournir l'oxygène nécessaire et évacuer l'air vicié, la vapeur d'eau, la poussière et la chaleur excédentaire en saison chaude.
- Caisses : pour l'enlèvement des poulets à l'abattage, la norme est de 10 poulets par caisse.
- Groupe électrogène : source d'énergie en cas de coupure d'électricité principale.
- Balance : pour contrôler l'évolution du poids et du GMQ des oiseaux élevés.
- Extincteur : risques d'incendies causés souvent par les éleveurs.

- Fiches d'élevage : feuille de suivi résumant les paramètres d'élevage.
- Combinaison pour l'éleveur : pour éviter l'introduction des maladies au poulailler.
- Détergent : produit de désinfection pour pédiluve, rotoluve et vide sanitaire, de désinsectisation, et de raticide.

## 6. CONDUITE D'ELEVAGE

### 6.1. Vide sanitaire

C'est la mise en place des barrières sanitaires à l'intérieur, qu'à l'extérieur du bâtiment pour lutter contre les contaminants, sous forme d'aménagement « pédiluve et autoluve » ou sous forme de techniques et procédures comme le vide sanitaire .En effet, entre deux bandes successives, les équipements, et le bâtiment doivent être lavés et désinfectés selon un protocole bien respecté :

- Nettoyer la totalité du bâtiment et désinfecter l'ensemble des équipements.
- Chauler ou blanchir les murs avec de la chaux vive.
- Désinfecter par thermo-nébulisation ou par fumigation « formol et permanganate ».
- Mettre en place un raticide et un insecticide.
- Laisser le bâtiment bien aéré et au repos 10 à 15j (Smith, 1992).

### 6.2. Aires de démarrage

Pour assurer un bon démarrage, le bâtiment devra être préparé d'avance ou moins 2 jours avant l'arrivée des poussins avec la mise en place de la poussinière qui sera préparé comme suit :

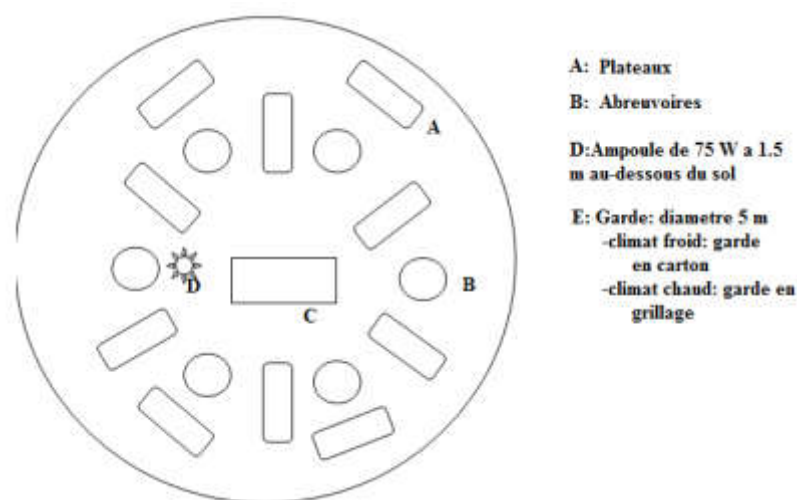
- Une partie du bâtiment sera entourée par un carton isorel, du grillage ou des bottes de paille à une hauteur de 50 à 60 cm pour que les poussins ne s'éloignent pas de la source de chaleur .la densité prévue est de 40 poussins par m<sup>2</sup> pour l'élevage traditionnel.

- Une couche de litière à base de copeaux de bois ou de paille hachée à une épaisseur de 8 à 10 cm en fonction de saison.

- Matériel du premier âge ou équipement de la garde « abreuvoirs siphoniques, mangeoires assiette, éleveuse placée à 1,5 m d'hauteur et inclinée sur un angle de 45° par rapport à l'axe horizontal » figure 04.

Pendant 3 à 5 jours la distribution d'aliment peut se faire sur des feuilles de papiers poussin afin de stimuler l'instinct de consommation.

- la litière et le matériel doit être traité avec un détergent et un antifongique.
- Préchauffer et éclairer la garde à une température adéquate 24h avant l'arrivée des poussins et remplir les abreuvoirs par l'eau sucrée à raison de « 20 g/L d'eau » (Smith, 1992).



**Figure 04 :** Disposition de la garde Pour 650 poussins (Hubbard, 2015)

### 6.3. Réception des poussins avec test de qualité et choix de la souche

A la livraison des poussins, Les principaux critères permettant d'apprécier la qualité du poussin sont résumés au tableau ci-dessous:

**Tableau 03:** Principaux critères d'évaluation de la qualité du poussin. (Drouin, 2000).

Critères	Bien	Mauvais
<b>Réflexe</b>	Posez le poussin sur le dos. Il devrait se relever en 3 secondes.	Le poussin met plus de 3 secondes pour se relever : il est apathique.
<b>Yeux</b>	Propres, ouverts et brillants.	Fermés, ternes.
<b>Ombilic</b>	L'ombilic doit être fermé et propre	Gonflé : restes de vitellus ; ombilic ouvert ; plumes tachées d'albumen.
<b>Pattes</b>	Les pattes doivent être de couleur normale et non enflées. Plus chaudes que la joue au toucher.	Jarrets rouges sur le bec ; narines sales ; malformations.
<b>Bec</b>	Bec propre aux narines fermées.	Taches rouges sur le bec ; narines sales ; malformations.
<b>Sac vitellin</b>	Ventre souple et élastique.	Ventre dur et peau tendue.
<b>Duvet</b>	Doit être sec et brillant	Duvet humide et collant.
<b>Homogénéité</b>	Tous les poussins ont la même taille	Plus de 20% des poussins sont plus lourds ou plus légers que la moyenne
<b>Température cloacale</b>	Doit être de 40°C dans les 2 à 3 heures suivant l'arrivée.	Supérieure à 42°C : trop élevée, inférieure à 38°C : trop basse.

En effet, plus les sujets sont lourds à l'éclosion, plus le poids à l'abattage est élevé.

Les opérations à effectuer le jour de l'arrivée des poussins sont :

- Déposer soigneusement les poussins dans la garde sans chute, en semi-obscurité.
- Remettre la lumière au maximum.
- Observer le comportement et la distribution des poussins dans l'aire de vie pour intervenir en cas d'anomalie « répartition irrégulière des poussins ».

- Réaliser le test du jabot et des pattes 3 heures après la distribution de l'aliment.
- la mortalité à un jour doit être inférieure à 0.2%.

#### 6.4. Programme de vaccination

Plusieurs vaccins commercialisés sur marché, avec différentes voies d'administration « injection, nébulisation, eau de boisson » et différents types «vaccin classique vivant ou atténué, vaccin particulaire, vaccin recombinant et immun complexe», le choix du vaccin dépend de l'historique de l'élevage et le test sérologique effectué.

Le principe de vaccination est lié à la présence d'anticorps protecteurs dans le sérum des sujets vaccinés ; il faut donc induire une réponse immunitaire qui prévient la prolifération de l'agent infectieux bactérien ou viral dans l'organisme. L'important est de promouvoir de façon préférentielle la réponse qui tend à prévenir la maladie, que cette réponse soit cellulaire (Regnault, 2002). Certaines règles et pratiques doivent respecter bien avant le choix de produit :

- le personnel appelé à intervenir doit recevoir une formation adéquate et chaque intervention doit être préparée et supervisée par une personne techniquement compétente.
- il est impérativement nécessaire de rédiger un manuel rappelant en détail le déroulement de chaque opération de vaccination ou traitement.
- le matériel nécessaire « nébuliseur, seringues...etc. » doit être correctement entretenu, et révisé avant chaque utilisation.
- les vaccins et les produits de traitements nécessaires, doivent être stockés dans de bonnes conditions de conservation et en quantité permettant de couvrir les besoins prévus, les dates de fabrication et d'expiration sont vérifiées, les emballages vides sont détruits.
- le recours régulier aux services d'un laboratoire permet de mieux prévenir les problèmes sanitaires d'une part, et d'évaluer l'efficacité des interventions d'autre part.
- Les vaccins utilisés doivent provenir d'instituts de production réputés sérieux, dont les produits répondent aux normes de contrôle en vigueur.
- Ils doivent voyager dans des emballages étanches et isothermes et être stockés dans les conditions définies par le producteur (Aviagen, 2014).

#### 6.5. Ramassage et enlèvement des poulets

L'éleveur c'est celui qui fixe la date d'abattage des oiseaux selon les objectifs déterminés et en fonction de l'âge des poulets, poids final, coût de revient et le prix sur marché, Une mauvaise manipulation lors du ramassage des poulets sera la cause de déclassement des carcasses à l'abattoir « griffures, hématomes, fractures aux ailes et aux pattes ». Ainsi il est important d'appliquer certaines mesures de précautions :

- Baisser l'intensité lumineuse au minimum ou utiliser de la lumière bleue.
- Le nombre de poignée ne doit pas être excessif.
- Mettre les poulets dans les cages avec précaution (10 poulets /caisse).
- Surveiller régulièrement les poulets pour éviter les étouffements.

## 6.6. Paramètres d'ambiances

### 6.6.1. La densité de population

Elle est fixée selon la norme, de 10 sujets/m<sup>2</sup> dans les bâtiments fixes avec un maximum de 21 kg de poids vif/m<sup>2</sup> (Dayon et Arbellot, 1997).

L'excès de population va compromettre l'uniformité et le bien-être des volailles par conséquence réduit la rentabilité la performance, et augmente la mortalité des oiseaux, L'espace qui requiert chaque poulet dépend de :

- Le poids vif objectif et l'âge à l'abattage.
- Le climat et la saison.
- Le type et le système du bâtiment et l'équipement, particulièrement la ventilation.
- La réglementation locale.

**Tableau 04** : Densité sujet/m<sup>2</sup> en fonction des phases d'élevage (Aviagen ,2014).

Phase d'élevage	Age /jour	Densité/m <sup>2</sup>
<b>Démarrage</b>	0-7j	40 poussins
	7-15j	30 à 20 poulets
<b>Croissance</b>	15-30j	20 à 15 poulets
<b>Finition</b>	30-45j jusqu'à 60j	10 poulets

### 6.6.2. Sol et litière

Une litière sur un sol sec et sain doit être, saine, peu fermentescible, souple, absorbante, isolante épaisse, elle doit avoir une épaisseur de l'ordre de 8 à 10 cm, Plusieurs substrats sont utilisés :

- La paille hachée: elle devra obligatoirement être hachée ou mieux éclatée, pour augmenter le pouvoir de rétention d'eau et d'améliorer la qualité des litières (ISA, 1995).
- Sciures de bois : c'est une litière absorbante mais très poussiéreuse, il est préférable d'utiliser celle du bois blanc non traité.
- La tourbe : c'est une excellente litière assurant l'isolation et l'absorption de l'humidité, mais coûteuse et poussiéreuse (Belaid, 1993).

Une litière sale, dégradée et de mauvaise qualité sous les conditions favorables et de l'humidité, de la chaleur et du PH, les fermentations aérobiques et anaérobiques s'accroissent lorsque la température de la couche supérieure atteint 20 -22°C.

A partir de 35°C apparaît un effet stérilisant et une décroissance de la production de l'ammoniac. De la même façon, la dégradation des matières azotées est favorisée par une humidité relative de l'air dépassant 70 %, mais lorsque l'air est proche de la saturation, les fermentations se ralentissent fortement (ITAVI, 2001). Les conséquences sont les suivantes :

- Emergence des divers agents contaminants : bactéries, virus, champignons et autres parasites.
- Elle favorise la coccidiose, avec une diminution du poids vif chez l'adulte.
- Une baisse de croissance chez le jeune.
- Une atteinte de l'appareil locomoteur s'exprimant par l'apparition des boiteries.
- Impact sur le poids vif et la qualité de la carcasse, ce ci par l'augmentation du taux de saisie, la diminution du rendement de découpe et les lésions du bréchet (Drouin, 2000).

### 6.6.3. Système de ventilation

Elle est exprimé souvent en  $m^3/h/kg$  de PV, mais il peut être aussi en  $m^3/h/m^2$  de surface de bâtiment. Pour une densité de peuplement donnée, l'expression Anglaise de « MSTD » «  $m^3/seconde / tonne$  d'aliment /jour » cherche à tenir compte de l'ingéré alimentaire plutôt que du poids vif des animaux (Sauveur, 1988).

Elle aide à mettre les animaux dans une zone du confort thermique dans le bâtiment, avec l'élimination de poussière des gaz nocifs et l'excès de chaleur.

Selon le type de la construction des bâtiments il ya 2 types de ventilations :

#### 6.6.3.1. Les bâtiments à ventilations statiques ou naturelle

Soit ventilation naturelle horizontale ou ventilation naturelle verticale, figure ci-dessous :



**Figure 05** : Bâtiment de type ouvert (ventilation naturelle) (Lohmann, 2011).

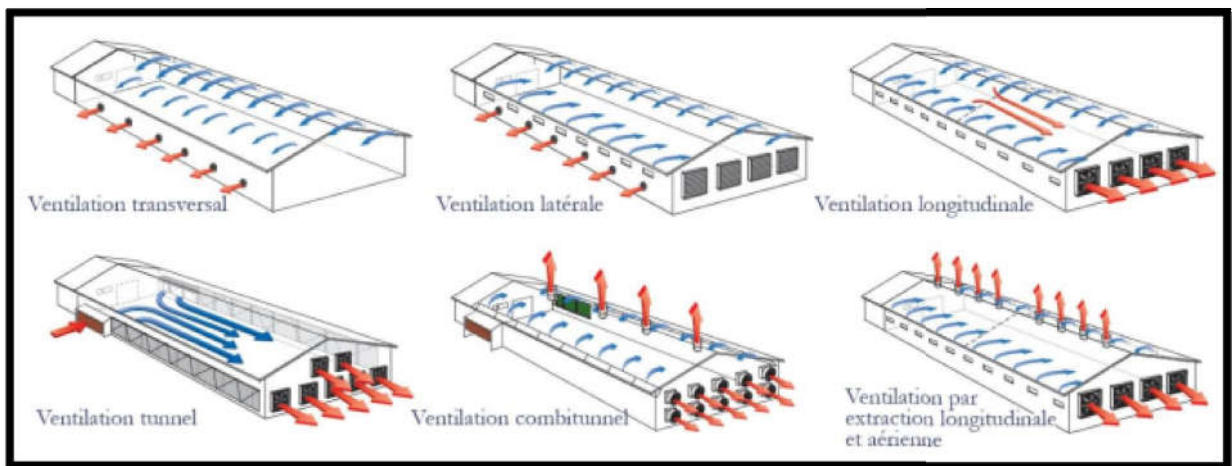
Elle est basée sur le principe de la différence de densité entre des masses d'air de températures différentes, l'air froid entrant dans le bâtiment plus lourd descend vers le sol, se réchauffe et diminuant de densité, s'élève vers le toit. Un faitage ouvert en permanence assure une sortie d'air d'une manière constante, un lanterneau muni d'un châssis pivotant ou de cheminées, maintient le contrôle et la régulation du débit d'aire.

### 6.6.3.2. Les bâtiments à ventilation dynamique ((bâtiment à ambiance contrôler).

On distingue deux techniques :

- **La ventilation par dépressions ou extraction** : dans la quelle l'aire vicié est retiré du bâtiment par des ventilateurs travaillant en extraction ; c'est la plus utilisée à l'heure actuelle (Sauveur, 1988 ; ITAVI, 2001), elle permet une vitesse d'air plus faible au niveau des poulaillers, une meilleure évacuation des gaz nocifs, un coût de réalisation plus réduit.

- **La ventilation par surpression** : l'air aspiré de force à l'intérieur du bâtiment s'échappe ou est évacué par les orifices de ventilation. Cette méthode permet de filtrer plus facilement l'air admis, ce qui représente un avantage certain du simple point de vue de la lutte contre les maladies. Le système renouvelle l'air uniformément sans créer de courants d'air (Proudfoot et Hamilton, 1991).



**Figure 06** : Différent type de ventilation dynamique (Big dutchman, 2007)

### 6.6.4. Système de refroidissement

Dans un élevage industriel, la vitesse de l'air ne doit pas dépasser 0,1 m/s, dans une ambiance à température inférieure à 10°C, alors qu'on peut estimer une augmentation de la vitesse d'air à 0,5 m/s pour rafraîchir les animaux, dans une ambiance à température supérieure à 20-25°C. D'après Hy-line, (2018), la vitesse d'air recommandée par rapport aux températures est mentionnée dans le tableau suivant :

**Tableau 05** : Vitesse d'air recommandée en fonction de température ambiant (Hy-line, 2018)

Température ambiant (°C)	Vitesse d'air en (m <sup>3</sup> /heure par 1000 poules)
32	9340-12000
21	5100-6800
10	3060-4250
0	1020-1700
-12	700-1050
-23	700-850

Le refroidissement de l'air ambiant et le contrôle d'humidité et la chaleur sont assurés par des humidificateurs. Le rafraîchissement par évaporation est très efficace, dans les climats chauds et secs, elle est dépend de l'humidité relative de l'air et la température initiale.

Dans le climat chauds mais humides, l'utilisation de l'eau pour réduire la chaleur atmosphérique n'a pour effet, que de saturer l'air d'humidité et par conséquent de réduire l'appétit naturelle des oiseaux à lutter contre la chaleur par la respiration (Petit, 1991). Il existe plusieurs systèmes de refroidissement en fonction de la pression :

- la nébulisation à basse pression : 2 à 13 bars donne des gouttelettes d'eau assurant un refroidissement de 5 à 15 % d'efficacité.

- la nébulisation à haute pression : 33 à 45 bars donne un brouillard assurant un refroidissement de 50 % d'efficacité (Bouzouaia, 1992).

### 6.6.5. La Température

Elle doit être maîtrisée surtout aux premiers jours de vie des poussins. Les jeunes animaux ne règlent eux mêmes la température de leur corps qu'à l'âge de 5 jours et ils ne s'adaptent véritablement aux variations de température qu'à partir de deux semaines (ITAVI, 2001).

Le besoin des volailles en température peut varier sensiblement selon les conditions climatiques, la qualité de la litière et l'âge des animaux, l'isolation du bâtiment. Le tableau 4 montre les variations de la température selon les différents âges.

**Tableau 06 :** Température pour l'élevage du poulet de chair en fonction d'âge (ITAVI, 1980)

Age (jours)	Démarrage localisé		Démarrage en ambiance
	Température sous Radiant(c°)	Température dans l'aire de vie(c°)	Température ambiante
<b>1 à 3</b>	36 à 38	28 à 30	33 à 31
<b>4 à 7</b>	33 à 36	27 à 28	32 à 30
<b>8 à 14</b>	30 à 33	25 à 27	30 à 28
<b>15 à 21</b>	28 à 21	24 à 26	30 à 28
<b>22 à 28</b>	—	22 à 24	23 à 26
<b>29 à 35</b>	—	20 à 22	20 à 22
<b>Après 35j</b>	—	18 à 20	18 à 20

### 6.6.6. Hygrométrie ou humidité relative

L'humidité à l'intérieur du bâtiment peut influencer le rendement des volailles. Elle participe ainsi dans la diminution des coefficients d'isolation thermique, et en fin altère les matériaux de construction et matériel d'élevage (Sauveur, 1988).

Une hygrométrie optimale permet de réduire la poussière et favorise la croissance des plumes et des sujets eux mêmes, elle contribue également au processus de la thermorégulation

des volailles, sachant que l'augmentation ou la diminution des déperditions d'eau au travers des voies respiratoires permettra l'élimination d'une plus ou moins grande quantité de chaleur 0,6 Kcal évacuée pour 1 g d'eau évaporée (ISA, 1995). L'hygrométrie est également un facteur important qui détériore l'état de la litière et influence le développement des agents pathogènes. Car une litière poussiéreuse favorisée par une atmosphère sèche, irritant les voies respiratoires et disséminant les infections microbiennes. Par contre une atmosphère saturée rend le poulet fragile surtout à des températures basses, il y aura une formation des croûtes sur le sol avec l'augmentation de risque du microbisme et de parasitisme « maladies respiratoires, coccidiose... etc. ». L'humidité relative optimale pour l'élevage du poulet se situe entre 40 à 75% (Amadou, 2009).

#### 6.6.7. Lumière et programme lumineux

La lumière est un facteur de grande importance de la production du poulet, dont le programme qui doit être simple, pratique et distribuer uniformément dans tout le bâtiment (Amadou, 2009). Tout en tenant en considération les quatre aspects suivants :

- Intensité.
- Longueur de l'onde « couleur ».
- Distribution de la photopériode « programmes intermittents ».
- Durée de la photopériode.

L'intensité lumineuse pendant la phase d'élevage est de « 1 watt/m<sup>2</sup> à 2m d'hauteur pour le néon et 5watts/m<sup>2</sup> à 1, 5 m d'hauteur pour la lampe incandescente » (Smith, 1992).

Plusieurs programmes d'éclairage sont proposés par l'institut de sélection animale (ISA), tableau 07, ayant pour buts :

- Amélioration de la croissance en fin d'élevage.
- Réduction du nombre de cardiaques et de mortalité par ascite.
- Réduction des éliminations en fin d'élevage.
- Légère amélioration de l'indice de consommation.

Les différents programmes proposés par l'ISA sont les suivants :

- Une phase claire de 23 heures à faible intensité « 0,7 Watts/m<sup>2</sup> ».
- Un programme cyclique (2 heures de lumière suivies de 02 heures de nuit) favorisant la croissance dans le jeune âge avec pour conséquence des problèmes d'ossification en fin d'élevage et l'augmentation du nombre de cardiaques (ISA, 1999).
- Programme fractionné : importance liée à la diminution des problèmes de pattes et des cardiaques.
- 2 premiers jours : 23h 30 de lumière.

- Du 3<sup>ème</sup> jour au 10<sup>ème</sup> jour : 6 cycles de 3 heures de lumière et de 1 heure d'obscurité.
- Du 11<sup>ème</sup> jour au 28<sup>ème</sup> jour : 6 cycles de 2 heures de lumière et de 2 heures d'obscurité.
- Du 29<sup>ème</sup> jour à l'abattage : 6 cycles de 1 heure de lumière et de 3 heures d'obscurité (ISA, 1995).

**Tableau 07** : Programme lumineux en fonction des poids à l'abattage (ISA, 1999).

Age (jours)	Poids d'abattage <1,7 kg		Poids abattage 1,7 à 2,1 Kg		Poids d'abattage > 2,1 Kg	
	Durée éclairement (heure)	Durée nuit (heure)	Durée éclairement (heure)	Durée nuit (heure)	Durée éclairement (heure)	Durée nuit (heure)
0 – 3 (1)	24		24		24	
4 – 7	18	6	18	6	18	6
8 – 14	14	10	14	10	12	12
15 – 21	16	8	16	8	14	10
22 – 28	18	6	18	6	16	8
29 – 35 (2)	22	2	20	4	18	6
36 – 42 (2)	22	2	22	2	20	4
>43 (2)			22	2	22	2

(1) pour du petit poussin, il est préférable de différer la mise en place de ce programme de 1 à 2 jours.

(2) dans les bâtiments parfaitement obscurs, il est possible d'utiliser un programme cyclique  $(2L + 1N) \times 8$ .

L : lumière, N: nuit.

#### 6.6.8. Teneur en gaz

Les risques de manque d'oxygène et d'accumulation des gaz nocifs sont réels entre la mise en chauffe du bâtiment et la fin de la première semaine de vie, une mauvaise oxygénation au démarrage elle a comme conséquence ; un retard de croissance, hétérogénéité et tri, mortalité, sensibilité aux maladies et ascites qui apparaissent en milieu et fin de bande (Hubbard, 2003).

La respiration des oiseaux et la dégradation de ses déjections représentent la source principale des gaz qui peuvent exister dans un bâtiment. Certains de ces gaz sont nocifs, tant pour l'éleveur que pour les animaux, principalement l'ammoniac « NH<sub>3</sub> », l'hydrogène sulfureux « H<sub>2</sub>S », le gaz carbonique « CO<sub>2</sub> » et le monoxyde de carbone « CO », lui aussi est un gaz toxique qui peut entraîner la mort à forte dose « 400 à 1500 ppm » ainsi qu'une dépréciation des carcasses, il peut apparaître en élevage avicole à la suite d'un mauvais réglage des appareils de chauffage. Ces gaz peuvent jouer un rôle dans l'étiologie des maladies respiratoires des volailles, le méthane « CH<sub>4</sub> » peut s'accumuler dans les hauteurs des poulaillers suite à une mauvaise ventilation, il n'est pas toxique mais à de fortes doses « 50000 ppm », il peut être à l'origine d'explosion (Brugere-Picoux, 1992), voire tableau 08 :

**Tableau 08** : Normes pour les gaz nocifs (ITAVI, 2001).

Gaz	Source	Dose	Effet
<b>Hydrogène sulfuré H<sub>2</sub>S</b>	Décomposition des substances organiques des matières fécales	De 7ppm	.....
		20 à 150ppm	Irritation des yeux, de l'appareil respiratoire asphyxie.
<b>Méthane CH<sub>4</sub> (gaz de fumier)</b>	Fermentation anaérobie des matières fécales	500ppm (30 minutes)	Action sur le système nerveux
		800 à 1000ppm	Coma-mort
<b>Gaz carbonique CO<sub>2</sub></b>	Respiration des animaux, mauvaise combustion d'appareil de chauffage à gaz propane	+ 1000ppm	Atmosphère asphyxiante Caractère inflammable
<b>Ammoniac NH<sub>3</sub></b>	Décomposition des matières fécales	Asphyxiant	Remarque : pour les pondeuses il permet d'améliorer la solidité de la coquille
		20ppm	Irritation des voies respiratoires
		60 à 70ppm	Lésions oculaires
		+ 70ppm	Réduction du gain de poids.
		(en pratique ne pas dépasser 15ppm)	Retard de maturité sexuelle et réduction de la production d'œufs chez les pondeuses

(Ppm : mg de gaz /kg d'air)

## 7. ALIMENTATION DU POULET DE CHAIR

Elle est à volonté , elle apporte à l'animal les matériaux nécessaires à sa structure et à son fonctionnement ,favorisant le renouvellement de la matière vivante et l'activité des tissus, en apportant les matériaux et en permettant la production de l'énergie (Lesbouyries, 1965).Elle est formulé à partir d'un mélange de plusieurs matières premières de différentes sources « animale, végétale, industrielle et sous-produits » pour une croissance rapide des poulets et pour un poids vif élevé à un âge désigné d'abattage .

### 7.1. Aliment démarrage

Aliment contient un taux de protéines brutes près de 22%, distribué dans les huit à dix premiers jours de vie afin de répondre aux besoins accrus de la formation de tissu musculaire, il est donné sous forme de granulés ou de miettes « granulés cassés en morceaux=crumbs » pour susciter la prise de nourriture. La taille idéale du granulé est de l'ordre de : 1,5–2 mm, ni trop gros ni trop dur, de manière à ce que les petits poussins puissent le bien manger.

### 7.2. Aliment d'engraissement

Avec l'âge, les besoins des animaux de chair se modifient; la teneur en énergie de l'aliment d'engraissement va augmenter, tandis que la teneur en protéines va se baisser « formation de graisse accrue en prenant de l'âge ». Il est fréquent de donner un aliment sous

forme de granulés ou de miettes, cela induit une consommation d'aliment plus important qu'un aliment en farine chez les volailles, c'est-à-dire ingéré alimentaire élevé.

### 7.3. Aliment retrait

C'est un aliment qui vise à éviter la contamination des carcasses par les résidus des produits pharmaceutiques utilisés pendant les phases précédentes. Se référer à la législation locale pour déterminer le temps de retrait requis.

### 7.4. Forme et composition de l'aliment

L'aliment destiné au poulet de chair, pour chaque période d'élevage a de forme et composition particulières, tableau ci-dessous :

**Tableau 09** : Forme, composition d'aliment du poulet de chair selon l'âge (Larbier et Leclercq, 1992)

Type d'élevage	Forme de l'aliment	Composition de l'aliment	
		Energie (Kcal EM/Kg)	Protéines brutes (%)
Démarrage	Farine ou miette	2800 à 2900	22
Croissance	Granulé 2 à 3, 5mm	2900 à 3000	20
Finition	Granulé $\geq 3,5$ mm	3000 à 3200	18

Le passage d'un aliment à un autre doit être d'une manière progressive « démarrage croissance puis finition » entre la deuxième et la troisième semaine et entre la cinquième et la sixième semaine.

### 7.5. Besoins nutritionnels du poulet de chair

Le poulet type chair a des exigences nutritives très élevés. L'aliment de cette catégorie est celui qui a les concentrations d'éléments nutritifs les plus élevés, comparé aux autres. Outre les teneurs élevées en énergie et en protéines pour le développement de la masse musculaire, un apport suffisant en minéraux soutient la croissance squelettique. Les besoins en éléments nutritifs changent en prenant de l'âge. C'est la raison pour laquelle on utilise trois aliments différents dans les trois phases d'élevage et pour cela ces aliments sont fabriqués à base de céréales (sources énergétiques), des tourteaux d'oléagineux (sources protéiques) et des CMV (Beghoul, 2015).

#### 7.5.1. Besoins en eau

La consommation d'aliments est conditionnée par celle de l'eau, une sous-alimentation en eau provoque une baisse de la consommation alimentaire et la réduction du gain de poids, cela a été démontré par Ferrando (1969) qui a trouvé qu'une restriction d'eau de 50% de la consommation ad-libitum, fait baisser la prise alimentaire de 75 à 111 g/j chez le poulet. L'insuffisance hydrique peut être dû à un problème d'appétence (eau trop chaude, de mauvaise qualité ou salée, solution médicamenteuse) ou de stress (densité élevée, vaccination

,transfert, maladie...etc.) ,ou à une insuffisance d'abreuvoirs .La surconsommation d'eau peut être une réponse à une augmentation de température ,une teneur en sel de l'eau ou de concentration de protéine d'aliment trop élevée( ISA,1985;Larbier et Leclercq,1991) ou être consécutive à un début de diarrhée . En effet, les oiseaux ont la particularité physiologique de résorber l'eau des urines lorsqu'ils n'en disposent pas en abondance pour leur abreuvement (Larbier et Leclercq, 1991). En général les volailles consomment environ deux fois plus d'eau que d'aliments (Quemeneur, 1988).

**Tableau 10** : Consommation moyenne d'eau et d'aliment du poulet de chair (INRA ,1989).

Age (en semaine)	Consommation moyenne d'aliment par semaine (en g)	Consommation moyenne d'eau par semaine (en ml)	Poids moyen par semaine (en g)	Rapport eau/aliment
1	125	220	84	1,76
2	330	590	260	1,78
3	535	950	570	1,77
4	730	1250	960	1,71
5	910	1565	1360	1,72
6	1060	1850	1845	1,74
7	1200	2090	2200	1,74
<b>Total</b>	4890-5000	8500	-	1,74

### 7.5.2. Besoins en protéines

Il est difficile d'estimer les besoins des volailles en protéines, car il existe de nombreuses interactions entre plusieurs facteurs ; le génotype, l'environnement (température, lumière, vitesse de l'aire...), les conditions d'élevage et de nutrition (Drogoul *et al.*, 2004).Les valeurs moyennes des apports en protéines brute sont estimées à 22%, 20% et 18% respectivement aux trois phases d'élevage, démarrage, croissance et finition.

Cependant on retrouve un concept de protéine idéale, en particulier chez le poulet, basé sur les acides aminés essentiels digestibles.la notion de protéine parfaitement équilibrée est exprimée sous le terme de protéines idéale (Larbier et Leclercq ,1992), c'est un mélange d'acide aminés et de protéines qui couvre les besoins de la volaille en chacun des acides aminés indispensables et non indispensables ,de point de vue pratique, il faut recourir à des protéines de valeur biologique haute et supplémentées par des acides aminés de synthèse. L'effet de protéines est plus complexe, l'apport alimentaire de protéines nécessaire pour obtenir le gain de protéine maximum .Le gain de lipide, lui, décroît parallèlement à l'augmentation du gain de protéines. Le besoin énergétique et la consommation d'aliment diminuent donc à mesure que la teneur de l'aliment en protéines augmente. En moyenne

l'élévation de la teneur en protéines de 1 point « 10g/Kg » entraîne une diminution de 7 à 14 g/Kg de la teneur en lipide du poulet et une réduction de la consommation d'aliment de 3% en moyenne (Larbier et Leclercq, 1992).

#### **7.5.2.1. Besoins en acides aminés**

Les acides aminés, indispensables sont procurés par la ration alimentaire pour la synthèse protéique et l'entretien tissulaires, car les volailles sont incapables de les synthétiser. L'absence de l'un des acides aminés empêchera le processus anabolique, c'est la raison pour la quelle ils sont tous indispensables. Biochimiquement les acides aminés sont classés en trois groupes.

- acides aminés indispensables « méthionine, thréonine et lysine, tryptophane... ».

Ils doivent être apportés par l'alimentation.

- acides aminés semi-indispensables « tyrosine et cystéine ». Ils peuvent être synthétisés à partir des acides aminés indispensables, (Larbier et Leclercq, 1992).

- acides aminés banal ou non indispensable facilement synthétisés à partir des acide aminé non indispensable également ou d'intermédiaire.

Les acides aminés essentiels doivent être présents en quantité suffisante et proches à des équilibres optimaux. La méthionine et la cystéine sont difficilement apportées en suffisance dans la ration, la lysine occupe une place cruciale à la fois par son caractère indispensable, sa faible concentration dans la plupart des protéines alimentaires « céréales, tourteaux autres que celui du soja », elle renferme aussi un groupement amine susceptible de réagir avec les glucides et les lipides. Il faut également tenir compte de la digestibilité des acides aminés indispensables, certains traitements des matières premières, comme par exemple le traitement thermique des tourteaux va réduire la digestibilité de la lysine.

#### **7.5.2.2. Rapport entre les acides aminés**

Tout d'abord, on vérifie le ratio lysine et énergie métabolisable « EM/Kcal » puis, on vérifie le ratio méthionine lysine. La méthionine est le principal facteur limitant dans le contexte des matières premières utilisées en aviculture. Tout acide aminé manquant sera un facteur limitant de la fabrication protéique, l'apport en excès relatif des autres acides aminés. Il ya des situations de déséquilibres par excès :

- l'excès de lysine par apport à la méthionine provoque des dermatites « Ampoules du bréchet ».
- l'excès de lysine par apport à l'arginine entraîne une baisse de croissance du poulet.
- l'excès de leucine « gluten du maïs ou de maïs en excès » entraîne une baisse de l'appétit et un retard de croissance. C'est pourquoi il est impératif d'associer des matières premières ayant des profils en acides aminés indispensables complémentaires.

**Tableau 11** : Besoins du poulet de chair en protéines et en acides aminés selon l'âge (en g/100g de gain de poids). (Larbier et Leclerq, 1992)

Semaines	Protéines	Lysine	Acides aminés soufrés
1	30,0	1,54	1,18
2	30,5	1,55	1,22
3	32,2	1,57	1,25
4	35,8	1,59	1,30
5	37,5	1,64	1,30
6	42,0	1,69	1,38
7	43,2	1,76	1,40
8	44,8	1,80	1,42

### 7.5.3. Besoin en énergie

visé à couvrir les besoins énergétiques d'entretien et de croissance et de production. Dont, l'activité physique et l'extra-chaleur et la thermogenèse adaptative, que sont les métabolismes de base d'entretien. Ces besoins sont apportés par les glucides ; amidon et sucre et les lipides ; matières grasses d'origine végétale ou animale. L'énergie brute contenue dans l'aliment n'est pas utilisable d'une manière complète par l'animal, une partie est perdue dans les urines et les gaz et les fèces. L'énergie disponible pour les besoins métaboliques de l'animal ; entretien et production est appelé énergie métabolisable « EM » (Smith, 1992). Si l'apport d'énergie métabolisable (EM) de la ration est insuffisant, l'animal doit puiser sur ses propres réserves, comme conséquence, il maigrit et la production diminue et peut même cesser. En cas d'apport excédentaire, l'animal s'engraisse (Parigibini, 1986). Le développement corporel du poulet est d'autant plus rapide que la consommation quotidienne d'énergie métabolisable est élevée (INRA, 1989).

Pour éviter une décroissance des performances zootechniques de la volaille, il est recommandé que le rapport énergie/protéine garde une valeur optimum dans les régimes alimentaires (ITAVI, 1980). Toute réduction de la consommation alimentaire se traduit par une augmentation de la teneur énergétique d'un aliment. Dans ce cas, il faut équilibrer l'aliment, par l'élévation de sa teneur en chacun de ses nutriments (vitamines, protéines et acides aminés, minéraux, oligo-éléments). Plus l'aliment est riche en lipides, plus elle est coûteuse car les réserves adipeuses corporelles contiennent très peu d'eau.

Le besoin énergétique de poulet de chair varie en fonction d'âge, de souche, conditions de milieu et type d'élevage...etc. Ces besoins sont sensibles aux conditions du milieu et influencent sa consommation alimentaire. Cette dernière sera réduite avec l'élévation de la teneur énergétique de l'aliment (Larbier *et al.*, 1991); ce qui suggère que les oiseaux règlent

leur consommation alimentaire en fonction de la quantité d'énergie ingérée. Les besoins énergétiques des poulets sont compris entre 3000 et 3200 kcal/kg, avec un minimum de 3100 kcal au démarrage et 3000 kcals en finition (Larbier *et al.*, 1991). L'accroissement du niveau énergétique conduit toujours à une amélioration de l'indice de consommation et de la vitesse de croissance (Azzouz, 1997). Toutefois, les besoins énergétiques de production peuvent être influencés par des facteurs, tels que la souche et le régime alimentaire alors que ceux d'entretien seront influencés par les températures ambiantes (Anselme, 1987).

#### 7.5.4. Besoins en vitamines

la température, la teneur énergétique de la ration, l'addition de graisse, la teneur en protéines de l'aliment ,troubles sanitaires et les conditions d'élevage ,en particulier le stress qui est un mécanisme consommateur d'énergie et de vitamines, des facteurs qui entraînent une augmentation directe des besoins en vitamines, ces dernières agissent à des doses infimes, et elle sont indispensables au métabolisme, à la protection de l'organisme et à une bonne production .Par conséquentes elles deviennent insuffisantes par apport aux besoins réels et donc la nécessité d'un apport supplémentaire.

