



République Algérienne Démocratique et Populaire  
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche  
Scientifique  
Centre Universitaire El-wancharissi de Tissemsilt



Institut de Sciences et de la Technologie  
Département de Sciences de la nature et de la vie

Mémoire de fin d'études pour l'obtention du diplôme  
de Master académique en

Filière : **Agronomie**

Spécialité : **Production Animale**

Présentée par : **CHENNOUN Yacine**

**ZITOUNI Chahra**

*Thème*

---

## **Effet de l'addition de deux probiotiques sur les performances zootechniques de deux souches de poulet de chair**

---

Soutenu le, 05/11/2020

**Devant le Jury :**

Mr CHAHBAR M

Mme DRIZI N

Mr BOUNOUIRA

Président

Encadreur

Examineur

M.C.B.

M.A.A.

M.A.B.

CU-Tissemsilt

CU-Tissemsilt

CU-Tissemsilt

**Année universitaire : 2019-2020**

# Dédicaces

***Je dédie ce modeste travail à :***

***A mes parents .Aucun hommage ne pourrait être à la hauteur de l'amour  
Dont ils ne cessent de me combler. Que dieu leur procure bonne santé  
et longue vie.***

***A mes frères et mes sœurs.***

***A toute ma famille, et mes amis,***

***A mon binôme CHENNOUN***

***Yacine et toute la famille CHENNOUN***

***Et à tous ceux qui ont contribué de près ou de loin pour que ce projet  
soit possible, je vous dis merci.***

**Chahra**

# Dédicaces

*Je dédie ce modeste travail à :*

*• A ma très chère mère qui m'a soutenu et encouragé.*

*• A mes frères et mes sœurs.*

*• A mon amis Sefsaf Rachid qui m'a toujours encouragé, et a*

*Qui je souhaite plus de succès*

*Et à tous ceux qui ont contribué de près ou de loin pour que ce projet  
soit possible, je vous dis merci.*

Yacine

## Sommaire

Remerciements .....	01
Résumé .....	02
Summary.....	03
ملخص.....	04
Abréviations.....	05
Liste des figures.....	07
Liste des photos .....	09
Introduction.....	10
Première Partie : Partie Bibliographique.....	13
Chapitre 1. Production et consommation de la viande de volaille.....	13
1.1. Production et consommation de la viande de volaille dans le monde.....	13
1.2. La production et la consommation de la viande avicole en Algérie .....	16
1.2.1. La production Algérienne .....	16
1.2.2. La consommation Algérienne.....	17
1.3. Importance nutritionnelle de la viande de volaille .....	18
CHAPITRE 2. RAPPEL SUR LA MICROFLORE DIGESTIVE DES VOLAILLES.....	19
2.1. REPARTITION DE LA FLORE INTESTINALE DU POULET.....	19
2.2. Importance de la flore digestive .....	21
2.2.1. Rôle de la microflore dans la digestion.....	23
2.2.1.1. Digestion des glucides.....	23
2.2.1.2. Digestion des protéines.....	24
2.2.1.3. Digestion des lipides.....	24
2.2.1.4. Minéraux et vitamines.....	24
2.2.2. Impact sur la physiologie digestive.....	25
2.2.2.1. Les effets du microbiote sur le développement du tractus digestif gastro-intestinal.....	25
2.2.2.2. Effet sur le mucus intestinal.....	26
2.2.3. Rôle sur la santé de l'animal.....	26
2.2.3.1. Stimulation du système immunitaire.....	26
2.2.3.2. Protection contre les microorganismes pathogènes.....	27
CHAPITRE 3: LES ADDITIFS ALIMENTAIRES.....	30
3.1. Définition .....	30
3.2. Classification .....	30
3.2.1. Les Antibiotiques .....	32
3.2.2. Autres Substances .....	32
3-2-3. Alternatives aux antibiotiques.....	33

3.2.3.1. Les Acides Organiques .....	34
3.2.3. 2. Prébiotiques.....	34
3.2.3. 3. Les épices et les extraits des plantes.....	36
3.2.3. 4. Enzymes.....	36
3.2.3. 5. Les symbiotiques.....	38
3.2.3. 6. Les probiotiques.....	38
1. Définition.....	38
2. Les micro-organismes autorisés aujourd’hui en alimentation animale.....	39
3. Le mode d’action.....	39
4. Effets des probiotiques.....	41
4.1. Effets sur la santé de l’animal.....	41
a. Activité antimicrobienne.....	43
b. Activité immuno-modulatrice.....	46
4.2. Effets sur les performances zootechniques.....	48
Etude Expérimentale.....	51
1. Matériel et méthodes .....	55
1.1. Durée de l’étude.....	55
1.2. Lieu de l’étude.....	55
1.3. Animaux.....	57
1.4. Eau de boisson.....	59
1.5. Souche bactérienne.....	59
1.6. Équipement.....	60
1.6.1. Mangeoires.....	60
1.6.2. Abreuvoirs.....	60
1.6.3. Système de chauffage .....	60
1.6.4. Litière .....	60
1.6.5. L’éclairage.....	61
1.6.6. Température.....	61
1.7. Les aliments .....	61
1.8. Conduite de l’essai.....	61
1.9. Contrôle et mesure des paramètres évalués.....	62
1.10. Paramètre étudiés.....	62
1.10.1. Performance zootechniques.....	62
1.10.1.1. Le taux de mortalité de la semaine.....	62
1.10.1.2 La consommation d’aliment.....	62
1.10.1.3 Le poids vif.....	62
1.10.1.4. Détermination de l’indice de consommation (I.C).....	62
1.10.1.5. Le gain moyen quotidien (G.M.Q).....	63
1.10.2. Détermination du rendement des carcasses ; poids des organes et la longueur des intestins.....	63
1.11. Analyses statistiques.....	66
Résultats etDiscussion.....	67
1. Etudes des performances zootechniques.....	68

1-1. Consommation d'aliment et Indice de consommation .....	68
1-2. Le poids moyen et le gain de poids.....	73
1-2.1. Le poids moyen.....	73
1-2.2. Le gain de poids .....	77
1-3. Taux de mortalité .....	80
2- Détermination du rendement des carcasses ; poids des organes et la longueur des intestins.....	85
Conclusion.....	88
Références Bibliographiques .....	91

# Remerciement

*On remercie dieu le tout puissant de nous avoir donné la santé et la volonté d'entamer et de terminer ce mémoire.*

*Tout d'abord, ce travail ne serait pas aussi riche et n'aurait pas pu avoir le jour sans l'aide et l'encadrement de Mme DRIZI on la remercie pour la qualité de son encadrement exceptionnel, pour sa patience, sa rigueur et sa disponibilité durant notre préparation de ce mémoire.*

*Nous sommes conscients de l'honneur que nous a fait Mr Chahbar en étant président du jury et Mr Bounouira d'avoir accepté d'examiner ce travail.*

*Notre remerciement s'adresse également à tous nos professeurs pour leurs générosités et la grande patience dont ils ont su faire preuve malgré leurs charges académiques et professionnelles.*

*Nos profonds remerciements vont également à toutes les personnes qui nous ont aidés et soutenu de près ou de loin principalement.*

# Abréviations

**ACMSF:** Advisory Committee on the Microbiological Safety of Food

**AFCA-CIAL :** l'Association des Fabricants de Compléments pour l'Alimentation Animal

**AGV:**Acide Gras Volatil

**FAO:** Food and Agriculture Organization of the United Nations

**FOS:** Fructo-Oligosaccharides

**GALT:** Gut-Associated Lymphoid Tissue

**GMQ :** Gain Moyen Quotidien

**IgA:** Immunoglobines A

**IgG :**Immunoglobines de type G

**IgM :**Immunoglobines de type M

**IC :** Indice de Consommation

**MADR :** Ministère de l'Agriculture, du Développement Rural et de la Pêche

**MT:** Million de Tonne

**MOS :**Les mannane-oligosaccharides

**ND :** organisme non détecté, c'est-à-dire quantité dont le long 10est inférieur à 1,7/g

**NH<sub>3</sub> :** Ammoniac

**PMF :** Force Proton Motrice

**Reg III β et Y :**regeneratinggene de type III

**Th:** Lymphocytes T helper, Lymphocyte T auxiliaire

**Trég :** Lymphocyte T régulateurs

**UFC :** Unité Formant Colonie

**WHO:** World Health Organization



## Liste des tableaux

<b>Tableau n° 1</b> : Les principaux producteurs de viande de volailles dans le monde (Perspective FAO, d'après Deman, 2016).....	14
<b>Tableau n°2</b> : Composition du microbiote digestif du poulet déterminée par dénombrement bactériens (Smith 1965).....	21
<b>Tableau n°3</b> : Répartition de la flore microbienne dominante dans les divers compartiments du tube digestif chez les oiseaux (Stanley et al. 2014).....	22
<b>Tableau n°4</b> :Principaux additifs utilisés en alimentation animale. (Jean-Blain, 2002).....	31
<b>Tableau n°5</b> : Différences entre les caractéristiques des probiotiques utilisés en alimentation humaine et animal (Bernardeau et Vernoux, 2009).....	40
<b>Tableau n°6</b> : micro-organismesprobiotiques autorisés en Europe pour volaille (liste publiée par l'AFCA-CIAL, dernière mise à jour Mars 2009).....	42
<b>Tableau n°7</b> : les Microorganismes utilisés comme probiotiques chez les volailles (Pedroso et Lee. 2015).....	43
<b>Tableau n°8</b> : exemples d'effets probiotiques récemment démontrés en élevage avicole (adapté de Bernardeau et al , 2006).....	49
<b>Tableau n°9</b> : Les caractéristique des probiotiques (biomin®,Enteroferm®)utilisé dans notre exploitation.....	60
<b>Tableau n°10</b> : Consommation d'aliment et l'indice de consommation (g) Cobb 500.....	68
<b>Tableau n°11</b> : Consommation d'aliment et l'indice de consommation (g) Arbor acres.....	68
<b>Tableau n°12</b> : Evolution pondérale des lots (g) Cobb 500.....	73
<b>Tableau n°13</b> : Evolution pondérale des lots (g) Arbor acres.....	73
<b>Tableau n°14</b> : Gain moyen quotidien (GMQ) des poussins des lots souche Cobb 500.....	77
<b>Tableau n°15</b> : Gain moyen quotidien (GMQ) des poussins des lots souche Arbor acres.....	77
<b>Tableau n°16</b> : Taux de mortalité souche Cobb 500.....	81
<b>Tableau n°17</b> : Taux de mortalité souche Arbor acres.....	81
<b>Tableau n°18</b> : L'effet de l'apport du probiotique sur les paramètres de carcasse (Cobb 500).....	85
<b>Tableau n°19</b> : L'effet de l'apport du probiotique sur les paramètres de carcasse (Arbor acres)...	86

## Liste des figures

<b>Figure n°1:</b> Les principaux pays producteurs de viandes blanches dans le monde (FAO, (2014)) ..14	14
<b>Figure n° 2 :</b> La production mondiale de viande de poulet de chair (ACMF, 2014).....15	15
<b>Figure n°3 :</b> Consommation mondiale de viande entre 2010-2014. (Brown, 2015).....16	16
<b>Figure n°4 :</b> Consommation individuelle de viande de volaille en Algérie (kg/ha b/an) (MADR, 2004).....17	17
<b>Figure 05 :</b> Microbiome intestinal chez les volailles.....22	22
<b>Figure 06 :</b> effet du microbiote sur l'animal( Gabriel.2014).....23	23
<b>Figure 07 :</b> Interaction entre microbiote et le système immunitaire (Iora et Hooper,2012).....27	27
<b>Figure 08 :</b> le microbiote commensal contre la colonisation par les pathogènes exogènes et opportunistes (Kamada et al.2013).....29	29
<b>Figure 09 :</b> représentation des différents genres microbiens autorisés en tant qu'additifs en alimentation porcine et avicole en Europe (adapté de AFCA-CIAL ,Mars 2009.....41	41
<b>Figure 10 :</b> Mécanismes d'action proposés des microorganismes probiotiques dans le traitement des infections entériques. Adapté de Kaur, Kuhad et al.(2009)et Calder and Kew (2002).....44	44
<b>Figure 11 :</b> Mode d'action des bactériocines des bactéries lactiques d'après (Cotter et al.,2008) cité par Izquierdo Ester.2009.....45	45
<b>Figure 12 :</b> Effet stimulateur du probiotique sur l'hôte ; il s'agit d'une interaction avec différents types de cellules au niveau intestinale (Thomas,et Versalovic,2010) .....47	47
<b>Figure 13 :</b> Organigramme général de la démarche expérimentale durant cette étude.....53	53
<b>Figure 14 :</b> La mise en lot et l'enregistrement des paramètres durant cette étude. ....54	54
<b>Figure 15 :</b> Représentation schématique de la disposition des lots au sein du bâtiment. ....56	56
<b>Figure n° 16 :</b> Comparaison de la consommation d'aliment Gr/s des lots (souche Cobb 500).....70	70
<b>Figure n° 17 :</b> Comparaison de la consommation d'aliment Gr/s des lots (souche Arbor acres)...70	70
<b>Figure n° 18 :</b> Croissance pondérale des poulets.....75	75