**Tableau 12 :** Apports recommandés en minéraux et vitamines du poulet de chair (ITAVI, 2003)

Minéraux et vitamines	0 à 4 semaines	5 à8 semaines
Fer (mg/kg)	80	80
Cuivre (mg/kg)	10	10
Zinc (mg/kg)	80	80
Vit, A	UI/kg	12000
Vit, D3	UI/kg	2000
Vit, E	Ppm	30
Vit, K3	ppm	2,5
Thiamine(B1)	ppm	2
Riboflavine(B2)	Ppm	6
Acide pantothénique	Ppm	15
Pyridoxine(B6)	Ppm	3
Vit, B12	ppm	0 ,02
Vit, PP	ppm	30
Acide folique	Ppm	1
Biotine	Ppm	0,1
Choline	Ppm	600

### 7.5.5. Besoins en minéraux

#### 7.5.5.1. Besoins en éléments majeurs

Le calcium et le phosphore sont des constituants essentiels du tissu osseux et le sodium le chlorure et le potassium interviennent dans l'équilibre osmotique de l'animal. Selon Ferrandon (1969), les plus importants sont le phosphore et le calcium qui jouent un rôle essentiel aussi bien dans l'équilibre humoral que dans la formation du squelette. Pour éviter les boiteries et les déformations articulaires, chez le poulet de chair à croissance rapide, une minéralisation importante du squelette est de règle. Comme pour le calcium, la part la plus importante des besoins en phosphore correspond à la production, les faibles besoins d'entretiens sont alors satisfaits par les réserves osseuses, mais le jeune en croissance doit trouver les quantités nécessaires à sa synthèse dans son alimentation. La carence en phosphore et en calcium se manifeste par une inappétence, un retard de croissance, des déformations osseuses avec des troubles locomoteurs graves, et de la mortalité. L'équilibre entre phosphore et calcium a été souvent préconisé, cependant, un apport en vitamines D rend les animaux en croissance moins sensible à cet équilibre (Larbier et Leclercq, 1992).

Les besoins en Na<sup>+</sup>, K<sup>+</sup>, Cl<sup>-</sup> comportent surtout une composante liée à l'entretien, dont l'organisme peut supporter pour ces trois éléments de large variation due aux situations d'excès ou de carence. L'excès de chlore stimule la consommation d'eau, un épisode des diarrhées est tend à réduire l'utilisation du phosphore et de calcium. L'apport en manganèse peut également affecter l'assimilation du calcium et du phosphore (Smith, 1992). La fourniture du chlorure de sodium est indispensable à raison de 400g/t puisque l'alimentation végétale est largement déficiente en sodium, mais riche en potassium.

**Tableau 13** : Recommandation d'apport en macroéléments chez le poulet de chair (g/100 Kcal d'EM). (Larbier et Leclercq, 1992)

Age (jours)	Phosphore	Calcium	Sodium	Potassium	Chlore
0-21	1,35	3,14	0,46	0,63	0,38
32-42	1,25	2,50	0,46	0,63	0,38
43 abattages	1,05	2,30	0,46	0,63	0,38

#### 7.5.5.2. Besoin en éléments mineurs

Il s'agit du fer, du manganèse, du sélénium, du cuivre, de l'iode, du cobalt et du magnésium, du fluor, ces minéraux sont présents dans l'organisme à l'état de traces, et jouent un rôle primordial dans différentes réactions biochimiques. L'effet des carences de chacun de ces éléments est connu et des recommandations précises existent pour chaque espèce de volailles en fonction de stade physiologique.

### 7.5.6. Besoins en cellulose

De point de vue nutritionnel il est de faible importance chez les volailles. Mais, sa présence dans l'aliment est indispensable pour résoudre tout problème de stase des aliments encombrant dans le tractus digestif et pour un bon transit intestinal. Chez le poulet de chair, il est recommandé de ne pas dépasser 5% de cellulose brute afin d'éviter une accélération du transit favorable à une mauvaise utilisation de la ration (Anselme, 1987). L'incorporation de fibres insolubles peu ou non fermentescibles (cosses d'avoine, coque de soja) permet un abaissement du PH stomacal, un ralentissement du transit digestif et une meilleure digestion de l'aliment (Alvarado *et al.*, 2008).

### 7.5.7. Facteurs antinutritionnels

Ont un effet direct sur des enzymes digestifs et par conséquent la digestibilité des aliments. Selon la nature de la toxicité des ingrédients « facteurs limitant » on distingue :

#### 7.5.7.1. Toxicité due à la qualité dégradée des matières premières

Après des traitements technologiques ou lors des conditions de conservation inadéquates on peut avoir une dégradation de la qualité de matière première de l'aliment. La sur-cuisson ou le sur séchage sont aussi des facteurs bien connus de dégradation de la digestibilité des protéines, d'amidon et des sucres « maïs grain », comme l'ont montré par exemple Fernandez et Parsons (1996) et Aburto et Britton (1998) sur le tourteau de soja, Rymer et Givens (2005) sur le tourteau de colza, Bhuiyan *et al* (2010).

#### 7.5.7.2. Toxicité due à la nature intrinsèque des matières premières

Beaucoup de facteurs antinutritionnels « FAN », entrent dans la composition de matières premières des aliments surtout d'origine végétale, venant interagir avec le niveau d'ingestion ou le processus de digestion du poulet (D'mello, 2000).

- Tanin condensé du sorgo (Nyamambi *et al.*, 2007).
- Acide sinapique du colza (QIAO *et al.*, 2009).
- Facteurs anti-trypsiques des grains de soja crue ou mal cuites (Esmail, 1998).
- Gossipol du coton (Lordelo *et al.*, 2004).
- Tanin, vicine, convicine de certaines féveroles (Metayer, 2003).

La présence de ces FAN, diminue la digestibilité surtout des protéines. Ceci peut favoriser le développement d'une populations microbiennes du tube digestif distal comme des clostridies pathogènes (Drew *et al.*, 2004) et contribuer également à l'enrichissement en azote ammoniacal de la litière. D'autre FAN peut augmenter la viscosité intestinale du poulet, baisser la digestibilité des nutriments et augmenter la teneur en eau des fientes, comme des

oligosaccharides présents dans le soja (Lilienthal *et al.*, 2005 ; Sinova *et al.*,2010) ou les mucilages des grains de lin (Rebole *et al.*,2002), les arabinoxylanes et beta-glucanes solubles de céréales (Carre *et al.*, 1994),

#### **7.5.7.3. Toxicités des composants introduits volontairement dans l'aliment**

L'excès en acides aminés soufrés comme la méthionine de synthèse et comme celui de la L-cystéine, peuvent engendrer des baisses remarquables de consommation d'aliment (Summers, 1995 ; Baker, 2008). Les additifs coccidiostatiques ionophores ou chimique dans l'aliment utilisées pour la prévention des coccidioses ont un coefficient de sécurité, entre les doses efficace et toxiques, très faible même chez le poulet de chair.

#### **7.5.7.4. Toxicité due à des contaminants chimiques ou biologique des matières premières**

Les relations entre mycotoxines doses-effets-espèces-âge ne sont pas clairement établies (Leeson *et al.*, 1995 ; Girgis et Smith,2010), dans l'ensemble, le poulet semble peu sensible aux fusriotoxines (DON, zeralenone, moniliformine) naturellement retrouvées dans les céréales et leurs coproduits (Girgis et Smith,2010). Toutefois, un lien a été reporté avec la dyschondroplasie (Whitehead, 1998).

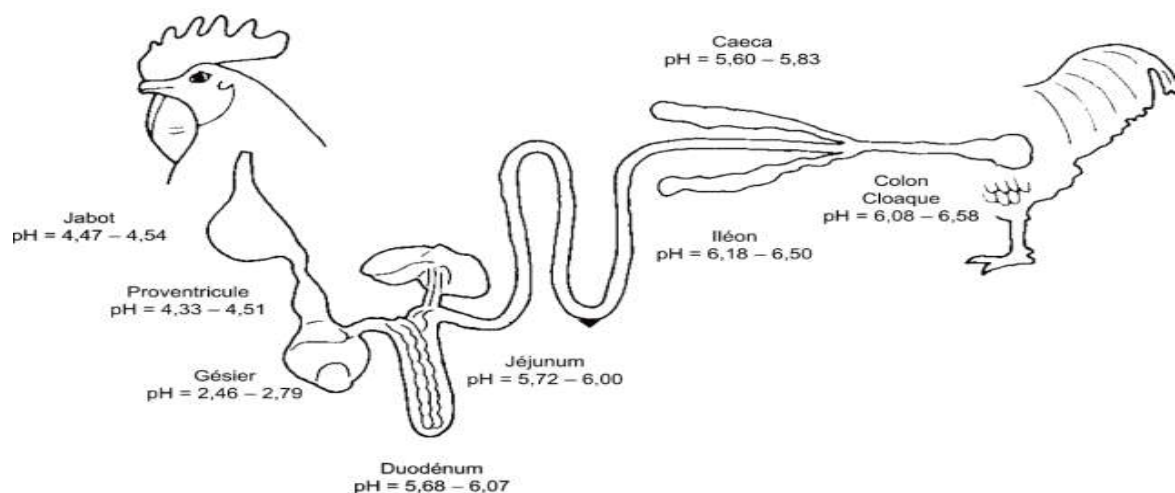
L'altération de qualité chimique ou microbiologique des matières premières est le fait d'une contamination au champ, au stockage ou lors d'un traitement industriel (Guitar *et al.* , 2010). Pour les volailles les pesticides, herbicides, fongicides sont les principaux toxiques chimiques identifiés. Le fongicide Thiram semble responsable de dyschondroplasie tibiale chez le poulet (Li *et al.*, 2007 ; Guitar *et al.*,2010).

## Chapitre I : Microbiote digestive .

## 1. GENERALITES

Le tractus digestif du poulet présente quelques spécificités anatomiques (Figure 07). La cavité buccale comprend un bec corné qui permet la préhension et par fois la fragmentation des aliments. Glandes salivaires peu développées. L'absence d'épiglotte et du voile de palais, rend la déglutition un phénomène purement mécanique par redressement de la tête. Dans la bouche, les aliments sont peu fragmentés et grossièrement insalivés (Larbier et Leclercq, 1992).

Le jabot fait partie de L'œsophage, dont l'épithélium est riche en glandes à mucus, à pH variant entre 4,47 et 4,54 (Farner ,1942) peut entreposer des aliments qui s'y humectent et s'y ramollissent. Il est le lieu d'une digestion microbienne et comporte essentiellement des Lactobacilles, d'une partie de l'amidon (hydrolyse avec formation d'acides lactique) et de formation d'acide gras volatiles (Larbier et Leclercq ,1992). Le proventricule est l'estomac chimique qui contient des glandes sécrétoires (pepsinogène précurseur de la pepsine et acide chlorhydrique). La protéolyse y débute à pH de 3 à 4,5. Dans le gésier et le proventricule, un pH bas fait chuter la population bactérienne (Farner 1942). Le gésier, lieu où s'effectue la digestion mécanique, il est tapissé par une couche superficielle très dure entourée de muscles puissants, il y règne un pH très bas (2 à 3,5) et il peut contenir de petits graviers aident à digérer des grains intacts. La protéolyse se produit véritablement dans le gésier sous l'action de la pepsine (Gabriel, Mallet *et al.*, 2005). Dans l'intestin, le milieu devient plus propice à la croissance bactérienne à cause de la diminution de pression d'oxygène et de la faible concentration en sels biliaires et en enzyme et d'un pH variant dans le duodénum entre 5,68 et 6,07, dans le jéjunum entre 5,72 et 6, dans le caecum entre 5,6 et 5,83, l'iléon entre 6,18 et 6,50 et dans le colon entre 6,08 et 6,58 (Farner 1942) schéma ci-après :



**Figure 07** : Schéma illustrant les caractéristiques physiologiques du tractus digestif chez la volaille (Farner 1942).

## 2. DESCRIPTION DU TUBE DIGESTIF CHEZ LA VOLAILLE

L'implantation du microbiote digestif se fait dès les premiers jours de la vie et évolue en fonction de l'âge (Mackie *et al.*, 1999 ; Favier *et al.*, 2002).

Les segments les plus abondants en microorganismes du tractus digestif sont le jabot, les trois segments de l'intestin grêle « duodénum, jéjunum et iléon » et les caeca tandis que les autres segments sont eux beaucoup moins riches en microorganismes, à cause des conditions de culture moins favorable (pH, présence de molécules antibactériennes).

Les études ont permis de distinguer deux zones : une zone où la communauté bactérienne est anaérobie facultative allant du jabot jusqu'à la partie terminale de l'iléon et une zone anaérobie stricte au niveau des caeca.

La flore digestive augmente rapidement juste après l'éclosion. Ainsi dès le premier jour, l'iléon et le caecum hébergent  $10^8$  et  $10^{10}$  bactéries par gramme de contenu digestif. Leur nombre atteint  $10^9$  et  $10^{11}$  bactéries par gramme en 3 jours et reste relativement stable jusqu'à l'âge de 30 jours (Gabriel, Mallet *et al.*, 2005). Elle est composée essentiellement de bactéries à Gram positif anaérobies facultatives du jabot à l'iléon terminal, alors que le caecum contient en plus des anaérobies stricts, ces dernières étant dominantes (Gabriel, Mallet *et al.*, 2005).

D'un point de vue qualitatif, dès le premier jour, les coliformes, les streptocoques et les clostridies colonisent le tube digestif, du jabot au caecum, alors que les lactobacilles et les Bactéroïdes ne sont mis en évidence dans le caecum qu'après 3 jours et 5 jours respectivement (Gabriel, Mallet *et al.*, 2005). La population bactérienne présente dans le tractus digestif est plus importante que les cellules eucaryotes constituant le corps de l'hôte de point de vue nombre. Il ya les bactéries dominantes ( $>10^6$  UFC /g contenu), sous-dominantes ( $10^5$  à  $10^3$  UFC / g contenu), et résiduelles ( $<10^3$  UFC / g contenu).

les principaux sites d'activité bactérienne chez le poulet, sont le jabot, le caecum et, dans une moindre mesure, l'intestin grêle (Cole and Fuller 1984).Ainsi, dans le caecum et l'iléon, on trouve respectivement  $10^{11}$  et  $10^9$  bactéries par g de contenu (Apajalahti, Kettunen *et al.* , 2004).

La composition de l'intestin, jéjunum et iléon chez le poulet a montré la présence de bactéries gram + à faible pourcentage de GC, notamment des *Lactobacillaceae*, *Clostridiaceae*, *Streptococcaceae* et *Enterococcaceae* ainsi que celle de bactéries gram - telle que la classe des *Bacteroidaceae*. Le pourcentage de ces différentes classes évolue en fonction de l'âge avec tout de même une prédominance de la classe des *Lactobacillaceae* au niveau de ces segments (Mead, 1989).

Les mêmes classes présentées dans les caeca, avec une prédominance des *Clostridiaceae* ainsi qu'un pourcentage important de *Fusobacteriaceae* qui sont des bactéries à gram + à fort pourcentage en GC (Mead, 1989).

Des études par méthodes culturales ont montré une stabilisation de la composition du microbiote, environ 20 jours pour l'iléon et entre 30 et 40 jours dans les caeca voire tableau 14, cette stabilisation de la composition du microbiote est influencée par de nombreux facteurs comme le génotype et le sexe du poulet (Lumpkins *et al.*, 2008, Lumpkins *et al.*, 2010).

La composition microbienne est influencée par des facteurs de variation qui sont l'alimentation, les caractéristiques physiologiques et l'environnement d'élevage (Mulder *et al.*, 2009 ; Hammons *et al.*, 2010 ; Karasov *et al.*, 2011 ; Stanley *et al.*, 2012). La composition et les modifications de l'alimentation entraînent des changements au niveau de la communauté bactérienne, voire tableau ci-après :

**Tableau 14** : Evolution de la composition de la microflore intestinale du poulet en fonction de l'âge. D'après (Fonty&Chaucheyras-Durand, 2007b).

Segment digestif	Groupe	Classe	% De chaque classe à un âge donne					
			3j	7j	14j	21j	28j	49j
Intestin : Jéjunum + Iléon	Gram +, bas G + C%	Lactobacillaceae	61,1	63,3	63,7	65,8	86,3	69,8
		Clostridiaceae	16,9	1,1	6,9	14,9	6,4	19,2
		Bacillaceae						4,0
		Staphylococcaceae	2,1			2,6		
		Streptococcaceae	2,1	17,8	16,7	2,6	0,9	
		Enterococcaceae	3,2	15,6	12,8	2,6	2,7	2,0
	Gram– Protéobactéries	Fusobacteriaceae				4,4		
		Bifidobacteriaceae		1,1				
	Gram– Protéobactéries			13,7				
	Gram –	Bacteroidaceae				2,6		1,0
Caeca	Gram +, bas G + C%	Lactobacillaceae	25,7	4,3	9,9	1,0	0,9	7,2
		Clostridiaceae	51,4	85	73	56,6	56,1	74,2
		Bacillaceae			2,7	4,0	1,8	
		Streptococcaceae	2,9					1,0
		Enterococcaceae	1,9	2,2	0,9			2,0
	Gram +, fort G + C%	Fusobacteriaceae		2,2	9,0	27,3	35,1	7,2
	Gram– Protéobactéries		15,2		0,9			
	Gram -	Flavobacteriaceae	1,0					
	Bacteroidaceae	1,0	1,0		1,0	0,9	3,1	

### 3. COMMUNAUTES MICROBIENNES DANS LE CONTENU DU TUBE DIGESTIF DU POULET

Les bactéries colonisent des segments digestifs (biotopes) où s'adaptent pour survivre et se multiplier. Les parties majeures d'implantation du microbiote digestif sont les caeca. Au niveau du jabot un microbiote assez important se trouve aussi, et dans un moindre degré au niveau de l'iléon.

#### 3.1. Au niveau du jabot

Le jabot est composé d'environ  $10^8$  à  $10^9$  bactéries par gramme de contenu frais (Smith, 1965 ; Guan *et al.*, 2003 ; Bjerrum *et al.*, 2006). Dans cette partie sont retrouvés essentiellement des bactéries anaérobies facultatives avec une prédominance du genre *Lactobacillus* (Gong *et al.*, 2007). avec présence d'autres bactéries, comme des entérobactéries ( $10^4$  à  $10^6$  / g), des bactéries appartenant aux genres *Bacteroides* ( $10^4$  à  $10^7$  / g), *Bacillus* ( $10^3$  à  $10^5$  / g), *Enterococcus* ( $10^5$  à  $10^7$  / g), et *Streptococcus* ( $10^4$  / g) (Smith, 1965 ; Annison *et al.*, 1968 ; Guan *et al.*, 2003 ; Bjerrum *et al.*, 2006).

#### 3.2. Au niveau de proventricule

À cause de ces conditions physico-chimiques surtout sa forte concentration en HCl et pepsine le proventricule ne permet pas sa colonisation.

#### 3.3. Au niveau de gésier

Le gésier situe après le proventricule, à un ph très acide ce qui a tendance à diminuer la population microbienne. On retrouve ici de  $10^7$  à  $10^8$  bactéries par gramme de contenu frais avec présence des *Lactobacillus* qui sont majoritaire. Les mêmes genres bactériens que dans le jabot sont détectés mais en concentration moins importantes (Shakouri *et al.*, 2009).

#### 3.4. Au niveau de duodénum et jéjunum

Les bactéries *Lactobacillus*, *Bacteroides*, *Bacillus*, *Enterococcus*, *Streptococcus* et des entérobactéries sont détectés avec prédominance du genre *Lactobacillus*. On retrouve dans chacun de ces segments de  $10^8$  à  $10^9$  bactéries par gramme de contenu frais (Engberg *et al.*, 2004).

#### 3.5. Au niveau de l'iléon

Ce segment contient  $10^8$  à  $10^9$  bactéries par gramme de contenu. Les lactobacilles sont encore les plus représentés allant de  $10^7$  à  $10^9$  bactéries par gramme de contenu frais, avec une grande diversité dans ce segment que dans les parties précédentes avec une concentration importante de bactéries anaérobies facultatives des genres *Escherichia*, *Enterococcus*, *Streptococcus* mais aussi des bactéries anaérobies strictes telles que les *Clostridium* et *Bacteroides* (Wise et Siragusa, 2006).

### 3.6. Au niveau des caeca

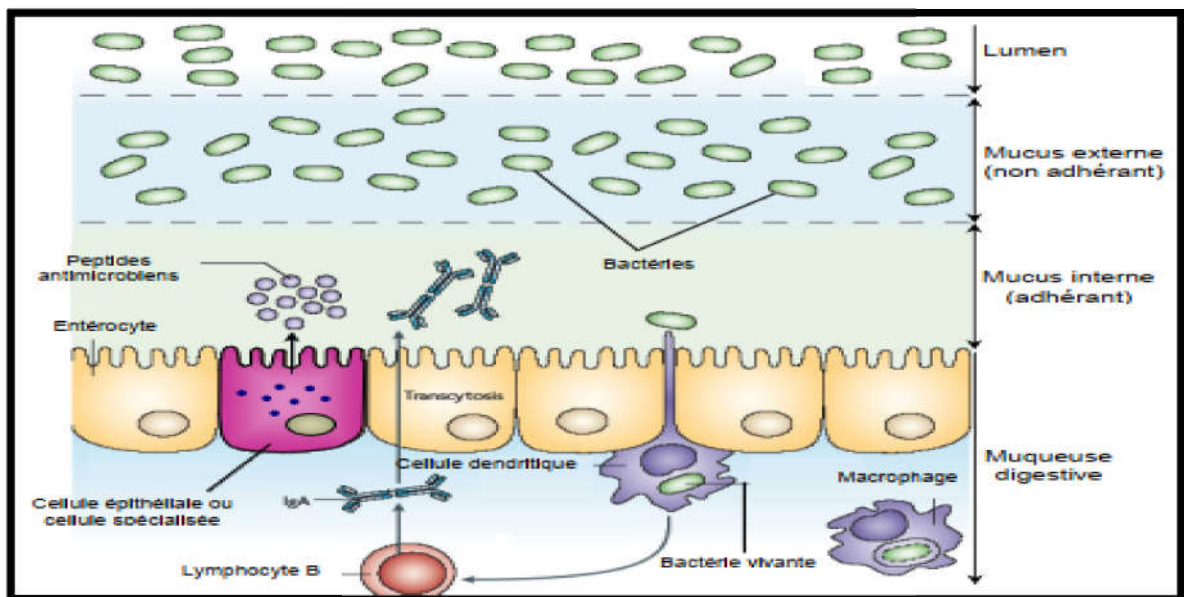
C'est l'environnement le plus riche en bactéries de tout le tractus digestif allant de  $10^8$  à  $10^{11}$  bactéries par gramme de contenu (Engberg *et al.*, 2004). C'est aussi le milieu dépourvu en oxygène, il ya donc que la flore anaérobie stricte dont les genres dominants sont les *Clostridium* allant de  $10^8$  à  $10^{10}$  bactéries par gramme de contenu frais, avec d'autres genres tels que les *Bacteroides* jusqu'à  $10^9$  bactéries par gramme, ainsi que *Escherichia*, jusqu'à  $10^{10}$  bactéries par gramme, et *Lactobacillus*, jusqu'à  $10^9$  bactéries par gramme, qui sont aéro-tolérants (Mead, 1989 ; Wise et Siragusa, 2006).

### 3.7. Au niveau du colon

Peu d'études ont été effectuées sur la population bactérienne du colon de poulet, car le colon est réduit dans cette espèce aviaire et le temps de passage des aliments dans ce segment est très court. La charge bactérienne y est comprise entre  $10^9$  et  $10^{10}$  bactéries par gramme de contenu intestinal. Les bactéries anaérobies et les lactobacilles représentent les populations dominantes (Engberg *et al.*, 2004 ; Bjerrum *et al.*, 2006).

## 4. COMMUNAUTES MICROBIENNES DANS LE MUCUS

Il est au contact de la muqueuse digestive et formé de deux couches. À ce niveau la pression partielle en oxygène est plus élevée que dans le lumen. Le microbiote de chaque « microbiotope » est adapté à ces différentes niches écologiques.



**Figure 08** : Localisation de la colonisation bactérienne du mucus intestinal (Hooper, 2009).

L'hôte a mis en place différents systèmes de défense pour empêcher la colonisation de la muqueuse intestinale par le microbiote digestif :

•La couche externe de mucus est fortement colonisée par des bactéries digestives. contre la couche interne du mucus très dense, bien que formée des mêmes glycoprotéines, qui forment une barrière imperméable à cette colonisation chez des animaux sains (Johanson *et al.*, 2008).

•La sécrétion de peptides antimicrobiens (par des cellules épithéliales ou cellules spécialisées) et d'immunoglobulines A, qui diffusent principalement dans la couche interne de mucus, induit l'absence de colonisation de cette dernière (Figure 08) (Hooper, 2009).

•Les cellules dendritiques interviennent aussi pour renforcer cette lutte, quand elles détectent des bactéries à la surface de l'épithélium digestif, en stimulant les lymphocytes B pour qu'ils sécrètent ces immunoglobulines.

## 5. METABOLISME DES GROUPES BACTERIENS DU MICROBIOTE DIGESTIF.

Les bactéries digestives doivent être adaptées à un milieu hydrique changeant dans le tube digestif au cours de la journée. Et ce particulièrement dans les segments antérieurs du tractus, puisque dans les caeca du fait d'une vidanges espacées et de brassage régulier, le milieu est plus constant.

Au niveau de chaque micro-biotope, les bactéries entre en concurrence pour l'utilisation de ces nutriments et elles sont confrontées à la présence de molécules antibactériennes secrétées par l'hôte (peptides antimicrobien, IgA, sels biliaires ...), ou contenues dans son alimentation, à un renouvellement de l'épithélium digestif, un transit des digesta rapide et à une osmolarité importante. Les bactéries qui transitent le long du tractus digestif pour s'implanter dans les parties postérieures sont exposées à des teneurs variables en oxygène, et à des pH qui peuvent être très acides.

### 5.1. Ordre des Lactobacillales

bactéries anaérobies facultatives dont font partie les familles des *Lactobacillaceae* dont le genre *Lactobacillus*, *Enterococcaceae* et *Streptococcaceae*, elles sont des chimio-organotrophes fermentent de nombreux glucides pour former de l'acide lactique et certaines ont des activités désaminantes (Klein *et al.*, 1998 ; Fonty et Chaucheyras-Durand, 2007b).

Les espèces bactériennes présentes chez le poulet sont capables d'hydrolyser l'amidon (Champ *et al.*, 1983). De plus, des transporteurs de fructo-oligosaccharides ont pu être identifiés chez des espèces colonisant le tube digestif (Schober et Kurmayer, 2006).

Autre espèces peuvent adhérer aux cellules épithéliales et au mucus du tube digestif par le biais de facteurs d'adhérence protéiques capables de lier le mucus, les cellules épithéliales, ou la matrice extracellulaire protéique, et grâce aussi à des facteurs non

protéiques, comme les acides lipoteichoïques ou les exo-polysaccharides (Edelman *et al.*, 2002 ; Schober et Kurmayer, 2006 ; Vélez *et al.*, 2007). Ces facteurs leur donnent un avantage pour la colonisation du mucus et de l'épithélium digestif. Les *Lactobacilles* sont également capables d'hydrolyser les mucines (Fakhry *et al.*, 2009).

Ces bactéries ont développé des mécanismes de tolérance aux sels biliaires et aux acides et aux composés phénoliques (Tannock *et al.*, 1989 ; Ridlon *et al.*, 2006 ; Schober et Kurmayer, 2006 ; Louis et O'Byrne, 2010).

### 5.2. Ordre des Bacteroidales

Bactéries anaérobies strictes avec une activité fermentative importante. Les microorganismes trouvés sont majoritairement du genre *Bacteroides*, ces bactéries ont des activités, amylolytiques, cellulolytiques, hémicellulolytiques, et protéolytiques et hydrolytiques. Elles ont la capacité de fermenter plusieurs oses « glucose, saccharose ou plusieurs pentoses » (Fonty & Chaucheyras-Durand, 2007a). Certaines bactéries de ce genre sont capables de dégrader les mucines (Corfield *et al.*, 1992), de nombreuses espèces de *Bacteroides* résistent à l'action des acides biliaires en les métabolisant (Ridlon *et al.*, 2006).

### 5.3. Ordre des clostridiales

Bactéries anaérobies strictes dont les familles les plus existantes au sein du microbiote intestinal sont les *Clostridiaceae*, on retrouve aussi des *Ruminococcaceae*. Certaines espèces de ce groupe ont des activités lipolytiques, cellulolytiques, hémicellulolytiques, amylolytiques, et protéolytiques (*Ruminococcus* sp, *Clostridium* sp). Elles ont des activités fermentatives avec activité saccharolytique (cellobiose, fructose, glucose, saccharose), désaminantes ou utilisant des acides organiques tels le lactate (Fonty & Chaucheyras-Durand, 2007a). Nombreuses espèces sont capables de dégrader les mucines ou de transformer les acides biliaires (Corfield *et al.*, 1992 ; Ridlon *et al.*, 2006).

### 5.4. Ordre des Enterobacteriales

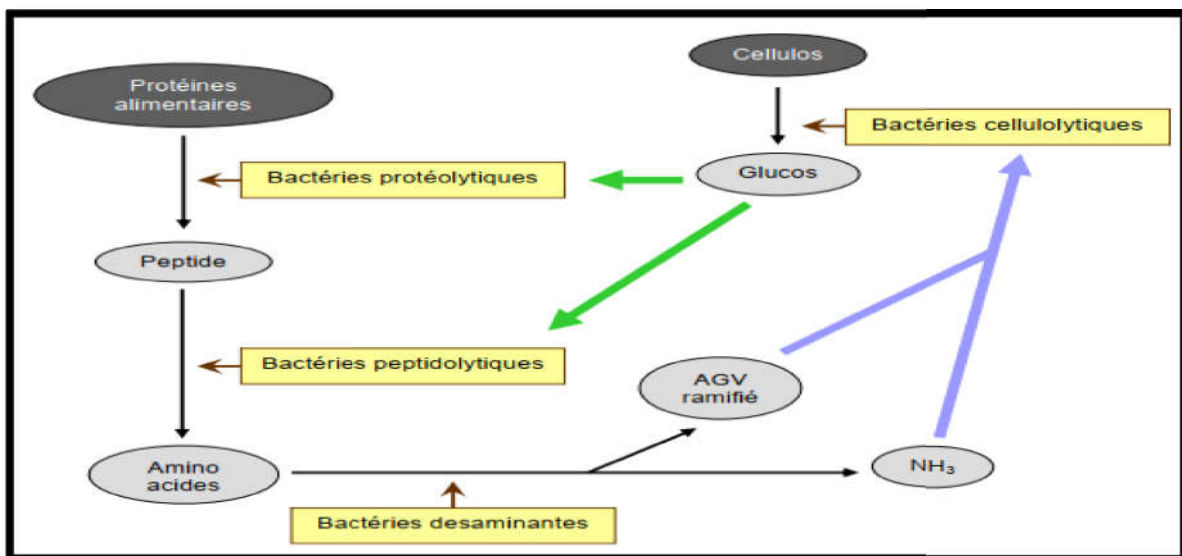
Bacilles chimio-organotrophes, aéroanaérobies qui possèdent un métabolisme respiratoire et fermentaire. Ils ont la capacité de fermenter de nombreux glucides (Jacobs *et al.*, 2009). Certains d'entre eux sont capables de dégrader les mucines (Corfield *et al.*, 1992). Certaines souches, de l'espèce *Escherichia coli*, peuvent adhérer aux cellules épithéliales et au mucus à travers de *pilli* et *fimbriae* (Dho-Moulin et Fairbrother, 1999), dont la majorité sont des souches pathogènes pour l'animal colonisé (Vidotto *et al.*, 1997).

Parmi certaines espèces de cet ordre ont développé des mécanismes de résistance aux sels biliaires et acides (Louis et O'Byrne, 2010).

### 5.5. Les Interactions entre les bactéries

Un gros réseau d'interactions des écosystèmes complexes des bactéries digestives; les deux espèces en tirent profit c'est le mutualisme, dérivation de nutriments des cellules d'une espèce au profit d'une autre espèce : c'est le parasitisme, en passant par des relations de type antagonisme, compétition ou amensalisme : élimination d'une espèce par un agent toxique produit par une autre (Fonty et Chaucheyras-Durand, 2007a). Dans le tube digestif des oiseaux on peut trouver :

- La synthèse de molécules antimicrobiennes : les bactériocines produites par certaines espèces de *Lactobacillus* et toxiques pour d'autres espèces (Schroeter et Klaenhammer, 2009).
- La nutrition croisée : c'est le cas des bactéries cellulolytiques qui utilisent l'ammoniac comme source préférentielle d'azote et des acides gras à courte chaîne. Ces composés leur sont fournis par des espèces protéolytiques, et désaminantes. Les cellulolytiques fournissent en retour les oses fermentescibles important à la croissance des bactéries protéolytiques (Fonty et Chaucheyras-Durand, 2007b) (Figure 09). Ces phénomènes se déroulent dans le colon des mammifères et dans les caeca du poulet (Mead, 1989).
- L'inhibition de l'adhérence au mucus : certaines espèces de *Lactobacillus* sont capables de diminuer ou d'inhiber l'adhérence d'entérobactéries au mucus digestif (Ma *et al.*, 2006).
- La transformation des acides biliaires : certaines espèces de bactéries possèdent une résistance vis à vis des acides biliaires, en les transformant en composés non nocifs (Louis et O'Byrne, 2010). Donc les espèces sensibles aux acides biliaires peuvent donc tirer parti de l'activité de celles capables de les transformer.



**Figure 09** : Exemple de nutrition croisée, le cas des interactions entre bactéries protéolytiques et cellulolytiques (d'après Fonty et Chaucheyras-Durand, 2007b)

## 6. INFLUENCE DU MICROBIOTE SUR L'HÔTE

La structure du tube digestif est modifiée par le microbiote par son contact avec la muqueuse intestinale, et cela a été démontré en comparant des animaux axéniques : dépourvus de flore digestive et des animaux conventionnels (Ducluzeau, 1999) où au niveau du rumen où le développement de la paroi et des papilles ruminales sont sous la dépendance des métabolites produits par le microbiote (Fonty, 1984).

On peut constater des différences physiologiques au niveau de la lamina propria, tissu conjonctif situé sous les épithéliums qui tapissent les muqueuses digestives, très fine, peu développée et presque dépourvue de lymphocytes chez les animaux axéniques. Il a également été constaté une hypertrophie de certaines parties de l'intestin surtout les caeca chez le lapin et les rongeurs (Fonty *et al.*, 1979). La vascularisation de l'intestin est également influencée par les microorganismes qui transmettent des signaux permettant une augmentation du nombre de capillaires sanguins.

### 6.1. Sur la structure et la fonctionnalité du tube digestif de l'hôte

Chez les animaux axéniques, rongeurs, volailles, la comparaison de la structure des parties digestives, de la production de mucus ou de l'expression de gènes des cellules épithéliales, a montré que le microbiote intervient dans la maturation du tube digestif. Ainsi, chez ces animaux le nombre de cellules à mucus est inférieur et la production de mucus plus faible (Deplancke et Gaskins, 2001 ; Forder *et al.*, 2007).

La mucine du mucus est influencée par le microbiote, les sujets axéniques ont un rapport mucines neutre / mucines acides et sulfo mucines / sialomucines, plus important que les animaux conventionnels (Deplancke et Gaskins, 2001 ; Forder *et al.*, 2007).

Les animaux conventionnels, ont un appareil digestif plus important, et muqueuse intestinale plus épaisse, sauf que le renouvellement des cellules intestinales est plus rapide avec une moindre efficacité alimentaire (Dibner *et al.*, 2008).

La colonisation bactérienne a une action sur l'expression des gènes impliqués dans le renouvellement des cellules épithéliales, la glycolyse, la production de mucus, et le métabolisme des acides gras et le transport de certains nutriments : acides mono carboxyliques. Le microbiote intestinal a une influence sur l'expression des gènes des cellules des cryptes et villosités de l'intestin (Chowdhury *et al.*, 2007).

### 6.2. Sur la digestion et la disponibilité des nutriments

Plusieurs substrats dans le tube digestif, proviennent de l'alimentation et de molécules endogènes de l'organisme hôte ; cellules desquamées, mucus, sécrétions biliaires, ou d'autres

microorganismes. Du fait de la complexité du microbiote digestif, il possède de nombreuses enzymes digestives, par rapport à celles de l'hôte, et capable d'hydrolyser des substrats indigestibles par l'hôte, surtout les glucides simples qui sont fermentescibles par de nombreuses espèces bactériennes et absorbables à travers la muqueuse intestinale. C'est pour cette raison, l'hôte et les bactéries sont en concurrence permanente pour l'utilisation de ces nutriments,

### 6.2.1. La digestion des glucides

Deux types des glucides : type qui ne peut être utilisé que par la flore digestive, les polysaccharides non amylacés : cellulose, hémicellulose, substances pectiques et type que la volaille peut digérer : oligosaccharides et monosaccharides, amidon, dextrine. pectiques (Gabriel *et al.*, 2003).

La flore digestive ne semble pas intervenir dans le cas des glucides utilisables par l'hôte, et elle ne peut pas modifier l'activité des enzymes impliquées dans leur digestion, comme l'amylase pancréatique ou les disaccharidases intestinales, ni l'absorption du glucose. Tandis qu'au niveau du jabot, certaines souches de *Lactobacillus* auraient une activité amylolytique secondant l'action des amylases endogènes. Dans le cas des glucides que la volaille ne peut utiliser, ils sont fermentés par la flore digestive, dans le jabot et notamment dans les caeca sans avoir un rôle significatif.

D'après Szylyt *et al.* 1983, les lactobacilles sont nécessaires pour la dégradation de l'amidon, qui ne peut pas s'effectuer sous l'action de l'amylase endogène seule, du poulet. En outre, la salive sécrétée dans le jabot est sans enzymes digestives. mais les bactéries « *Lactobacillus* » qui fait partie du microbiote de cet organe sont capable de sécréter des amylases et d'initier la digestion de l'amidon dès le jabot (Champ *et al.*, 1981 ; Champ *et al.*, 1983). les glucides non digestibles, sont fermentés principalement dans les caeca (Mead, 1989).

### 6.2.2. La digestion des lipides

Les lactobacilles parmi les espèces bactériennes capables de déconjuguer les sels biliaires (Tannock *et al.*, 1989), ce qui réduit la solubilisation des lipides et entrave leur dégradation par l'hôte, donc un effet négatif sur la digestibilité des lipides,

### 6.2.3. La digestion des protéines

La microflore digestive peut digérer les protéines alimentaires selon la teneur de l'aliment (Gabriel *et al.*, 2005), elle participe efficacement dans la digestion de protéines de mauvaise qualité, et indigestible par l'hôte, si elles ne soient pas trop détériorées par la

chaleur, elle est capable également de digérer les protéines endogènes : les protéines du mucus, les débris cellulaires, et les protéines de la biomasse (Gabriel *et al.*, 2005).

## 7. INFLUENCE DU MICROBIOTE SUR LE METABOLISME DE L'HOTE

La microflore digestive produit des métabolites soit utile ou néfastes pour l'hôte, elle est capable aussi de détoxifier ou rendre certaines molécules présentes dans le contenu digestif, plus toxiques. (Gabriel *et al.*, 2005, Fonty et Chaucheyras-Durand, 2007a).

### 7.1. Sur le métabolisme azoté

Les bactéries des caeca (*Clostridium*, *eubacterium*, *Fusobacterium*, *Peptostreptococcus*, *Bacteroides*, *Streptococcus*) sont capable d'utiliser l'ammoniac des composés azotés existe dans ces parties, surtout l'acide urique. L'ammoniac produit peut être utilisé comme source d'azote, par l'hôte, ou par d'autres bactéries « nutrition croisée » (Mead, 1989). D'un autre coté la présence du microbiote représente aussi un coût pour l'hôte en termes de besoins protéiques, ceux-ci étant plus élevés chez les animaux conventionnels que axéniques (Gabriel *et al.*, 2005).

### 7.2. Sur le métabolisme énergétique

Il peut être influencé positivement par la microflore digestive surtout au niveau des intestins grêles et les caeca. Cet effet positif sur le métabolisme de l'hôte, suite à la libération par les microflore fermentaires d'acides gras volatils à partir des polysaccharides non amylacés (Jozefiak *et al.*, 2004), ces AGV sont principalement de l'acétate, du propionate, du butyrate, et du valérate, ils sont directement liée à la composition de l'alimentation des animaux (Clench et Mathias, 1995). Ces métabolites peuvent être absorbés par le poulet et apporteraient entre 5 et 10% de l'énergie métabolisable (Annison *et al.*, 1968 ; Kirchgessner *et al.*, 1999). La microflore digestive peut augmenter les besoins énergiques de l'hôte, ce qui peut s'expliquer par la réduction de la disponibilité de certains nutriments.

### 7.3. Sur le métabolisme des polyphénols

L'acides phénoliques ou lactones sont les métabolites des composés phénoliques apportés par l'alimentation par des processus de transformation bactérienne qui peuvent présenter des propriétés biologiques différentes des composés initiaux, l'activité antioxydante plus importante (Aura, 2008 ; Selma *et al.*, 2009). Il a été prouvé que la microflore des caeca de poulet est capable de réaliser ces biotransformations (Iqbal et Zhu, 2009a ; Iqbal et Zhu, 2009b). Pour le poulet, la biodisponibilité de certains composés phénoliques est liée à son microbiote digestif.

#### 7.4. Sur le métabolisme des minéraux et des vitamines

La microflore agit négativement sur la nutrition minérale (Gabriel *et al.*, 2005), elle diminue le transport et l'absorption du calcium au niveau des tissus intestinaux (Smith et Soares., 1984), elle diminue également l'absorption du manganèse et entraîne par ailleurs une augmentation des besoins en magnésium et phosphore. De par sa production d'AGV, elle facilite l'absorption des minéraux comme le sodium au niveau des caeca et du colon (Braun, 2003).

La flore intestinale assure la synthèse de vitamines, hydrosolubles du groupe B surtout, elles sont synthétisées en quantités considérables par la flore bactérienne dans les caeca du poulet (Souilem et Gogny, 1994). Mais la vitamine K est synthétisée en quantité insuffisante pour couvrir les besoins de l'animal. Seul l'acide folique serait disponible pour l'animal, malgré la synthèse des vitamines par la microflore intestinale (Coates, 1980).

#### 8. INFLUENCE DU MICROBIOTE SUR LE SYSTEME IMMUNITAIRE

La microflore digestive est contribué à l'activité du tube digestif et particulièrement à la sollicitation de la réponse immunitaire (Moreau *et al.*, 1982, Leser & Molbak, 2009), elle agit en stimulant le tissu lymphoïde (Moreau & Gaboriau-Routhiau, 2001) et les précurseurs de l'immunité cellulaire tels que les macrophages et lymphocytes, ou humorale telle que l'immunoglobuline (IgA), déclenchant une activité antigénique.

Les IgA peuvent inhiber l'adhésion des bactéries pathogènes à la surface des muqueuses soit en agglutinant les bactéries ou en se fixant sur les adhésines qui sont les facteurs d'adhésion présente à la surface des bactéries ou encore en interférant avec les interactions adhésines/récepteurs cellulaires. Cependant, cette augmentation des IgA ne veut pas dire nécessairement un effet bénéfique sur la santé sauf dans les modèles infectieux.

La colonisation d'animaux axéniques sollicite la synthèse et la production des éléments spécifiques de la réponse immunitaire adaptative et innée : des peptides antimicrobiens, des interleukines « IL8 », ou l'expression des molécules de classe 2 du complexe majeur d'histocompatibilité à la surface des cellules épithéliales « molécules présentatrices des peptides issus de la dégradation d'un antigène exogène ou endogène, mais transmembranaires, aux lymphocytes T CD4+ ». Les sujets conventionnels par rapport aux axéniques, présentent un grand nombre de cellules productrices d'immunoglobulines A, avec développement rapide des cellules immunitaires de la lamina propria, et une maturation plus grande des tonsils caecaux, et des populations lymphocytaires différentes (Dibner *et al.*, 2008).

La réponse immunitaire doit être orientée contre les germes pathogènes et n'est pas à l'encontre des germes commensaux, qui jouent un rôle important dans la protection de l'organisme contre les bactéries pathogènes. En plus le coût énergétique imposant et inconvenable à la croissance de l'hôte suite à la réponse immunitaire, qui se traduit par une déviation du métabolisme énergétique et protéique au profit de la réponse immunitaire, par une perturbation du métabolisme des métaux et un arrêt du dépôt des lipides (Humphrey et Klasing, 2004).

### **8.1. Déséquilibre du microbiote digestif**

Chez l'homme un déséquilibre du microbiote digestif peut produire des pathologies, sans que des microorganismes pathogènes soient impliqués. Il a été constaté que dans des maladies comme le diabète et certaines formes d'obésité, la composition du microbiote est différente entre sujets sains et malades (Duerkop et *al.*, 2009 ; Barbosa et Rescigno, 2010). La composition du microbiote, a donc un impact majeur sur la santé de l'hôte, même en l'absence de flore pathogène,

### **8.2. Protection contre les agents pathogènes**

La notion d'effet barrière permet aussi de montrer le rôle crucial du microbiote dans le bien-être de l'hôte (Ducluzeau & Raibaud, 1979). La flore autochtone du tube digestif empêche la colonisation de bactéries allochtone « exogènes » et donc potentiellement pathogènes, par un effet bactériostatique sur la microflore non implantée (Servin & Coconnier, 2003).

Les bactéries lactiques exercent un effet bactériostatique grâce à la synthèse de bactériocines ou de l'acide lactique. Cette sélection peut également être constatée par un phénomène de compétition entre bactéries ou par l'occupation des niches écologiques (Czerucka & Rampal, 2002 ; Servin, 2004). Par exemple certaines espèces de lactobacilles peuvent inhiber l'implantation de souches d'*Escherichia coli*, *Salmonella* ou *Clostridium perfringens* (La Ragione et *al.*, 2004 ; Ma et *al.*, 2006).

## Chapitre II : Additifs alimentaires et probiotiques

### 1. DEFINITION DES ADDITIFS ALIMENTAIRES

Selon (FAO/OMS, 2004) tout additif ajouté intentionnellement et n'étant pas normalement consommé comme aliment en tant que tel, qu'il ait ou non une valeur nutritionnelle, ayant un effet sur les caractéristiques de l'aliment ou des denrées alimentaires d'origine animale. Les microorganismes, enzymes, régulateurs de pH, oligoéléments, vitamines et autres produits peuvent relever de cette définition, en fonction du but dans lequel ils sont utilisés et de leur mode d'administration.

### 2. CLASSIFICATION

Ils sont classés dans une ou plusieurs des catégories suivantes, selon le règlement 1831/2003/CE. Selon leurs fonctions et leurs propriétés.

**2.1. Additifs technologiques et de protection :** Les différents groupes fonctionnels de la catégorie selon le règlement (CE) 1831/2003) sont : Conservateurs (antibactériens, antifongiques Anti-oxygènes), Modificateurs des propriétés physiques des aliments (Emulsifiant, Stabilisants, Antimottants, Gélifiants, Epaississants), modificateurs de la digestibilité (Enzymes). (Jean-Blain, 2002). Les antiagglomérants, Les liants ou agents de granulation, Les substances pour le contrôle de contamination de radionucléides, Les dénaturants, Les correcteurs d'acidité.

**2.2. Coccidiostatiques et histomonostatiques :** Le groupe fonctionnels de la catégorie selon le règlement (CE) 1831/2003. Facteurs de prévention des maladies parasitaires (Jean-Blain, 2002).

**2.3. Additifs sensoriels :** Les différents groupes fonctionnels de la catégorie selon le règlement (CE) 1831/2003. Toutes les substances qui, ajoutées à l'alimentation animale améliorent ou modifient les propriétés organoleptiques des aliments pour animaux ou les caractéristiques visuelles des denrées alimentaires issues d'animaux. (Colorants), Substances aromatiques Substances naturelles et analogues synthétiques et apéritives.

**2.4. Additifs nutritionnels :** Les différents groupes fonctionnels de la catégorie selon le règlement (CE) 1831/2003. Sont les acides aminés et composés azotés non protéiques, les minéraux et les vitamines, l'urée et ses dérivés.

**2.5. Additifs zootechniques :** Les différents groupes fonctionnels de la catégorie selon le règlement (CE) 1831/2003. Représentent généralement les alternatives aux antibiotiques :

**2.5.1.les acidifiants :** Les acides organiques (formique, acétique, propionique, tartrique, lactique, citrique, maléique, fumarique, sorbique), sous leur forme non ionisée

peuvent diffuser passivement par le biais de la paroi cellulaire des bactéries, s'y dissocier à la faveur d'un pH supérieur à leur constante de dissociation (pKa) et provoquer une diminution de pH interne (Choct, 2001; Moran, 2005), cette diminution du pH interne qui est incompatible avec certaines catégories de bactéries qui ne supportent pas un gradient de pH transmembranaire important. Dans ce cas un mécanisme de résistance à ce type de stress cellulaire va se mettre en marche et des protons (H<sup>+</sup>) seront expulsés hors de la bactérie par une pompe à ATP ce qui consomme de l'énergie et épuise la bactérie.

Les acides organiques doivent aussi être non dissociés, donc en fonction du pH interne, les anions vont s'accumuler, modifier la pression osmotique interne et devenir toxiques pour la bactérie (arrêt de glycolyse, de synthèse d'acides nucléiques, blocage d'enzymes, perturbation du transport membranaire...etc.) (Gauthier, 2002).

Les acides organiques abaissent le pH du contenu du tractus digestif, favorisant ainsi l'activation des enzymes protéolytiques et augmentant le temps de rétention gastrique (Partanen et Mroz, 1999). Ils favorisent également la flore acidophile.

**2.5.2. Les épices et extraits de plantes :** principalement de plantes ou les extraits de plantes d'épices comme le thym, l'ail, l'origan et d'huiles essentielles dont les principes actifs sont bénéfiques par leur effet bactéricide. Ils contribuent à améliorer l'appétence des ingrédients (Revington, 2002). Et jouent un rôle dans le contrôle des maladies intestinales. le goût et le manque de stabilité qui limite leur emploi, représentent leurs inconvénients majeurs (Mallet *et al.*, 2003).

**2.5.3. les argiles :** Les argiles renforcent l'efficacité alimentaire et l'hygiène digestive (Devie *et al.*, 2006).

**2.5.3. les enzymes « améliorateurs de digestibilité »** visent à étayer la digestibilité de certains composants des matières premières, en particulier les polysaccharides non amylacés qui contribuent à augmenter la viscosité du contenu digestif et par conséquent à réduire la digestibilité de l'aliment (Zhang *et al.*, 2000 ; Revington, 2002; Ferket *et al.*, 2002 ; Gunal *et al.*, 2004). Ces enzymes sont produites industriellement à partir de champignons ou de bactéries (Grajek *et al.*, 2005). Incorporés dans les aliments secs en farines ou en granulés, elles n'ont pas d'action sur les matières de l'aliment avant son ingestion. Elles agissent donc dans le tube digestif ou leur action s'ajoute à celle des enzymes sécrétées par l'animal lui-même (Ferket *et al.*, 2002).

**2.5.4. Les probiotiques :** utilisés en alimentation animale qui désignent les groupes fonctionnels suivants :

\***améliorateur de digestibilité** : substances utilisées dans l'alimentation animale, renforcent la digestibilité, par leur action sur certains matières premières.

\***substances qui ont un effet positif sur l'environnement** et présenter une totale innocuité pour la santé de l'animale, du manipulateur et du consommateur : Les souches probiotiques utilisées pour la production alimentaire sont qualifiées de « *generally recognized as safe* » (GRAS) par la FDA, et la meilleure preuve de l'innocuité des probiotiques est leur long historique d'utilisation sans effets nocifs surtout chez l'humain (Abrams, et *al.*, 2005 ; Cashman, 2006).

\***stabilisateur de la flore intestinale** : bactéries et/ou levure ou autres substances chimiquement définies, utilisées dans l'alimentation animale, ont un effet bénéfiques sur la flore intestinale.

**2.5.5. Les prébiotiques** : composant alimentaires indigestibles stimulant sélectivement la croissance ou l'activité d'une ou d'un nombre limité d'espèces bactériennes dans le tube digestif, donc capables d'améliorer la santé de l'hôte. Les prébiotiques les plus étudiés sont les fructanes « l'inuline et ses dérivés » les fructooligosaccharides « FOS » et les galactooligosaccharides « GOS », il ya aussi une multitude de molécules considérées comme prébiotiques potentiels: des xylooligosaccharides « XOS », des oligosaccharides de soja « SOS », de l'amidon résistant à la digestion, etc... La très grande majorité de ces molécules sont des fibres ou des oligosaccharides, qui sont métabolisés par les bactéries et favorise la production d'acides gras à chaîne courte « AGCC » dont les principaux représentants sont l'acétate, le propionate et le butyrate. Un produit classé comme prébiotique dès qu'il répond aux trois conditions suivantes : (Suskovic *et al.*, 2001 ; Fooks et Gibson, 2002 ; Gibson *et al.*, 2004).

- Être sélectif pour un nombre limité de bactéries endogènes.
- Être ni hydrolysé, ni absorbé dans le tractus gastro-intestinal.
- Modifier la microflore intestinale en améliorant sa composition.

Vue à ces critères particuliers, on constate que la plupart des prébiotiques sont des hydrates de carbones non digestibles pour l'hôte.

**2.5.6. Les symbiotiques** : désignent un mélange approprié de probiotiques et de prébiotiques. Un produit synbiotique exerce un effet pré et probiotique. L'objectif de cette association est de favoriser la survie et la colonisation du probiotique au niveau de l'intestin, il est donc nécessaire d'adapter le prébiotique au probiotique utilisé afin de lui fournir les conditions les plus adéquates possibles.

**2.5.7. Les métabiotiques :** sont les métabolites produits par les bactéries probiotiques, comme le cas de *Bacillus subtilis* qui synthétise un antibiotique (amicoumacin A) qui inhibe la multiplication de *Helicobacter pylori* (Pinchuk *et al.*, 2001).

### 3. DEFINITION DES PROBIOTIQUES

Des microorganismes vivants « bactéries / levures » apportées régulièrement et en quantité suffisante (au moins  $10^6$  UFC/g d'aliment), exercent un effet bénéfique sur le microbiote de l'hôte (Fuller, 1995), et régulent de façon positive la dynamique des populations bactérienne pour améliorer l'état sanitaire de l'hôte (Netherwood *et al.*, 1999). Aujourd'hui trois grandes catégories considérées comme des probiotiques (Stein et Kil, 2006) : les *Bacillus*, les *bactéries lactiques* « les plus utilisés sont le genre *Bifidobacterium* et surtout *Lactobacillus* et le genre *Entérocooccus* » et les levures (*Saccharomyces cerevisiae*).

#### 3.1. NOMENCLATURE DES PROBIOTIQUES

Selon l'OMS et FAO (2001), la classification d'un probiotique est organisée en genre composé lui-même d'espèce puis de souche. L'identité de la souche demeure très importante car elle crée un lien direct avec l'effet « Santé » du microorganisme probiotique.

Ex : *Lactobacillus acidophilus* LA 401, possède une grande capacité d'inhibition de la croissance de *Candida albicans*.

*Lactobacillus acidophilus* LA 201, détient une véritable fonction protectrice que l'on appelle « effet barrière » ou résistance à la colonisation. Les tests phénotypiques doivent être réalisés avant l'identification génotypique. Une fois l'identification terminée, la consultation exige que les probiotiques soient nommés selon le code international de nomenclature pour une compréhension universelle. Les souches doivent être déposées dans une collection de cultures reconnue à l'échelon international (Colarelli, 2010).

#### 3.2. CRITERES DE SELECTION DES SOUCHES PROBIOTIQUES

Au niveau du tube digestif, la première contrainte rencontrée par les souches utilisées est :

Qu'elles doivent impérativement atteindre leur cible vivante (Marteau *et al.*, 1993). Donc être résistantes aux différents environnements rencontrés dans le tube digestif. Ainsi les souches de *Lactobacillus* surtout, ont la faculté d'atteindre leurs cibles encore vivantes et en concentration assez importante pour avoir un effet (Marteau *et al.*, 1993).

Plusieurs critères de sélection ont été établis par différents auteurs dans le but de choisir les souches potentiellement probiotiques, tableau ci-après :

**Tableau 15** : Principaux critères de sélection des probiotiques. Adapté de (Klaenhammer and Kullen 1999; Saarela, Mogensen *et al.*, 2000; Ouwehand, Salminen *et al.*, 2002; Gueimonde and Salminen, 2006)

Critères de sécurité	Critères fonctionnels	Critères technologiques
Identification taxonomique précise.	Tolérance de l'acidité à la bile et aux enzymes digestives	Stabilité au cours des procédés de fabrication et dans le produit fini
Souche caractérisée par des techniques phénotypiques et génotypiques.	Adhésion aux cellules intestinales et persistance dans le tractus intestinal	Conservation des propriétés probiotiques après production
Historique de non pathogénicité et non invasion de l'épithélium intestinal.	Production de substances antimicrobiennes (bactériocines, acides organiques, peroxyde d'hydrogène) ou autres composés inhibiteurs et antagonismes envers les pathogènes	Non modification des qualités organoleptiques du produit fini
Pas de transmission possible de gènes de résistance aux antibiotiques	Immunomodulation	
	Aptitude à produire des effets bénéfiques sur la santé de l'hôte	

Les microorganismes utilisés comme probiotiques doivent être exempt de toute toxicité, et pathogénicité, avec une tolérance à forte dose (10 fois la dose commerciale).

### 3.3. LES PROBIOTIQUES EN AVICULTURE

leur utilisation est relativement nouveau et s'est développée à la suite des recherches réalisées sur le tube digestif qui ont permis une meilleure compréhension du rôle de la microflore et de son importance sur la santé et l'hygiène digestive des animaux et même sur l'environnement.

#### 3.3.1. Efficacité sanitaire

Les probiotiques exercent un effet antibactérien contre des bactéries pathogènes et surtout contre les microorganismes responsable d'infection chez les poulets : *Salmonella sp*, *Compylobacter*, *Escherichia coli*. (Van immerseel *et al.*, 2003). Ils synthétisent des bactériocines (figure 10), substances leur conférant la compétition vis-à-vis de la flore intestinale complexe, des acides gras à chaîne courte ou des métabolites de l'oxygène, créant ainsi un microenvironnement hostile aux autres espèces bactériennes. La flore bénéfique peut

aussi modifier les récepteurs utilisés par les bactéries néfastes ou leurs toxines, empêchant ainsi leur développement dans le tube digestif. Plusieurs expériences confirment les effets des *Lactobacillus* contre les souches d'*Escherichia coli* et *Salmonella* Selon (zacconi *et al.*, 1999) l'ajout de *Lactobacillus salivarius* A23 à des poussins à l'éclosion permet d'augmenter le poids et d'abaisser le taux des pathogènes « coliformes » et augmenter le taux des lactobacilles dans le jabot dès le premier jour d'administration. Mais, aucune diminution significative n'a été observée au niveau du cæcum. Ce que explique que l'impact des probiotique et a lieu essentiellement au niveau du jabot.

### 3.3.2. Efficacité Sur la santé de l'hôte

De nombreux composés issus de la fermentation des aliments sont produits par la microflore digestive (Tableau 16). Certains peuvent être bénéfiques et d'autres néfastes à l'hôte

**Tableau 16 :** Métabolites majeurs produits par la microflore (Gabriel *et al.*, 2005)

Produits bénéfiques	Produits néfastes
Vitamines*, acides lactiques, bactériocines, métabolites de l'oxygène, peroxyde d'hydrogène, radicaux libres.	Acide cholique, enzymes déconjugant les sels biliaires, indole et scatole, mercaptan d'éthyl et de méthyl, endotoxines, entérotoxines, substances mutagènes et carcinogènes, oligopeptides potentiellement inflammatoires
Produits à effets mixtes	
Acides gras volatils : acétate, propionate, butyrate, isobutyrate, valérate, isovalérate. Ammoniac. Amines (putrescine, spermidine, spermine, histamine).	

\* Ne seraient pas disponibles pour l'animal, sauf l'acide folique.

La flore intestinale est le stimulus antigénique majeur responsable de la migration et de la maturation des cellules lymphoïdes précurseurs présentes dans les plaques de Peyer. Au niveau de la réponse immunitaire systémique, la flore serait responsable de l'évolution de la production d'IgM en IgG, ces derniers étant les anticorps les plus importants quantitativement. Ainsi, elle agit sur le développement et la maturation des plasmocytes producteurs d'IgA sécrétoires, ces derniers ayant comme fonction principale d'empêcher la fixation des pathogènes sur la muqueuse intestinale.

### 3.3.3. Efficacité Sur les performances zootechniques

Amélioration de la croissance « GMQ » de l'indice de consommation « IC », et du bien-être des animaux ,établis par la réduction de la fréquence des diarrhées ou de la mortalité durant les phases critiques d'élevage : stress alimentaire « changement de régime alimentaire, ration riche en concentré », stress sanitaire « densité des animaux ».les donnés publiées font

apparaître une variabilité importante de la réponse animale pour le GMQ et pour l'IC, la réponse relative étant d'autant plus marquée que les conditions nutritionnelles et sanitaires sont médiocres (Eden, 2003). L'action des probiotiques est liée à la modification de l'écosystème intestinal, sa concentration dans l'aliment, de son interaction avec certains composants de l'aliment, de l'âge des animaux, et de son état nutritionnel et sanitaire.

Yeo et Kim, (1997) ont étudié les effets d'une souche de *Lactobacillus casei* sur des poussins « le gain de poids, indice de consommation, activité d'uréase intestinale » la ration est complétée avec la souche de *Lactobacillus casei*, un antibiotique, extrait de yucca, ou n'est pas supplémentée (lot témoin). Les résultats montrent que l'ajout d'un probiotique favorise l'amélioration de gain moyen quotidien durant les 3 premières semaines avec baisse du taux d'uréase intestinales comparativement aux autres lots.

Une supplémentation par la levure *Saccharomyces cerevisiae* a été réalisé sur des poussins « 4.108 UFC » la mortalité a été significativement diminuée dans le lot traité (Karaoglu et Dardug, 2005).

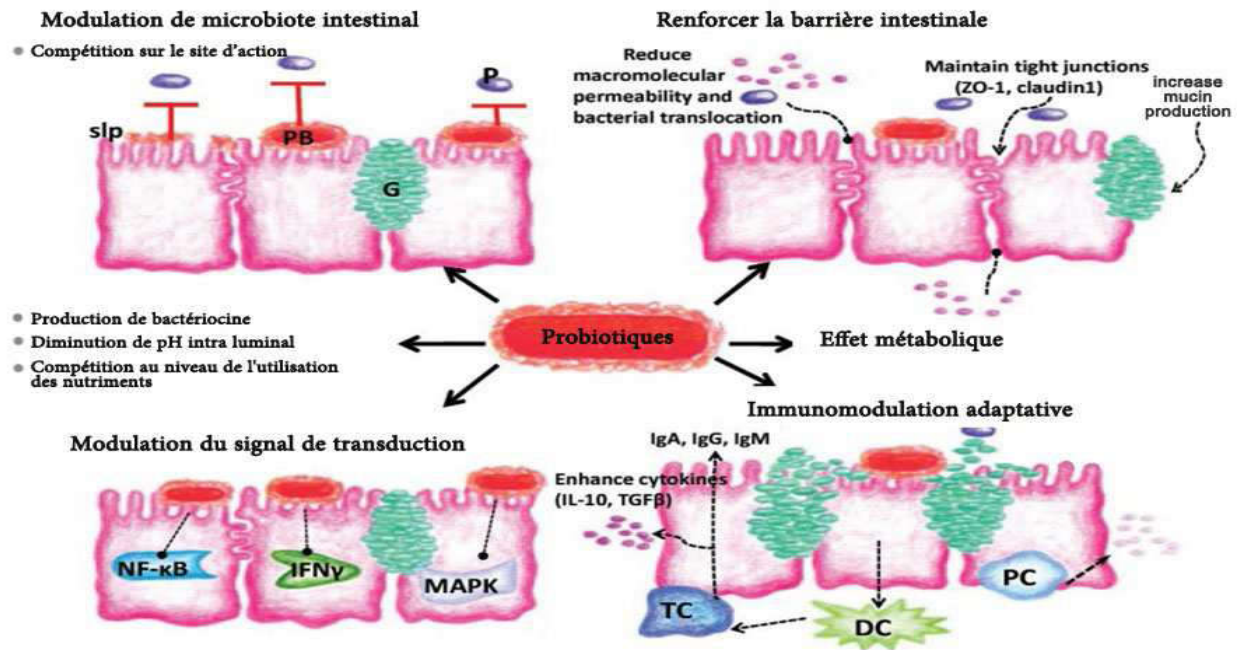
#### **3.3.4. Efficacité sur les paramètres environnementaux**

Les déjections des volailles représentent une préoccupation environnementale majeure. L'emploi des probiotiques permet de baisser la quantité d'azote dans les effluents, ce qui représente un gain d'efficacité alimentaire, à condition que l'énergie épargnée soit rendue disponible à l'animal, ainsi son importance, d'un point de vue environnemental (Applegate et Angel, 2005 ; Wood, 1998 ; Rotz, 2004 ; Ferket *et al.*, 2002 ; Lee *et al.*, 2006). L'excrétion d'ammoniac, est réduite en présence des souches *Lactobacilli* dans l'aliment (Chang et Chen, 2003)

#### **3.4. MODES D'ACTION ET ACTIVITE ANTIMICROBIENNE DE PROBIOTIQUE**

Les probiotiques doivent rester en vie durant leur passage dans le tractus digestif afin de parvenir aux sites d'actions et ainsi exercer leurs effets

A cause de l'effet de barrière induit par la flore endogène de l'hôte, il est impossible aux probiotiques de s'implanter de façon continue au sein du microbiote et elles sont donc éliminées (Chaucheyras-Durand *et al.*, 1998). De ce fait pour pouvoir conserver un effet durable du probiotique il est indispensable de le distribuer de manière continue. L'utilisation de bactéries possédant une activité fibrolytique et cellulolytique permet une meilleure digestion des composés végétaux non assimilables par l'hôte en temps normal. Plusieurs mécanismes sont impliqués dans l'activité antimicrobiennes des probiotiques sont résumés dans la figure suivante :



**Figure 10:** Mécanismes d'action des probiotiques adapté de (Judy et Karen ,2014 ;sharman *et al.*, 2009)

DC : cellules dendritiques, MAPK : protéine kinase activée par mitogène, NF-κB. Facteur nucléaire b. PC: cellules de Paneth.TC ; cellules T régulateur.TGF $\beta$  : facteur transformateur de croissance.

### 3.5. EFFET DES PROBIOTIQUES SUR LA DIVERSITE DE MICROBIOTE

L'ajout de probiotiques peut induire des modifications au niveau de la structure des communautés microbiennes digestives de l'hôte (Netherwood *et al.*, 1999). ils ont également des effets sur la flore autochtone du tube digestif (figure10) et permettent de réguler l'activité fermentaire du microbiote par conséquent favorisé l'action des acides gras à chaîne courte sur la muqueuse intestinale (Sakata *et al.*, 2007).

L'utilisation de bactéries lactiques à un effet bénéfique sur l'environnement digestif, l'acide lactique secrété permet la formation d'un environnement limitant grâce à la baisse du pH intestinal empêchant ainsi la prolifération et le maintien de bactéries pathogènes (Van Winsen *et al.*, 2001). Une des actions des bactéries lactiques en tant que probiotiques se manifeste par un phénomène de compétition avec les différents microorganismes (LaRagione *et al.*, 2004) pour l'utilisation des différents substrats de l'alimentation ainsi que pour l'occupation des niches écologiques. La production de bactériocines qui sont des peptides antimicrobiens par les bactéries lactiques au niveau du tube digestif permettent également l'élimination de bactéries pathogènes pour l'hôte (Servin, 2004).

### 3.6. UTILISATION ET INDICATIONS DES PROBIOTIQUES

L'emploi des probiotiques a pour but d'obtenir un bon équilibre de la flore intestinale, cet équilibre agit sur la croissance et le développement de l'animal, influence les besoins

nutritionnels, affecte la morphologie du tube digestif, modifie les substances endogènes et exogènes contenues dans la lumière intestinale et joue un rôle dans la multiplication des germes, pathogènes ou non (Shaedler, 1973).

### 3.6.1. Indication médicamenteuse

Sur un animal axénique, un effet de barrière préventif, ou curatif de probiotique, est en fonction de l'introduction de germes pathogènes avant ou après l'administration de probiotique. On constate un effet drastique si le germe pathogène est éliminé sans s'être multiplié, ou permissif, s'il se maintient à bas niveau, non détectable comme chez un porteur sain. Cliniquement avec les probiotiques proposés, aux doses recommandées, seulement on peut envisager un effet préventif et aucun effet curatif ne peut être envisagé.

*In vitro* certaines souches probiotiques peuvent inhiber la croissance et l'adhérence d'une gamme d'entéropathogènes (Coconnier *et al.*, 1993 ; Gopal *et al.*, 2001), et des études *in vivo* ont indiqué des effets bénéfiques contre des agents pathogènes tels que *Salmonella* (Ogawa *et al.*, 2001).

La seule indication prophylactique majeure reste l'infection bactérienne après la naissance. Pendant cette période de colonisation de l'intestin. Une seule administration quotidienne est souhaitable à une dose répartie en plusieurs fois. On doit chercher un effet biomasse par le maintien d'un grand nombre de bactéries de la même famille de probiotique administré pendant la période de colonisation qu'est à l'environ de 5 jours.

les diarrhées chez les jeunes animaux au sevrage considérées comme autre indication médicamenteuse. Concernant la diarrhée associée aux antibiotiques, les probiotiques se sont révélés utiles comme traitement prophylactique, et potentiellement peuvent être utilisés pour atténuer les signes et les symptômes de cette diarrhée (Arvola *et al.*, 1999 ; Vanderhoof *et al.*, 1999; Armuzzi *et al.*, 2001).

### 3.6.2. Indication comme facteur de croissance

Le probiotique est administré dans ce but à une dose minimale efficace estimée à  $10^6$  à  $10^7$  par gramme d'aliment, mais dont la détermination, par l'étude de la courbe dose-effet, reste à faire pour de nombreux agents proposés dans le commerce. Une administration quotidienne qui doit persister pendant au moins un à deux mois, si l'on veut obtenir un effet net. La persistance dans la lumière intestinale et l'importance du nombre de l'agent probiotique sont crucial si l'on veut obtenir un effet tampon sur les changements liés aux conditions d'élevage et à l'alimentation. L'activité des enzymes amylases sont également améliorés en présence des probiotiques de genre *Lactobacillus*. (Jin *et al.*, 2000).

### 3.6.3. Probiotiques utilisés en alimentation de poulet de chair

Il est utile de signaler que des flores complexes ont été utilisées avec d'heureux résultats contre l'infection du poussin par *Salmonella gallinarum-pullorum* (Nurmi et Rintala, 1973). Ces souches ont été perdues, mais d'autres souches sont inscrites dans le tableau ci-après utilisées comme probiotiques.

**Tableau 17 :** liste des micro-organismes autorisés en France pour l'alimentation animale (source : AFCA-CIAL, mise à jour Novembre 2010).

Additif	Exploitant	Espèce cible	Teneur(UFC/kg)		Durée d'autorisation
			Mini	Maxi	
<i>Bacillus subtilis</i> c-3102-DSM 15544 CALSPORIN	Calpis Co. Ltd	Poulets engraissement	5.0 E+08	1.0 E+09	20/10/2016
<i>Bacillus subtilis</i> -DSM 17299 O35	Chr.Hensen A/S	Poulets engraissement	8.0 E+08	1.0 E+09	22/10/2017
<i>Bacillus amyloliquefaciens</i> -CECT5940 ECOBIOL et ECOBIOL plus	Norel SA	Poulets engraissement	1.0 E+09	1.0 E+09	08/01/2019
<i>Bacillus subtilis</i> -ATCC PTA-6737PB6	Kermin Europa N.V	Poulets engraissement	5.0 E+08		19/10/2019
<i>Clostridium butyricum</i> -MYAIRI588(FERM-P1467) MYA-GOLD S	Miyarisan pharmaceutical Co. Ltd représenté par Mitsui&Co.Deutschl and Gmbh	Poulets engraissement	5.0 E+08		19/10/2019
<i>Enterococcus faecium</i> -DSM7134 BONVITAL	Lactosan Starterkulturen Gmbh & Co	Poulets engraissement	5.0 E+08		26/11/2020
<i>Enterococcus faecium</i> -DSM 3530 Biomin IMB 52	Biomin Gmbh	Poulets engraissement	5.0 E+08	2.5 E+09	20/10/2016
<i>Bacillus cereus</i> var. toyoi NCIMB40112/CNCM I-1012 TOYOCERIN	Rubinum SA	Poulets engraissement	2.0 E+08	2.0 E+08	Indéterminée
<i>Enterococcus faecium</i> NCIMB 10415 CYLACTIN	DSM Nutrition al products	Poulets engraissement	2.0+E 08	2.8 E+09	Indéterminée
<i>Lactobacillus rhamnosus</i> -DSM7133 PROVITALE		Poulets engraissement	1.0 E+09	1.0 E+10	Indéterminée
<i>Enterococcus faecium</i> -NCIMB 11181 LACTIFERM	Chr.Hensen A/S	Poulets engraissement	2.5 E+08	1.5 E+10	25/11/2009
<i>Enterococcus faecium</i> -ATOC55593 PIONEER PDFM	PROBIOS	Poulets engraissement	1.0 E+08	1.0 E+08	Indéterminée
<i>Saccharomyces cerevisiae</i> -CNCM-1077 LEVUCCELL SC 20	Lallemand SAS	Poulets engraissement	1.0 E+09	1.0 E+10	Indéterminée
<i>Enterococcus faecium</i> -CFCT-4515 FECINOR	Norel SA	Poulets engraissement	1.0 E+09	1.0 E+10	

Les additifs apparaissent en caractères italiques sont ceux pour les quelles nous ne savons pas encore si un dossier de renouvellement d'autorisation a été reçu par la commission UE.

### 3.7. ADMINISTRATION DES PROBIOTIQUES

Ces probiotique doit être vivant au moment de son utilisation afin d'exercer son effet dans la zone ciblée (intestin, rumen, ...).

#### 3.7.1. Administration directe

Ce type d'administration a été proposé pour le veau (Tournut *et al.*, 1976), elle consiste à utiliser une suspension de probiotiques dans la solution de Ringer, injectée par une seringue dans la bouche du nouveau-né. cette technique n'est pas pratique et reste du domaine expérimental. Par contre, les sociétés Leader « Des Moines, Iowa, Etats-Unis », et Lactiferm SF68 « Lugano, Suisse » ont proposé une présentation sous forme de pâte qui facilite l'administration au jeune sujet. Le contrôle de la stabilité de la souche dans la pâte a permis de noter sa persistance à la dose annoncée, au bout de deux mois, après conservation à +4°C.

#### 3.7.2. Administration indirecte

**3.7.2.1. Forme liquide :** dans l'eau de boisson ou l'abreuvoir pour les oiseaux, dans le lait pour les veaux. Il convient d'administrer le produit dans une quantité de liquide qui sera absorbée très rapidement et en totalité, pour éviter d'éventuelles contaminations par des germes pathogènes (Redon et Tournut, 1973) En outre, dans le lait reconstitué à partir de lactoremplaceur, les températures supérieures à 40°C doivent être évitées si l'on veut administrer la dose prévue de germes revivifiant.

**3.7.2.2. Dans l'aliment :** Le mélange dans la farine, pour les streptocoques, les lactobacilles et, à plus forte raison, pour les formes sporulées, ne constitue aucune perte d'activité pendant deux à six mois à 20°C de conservation. Mais, il faut vérifier, car l'humidité de la farine est toujours de l'ordre de 13 % tandis que les bacilles lyophilisés se trouvent dans une atmosphère à 3 % d'humidité. Dans certain circonstances, les agents non sporulés pourraient se multiplier et perdre leur activité. Un délai de validité garantie est nécessaire.

Le mélange dans un granulé est impossible comme mode d'administration pour les germes non sporulés, en raison de l'humidité, de la température et de la pression. Pour les spores, il convient de rechercher leur résistance, par un contrôle dans l'eau à 80°C pendant 10 minutes. Ce test a été choisi par le laboratoire national des Fraudes, à Rennes, France (M. Michard, données non publiées).

Une autre technique consiste à enrober la surface du granulé, à la sortie de sa fabrication. Cette technique, séduisante théoriquement, n'a pas reçu d'application, de même

que l'enrobage des souches. Des contrôles stricts, pour vérifier la présence et le nombre de bactéries revivifiantes, sont nécessaires pour connaître la dose de probiotique administrée.

Une technique de distribution un peu spéciale consiste à administrer le probiotique à la mère, avant et après la mise bas, jusqu'au sevrage. La femelle ayant au moment de la mise bas une flore intestinale équilibrée, va procurer au jeune ce même équilibre et, éventuellement, offrir une certaine quantité de probiotique au jeune. (Kozasa M.1978; Tournut et Anadon, 1986).

Les probiotiques sont donc administrés, par voie orale, à des doses différentes suivant l'effet souhaité, médicament ou facteur de croissance, mais surtout pendant un laps de temps variable : 3 à 7 jours comme médicament, 30 à 90 jours comme facteur de croissance.