<b>Figure n° 19</b> : Comparaison entre l'évolution pondérale des poulets souche Cobb 500.....	75
<b>Figure n° 20</b> : Comparaison entre l'évolution pondérale des poulets souche Arbor acres.....	76
<b>Figure n° 21</b> : Comparaison entre l'évolution du GMQ des poulets souche Cobb 500.....	78
<b>Figure n° 22</b> : Comparaison entre l'évolution du GMQ des poulets souche Arbor acres.....	78
<b>Figure n° 23</b> : Evolution des mortalités des lots.....	82
<b>Figure n° 24</b> : Comparaison de la mortalité des lots (souche Cobb 500).....	82
<b>Figure n° 25</b> : Comparaison de la mortalité des lots (souche Arbor acres).....	83

## Liste des photos

<b>Photo 01</b> : répartition des poussins.....	57
<b>Photo 02</b> : différent manipulations durant l'expérimentation «de la préparation du bâtiment, mise en lot, enregistrement des paramètre zootechnique et pesée des organe ».....	58
<b>Photo 3</b> : Les futs utilisés pour l'abreuvement.....	59
<b>Photo 04</b> : pesée des probiotiques juste avant son utilisation.....	59
<b>Photo 05</b> : Ouverture de la carcasse et éviscération.....	64
<b>Photos 06</b> : pesé des animaux avant et après abattage pour calcul du rendement des carcasses..	64
<b>Photos 07</b> : collecte et pesée des organes.....	65

# Introduction

La volaille est une source de protéines animales. Les cycles très courts, de 45 à 60 jours, et la croissance de la capacité des poulaillers permettent une très grande productivité. Les viandes sont adaptées aux transformations industrielles et présentent un excellent rendement énergétique comparativement à d'autres espèces (Sauveur, 1999 cité par Achène K. 2013).

Le développement de l'aviculture en Algérie constitue un meilleur recours pour répondre à un besoin galopant de la population en protéines animales dans les plus courts délais.

Depuis les années 70, les pouvoirs publics algériens ont mis en œuvre différents programmes de développement pour promouvoir la filière avicole intensive. Actuellement, cette filière occupe une place importante dans l'approvisionnement en protéines animales des populations, elle fournit 496 417 tonnes de viandes blanches en 2015 (MADRP, 2016).

La consommation de viande de volaille est passée de 7,85 kg/hab. / an en 1998 à 15 kg/hab./an en 2015. Depuis plus d'une dizaine d'années, L'industrialisation des élevages avicoles en Algérie s'est imposée alors comme solution rapide et efficace pour résorber le déficit senti en protéine animale.

L'intensification des élevages imposait les aviculteurs à chercher des moyens pour l'amélioration des performances de croissance des volailles par des méthodes d'élevage innovantes dont l'amélioration de la qualité de l'alimentation des animaux. Ainsi, l'utilisation d'additifs dans l'alimentation est une des voies pour participer à l'amélioration de la productivité des élevages de volailles. Cependant, l'incorporation des additifs tels que les antibiotiques n'est pas récente. Dans les années 50, les Etats-Unis, puis l'Europe commencent à utiliser ces antibiotiques comme facteurs de croissance en production animale, près de 80% des antibiotiques vendus ou distribués aux états Unis en 2012 ont été destinés animaux d'élevage (USDA, 2012) cité par ( Ben lagha et al, 2017 )

Chez la volaille, l'administration quotidienne de faibles doses d'antibiotiques a permis d'obtenir une croissance accélérée et une consommation moindre d'aliments en modifiant la flore intestinale et la digestibilité des aliments. Cependant, avec le temps, leur administration répétée a contribué à l'augmentation de la résistance des agents pathogènes vis-à-vis des antibiotiques ou «antibiorésistance».

Face à l'apparition croissante de la résistance aux antibiotiques conventionnels, à l'émergence de nouveaux agents pathogènes chez l'animal, à l'augmentation des coûts des traitements, à la baisse de leur efficacité, les antibiotiques ne garantissent plus une réponse favorable. Malgré leur suppression en Europe en 2006, comme facteurs de croissance dans les aliments pour animaux, les

antibiotiques sont encore malheureusement utilisés dans un but préventif ou curatif afin de traiter des animaux susceptibles d'être exposés à un agent pathogène. Des alternatives comme les probiotiques devront être développées pour mieux maîtriser le microbiote digestif chez la volaille. Les probiotiques ont récemment été définies par la FAO comme étant des microorganismes vivants qui lorsqu'ils sont administrés en quantité adéquate, procurent un effet bénéfique pour la santé de l'hôte (FAO/WHO 2002). En renforçant l'écosystème microbien des volailles, les probiotiques contribuent à la défense immunitaire et protègent les poulets contre les conséquences de stress (Patterson and Burkholder 2003). Des améliorations en terme de gain de poids et de l'indice de consommation ont ainsi été observées suite à la consommation de probiotiques (Jin, Ho et al. 1998) ; (Simon, Jadamus et al 2001). Les probiotiques peuvent aussi contribuer à la digestion des fibres, sécréter des substances antibactériennes comme les acides organiques et les bactériocines pour combattre plusieurs micro-organismes pathogènes (Sreekumar et Hosono 1998 ; Fuller et al. 1999).

L'expansion rapide de la population mondiale couplée avec nos régimes alimentaires de plus en plus riches en viande notamment en viande de volaille pour son bas prix, imposent aux éleveurs d'accroître encore plus la production, les élevages deviennent de plus en plus intensifs et industriels utilisent couramment des antibiotiques à des fins préventives et curatives. Ces derniers ont été pendant longtemps utilisés avec succès pour améliorer les performances zootechniques et sanitaires des animaux d'élevage. Cependant, l'utilisation inappropriée et abusive d'antibiotiques, souvent indument prescrits, a contribué à l'augmentation de la résistance des agents pathogènes vis-à-vis des antibiotiques ce phénomène s'appelle antibiorésistance.

Pour remédier à ce fléau de multi résistance bactérienne, l'utilisation des probiotiques s'avère nécessaire pour favoriser une bonne microflore antagoniste vis-à-vis des pathogènes et peut s'inscrire comme stratégie alternative envisagée pour protéger les volailles des agents pathogènes et pour remplacer les antibiotiques comme facteur de croissance.

Les propriétés probiotiques permettent aujourd'hui d'envisager des stratégies intégratives de prévention, de contrôle et de maîtrise sanitaire enfin de rentabilité, au niveau de l'ensemble de la chaîne alimentaire et ce dans une démarche d'agriculture durable.

L'objectif de cette mémoire consiste à étudier l'impact de deux probiotiques « *Enterococcus* sp, *Bifidobacterium* sp, *Lactobacillus* sp » dans l'eau et « *Saccharomyces cerevisiae* » dans l'aliment sur les performances zootechniques de deux souches de poulet de chair (Cobb 500, Arbor Acres).

Le manuscrit de mémoire est structuré en deux parties :

1- Une étude bibliographique qui présente, dans un premier chapitre, un petit aperçu sur la production et la consommation de la viande de volaille dans le monde et en Algérie. Le microbiote

intestinal ainsi que le rôle de la microflore digestive sur le plan nutritionnel et la santé de l'animal sont traités dans le second chapitre. Enfin, l'utilisation d'antibiotiques en élevage avicole et celles des probiotiques comme alternatives à ces médicaments sont présentés dans les deux dernier chapitre.

2- Une étude expérimentale qui comporte ; le Matériels et Méthodes, qui présentent les animaux, le matériel, et l'approche méthodologique utilisés, la partie résultats et discussion, qui comporte une discussion des résultats obtenus. Enfin la partie conclusion, qui présente la conclusion qui découle de ce travail d'un point de vue scientifique et appliqué.

**Partie**  
**Bibliographique**



### 1.1. Production et consommation de la viande de volaille dans le monde

Les États-Unis d'Amérique sont le plus grand producteur de viande de volaille à l'échelle de la planète : ils produisent en effet 18% de la production mondiale suivi ensuite par la Chine, le Brésil et la Fédération de Russie. (FAO, 2019).

L'aviculture est l'une des principales sources de production de protéines animales (viande + œufs) dans le monde (FAO, 2010). Les produits issus de l'élevage avicole représentent environ un tiers des protéines consommées dans le monde et la production de volaille dans le monde représente la plus forte dynamique des productions d'origine carnée. Au cours de la dernière décennie, la production mondiale de viande a progressé au rythme de 2,7% par an pour atteindre 245 millions de tonnes en 2003 et en 2012 avec 301.8 MT de viande produit dans le monde (France Agri Mer, 2013).

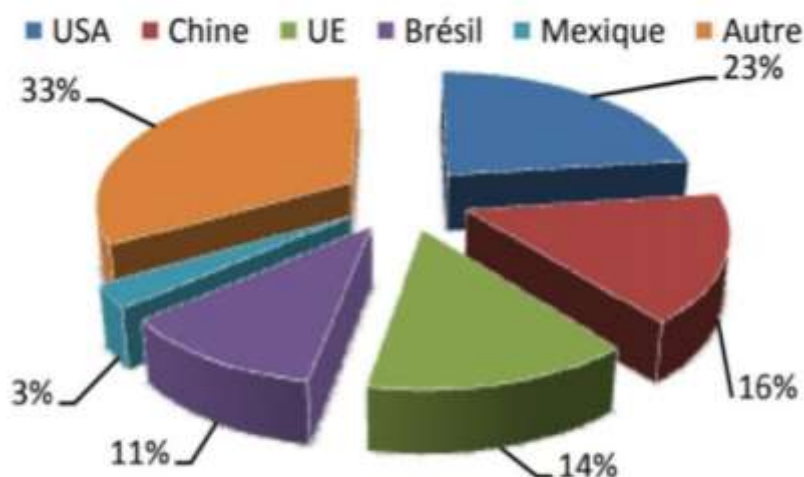
En 2015, la production mondiale de volaille atteindrait, selon les estimations de la FAO, 114,8 MT. Le premier continent producteur de volaille en 2015 reste l'Asie avec 35 % de la production mondiale (Chine, Inde, Thaïlande, Indonésie), suivi par l'Amérique du Nord (Les États-Unis principalement) avec 20 % de la production mondiale de volaille et 19 % de la production mondiale est assurée par l'Amérique du Sud et sa grâce à la production brésilienne. Pour répondre à la demande croissante de la consommation, la production de viande de volaille mondiale a progressé, passant de 9 à 120 millions de tonnes entre 1961 et 2016.

La FAO prévoit une hausse de la production mondiale de volaille en 2016 de 0,9 % par rapport à 2015 soit 115,8 MT produites dans le monde. Le tableau (1) illustre les principaux producteurs de viande de volaille dans le monde.

**Tableau n° 1 :** Les principaux producteurs de viande de volailles dans le monde (Perspective FAO, d'après Deman, 2016)

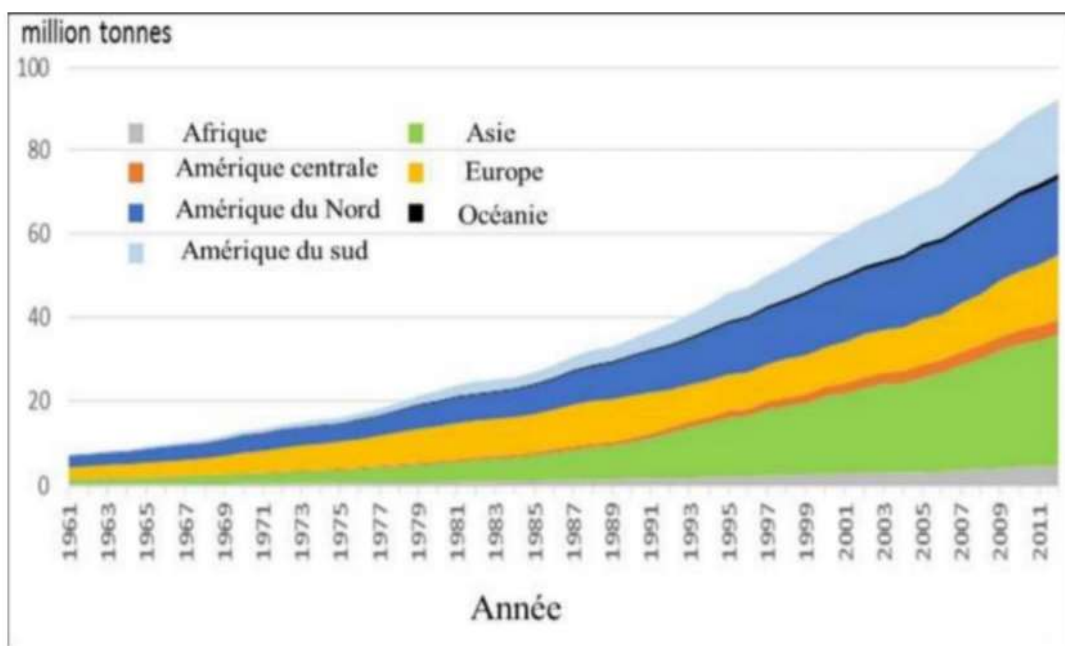
Pays	Production 2015 en MT	Évolution par rapport 2014
<b>Etats-Unis</b>	21.2	+2.9%
<b>Chine</b>	19.0	+2.8%
<b>Union européenne</b>	13.8	+3.8%
<b>Brésil</b>	13.8	+3.6%
<b>Russie</b>	4.1	+11.4%
<b>Monde</b>	114.8	+3.4%

Au cours de la dernière décennie, la production mondiale de viande a progressé au rythme de 2,7% par an pour atteindre 245 millions de tonnes en 2003 et en 2012 avec 301.8MT de viande produit dans le monde (France Agri Mer, 2013). Si le porc reste la première viande produite dans le monde (95million de tonnes), les viandes de volailles ont enregistré la plus forte progression avec un taux de croissance de 5% par an. En 2003, elle est en deuxième rang des viandes produites dans le monde avec un volume 65,2 millions de tonnes représentant 27% de la production totale de viande (Nouad, 2008).



**Figure n°1:** Les principaux pays producteurs de viandes blanches dans le monde (FAO, (2014))

Les premiers producteurs mondiaux de viande volaille en 2014 sont les Etats-Unis avec 20,3 MT, suivis de la chine (17,5MT), puis l’Union Européenne (27) et le Brésil (13,2 MT et 13,0 MT successivement).



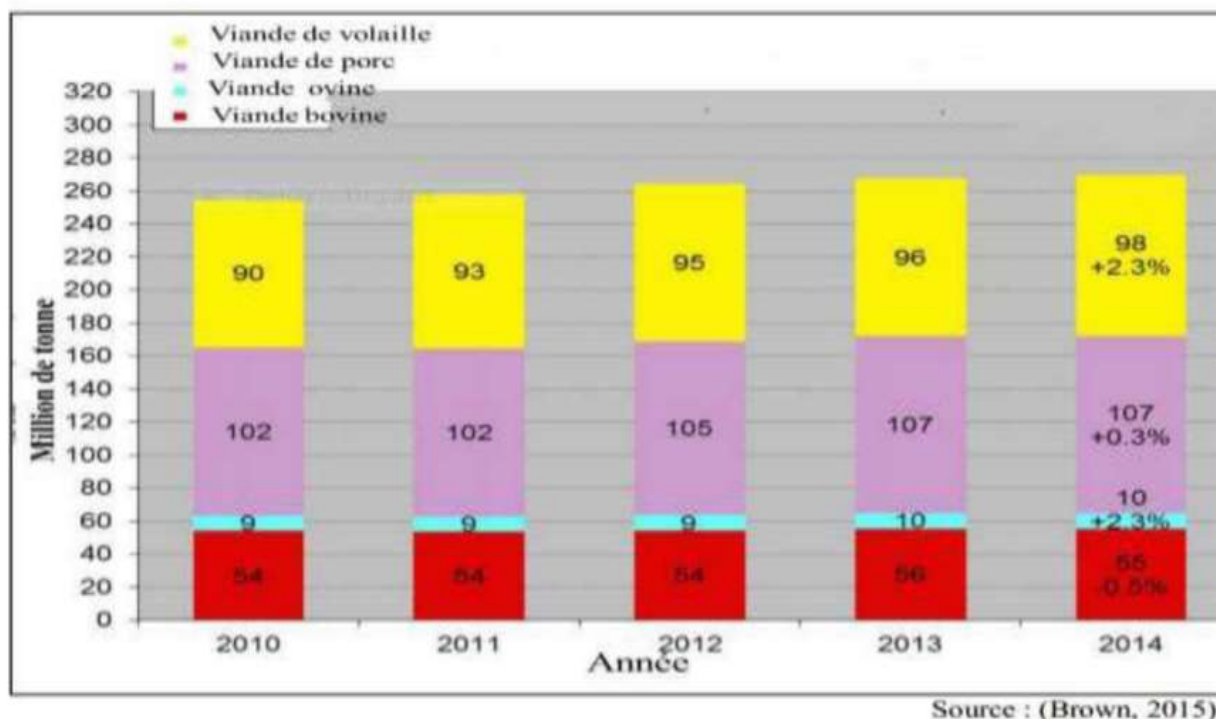
**Figure n° 2** : La production mondiale de viande de poulet de chair (ACMF, 2014)

Les principaux producteurs européens en 2018 sont Pologne, Royaume-Uni, France, Espagne, Allemagne et l'Italie et Ces (6) Etats membres représentent 71 % de la production totale européennes outre, le totale de la production de l'Union-Européenne est de 15 134 00.

La volaille est la 2ème viande la plus consommée au monde avec 91,6 millions de tonnes en 2009 et 101 Mt en 2011. La consommation mondiale de viande de volaille, avec une progression de 1,5%, a connu des dynamiques très différentes selon les régions du monde. (Planetoscope, 2012).

La présence des grandes multinationales dans bon nombre de pays a accéléré la standardisation des unités de production et cette amélioration de l'efficacité technique a permis à ces pays de rattraper leur retard technologique par rapport aux économies avancées, comme les États-Unis ou l'Europe (JEAN, 2015). On ne s'étonne donc pas de voir que parallèlement à la production, ce sont les États-Unis qui occupent la première place, tandis que l'Afrique occupe la lanterne rouge en termes de consommation.

La consommation mondiale de viande de volaille, entre 2002 et 2006, a augmenté de 19 millions de tonnes (FAO, 2007) et en (2014) elle s'approche au 98 millions de tonnes.



**Figure n°3 :** Consommation mondiale de viande entre 2010-2014. (Brown, 2015)

D'après la Commission Européenne, la consommation de volailles en 2014 a atteint 12,5MT, soit 21,6 kg par habitant (200 g de plus par habitant qu'en 2013). Ainsi, la consommation de volailles dans l'Union Européenne représentera 30 % de la consommation totale de viande (après le porc qui en représente 49 %).

## 1.2. La production et la consommation de la viande avicole en Algérie :

### 1.2.1. La production Algérienne :

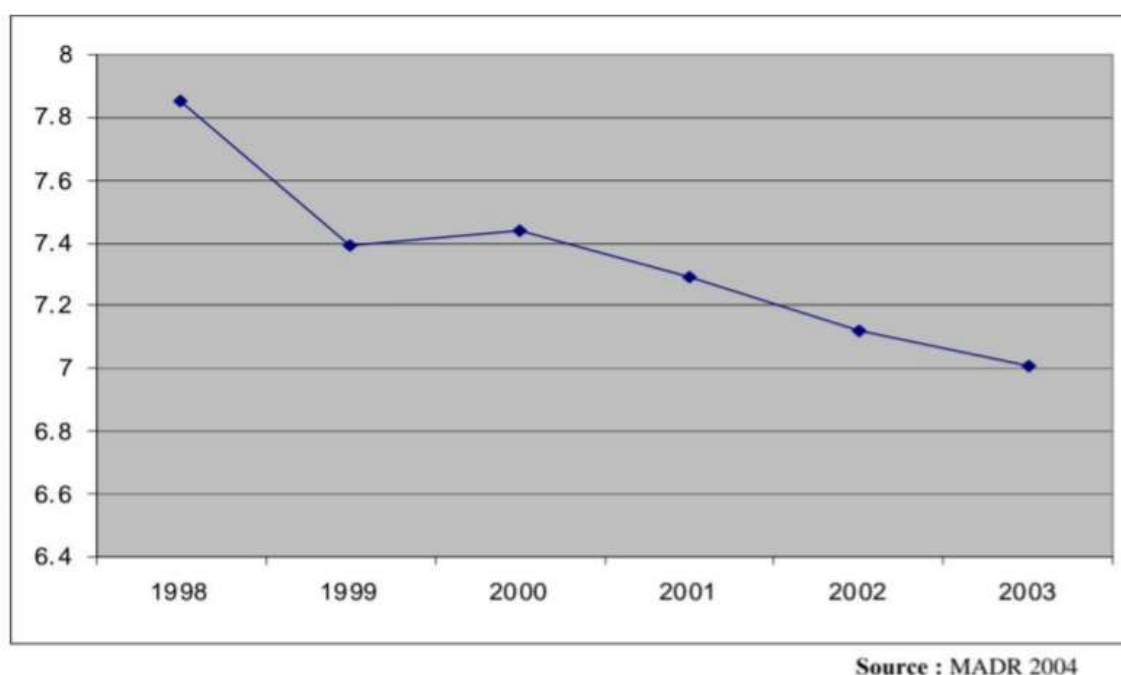
La production annuelle nationale du secteur avicole algérienne a enregistré un volume considérable, elle est évaluée à plus de 253 000 tonnes de viandes blanches et presque 4,5 milliards d'œufs de consommation qui assurent en retour plus de 50 % de la ration alimentaire en produits d'origine animale en 2011, (MADR, 2012). L'aviculture Algérienne produit entre 330 et 342 millions de tonnes de viande blanche annuellement, soit environ 240 millions de poulets par an Elle est constituée de 20000 éleveurs, emploie environ 500 000 personnes et fait vivre environ 2 millions de personnes. Enfin, cette pratique importe près de 80% des 2,5 millions de tonnes d'aliment qui est constitué principalement de (Maïs ; tourteaux de soja et CMV), 3 millions de poussins reproducteurs, des produits vétérinaires et des équipements (l'OFAL de 2001).

La production nationale en viande blanche a connu une évolution considérable en 2017, atteignant 5,3 millions de quintaux (Mqt), contre 2,092 Mqt en 2009, soit une augmentation de

153%, a indiqué le ministre de l'Agriculture, du développement rural et de la pêche, ainsi que durant les dix dernières années, la production avicole a enregistré un progrès de 10,3% dans la filière viandes blanches et 6,2% des œufs destinés à la consommation.

### 1.2.2. La consommation Algérienne :

Le développement de la filière avicole en Algérie a permis une augmentation sensible de la consommation de viande de poulet de chair. Cette dernière, est passée de 0,82 kg/hab/an en 1972 à 9,18 kg/hab/an en 1986 (Fern,adji, 1990) puis à 9,70 kg/hab/an. (FAO, 2005). La progression de production a permis d'améliorer la ration alimentaire moyenne en protéines animales de près de 35 millions d'Algériens. Cependant, avec 6 Kg de viande de poulet par personne et par an (MADR, 2011), l'Algérien demeure parmi les plus faibles consommateurs, loin derrière l'Européen avec ses 23,7 Kg, le Brésilien (37 Kg), ou encore l'Américain (52,6 Kg) (OFIVAL, 2011).



**Figure n°4 :** Consommation individuelle de viande de volaille en Algérie (kg/hab/an) (MADR, 2004)

Selon les estimations qui sont données par la Direction du Développement de la Production Avicole au ministère de l'Agriculture, l'Algérien consomme en moyenne 12 kg de viande blanche par an (poulet, dinde...) (Abachi2015). La demande est très forte sur la viande de poulet durant les fêtes musulmanes (achoura, mouloud et aïd el fitr), le mois de Ramadhan est également caractérisé par une forte demande de la viande en général et la viande de poulet en particulier. Les fêtes de fin d'années (premier moharrem, yenaair, nouvel an) se caractérisent aussi par des pics de la demande de viande de poulet (El Bahith 2015).

### 1.3. Importance nutritionnelle de la viande de volaille :

La volaille reste la viande préférée des enfants, des adultes mais également des nutritionnistes.

Elle est riche en protéines : éléments indispensables pour garantir la croissance des enfants,

Les protéines participent au maintien et à la réparation des tissus musculaires. Elle contient des vitamines du groupe B, Ces vitamines permettent à votre organisme de bien fonctionner, elle apporte peu de matières grasses. Pour toutes ces raisons, la viande de volaille contribue au bon équilibre alimentaire.