# *Partie expérimentale*

## CHAPITRE I : MATERIELS ET METHODES

**1. OBJECTIFS DE L'ETUDE**

L'objectif de ce travail est d'évaluer l'efficacité d'un probiotique comme alternatif aux antibiotiques facteurs de croissance, dans les élevages de volailles, dans le cas présent, le symbiotique Aveoveba « combinaison de probiotique et prébiotique » aura pour effet de booster le métabolisme des volailles pour les maintenir en bonne santé.

La souche sélectionnée dans cette expérimentation «*Lactobacillus acidophilus*» comme probiotique chez le poulet de chair a été évalué en double point de vue.

- Rendement zootechnique : dans ce cas, il a été mesuré, l'effet de l'addition du symbiotique sur les paramètres de production essentiellement l'indice de conversion, le gain de poids ainsi que le GMQ.

- Rendement sanitaire : par le calcul du taux de mortalité et de morbidité et par évaluer l'effet d'une telle supplémentation sur le statut sérologique des oiseaux selon la technique ELISA et sur la charge bactérienne intestinale selon la technique du dénombrement « dénombrement des lactobacilles et de *E. coli* », il s'agissait de déterminer une éventuelle amélioration du profil du microbiote digestif et des anticorps sériques et ainsi faire le lien entre les performances zootechniques obtenues et les résultats du dénombrement établi et la réaction immunitaire de l'organisme vis-à-vis des germes pathogènes.

**2. PERIODE ET LIEU DE L'ETUDE**

L'essai a été effectué durant deux mois environ. Le vide sanitaire et la préparation des bâtiments d'élevage ont eu lieu au cours du mois de décembre 2022 et janvier 2023, la mise en place du cheptel et le suivi de l'élevage, dans la période de février à mars 2023, le suivi a été assuré par moi-même et le vétérinaire responsable de l'élevage. Les analyses ont été réalisées dans des laboratoires privés. « Titration des anticorps anti-Gumboro, dénombrement des bactéries Lactobacilles et *E. coli*, qualité physico- chimique et microbiologique de certains produits : l'eau de boisson, aliment» et analyse microbiologiques du bâtiment d'élevage.

**2.1. Lieux et conditions expérimentaux**

Les étapes de notre expérimentation se sont déroulées sur un site destiné à l'élevage des poulets de chair dans la wilaya de M'sila, à 250 Km au sud-est d'Alger (figure 11). Les bâtiments d'élevage de ce site se situent à l'est de la commune de M'sila un peu vers le sud sur une terre plate et nivelée. Le climat de la zone d'étude est de type continental, il est caractérisé par une saison sèche, très chaude dure 2.9 mois et une saison fraîche très froide, l'humidité qui correspond à la période d'élevage est de 52% à 64%. Les données climatiques

exploitées sont issues de la station météorologique de M'Sila. Les températures moyennes estivales les plus élevées sont celles des mois de juillet et août. Le mois le plus chaud est juillet « 38 °C ». Les températures moyennes hivernales les plus basses sont enregistrées durant les mois de décembre et janvier, avec le plus froid est le dernier « 3°C ». La température moyenne de la période d'élevage est de « 10.95°C ». La température interne du bâtiment et l'éclairage était sous le contrôle d'un logiciel qui reçoit des informations de l'intérieur du bâtiment à l'aide des sondes installées dans des endroits bien choisis.



**Figure 11** : Site de l'expérimentation sur la carte géographique de la wilaya de M'sila (Maps Google, 2023)

### 3. MATERIELS

#### 3.1. Animaux

Les poussins sont élevés séparément dans deux bâtiments d'élevage, l'un expérimental qui reçoit 14848 poussin, et l'autre témoin qui reçoit 15248 poussin, non sexé de souche ARBOR ACRES, de densité de 35 kg par m<sup>2</sup> à l'âge de 40 jours « poids≈2.5kg ». Les poussins pesant en moyenne 38±1g à la mise en place, ont été reçu du même couvoir privé « Sarl Cheikh Fab Pro Azazga Wilaya Tizi.Ouzou » Ils ont été repartis en quatre groupes de 3712 poussin par répétition pour le lot du bâtiment expérimental et 3812 poussins par répétition pour le lot du bâtiment témoin, les deux bâtiments sont soumis à des conditions d'élevage similaires. Dès leur arrivé au groupe avicole BELHAOUASSE, commune M'sila, Wilaya de M'sila, le cheptel est suivi jusqu'à l'âge de vente à environ 40 jours. Durant deux phases d'élevages démarrage et croissance, avec une phase de retrait de 2 à 3 jours.

### 3.2. Les bâtiments

Les poussins ont été élevés dans deux bâtiments sous les mêmes paramètres techniques « matériaux de construction, isolation, superficie... » Les murs et toitures sont en charpente métallique et des panneaux sandwich, contenant la laine de verre, d'épaisseur de 40-50 cm. Les bâtiments utilisés pour l'expérimentation sont de type fermé à ventilation dynamique, dont les dimensions sont de l'ordre de 80 m de longueur sur 14 m de largeur et 2.5 m d'hauteurs des murs latéraux, et 4.4 m au milieu, la densité est alors de 14 à 15 sujets par m<sup>2</sup>.



**Figure 12** : Murs isolants en charpente métallique (Arioua, 2023).

### 3.3. Equipements

L'aliment au cours des 4 à 5 premiers jours est déversé sur des papiers en cellulose sur plus de 80% de la surface exploitée, cette pratique est débuté avant l'arrivée des poussins et s'est terminé au cinquième jour après la mise en place, avec un remplissage simultané des assiettes de la chaîne alimentaire « marque SCOVE » qui comporte 3 lignes, chacune contient 76 assiettes, jusqu'à l'adaptation des animaux. L'abreuvement est assuré par des abreuvoirs, à remplissage automatique à 4 lignes, chacune contient 127 pipettes à soucoupes. L'élevage est mené au sol sur litière en copeaux du bois ( $\approx 1$ cm), étalé auparavant par une couche de crème de chaux éteinte de 0,5 cm d'épaisseur. Cette litière permet l'absorption de l'humidité des déjections et de limiter les déperditions de chaleur des animaux. Figure ci-dessous.



**Figure 13** : Abreuvoirs et mangeoires automatiques (Arioua, 2023)

## 4. METHODES

### 4.1. Conduite d'élevage

#### 4.1.1. Désinfection et vide sanitaire

A l'entrée de chaque site d'élevage il ya un pédiluve et un rotoluve pour la désinfection des bottes et des roues des véhicules. La solution désinfectante de cette barrière sanitaire est renouvelée quotidiennement surtout en cours d'élevage. Dans le but de prolonger l'action du désinfectant et d'assécher les sols et les parois avant la mise en place des poussins, nous avons procédé tout d'abord à un nettoyage du matériel et des équipements puis une désinfection du bâtiment, suivi d'un vide sanitaire. Figure ci-après :



**Figure 14** : Désinfection et nettoyage du bâtiment et des équipements (Arioua, 2023)

Après avoir sorti la litière, le bâtiment est sifflé à l'aide d'un compresseur puis il a fait l'objet d'un nettoyage par l'eau chaude sous pression, puis un vide sanitaire, suivi d'un lavage et une désinfection des abreuvoirs et des mangeoires, le tableau 18 montre le détail de l'opération.

Les bâtiments ont été maintenus fermés pendant une semaine, ensuite ont été installé tout le matériel (mangeoires et abreuvoirs... etc.), suivi par une thermo- nébulisation à l'intérieur, pendant une journée, avec une interdiction de toutes entrée et sortie aux bâtiments jusqu'au jour de l'arrivée des poussins.

La séparation de chaque bâtiment en quatre groupes est réalisée par une clôture de migration disposée de façon à créer des cases de taille équivalentes, afin de ne pas laisser les poussins passer d'un compartiment à l'autre. Le partage du cheptel en quatre divisions

s'effectue au moment de la vaccination par l'équipe de vaccinateurs, où il a eu le démembrement exact des poussins, avec leur répartition.

**Tableau 18** : Protocole de désinfection suivi dans l'élevage.

<i>Produit</i>	<i>Principe actif</i>	<i>Posologie</i>	<i>La méthode</i>	<i>La durée</i>
<b>DECAP</b>	-Acide minéral tensioactif.	1L/100L	Détersion	-30 minutes
<b>CID 25Kg</b>	Contient de l'acide phosphorique.		Nettoyage à l'eau (4j pour le séchage)	-4 jrs séchage
<b>BEST TOP 25Kg</b>	-Chlorure de didecyldiméthylammonium 50 g/kg. -Glutaraldehyde ....130 g/kg. -Formaldehyde .....117 g/kg.	1L/100L	Désinfection	-40 minutes  -24h séchage
<b>VIRKANS</b>	-Mono sulfate de K, dodecyl benzene sulfonate, acide malique, acide sulfamique.	5Kg/1000 L	Désinfection (brumisation en présence d'animaux)	-40 minutes  -24 h séchage
<b>ACIDIA 24Kg</b>	-Mélange d'acides forts, tensio- actifs. -Acide phosphorique entre 2,5 et 10 %. -Acide sulfurique entre 10 et 25 %. -Agents complexant.	1L/50L	Canalisation Ph= 2	20 à 30 minutes
<b>ALCA 24 Kg</b>	-Hypochlorite de sodium en solution, (CAS 7681-52-9). Tension actifs, stabilisateur. S'utilise en alternance avec ACIDIA. N° Inventaire MEDDE 27.457. TP4.	1L/50L	Canalisation Ph15	20 à 30 minutes
<b>BACTO SOL 24Kg</b>	-Hydroxide de Na Tensioactif	1L/50L	Désinfection sol et murs 50 Cm hauteur	40minutes
<b>TH5</b>	Chlorure d'alkyl dimethyl : -Benzyl ammonium...327,5g -Glutaraldehyde...100g	1L/2000L d'eau	Thermo- nébulisation /pédiluve/rotoluve (dose recommandée) En Présence de litière	-2jrs Avant mise en place.

### 4.1.2. La litière

La région géographique la disponibilité de matières premières et l'économie locale dicteront le choix de matériau de litière, elle est constituée de copeaux de bois « sec et dépoussiéré à l'aide d'un aspirateur ». Au cours des deux phases de cycle de production, nous avons utilisé une couche d'environ 1 cm d'épaisseur. Les surfaces humides et les points de fuite d'eau, sont couverts périodiquement par la paille courte désinfectée par thermo-nébulisation dans des chambres spéciales. Une litière de bonne qualité contribue à limiter l'affection par la dermatite des coussinets plantaires et des lésions des jarrets. Si, des pratiques appropriées de conduite d'élevage sont appliquées, et des stratégies nutritionnelles adéquates sont réalisées, elles aideront tous à assurer le maintien d'une bonne litière.

### 4.1.3. La Température et l'hygrométrie

Elles sont relevées par des capteurs suspendus dans le bâtiment à des endroits bien choisis, ils doivent être situés au niveau des oiseaux à 30 cm au maximum au dessus du sol( figure 16), ses sondes sont reliées à un système de contrôle central qui registre toute défaillance possible de ces paramètres, avec un calibrage permanent au moins une fois par lot .Le maintien de l'hygrométrie nécessite un réglage de la ventilation en fonction du poids des animaux et de l'humidité relative de l'air . Ces deux paramètres sont relevés et ajustés tout au long de la période d'élevage, et le meilleur indicateur des conditions d'ambiances satisfaisantes est le comportement des poussins. Les valeurs de ces deux paramètres sont rapportées dans le Tableau 19 :



**Figure 15:** Sonde thermique et d'humidité, (Arioua, 2023)

**Tableau 19** : Température et hygrométrie ambiantes durant la période d'expérimentation.

Phase	Jours	Température(c°)	Hygrométrie(%)
<b>Démarrage</b>	1	35.0 (-0.7)	60
	7	32.0 (-0.7)	60
	14	30.0 (-0.7)	55
<b>Croissance</b>	21	27.5 (-0.7)	55
	28	26.0 (-0.7)	55
<b>Retrait</b>	35	23.5 (-0.7)	55
	42	22.0 (-0.7)	55

#### 4.1.4. L'éclairage

Pour réussir un très bon démarrage et finition des poussins (à bien boire et manger et bien se chauffer et se répartir) l'éclairage est assuré par deux lignes des ampoules d'intensité variable, chacune à 42 lampes, avec un programme d'éclairage informatisé et une alternance définie de lumière et obscurité qui crée des périodes distinctes pour le repos et l'activité, tableau ci-après :

**Tableau 20** : Programme lumineux durant la période d'élevage.

Jours	Durée d'éclairage (h)	Durée d'obscurité (h)	Intensité d'éclairage (lx)
<b>0 à 2</b>	24/24	0	30
<b>3 à 4</b>	23/24	1	30
<b>5 à 7</b>	22/24	2	25-20
<b>8 à 9</b>	21/24	3	20
<b>10 à 28</b>	18/24	6	15
<b>29</b>	16/24	8	15
<b>30 à 35</b>	17/24	7	15
<b>36</b>	18/24	6	15
<b>37</b>	19/24	5	15
<b>38</b>	20/24	4	15
<b>39</b>	21/24	3	15
<b>40</b>	22/24	2	15
<b>41</b>	23/24	1	15

#### 4.1.5. La ventilation et l'extraction des gaz nocifs

La ventilation adoptée dans le bâtiment est de type dynamique, Les normes sont maintenues grâce à des ventilateurs dont la capacité réelle d'extraction est connue : Ventilation en tunnel grâce à des niches contenant des filtres humides pour évaporation sur les deux cotés avec huit extracteurs au fond de chaque bâtiment (capacité 35000 m<sup>3</sup>/heure), placés sur un béton armé à 50 cm au dessous du sol. Pour la ventilation minimale 05 ventilateurs d'extraction (capacité 15000 m<sup>3</sup>/heure), avec quarrent deux trappes ,21 pour

chaque mur, capacité 1900 m<sup>3</sup> d'air /heure, pour l'introduction de l'air, le tous est installés dans les parois latérales du bâtiment (Figure 17), et fonctionnent avec une minuterie cyclique (ON/OFF) contrôlé par un système de commande. Cette ventilation est cruciale surtout aux 10 premiers jours de vie des poussins.

Ces petites trappes sont reliées à un système automatique de fermeture et d'ouverture par treuil, piloté par un logiciel de contrôle. Pour chaque bâtiment, l'installation de système de ventilation est spécifique. Elle dépend de nombreux facteurs tels que le climat, l'orientation et le type du bâtiment, la direction des vents dominants...etc. (Petit, 1991).



**Figure 16 :** Système de ventilation (Trappes, Ventilateurs géants, *Pad-cooling* (Arioua, 2023)

Cette ventilation constitue un moyen de contrôle de l'environnement des oiseaux, elle assure une bonne qualité d'air à l'intérieur du bâtiment, tout en maintenant les oiseaux dans une température confortable, elle apporte aussi un volume suffisant d'oxygène de façon homogène dans le bâtiment, évacue l'excès d'humidité et limite l'accumulation de gaz avec l'émission de sous-produits potentiellement dangereux. « Le dioxyde et le monoxyde de carbone, l'ammoniac et la poussière », cette opération est assurée par deux techniques :

- ✚ La ventilation par dépressions ou extraction par le rejet de l'air à l'extérieure.
- ✚ La ventilation par surpression, l'air est soufflé à l'intérieur du poulailler a cause de la surpression par rapport à l'extérieure. Le tableau 21 montre les normes de ces paramètres.

**Tableau 21 :** Aération et contaminants courants de l'air à l'intérieur de bâtiment

Jours	ventilation minimale (m <sup>3</sup> /h/animal.)	Le co2 (ppm)	Ammoniac (ppm)
0	0.13	3024	10-20
7	0.32	3024	10-20
14	0.75	3024	10-20
21	1.20	3024	10-20
28	1.50	3024	10-20
35	1.80	3024	10-20
42	2.00	3024	10-20

#### 4.1.6. Le chauffage

Il est assuré par l'installation de fourneaux à gaz propane, de grande citerne conçu pour chauffer toute l'ambiance interne du bâtiment (Sauveur, 1988). Il est fixée à environ 1m d' hauteur sur les murs latéraux, il permet de maintenir la température ambiante entre 35 et 38 °C dans tout le bâtiment pendant les 10 premiers jours surtout ,avant que le poussin arrive à régler sa température, ensuite la température ambiante était ajustée et contrôlée en fonction de l'âge des poulets par un thermostat d'ambiance. Cet appareil est couplé avec un système de ventilation dynamique pour former un ensemble ventilation chauffage entièrement automatique (ITAVI, 2001).Le chauffage peut être réglé pour ne fonctionne que si la température du bâtiment tombe à 1 ou 2°C en dessous de la température de référence.

Un préchauffage de 36 à 48 heures avant l'arrivé des poussins en hiver, et 24 heures en été, pour établir une bonne homogénéité de la température à l'intérieure du bâtiment, de sorte que les oiseaux soient toujours dans leur zone de confort thermique, et pour atteindre une température de 26°C de la litière Facile à mesurer avec un détecteur à infrarouge. La figure ci-après :



**Figure 17:** Détecteur à infrarouge de la température de la litière. (Arioua, 2023)

#### 4.2. L'approvisionnement en Aliments

L'approvisionnement en aliment est assuré par un établissement de fabrication d'aliment « Sarl Cheikh Fab Pro Azazga Wilaya Tizi.Ouzou ». Les animaux des deux bâtiments ont reçu le même régime d'aliment, durant les deux phases d'élevage et ont été alimentés à volonté.

L'aliment du bétail suomi à une analyse périodiques des valeurs alimentaires par la méthode NIR (Near infra red) ou "spectroscopie Proche Infrarouge" technique analytique

basée sur principe d'absorption des rayonnements, qui permet le contrôle de qualité et le suivi de la variabilité des matières premières et la validation des aliments finis. (Tableau 22).

Les 4 à 5 premiers jours de vie des poussins, l'aliment doit être apporté sous forme de miettes tamisées et déversé sur du papier en cellulose pour être facilement accessibles et la transition vers le système d'alimentation principal doit être réalisée progressivement du 3<sup>ème</sup> au 5<sup>ème</sup> jour, lorsque les poussins commencent à s'adapter à ce système. Toutes les mangeoires doivent être ajustées pour assurer un gaspillage minimal et un accès optimal des oiseaux, la base des assiettes doit être au niveau du haut du bréchet.

Un aliment de démarrage « J1-J20 » par une miette tamisée < 3mm de diamètre dans les 10 premiers jours et un mini granulé <2.4 mm de diamètre et <3 mm de longueur entre 10à20jours, avec une transition alimentaire de 3 à 4 jours a été faite lors du passage d'un régime alimentaire de démarrage à celui de croissance, puis un aliment granulé seul « 3-4 mm de diamètre et 5 à 8 mm de longueur » substitue progressivement l'aliment démarrage à partir de 20<sup>ème</sup> jour, la longueur de la première phase c'est à cause de taille du granulé de croissance « grande taille avec absence de granulé croissance 1 ».

Un aliment de croissance en granulé « J21-37j », ainsi que un aliment de retrait « J37-J40 » « sans anticoccidien » a été introduit directement à la fin de la période de croissance afin d'abattre les animaux dans les meilleurs délais, avec respect de résidus « selon l'anticoccidien utilisé auparavant », sans passage à l'aliment finition.

Les mangeoires cylindriques à assiettes présentent l'avantage d'être toutes remplies simultanément d'une manière automatique, ce qui entraîne une disponibilité immédiate de l'aliment pour les oiseaux. Le détail de la composition de l'aliment utilisé selon le fabricant est montrée sur le tableau ci-après :

- Issue de meunerie: Son de blé local provient de la semoulerie.
- CMV : Complément minéralo-vitaminé, dont la composition est illustrée au dessous au (tableau 23).
- L'anticoccidien que nous avons utilisé dans cette expérimentation contient :  
« Narasin : Ionophore et Nicarbazine : Chimique ».
- Un capteur des mycotoxines mélangé à l'aliment en préventif à la posologie de 0.5-1kg/tonne. Dont la composition est : bentonite 50%, terre de diatomée 30 %, substance phycophytique 10%, extrait de plantes 10%. Biomin® BBSH 7972.5\*107CFU/g.

**Tableau 22:** Formules (kg/100 kg d'aliment) des aliments de démarrage (1 à 20jours), de croissance (21 à 37 jours) et de retrait 38 à 40 jours) distribués aux poulets de chair.

Type d'aliment	Démarrage	Croissance	Retrait
<b><i>Ingrédients</i></b>			
Maïs (kg/100kg)	60.7%	61.00%	62.31%
Tourteau de soja (kg/100kg)	32.00%	27,00%	26.02%
Son de blé «Issue de meunerie » (kg/100kg)	4.00%	9.00%	8.00%
Phosphate mono calcique (PMC)(kg/100kg)	1.7%	1.50%	0.69%
carbonate de calcium	0.6%	0.5%	0.97%
Huile de soja	1.88%	2.00%	1.00%
CMV (kg/100kg) #	1%	1 %	1%
Anticoccidien « Maxiban »	(0.5-0.625)%	(0.5-0.625)%	(0.5-0.625)%
<b><i>Teneurs en nutriments</i></b>			
Energie métabolisable (kcal/kg)*	2891	2908	2893
humidité	11.40	10.94	12.7089
Matières grasses (%)	3.38	2.65	4.1423
Protéines brutes (%)	19.8	19.05	18.5000
Cellulose%(fibre)	3.11	2.76	3.0377
matière minérale %(cendre)	5.82	4.97	5.0999
Amidon%	40.77	44.52	41.9751

\***Estimé selon la formule** :  $EM (Kcal/Kg MS) = 35,3 \times PB (\%) + 79,5 \times EE (\%) + 40,6 \times NFE (\%) + 199$ . (Dont **EM**: Energie métabolisable, **PB**: Protéine brute, **EE**: Ether extract, **NFE**: Nitrogen free extract, D'après Carpenter et Clegg (1956).

**Tablea23** : Composition du CMV 1% poulet de chair «démarrage croissance»

<b>Vitamines, provitamines et substances défini d'effet similaire</b>	<b>Valeur</b>
Vitamine A (3a672)	1 000 000 UI/kg
Vitamine D-3 (E-671)	300 000 UI/kg
Vitamine E/acétate tout-rac-alpha tocophérol (3a700)	2 500 mg/kg
Vitamine K-3(bisulfite de menadione)	250 mg/kg
Vitamine B-1(chlorhydrate de thiamine) (3a820)	200 mg/kg
Vitamine B-2(Riboflavine)	650 mg/kg
Vitamine B-6(Pyridoxine) (3a831)	300 mg/kg
Vitamine B-12(Cyanocobalamine)	2 mg/kg
Acide pantothénique (pantothénate de calcium) (3a841)	1 000 mg/kg
Niacine (B-3) (3a314)	3 200 mg/kg
Acide folique (3a316)	80 mg/kg
Biotine (B-8) (3a880)	10 mg/kg
Bétaïne	15000 mg/kg
<b>Oligo-éléments et composés d'oligo-éléments</b>	
Cuivre (E-4) (sulfate de cuivre penta-hydraté)	1 200 mg/kg
Fer (E-1) (Sulfate ferreux mono-hydraté)	3 495 mg/kg
Manganèse (E-5) (Oxyde de manganèse)	9 000 mg/kg
Zinc (E-6) (oxyde de zinc)	7 500 mg/kg
Iode (3b201) (iodure de potassium)	120 mg/kg
Sélénium (E-8) (sélénite de sodium)	30 mg/kg
<b>les acides amines, leurs sels et produits analogues</b>	
L-Lysine (3.2.3)	12%
DL-Méthionine (3c301)	18 %
<b>Antioxydants</b>	
Acide Citrique	63.0 mg/kg
Gallate de Propyle	43.4 mg/kg
<b>autres nutriments d'intérêts</b>	
Calcium	23.07 %
Sodium	15.72 %
Anticoccidien (Mxiban)	5 mg/kg

L'aliment destiné à la consommation des poussins (démarrage et croissance) a été soumis à des analyses microbiologiques périodiques et les résultats sont illustrés dans le (tableau 24) :

**Tableau 24** : Critères de qualité microbiologique de l'aliment « démarrage, croissance »

	Démarrage	Croissance	Référence
Germes aérobies à 30°C	Ind	Ind	NA 2695
Coliformes fécaux/ml	abs	abs	NA 2710
Staphylocoques aureus	32.10 <sup>2</sup> UFC	abs	NA 2696
Clostridium SR/ml à 46°C	abs	10 UFC	JO 51-2013
Levures	abs	abs	ISO 8261
Salmonelles/25g	abs	abs	ISO 8261
Moisissures	80 UFC	480 UFC	ISO 8261

IND : indénombrable. ABS : absence. NA : norme algérienne .JO : journal officiel.

ISO : organisation internationale de standardisation. UFC : unité formant colonie.

### 4.3. L'approvisionnement en eau de boisson

L'eau de boisson distribuée aux 2 bâtiments est propre, provenait d'un forage relié à une bache à eau, et stockée dans un château d'eau de 17000 l, elle est disponible tout le temps, les animaux doivent bénéficier d'une eau potable pendant toute la période d'élevage avec une distribution automatique dans des abreuvoirs à pipettes avec soucoupes, cette eau a une température située entre 15°C et 21°C. La consommation d'eau devrait être surveillée quotidiennement en utilisant des compteurs qui contrôlent la pression (baromètre) et calculent le volume d'eau distribuée (débitmètre).

L'eau de boisson est contrôlée et analysée régulièrement par un labo de contrôle et de qualité, afin de détecter toute défaillance physico-chimique et microbiologiques, Les normes à respecter et les solutions à apporter pour que l'eau soit potable sont mentionnées dans le (tableau 25), la qualité de cette eau est suspectée en cas de problèmes sanitaires et techniques chroniques « syndromes diarrhéiques, baisses de performances inexplicables, suspicion d'échec de vaccination...etc. ». Dans ces cas une analyse d'eau s'impose et devient une nécessité primordiale pour apporter les solutions adéquates (Vienot, 2004).

Pour s'assurer que le troupeau reçoit suffisamment d'eau, surtout les 10 premiers jours les poussins consomment chaque jour plus du tiers de leur poids (Hubbard, 2003), la hauteur de tous les abreuvoirs doit être contrôlée et ajustée tout le temps si nécessaire, et le ratio eau/aliment doit être surveillé quotidiennement.

En se rapprochant à l'abattage on vise une diminution de la distribution d'eau dans le but d'accorder un temps de mûrissement à la viande, « plus la viande est mure plus elle est dure cela explique la tendreté de la viande des jeunes volailles ».

**Tableau 25:** Critères de qualité de l'eau de boisson (physico-chimique et micro biologique) Selon les normes de l'UE, de cite d'élevage avant et après 30jours d'introduction de symbiotiques et l'apport des corrections propices, fin de canalisation.

<i>Paramètres</i>	<i>Les valeurs trouvées</i>	<i>Niveau acceptables pour les volailles</i>	<i>solutions apportées</i>	<i>valeurs après traitement</i>	<i>Références</i>
Conductivité à 25°	1151µs/cm	500 µs/cm			ISO 7888
PH	7.5	6.5 à 8.5 (max 9.5)	Acidifiant	3.76	NA751
Dureté (hydrotimétrie) (TH)	54° F	150à 30° (soit 150 à 300 ppm de Ca)	un adoucisseur	30° F	NA 752
TDS (taux des sels dissouts)	577mg/l	<1000mg/l		842mg/l	NA 751
Nitrates (No3)	21mg/l	<50 mg/l		24.3mg/l	NA 1658
Nitrites (No2)	0.06mg/l	<0.1 mg /l		0.04mg/l	NA1657
Ammonium (NH4+)	0.00mg/l	<0.5 mg/l		3.05mg/l	ISO 6150
Chlore (Chlorure)	110mg/l	<200 mg/l		130mg/l	ISO 90040
Fer (Fe)	0.00mg/l	<0.2mg/l		0.75mg/l	ISO 6332
Calcium	80 mg/l	<200 mg/l		66.4mg/l	ISO 6058
Magnésium	42mg/l	<50 mg/l		32mg/l	ISO 6058
Sulfate	200mg/l	<250 mg/l		295mg/l	NA 6361
Germes aérobies à 37°c/ml	ABS	<10 colonies/100 ml		IND	JO n : °31-2013
Coliformes totaux/100ml	Abs	<5/100 ml		Abs	JO n : °31-2013
coliformes fécaux/100ml	Abs	<5/100 ml		Abs	JO n : °31-2013
Streptocoques fécaux/50ml	Abs	<5/100 ml		Abs	NA-765
Clostridium spp.SR/ml	Abs	<10/100 ml		Abs	JO n°51-2013
Salmonella/25g	Abs	0		Abs	ISO 6579
Levures	0	0		4UFC/ml	ISO 2127-1/2

IND : indénombrable.ABS : absence.NA : norme algérienne .JO : journal officiel.

ISO : organisation internationale de standardisation. UFC : unité formant colonie.

#### 4.4. Prophylaxie et traitement

Presque tous les systèmes de prévention sanitaire sont appliqués: auto-luve, pédiluve, rotoluve, des équipes en permanences, et aussi celui qui entre au bâtiment il doit porter une tenue jetable de la tête aux pieds, le personnel qui rentre au bâtiment ne doit pas ressortir de la même porte, il sort de l'autre coté « système de marche en avant ».

les poussins reçoivent d'une manière continue une eau mélangée à un acidifiant ; B.I.OAcid Liquid« acide lactique >10%, acide formique >15% acide propionique >10%, acide acétique >1%,l'acide citrique monohydrate≥1%,l'eau jusqu'à 100% » posologie de 0.5 - 1ml/litre d'eau de boisson selon le Ph de l'eau, grâce à un doseur des médicaments, (figure 18), avec un apport de symbiotique nom commercial "Avioveba "« plantes et extrait des

végétaux , de probiotiques :lactobacillus acidophilus ,prebiotiques, d'enzymes digestives avec de l'eau obtenu avec procédé exclusif MESEN patented » chaque semaine ,du jour un, jusqu'à la fin du bande à raison de 50ml/semaine/ 1000 sujets.



**Figure 18** : Doseur des médicaments « système de distribution » (Arioua, 2023).

Le protocole de vaccination et le plan de prophylaxie suivis durant notre expérimentation sous l'encadrement de vétérinaire de l'établissement, sont répertoriés dans le tableau 26.

**Tableau 26:** Plan de vaccination et de prophylaxie de l'élevage

Age	Maladie	Vaccins ou traitement	Type	Méthode
J 01	Bursite infectieuse	Transmune	Vaccin vivant atténué	Injection IM (0.2ml/sujet)
01+02+03 jours	Newcastle (stéréotype 1) et Marek. Bronchite infectieuse, Neucastle, Bronchite Stress ,déshydratation Prévention des carences vitaminiques et minérales	+vectormune <i>ma5 (classique)</i> <i>clone30+IB</i> <i>491 (variant)</i> multiadivit	Immun complexe Vectorisé (vaccin recombinant) Vivant atténué	Les deux mêmes solvants Nébulisation Eau de boisson
4+5+6 jours	Traitement des omphalites	Hipralona(enrofloxacine)		Eau de boisson
10+11 jours	Soutient de la fonction rénale et hépatique	HipabialC+ (hepatoprotecteur)		Eau de boisson
14 <sup>ème</sup> jour	Bronchite infectieuse Neucastle, Bonchite	Ma 5clone30+IB 491	Vivant atténué	Nébulisation
15+16+17 jours	Carence en vitamines et minéraux	B.i.oViteE /SE/ ZN liquid		Eau de boisson
22 <sup>ème</sup> jour	Carence vitaminique	Multiadivit		Eau de boisson
23 <sup>ème</sup> jour	Transition alimentaire	HipabialC+		Eau de boisson
25+26+27 <sup>ème</sup> jours	Prévention des Mycoplasmes	Solutyl(tylosine100%)		Eau de boisson
28 <sup>ème</sup> jours	Soutient de la fonction rénale et hépatique	HepabiaC+l		Eau de boisson
29, 30, 31, 32, 33,34 jours	Carence en Vitamines et minéraux	Biobron+revit+	-	Eau de boisson

#### 4.4.1. La vaccination

Selon l'historique de l'élevage, si les poussins ne sont pas vaccinés contre la maladie de Gumboro et de Newcastle par voie *in ovo*, dans la cavité amniotique ou dans l'embryon à j18, la vaccination est effectuée le premier jour au couvoir ou à la ferme après l'éclosion, par voie sous cutanée dans la région du cou, à la dose de 0.1ml, par une seringue automatique et par une équipe de vaccinateurs, figure (19), soit par nébulisation ou dans l'eau de boisson pour la BI, ND, IBD et Métapneumovirus dans le jour même ou un autre jour, selon le Protocole de vaccination et suite au titrage des AOM, Pour réussir l'opération il est nécessaire de respecter certaines normes :

- L'application correcte du vaccin est considérée comme une des raisons les plus communes de réussite de la vaccination
- La méthode de vaccination dépend du lieu « couvoir ou ferme ».
- la taille du poulailler, du statut sanitaire général, de l'immunité maternelle, des vaccins à appliquer et des couts (Rauw et *al.*, 2009).



Figure 19 : Vaccination des poussins (Arioua, 2023).

#### 4.5. Paramètres mesurés

L'analyse des carcasses a été effectuée sur des sujets prélevés aléatoirement avec une pesée sur place. Sur 14848 oiseaux du lot expérimental et 15148 oiseaux pour le lot témoin, 40 sujets ont été pris pour chaque bâtiment dont 10 sujets pour chaque compartiment « 4 compartiments dans chaque lot ». Après 6-7 heures de jeun, une autre pesée a été effectuée, puis mise en œuvre de l'abattage, déplumage, éviscération. Les paramètres de production étudiés durant le démarrage et la croissance sont :

**Les paramètres économiques** : sont calculés à la fin de chaque phase et de façon globale (tout le cycle d'élevage). Le (GMQ) et le poids final, l'indice de conversion, le taux de mortalité et de morbidité, ont été évalués selon la méthode décrite par Yusrizal et Chen, (2003).

•Les oiseaux morts sont recueillis et enregistrés sur la fiche de suivi tous les matins à la même heure, 09 :00 de matin, pour estimer le taux de mortalité « TM » et l'indice de conversion.

*Taux de Mortalité (%) = le Nombre de poulets morts × 100 / Effectif présent à ce jour.*

•Les sujets malades ou éliminés, regroupent « chétifs, handicapés, blessés » sont recueillis et enregistrés pour le même but que les sujets morts.

*Taux de Morbidité (%) = le Nombre de poulets (malade) × 100 / Effectif présent à ce jour.*

•Le poids vif « PV » a été enregistré le premier jour dès l'arrivée des poussins et ensuite en phase d'alimentation (c'est-à-dire en présence d'aliment dans le tube digestif), à la fin de chaque phases d'élevage (démarrage, croissance).

•*Poids vif moyen (g) = Poids total des sujets (g) / Nombre des sujets*

•Le gain moyen quotidien « GMQ » est calculé selon l'équation :

$$GMQ = P(1) - P(0) / T(1) - T(0) \text{ dont « P : Poids, T : Temps ou âge (jour) »}$$

•La quantité ingérée « QI », calculée par un logiciel relié à la chaîne alimentaire.

« *QI* » (g) = *Quantité distribuée (g) de chaque phase / le nombre de sujets.*

•L'indice de conversion égal à = *Ingéré alimentaire (g) / Gain de Poids (g).*

•La température ambiante, le dioxyde de carbone et l'humidité ont été suivie quotidiennement à l'aide des capteurs suspendus à l'intérieur du bâtiment, reliés à un logiciel central, pour l'ammoniac un papier test qui donne le taux de gaz d'ammoniac suite au virage de couleur.

**Les Paramètres sanitaires :** Ont été prélevés aussi après l'abattage, des échantillons de sang pour le titrage des anticorps anti-gumboro, et des fragments de la partie distale de l'intestin « jéjunum, iléon » pour le dénombrement des colonies bactériennes *Lactobacillaires* et *colibacillaires*. Ces prélèvements sont effectués à la fin des deux phases de l'expérimentation « Fin démarrage à j 20 et fin croissances à j37 ».

#### 4.6. TITRAGE DES ANTICORPS « STATUT SEROLOGIQUE »

Il a été réalisée grâce à une évaluation des titres en anticorps sériques des sujets des deux bâtiments « témoin et expérimental » juste à la mise en place et à la fin des périodes de démarrage et croissance.

La méthode consiste à prendre au hasard 22 sujets venus de même couvoir, les peser, puis les sacrifier par saignée pour la récupération du sang de chaque sujet à raison de 1 à 2ml et le mettre dans des tubes secs. Pour le deuxième et le troisième prélèvement de j 20 et j37 d'âge, vingt sujets par répétition « 4 groupes » pour chaque lot, sont prélevés au hasard, 10 oiseaux par ligne diagonale avec un espace constant entre le prélèvement et qui suit, pour les

deux bâtiments, par la technique d'échantillonnage aléatoire d'oiseaux dans un poulailler. A l'intérieur de chaque bâtiment, les oiseaux sont pesés puis ponctionnés à la veine alaire ou sacrifiés pour prélever 2ml du sang/sujet, et conservé dans un réfrigérateur entre 2° à 8°C pendant 24h au maximum avant de les envoyer au laboratoire pour le test ELISA.

#### 4.6.1. Principe de la technique ELISA

Il repose sur l'utilisation d'un support solide « puits de microplaques ; billes ; microparticules ». Celui-ci, est recouvert d'antigène pour la détection des anticorps. Le sérum du patient est mis au contact du support ainsi revêtu. Un complexe antigène-anticorps se forme alors. La révélation de ce complexe est effectuée par la fixation d'une enzyme transformant un substrat spécifique en composé coloré ou émettant un signal. La détection du signal est ensuite assurée par un spectrophotomètre (Elfried et *al.*, 2017).figure 20.

L'enzyme conjuguée à l'anticorps secondaire peut être une peroxydase. Il s'agit d'une enzyme de type oxydase, permettant la dégradation des peroxydes. L'oxydation des divers substrats permet d'obtenir un composé chromogénique comme produit final (Zuchuat, 2014).



**Figure 20:** Spectrophotomètre, et logiciel pour lecture du résultat (Arioua, 2023).

#### 4.6.2. Technique détaillée de test ELISA indirecte selon la notice ID.vet

##### •Préparation de solution de lavage

Ramener la solution de lavage concentrée et bien agiter pour assurer la dissolution des cristaux et préparer la solution de lavage par dilution (3 ml) dans de l'eau distillée (57 ml).

##### •Préparation des plaques

Les plaques du kit Elisa, doivent être fournies en format sécable ou monobloc, pour s'adapter au volume d'essais pour l'analyse réalisé dans ce test Elisa indirecte.

Les puits restants sont mis à côté pour de futurs tests.

**•Préparation de solution de conjugué**

Ramener la solution de conjugué concentrée et bien agiter, après on la met dans un bateau en diluant le conjugué concentré dans la solution de dilution buffer « pour 03 colonnes 300 µl de conjugué concentré + 2,7 ml de dilution buffer ».