Les viandes de volailles ont importante en alimentation humaine puisqu'elles permettent un apport protéique intéressant pour une teneur faible en matières grasses (Bruneletal., 2010) En effet, débarrassée de sa peau, la viande de poulet, pauvre en lipides et naturellement riche en vitamines et minéraux, c'est l'une des viandes les plus équilibrées sur le plan nutritionnel. Elle est considérée comme véritablement diététique En effet, elle caractérise par un apport énergétique très modéré et apporte peu de lipides (ils sont sur tous concentrés sous la peau) et de cholestérol. De plus, les lipides des volailles ont pauvres en acides gras saturés. D'ailleurs, les nutritionnistes s'accordent pour dire que l'équilibre des différents acides gras présents dans la volaille serait proche de l'équilibre parfait: 25% d'acides gras saturés (AGS),55% d'acides gras mono insaturés(AGMI), ces derniers font baisser le taux du mauvais cholestérol LDL et 20% d'acides gras poly insaturés(AGPI) (Roger, 2011).En revanche, elle apporte des quantités appréciables d'AGPI, de vitamines (B3, B5, B6, B12...), de minéraux et d'oligo-minéraux (fer, magnésium, sélénium, phosphore) et de 10 protéines de bonne qualité riche en acides aminés essentiels, nécessaires à la croissance des muscles notamment chez les enfants et les adolescents, mais également indispensables au maintien de la masse musculaire chez les personnes âgées (Roger, 2011).Comme toutes les viandes, elle ne contient pas de glucides.

### 2.1. REPARTITION DE LA FLORE INTESTINALE DU POULET :

A la naissance les poussins sont axénique .le microbiote spécifique commence à se développer dès les deux premiers jours pour donner lieu à une flore microbienne environnementale spécifique après trois à six semaines (Mether, Barrow et *al.* 1997).

La flore digestive au sens large comprend les organismes unicellulaires situés dans le tractus digestif, c'est à dire les bactéries, les champignons et les protozoaires. En ce qui concerne les populations bactériennes, qui sont les micro-organismes prédominants (Gabriel et al, 2006 cité par Yegani et Koever, 2008), elles représentent une large gamme de types métaboliques et morphologiques. Leur nombre total est plus important que le nombre de cellule eucaryotes constituant le corps de l'hôte.

Elle varie en fonction de l'âge, de l'animal, de son environnement, du stress et de l'alimentation. Mais cette composition du microbiote est influencée par de nombreux facteurs propre à l'hôte comme l'âge, le génotype ou le sexe plutôt qu'au facteur extrinsèque tels que l'alimentation (Lumpkins et *al.* 2010 cité par Pedroso et Lee, 2015).

Dans une revue de littérature, Kogut(2013) ; Rinttila et Apajalahti (2013), rapportent l'importance de microbiote dans tractus digestif, ces auteurs suggèrent que la microflore commensale joue un rôle important dans la digestion des aliments et la synthèse des substances nutritives et sont impliqués aussi dans le développement et le fonctionnement du tractus gastro-intestinal ; tel que la réponse immunologique au niveau digestive.

Le tractus gastro-intestinal des volailles, est considéré comme un écosystème microbien complexe et très diversifié, Avec 1 million de gènes bactériens l'équivalent de 40 à 50 fois celle du génome de poulet (Lu et al, 2003, Yin et *al.*, 2010) cité par Kogut 2013.

A la naissance le tube digestif des animaux est totalement stérile, mais en 6 à12 heures, quelques bactéries s'implantent à son niveau à partir de l'environnement. La colonisation bactérienne du tractus gastro-intestinal par des bactéries aérobies facultative telles que : les *Enterobacteriaceae*, *Lactobacillus*, et *Streptococcus* (Figure 5), ces bactéries constitue l'écosystème intestinal primitif chez le poussin, avec un potentiel redox (oxydoréduction) positive juste après l'éclosion (Barnes et al, 1972, Gong et al 2008 ; cité par Rinttila et Apajalahti, 2013). Chez les volailles l'inoculation naturelle se fait à partir de la flore des adultes ou de celle des aliments.

La flore digestive peut se trouver dans la lumière intestinale ou adhérer à la muqueuse digestive. La flore liminale dépend des nutriments disponibles, de la vitesse de transit et de la



présence ou non de substances antimicrobiennes (Schrezenmeir et De Vrese 2001). La flore des muqueuses dépend de l'expression par l'hôte de sites d'adhésion spécifiques sur les membranes des entérocytes, de la vitesse de production de mucus, de la production d'anticorps sécrétoires, et de l'extrusion de matériel cellulaire de la membrane (Freter, 2004 ; Gabriel et *al.*, 2005).

On distingue les bactéries dominantes ( $>10^6$  Unités Formant Colonies (UFC) /g contenu), sous-dominantes ( $10^5$  à  $10^3$  UFC/g contenu), et résiduelles ( $<10^3$  UFC/g contenu). Chez le poulet, les sites principaux d'activité bactérienne sont le jabot, le caecale et, dans une moindre mesure, l'intestin grêle (INRA, 2015).

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). Les études effectuées sur le microbiote des oiseaux ont concerné principalement le caecum (Gabriel, Mallet et *al.* 2005).

Compte tenu des nombreux facteurs modifiant la flore, les différences méthodologiques entre les études (type de régime dont la présence ou non d'antibiotique, souche d'animaux, ect.), empêchent toute généralisation de description de la flore. Par ailleurs, les études effectuées sur la microflore des oiseaux ont concerné principalement les caeca.

Les méthodes classiques d'identification bactérienne reposent sur la capacité des cellules de pousser et de former des colonies visibles sur des milieux solides (boîtes de Pétri). Ces méthodes montrent que la flore, constituée principalement de bactéries à Gram positif, est composée essentiellement d'anaérobies facultatifs du jabot à l'iléon terminal, alors que le caecum contient en plus des anaérobies stricts, ces dernières étant dominantes (Cole and Fuller 1984). Dans le jabot, on trouve principalement des lactobacilles qui sont attachés à l'épithélium et forment presque une couche continue. On trouve aussi des streptocoques, des coliformes et des levures. Dans le gésier et le proventricule, le faible pH fait chuter la population bactérienne (Gabriel, Mallet et *al.* 2005). Dans le duodénum, les conditions ne sont pas propices au développement de la flore : présence de nombreuses enzymes, forte pression en oxygène, présence de fortes concentrations de composés antimicrobiens tels que les sels biliaires et mouvements de reflux du jéjunum au gésier entraînant une modification rapide des conditions de milieu (Gabriel, Mallet et al. 2005). Plus loin dans l'intestin, l'environnement devient plus favorable à la croissance bactérienne en raison de la plus faible pression d'oxygène et de la faible concentration en enzymes et en sels biliaires (réabsorbés par l'hôte dégradés en partie par la microflore) (Gabriel, Mallet et *al.*2005).



**2.2. Importance de la flore digestive :**

La microflore intestinale exerce de nombreuses fonctions physiologiques dont les répercussions sur l'hôte sont, la plupart, bénéfiques, elle joue diverses fonctions : nutritionnelles, métaboliques, immunologiques et protectrices (Lee, 2002 ; Herich et Levkut, 2002 ; Lam et *al.*, 2005) contre la colonisation par les micro-organismes pathogènes.

Parmi les grandes fonctions du microbiote est sa capacité augmenter le rendement énergétique, de produire différents métabolites (Fuller, 1989 ; Aapajalahti et Bedford, 2000 ; Kung, 2001 ; Gong, 2003) et à convertir une grande variété de substrats (incluant glucides, protéines et lipides) en substances nutritives. De plus, elle participe dans la synthèse des vitamines, cette capacité de microflore est due essentiellement aux processus fermentaire des polysaccharides alimentaire non digestible (Stecher et *al.* 2007) cité par Kogut, 2013.

**Tableau n°2 :** Composition du microbiote digestif du poulet déterminée par dénombrement bactériens (Smith 1965)

Groupes majoritaires	Nombre de bactéries viables (log <sub>10</sub> UFC/g de contenu)						
	Jabot	Gésier	Intestin 1(2)	Intestin 3	Intestin 5	Intestin 7	Caeca
Lactobacilles	8,7	7,3	8,0	8,2	8,2	8,6	8,7
Streptocoques	4,0	3,7	4,0	4,0	3,7	4,2	6,7
Escherichia coli	1,7	nd	2,0	1,7	1,7	2,7	5,6
Levures	2,7	nd	1,7	nd	1,7	nd	2,0
Clostridium welchi	nd	nd	nd	nd	nd	nd	1,7
Bacteroides	nd	nd	nd	nd	nd	nd	8,7

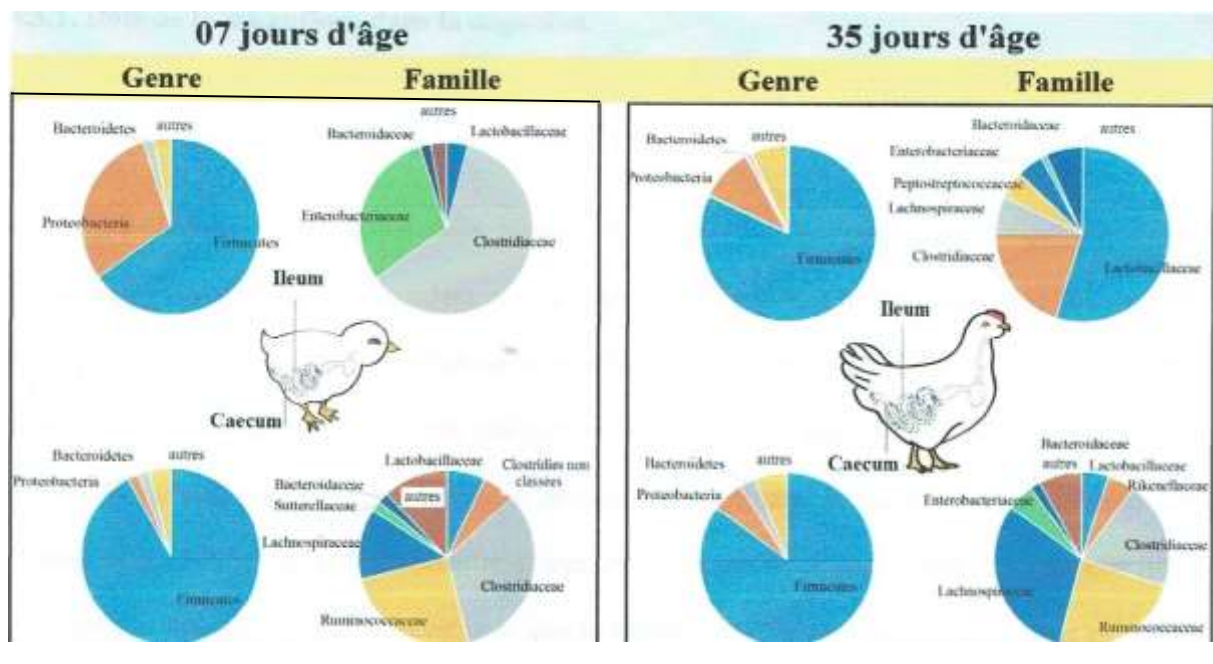
(1) Poules de chair adulte issue d'un élevage (6 individus), consommant un régime composé de céréales et de farine de poisson (10 – 15 %). Sans antibiotique.

(2) L'intestin a été divisé en 7 parties : différentes portions ont été étudiées (la 1<sup>ère</sup>, la 3<sup>e</sup>, la 5<sup>e</sup>, la 7<sup>e</sup> partie)

**Tableau n°3 :** Répartition de la flore microbienne dominante dans les divers compartiments du tube digestif chez les oiseaux (Stanley et al. 2014)

Groupes majoritaires	Nombre de bactéries viables (log <sub>10</sub> UFC/g de contenu)						
	Jabot	Gésier	Intestin 1(2)	Intestin 3	Intestin 5	Intestin 7	Caeca
Lactobacilles	8,7	7, 3	8,0	8,2	8,2	8,6	8,7
Streptocoques	4,0	3,7	4,0	4,0	3,7	4,2	6,7
Escherichia coli	1,7	nd	2,0	1,7	1,7	2,7	5,6
Levures	2,7	nd	1,7	nd	1,7	nd	2,0
Clostridium welchi	nd	nd	nd	nd	nd	nd	1,7
Bacteroides	nd	nd	nd	nd	nd	nd	8 ,7

Stanley, D Hughes R.J.moore, R.J. 2014. Microbiota of the chicken gastrointestinal tract: influence on health, Productivity and disease ApplMicrobiolBiotechnol98:4301 -4310.



**Figure 05 :** Microbiote intestinal chez les volailles, Schéma représentant les populations bactériennes dominantes (genre et familles) au niveau iléal (en haut) et caecale (en bas) 07 et 35 jours chez le poulet de chair. Les données sont compilées à partir de trois études : Asrore et al. (2015) résultats du microbiote iléal le jour 07, Corrigan et al. (2015) résultats de lamicroboite caecal le jour 07 et Pourabedin et al. (2015) résultats du microbiote iléal et caecal le jour 35 (Pourabedin et al. 2015) (cité par Pourabedin et Zhao 2015).