**1. Pré dilution d'échantillons**

Les échantillons sont dilués au 1/500 en tampon de dilution. Dans une plaque de Pré dilution. Réserver les puits « A1, b1, C1, D1 » pour les contrôles positifs et négatifs.

- Ajouter 05 µl de chaque échantillon à tester dans les puits restants.

- Ajouter ensuite 245 µl de tampon de dilution dans chaque puits à l'exception des puits (A1, B1, C1, D1).

**2. Dilution des échantillons :** Dans la plaque Elisa, il faut ajouter :

- 90 µl de tampon de dilution.

- 10 µl des échantillons pré dilués ci-dessus.

« 100 µl de contrôle négatif au puits A1 et B1 »

« 100 µl de contrôle positif au puits C1 et D1 »

**3.** Couvrir la plaque et incuber 30 minutes à température ambiante de labo (21 °C±5 °C).

**4.** Laver 3 à 5 fois chaque cupule avec environ 300 µl de solution de lavage manuellement ou par un laveur.

Éviter le dessèchement des cupules entre les lavages.

**5.** Distribuer 100 µl de conjugué 1x dans chaque cupule.

**6.** Couvrir la plaque et incuber 30 minutes « ±3min » à température ambiante (21 °C±5 °C).

**7.** vider les puits et laver 3 à 5 fois.

Éviter le dessèchement des cupules entre les lavages.

**8.** Distribuer 100 µl de solution de révélation dans chaque cupule (le substrat)

**9.** Incuber « 15 minutes±2min » à température ambiante (21 °C±5 °C) à l'abri de la lumière.

**10.** Distribuer 100 µl de solution d'arrêt dans chaque cupule pour arrêter la réaction.

Ajouter la solution d'arrêt dans le même ordre qu'en étape 8.

**11.** Mesurer et enregistrer les densités optiques à 450 nm par le spectrophotomètre.

**12.** lecture du résultat par un logiciel relié au spectrophotomètre.

**4.6.3. Interprétation des résultats**

Les résultats de l'ELISA sont traités par un logiciel ID Soft™ 5.11, qui permet de calculer les différents paramètres du kit « critères de validation, valeurs S/P, titres individuels, MTA, MGT, détermination de l'âge de vaccination, groupes des titres ». Afin de les

interpréter, différents critères sont pris en compte, ainsi que les signes cliniques, les lésions et le protocole vaccinal.

- Moyenne des titres des anticorps (AMT) : donne une information sur le titre moyen du troupeau. Plus le nombre d'échantillons est important plus la moyenne est précise.

- Moyenne géométrique (GMT) : informe sur la tendance centrale des troupeaux, utilisés majoritairement lorsqu'un troupeau présente une importante variabilité

- Coefficient de variation (CV) : mesure l'uniformité des titres dans un troupeau.

Pour les vaccins vivants : <40% excellente, 40% à 60% bonne, >60% à améliorer.

Pour les vaccins inactivés ou recombinants : <20% excellente, 20% à 40% bonne, > 40% besoin à améliorer.

- Bases lignes des moyennes des titres : ensemble des données décrivant les titres attendus pour un troupeau indemne de maladie, vacciné ou infecté. Elle permet d'évaluer l'efficacité du programme de vaccination. Vaccin intermédiaire (1000 à 3000 ; un seul vaccin après 3 à 5 semaines, 1500 à 4000 deuxième vaccin), vaccin intermédiaire plus ou chaud (2000 à 6000).

- Positivité des sérums ou seuil de positivité des anticorps (cut of) =875).

#### 4.7. DENOMBREMENT DES BACTERIES

Notre étude a porté sur la recherche et le dénombrement des bactéries lactiques selon la méthode classique de comptage des colonies sur gélose MRS (de Man, Rogosa et Sharpe) (Bourgeois et Leveau, 1991) et la recherche des *E.coli* sur gélose Mc Conckey ou DCLS (dexocycholate, citrate, lactose, sucrose). Les prélèvements vont se faire sur des poulets de chair de 20 jours et 37 jours, au niveau de la partie distale des intestins grêles « jéjunums, iléon », dans des bâtiments, l'un ayant été supplémenté en probiotique, nom commercial "aveoveba" qui contient du *Lactobacillus acidophilus*, et l'autre témoin, ce travail a été réalisé au sein de la clinique le Refuge à Batna. Pour l'isolement des bactéries lactiques et la détermination du nombre total, la méthode Mountzouris (2007) complétée par Sorescu *et al.* (2019) a été appliquée.

##### 4.7.1. Echantillonnage et prélèvement

Prélever d'une façon aléatoire par ligne diagonale sur les quatre répétitions des deux bâtiments le traité et le témoin 05 sujets de chaque groupe. Pour le prélèvement de l'intestin, utiliser des gants stériles de latex, extérioriser la masse intestinale, prélever les 2/3 de l'anse intestinale de la partie distale, après avoir ligaturé les deux bouts de l'intestin de façon hermétique pour éviter l'entrée des flux d'air dans l'intestin.

Mettre les 5 bouts des intestins prélevés de chaque répétition dans 05 boites en plastique de petit format et marqués d'une étiquette, introduire les boites en plastique dans une glacière avec 04 pains de glace bordant la boite, les transporter au labo le plus vite possible.

A la réception les intestins seront destinés directement au laboratoire de bactériologie. Pour le premier échantillon il faut 03 boites au moins pour les trois dilutions « SM : Suspension Mère,  $10^{-1}$ ,  $10^{-2}$ ,  $10^{-3}$  » et en duplicate c'est à dire en tout 06 boites pour la gélose MRS et 06 pour la gélose Mc Conckey ou DCLS, l'ensemble est 12 boites; ceci si la dilution  $10^{-3}$  ne dépasse pas 300 colonies sinon il faut aller jusqu'à la dilution  $10^{-6}$  c'est-à-dire 24 boites voire une dilution de  $10^{-9}$ , et mettre les boites à incuber dans une Jarre à  $\text{CO}_2$  pendant 2 à 5 jours.

#### 4.7.2. Préparation des solutions de lavages et de conservation

•PBS « Phosphate Buffered Salt » : est utilisé comme dilution de lavage et de conservation des suspensions du microbiote raclé des intestins des volailles ayant été supplémentées ou non en probiotiques, du glycérol à 20% est ajouté au PBS pour préserver les bactéries aux aléas de la congélation- décongélation.

#### 4.7.3. Préparation des géloses et milieux de cultures

•Gélose MRS: Deux types ont été utilisées, une gélose MRS du fournisseur CONDALAB et la deuxième fournie à l'Institut Pasteur d'Algérie, la deuxième est une gélose de base préparée sans TWEEN 80. Donc avant de préparer la gélose MRS « IPA » il faut lui rajouter 20% de TWEEN 80 filtré sous membrane de filtration 0,45  $\mu\text{m}$ . De la cystéine additionnée au milieu MRS (CONDALAB et IPA) pour permettre la pousse exubérante des Lactobacilles.

•Gélose DCLS ou Mc Conckey : (BIOMERIEUX) ou (CONDALAB), les géloses ont été choisies pour leur caractéristiques à isoler les *E.coli* pathogènes et les *E.coli* commensales.

•Bouillon BHIB (Brain-Heart Broth) : milieu d'enrichissement utilisé pour revifier les souches d'*E.coli* présentes dans les suspensions mères qui ont été congelées.

•Milieu de conservation au Glycérol : Préparé à partir du PBS auquel on rajoute 20% de glycérol.

•Milieu d'identification : Galeries API ont étéensemencées pour l'identification des *E. coli*.

#### 4.7.4. Mode opératoire

Ces Analyses révèlent l'impact du Probiotique *Lactobacillus acidophilus* sur la modulation de la flore intestinale des poulets de chair dans le but de stimuler l'immunité des muqueuses intestinales et de contrer les bactéries pathogènes par effet barrière et inhibition compétitive, par conséquence augmenter l'efficacité alimentaire.

La finalité est de retrouver une image du microbiote intestinale dans la partie distale « jéjunum et iléon » avec une prédominance des lactobacilles par rapport à *E.coli* « 65,8% contre 27,3% » selon la littérature scientifique et pour ce faire, les tâches entreprises sont :

- Découper et ouvrir les segments : jéjunum-Iléon, et racler le contenu intestinal pour récupérer la flore intestinale, les diluer dans du PBS et les conserver au congélateur.
- Laver la suspension bactérienne iléo-jéjunale congelée au PBS « 3 fois de suite », puis diluer le culot dans de l'eau distillée stérile calibrée à un Ph compris entre 5,7 et 6,5.
- Identifier morphologiquement au microscope la suspension bactérienne pour retrouver par la suite l'image du microbiote au dénombrement.
- Préparer les géloses MRS et Mc Conckey ou DCLS pour les 20 prélèvements, en duplicates.
- Identifier biochimiquement les Lactobacilles et les Colibacilles avant le dénombrement.
- Préparer les dilutions de la suspension mère jusqu'à  $10^{-6}$  « afin d'évaluer la dilution adéquate à laquelle il faut arrêter l'ensemencement » pour les géloses MRS et Mc Conckey ou DCLS pour les 20 prélèvements, dans des tubes stériles, et utiliser des micropipettes à volume variable de 50 à 1000  $\mu$ l avec le rack de cônes bleues stériles pour réaliser les dilutions.
- Ensemencer les géloses MRS en masse et en surface et Mc Conckey ou DCLS uniquement en surface avec 100  $\mu$ l et 1000  $\mu$ l avec les dilutions respectives en duplicates.
- Incuber les géloses dans une atmosphère micro aéroophile (besoin d'O<sub>2</sub> à des concentrations inférieurs à celles présente dans l'atmosphère, c'est-à-dire <21% généralement 2 à 10%) et capnophile (forte concentration de CO<sub>2</sub>) pendant 2 à 5 jours dans des jarres en verre transparentes avec des bougies et du bicarbonate de sodium dilué dans de l'acide acétique pour une production suffisante de CO<sub>2</sub>.
- Faire les dénombrements sur les géloses de MRS et Mc Conckey ou DCLS, des *Lactobacillus* et des *E.coli* aux dilutions respectives.
- Calculer le nombre d'UFC (Unité formant colonie) de bactéries pour chaque dilution et déterminer le pourcentage de *Lactobacillus* versus *E. coli*.
- Isoler les différentes colonies de *Lactobacillus* et des *E.coli* et essayer d'identifier les espèces par Galerie API 50 CH.
- Répéter le même protocole pour les autres prélèvements.

#### 4.8. TRAITEMENT STATISTIQUE

Les résultats sont décrits par la moyenne et l'erreur standard « SE ». L'homogénéité de la variance entre traitements a été vérifiée par le test de Bartlett. Les résultats sont soumis à une analyse de variance à un facteur afin de déterminer l'effet de la supplémentation en probiotique sur les paramètres décrites. Les différences entre traitements sont comparées au moyen d'un test de Student-Newman-Keuls. Toute valeur de  $p$  inférieure à 0,05 est considérée comme significative. Les résultats sont présentés sous forme de moyennes avec l'erreur standard et l'interprétation de ces derniers a été réalisée à partir de graphiques et de tableaux. Les données collectées dans le cadre de ce travail ont été analysées à l'aide du logiciel Statview (Abacus Concepts, 1996, Inc., Berkeley, CA94704-1014, USA).

Afin d'évaluer l'efficacité du Probiotique "*Lactobacillus acidophilus*" sur les Performances de Croissance, l'équilibre de la flore intestinale et la réponse immunitaire du Poulet de Chair.

Compare les moyennes de différents groupes et démontre l'existence de différences statistique entre les moyennes.

Le test ANNOVA est utilisé quand on doit comparer entre 3 groupes de valeurs ou plus.

Le test T ou de STUDENT est utilisé quand on compare les moyennes des populations entre deux groupes.

Le test de STUDENT est utilisé pour tester la significativité de la tendance ou de la constante

Le test de FISCHER est utilisé quand la p-value est  $>$  à 5%.

Le test F (FISHER) dans le processus ANNOVA teste la différence entre les moyennes ou l'égalité des variances.

$Pr > F$  : est la probabilité d'obtenir un résultat aussi extrême que celui observé si l'hypothèse nulle est vraie.

## CHAPITRE II : RESULTATS ET DISCUSSIONS

## I. RESULTATS ET DISCUSSIONS

## 1. RESULTATS

## 1.1. Performances pondérales

## 1.1.1. Poids vif et gain moyen quotidien(GMQ)

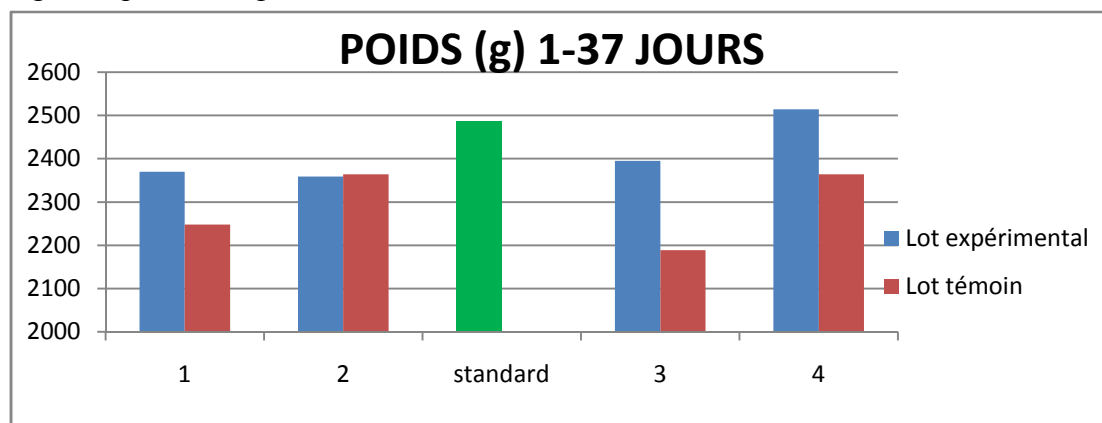
A partir d'un poids des poussins à la mise en place égal à  $38 \pm 1$ g, contre un poids du standard 2022 de la souche (44g), les poids enregistrés par les répétitions ayant reçu un symbiotique suivent une évolution positive dominante à «  $P < 0,01$  » par rapport aux répétitions du lot témoin dans les deux phases d'élevages, comme il montre le tableau ci-dessous et la figure(21).

**Tableau 27 :** Evolution pondérale des poulets de chair en fonction de l'ajout ou non du *Latobacillus acidophilus* dans l'eau de boisson en phases de démarrage et croissance.

Répétitions	Lot expérimental				Lot témoin				ESM	P
	1	2	3	4	1	2	3	4		
<b>Phase de démarrage (1 à 20j)</b>										
<b>Poids (g) à 20j</b>	686	728	728	724.4	674	692.5	625.5	703	<b>12,29</b>	<b>0,000</b>
<b>GMQ 1-20j (g/j/sujet)</b>	32.4	34.5	34.5	34.32	31.8	32.725	29.375	33.25	<b>0,61</b>	<b>0,000</b>
<b>Phase de croissance (21 à 37j)</b>										
<b>Poids(g) à 37j</b>	2370	2359	2395	<b>2514</b>	2248	2364	2189	2364	<b>34,36</b>	<b>0,000</b>
<b>GMQ 21-37j (g/j/sujet)</b>	99.05	95.94	98.05	<b>105.27</b>	92.58	98.32	91.97	97.70	<b>1,46</b>	<b>0,000</b>
<b>Phases 1+2 (1 à 37j)</b>										
<b>Poids vif final (g)</b>	2370	2359	2395	2514	2248	2364	2189	2364	<b>34,36</b>	<b>0,000</b>
<b>GMQ (g/j/sujet)</b>	64.05	63.75	64.72	67.94	60.75	63.89	59.16	63.89	<b>0,92</b>	<b>0,000</b>

GMQ : gain moyen quotidien

A la fin de la période d'élevage, le groupe 4 du lot expérimental s'est avéré le plus performant avec un poids final de 2514g et un GMQ de 67.94g/j, il est meilleur par rapport aux répétitions du lot témoin (poids moyenne=2291.25g) et même pour les répétitions du lot expérimental (poids moyenne=2409.5g) et même contre le poids de standard de la souche (2486g). Cependant, des poids et des vitesses de croissance moins performantes ont été enregistrés pour les répétitions du lot témoin.

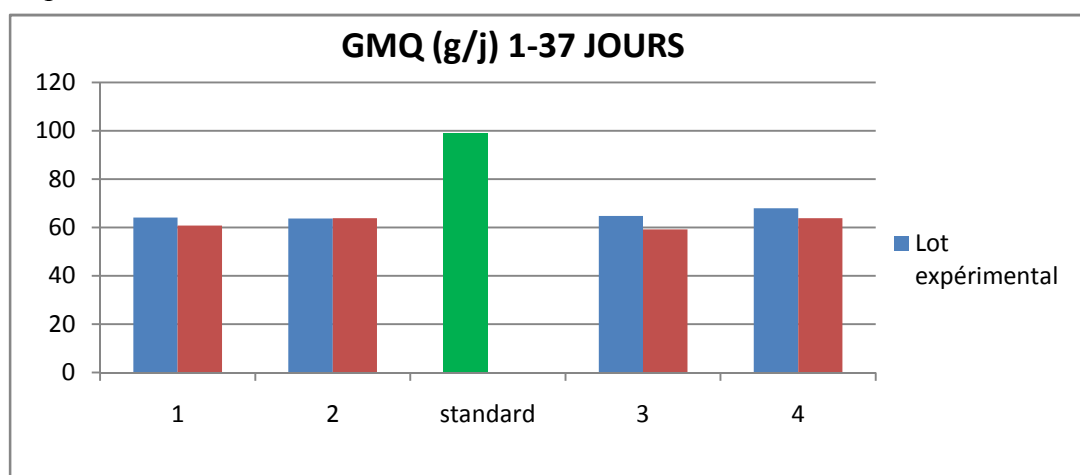


**Figure 21:** Poids final en fonction d'ajout ou non de probiotique dans le régime alimentaire.

Durant la phase de démarrage, les résultats ont montré une supériorité significative «  $P < 0,01$  » en poids et en vitesse de croissance traduite par un GMQ moyen plus élevé chez le lot expérimental avec ses quatre répétitions égal à 33.93g/j, (figure22). Par contre un retard de croissance a été enregistré pour le lot témoin dans toutes ces répétitions GMQ moyen égal à 31.78g/j, le GMQ de standard 2022 de la souche à cet âge est 42.09g/j.

A la fin de la première phase, le lot expérimental, reste significativement supérieur et domine le lot témoin avec respectivement un poids moyen de 716.6 g contre 673.75 g et 928g pour le standard. Le GMQ de la phase de démarrage montre une supériorité de croissance pondérale des poussins recevant le symbiotique, à l'opposé du lot sans symbiotique qui a montré un retard de croissance significatif.

Durant la deuxième phase, la vitesse de croissance signalée pour l'ensemble des répétitions du lot traité représentée par le GMQ, est supérieure aux répétitions du lot témoin ( $P < 0,01$ ) avec un GMQ moyen de 99.57 g, contrairement aux groupes du lot sans probiotique qui ont continué leurs croissances avec un GMQ de 95.14 g/j, les deux GMQ sont supérieur au standard 2022 de la souche qui égal à 91.64g/j. Le développement pondéral durant la phase de croissance était supérieur pour le lot traité, avec une valeur significativement plus élevé du groupe 4 «  $\text{GMQ}=105.27\text{g/j}$  » par apport aux autres groupes du lot expérimental et le lot témoin.



**Figure 22:** GMQ en fonction d'ajout ou non de probiotique dans le régime alimentaire du poulet de chair.

## 1.2. Ingestion et indice de conversion

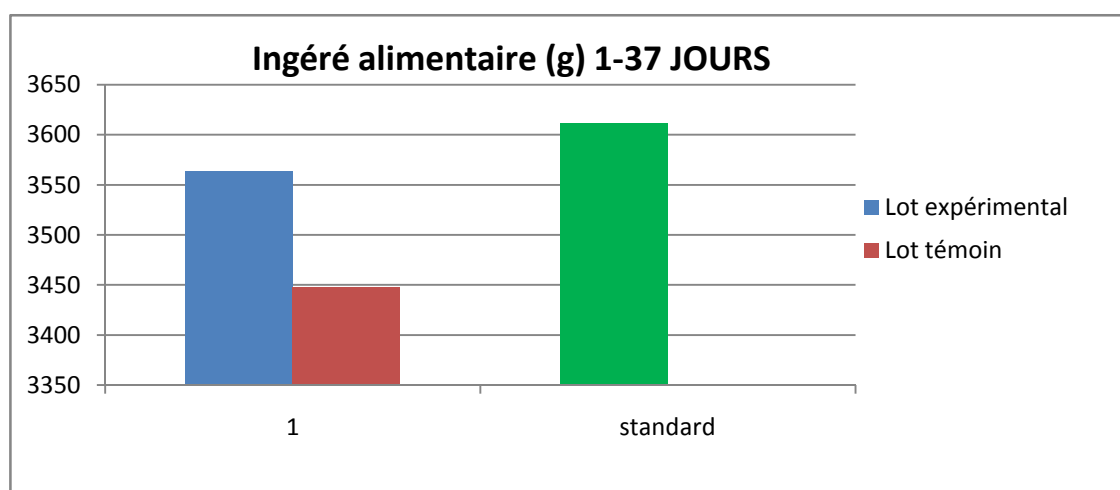
La consommation d'aliment durant la première phase d'élevage (Tableau 28) était presque similaire pour les deux lots avec 946.97g de moyenne pour l'expérimental et 937.64g pour le témoin contre 1057g ingéré de standard de la souche, avec une petite différence dans la phase de croissance 2616g d'ingéré alimentaire du lot expérimentale contre 2510g pour le

témoin, face à 2554g ingéré pour le standard. L'ingéré alimentaire global du lot expérimental est 3562.97g contre 3447.64 g du lot témoin, contre 3611g de standard de la souche figure23.

**Tableau 28:** Quantité ingérée et indice de conversion en fonction de supplémentations ou non de *Lactobacillus acidophilus* dans l'eau de boisson « démarrage et croissance ».

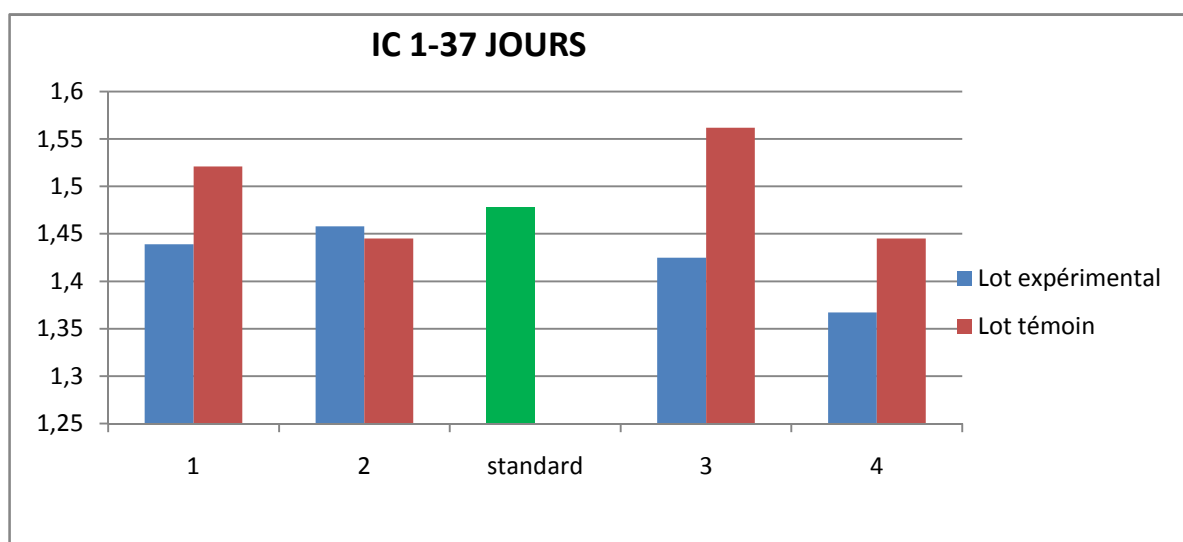
Lot expérimental					Lot témoin				ESM	P
Répétitions	1	2	3	4	1	2	3	4		
<b>Phase de démarrage (1 à 20j)</b>										
Ingéré alimentaire Démarrage(g)	946.97				937.64				4,66	0,003
IC démarrage	1.370	1.291	1.291	1.297	1.391	1.353	1.499	1.333	0,024	0,000
<b>Phase de croissance (21 à 37j)</b>										
Ingéré alimentaire croissance(g)	2616				2510				53,00	0,013
IC croissance	1.519	1.567	1.534	1.431	1.557	1.468	1.567	1.477	0,018	0,000
<b>Phases 1+2 (1 à 37j)</b>										
Ingéré alimentaire total(g)	3562.97				3447.64				57,66	0,010
Indice conversion total	1.439	1.458	1.425	1.367	1.521	1.445	1.562	1.445	0,018	0,006

Avec respectivement pour les indices de conversions moyens, démarrage 1.312 du lot traité contre 1.394 du lot témoin et 1.139 standard de la souche, dans la période de croissance 1.496 lot expérimental contre 1.517 lot non traité face à 1.639 pour le standard de la souche.



**Figure 23:** Quantité ingérée en fonction de supplémentations ou non de *Lactobacillus acidophilus* dans l'eau de boisson.

Concernant l'indice de conversion total sans tenir compte de la mortalité et à partir des GMQ réalisés et des quantités d'aliments ingérées nous avons trouvé que les répétitions du lot expérimental ont réalisées le meilleur indice de conversion durant toute la période d'élevage (figure 24), avec une moyenne de (1.422) contre 1.493 pour le lot témoin et contre 1.478 de standard de la souche, ces répétitions sont significativement meilleures ( $P < 0.01$ ) par rapport aux répétitions du lot témoin qui n'ont pas pu mieux traduire leur ingestion alimentaire durant les deux phases d'élevage en gain de poids. Par ailleurs, les répétitions du lot témoin ont manifesté des indices de conversion différents entre eux, tandis que l'indice le plus performant durant toute la période d'élevage est enregistré à la quatrième répétition du lot expérimental pour l'ensemble des lots avec 1.367.



**Figure 24:** Indice de conversion global en fonction de supplémentations ou non de *Lactobacillus acidophilus* dans l'eau de boisson.

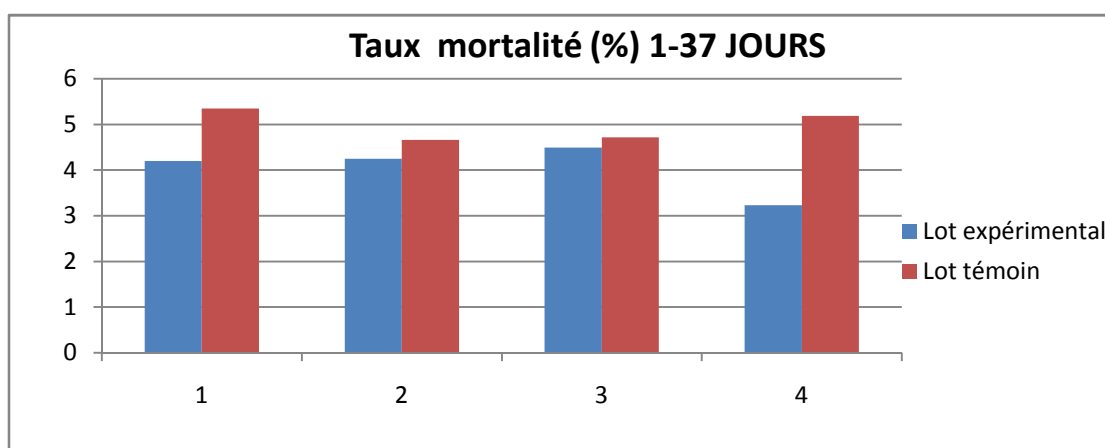
### 1.3. Mortalité

En ce qui concerne le taux de mortalité durant l'expérimentation (tableau 29), les résultats ont montré que les répétitions du lot ayant reçu le symbiotique présentait les taux de mortalité les plus faibles évalués à 4.04 % en moyenne durant toute la période d'élevage, contre  $\approx 5\%$  qui ont été observés pour le lot non traité (figure 23), avec une moyenne de 1.36 % phase démarrage lot expérimental contre 1.275% du lot témoin et pour la mortalité en phase de croissance est de l'ordre de 2.75% lot traité contre 3.79 % lot témoin.

**Tableau 29:** Nombre et taux de mortalité durant les deux phases d'élevage.

Lot expérimental					Lot témoin			
Répétitions	1	2	3	4	1	2	3	4
<b>Phase de démarrage (1 à 20j)</b>								
nombre mortalité	64	50	54	36	57	55	46	37
Taux mortalité%	1.72	1.34	1.45	0.96	1.49	1.44	1.2	0.97
<b>Phase de croissance (21 à 37j)</b>								
nombre mortalité	92	108	113	84	147	123	134	161
Taux mortalité%	2.55	2.99	3.13	2.33	3.97	3.31	3.6	4.31
<b>Phases 1+2 (1 à 37j)</b>								
nombre mortalité global	156	158	167	120	204	178	180	198
Taux mortalité% global	4.2	4.25	4.49	3.23	5.35	4.66	4.72	5.19

Les résultats cités ci-dessus démontrent que le taux de mortalité a évolué inversement avec les répétitions qui recevaient le probiotique que pour les autres qui ne le recevaient pas, surtout dans la phase de croissance.



**Figure 23:** Taux de mortalité en fonction d'ajout ou non de probiotique dans l'eau de boisson chez le poulet de chair.

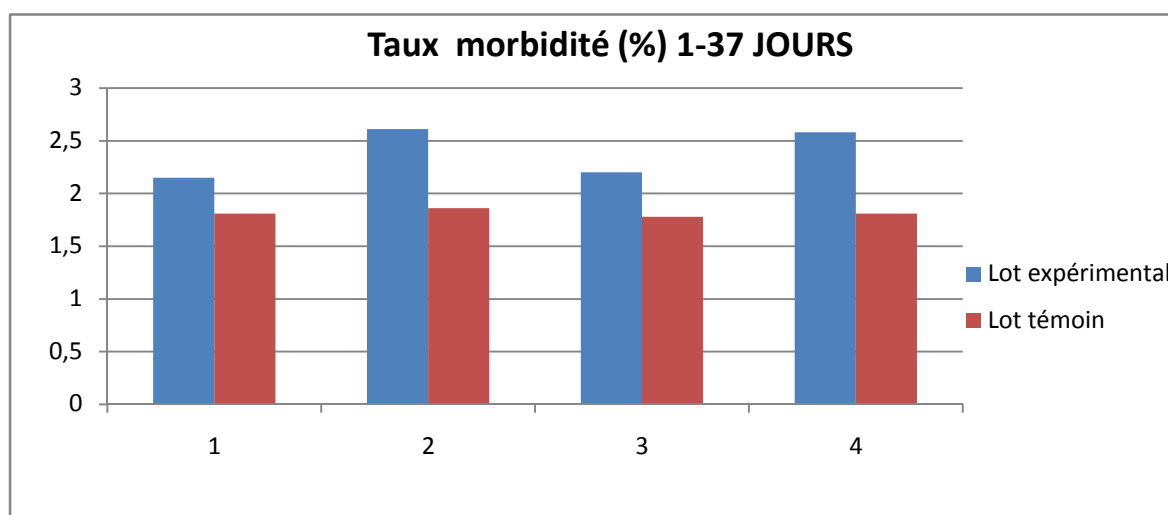
#### 1.4. La morbidité

Concernant le taux de morbidité durant l'expérimentation (Tableau 30), les résultats ont montré que les lots ayant reçu de probiotiques présentaient les taux de morbidité les plus élevés par rapport aux lots témoins dans les deux phases d'élevage « démarrage et croissance » avec une moyenne globale de (2.385% pour le lot traité) versus (1.815% pour le non traité) figure 24.

**Tableau 30:** Nombre et taux de morbidité durant les deux phases d'élevage démarrage et croissance.

Répétitions	Lot expérimental				Lot témoin			
	1	2	3	4	1	2	3	4
<b>Phase de démarrage (1 à 20j)</b>								
<b>Nombre morbidité</b>	42	50	42	63	45	36	35	38
<b>Taux morbidité%</b>	1.13	1.34	1.13	1.69	1.18	0.94	0.91	0.99
<b>Phase de croissance (21 à 37j)</b>								
<b>Nombre morbidité</b>	38	47	40	33	24	35	33	31
<b>Taux morbidité%</b>	1.05	1.3	1.1	0.91	0.64	0.94	0.88	0.83
<b>Phases 1+2 (1 à 37j)</b>								
<b>Nombre morbidité global</b>	80	97	82	96	69	71	68	69
<b>Taux global morbidité%</b>	2.15	2.61	2.2	2.58	1.81	1.86	1.78	1.81

Les résultats cités ci-dessus montrent que le taux de morbidité a évolué proportionnellement avec la supplémentation en probiotiques, et la figure suivante illustre l'image.



**Figure 24:** Taux de morbidité en fonction d'ajout ou non de probiotique dans l'eau de boisson.

### 1.5. Titre des anticorps

Après la validation du test ELISA «DOcp >0.250 et DOcp/DOcn >3» le résultat du statut sérologique vis -à-vis le virus de l'IBD des deux élevages est présenté dans le tableau ci-après :

**Tableau 31** : Statistique sérologique des AOM et des anticorps poste vaccinal en fonction d'ajout ou non de probiotique dans l'eau de boisson.

		Lot expérimental				Lot témoin					
Répétitions		1	2	3	4	1	2	3	4	<i>ESM</i>	<i>P</i>
Juste après l'éclosion (un seul échantillon pour les 2 bâtiments)	AMT	4831									
	GMT	3869									
	CV%	61									
Phase démarrage	MT	450	308	368	324	410	193	317	205	31.84	0.000
	GMT	313	146	183	184	256	109	156	175		
	CV%	81	113	102	109	101	73	115	59	7.28	0.000
Phase croissance	AMT	7017	6007	7960	5293	4423	5642	7438	6102	414.6	0.000
	GMT	6775	5836	7836	5091	4251	5525	4611	5762		
	CV%	30	27	19	30	33	2	51	36	4.96	0.001

*AMT* : moyen arithmétique des titres des anticorps, *GMT* : moyen géométriques du titre, *CV* : coefficient de variation.

**1.5.1. Pour les AOM** « anticorps d'origine maternel » tous les sérums sont positifs et la moyenne des titres des anticorps des poussins venus récemment du couvoir ( $AMT=4831$ ) est plus élevé par rapport à la Baseline des moyennes des titres de laboratoire « 1500-4000 » ce qui explique, un profile sérologique compatible avec le programme de vaccination des parentaux, et possibilité d'être que ces derniers sont jeunes ce que lui donne la faculté de produire more des anticorps ,avec aussi un bon coefficient de variation « $CV=61\%$  » c'est-à-dire homogénéité bonne en terme de réponse immunitaire vis-à-vis le vaccin administré.

### 1.5.2. Pour les anticorps poste vaccinal

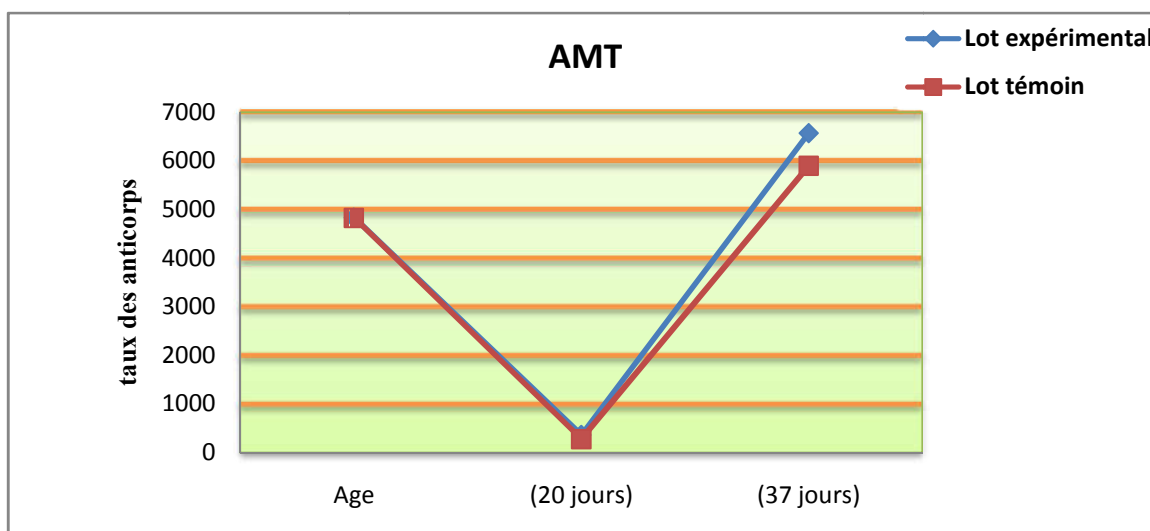
Le cheptel a été vacciné par un vaccin type humain complexe au premier jour par une injection sous cutanée à raison de 0.1ml/poussin, pour tous les sujets des deux bâtiments « expérimental et témoin » et le statut sérologique attendu est comme suit :

- A la fin de la phase de démarrage : on a remarqué que la moyenne des titres des anticorps des deux bâtiments est inférieure au seuil de positivité «cut-off=875 »figure(25) c'est à dire un score sérologique négatif, avec une supériorité légère de la moyenne des anticorps de celle des répétitions du lot expérimental «  $AMT=370$  » contre «  $AMT=281.25$  »du lot témoin.

La moyenne de coefficient de variation des répétitions du bâtiment expérimental  $CV=101.25\%$  contre  $CV=87\%$  des répétitions du bâtiment témoin, est besoin d'amélioration.

- A la fin de la phase de croissance, la valeur moyenne du  $CV=26.5\%$  des répétitions du lot expérimental est bonne, par rapport au  $CV=35.5\%$  du lot témoin, c'est à dire uniformité

excellente et la moyenne arithmétique des titres des 4 répétitions est assez élevée AMT=6569.25 par rapport au lot témoin AMT=5901.25 et par rapport à la Baseline du laboratoire (Id.vet, France)« 1500-4000 ».



**Figure 25:** Courbe de la cinétique des AOM et anticorps poste vaccinal en fonction d'ajout ou non de probiotique dans l'eau de boisson.