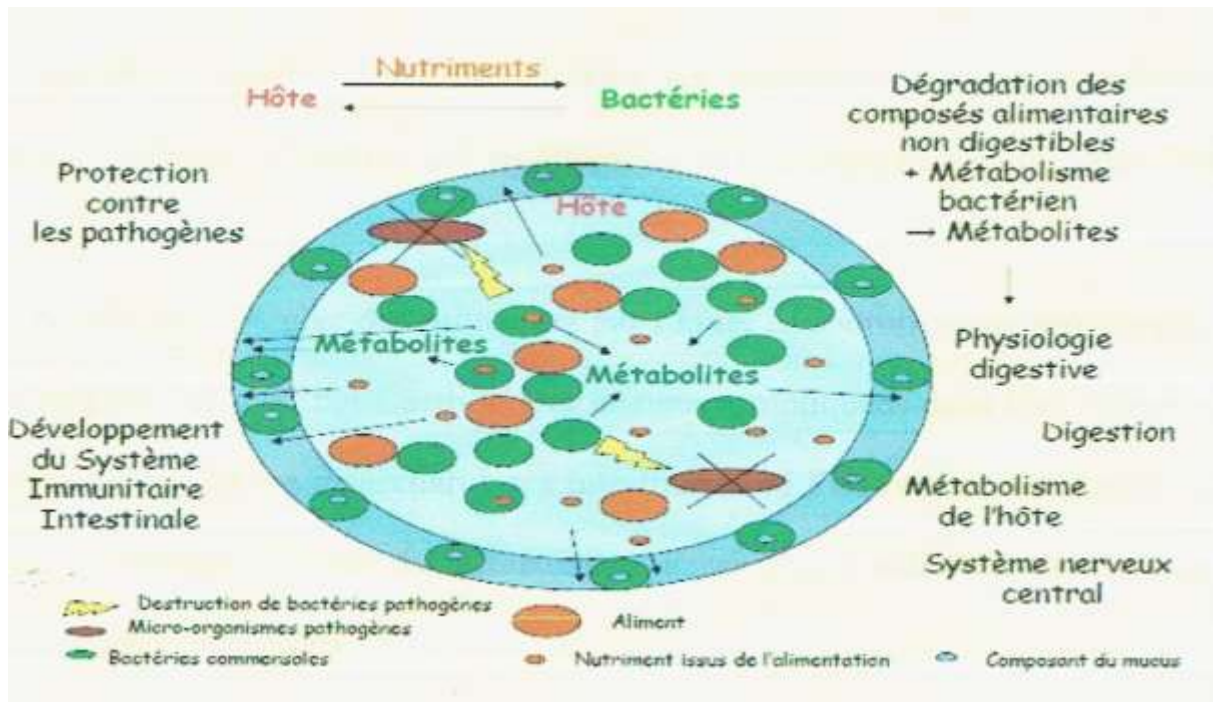


Figure 06 : effet du microbiote sur l'animal(Gabriel.2014).

### 2.2.1. Rôle de la microflore dans la digestion :

#### 2.2.1.1. Digestion des glucides :

Parmi les glucides on distingue deux types : ceux que l'oiseau peut digérer (amidon, dextrine, oligosaccharides et monosaccharides) et ceux qui ne peuvent être utilisés que par la microflore, les polysaccharides non amylacés (cellulose, hémicellulose, substances pectiques) (Gabriel et al. 2003).

Dont les produits terminaux de cette utilisation microbienne (fermentation) sont les acides gras à chaîne courte tels que l'acétate, butyrate, propionate, succinate, et lactate (Bjerrum et al. 2006 ; Hooper et al. 2002) Ces acides constituent une source énergétique pour l'hôte, de plus elle limite la prolifération des germes pathogènes tels que la famille des Enterobacteriaceae, tout en abaissant le pH intestinal (caecal), dissipent ainsi la force motrice protonique à travers la membrane de la cellule bactérienne (van Der Wielen et al. 2000) cité dans Rinttila et Apajalahti, 2013).

L'analyse métagénomique du microbiote caecal, révèle la présence de plus de 200 enzymes de dégradation des polysaccharides non amylacés et plusieurs voies métaboliques associées à la synthèse acides gras de courte chaîne ont été détectés (Sergeant et al. 2014 ; cité par Pourabedin et Zhao, 2015). Ces acides gras sont à l'origine de non seulement l'énergie mais aussi jouent un rôle indirect par un abaissement du pH caecal dont les conséquences sont la protection contre

prolifération des bactéries pathogènes et l'amélioration de l'absorption des minéraux (Pourabedin et Zhao. 2015).

Par ailleurs, dans le cas des glucides utilisables par l'hôte, la microflore ne semble pas intervenir. En effet elle ne peut pas modifier l'activité des enzymes impliquées dans leur digestion, telle que l'amylase pancréatique ou les disaccharidases intestinales, ni l'absorption du glucose. Bien qu'au niveau du jabot, certaines souches de lactobacillus auraient une activité amylolytique secondant l'action des amylases endogènes.

### **2.2.1.2. Digestion des protéines :**

La microflore aurait un effet positif sur la digestion des protéines dans le cas de protéines de mauvaise qualité qui sont mal hydrolysées par l'hôte et pourraient être hydrolysées par la microflore. Dans le cas des protéines sévèrement modifiées par la chaleur, même la microflore ne pourrait les hydrolyser. Par ailleurs la microflore pourrait avoir un rôle sur la digestibilité dans la mesure où elle augmente la production de protéines endogènes (mucus, débris cellulaire, biomasse microbienne). D'une manière générale, la flore digestive semble jouer un rôle de conservation de l'azote : libération et recyclage de NH<sub>3</sub> (Gabriel et *al.*2003).

### **2.2.1.3. Digestion des lipides :**

Comme chez tous les animaux, la flore digestive des oiseaux modifie largement les sels biliaires : déconjugaison, désulfatation et déhydroxylation. En outre elle participe à la saturation des acides gras polyinsaturés par hydrogénation (Larbier et Leclercq, 1994).

Comme les sels biliaires servent à la formation des micelles, leur faible concentration réduit la solubilisation des lipides et donc leur absorption, en particulier ceux contenant des acides gras saturés à longue chaîne.

### **2.2.1.4. Minéraux et vitamines :**

La microflore intervient également sur le métabolisme minéral et vitaminique. Elle a un effet négatif sur l'absorption du calcium et entraîne une augmentation des besoins en magnésium et en phosphore.

Les vitamines hydrosolubles, surtout de groupe B, sont synthétisées en quantités appréciables par la flore bactérienne au niveau des caecums du poulet (Souilem et Gongy, 1994). Ainsi que la vitamine K, mais en quantité insuffisante pour répondre aux besoins. Mais elles seraient utilisées par elles-mêmes, sauf l'acide folique qui pourrait servir à l'animal.

### 2.2.2. Impact sur la physiologie digestive :

La microflore et la muqueuse digestives ont des relations à la fois symbiotiques et compétitives qui entraînent des modifications de la structure et du fonctionnement du tube digestif.

#### 2.2.2.1. Effets du microbiote sur le développement du tractus digestif gastro-intestinal :

Il a été rapporté dans de nombreuses études que, le microbiote engendre des changements profonds dans la morphologie intestinale : tels que l'architecture de microvillosité, la profondeur des cryptes, et la prolifération cellulaire (Sommer et Backhed, 2013 ; cité par Pedroso et Lee, 2015).

Par rapport à des animaux axéniques, les animaux conventionnels, ont un intestin plus lourd et plus long, ainsi qu'une paroi plus épaisse (Denis et al, 2004). Cet épaissement est dû principalement aux tissus connectifs en particulier la lamina propria, (tissus conjonctif situé sous les épithéliums qui tapissent les muqueuses digestives) et au tissu lymphoïde (augmentation de la taille des plaques de Peyer). Les villosités sont plus hautes et de formes irrégulières, et les cryptes plus profondes.

La vascularisation de l'intestin est également régie par les microorganismes qui transmettent des signaux permettant une augmentation du nombre de capillaires. De plus, le microbiote joue un rôle déterminant dans l'homéostasie au niveau intestinal ; il s'agit du maintien d'une immunité locale efficace et durable, aussi elle joue un rôle dans la prévention des inflammations (Lan et al. 2005) réduisant ainsi les dommages intestinaux locaux (Brestoff and Artis, 2013) cité par (Sugiharto, 2016).

Les différents métabolites produits par les bactéries tels que les acides gras volatils tout particulièrement l'acide butyrique l'ammoniaque et les amines, seraient responsables du développement plus important des tissus intestinaux (Larbier et Leclercq, 1994 ; Jean-Blain, 2002 ; Prioult, 2003). Le butyrate stimule également la différenciation, la prolifération et l'apoptose des cellules épithéliales, favorise l'absorption du  $\text{Ca}^{2+}$ ,  $\text{Mg}^{2+}$  et  $\text{Fe}^{2+}$  (Pedroso et Lee, 2015 ; Rinttila et Apajalahti, 2013), il joue aussi un rôle immunomodulateur au niveau intestinal (Thomas et Versalovic, 2010).

### **2.2.2.2. Effet sur le mucus intestinal :**

Alors que certains micro-organismes s'attachent à l'épithélium du tube digestif, certains colonisent les mucines de l'iléon, des caeca et du colon du poulet. Le gel formé par le mucus pourrait servir à stabiliser la communauté microbienne. Celle-ci modifie le fonctionnement des cellules en gobelet et la composition chimique du mucus intestinal directement en libérant localement des facteurs bio actifs ou indirectement par l'activation des cellules immunitaires de l'hôte. Par ailleurs les mucines pourraient être utilisées comme source de carbone et d'énergie par certaines bactéries grâce à leurs activités glycosidiques (Lee, 2002).

### **2.2.3. Rôle sur la sante de l'animal**

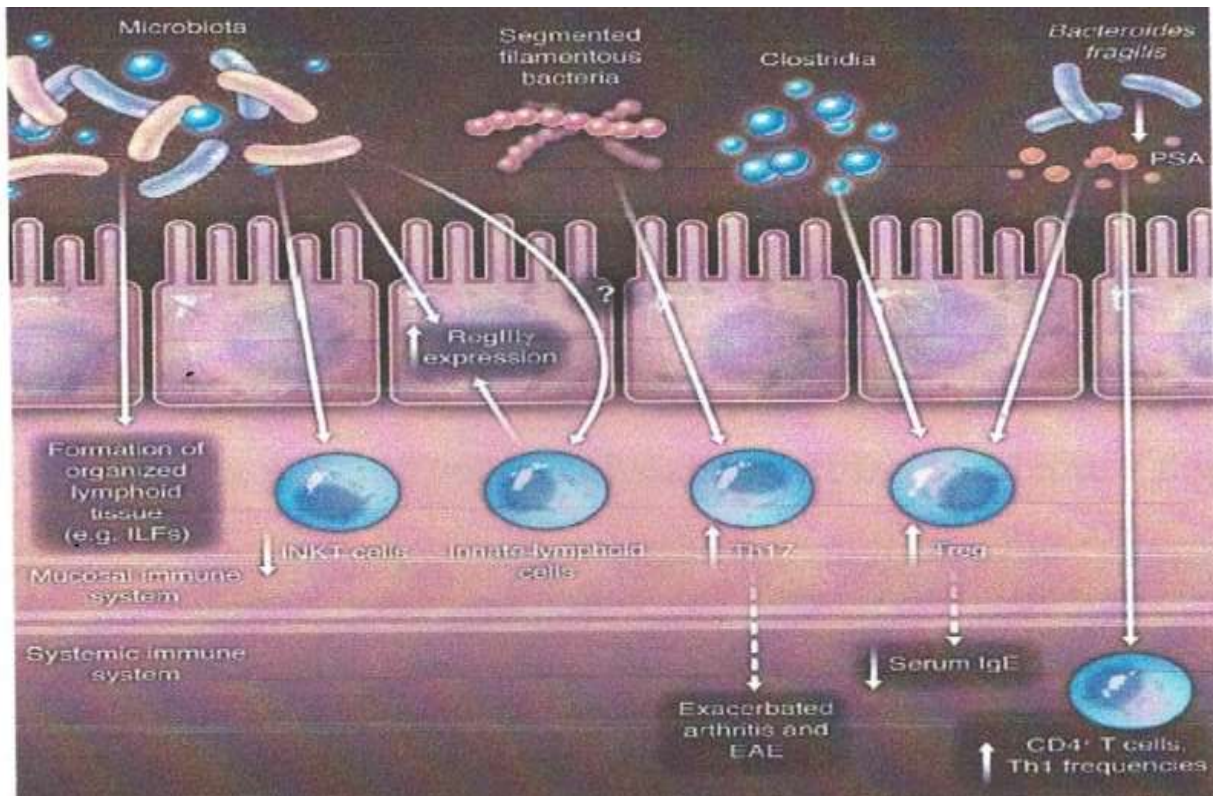
#### **2.2.3.1. Stimulation du système immunitaire :**

La flore intestinale participe au développement et au maintien d'un système immunitaire intestinal (SII) efficace. D'une part, elle est une source d'antigènes capables de déclencher la réponse immunitaire spécifique systémique et locale (Salminen et *al.* 1998), d'autre part, elle influence le nombre et la distribution des populations cellulaires du SII et joue un rôle dans la régulation de la réponse immunitaire (Cerba, 1999 ; Gauthier, 2002). Ou elle serait responsable de l'évolution de la production d'IgM en IgG. Ces derniers étant les anticorps les plus importants quantitativement.

Le microbiote stimule recrutement des cellules immunitaire au niveau de la muqueuse digestive, entraînant ainsi la maturation du tissu lymphoïde associé au tube digestif, (en anglais, gut-associated lymphoid tissue [GALT]) (Macpherson and Harris, 2004) de plus, cette flore stimule Aussi l'effet protecteur des cellules épithéliales digestives, telles que la sécrétion du mucus et des substances antimicrobiennes (Hooper and Macpherson, 2010) cité par Ivanov et Honda 2012.

La flore digestive est le stimulus antigénique majeur responsable de la migration et de la maturation des cellules lymphoïdes précurseurs présentes dans les plaque de Peyer, Ainsi, elle agit sur le développement et la maturation des plasmocytes producteurs d'IgA sécrétoires, (Cebra, 1999 ; Corpet, 2000 ; Herich et Levkut, 2002). Certaines bactéries stimulent l'immunité non spécifique en activant la fonction des macrophages (phagocytose, synthèse de cytokines) (Lee et al, 2002 ; Lu et al, 2003).





**Figure 07 :** Interaction entre microbiote et le système immunitaire (Iora et Hooper, 2012)

### 2.2.3.2. Protection contre les microorganismes pathogènes

La flore autochtone empêche l'implantation de la flore pathogène (Gabriel et al, 2003 ; Denis et al, 2004 ; FAO /WHO, 2004)

La première flore implantée s'oppose à l'installation d'une autre flore. Ce phénomène appelé « effet barrière », se met en place avant la maturité complète du système immunitaire du tube digestif et peut ainsi empêcher l'implantation de la microflore pathogène. Les travaux ont surtout porté sur les salmonelles, mais aussi sur *Compylobacterspp*, *Yersinia*, *E.coli*, *Clostridium perfringens*, *Listeria*, ect.

Ainsi, il a été montré que la colonisation des caeca par les salmonelles est limitée par le traitement des poussins juste après éclosion avec une flore caecale de poulets adultes sains (Nurmi et Rantala 1973). L'utilisation de mélanges de nombreuses espèces bactériennes est plus efficace que les mélanges contenant peu d'espèces (Stavric et D'aoust, 1993). De la même façon, les lactobacilles s'opposent à la croissance des coliformes (Fuller, 1984). La microflore fécale de poulets sains protège des animaux conventionnels contre des souches d'E. Coli pathogènes.

Les mécanismes à la base de cet effet barrière sont variés. Certaines bactéries bénéfiques créent un microenvironnement hostile aux autres espèces bactériennes en produisant des métabolites

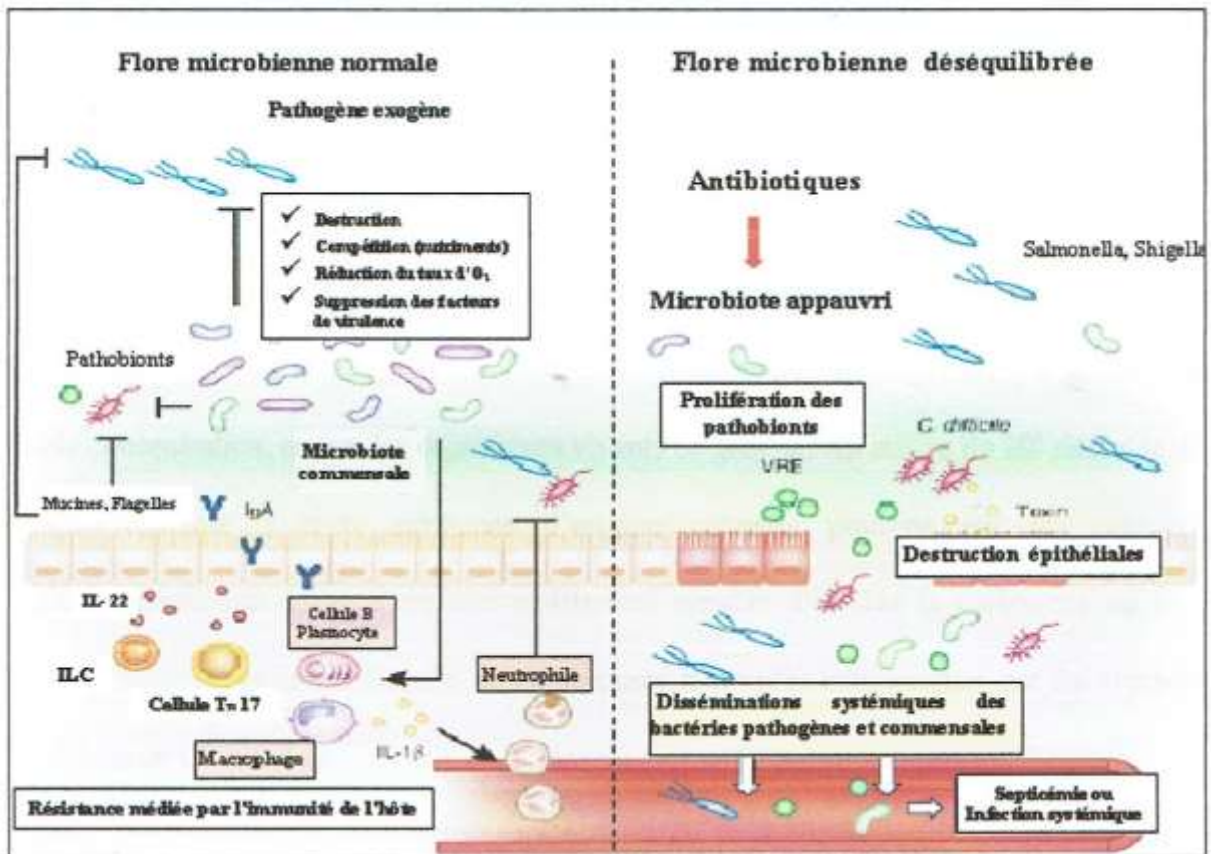
antimicrobiens comme des acides gras à chaîne courte, des bactériocines, ou des métabolites de l'oxygène. Elles modifient des récepteurs utilisés par les bactéries néfastes ou leurs toxines, empêchant ainsi leur développement dans le tube digestif. La flore bénéfique intervient aussi par l'utilisation compétitive de nutriments essentiels. La stimulation du système immunitaire serait aussi impliquée.

L'effet barrière peut être dû à la production de substances antimicrobiennes par la flore autochtone. Ces composants peuvent soit inhiber, soit tuer les pathogènes. Ainsi, les lactobacilles homofermentaires dont *Lacidophilus* produisent différents types de bactériocines qui ont un large spectre d'activité, ainsi que du peroxyde d'hydrogène (Prioult, 2003 ; Kralik et *al*, 2004).

Dans un intestin sain, les bactéries commensales colonisent le tractus intestinal empêchant la prolifération et la colonisation par les bactéries pathogènes invasives et opportunistes (pathobionts) par divers mécanismes : production de bactériocines, acides gras à chaînes courtes, ces substances entraînent une inhibition de la croissance des bactéries pathogènes.

Le microbiote exerce d'autres effets tels que ; la modification de l'expression des facteurs de virulence chez les bactéries pathogènes : par la consommation de l'oxygène résiduel ou la génération des métabolites réactifs à l'oxygène (ROS) dont l'effet serait l'arrêt de la prolifération des bactéries pathogènes.





**Figure 08 :** le microbiote commensal contre la colonisation par les pathogènes exogènes et opportunistes (kamada et *al.*2013).

Le microbiote commensale facilite la fonction de la barrière intestinale de l'hôte par une : stimulation de la synthèse de la couche de mucus, la libération de molécules antibactériennes telles que ; RegIII  $\beta$  et Y et la sécrétion d'IgA.

La flore commensale stimule également les macrophages de l'intestin par une surexpression du pro-IL-1  $\beta$ . L'infection par le pathogène résulte de la conversion du pro-IL-1  $\beta$  en une forme active d'IL-1  $\beta$ , ce dernier stimule le recrutement et la prolifération des neutrophiles et par conséquent l'éradication du pathogène.

Les facteurs susceptibles de perturber la flore commensale tels que ; l'antibiothérapie ou d'autres facteurs d'environnement peuvent diminuer la résistance à la colonisation contre les bactéries pathogènes (e.g. *Salmonella*, *Shigella*) la flore saprophytes « pathobionts » (e.g. *Clostridium difficile*, ERV Entérocoques résistant à la vancomycine. ERV) pouvant conduire à des septicémies allant jusqu'au choc septique et /ou infections systémiques des organes.

### 3.1. Définition :

Les additifs utilisés en alimentation animale, peuvent être définis comme des substances chimiques pures, d'origine naturelle ou synthétique, des préparations enzymatiques ou des microorganismes, qui sont ajoutés aux aliments en faible quantité pour modifier ou améliorer leurs propriétés technologiques, ou augmenter leur efficacité zootechnique.

Leur utilisation vise à améliorer, directement ou indirectement, l'efficacité des rations.

Ces additifs alimentaires ont largement contribué à rentabiliser l'élevage intensif et à donner aux consommateurs accès à des produits de volaille sains et nutritifs.

L'utilisation des additifs dans l'Union européenne est soumise à une réglementation européenne commune depuis 1970. Cette législation défend les intérêts du fabricant et de l'éleveur ainsi que ceux du consommateur. Les additifs ne peuvent être autorisés qu'après avoir démontré leur innocuité, leur stabilité et leur efficacité. Chaque autorisation d'additif prévoit des conditions précises d'utilisation et fixe l'espèce cible, l'âge maximal des animaux et les doses d'incorporation à l'aliment.

### 3.2. Classification :

Parmi l'ensemble des additifs au sens large, on peut distinguer trois catégories : (Gadoud et *al*, 1992 ; Becart *al*, 2000 ; Flores, 2004).

- Ceux qui contribuent à adapter au mieux la composition des rations aux besoins nutritionnelles des animaux. Cette supplémentation nutritionnelle concerne notamment les acides aminés et composés azotés non protéiques, les minéraux et les vitamines (additifs nutritionnels).

-Ceux qui ont une influence sur les animaux en assurant un rôle prophylactique ou en activant leur croissance ; ou sur les produit animaux (additifs zootechniques et de protection).

-Ceux qui améliorent la qualité des aliments en facilitant leur fabrication, leur conservation et leur présentation, ou qui vont réduire les nuisances provoquées par les déjections animales, en les modifiant quantitativement, ou qualitativement, en augmentant la digestibilité de certains constituants (additifs technologiques).

Le tableau n° 04 donne la liste des principaux types d'additifs utilisés en alimentation animale

**Tableau n°4 :** Principaux additifs utilisés en alimentation animale (Jean-Blain, 2002).

<b>Additifstechnologiques</b>	
Colorants	Colorants sensu stricto et pigmentscaroténoïde
Conservateurs	antibactériens, antifongiques
	Antioxygènes
Substancesaromatiques et apéritives	Substances naturelles et analogues synthétiques
Modificateurs des propriétés physiquesdes aliments	Emulsifiant
	Stabilisants
	Antimottants
	Gélifiants
	Epaississants
Modificateurs de la digestibilité	Enzymes
<b>Additifszootechniques</b>	
Nutriments	Acidesaminés, vitamines, oligoéléments
Facteurs de croissance	Antibiotiques, probiotiques, prébiotiques
Facteurs de prévention des maladies parasitaires	Anticoccidien

### 3.2.1. Les Antibiotiques :

Depuis les années 50, l'usage vétérinaire des antibiotiques s'est répandu parallèlement à l'antibiothérapie humaine (White et McDermott, 2001).

L'utilisation vétérinaire des antibiotiques dans les élevages est de trois ordres : (Windschill et *al*, 1991; Bories, 1998; Barton, 2000; Ferket et al, 2002; Van den Bogaard et Stobberingh, 2000).