### 1.6. Dénombrement de la flore intestinale de lactobacilles et E coli

Les dilutions de  $10^{-1}$ ,  $10^{-2}$ ,  $10^{-3}$  sont indénombrables c'est pour cela que nous avons directement commencé par  $10^{-4}$  Jusqu'à  $10^{-9}$ . Les premiers tests préliminaires étaient pratiquement peu concluants surtout pour les cultures de *Lactobacillus* faute de la microaérophile avec l'utilisation de jarre à CO<sub>2</sub> qui donnait parfois des résultats négatifs et beaucoup de contaminants par des champignons, nous avons corrigé les tests par l'utilisation du TWEEN 80 et parfois l'acidification du MRS.

Pour les lots de 37 jours nous avons utilisé l'étuve à CO<sub>2</sub> de la maternité, et pour la culture de *E.coli* nous avons utilisé en premier lieu le DCLS à la place du Mc ConKey c'est pour cela que les résultats étaient beaucoup plus performant pour les témoins.

Les résultats mentionnés sur les « tableaux 32 et 33 » indiquent la charge bactérienne des deux populations bactériennes au niveau de jéjunum iléon, les poulets non supplémentés en *lactobacillus acidophilus* ont un nombre de *lactobacilles* significativement plus élevé que celui trouvé chez les animaux supplémentés  $p=0.005$  et ce quelque soit la phase démarrage ou croissance auquel s'effectue la mesure, et le contraire pour la flore de *E.coli*.

La signification des différents facteurs utilisés en interprétation statistique :

**Facteur dose de probiotique** : soit ajout ou non de *Lactobacillus acidophilus*; à raison de 50ml/sujet/semaine, du 1<sup>er</sup> jour à la fin de la bande. **Facteur Flore** : il y a deux flores

étudiées : lactobacillaire et colibacillaire. **DDL** : degré de liberté : S'il y a une dose et deux flores, 1-2 c'est-à-dire le DDL est de 1. **Facteur TEST** : c'est le nombre de répétition du dénombrement c'est-à-dire 5, le DDL est de 4.

**Tableau 32:** Nombre de lactobacilles et *E. coli* mesurés au niveau de jéjunum iléon, à l'âge de 20 jrs avec un régime alimentaire supplémenté par lactobacillus acidophilus .

Lactobacillus acidophilus(MRS)	10 <sup>-7</sup>	10 <sup>-8</sup>	10 <sup>-9</sup>	COMPTAGE	<i>E. coli</i> (Mc.Conkey)	10 <sup>-7</sup>	10 <sup>-8</sup>	10 <sup>-9</sup>	COMPTAGE
<b>Répétition 1</b>					<b>Répétition 1</b>				
EXP .1	17	0	0	1.22X10 <sup>5</sup>	EXP.1	156	33	0	2.78X10 <sup>5</sup> ±0.34
EXP .2	0	0	0	PN	EXP .2	28	2	0	0.1X10 <sup>5</sup> ±0.53
EXP 3				1.29 X10 <sup>5</sup>	EXP .3	75	30	2	0.177 X10 <sup>5</sup> ±0.71
EXP .4	79	28	17	2 X10 <sup>6</sup>	EXP .4	0	0	0	6. X10 <sup>5</sup> ±0.35
EXP .5	41	24	0	1.73 X10 <sup>6</sup>	EXP .5	16	7	0	0.161X10 <sup>5</sup> ±0.47
TEM.1	0	0	0	4.7 X10 <sup>3</sup>	TEM.1	14	8	0	1.35X10 <sup>5</sup> ±0.19
TEM.2	9	0	0	PN	TEM.2	4	0	0	1.5X10 <sup>5</sup> ±0.65
TEM.3	1	0	0	4.9 X10 <sup>3</sup>	TEM.3	67	32	24	1.8X10 <sup>5</sup> ±0.22
TEM.4	12	0	0	2 X10 <sup>5</sup>	TEM.4	222	138	56	222 X10 <sup>5</sup> ±0.77
TEM.5	0	0	0	8.5 X10 <sup>3</sup>	TEM.5	41	29	7	0.21X10 <sup>5</sup> ±0.39
<b>Répétition 2</b>					<b>Répétition 2</b>				
EXP .1	169	38	11	1.69X10 <sup>7</sup>	EXP.1	5	0	0	0.32X10 <sup>6</sup> ±0.15
EXP .2	99	62	0	1.54 X10 <sup>6</sup>	EXP.2	121	54	6	1.8X10 <sup>6</sup> ±0.33
EXP .3	22	4	0	2.65 X10 <sup>5</sup>	EXP.3	101	61	15	0.186X10 <sup>6</sup> ±0.27
EXP .4	20	0	0	2.2 X10 <sup>4</sup>	EXP.4	83	36	10	1.51X10 <sup>6</sup> ±0.59
EXP .5	85	27	2	2.07 X10 <sup>5</sup>	EXP.5	91	25	0	1.2X10 <sup>6</sup> ±0.25
TEM.1	89	39	12	1.5 X10 <sup>6</sup>	TEM.1	143	37	13	14.3 X10 <sup>6</sup> ±0.87
TEM.2	27	20	7	1.7 X10 <sup>5</sup>	TEM.2	129	49	2	2.76 X10 <sup>6</sup> ±0.48
TEM.3	44	4	0	2 X10 <sup>4</sup>	TEM.3	202	58	19	2.49 X10 <sup>6</sup> ±0.21
TEM.4	47	13	2	2 X10 <sup>5</sup>	TEM.4	242	165	63	2.5 X10 <sup>6</sup> ±0.43
TEM.5	2	0	0	2.34 X10 <sup>4</sup>	TEM.5	48	9	0	1.4X10 <sup>6</sup> ±0.74
<b>Répétition 3</b>					<b>Répétition 3</b>				
EXP .1	30	13	3	8.7 X10 <sup>5</sup>	EXP.1	120	41	2	12 X10 <sup>6</sup> ±0.3
EXP .2	0	0	0	PN	EXP.2	248	52	16	24.8 X10 <sup>6</sup> ±0.2
EXP .3	193	81	4	1.93 X10 <sup>7</sup>	EXP.3	2	0	0	0.6 X10 <sup>6</sup> ±0.24
EXP .4	76	8	0	1.4 X10 <sup>6</sup>	EXP.4	25	12	0	0.76 X10 <sup>6</sup> ±0.32
EXP .5	0	0	0	7.5 X10 <sup>4</sup>	EXP.5	19	0	0	0.48 X10 <sup>6</sup> ±0.11
TEM.1	21	2	0	1.2 X10 <sup>4</sup>	TEM.1	236	120	15	23.6 X10 <sup>6</sup> ±0.13
TEM.2	0	0	0	5.3 X10 <sup>4</sup>	TEM.2	266	187	45	26.6 X10 <sup>6</sup> ±0.37
TEM.3	75	37	18	2.01X10 <sup>5</sup>	TEM.3	135	29	1	15 X10 <sup>6</sup> ±0.75
TEM.4	0	0	0	PN	TEM.4	72	36	17	0.2 X10 <sup>6</sup> ±0.51
TEM.5	1	0	0	3.5 X10 <sup>4</sup>	TEM.5	30	18	0	5 X10 <sup>6</sup> ±0.4
<b>Répétition 4</b>					<b>Répétition 4</b>				
EXP .1	12	0	0	2.7 X10 <sup>6</sup>	EXP.1	10	0	0	0.145 X10 <sup>6</sup> ±0.81
EXP .2	31	18	6	4.4 X10 <sup>7</sup>	EXP.2	39	33	21	1.7 X10 <sup>6</sup> ±0.38
EXP .3	139	28	2	2.6 X10 <sup>7</sup>	EXP.3	4	0	0	0.126 X10 <sup>6</sup> ±0.63
EXP .4	0	0	0	6.7 X10 <sup>4</sup>	EXP.4	17	3	0	0.18 X10 <sup>6</sup> ±0.17
EXP .5	187	32	0	2.55 X10 <sup>7</sup>	EXP.5	186	81	24	2.75 X10 <sup>6</sup> ±0.37
TEM.1	56	21	3	2.7 X10 <sup>5</sup>	TEM.1	13	0	0	0.23X10 <sup>6</sup> ±0.21
TEM.2	11	0	0	2.33 X10 <sup>4</sup>	TEM.2	212	198	75	21.2 X10 <sup>6</sup> ±0.5
TEM.3	0	0	0	6.7 X10 <sup>4</sup>	TEM.3	267	67	32	26.7 X10 <sup>6</sup> ±0.66
TEM.4	0	0	0	PN	TEM.4	237	42	1	23.7 X10 <sup>6</sup> ±0.38
TEM.5	78	27	3	26.2 X10 <sup>5</sup>	TEM.5	178	37	3	2.06 X10 <sup>6</sup> ±0.12

**Tableau 33:** Nombre de lactobacilles et *E.coli* mesurés au niveau de jéjunum iléon, à l'âge de 37 avec un régime alimentaire non supplémenté par lactobacillus acidophilus .

Lactobacillus acidophilus(MRS)	10 <sup>-7</sup>	10 <sup>-8</sup>	10 <sup>-9</sup>	COMPTAGE	<i>E. coli</i> (Mc.Conkey)	10 <sup>-7</sup>	10 <sup>-8</sup>	10 <sup>-9</sup>	COMPTAGE
<b>Répétition 1</b>					<b>Répétition 1</b>				
EXP.1	154	68	21	1.54X10 <sup>7</sup> ±0.4	EXP.1	59	4	0	2.48 X10 <sup>6</sup> ±0.74
EXP.2	0	0	0	2.8X10 <sup>4</sup> ±0.67	EXP.2	267	174	69	2.67X10 <sup>7</sup> ±0.28
EXP.3	3/187	0/69	0/23	2.49X10 <sup>4</sup> ±0.27	EXP.3	142	26	11	2.1 X10 <sup>6</sup> ±0.75
EXP.4	13	0	0	5.7X10 <sup>5</sup> ±0.28	EXP.4	237	126	18	2.37X10 <sup>7</sup> ±0.2
EXP.5	0	0	0	5.1X10 <sup>4</sup> ±0.53	EXP.5	0	0	0	1.7 X10 <sup>4</sup> ±0.39
TEM.1	1/182	0/56	0/16	1.07 X10 <sup>4</sup> ±0.65	TEM.1	27	12	3	2.5 X10 <sup>5</sup> ±0.44
TEM.2	28	10	0	8.3 X10 <sup>4</sup> ±0.56	TEM.2	156	110	50	2 X10 <sup>6</sup> ±0.15
TEM.3	114	62	4	1.6 X10 <sup>6</sup> ±0.43	TEM.3	0	0	0	2.3 X10 <sup>4</sup> ±0.34
TEM.4	0	0	0	1.5 X10 <sup>4</sup> ±0.51	TEM.4	17	2	0	8 X10 <sup>5</sup> ±0.31
TEM.5	39/0	12/0	8/0	8.6 X10 <sup>5</sup> ±0.38	TEM.5	176	61	10	2.78 X10 <sup>6</sup> ±0.29
<b>Répétition 2</b>					<b>Répétition 2</b>				
EXP.1	126/0	73/0	34/0	2.89X10 <sup>5</sup> ±0.86	EXP.1	0/234	0/200	0/123	1.8 X10 <sup>4</sup> ±0.66
EXP.2	0	0	0	3.2 X10 <sup>4</sup> ±0.53	EXP.2	287	170	65	2.87 X10 <sup>7</sup> ±0.53
EXP.3	0	0	0	2X10 <sup>4</sup> ±0.46	EXP.3	0/7	0/0	0/0	2.4 X10 <sup>4</sup> ±0.3
EXP.4	0	0	0	1.79 X10 <sup>4</sup> ±0.42	EXP.4	0/4	0/0	0/0	1.9 X10 <sup>4</sup> ±0.25
EXP.5	0	0	0	8.0 X10 <sup>4</sup> ±0.37	EXP.5	0	0	0	1.23 X10 <sup>5</sup> ±0.42
TEM.1	102/0	58/0	15/0	2.61 X10 <sup>5</sup> ±0.72	TEM.1	0	0	0	PN
TEM.2	17/167	1/123	0/90	7.7 X10 <sup>4</sup> ±0.6	TEM.2	145	36	17	2 X10 <sup>6</sup> ±0.28
TEM.3	19/157	4/100	0/43	1.01X10 <sup>4</sup> ±0.32	TEM.3	32	19	0	8.5 X10 <sup>6</sup> ±0.61
TEM.4	0/0	0/0	0/0	5 X10 <sup>4</sup> ±0.68	TEM.4	5/131	0/64	0/20	1.56 X10 <sup>4</sup> ±0.34
TEM.5	0	0	0	5.4 X10 <sup>4</sup> ±0.46	TEM.5	12/282	0/199	0/71	1.12 X10 <sup>4</sup> ±0.84
<b>Répétition 3</b>					<b>Répétition 3</b>				
EXP.1	267	152	65	2.67 X10 <sup>7</sup> ±0.42	EXP.1	0	0	0	1.14 X10 <sup>4</sup> ±0.58
EXP.2	2	0	0	3.8 X10 <sup>5</sup> ±0.76	EXP.2	0/155	0/32	0/10	6 X10 <sup>4</sup> ±0.71
EXP.3	1	0	0	1. X10 <sup>6</sup> ±0.35	EXP.3	128	47	4	1.9 X10 <sup>6</sup> ±0.64
EXP.4	240	111	58	2.4 X10 <sup>7</sup> ±0.29	EXP.4	0/0	0/0	0/200-	PN
EXP.5	94	51	23	2.98 X10 <sup>5</sup> ±0.57	EXP.5	7	0	0	1.5 X10 <sup>5</sup> ±0.78
TEM.1	175	70	13	1.75 X10 <sup>7</sup> ±0.59	EXP.1	100	44	21	1.2 X10 <sup>6</sup> ±0.52
TEM.2	116	39	6	1.16 X10 <sup>7</sup> ±0.22	EXP.2	0	0	0	1.63 X10 <sup>4</sup> ±0.37
TEM.3	8	0	0	1.24 X10 <sup>5</sup> ±0.12	EXP.3	1	0	0	2 X10 <sup>5</sup> ±0.59
TEM.4	159	84	31	1.59 X10 <sup>7</sup> ±0.37	EXP.4	0	0	0	PN
TEM.5	19	0	0	2.8 X10 <sup>5</sup> ±0.49	EXP.5	0	0	0	2.3 X10 <sup>4</sup> ±0.45
<b>Répétition 4</b>					<b>Répétition 4</b>				
EXP.1	0	0	0	1.1 X10 <sup>4</sup> ±0.65	EXP.1	131	108	43	1.31 X10 <sup>7</sup> ±0.67
EXP.2	0	0	0	1.63 X10 <sup>4</sup> ±0.43	EXP.2	0/167	0/101	0/71	PN
EXP.3	1	0	0	7.7 X10 <sup>4</sup> ±0.32	EXP.3	0	0	0	2.8 X10 <sup>4</sup> ±0.97
EXP.4	0	0	0	1.40 X10 <sup>4</sup> ±0.19	EXP.4	0	0	0	1 X10 <sup>4</sup> ±0.27
EXP.5	0	0	0	7.0 X10 <sup>4</sup> ±0.44	EXP.5	23	9	0	3 X10 <sup>6</sup> ±0.5
TEM.1	221	154	89	2.5 X10 <sup>6</sup> ±0.87	TEM.1	189	61	12	1.89 X10 <sup>7</sup> ±0.12
TEM.2	4	0	0	1.22 X10 <sup>5</sup> ±0.23	TEM.2	0	0	0	PN
TEM.3	0	0	0	1.04 X10 <sup>5</sup> ±0.54	TEM.3	259	48	30	2.59 X10 <sup>7</sup> ±0.39
TEM.4	0	0	0	5.6 X10 <sup>4</sup> ±0.12	TEM.4	0	0	0	5.2x10 <sup>4</sup> ±0.32
TEM.5	0	0	0	1.06 X10 <sup>5</sup> ± 0.74	TEM.5	0	0	0	2,96x10 <sup>5</sup> ± 0.54

PN : peu nombreux.

✚ Le calcul d'UFC se fait ainsi selon la formule suivante :  $UFC=N*F/V$

Avec : V=volume de dilution ; N=nombre de colonies ; F=facteur de dilution.

### 1.6.1. ESSAI D'INTERPRETATION DES RESULTATS «TEST ANNOVA»

L'analyse de la variance (ANOVA) présentée dans le tableau (34) révèle les effets de différents facteurs analysés (dose de probiotique, nombre de la flore, test) et leurs interactions sur la réponse mesurée. Les résultats montrent que ni le probiotique administrée de *L. acidophilus* ( $F = 0.624$ ,  $p = 0.431$ ) ni la flore bactérienne analysée (bactéries lactiques et *E. coli*) ( $F = 2.234$ ,  $p = 0.137$ ) n'ont d'effets statistiquement significatifs en tant que facteurs individuels, tout comme les différents tests ( $F = 0.610$ ,  $p = 0.656$ ) et l'interaction probiotique flore ( $F = 0.054$ ,  $p = 0.817$ ). En revanche l'interaction entre le probiotique et les tests ( $F = 2.214$ ,  $p = 0.070$ ) ainsi que celle entre la flore et les tests ( $F = 3.125$ ,  $p = 0.017$ ) montrent des valeurs proches ou en dessous du seuil de signification typique de 0,05, indiquant des interactions potentiellement significatives. Ces résultats suggèrent que, bien que les effets individuels de la dose de probiotique et de la flore ne soient pas significatifs, leurs interactions avec les tests peuvent avoir un impact notable sur la variable de réponse, nécessitant ainsi une exploration plus approfondie pour mieux comprendre ces effets combinés.

Pour le « *Lactobacillus acidophilus* » administré chaque 7 jours, et les tests effectués, indique que le probiotique ( $F = 0.222$ ,  $p = 0.639$ ) n'a pas d'effet statistiquement significatif sur la charge lactiques des poulets. Cependant, les variations entre les différents tests ( $F = 4.077$ ,  $p = 0.005$ ) et l'interaction entre le probiotique et les tests ( $F = 5.983$ ,  $p < 0.001$ ) sont statistiquement significatives. Ces résultats suggèrent que, bien que l'ajout de probiotique ne produise pas d'effet notable par elle-même, les différents tests et l'interaction entre le probiotique et les tests influencent de manière significative la charges des bactéries lactiques digestives. L'interaction significative entre l'ajout de probiotique et les tests indique que l'effet de probiotique dépend des conditions spécifiques des tests, soulignant l'importance de considérer ces facteurs combinés dans l'évaluation des effets des probiotiques.

L'analyse de la variance pour les deux phases d'élevages montre que ni l'ajout de probiotique ( $F = 0.479$ ,  $p = 0.491$ ) ni les différents tests ( $F = 0.808$ ,  $p = 0.524$ ) n'ont d'effets statistiquement significatifs sur la charge de *E.coli*. Cependant, l'interaction entre le probiotique et les tests ( $F = 2.473$ ,  $p = 0.05$ ) atteint le seuil de signification statistique ( $p = 0.05$ ), indiquant que l'effet de probiotique varie en fonction des tests effectués. Ces résultats suggèrent que bien que le probiotiques et les tests individuels n'aient pas d'effets significatifs, leur interaction est importante, ce qui implique que la réponse au probiotique sur la charge d'*Escherichia coli* dépend des conditions spécifiques des tests. Cette interaction significative souligne la nécessité d'examiner comment les différents contextes de test peuvent moduler l'efficacité des probiotiques.

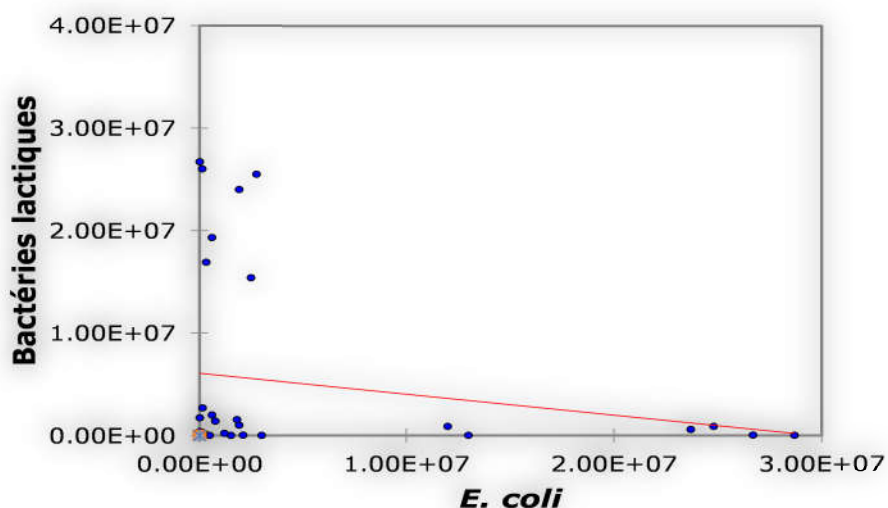
**Tableau 34:**Récapitulatif d'essai d'interprétation des résultats lors d'ajout ou non du probiotique sur les paramètres mesurées.

ANOVA totale						
Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr >F	Signification
Prob	1	4.26E+13	4.26E +13	0.624	0.431	NS
Flore	1	1.52E+14	1.52E+14	2.234	0.137	NS
Test	4	1.66E+14	4.16E+13	0.610	0.656	NS
Prob*Flore	1	3.68E+12	3.68E+12	0.054	0.817	NS
Prob*Test	4	6.04E+14	1.51E+14	2.214	<b>0.070</b>	**
Flore*Test	4	8.53E+14	2.13E+14	3.125	<b>0.017</b>	**
ANOVA bactéries lactiques						
Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr >F	Signification
Prob	1	1.06E+13	1.06E+13	0.222	0.639	NS
Test	4	7.79E+14	1.95E+14	4.077	<b>0.005</b>	***
Prob*Test	4	1.14E+15	2.86E+14	5.983	<b>0.000</b>	***
ANOVA E. coli						
Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr >F	Signification
Prob	1	3.57E+13	3.57E+13	0.479	0.491	NS
Test	4	2.40E+14	6.01E+13	0.808	0.524	NS
Prob*Test	4	7.36E+14	1.84E+14	2.473	<b>0.05</b>	*

\*légèrement significatif;\*\*moyennement significatif;\*\*\*très significatif ; NS non significatif

### 1.6.2. TEST DE CORRELATION DE PEARSON

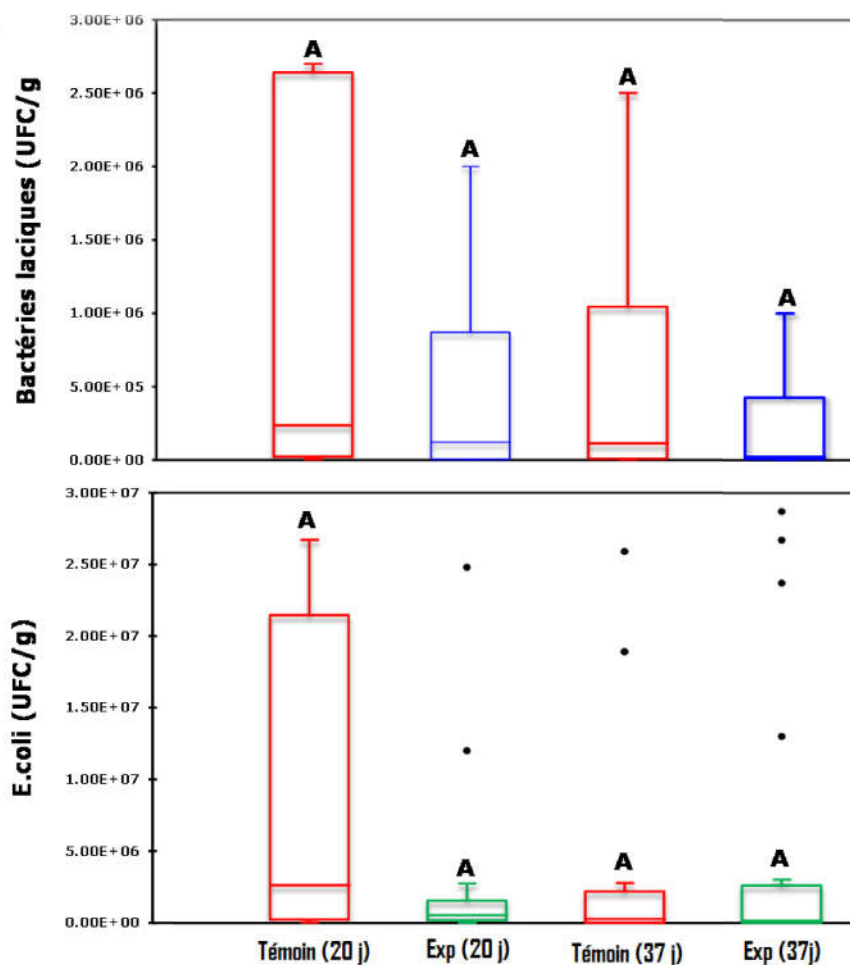
D'après le graphique de corrélation de Pearson figure(26) entre les deux facteurs étudiés (Flore lactique totale et *E. coli*) en fonction de probiotique (*L. acidophilus*) administré, il existe une corrélation négative. Cette corrélation est illustrée par une courbe descendante qui va presque de la moitié de l'axe des *B. lactique* vers le bas de l'axe des abscisses des *E. coli*. Cela indique que la prolifération des *Lactobacillus* au sein du microbiote intestinal se traduit automatiquement par une diminution des *E. coli* dans le même microbiote.



**Figure 26:** Corrélation entre les *Bactéries Lactiques* et *E. coli* après ajout de *lactobacillus acidophilus* dans l'eau de boisson.

### 1.6.3. ANALYSE DE LA CHARGE BACTERIENNE

Le graphique(27) présente deux diagrammes en boîte illustrant la charge de bactéries lactiques et de *E. coli* (en UFC/g) dans différents groupes : Témoins et traités.



**Figure 27:** Box Plots montrent les interactions entre les facteurs flores (*Lactobacillus acidophilus* et *E. coli*) et probiotique.

Pour les bactéries lactiques, bien que les valeurs montrent une large dispersion dans tous les groupes, la comparaison des moyennes indiquent qu'il n'y a pas de différence significative entre les groupes, suggérant que les doses administrées n'ont pas eu d'effet notable sur la concentration de bactéries lactiques. Concernant *E. coli*, le groupe témoin montre une dispersion significative avec des valeurs élevées, tandis que les groupes traités avec les doses de probiotique administrée chaque semaine présentent des concentrations nettement plus faibles. Cependant, l'analyse des comparaisons des moyennes indiquent également qu'il n'y a pas de différence statistiquement significative entre les groupes pour *E. coli*.

Visuellement, il semble y avoir une tendance à la diminution des *E. coli* dans les groupes traités, ce qui pourrait indiquer un effet inhibiteur potentiel des *Lactobacillus* sur *E. coli*, bien que cela nécessite des études supplémentaires pour être confirmé. La prolifération de

probiotique administrée aux poules de chair (fin phase de croissance) montre que les *Lactobacillus* n'ont pas proliféré par rapport aux témoins (1E UFC / 0.5 E UFC), mais ont eu le temps d'inhiber les *E. coli*. En revanche, les témoins n'ont pas eu suffisamment de temps pour se développer, ce qui explique pourquoi les concentrations d'*E. coli* dans les témoins sont presque équivalentes à celles des groupes traités surtout à la phase fin croissance.

## 2. DISCUSSION

Pour soutenir la production chez le poulet, même dans des conditions d'élevage normales, il était d'usage d'utiliser des antibiotiques comme promoteurs de croissance, mais avec l'émergence des problèmes d'antibiorésistance il fallait chercher des solutions alternatives parmi lesquelles figure l'emploi des probiotiques «des microorganismes vivants», qui lorsque donnés en nombre suffisant exercent un effet bénéfique sur l'hôte (Afric, 1989).

Les probiotiques jouent également un rôle dans le maintien de l'équilibre de la flore intestinale, et par cet effet améliore l'utilisation des nutriments, exclut les germes pathogènes par compétition et par la production de nombreuses substances tels que les acides organiques, l'hydrogène peroxyde, les bactériocines et autres. L'objectif est d'atteindre un stade d'équilibre entre la physiologie de flore intestinale et celle de la muqueuse du tube digestif, donc sa fonction. Cet équilibre est fondamental pour le maintien de la santé et la performance de l'hôte (Celi *et al.*,2017), et qui est le résultat de l'amélioration de la digestion et de l'absorption (Chen *et al.*,2009 ; Manafi, *et al.*,2017) , cet équilibre améliore aussi l'indice de conversion (Bhogoju *et al.*,2021; Zaghari *et al.*,2020).

Contrairement aux plusieurs expérimentations qui ont été faites visant l'incorporation des probiotiques une seule fois surtout au démarrage, dans l'eau de boisson, à cause de la cherté du produit et le stress de surmanipulation du cheptel surtout dans les élevages classiques et de l'indication de la notice parfois , nos résultats montrent que l'ajout des probiotiques tout au long de la période d'élevage «chaque 7 jours» est fortement conseillé surtout lors d'utilisation des antibiotiques qui ont un impact sur le microbiote digestif ,comme le cas de notre expérimentation ,où on a utilisé deux antibiotiques ,l'enrofloxacin pour traiter ou prévenir les Omphalites à j4, j5 et j6, comme on a utilisé la tylosine contre les Mycoplasmes à j25,j26 et j27 ,et les anti coccidiens durant tout le cycle de production ,sauf la période de retrait .Bien que l'enrofloxacin soit plus ciblé contre les bactéries Gram-négatives, il peut également affecter certaines espèces de *Lactobacillus*, qui sont des bactéries Gram positives.

La tylosine, un antibiotique, peut affecter la diversité et la quantité des *Lactobacillus* dans le microbiote intestinal des poulets de chair. Elle pourrait réduire leur nombre en altérant leur environnement ou en favorisant des bactéries résistantes.

L'impact des anticoccidiens sur les *Lactobacillus* dans le microbiote intestinal des

poulets de chair est un domaine complexe et encore en cours d'étude, les effets peuvent être variables. Une diminution de ces bactéries peut compromettre la fonction de barrière intestinale, augmenter la susceptibilité aux germes pathogènes. Une utilisation des antibiotiques à court terme 3-4 jours peut inclure des troubles digestifs et une altération du métabolisme, mais à l'arrêt du traitement, le microbiote intestinal peut se rétablir.

Généralement une gestion prudente de l'utilisation des antibiotiques et des anticoccidiens avec des stratégies de soutien du microbiote par l'ajout de probiotique peuvent aider à atténuer ces impacts et minimiser les perturbations de la flore intestinale avec réduction de manipulation du cheptel et moins de stress et d'antibiotiques.

### 2.1. Effet sur les performances de croissance

Les performances de croissance du poulet de chair sont améliorées en utilisant une ou plusieurs souches de *Lactobacillus spp.* (Gao *et al.*, 2017). La supplémentation en jus du rumen lyophilisé augmente le poids des poulets de chair et améliore la conversion (Kuçukersan *et al.*, 2002).

Durant la phase de démarrage, les résultats montrent que les performances de croissance réalisées par les répétitions du lot expérimental « poids moyen=716.6 g », sont presque similaires entre eux, avec une infériorité observée chez le groupe 1, mais bon et supérieurs par rapport au témoin 673.75 g qui subit un retard de croissance significatif «  $p < 0,01$  » qui a été observé chez les poussins. De même, le GMQ le plus élevé a été réalisé par les groupes 2 et 3 du lot à probiotique « 34.5g/j » à l'opposé du groupe 4 « 33.25g/j » du lot témoin. On peut néanmoins, déduire que à la phase de démarrage, les jeunes poussins se sont révélés sensibles légèrement à l'addition des probiotiques dans l'eau de boisson en comparaison avec le poids standard de la souche à cette âge « =928g démarré avec 44g ». le même résultat obtenue par Wang *et al.*, (2016) qui montre une augmentation importante du gain de poids lors d'utilisation de ce probiotique.

Durant la phase de croissance, les groupes recevant le probiotique ont poursuivi leurs croissances d'une manière accélérées avec une supériorité significative «  $p < 0.01$  » marqué pour la répétition 4 « 2514g » à l'encontre de « 2364g » pour les répétitions 2 et 4 du lot témoin. Cela serait probablement dû à la bonne assimilation et l'utilisation des nutriments. Ainsi que les meilleures performances ont été obtenues par les sujets supplémentés par le probiotique avec un poids moyen de 2409.5 g qui proche de standard 2022 de la souche avec « 2486g » et un GMQ moyen de 99.69g/j, qui dépasse légèrement le standard « 99g/j », suivi par 2291.25g poids moyen et 95.14g/j de GMQ pour le témoin.

Ces résultats sont similaires à celle de (Bedford, 2000) qui a rapporté qu'une amélioration de la prise de poids pourrait être associée avec la capacité des probiotiques à

sécréter des enzymes telles que l'amylase, la protéase et la lipase, qui pourraient améliorer le taux de digestion des nutriments, et qui contribuent à la digestion de l'amidon, des graisses et des protéines. Ainsi, une disponibilité accrue des nutriments peut entraîner une amélioration du poids vif et GMQ du poulet de chair.

Manafi *et al.*, 2017 ont prouvés aussi que l'utilisation de différentes souches de *Bacillus subtilis* seule ou en combinaison avec *Enterococcus faecium* ont amélioré significativement les performances de croissance de poulet de chair et de poules pondeuses

En conséquence, l'incorporation de probiotique dans l'eau de boisson à augmenter les performances de production de poulet de chair malgré le poids de démarrage très réduit.

## **2.2. Effet sur l'ingéré alimentaire et l'indice de conversion**

La santé intestinale va de paire avec la santé de l'hôte et donc ses performances, il est donc primordial d'assurer une relation symbiotique entre la flore et la fonction intestinale, cette relation harmonieuse entre ces deux entités permettra de maintenir le bien être et la performance, en assurant une digestion et une absorption optimales, une bonne réponse immunitaire avec une intégrité de la muqueuse intestinale et un bon fonctionnement neuroendocrinien et moteur (Celi *et al.*, 2017), et donc une conversion optimale des nutriments.

Avec l'interdiction de l'utilisation des antibiotiques comme promoteur de croissance, suivi par la chute de performances, l'industrie aviaire a vu aussi l'émergence de certaines pathologies telle l'entérite nécrotique, l'utilisation de *Bacillus subtilis* a permis d'améliorer la flore digestive des volailles ayant des problèmes d'entérite nécrotique (Whelan *et al.*, 2019), ce qui à l'évidence a eu un effet positif sur la santé digestive de l'hôte et par conséquentes sur sa santé en général et donc sur ses performances, dans le même contexte M'Sadeq *et al.*, (2015) affirment que la supplémentation de poulet de chair, par des probiotiques peuvent améliorer les performances de croissance, et contrôler des maladies telles les salmonelloses, l'entérite nécrotique et la coccidiose.

Dans notre présent essai on a observé une amélioration de l'indice de conversion, avec un taux de mortalité moindre et du gain de poids important par rapport au lot témoin. Il est intéressant de signaler que durant la phase de démarrage, l'ingéré alimentaire est presque identique pour les deux lots, avec une valeur de « QI=946.97g » pour l'expérimental et « 937.64 g » pour le témoin, ces deux valeurs sont inférieure à la valeur standard de la souche « 1057 g ». Il apparaît que le lot ayant reçu une dose de symbiotique se révéla le plus sensible aux variations de l'ingéré alimentaire, cependant, cette légère augmentation de l'ingéré alimentaire corrélée aux poids corporels réalisés, ont participé à l'amélioration de l'indice de conversion du lot traité par rapport au témoin. De même, certains scientifiques ont

observé que la consommation alimentaire n'était pas affectés par la supplémentation en probiotiques (Sohail *et coll.*, 2012) en phase de démarrage.

Palamidi *et al.*, 2016 ont montré que l'addition de *Lactobacillus reuteri*, *Bifidobacterium licheniformis* et *B.subtilis* ont améliorés le gain de poids et l'indice de conversion chez le poulet de chair . Et même chose par l'utilisation de multiples souches de probiotiques (*E.faecium*, *Bifidobacterium animals*, *Pediococcus acidilactici*, *L.reuteri*, et *L.salivarius*) (Bhogoju *et al.*, 2021).

En ce qui concerne la phase de croissance, on constate une augmentation modérée de la quantité ingérée du lot expérimental « 2616 g » par rapport au témoin « 2510 g » et par rapport à l'ingéré standard de la souche « 2554 g ». Par conséquent la conversion alimentaire du groupe 4 du lot expérimental a été baissée considérablement soit 1.434 par rapport aux autres répétitions et compris les groupes du lot témoin. Nous pouvons avancer que la supplémentations du probiotique c'est avérée très bénéfique pour les poulets de chair en phase de croissance. Avec respectivement les indices de conversions ; 1.496 lot expérimental contre 1.517 lot non traité face à 1.639 pour le standard.

Khalid *et al.*, 2021 prouvent qu'une amélioration de la digestion et de la population microbienne caecale ont été observée chez le poulet de chair supplémentés en probiotiques.

Les poulets supplémentés avec *B. subtilis* ont montré une meilleure digestibilité de la protéine brute (Khalique *et al.*, 2020). L'activité des amylases est également améliorée en présence des *Lactobacillus*. (Jin *et al.*, 2000).

Nous pouvons conclure que les quantités ingérées totales évoluent proportionnellement avec l'ajout de probiotique et par conséquent les indices de conversion alimentaires ont été influencés positivement par cette ajout suite à l'augmentation modérée de l'ingéré alimentaire et aux bons poids finaux obtenus.

### **2.3. Effet sur l'immunité**

#### **2.3.1. Sur la mortalité et la morbidité**

Concernant le taux de mortalité enregistrés durant notre expérimentation, les résultats démontrent que la supplémentations en *lactobacillus acidophilus*, entraine une baisse de la mortalité lorsqu'ils ont introduits à la dose recommandée, et à la procédure correcte, cette baisse est probablement due à l'amélioration de la résistance immunitaire des oiseaux avec absence de toute altération de tube digestif qui conduit à des lésions mortelles.

En période de démarrage on a remarqué que la moyenne du taux de mortalité est de l'ordre de 1.36% pour le lot traité contre 1.275% pour le témoin, par contre en phase de croissance la mortalité est atteint 2.75% du lot expérimental contre 3.79% du lot témoin.

Avec une moyenne globale durant le cycle de production de (4.04% lot supplémenté) versus ( $\approx$ 5% non supplémenté).

Notre résultat est en accord avec celle de (Temim *et al.*, 2009) qui ont montré que l'addition du probiotique a permis de réduire de moitié le taux de mortalité des poulets à 49 jours d'âge .

Galdeano *et al.*, (2019) expliquent que les probiotiques combattent les bactéries pathogènes et empêchent leurs attachement au mucus, puisqu'ils peuvent s'attacher à la paroi et la muqueuse et aident à ajuster la réponse immunitaire par l'hôte. Ils peuvent aussi entraver la progression des bactéries pathogènes, comme ils sont capables de produire des substances antimicrobiennes telles que les acides gras volatiles, l'hydrogène peroxyde et les bactériocines ce qui renforce la résistance de l'hôte au pathogène (Plaza-Diaz *et al.*, 2020).