-Pour le traitement des infections déclarées chez l'animal ; ainsi, l'entérite nécrosante des volailles due à *Clostridium perfringens* est réprimée par la pénicilline à faible dose.

-Pour contrôler une infection débutante sur un effectif important, en intervenant non seulement sur les animaux malades mais aussi sur les animaux en incubation afin de limiter l'extension de la maladie.

-A dose infra-thérapeutique environ 20 ppm, de 5 à 100 g/t, pour stimuler la croissance et améliorer les performances zootechniques (Corpet, 2000 ; Callaway, 2003)

Il est incontestable que ces produits ont permis le développement des grands élevages industriels tels que nous les connaissons et ont donné accès aux consommateurs à des produits d'origine animale de qualité et à des prix abordables. On peut s'attendre à des augmentations du gain moyen quotidien (GMQ) de 3 à 7% et des améliorations de l'indice de consommation de 2 à 9% (Mallet et al, 2001).

L'effet implique la flore digestive. A très faible dose, les antibiotiques inhibent fortement le catabolisme de l'urée et des acides aminés des bactéries de la flore intestinale : ils augmentent donc la disponibilité des nutriments et de l'énergie pour l'animal. La production de molécules toxiques comme l'ammoniaque est également réduite entraînant en retour une diminution du taux de renouvellement de l'épithélium intestinal, épargnant les nutriments (Corpet, 2000; Barton, 2000 ; Ferket,2002).

### 3.2.2. Autres Substances:

--**Les coccidiostatiques (ou anticoccidiens)** et d'autres substances médicamenteuses ayant une activité thérapeutique contre des parasites sont utilisés à faibles doses chez les volailles (Kaldhusdal, 2003).

#### --**Les matières colorantes :**

Les pigments caroténoïdes et xanthophylles, naturels ou de synthèse sont utilisés dans les aliments destinés aux volailles en raison de leur influence sur la couleur du jaune d'œuf ou des pattes et de la peau des poulets (Gadoud et *al*, 1992).

Considérés comme un des facteurs essentiels de l'efficacité des productions animales, les antibiotiques suscitent par ailleurs depuis quelques années de nombreuses critiques, notamment durant la dernière décennie, où le grand public est devenu de plus en plus conscient du problème

de la sécurité alimentaire.

En effet, si aucune toxicité directe pour le consommateur n'a jamais pu être mise en évidence par l'emploi des antibiotiques, les risques potentiels liés à l'usage zootechnique peuvent se classer en trois catégories : toxicité directe, risque de déclenchement d'allergies chez le consommateur, le risque de création d'antibiorésistance chez l'animal pouvant se transmettre à l'homme, sont apparus de plus en plus probables (Percival, 1999; Sanders, 1999; Barton, 2000; White et McDermott, 2001; Hofacre et al, 2001; Bach Knudsen, 2001).

C'est dans ce contexte que la législation est de plus en plus restrictive quant à leur utilisation comme facteurs de croissance (Bengmark, 1998 ; Piva, 1999; Edens, 2003).

En réponse aux inquiétudes croissantes exprimées par rapport aux risques d'apparition de souches bactériennes résistantes aux antibiotiques, la commission européenne, invoquant le principe de précaution, décidait en 1999 de bannir plusieurs antibiotiques d'utilisation courante en alimentation animale (Spring, 2003). Seules les applications thérapeutiques (curatives ou préventives) sous prescription vétérinaire restent autorisées (Dardenne et al, 2004). C'est pourquoi la recherche des alternatives à l'emploi des antibiotiques facteurs de croissance s'avère aujourd'hui incontournable.

### **3.2.3. Alternatives aux antibiotiques:**

Dans le cadre d'un bannissement, partiel ou total, des facteurs de croissance antibiotiques et dans un souci du maintien du niveau de productivité et la santé de la filière avicole, la recherche de solutions alternatives à l'emploi des facteurs de croissance antibiotiques connaît un regain d'intérêt.

Ces solutions alternatives doivent à la fois être efficaces sur le plan zootechnique et apporter les garanties nécessaires en matière de sécurité alimentaire.

Des mesures plus générales sont envisageables aussi bien au niveau de la gestion sanitaire et hygiénique des élevages, qu'au niveau de l'alimentation : (Choct, 2001; Fooks et Gibson, 2002 ; Revington, 2002 ; Gabriel et al, 2003).

- Dans le premier cas, on peut limiter le développement de la microflore néfaste en gérant mieux l'aménagement des bâtiments et en pratiquant le vide sanitaire (Doyle, 2001; Barton, 1998).

- Au niveau nutritionnel, de nombreuses alternatives ont été proposées (composition de l'aliment, traitements technologiques). En ce qui concerne le traitement technologiques, on peut d'une part stériliser les aliments en vue de limiter l'apport de flores exogènes, d'autres part utiliser un traitement technologique approprié pour augmenter la digestibilité de l'aliment limitant ainsi les substrats disponibles pour la microflore (Gabriel et al, 2003).

Ce dernier objectif peut aussi être atteint en équilibrant au mieux les formules alimentaires avec des acides aminés de synthèse, ou en ajoutant des enzymes.

Ces enzymes peuvent hydrolyser les composants alimentaires pour les rendre plus facilement

disponibles pour l'hôte, ou hydrolyser les composants peu digestibles utilisés comme substrats par les micro-organismes.

En plus la microflore et ses actions peuvent être contrôlées. Il serait par exemple possible d'utiliser des acides organiques qui auraient un effet toxique sur les bactéries ou bloquer l'activité d'enzymes microbiennes néfastes à l'hôte avec des inhibiteurs comme dans le cas des enzymes hydrolysant les acides biliaires. Ainsi que l'orientation de la microflore en utilisant des pro et prébiotiques (Apajalahti et Bedford, 2000 ; Mallet, 2001).

La présente étude se propose de répertorier les principales alternatives aux antibiotiques facteurs de croissance et leurs modes d'action :

### **3.2.3.1. Les Acides Organiques :**

Les acides organiques constituent un outil très valable dans la lutte contre les Salmonelles et même contre les agents pathogènes intestinaux.

Les acides organiques sous leur forme non dissociée peuvent diffuser passivement à travers la paroi cellulaire des bactéries, s'y dissocier à la faveur d'un pH supérieur à leur constante de dissociation (pKa) et provoquer une baisse de pH interne (Choct, 2001; Moran, 2005).

Les ions  $H^+$  vont provoquer une baisse du pH interne qui est incompatible avec certaines catégories de bactéries qui ne tolèrent 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 ( $H^+$ ) seront « pompés » hors de la bactérie par une pompe à ATP, ce qui consomme de l'énergie et épuise la bactérie.

Pour diffuser hors de 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 et de cela découlent tout ces effets : l'augmentation de l'ingéré, l'amélioration du gain moyen quotidien et de l'indice de consommation (Choct, 2001).

Plusieurs chercheurs ont rapporté une amélioration de la digestibilité des nutriments pour la protéine, certains acides aminés et l'énergie. L'absorption et la rétention des minéraux sont améliorées (Canibe et al, 2003).

### **3.2.3. 2. Prébiotiques :**

Par définition les prébiotiques sont des ingrédients des aliments indigestibles, qui ont un effet bénéfique sur l'animal par le biais d'une stimulation de la croissance et/ou de l'activité d'un nombre restreint d'espèces bactériennes déjà résidente dans la flore digestive de l'animal ce qui peut contribuer à l'amélioration de la santé de l'animal (Gibson et Roberfroi, 1995; Piva, 1999;

Schrezenmeir et De Vreseal, 2001; Rastall et Gibson, 2004 ; Cummings et Kong, 2004 ; Fao/Who, 2004).

Par conséquent, un produit sera classé comme prébiotique dès qu'il répond aux trois conditions suivantes : (Suskovic et al, 2001 ; Ferket, 2002 ; Fooks et Gibson, 2002 ; Gibson et al, 2004).

-être ni hydrolysé, ni absorbé dans le tractus gastro-intestinal.

-être sélectif pour un nombre limité de bactéries endogènes.

-Modifier la microflore intestinale en améliorant sa composition.

-Tout ceci doit nécessairement induire une modification de la composition de la flore, améliorant ainsi l'état de la santé de l'hôte.

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

On distingue différentes classes de prébiotiques, selon la taille de la molécule ou suivant leur origine, naturelle ou synthétique : (Van immerseel al, 2003 ; Gibson et al, 2004).

**Les hexoses**, telles que le fructose, glucose, galactose et mannose, et les pentoses tels que le ribose, xylose et arabinose sont les monosaccharides prébiotiques les plus importants. Le galactose est disponible sous forme de disaccharides tels que le lactose. Cependant le monosaccharide le plus couramment utilisé comme prébiotique est certainement le mannose.

### **Les disaccharides naturels:**

Les plus couramment utilisés sont le sucrose, le lactose et le maltose.

### **Les oligosaccharides :** (Conway,2001)

Sont produits la plupart du temps par synthèse ou par hydrolyse enzymatique, soit à partir des hexoses monosaccharidiques, soit à partir de la paroi de cellules microbiennes ou par fermentation de polysaccharides. Parmi les oligosaccharides, les fructo-oligosaccharides (FOS) occupent certainement une place importante.

Les FOS sont produits par hydrolyse d'inuline ou par synthèse à partir de sucrose ou de lactose. Les FOS réduisent la colonisation de l'intestin par *Salmonella*. L'administration de FOS dans les aliments pour volaille semble également réduire la colonisation de l'intestin par *Campylobacter* et les *salmonelles* (Gibson et Fuller, 2000 ; Van immerseel et al, 2003).

De la même façon Oyarzabal et ses collaborateurs (1995) ont mis en évidence l'efficacité d'une préparation probiotique associant un *E.laecium*, *L. lactis*, et *Pediococcus*, avec FOS ; l'incorporation permet l'exclusion des salmonelles à partir du cecum.

Les mannane-oligosaccharides (MOS) sont des constituants naturels de la paroi des levures et des gommes naturelles. Ce produit est constitué d'un lysat centrifugé de *Saccharomyces cerevisiae*. L'administration de ces MOS protège la volaille contre plusieurs pathogènes provoquant des troubles digestifs en stimulant le système immunitaire, modifiant la flore intestinale et inactivant les aflatoxines (Anonyme, 2002; Revington, 2002).



### 3.2.3. 3.Les épices et les extraits des plantes :

L'ail, la moutarde, l'origan, le thym, par exemple sont des épices et extraits de plantes reconnus pour leurs activité bactéricides. Ils contribuent à améliorer l'appétence des ingrédients (Revington, 2002). Ils jouent un rôle dans le contrôle des maladies intestinales. Leurs inconvénients majeurs sont le coût et leur manque de stabilité qui limite leur emploi (Mallet et al, 2003).

### 3.2.3. 4.Enzymes:

Les enzymes sont des protéines qui aident à améliorer la digestion. L'objectif de l'ajout de l'enzyme consiste à améliorer la digestion des polysaccharides non amylacés (sucre ne contenant pas d'amidon). Les polysaccharides non amylacés 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, 2002 ; Gunal et al, 2004).

Depuis quelques années, l'utilisation d'enzymes sous forme d'additifs, ajoutés aux aliments, principalement chez les volailles, permet d'améliorer la digestibilité et la biodisponibilité de certains nutriments dans les aliments composés et également, en modifiant les caractéristiques physiques ou chimiques des excréments, de diminuer certaines nuisances qui y sont associées dans les élevages industriels.

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, 2002).



Une condition indispensable de leur efficacité est leur persistance dans les aliments auxquels elles sont incorporées et, ultérieurement dans le tube digestif. Cette composante de leur efficacité doit être validée avec un maximum de rigueur, étant donné que ces substances sont inactivées par la chaleur par des pH extrêmes et peuvent aussi à priori être dégradées par les enzymes protéolytiques du tube digestif. On distingue plusieurs enzymes utilisées en alimentation des volailles :

### **Phytases :**

Les Phytases fongiques hydrolysent l'acide phytique qui est la forme principale du phosphore dans les grains. Le phosphore phytique est très peu assimilable par les monogastriques du fait de la quasi absence de phytases bactériennes dans le contenu digestif. L'intérêt de l'utilisation des phytases est principalement écologique. Il permet, en augmentant l'utilisation du phosphore des céréales, de diminuer l'incorporation de phosphate minéral dans les aliments et ainsi de réduire les rejets de phosphore dans les lisiers et les fientes (Doyle, 2001).