Certaines bactéries, comme les lactobacilles, produisent des substances antimicrobiennes appelées bactériocines qui ont un large spectre d'activité. Ainsi la réutérine secrétée par *L. reuteri* est efficace contre les salmonelles, les coliformes et les campylobacters (Van Immerseel *et al.*, 2003).

L'administration de probiotique a conduit à une élévation du niveau des immunoglobulines telles que les immunoglobulines M et A, en même temps qu'une élévation de la capacité antioxydant du sérum (Wang *et al.*, 2018), par la lutte contre les radicaux libres et le stress oxydatif cellulaire.

D'après Walker. (2008) les bactéries qui interagissent avec la muqueuse gastro-intestinale peuvent interagir avec la muqueuse et les éléments lymphoïdes de la muqueuse pour stimuler les défenses de l'intestin. *E.faecium* a amélioré la production des immunoglobulines A chez la poule pondeuse (Beirão *et al.*, 2018).

En ce qui concerne la morbidité on a remarqué un taux moyen globale de morbidité plus important dans les répétitions supplémentées en *lactobacillus acidophilus* par apport aux témoins, (2.385% supplémenté) versus (1.815% non supplémenté) , avec un pic de 2.58 % pour la répétition 4 du lot expérimental contre un pic de 1.86% de groupe 2 du lot témoin, elle peut être due à la libération de LPS (lipopolysaccharides) endotoxines spécifiques des bactéries Gram- surtout le *E. coli*, suite à la mort de ces dernières par les métabolites libérés par des *Lactobacilles*.

la supplémentation du régime par *Bacillus subtilis* DSM32315 a permis l'atténuation de l'effet négatif sur les performances et l'équilibre du microbiote intestinal de poulet de chair challengés par de *clostridium perfringens* (Bortoluzzi *et al.*, 2019) ,et donc affaiblissement des sujets ,et taux de morbidité élevé.

Les probiotiques semblent également améliorer l'expression des protéines des jonctions serrées au niveau des intestins c'est l'intégrité intestinale (Jiang *et al.*, 2011) en plus d'avoir des propriétés anti-inflammatoires (Lehtoranta *et al.*, 2020)

Elgeddawy *et al.*, (2020) montrent que les probiotiques et les prébiotiques ont été complétés par le régime alimentaire des volailles pour prévenir les maladies.

### 2.3.2. Sur la production des anticorps anti-Gumboro

Dans l'élevage de notre étude, nous avons remarqué que le statut sérologique est complètement négatif pour les deux lots (titres des anticorps sous le seuil de positivité) à la période fin démarrage, lot expérimental « AMT=370 » contre « AMT=281.25 » lot témoin, par rapport au « Cut-off=875 » avec une petite supériorité des titres des anticorps du lot traité envers le témoin avec moins de mortalité aussi. Dans ce cas là, on peut dire que le profil sérologique est incompatible avec la réponse post-vaccinale, qui peut être due à un échec vaccinal (peut être présence des mycotoxines à un effet immunomodulateur) ou à une séroconversion incomplète, surtout à la première phase, le compromis dans la maladie de la Bursite infectieuse est que si on vaccine précocement les poussins et que les AOM ont un taux élevés ils vont neutraliser le vaccin, et si on vaccine tardivement, les poussins ne seront pas protégés contre la maladie de Gumboro à cause du trou immunitaire, qui est la période sous le seuil de protection entre l'immunité passive et l'installation de l'immunité active « vaccin », durant cette période les oiseaux restent non protégés contre le virus sauvage de la Bursite infectieuse circulant dans le milieu. Donc il y a un risque accru d'avoir la maladie, qui va cibler le système immunitaire des oiseaux surtout l'immunité humorale (affinité vis à vis les cellules lymphoïdes de la bourse de Fabricius), ce qui provoque des mortalités et des baisses de performances, et même des échecs de vaccination de ces oiseaux par la suite par n'importe quel vaccin et contre n'importe quelle maladie.

Messaï *et al.* (2019) ont rapporté que les échecs vaccinaux peuvent être dus à une méthode de vaccination inadéquate, autrement dit le vaccin utilisé ne contient pas la bonne souche ou périmé, soit un mauvais stockage du vaccin par non-respect de la chaîne de refroidissement, ou mal utilisation du vaccin au moment de la vaccination.

D'autre part, Salhi *et al.* (2021) ont rapporté que des facteurs de risque tels qu'une mauvaise hygiène, un manque de mesure de biosécurité dans les élevages et un programme de vaccination inapproprié aggravent les maladies virales et peuvent entraîner d'énormes pertes économiques en termes de production, à cause des taux de morbidité et de mortalité élevés.

Girish et Smith (2008), montrent qu'il y a une réduction des anticorps contre la maladie de Newcastle et de Gumboro en présence d'Aflatoxine à 0.3mg/kg d'aliment chez le poulet.

Dans les répétitions du lot expérimentales on a remarqué que le taux de mortalité est

inférieur à celui du lot non traité, ce qui explique l'effet incontestable des probiotiques sur le soutien de l'organisme contre les agressions virales.

A j37, la valeur de CV moyenne du lot expérimental=26.5% contre CV moyenne du lot témoin=35.5%, c'est adire uniformité excellente. La moyenne arithmétique des titres du lot traité est assez élevée AMT=6569.25 par rapport au lot témoin AMT=5901.25 et par rapport à la Baseline du laboratoire (IdVet, France) « 1500 - 4000 », cet profile sérologique est compatible avec la réponse poste vaccinale.

Notre résultat est pareil à celui de Kabir *et al.* (2004) qui ont démontré que l'utilisation de probiotique contenant 9 souches : (*Lactobacillus plantarum*, *Lactobacillus bulgaris*, *Lactobacillus acidophilus*, *lactobacillus rhamnosus*, *Bifidobacterium bifidum*, *streptococcus termophilus*, *Enterococcus faecium*, *Candida pintolepesii* et *Aspergillus oryzae*) induit une augmentation significative du titrage d'anticorps pour la maladie de Gumboro, ainsi que du poids de la rate et celui la bourse de Fabricius par rapport au lot témoin.

En plus de leur effet antagoniste direct sur les germes pathogènes il a été démontré également que les probiotiques ont un effet régulateur positif sur la réponse immunitaire (Bilal *et al.*, 2021 ; Terada *et al.*,2019), et ce par la stimulation de la production de cytokines par plusieurs sous classes de cellules immunitaires, en effet il a été observé un effet de prévention de maladies digestives telles ,les salmonelloses, la coccidiose, l'entérite nécrotique par l'addition de probiotiques(El-Sharkawy, Hetal.,2020 ; El-Sawah, *et al.*, 2020).

L'utilisation de probiotiques et de prébiotiques dans l'alimentation des volailles peut améliorer le statut immunitaire. Les résultats du titre IBD étaient conformes à Panda *et al.* (2000) qui ont découvert un titre d'anticorps plus élevé contre la bursite infectieuse grâce à l'ajout de symbiotiques dans l'alimentation des poulets de chair. Un titre d'anticorps plus élevé contre la Bursite infectieuse pourrait être le résultat d'une régulation de l'immunité par des cytokines, qui ont été sécrétées par les cellules immunitaires par la stimulation de microbes probiotiques (Lammers *et al.*, 2003).

Zhang *et al.* 2021, ont observé une amélioration du taux de croissance, du système immunitaire, et de la quantité d'antioxydant lors de l'addition de *Lactobacillus casei* et de *Bifidobacterium* à la ration.

### 2.3.3. Sur la population bactérienne intestinale

Le statut sanitaire de l'animal et ses performances de croissance sont directement liés à sa santé et son équilibre de sa flore intestinale, un tractus digestif sain joue pleinement son rôle dans la digestion et l'absorption des nutriments et constitue dans le même temps une véritable barrière contre les germes pathogènes, ces fonctions sont assurées grâce à la flore digestive avec laquelle il est dans une relation de symbiose. Cette flore va combattre la flore pathogène

de différentes façons, en étant en compétition avec celle-ci vis-à-vis des substrats alimentaires et des sites d'attachement, et par la production d'acides organiques qui acidifient le milieu digestif ce qui fragilise les germes pathogènes qui sont acido-sensibles, en produisant aussi des substances antibactériennes telles les bactériocines, tout ceci va améliorer le milieu intestinal qui sera bénéfique aussi bien aux cellules de l'intestin elles mêmes que pour la santé de l'hôte et par conséquence pour ses performances.

Temim *et al.* , 2009, révèlent que l'ajout de probiotique dans l'aliment de poulet de chair augmentent le nombre total de Lactobacilles au niveau de la flore duodénale et ce quelque soit l'âge .

Les probiotiques dans ce sens sont utilisés pour réguler l'équilibrer de la microflore digestive (Khalique *et al.* , 2020) , de même ils ont montré qu'ils exerçaient un rôle positif sur la morphologie intestinale, facteur important pour son fonctionnement à la fois dans les processus de digestion ,absorption et les processus de défense, ainsi la supplémentation de *B.coagulans*, de même que celle du mélange de *B.licheniformis*, *B. subtilis* et *S.cerevisae* (He *et al.*,2019) et de *P.acidilactici*(Jazi *et al.*,2018) chez le poulet de chair a eu un effet positif sur histomorphométrie intestinal avec une augmentation de la hauteur des villosités intestinales et du rapport hauteur des villosités sur profondeur des cryptes, ce qui suggère que les probiotiques augmentent l'absorption des nutriments, et par voie de conséquence les performances du poulet.

Les bactéries *Lactobacillus acidophilus* sont utilisées pour produire des substances antimicrobiennes et l'acide lactique, qui abaissent le pH intestinal et créent un environnement défavorable pour la croissance des bactéries pathogènes telles que l'*E. Coli*. Ce mécanisme d'inhibition est bien documenté dans la littérature scientifique, où il a été démontré que les probiotiques peuvent concurrencer les pathogènes ; Bactéries Lactose positifs (*E.coli* et apparentés) pour les nutriments et les sites d'adhésion sur la muqueuse intestinale, empêchant ainsi leur colonisation et prolifération.

Dans notre expérimentation, les résultats montrent que le nombre réduit d'entérobactéries trouvé dans l'intestins des sujets recevant le probiotique cela est du probablement à l'effet antagoniste des bactéries lactiques (Acide lactique, Bactériocine,...) qui chassent les autres bactéries vers l'extérieur en modifiant l'écosystème intestinal par leurs métabolites. Huyghebaert *et al.* (1999) sont d'accord avec notre résultat, ils ont démontré que les acides organiques (produit du métabolisme bactérien des *Lacobacilles* surtout) influent sur l'équilibre de l'écosystème digestif et réduisent la prolifération des bactéries pathogènes chez le poulet.

## CONCLUSION

Plusieurs recherches scientifiques et essais cliniques sont en cours d'expérimentation afin de mieux comprendre les rôles et les bienfaits des symbiotiques que ce soit au niveau prophylactique ou thérapeutique.

Les résultats obtenus après l'ajout de symbiotique contenant la souche probiotique "*Lactobacillus acidophilus*" durant cet essai ne constituent qu'un aperçu, par manque de données ou de repères des performances du poulet de chair ARBOR ACRES sous les conditions d'élevage typiquement algériennes sous des conditions bien contrôlées.

Toutefois, l'apport de ce symbiotique dans l'eau de boisson du poulet montre une amélioration des performances de croissance avec un poids moyen de 2409.5 g et un GMQ 99.69g/j, qui dépasse légèrement le standard de la souche « 99g/j », ainsi que l'amélioration de l'état sanitaire, et celui de l'immunité illustrés par une diminution du taux de mortalité et une augmentation des titres en anticorps « AMT=6569.25 » du lot expérimental par rapport au lot témoin « AMT=5901.25 »

L'analyse du microbiote du fragment distal de l'intestin grêle dans notre travail montre une tendance à la diminution des *E. coli* dans les groupes traités, ce qui pourrait indiquer un effet inhibiteur potentiel des *Lactobacillus* sur *E. coli*, avec un nombre des bactéries lactiques à la fin de la phase croissance du lot supplémenté inférieur au témoin ce qui explique que les *Lactobacillus* n'ont pas proliféré suffisamment par rapport aux témoins (1E UFC / 0.5 E UFC), mais ont eu le temps d'inhiber les *E. coli*. En revanche, chez les témoins ils n'ont pas eu suffisamment de temps pour se développer, ce qui explique pourquoi les concentrations d'*E. coli* dans les témoins sont presque équivalentes à celles des groupes traités surtout à la phase fin croissance.

D'un point de vue méthodologique, notre travail sur le microbiote digestif a permis de mettre en évidence son évolution temporelle et spatiale, au sein d'un fragment postérieur de l'intestin grêle (jéjunum, iléon) selon un axe lumen-mucus.

D'un point de vue cognitif, nos résultats ont permis de mettre en évidence que l'amélioration des performances de croissance observée chez les animaux ayant ingéré les probiotiques pourrait être due à plusieurs mécanismes tels qu'une modification de leur comportement alimentaire (ingéré et conversion alimentaire) ou de leur microbiote digestif.

Les résultats de ce travail montrent également que le potentiel de croissance des animaux joue un rôle majeur dans leur réponse aux probiotiques et suggèrent que ces différences de réponses sont liées à la nature du facteur limitant la croissance des animaux.

Celle des animaux à faible potentiel pourrait principalement être limitée par leur physiologie digestive, et ainsi être améliorée par les probiotiques capables notamment de stimuler la digestion. La croissance des animaux à fort potentiel pourrait quant à elle être principalement limitée par le stress oxydatif engendré par la forte croissance. Les probiotiques pourraient alors limiter ce stress.

D'un point de vue pratique et d'après les résultats trouvés les probiotiques pourraient alors être utilisés soit comme un moyen pour améliorer les performances d'animaux présentant de manière précoce un défaut de croissance, soit de manière systématique pour prévenir un défaut de croissance ou diminuer l'hétérogénéité des lots avec un effet capteur des toxines surtout pour les levures.

Les effets des probiotiques sont dépendants par les doses administrées régulièrement (réensemencement) et il est nécessaire que certaines conditions soient remplies pour qu'ils se manifestent : il faut que ces bactéries soient vivantes, en nombre important et qu'elles soient résistantes aux attaques internes de l'organisme « bile, système immunitaire, pH ».

Une fois l'équilibre intestinale rétabli par les probiotiques, le relais doit être pris par les prébiotiques, appelés aussi aliments fonctionnels. Ces derniers échappent à la digestion dans la partie haute de l'intestin, mais peuvent être fermentés sélectivement par certaines bactéries. Ces prébiotiques assurent le bon équilibre et le maintien de la thérapie probiotique, ce phénomène de symbiose montre qu'il est bien difficile de maintenir la flore intestinale en bon état sans une alimentation correcte et une hygiène de vie saine.

Notre étude a montré que l'utilisation des bactéries *Lactobacillus acidophilus* a permis de diminuer le recours aux antibiotiques comme moyen classique de traitement ou prévention des maladies dans l'élevage du poulet de chair, c'est pourquoi, il est strictement recommandé de les ajouter, surtout après chaque antibiothérapie préventive ou curative, afin de stabiliser la micro flore digestive, ainsi que l'intégrité intestinale.

A travers notre étude, il ressort que l'utilisation de *lactobacillus acidophilus* dans les régimes alimentaires des poussins dans « l'eau de boisson » a montré que les effets les plus probants se font sur les performances zootechniques mais également sur le statut immunitaire, entraînant une incidence économique et sanitaire favorable non négligeable. La comparaison entre les deux lots a été vérifiée concernant le poids final, le GMQ, la mortalité et l'indice de conversion la réponse immunitaire. Les principaux résultats obtenus sont les suivants :

- Il a été mis en évidence, en faveur des groupes expérimentaux une différence significative pour l'évolution pondérale des poussins aussi bien en croissance qu'en démarrage.

- les poussins du lot expérimental ont présenté un GMQ et un I.C améliorés par rapport aux témoins.
- L'étude immunitaire concernant les anticorps anti-gumboro révèle cependant que les poussins sous probiotique ont un statut immunitaire plus puissant que ceux ayant ingérés une ration sans probiotique, résultats dus à l'action du *lactobacillus acidophilus* et même sur l'équilibre et le ratio *lactobacille* sur *E. coli*, ce rapport à un effet sur le métabolisme des oiseaux et même sur l'absorption intestinale des produits terminaux du métabolisme. Ceci permettrait d'obtenir des animaux en meilleur forme physique et état sanitaire, de donner les meilleures performances et de qualité sanitaire, ce qui booste les acteurs de l'élevage avicole d'utiliser des substances non médicamenteuses alternatives aux antibiotiques facteurs de croissances dans leurs élevages.

En conclusion, le dénombrement des bactéries doit être choisi en fonction de l'objectif de l'étude, et le comptage des *Lactobacillus acidophilus* par rapport à *E. coli* à la fin de la phase de démarrage et croissance est un outil précieux pour évaluer l'équilibre de la flore intestinale et le potentiel d'infection.

**Références bibliographiques**

1. **ABRAMS, S. A. GRIFFIN, I. J. HAWTHORNE, K. M. LIANG, L. GUNN, S. K. DARLINGTON, G. AND ELLIS. K. J. 2005.** "A combination of prebiotic short- and long-chain inulin-type fructans enhances calcium absorption and bone mineralization in young adolescents," *Am J Clin Nutr*, vol. 82, no. 2, pp.471–476.
2. **ABURTO A ET BRITTON W M., 1998.** Effects and interactions of dietary levels of vitamins A and E and cholecalciferol in broiler chickens. *Poultry Science* 1998. 77:666–673.
3. **AFCA-CIAL 2010.** Association des fabricants de compléments pour l'alimentation animale, mise à jour Novembre 2010.
4. **AFRC, R.F. 1989.** Probiotics in man and animals *J.Appl. Bacteriol.*, 66,365–378.[CrossRef].
5. **ALVARADO-G JM, JIMENEZ-MORENO E, VALENCIA DG, LAZARO R & MATEOS GG, 2008.** Effects of fiber source and heat processing of the cereal on the development and pH of the gastrointestinal tract of broilers fed diets based on corn or rice. *Poultry Science* 87, 1779-1795.
6. **AMADOU O T, 2009,** Guide technique et économique d'un élevage de poulets de chair. 164p.
7. **ANNISON E.F., HILL K.J. & KENWORTHY R. 1968.** Volatile fatty acids in the digestive tract of the fowl. *British Journal of Nutrition*. 22: 207--216.
8. **ANSELME B, 1987.** L'aliment composé pour la volaille au Sénégal : situation actuelle, contribution à son amélioration pour une meilleure valorisation des ressources nutritionnelles locales. Thèse: Méd. Vét: Toulouse; 87.
9. **APAJALAHTI, J., A. KETTUNEN, ET AL. 2004.** "Characteristics of the gastrointestinal microbial communities, with special reference to the chicken." *Worlds Poultry Science Journal* 60(2): 223-232.
10. **APPLEGATET.J. AND ANGEL, R., 2005.** Feasibility versus practicality of phosphorus reduction in poultry: progress and future needs. Symposium State of the Science Animal Manure and Waste Management. Annual Report.
11. **ARMUZZI A., CREMONINI F., BARTOLOZZI F., CANDUCCI F., CANDELLI M., OJETTI V., CAMMAROTA G., ANTI M., DE LORENZO A., POLA P., GASBARRINI G. ET GASBARRINI A. 2001.** The effect of oral administration of Lactobacillus GG on antibiotic-associated gastrointestinal side-effects during Helicobacter pylori eradication therapy. *Alimentary Pharmacology and Therapeutics*. 15: 163-169.
12. **ARVOLA T., LAIHO K., TORKKELI S., MYKKÄNEN H., SALMINEN S., MAUNULA L. ET ISOLAURI E. 1999.** Prophylactic Lactobacillus GG reduces antibiotic-associated diarrhea in children with respiratory infections: a randomized study. *Pediatrics*. 104: 1-4.
13. **AURA A.M. 2008.** Microbial metabolism of dietary phenolic compounds. *Phytochemistry Reviews*. 7: 407-429.
14. **AVIAGEN, 2014.** Arbor Acres poulet manuel d'élevage.

15. **AZZOUZ.H, 1997.**Alimentation du poulet de chair, institut technique des petits élevages (ITPE), édition 1997, p (2), (7-9).
16. **BAHIDJI. A et MANSSOURI. F, 1998.** Etude technico-économique de quelques ateliers ponte au niveau du gouvernorat du grand Alger. Mémoire ingénieur. Production animale. INA Alger. 139 p
17. **BAKER D H, 2008.** Advanced in protein-animoacid of poultry. *Revue amino acids* 37: 29-41
18. **BARBOSA T. & RESCIGNO M. 2010.** Host-bacteria interactions in the intestine: homeostasis to chronic inflammation. *Systems Biology and Medecin.* 2: 80-97.
19. **BEDFORD, M. 2000.** Suppression des stimulateurs de croissance antibiotiques de l'alimentation des volailles : implications et stratégies pour minimiser les problèmes ultérieurs. *W. Poult. Sci. J.* 56 : 347365.
20. **BEGHOUL, 2015 :** Effets de l'utilisation des céréales et des protéagineux autres que le maïs et le soja dans l'alimentation du poulet de chair, thèse doctorat en sciences vétérinaires, université Constantine.
21. **BEIRÃO BC, INGBERMAN M, FAVARO JR, C. ET AL. 2018.** Effect of an *Enterococcus faecium* probiotic on specific IgA following live *Salmonella* Enteritidis vaccination of layer chickens. *Avian Pathol*; 47:325-33. <https://doi.org/10.1080/03079457.2018.1450487>
22. **BELAID B, 1993.** *Notion de zootechnie générale.* Office des publications universitaires. Alger.*dspace.ensa.dz.*
23. **BERNARDRAU M,VERNOUX JP GUEGUEN M.,SMITHDG,CORONA-BARRERA E.,2009.**Antagonistic activities of two *Lactobacillus* strain against *Brachyspira*.*Vet Microbiol.*138(1-2) ;184-190.
24. **BHOGOJU,S.;KHWATENGE,C.;TAYLORBOWDEN,T.;AKERELE,G.;KIMATHI, B.;DONKOR, J.; NAHASHON, S. 2021.**Effectsof*Lactobacillusreuteri* And *Streptomyces coelicolor* on Growth Performance of Broiler Chickens. *Microorganisms*, 9, 1341. [[CrossRef](#)][[PubMed](#)].
25. **BHUIYAN M.M., IJI P.A., ISLAM A.F., MIKKELSEN L.L., 2010.** Variation in nutrient composition and structure of high-moisture maize dried at different temperatures. *Aust. Poult. Sci. Symp.*, 136-139. 49.  
Bifidobacteria in Synbiotic Effect. *Food. technol. biotechnol.*, 39 (3): 227-235.
26. **BIG DUTCHMAN, 2007.** Air master. Bulletin information avicole, Allemagne., 1-2
27. **BILAL, M.; SI, W.; BARBE, F.; CHEVAUX, E.; SIENKIEWICZ, O.; ZHAO, X.** Effects of novel probiotic strains of *Bacillus pumilus* and *Bacillus subtilis* on production, gut health, and immunity of broiler chickens raised under suboptimal conditions. *Poult. Sci.* 2021, 100, 100871. [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)].
28. **BJERRUM L, ENGBERG R, LESER T, JENSEN B, FINSTER K & PEDERSEN K. 2006.** Microbial Community Composition of the Ileum and Cecum of Broiler Chickens as Revealed by Molecular and Culture-Based Techniques. *Poult. Sci.* 85: 1151-1164.
29. **BORTOLUZZI, C.; VIEIRA, B.S.; DORIGAM, J.C.D.P.; MENCONI, A.; SOKALE, A.; DORANALLI, K.; APPLGATE, T.J. 2019.** *Bacillus subtilis* DSM32315 Supplementation Attenuates the Effects of *Clostridium perfringens* Challenge on the

- Growth Performance and Intestinal Microbiota of Broiler Chickens. *Microorganisms*, 7, 71. [CrossRef]
30. **BOURGEOIS C.M., LEVEAU J.Y., 1991.** “Techniques d'analyse et de contrôle dans les industries agro-alimentaires“, tome 3: le contrôle microbiologique. *Editions Lavoisier (Paris - FRA)*, 454 pages.
  31. **BOUZOUAIA M, 1992.** Zootechnie aviaire en pays chaud. Manuel de pathologie aviaire. Edition chaire de pathologie médicale du bétail et des animaux de basse-cour.
  32. **BRAUN E.J., 2003.** Regulation of renal and lower gastrointestinal function: role in fluid and electrolyte balance. *Comp. Biochem. Physiol. A. Mol. Integr. Physiol.*, 136, 499-505.
  33. **BRUGERE-PICOUX J. 1992.** Environnement et pathologie chez les volailles. Manuel de pathologie aviaire. Edition chaire de pathologie médicale du bétail et des animaux de basse-cour.
  34. **CARPENTER K J AND CLEGG K M .1956.** The métabolisable energy of poultry feeding stuff in relation to their chemical composition. *Journal of the Science of Food and Agriculture*. 7, 45-51.
  35. **CARRE B., GOMEZ J., MELCION J.P, GIBOULOT B, 1994.** La viscosité des aliments destinés à l'aviculture. Utilisation pour prédire la consommation et l'excrétion d'eau. *INRA Prod. Anim.*, 7, 369-379.
  36. **CASHMAN K. D., 2006.** “A prebiotic substance persistently enhances intestinal calcium absorption and increases bone mineralization in young adolescents,” *Nutr Rev*, vol. 64, no. 4, pp. 189– 196,
  37. **CELI, P.; COWIESON, A.; FRU-NJI, F.; STEINERT, R.; KLUENTER, A.-M.; VERLHAC, V. 2017.** Gastrointestinal functionality in animal nutrition and health: New opportunities for sustainable animal production. *Anim. Feed Sci. Technol.*, 234, 88–100. [CrossRef].
  38. **CHAMP M., SZYLIT O. & GALLANT D.J. 1981.** The influence of microflora on the breakdown of maize starch granules in the digestive-tract of chicken. *Poultry Science*. **60**: 179-187.
  39. **CHAMP M., SZYLIT O., RAIBAUD P. & AITABDELKADER N. 1983.** Amylase production by 3 *Lactobacillus* strains isolated from chicken crop. *Journal of Applied Bacteriology*. **55**: 487-493.
  40. **CHANG M.H., AND CHEN, T.C., 2003.** Reduction of broiler house malodor by direct feeding of a lactobacilli containing Probiotic. *Sc. 2(5)*: 313-317.
  41. **CHAUCHEYRAS-DURAND., F F, G. B, G. T & M. G, P. 1998.** Fate of Levucell SC I-1077 yeast additive during digestive transit in lambs. *Reprod. Nutr. Dev.* **38**: 275-280.
  42. **CHEN, K.-L.; KHO, W.-L.; YOU, S.-H.; YEH, R.-H.; TANG, S.-W.; HSIEH, C.- W. 2009.** Effects of *Bacillus subtilis* var. natto and *Saccharomyces cerevisiae* mixed fermented feed on the enhanced growth performance of broilers. *Poult. Sci.*, 88, 309–315. [CrossRef].
  43. **CHOCT, M., 2001.** Alternatives to in-feed antibiotics in monogastric animal industry. ASA Technical bulletin. Vol. A 30.
  44. **CHOWDHURY S.R., KING D.E., WILLING B.P., BAND M.R., BEEVER J.E., LANE A.B., LOORJ.J., MARINI J.C., RUND L.A., SCHOOK L.B., VAN KESSEL**

- A.G. & GASKINS H.R. 2007. Transcriptome profiling of the small intestinal epithelium in germfree versus conventional piglets. *BCM Genomics*. **8**: 215.
45. CLENCH M.H. & MATHIAS J.R. 1995. The avian caecum: a review. *Wilson Bulletin*. **107**: Coates M.E., Fuller R., Harrison G.F., Lev M. & Suffolk S.F. A comparison of the growth of chicks in the Gustafsonn germ-free apparatus and in a conventional environment, with and without dietary supplements of penicillin. *British Journal of Nutrition*. 1963. **17**: 141-150.
46. COATES M.E., 1980. The gut microflora and growth. In: Growth in animals. (Ed) T.L.J. Lawrence. Butterworths, London, UK, 175-188.
47. COCONNIER M.H., BERNET M.F., KERNEIS S., CHAUVIERE G., FOURNIAT J. ET SERVIN A. 1993. Inhibition of adhesion of enteroinvasive pathogens to human intestinal Caco-2 cells by *Lactobacillus acidophilus* strain LB decreases bacterial invasion. *FEMS Microbiology Letters*. **110**: 299-306.
48. COLARELLI M., 2010. Les probiotiques, du conseil officinal à la prise en charge micronutritionnelle. Thèse Doctorat en pharmacie. Université Henri Poincaré -Nancy 1. 199p.
49. COLE, C. B. AND R. FULLER, 1984. "Bile acid deconjugation and attachment of chicken gut bacteria: Their possible role in growth depression." *British Poultry Science* **25**(2): 227-231.
50. CORFIELD A.P., WAGNER S.A., CLAMP J.R., KRIARIS M.S. & HOSKINS L.C. 1992. Mucin degradation in the human colon: production of sialidase, sialate O-acetyltransferase, N-acetylneuraminidase lyase, arylesterase, and glycosulfatase activities by strain of fecal bacteria. *Infection and Immunity*. **60**: 3971-3978.
51. CORPET DE. (1999a) .Antibiotiques en élevage et résistances bactériennes : vers une interdiction ? *Rev Med Vet*. **150**, 165-170.
52. CRIADAVES, 2019. poule cobb. <http://criadeaves.com/galina-ponedoras/gallina-cobb/> consulté le 4 Novembre 2019. pathologie aviaire. édition chaire de pathologie médicale du bétail et des animaux.
53. CZERUCKA D & RAMPAL P. 2002. Experimental effects of *Saccharomyces boulardii* on diarrheal pathogens. *Microb. Infect.* **4**: 733-739.
54. DALE N .1994 .National research council, nutrient requirements of poultry. *Journal of Applied Poultry Research*. Ninth revised edition. **3**, 101-101.
55. DAYON J F ET ARBELLOT B, 1997. Guide d'élevage des volailles au Sénégal. CIRAD EMVT Montpellier France. P 35
56. DEPLANCKE B. & GASKINS H.R. 2001. Microbial modulation of innate defense: goblet cells and the intestinal mucus layer. *American Journal of Clinical Nutrition*. **73**: 1131S-1141S.
57. DEVIE P. DIVOL A. GILBERT G. LAURENT S. LE GOAZIOU A. OLIVON M. PETIT J. 2006. Les antibiotiques dans l'alimentation animale.
58. DHO-MOULIN M. & FAIRBROTHER J.M. 1999. Avian pathogenic *Escherichia coli* (APEC). *Veterinary Research*. **30**: 299-316.
59. DIBNER J.J., RICHARDS J.D. & KNIGHT C.D. 2008. Microbial imprinting in gut development and health. *Journal of Applied Poultry Research*. **17**: 174-188.

- Dietary modulation of the human colonic microbiota: updating the concept of prebiotics. *Nutrition Research Reviews*. 17: 259–275.
60. **D'MELLO JPF, 2000.** Antinutritional factors and mycotoxins. *Farm animal metabolism and nutrition*, 2000 - riasi.iut.ac.ir.
  61. **DREW M D, SYED NA, GOLDADE B G, LAARVELD B, VAN KESSEL A G, 2004.** Effects of dietary protein source and level on intestinal populations of *Clostridium perfringens* in broiler chickens. *Poult. Sci.*, 83, 414-420.
  62. **DROGOU L.C, GADOUD.R, JOSEPH.MM, JUSSIAU.R, LISBERNEY.MJ, MANGEOL.B, MONTEMEAS.L ET TARRIT.A.2004.** nutrition et alimentation des animaux d'élevage, tome1. Educargi éditeur. 270P.
  63. **DROUIN P, 2000 :** Les principes de l'hygiène en productions avicoles. *Sciences et techniques avicoles hors-série* : 11 – 28.
  64. **DUCLUZEAU R & RAIBAUD P. 1979.** *Ecologie Microbienne du tube digestif. Actualités Scientifiques de l'INRA. Editions Masso, Paris.*
  65. **DUCLUZEAU R. 1999.** La flore intestinale de l'Homme : composition et rôle physiologique.
  66. **DUERKOP B.A., VAISHNAVA S. & HOOPER L.V. 2009.** Immune responses to the microbiota at the intestinal mucosa surface. *Immunity*. **31**: 368-376.
  67. **ECOHOW, 2018.** The importance of building orientation, Algeria. (En ligne) : disponible en: <[https://www.ecowho.com/articles/6/The\\_importance\\_of\\_building\\_orientation.html](https://www.ecowho.com/articles/6/The_importance_of_building_orientation.html)>. Consulté le : 15/03/2018.
  68. **EDELMAN S., WESTERLUND-WIKSTRÖM B., LESKELÄ S., KETTUNEN H., RAUTONEN N., APAJALAHTI J. & KORHONEN T.K. 2002.** In vitro adhesion specificity of indigenous Lactobacilli within the avian intestinal tract. *Applied and Environmental Microbiology*. **68**: 5155-5159.
  69. **EDEN F.W., 2003.** An alternative for antibiotics use in poultry: Probiotics. *Rev. Bras. Cienc. Avic.*, Vol.5. N.2.
  70. **ELFRIED ANGE INGRID LATE LAWSON, 2017.** Comparaison des performances des Tests de Diagnostic Rapide de l'hépatite B au CHUD/OP et du test ELISA de référence. Mémoire de fin d'études spécialité de génie de biologie humaine. Université d'Abomey-calavi, 38p
  71. **ELGEDDAWY, SA, HM SHAHEEN, YS ELSAYED, M. ABD ELAZIZ, A. DARWISH, D., SAMAK ET M. ALAGAWANY. 2020.** Effets de l'inclusion alimentaire d'un probiotique ou d'un prébiotique sur le profil pharmacocinétique du florfenicol chez le poulet à griller. *J.Anim. Physiol. Animé. Nutr.* 104 : 549-557.
  72. **EL-SAWAH, A.A.; ABOELHADID, S.M.; EL-NAHASS, E.N.; HELAL, H.E.S.; KORANY, A.M.; EL-ASHRAM, S. 2020.** Efficacy of probiotic *Enterococcus faecium* in combination with diclazuril against coccidiosis in experimentally infected broilers. *J. Appl. Microbiol.*, 129, 1020–1028. [CrossRef] [PubMed].
  73. **EL-SHARKAWY, H.; TAHOUN, A.; RIZK, A.M.; SUZUKI, T.; ELMONIR, W.; NASSEF, E.; SHUKRY, M.; GERMOUSH, M.O.; FARRAG, F.; BIN-JUMAH, M.; ET AL. 2020.** Evaluation of Bifidobacteria and Lactobacillus Probiotics as Alternative Therapy for *Salmonella typhimurium* Infection in Broiler Chickens. *Animals* 10, 1023. [CrossRef].

74. **ENGBERG RM, HEDEMANN M, STEENFELDT S & JENSEN B. 2004.** Influence of Whole Wheat and Xylanase on Broiler Performance and Microbial Composition and Activity in the Digestive Tract. *Poultry Science* **83**.
75. **ESMAIL S HM, 1998.** Raw soybeans have limited nutritional value. *World Poult.*, 14, 20.
76. **FAKHRY S., MANZO N., D'APUZZO E., PIETRINI L., SORRENTINI I., RICCA E., DE FELICE M. & BACCIGALUPI L. 2009.** Characterization of intestinal bacteria tightly bound to the human ileal epithelium. *Research in Microbiology*. **160**: 817-823.
77. **FAO/OMS. 2001.** Report of a joint FAO/OMS Expert Consultation on Evaluation of Health and Nutritional properties of Probiotics in food including Powder Milk with Live Lactic Acid Bacteria. Cordoba, ARGENTINE.
78. **FAO/OMS. 2004.** Code d'Usages pour une Bonne Alimentation Animale (CAC/RCP 54-2004). Rome (disponible à l'adresse suivante:
79. **FARMER, 2019.** description, caractéristiques et caractéristiques de la race Hubbard (ISA F-15°). <https://fr.madlovefarms.com/5431-description-characteristics-of-hubbard-breed> consulté le 04 Novembre 2019.
80. **FARNER, D. S. 1942.** "The hydrogen ion concentration in avian digestive tracts." *Poultry Science* 21: 445-450.105-+.
81. **FAVIER CF, VAUGHAN EE, DE VOS WM & AKKERMANS ADL ,2002.** Molecular Monitoring of Succession of Bacterial Communities in Human Neonates. *Appl. Environ. Microbiol.* 68: 219-226.
82. **FERKET, P.R., PARKS, C.W., AND GRIMES, J.L., 2002.** Benefits of dietary antibiotic and mannan oligosaccharide supplementation for poultry. Department of poultry Science .North Carolina State University.
83. **FERNANDEZ et PARSONS, 1996.** Bioavailability of the Digestible Lysine and Valine in Cottonseed and Soybean Meals for Chicks. *Poultry Science* (1996) 75 (2): 216-223.
84. **FERRAH A, 1996.** Le fonctionnement des filières avicoles algériennes: cas des industries d'amont. Thèse de magister, INA- El Harrach (Alger).
85. **FERRAH A, 2001.** La conduite des élevages de poulet de chair en Algérie : Un Sous équipement chronique. *Revue Afrique Agriculture*, N° 292. PP 38-39.
86. **FERRAH A, 2005.** « Aides publiques et Développement de l'élevage en Algérie. Contribution à une analyse d'impact (2000 à 2005) ». Cabinet GREDDAL. Com, Alger.
87. **FERRANDO G, 1969.** Direct effect on the ovary of the adrenergic blocking drug dibenzylamine. *Endocrinology*, 1969 - [press.endocrine.org](http://press.endocrine.org).
88. **FONTY G & CHAUCHEYRAS-DURAND F. 2007a.** Niches écologiques potentielles des principales espèces microbiennes, capacités métaboliques. In : *Les écosystèmes digestifs* (ed. By Lavoisier). 157-195.
89. **FONTY G, GOUET P & RIOU Y. 1979.** Effect of milk composition on the gastrointestinal microflora of artificially reared young rabbits. *Ann. Biol. anim. Bioch. Biophys.* **19**: 567-571.
90. **FONTY G. & CHAUCHEYRAS-DURAND F. 2007b.** Facteurs influençant la structure de l'écosystème microbien du tube digestif. In : *Les écosystèmes digestifs* (ed. By Lavoisier), pp.235-273.

91. **FONTY G. 1984.** Implantation de la microflore et des protozoaires ciliés dans le rumen d'agneaux holoxéniques et néo-holoxéniques. Facteurs écologiques déterminant l'implantation de *Bacteroides succinogenes* (S85) et des protozoaires ciliés dans le rumen d'agneaux holoxéniques isolés, d'agneaux méroxéniques et d'agneaux gnotoxéniques; évolution des principaux paramètres digestifs. Thèse de Doctorat ès Sciences de l'université de Clermont- Ferrand.
92. **FOOKS, L.J. AND GIBSON, G. R., 2002.** Probiotics as modulators of .the gut flora. *Brit. J.Nutr.*, 88, suppl. I: 39-49.
93. **FORDER R.E.A., HOWARTH G.S., TIVEY D.R. & HUGHES R.J. 2007.** Bacterial modulation of small intestinal goblet cells and mucin composition during early posthatch development of Poultry. *Poultry Science*. **86**: 2396-2403.
94. **FULLER R. 1995.** Probiotics. The scientific basis. *Chapman & Hall, London*.
95. **GABRIEL I., MALLET S. & SIBILLE P. 2005.** La microflore digestive des volailles : facteurs de variation et conséquences pour l'animal. *INRA Productions Animales*. **18**: 309-322.
96. **GABRIEL, I., MALLET, S., LESSIRE, M., 2003.** La microflore digestive : une composante oubliée de la nutrition des volailles. Cinquièmes journées de la recherche avicole. Tours.
97. **GAO P, MA C, SUN Z, ET AL. 2017** .Feed-additive probiotics accelerate yet antibiotics delay intestinal microbiota maturation in broiler chicken. *Microbiome*; 5:91.  
<https://doi.org/10.1186/s40168-017-0315-1>.
98. **GAUTHIER, R., 2002.** Le mode d'action des acidifiants et leur intérêt en engraissement. Maisons-Alfort. <http://www.jefo.ca/pdf/AFMVP5-fr.pdf>.
99. **GIBSON, G. R., PROBERT, M, H., LOO, V, J., RASTALL, A, R., AND ROBERFROID, B, M., 2004.**
100. **GIONCHETTIP., RIZZELLOF., VENTURI A., CAMPIERI M., 2000.**probiotics in effective diarrhea and inflammatory bowel diseases. *J.Gastro en Hepatol*. 15:489-493.
101. **GIRGIS G N AND SMITH T K, 2010.** Comparative aspects of *Fusarium* mycotoxicoses in poultry fed diets containing naturally contaminated grains. *World's Poult. Sci. J*. 66: 65-86.
102. **GIRISH C. K., SMITH TK., 2008.**Effect of feeding blends of grains naturally contaminated with *Fusarium* mycotoxines on small intestinal morphology of turkey.poult.sci. 87,1075-1082.
103. **GONG J, SI W, FORSTER RJ, ET AL. 2007** .16Sr RNA gene-based analysis of mucosa-associated bacterial community and phylogeny in the chicken gastrointestinal tracts: from crops to ceca. *FEMS Microbiol. Ecol*. **59**: 147-157.
104. **GOPAL P. K., PRASAD J., SMART J. ET GILL H.S. 2001.** In vitro adherence properties of *Lactobacillus rhamnosus* DR20 and *Bifidobacterium lactis* DR10 strains and their antagonistic activity against an enterotoxigenic *Escherichia coli*. *Int Food Microbiology*. 67(3): 207-216.
105. **GRAJEK, W., OLEJNIK, A., AND SIP, A., 2005.** Probiotics, prebiotics and antioxidants as functional foods. *ACTA Biochimica. Polonica.*, Vol. 52 N°. 3: 665–671

106. **GUAN L.L., HAGEN K.E., TANNOCK G.W., KORVER D.R., FASENKO G.M. & ALLISON G.E. 2003.** Detection and identification of *Lactobacillus* species in crops of broilers of different ages by using PCR-denaturing gradient gel electrophoresis and amplified ribosomal 433 DNA restriction analysis. *Applied and Environmental Microbiology*. **69**: 6750-6757.
107. **GUEIMONDE, M. AND S. SALMINEN. 2006.** "New methods for selecting and evaluating probiotics." *Digestive and Liver Disease* (38): S242-S247.
108. **GUITART R, CROUBELS S, CALONI F, SACHANA M, DAVANZO F, VANDENBROU-CHE V, BERNY P, 2010.** Intoxication des matières premières chez les volailles. *The Vet. J.*, (183), 249-254.
109. **GUNAL, M., YAKAR, S., FORBES, J. M., 2004.** Performance and Some digesta parameters of broiler chickens given low or high viscosity wheat-based diets with or without enzyme supplementation. *Turk. J. Vet. Anim., Sci.* **28**: 323-327.
110. **HAMMONS S, OH PL, MARINEZ I. 2010.** A small variation in diet influences the *Lactobacillus* strain composition in the crop of broiler chickens. *Syst. Appl. Microbiol.* **33**: 275-281.
111. **HE T, LONG S, MAHFUZ S, ET AL.** Effects of probiotics as antibiotics substitutes on growth performance, serum biochemical parameters, intestinal morphology, and barrier function of broilers. *Animals* 2019; 9:985. [https://doi.org/10.3390/ani\\_9110985](https://doi.org/10.3390/ani_9110985).
112. **HOERR, F, J, (2010),** Clinical aspects of immunosuppressant in poultry. *Avian Dis*, **54**, 91-99. doi:10.2298/VETGL1502091R.
113. **HOOPER L.V., 2009.** Do symbiotic bacteria subvert host immunity? *Nature Reviews Microbiology*. **7**:367374. [http://www.codexalimentarius.net/download/standards/10080/CXC\\_054\\_2004e.pdf](http://www.codexalimentarius.net/download/standards/10080/CXC_054_2004e.pdf)
114. **HUBBARD., 2003 :** guide poulet de chair. [www.hubbardbreeders.com](http://www.hubbardbreeders.com).
115. **HUMPHREY B.D. & KLASING K.C., 2004.** Modulation of nutrient metabolism and homeostasis by the immune system. *World's Poultry Science Journal*. **60**: 90-100.
116. **HY-LINE INTERNATIONAL. 2018.** W-36 commercial management guide.
117. **INRA, 1984, 1987, 1989.** Institut National de la Recherche Agronomique. Alimentation des animaux monogastriques : Porc, lapin, volailles. Paris : INRA 289p. et 282p.
118. **IQBAL M.F. & ZHU W.Y. 2009.** Bioactivation of flavonoid diglycosides by chicken cecal bacteria. *FEMS Microbiology Letters*. **2009**. **295**: 30-41.
119. **IQBAL M.F. & ZHU W.Y. 2009.** Characterization of newly isolated *Lactobacillus delbrueckii*-like strain MF-07 isolated from chicken and its role in isoflavone biotransformation. *FEMS Microbiology Letters*. **291**: 180-187.
120. **ISA, 1985.** Institut de Sélection Animale. Guide de l'élevage de poulet de chair.-Lyon : ISA.-20p.
121. **ISA, 1995.** Guide d'élevage : poulet de chair.
122. **ISA, 1999.** Guide d'élevage : poulet de chair.
123. **ITAVI, 1980, 2003, 2010.** Institut technique de l'aviculture, Les filières avicoles et cunicoles Françaises, Caractérisation et typologie à partir du recensement agricole. Et Performances techniques et coûts de production en élevage volailles de chair, poulettes démarrées et poules pondeuses : PARIS : ITAVI.

124. **ITAVI, 2001** : Elevage des volailles. Paris.
125. **ITAVI. 2001.** Elevage des volailles. Paris. Décembre 2001.
126. **JACOBS D.M., GAUDIER E., VAN DUYNHOVEN J. & VAUGHAN E.E. 2009.** *Non-digestible food ingredients, colonic microbiota and the impact on gut health and immunity: A role for metabolomics.* Current Drug Metabolism. **10**: 41-54.
127. **JAZI V, FOROOZANDEH AD, TOGHYANI M, DASTAR B, REZAI KOOCHAKSARAIE R, TOGHYANI M.** Effects of *Pediococcus acidilactici*, mannan-oligosaccharide, butyric acid and their combination on growth performance and intestinal health in young broiler chickens challenged with *Salmonella Typhimurium*. *Poult Sci* 2018;97:2034-43. <https://doi.org/10.3382/ps/pey035>.
128. **JEAN-BLAIN, C., 2002.** Introduction à la nutrition des animaux domestiques. Edition.
129. **JIANG, M; DAI, C; ZHAO, D.H. 2011.** VSL#3 probiotics regulate the intestinal epithelial barrier in vivo and in vitro via the p38 and ERK signaling pathways. *Int. J. Mol. Med*, 29, 202–208. [CrossRef]
130. **JIN I.Z., HO, Y, W., ABDULLAH, N., JALALUDIN, S., 2000.** digestif and bacterial enzyme activities in broilers fed diets supplemented with lactobacillus cultures. *Poult. Sci.*, 79:886-891.
131. **JOHANSSON M.E.V., PHILLIPSON M., PETERSSON J., VELCICH A., HOLM L. & HANSSON G.C. 2008.** The inner of the two Muc2 mucin-dependent mucus layers in colon is devoid of bacteria. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America*. **105**: 15064-15069.
132. **JOZEFIAK D., RUTKOWSKI A. & MARTIN S.A. 2004.** Carbohydrate fermentation in the avian ceca: a review. *Animal Feed Science and Technology*. **113**: 1-15.
133. **JUDY KIRK ET KAREN S. 2014.** the ingredient for successfully addressing the use of herbal supplement and probiotic in chronic kidney disease.
134. **KABIR SML, RAHMAN MM, RAHMAN MB, RAHMAN MM, AHMED SU.** The dynamics of probiotics on growth performance and immune response in broilers. *Int J Poult Sci* **2004**;3:361-4. <https://doi.org/10.3923/ijps.2004.361.364>.
135. **KACI A, 2015.** La filière avicole algérienne à l'ère de la libéralisation économique. Ecole nationale supérieure agronomique (ENSA) Cah Agric, vol. 24, n°3, mai-juin 2015; p 151-160. Revue.
136. **KACI, A. ET BOUKELLA, M., 2007.** La filière avicole en Algérie : structures, compétitivité.
137. **KARA OGLUM., AND DURDAG, H., 2005.** the influence of dietary probiotic (*saccharomyces cerevisiae*) supplementation and different slaughter age on the performance, slaughter and carcass properties of broilers .international journal of poult.Sc.,4(5) :309-316.
138. **KARASOV WH, MARTINEZ DEL RIO C & CAVIEDES-VIDAL E. 2011.** Ecological Physiology of Diet and Digestive Systems. *Annu. Rev. Physiol.* **73**: 69-93.
139. **KHALID, A.H.; ULLAH, K.S.; NAVEED, S.; LATIF, F.; PASHA, T.N.; HUSSAIN, I.; QAISRANI, S.N. 2021.** Effects of spray dried yeast (*Saccharomyces cerevisiae*) on growth performance and carcass characteristics, gut health, cecal microbiota profile and

- apparent ileal digestibility of protein, amino acids and energy in broilers. *Trop. Anim. Health Prod.*, 53, 252. [CrossRef] [PubMed].
140. **KHALIQUE A, ZENG D, SHOAIM M, ET AL.** Probiotics mitigating subclinical necrotic enteritis (SNE) as potential alternatives to antibiotics in poultry. *AMB Express* 2020; 10:50. [https:// doi.org/10.1186/s13568-020-00989-6](https://doi.org/10.1186/s13568-020-00989-6).
  141. **KIRCHGESSNER M., EDER K., MULLER H.L. & JAMROZ D. 1999.** The energetic value of non-starch polysaccharides for poultry. *Journal of Animal Physiology and Animal Nutrition-Zeitschrift Fur Tierphysiologie Tierernahrung Und Futtermittelkunde*. **81**: 51-55.
  142. **KLAENHAMMER, T. R. AND M. J. KULLEN 1999.** "Selection and design of probiotics." *International Journal of Food Microbiology* 50(1 -2): 45-57.
  143. **KLEIN G, PACK A, BONAPARTE C & REUTER G. 1998.** Taxonomy and physiology of probiotic lactic acid bacteria. *Int. J. Food Microbiol.* **41**: 103-125.
  144. **KOZASA M. 1978.** probiotic toyocerin for feed additive use. *Feed and industry. Microbiology-alimentation-vie-nutrition*, 4,121-135.
  145. **KUÇUKERSAN K., TUNCER, S.D., SANLIY., MIDILLI, M., GONCUOLU, E., KUÇUKERSAN, S., AND TAN, H., 2002.** the effect of dietary stabilized rumen extract (SRE) and virginimycine on performance and carcass yield of broilers. *Med. Vet.*, 153(11) :723-726.
  146. **L ARBIER ZM, CHAGNEAU AM., LESSIRE M., 1991.** Bioavailability of lysine in rapeseed and soyabean meals determined by digestibility trial in cockerels and chick growth assay. *Anim Feed Sci Technol.* 35:237–246.
  147. **LA RAGIONE RM, NARBAD A, GASSON MJ & WOODWARD MJ. 2004.** In vivo characterization of *Lactobacillus johnsonii* FI9785 for use as a defined competitive exclusion agent against bacterial pathogens in poultry. *Lett. Appl. Microbiol.* **38**: 197-205.
  148. **LAMMERS, KM, BRIGIDI P, VITALI B, GIONCHETTI P, RIZZELLO F, CAMELLI E, MATTEUZZI D ET CAMPIERI M. 2003.** Effets immunomodulateurs de l'ADN bactérien probiotique : réponses IL1 et IL10 dans les cellules mononucléées du sang périphérique humain. *FEMS Immunol. Méd. Microbiol.* 38 : 165172
  149. **LARBIER M et LECLERCQ B, 1991, 1992.** Nutrition et alimentation des volailles. Matières premières utilisées en aviculture. INRA Editions, Paris (FRA) 2-7380-0336-2 page 255.
  150. **LARBIER. M. et LECLERCQ .B. 1992.** Nutrition et alimentation des volailles. Paris. Mainil, J. (2003). "Virulence factors and specific properties of invasive *Escherichia coli*: I) Adhesins and colonisation factors." *Annales De Médecine Vétérinaire* 147(2):
  151. **LEE K.W., LEE, S.K. AND LEE, B.D., 2006.** *Aspergillus oryzae* as Probiotic in poultry. *poult. Sci.* 5(1) :01-03.
  152. **LEESON S G J, DIAZ, and SUMMERS J D, 1995.** Poultry metabolic disorders and mycotoxins. International book distributing company, lucknow, india.
  153. **LEHTORANTA, L.; LATVALA, S.; LEHTINEN, M.J. 2020.** Role of Probiotics in Stimulating the Immune System in Viral Respiratory Tract Infections: A Narrative Review. *Nutrients*, 12, 3163. [CrossRef].

154. **LESBOUYRIES G, 1965.** Pathologie des oiseaux de basse-cour. Vigot frères éditeurs. Paris, 6<sup>ème</sup>.
155. **LESER TD & MOLBAK L. 2009.** Better living through microbial action: the benefits of the mammalian gastrointestinal microbiota on the host. *Environ. Microbiol.* **11**: 2194-2206.
156. **LI J, BI D, PAN S, ZHANG Y, 2007.** Effect of diet with thiram on liver antioxidant capacity and tibial dyschondroplasia in broilers. *Brit. Poult. Sci.*, **48**, 724-728.
157. **LILIENTHAL-KARR-L K, KADZEREC T, GRIESHOPC M, FAHEYG C JR, 2005.** Chemical and nutritional properties of soybean carbohydrates as related to non ruminants: A review. *Livest. Prod. Sci.* **97**:1-12.
158. **LOHMANN TIERZUCHT GMBH, 2011** : Management guide en climat chaud.
159. **LORDELO M M, DAVISA J, WILSONJ L, and DALEN M, 2004.** Cottonseed meal diets improve body weight uniformity in broiler breeder pullets. *J. Appl. Poult. Res.* **13** :191-199.
160. **LOUIS P. & O'BYRNE C.P. 2010.** Life in the gut: microbial responses to stress in the gastrointestinal tract. *Science Progress.* **93**: 7-36.
161. **LUMPKINS BS, BATAL AB & LEE M. 2008.** The Effect of Gender on the Bacterial Community in the Gastrointestinal Tract of Broilers. *Poultry Science* **87**: 964-967.
162. **LUMPKINS BS, BATAL AB & LEE MD. 2010.** Evaluation of the bacterial community and intestinal development of different genetic lines of chickens. *Poultry Science* **89**: 1614-1621.
163. **M'SADEQ, S.A.; WU, S.; SWICK,R.;CHOCT, M.TOWARDSTHE. 2015.** Control of necrotic enteritis in broiler chickens within-feed antibiotics phasing-out worldwide. *Anim. Nutr.*, **1**, 1-11. [[CrossRef](#)].
164. **MA Y.L., GUO T., XU Z.R., YOU P. & MA J.F. 2006.** Effect of *Lactobacillus* isolates on the adhesion of pathogens to chicken intestinal mucus in vitro. *Letters in Applied Microbiology.* **42**: 369-374.
165. **MACKIE I, SGHIR A & GASKINS H, 1999.** Developmental microbial ecology of the neonatal gastrointestinal tract. *The American Journal of Clinical Nutrition* **69**: 1035-1045.
166. **MADR, 2011** : Statistiques agricoles- Ministère de l'Agriculture, du Développement Rural
167. **MALDONADO GALDEANO, C.; CAZORLA, S.I.; LEMME DUMIT, J.M.; VELEZ, E.; PERDIGON, G. BENEFICIAL. 2019.** Effects of Probiotic Consumption on the Immune System. *Ann. Nutr. Metab.*, **74**, 115-124. [[CrossRef](#)]
168. **MALLET, S., ELIE, A. M., LESSIRE, M., BOUVAREL, I., URDACI, M. C., 2003.** Influence des différentes compositions alimentaires sur la microflore intestinale du poulet de chair. Cinquièmes journées de la recherche avicole. Tours.
169. **MANAFI M, KHALAJI S, HEDAYATI M, PIRANY N. 2017.** Efficacy of *Bacillus subtilis* and bacitracin methylene disalicylate on growth performance, digestibility, blood metabolites, immunity, and intestinal microbiota after intramuscular inoculation with *Escherichia coli* in broilers. *Poult Sci*; **96**:1174-83. [https:// doi.org/10.3382/ps/pew347](https://doi.org/10.3382/ps/pew347).
170. **MARTEAU P, POCHART P, BOUHNİK Y & RANBAUD J. 1993.** The fate and effects of transiting, non pathogenic microorganisms in the human intestine. *Worlds review of nutrition and dietetics* **74**: 1-21.

171. **MEAD G. 1989.** Microbes of the avian cecum: types present and substrates utilized. *The Journal of Experimental Zoology* **3**: 48-54. Médicales Internationales. Ed. Médicales Internationales. Tec et Doc.
172. **MEHDI. S ET HATTAB. A, 1993.** Approche de la collecte abattage et distribution des produits avicoles au niveau de la wilaya d'Alger. Mémoire ingénieur. Production animale. INA Alger. 98p.
173. **MESSAI CR, SALHI O, KHELEF D, LOUNES A, MOHAMED-CHERIF A, KAIDI R, AIT\_OUDHIA K .2019:** Serological, clinical, and risk factors of the Newcastle disease on broilers flocks in Algeria, *Veterinary World*, 12(7): 938-944.
174. **METAYER E, 2003.** Valeur alimentaire et utilisation de différents types de féveroles chez le poulet et le coq adulte. In. 5emes Journées Techniques Avicoles, ITAVI, Paris, pp 133-136.
- Microbiol. 91, 249-262.
175. **MOORE, R, J, (2016).** Necrotic enteritis predisposing factors in broiler chickens. *Avian pathol.* 45,275-281. doi:10,1080/03079457.2016.1150587.
176. **MORAN, E. T., 2005.** Accommodating the omission of antimicrobials from Intensive Animal Production. Poultry Science Department, Auburn University. 26th Nutrition Conference, September 21 – 23, page 3.
177. **MOREAU M & GABORIAU-ROUTHIAU V. 2001.** Influence of Resident Intestinal Microflora on the Development and Functions of the Gut-Associated Lymphoid Tissue. *Microb. Ecol. HealthDis.* **13**: 65-86.
178. **MOREAU M, RAIBAUD P & MULLER M. 1982.** Relation entre le développement du système immunitaire intestinal à IgA et l'établissement de la flore microbienne dans le tube digestif du souriceau holoxénique. *Ann. Immunology* 29-39.
179. **MOUNTZOURIS KC, TSIRTSIKOS P, KALAMARA E, NITSCH S, SCHATZMAYR G, FEGEROS K. 2007.** Evaluation of the efficacy of a probiotic containing Lactobacillus, Bifidobacterium, Enterococcus, and Pediococcus strains in promoting broiler performance and modulating cecal microflora composition and metabolic activities. *Poultry Science*; 86(2):309-317.
180. **MULDER IE, SCHMIDT B, STOKES CR. 2009.** Environmentally-acquired bacteria influence microbial diversity and natural innate immune responses at gut surfaces. *BMC Biol.* **7**: 79.
181. **NETHERWOOD T, GILBERT HJ, PARKER DS & A.G. OD. 1999.** Probiotics Shown to Change Bacterial Community Structure in the Avian Gastrointestinal Tract. *Appl. Environ. Microbiol.* **65**: 5134-5138.
182. **NEWBOLD CJ & WALLACE RJ. 1988 .** Effects of ionophores monensin and tetronasin on stimulated development of ruminal acidosis in vitro. *Appl. Environ. Microbiol.* **54**, 2981-2985.
183. **NURMI E. & RINTALA M. 1973.** New aspects of Salmonella infections in broiler production. *Nature*, 241, 210-211.

184. **NYAMAMBI B, NDLOVU L R, NAIK Y S, KOCK N D, 2007.** Intestinal growth and function of broiler chicks fed sorghum-based diets differing in condensed tannin levels. *South African Journal of Animal Science* 2007, 37 (3).
185. **OGAWA M., SHIMIZU K., NOMOTO K., TAKAHASHI M., WATANUKI M., TANAKA R., TANAKA T., HAMABATA T., YAMASAKI S. ET TAKEDA Y. 2001.** Protective effect of *Lactobacillus casei* strain Shirota on Shiga toxin producing *Escherichia coli* O157:H7 infection in infant rabbits. *Infection and Immunity journal*. 69: 1101-8.
186. **OUWEHAND, A. C, S. SALMINEN, ET AL. 2002.** "Probiotics: an overview of beneficial effects." *Antonie Van Leeuwenhoek International Journal of General and Molecular Microbiology* 82(1-4): 279-289
187. **PAIVA, D., AND MCELROY, A. (2014),** Necrotic enteritis: Application for the poultry industry. *j.Appl.poult.Res.*23,557-566.doi:103382/japr.2013-00925.
188. **PALAMIDI I, FEGEROS K, MOHNL M, ET AL. 2016.** Probiotic form effects on growth performance, digestive function, and immune related biomarkers in broilers. *Poult Sci*; 95:1598-608. <https://doi.org/10.3382/ps/pew052>.
189. **PANDA, AK, MR REDDY, SV RAMRAO, MVLN RAJU ET NK PRAHARAJ. 2000.** Croissance, caractéristiques des carcasses, immunocompétence et réponse à *Escherichia coli* des poulets de chair nourris avec des régimes contenant divers niveaux de probiotiques. *Archive fourrures Ge € flugelkunde* 64:152 –156.
190. **PARIGI BINI, ROBERTO, 1986.** *Zootecnicaspeciale dei bovini/ Angela Someda de Marco. Bologna : Patron, 1986- 636.2 (Ed. 19) - Zootecnia. Ruminanti Bovini Bestiame. Perspectives. Cahiers du CREAD, 81-82, pp.129-153.*
191. **PARTANEN K.H. ET MROZ Z. 1999.** Organic acids for performance enhancement in pig diet. *Nutr.Res.Rev.*12: 117- 145.
192. **PETIT F, 1991.** Manuel d'aviculture par Rhône Mérieux.
193. **PETIT F. 1991.** Manuel d'aviculture par Rhône Mérieux.
194. **PICARD M, PORTER R H ET SIGNORET JP, 2001.** Comportement et bien-être animal.
195. **PINCHUK IV., BRESSOLLIER P., VERNEUIL B., FENET B., SOROKULOVA IB., MÉGRAUD F AND URDACI MC 2001.** In vitro anti-*Helicobacter Pylori* activity of the probiotic Strain *Bacillus subtilis* is due to secretion of antibiotics. *Antimicrob. Ag. Chemother.* 45, 3156-3161.
196. **PLAZA-DIAZ, J.; RUIZ-OJEDA, F.J.; GIL-CAMPOS, M.; GIL, A. 2020.** Mechanisms of Action of Probiotics. *Adv. Nutr.* 2019, 10, S49–S66, Correction in *Adv. Nutr.*, 11, 1054. [CrossRef].
197. **PUYBASSET A, 2014.** Le sol béton se pilote avec précision « réussir l'aviculture».
198. **QIAO H, CHANG K N, YAZAKI J, AND ECKER J R, 2009.** Interplay between ethylene, ETP1/ETP2 F-box proteins, and degradation of EIN2 triggers ethylene responses in *Arabidopsis*. *Genes & Dev.* (this issue). doi: 10.1101/gad.1765709.
199. **QUEMENEUR P, 1988.** La production du poulet de chair. *Revue du Syndicat National des Vétérinaires Inspecteurs du Ministère de l'Agriculture Français, 1988, (100 à 103) :* 241-253.

200. **RAUW F, YANNICK G, THIERRY V ET BENEDICTE L. (2009)**. La vaccination contre la maladie de Newcastle chez le poulet (*Gallus gallus*). In : *Biotechnol. Agron. Soc. Environ.* 2009 13(4), 587-596
201. **REBOLE A, RODRIGUEZ M L, ORTIZ LT, ALZUETA C, CENTENO C, TREVINO J, 2002**. Mucilage in linseed: effects on the intestinal viscosity and nutrient digestion in broiler chicks. *J. Sci. Food Agric.*, 82, 1171-1176.
202. **REDON P. & TOURNUT J. 1973**. L'entérite transmissible du jeune perdreau. *Rev. Méd.vét.*, 124, 742-756.
203. **REGNAULT J. (2002)**. Eléments de microbiologie et d'immunologie
204. **REVINGTON, B., 2002**. Feeding poultry in the post-antibiotic era. Multi-State Poultry Meeting. <http://ag.ansc.purdue.edu/poultry/multistate/multi-state.pdf>.
205. **RIDLON J.M., KANG D.J. & HYLEMON P.B. 2006**. Bile salt biotransformations by human intestinal bacteria. *Journal of Lipid Research*. **47**: 241-259.
206. **ROTZ, C.A., 2004**. Management to reduce nitrogen losses in animal production. *J. Anim.Sci.*, 82:119-137.
207. **RUSSELL JB & STROBEL HJ. 1989**. Effect of ionophores on ruminal fermentation. *Appl. Environ. Microbiol.* **55**, 1-6.
208. **RYMER C, GIVENS D I, 2005**. Fatty acid enrichment of edible tissue of poultry: A review. *Lipids*, 40, 121-130.
209. **SAARELA, M., G. MOGENSEN, ET AL. 2000**. "Probiotic bacteria: safety, functional and technological properties." *Journal of Biotechnology* 84(3): 197-215.
210. **SAKATA T, KOJIMA T, FUJIEDA M, TAKAHASHI M & MICHIBATA T 2007**. Influences of probiotic bacteria on organic acid production by pig caecal bacteria in vitro. *Proceedings of the Nutrition Society* **62**: 73-80.
211. **SALHI O, MESSAI CR, OUCHENE N, BOUSAADI I, KENTOUICHE H, KAIDI R, KHELEF D. 2021**. Indicators and risk factors of infectious laryngotracheitis in layer hen flocks in Algeria, *Veterinary World*, 14(1): 182-189
212. **SAUVEUR B, 1988**. Reproduction des volailles et production d'œufs, Paris.
213. **SAUVEUR B**. Reproduction des volailles et production d'œufs, Paris, 1988.
214. **SCHOBERT E. & KURMAYER R. 2006**. Evaluation of different DNA sampling techniques for the application of the real-time PCR method for the quantification of cyanobacteria in water. *Letters in Applied Microbiology*. **42**: 412-417.
215. **SCHROETER J. & KLAENHAMMER T. 2009**. Genomics of lactic acid bacteria. *FEMS Microbiology Letters*. **292**: 1-6.
216. **SELMA M.V., ESPIN J.C. & TOMAS-BARBERAN F.A. 2009**. Interaction between phenolics and gut microbiota: role in human health. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*. **57**: 6485-6501.
217. **SERVIN AL & COCONNIER M-H 2003**. Adhesion of probiotics strains to the intestinal mucosa and interaction with pathogens. *Best Practice & Research Clinical Gastroenterology* **17**: 741- 754.
218. **SERVIN AL. 2004**. Antagonistic activities of *Lactobacilli* and *Bifidobacteria* against microbial pathogens. *FEMS Microbiol. Rev.* **28**: 405-440.

219. **SHAEDLER R.W. 1973.** Relationship between the host and its intestinal microflora. Symp. On gut flora and nutrition in the non ruminant. Proc. Nutr. Soc., 32, 41-43.
220. **SHAKOURI M, IJI P, MIKKELSEN L & COWIESON A. 2009.** Intestinal function and gut microflora of broiler chickens as influenced by cereal grains and microbial enzyme supplementation. *J. Anim. Physiol. Anim. Nutr.* **93**: 647-658.
221. **SHARMAN PM, OSSA JC, JOHNSON HENRY.** Unraveling mechanism of action of probiotics. *Nutr Clin Pract.* 2009, 24(1):10-14.
222. **SINOVA C a, JIMÉNEZ M E, GONZÁLEZ a J M, FRIKHAM, LÁZARO R, 2010.** Influence of source of soybean meal and lysine content of the diet on performance and total tract apparent retention of nutrients in broilers from 1 to 36 days of age. *Poult. Sci.* 89:1440–1450.
223. **SMITH A J, 1992.** L'élevage de la volaille (deuxième volume). Collection Le technicien d'Agriculture Tropicale ACCT/CTA/Edition Maisonneuve et Larose. Paris, 151p.
224. **SMITH H.W. 1965.** Observation of the flora of the alimentary tract of animals and factors affecting its composition. *Journal of Pathology and Bacteriology.* **89**: 95-122.
225. **SMITH J.C., SOARES J.H., 1984.** Minerals. In: The germ-free animal in biomedical research. (Eds) M.E. Coates B. Gustafsson. Laboratory Animals handbooks, London, UK , 275-284.
226. **SOHAIL, MU, ME HUME, JA BYRD, DJ NISBET, A. IJAZ, A. SOHAIL, MZ SHABBIR ET H. REHMAN. 2012.** Effet de la supplémentation en mannane-oligosaccharides prébiotiques et en mélange probiotique sur les performances de croissance des poulets de chair soumis à un stress thermique chronique. *Poule. Sci.* 91 : 22352240.
227. **SORESCU I, DUMITRU M, CIURESCU G.** Lactobacillus spp. and Enterococcus faecium strains isolation, identification, preservation and quantitative determinations from turkey gut content. *Romanian Biotechnological Letters* 2019; 24(1):41-49.
228. **SOUILEM O. ET GOGNY M. 1994.** Particularité de la physiologie digestive des volailles. *Med. Vet.*, 145 (7) : 525-537.
229. **STANLEY D, DENMAN SE, HUGHES RJ. 2012.** Intestinal microbiota associated with differential feed conversion efficiency in chickens. *Appl. Microbiol. Biotechnol.* **96**: 1361-1369.
230. **STEIN H.H ET KIL D.Y. 2006.** Reduced use of antibiotic growth promoters in diet fed to weanling pigs: Dietary tools part 2. *Anim. Biotechnol* 17: 217231.
231. **SUMMERS J D, 1995.** Excess sulphur can have toxic effect on poultry. *Feedstuffs*, 16-35.
232. **SUSKOVIC, J., KOS, B., GORETA, J., AND MATO, S., 2001.** Role of Lactic Acid Bacteria and Bifidobacteria in Synbiotic .Effect. *Food. technol. biotechnol.*, 39 (3): 227-235.
233. **SZYLIT O, CHAMP M, RAIBAUD P & AÏT-ABDELKADER N. 1983.** Amylase production by three *Lactobacillus* strains isolated from chicken crop. *J. Appl. Bact.* **55**: 487-493.
234. **TANNOCK G.W., DASHKEVICZ M.P. & FEIGHNER S.D. 1989.** Lactobacilli and bile salt hydrolase in the murine intestinal tract. *Applied and Environmental Microbiology.* **55** : 1848- 1851.

235. TEMIM S., HAMMAMI N. ET BEDRAN L. 2009. évaluation de l'efficacité du probiotique *Pedicoccus acidophilus* sur les performances de croissances, la morphométrie et la flore lactobacillaire de l'intestin du poulet de chair. *European Journal of scientific Research*. Vol.38 N.1(2009).pp.119-128.
236. TERADA, T.; NIL, T.; ISOBE, N.; YOSHIMURA, Y. Effects of Probiotics *Lactobacillus reuteri* and *Clostridium butyricum* on the Expression of Toll-like Receptors, Pro- and Anti-inflammatory Cytokines, and Antimicrobial Peptides in Broiler Chick Intestine. *J. Poult. Sci.* 2019, 57, 310–318. [CrossRef].
237. TOURNUT J., REDON P., BEZILLEP. & VAAST R. 1976. Les entérites néonatales du veau. *Dysmicrobisme intestinal. Rev. Méd. vét.*, 127, 173-185.
238. TOURNUT J. AND ANADON A. 1986. the piglet from birth to weaning. Current events. *int.pig vet.Soc.congress, Barcelona*, 117-126.
239. VAN IMMERSEEL, F., DE BUCK, J., PASMANS, F., HAESEBROUK, F., DUCATELLE, R., 2003. Stratégies nutritionnelles pour réduire les agents pathogènes chez la volaille. Cinquièmes journées de la recherche avicole. Tours.
240. VAN WINSEN RL, URLINGS BAP, LIPMAN LJA, SNIJDERS JMA, KEUZENKAMP D, VERHEIJDEN JHM & VAN KNAPEN F. 2001. Effect of Fermented Feed on the Microbial Population of the Gastrointestinal Tracts of Pigs. *Appl. Environ. Microbiol.* 67: 3071-3076.
241. VANDERHOOF J.A., WHITNEY D.B., ANTONSON D.L., HANNER T.L., LUPO J.V. ET YOUNG R.J. 1999. *Lactobacillus GG* in the prevention of antibiotic-associated diarrhea in children. *Journal Pediatrics.* 135: 564-568.
242. VÉLEZ MP, DE KEERSMAECKER SCJ & VANDERLEYDEN J. 2007. Adherence factors of *Lactobacillus* in the human gastrointestinal tract. *FEMS Microbiol. Lett.* 276: 140-148.
243. VIDOTTO M.C., NAVARRO H.R. & GAZIRI L.C.J. 1997. Adherence pili of pathogenic strains of avian *Escherichia coli*. *Veterinary Microbiology.* 59: 79-87.
244. VIENOT E. 2004. L'hygiène de l'eau de boisson, un préalable dans tout élevage. *Filières avicoles*, février 2004 : 51 – 83.
245. VILLATE D, 2001. Manuel pratique des maladies volailles. 2ième édition, Editions France Agricole, 399p.
246. WALKER, W.A .2008. Mechanisms of Action of Probiotics. *Clin.Infect.Dis*, 46, S87–S91. [CrossRef].
247. WANG X, FARNELL YZ, PEEBLES ED, KIESS AS, WAMSLEY KG, ZHAI W. 2016. Effects of prebiotics, probiotics, and their combination on growth performance, small intestine morphology, and resident *Lactobacillus* of male broilers. *Poult Sci*;95:1332-40. <https://doi.org/10.3382/ps/pew030>
248. WANG, Y.; DONG, Z.; SONG, D.; ZHOU, H.; WANG, W.; MIAO, H.; WANG, L.; LI, A. 2018. Effects of microencapsulated probiotics and prebiotics on growth performance, antioxidative abilities, immune functions, and caecal microflora in broiler chickens. *Food Agric. Immunol.* 29, 859–869. [CrossRef].
249. WHELAN, R.A.; DORANALLI, K.; RINTTILÄ, T.; VIENOLA, K.; JURGENS, G.; APAJALAHTI, J. 2019. The impact of *Bacillus subtilis* DSM 32315 on the pathology,

- performance, and intestinal microbiome of broiler chickens in a necrotic enteritis challenge. *Poult. Sci.*, 98, 3450–3463. [CrossRef]
250. **WHITEHEAD CC, 1998.** A Review of Nutritional and Metabolic Factors Involved in Dyschondroplasia in Poultry, *Journal of Applied Animal Research*, 13:1-2, 1-16 To link to this article: <http://dx.doi.org/10.1080/09712119.1998.9706669>.
251. **WISE MG & SIRAGUSA GR. 2006.** Quantitative analysis of the intestinal bacterial community in one- to three-week-old commercially reared broiler chickens fed conventional or antibiotic free vegetable-based diets. *J. Appl. Microbiol.* 0: 1138-1149.
252. **WOOD, M.T., 1998.** the use of Emin the poultry industry. Suitaible community development, L.L.C.
253. **YEO, J., AND KIM, K. I., 1997.** Effect of feeding diets containing an antibiotic, a probiotic, or yucca extract on growth and intestinal uréase activity in broiler chicks. *Poult. Sci.*, 76: 381-385.
254. **YUSRIZAL, T., CHEN, T. C., 2003.** *Int. J. Poult. Sci.*, 2, 214- 219.
255. **ZACCONI, C., SCOLARI, G., SARRA, P. G., 1999.** Effect of administration of *Lactobacillus salivarius* and lactic microflora in chick digestive tract. *Annali di Microbiologia ed Enzimologia.* 49: 117-123.
256. **ZAGHARI, M; SARANI, P; HAJATI, H. 2020.** Comparison of two probiotic preparations on growth performance, intestinal microbiota, nutrient digestibility and cytokine gene expression in broiler chickens. *J. Appl. Anim. Res.*, 48, 166–175. [CrossRef]
257. **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. *Open Life Sci.*, 16, 311–322. [CrossRef].
258. **ZHANG, Z., MARQUARDT, R. R., AND GUENTER, W., 2000.** Evaluating the Efficacy of Enzyme Preparations and Predicting the Performance of Leghorn Chicks Fed Rye-Based Diets with a Dietary Viscosity Assay. *Poult. Sci.*, 79: 1158–1167.
259. **ZUCHUAT ET SANDRINE. 2014** : Le test ELISA - BiOutils. [www.bioutils.ch](http://www.bioutils.ch). [En ligne] Université de Genève, 2014. [Citation: 17 06 2020.] <https://www.bioutils.ch/protocoles/14-le-test-elisa>.