### **$\beta$ glucanases, xylanases, cellulases :**

Enzymes dégradant les polymères des parois végétales. Tous les grains en particulier le blé et l'orge, renferment une forte proportion (5.7 à 8.9%) de pectines ramifiés du type arabinoxylanes. Ces hémicelluloses limitent la digestibilité des céréales précitées chez les volailles. De plus, leur aptitude à retenir de l'eau et former des gels, provoque chez les volailles, la formation des fientes collantes, et augmentent la teneur en eau des litières, avec, secondairement, une augmentation de la production d'œufs sales, ou, chez le poulet de chair, l'augmentation des affections des pattes ou des lésions du bréchet dépréciant la qualité des carcasses. L'utilisation conjointe, dans la même préparation, de  $\beta$ -glucanases et de xylanases d'origines fongique (*Trichoderma longibrachiatum*, *Trichoderma koningii*, *Aspergillus niger*) permet d'améliorer de 2 à 4 % la digestibilité et l'énergie métabolisable des régimes à base d'orge et de blé et de neutraliser l'inconvénient hygiénique qu'ils présentent quant à leurs effets sur les fientes chez les volailles. Ces enzymes permettent donc de valoriser l'orge et le blé au même titre que le maïs qui ne présente pas ces inconvénients.

Des cellulases (*endo 1-4  $\beta$ -glucanases*) sont produites également à partir de *Trichoderma longibrachiatum*, *T. koningii*, *T. reesei*, d'*Aspergillus niger*. Elles permettent d'augmenter la Digestibilité des céréales et des tourteaux riches en glucides pariétaux et ont un effet complémentaire des enzymes précédentes.

Les xylanases et cellulases résistent bien aux enzymes protéolytiques dans l'intestin grêle.

### 3.2.3. 5.Les symbiotiques :

Une approche intéressante pour la modulation de la microflore intestinale est l'utilisation de symbiotique. Un symbiotique est tout simplement une combinaison d'un probiotique et d'un prébiotique (Schrezenmeir et De Vrese, 2001; Suskovic, 2001; Grajek et al, 2005 ; Rastall et Gibson, 2004). L'objectif est d'augmenter la durée de survie du micro-organisme probiotique en lui fournissant un substrat pour sa fermentation. A nouveau cette fermentation permet une production importante d'AGV. Certaines combinaisons symbiotiques ont été bien étudiées, tels que les FOS et les *bifidobactéries*, (Fooks et Gibson, 2002) et le lactitol et les lactobacilles. Chez la volaille il a été déjà testé la combinaison de FOS avec une flore de compétition et on a vu que les poussins traités avec cette combinaison étaient mieux protégés contre les salmonelles que ceux traités avec les composantes simples (Van immerseel, 2003).

Au cours d'un essai publié en 2003 et portant sur 960 poussins, Hofacre a cependant utilisé avec succès un symbiotique, c'est-à-dire un mélange de prébiotiques (mannane-oligosaccharides) et de probiotiques, pour contrôler l'entérite nécrotique associée aux *C. perfringens*.

### 3.2.3.6.Les probiotiques :

#### 1. Définition

Le terme « probiotique » est un mot relativement nouveau qui signifie « en faveur de la vie ». Le concept probiotique est né de la théorie longévité de Metchnikof en 1907. Il fut le premier à proposer l'utilisation des lactobacilles des yaourts pour la restauration du microbiote dans le tractus gastro-intestinal. Les probiotiques ont d'abord été développés dans les années 1960 pour les élevages d'animaux afin de prévenir les infections et stimuler le gain de poids. La première définition officielle a été proposée par Fuller en 1989 qui définit un probiotique comme étant « un supplément alimentaire microbien vivant qui affecter positivement la santé de l'animal en améliorant sa balance microbienne intestinale ». Cette définition a été révisée plusieurs fois, notamment par la FAO et la WHO. En 2001, leur nouvelle définition s'énonce comme suit : « Les probiotiques sont des microorganismes vivants qui lorsqu'ils sont administrés en quantité adéquate, produisent un effet bénéfique pour la santé de l'hôte ».

Les probiotiques sont des cultures vivantes d'organismes qui, lorsque distribués dans l'alimentation des animaux, ont la possibilité de moduler l'écosystème du tube digestif (microbiote) de l'animal hôte. Les probiotiques les plus couramment utilisés sont *Lactobacillus acidophilus*, *entérocoques faecium*, les espèces de *Bacillus*, *Bifidobacterium bifidum* et la levure *Saccharomyces cerevisiae* (Jacela et al, 2010).

### 2. Les micro-organismes autorisés aujourd'hui en alimentation animale

De nombreuses espèces microbiennes ont été utilisées en tant qu'agents probiotiques. Ces micro-organismes appartiennent aux bactéries du genre *Bacillus*, *Bifidobacterium*, *Eenterococcus*, *Escherichia coli*, *Lactobacillus*, *Lactococcus*, *Streptococcus* et aux levures du genre *Saccharomyces*. Les micro-organismes utilisés en alimentation animale diffèrent sensiblement de ceux utilisés en alimentation humaine. Ces variantes intègrent les différences rencontrées au niveau des objectifs d'efficacité, des aspects sécuritaires, des fréquences d'ingestion, des contraintes de fabrication ou encore de stockage ou encore de la réglementation.

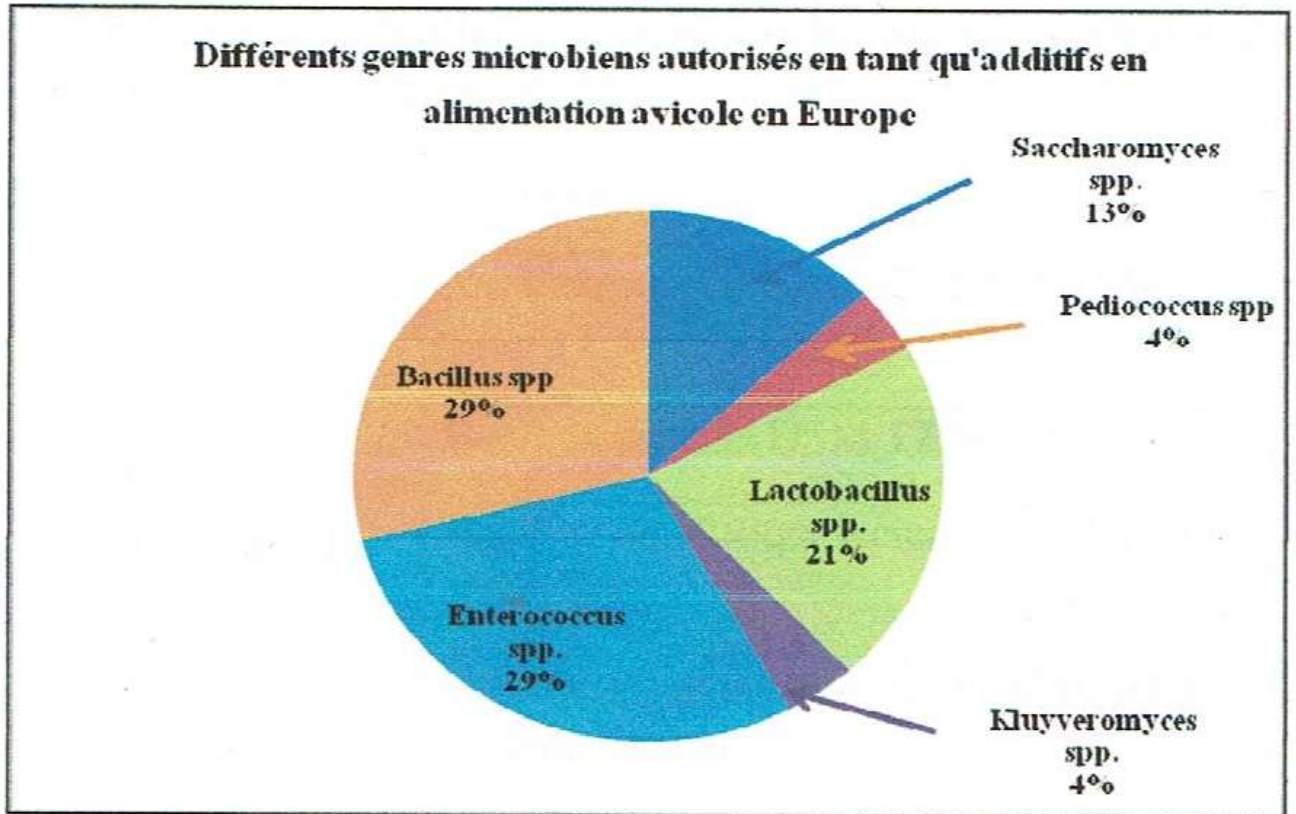
Les genres *Lactobacillus* et *Bifidobacterium* sont majoritairement utilisés pour des applications en nutrition humaine, alors que les genres *Bacillus*, *Enterococcus* et *Saccharomyces* sont les micro-organismes les plus utilisés dans les élevages (Simon et al. 2001) (Tableau5). Les souches de *Bacillus*, plus stables car sporulées et résistent aux processus d'incorporation dans l'aliment, aux paramètres de granulation et aux conditions non exigeantes de stockage « longue durée » dans les aliments pour animaux (Simon, 2005 cité par Larouci, 2013).

### 3. Le mode d'action

Les probiotiques distribués dans l'alimentation des animaux augmentent la production d'acides organiques dans tube digestif, ce qui entraîne une modulation du microbiote. L'augmentation de la production des acides organique modifie la perméabilité de l'intestin et permet ainsi d'augmenter l'absorption de certains nutriments, ce qui a donc pour effet d'améliorer les performances de croissance (Voudruskova et al. 2010). De plus, la multiplication des bactéries probiotiques et l'augmentation de la production d'acides organiques entraînent la diminution de certaines bactéries pathogènes (ex. : salmonelles).

**Tableau n°5 :Différences entre les caractéristiques des probiotiques utilisés en alimentation humaine et animal (Bernandeau et Vernoux, 2009)**

	Alimentation humaine	Alimentation animale
Objectifs	Effets à long terme, bien-être	Réponse rapide, performance de croissance
Sécurité	Pas de toxicité aigüe par voie orale, pas de toxicité à long terme ou de toxicité chronique	Pas de toxicité aigüe par voie orale
Efficacité	Difficile à évaluer	Facile à évaluer
Mode d'ingestion (seule ou associée)	Milieu humide Incluse dans une petite proportion d'aliment Souvent via des laits fermentés	Milieu sec Comme additive dans l'aliment Support végétal (matrice alimentaire)
Fréquence d'ingestion	Une fois par jour ou plus	10 à 20 fois par jour
Micro-organismes (les plus fréquents)	Lactobacillus spp... Bifidobacterium spp... Enterococcus spp...	Enterococcus spp... Bacillus spp... Saccharomyces cerevisiae
Nombre de souches probiotiques	Produit mono ou multi-souches	1 <sup>ère</sup> génération : multi-souches 2 <sup>ème</sup> génération : mono-souche
Processus	Caractéristiques organoleptiques (gout, aspect) importantes Technologie laitière non draconienne	Caractéristiques organoleptique peu important Processus de granulation très draconien
Stockage	+4°C	Température ambiante
Habitat naturel	Tractus digestif, produit laitiers	Tractus digestif, sol, fruits
Réglementation	Aucun si antériorité d'utilisation chez l'homme	Sévère



**Figure n° 09** : représentation des différents genres microbiens autorisés en tant qu'additifs en alimentation porcine et avicole en Europe (adapté d'AFCA-CIAL, Mars 2009)

## 4. Effets des probiotiques

### 4.1. Effets sur la santé de l'animal

Les additifs probiotiques sont présentés comme de futurs ingrédients capables de contrôler le portage et la dissémination d'agents pathogènes et zoonotiques. Cette aptitude est appelée stratégie « ante-abattage » de l'anglais « preharvest » (Callaway et *al.*, 2004 ; Sargeant et *al.*, 2007). Des micro-organismes probiotiques ont ainsi démontrés leur aptitude à contrôler la dissémination en élevage ; d'E. Coli 0157 dans des élevages de bovins (LeJeune and Wetzel, 2007) ; de Salmonella enterica chez des porcelets sevrés (Casey et *al.*, 2007) ou encore d'inhiber la croissance de Salmonella Typhimurium (Ji Hyun Yun, et *al.*, 2008) (cité par Bernardeau et Vernoux, 2009).

**Tableau n°6 : micro-organismes probiotiques autorisés en Europe pour volaille (liste publiée par l'AFCA-CIAL, dernière mise à jour Mars 2009)**

Espèces animales	Souches
Poulets d'engraissement	Bacillus subtilis C-3102 – DSM 15544 – CALSPORIN –CalpisCo.Ltd – ORFFA
	Bacillus subtilis DSM 17299 –O35/Chr. Hansen Bacillus amyloliquefaciens CECT 5940 – ECOBIOL / Norel SA Enterococcusfaecium DSM 3530 BIOMIN IMB 52/ BiominGmbH
Dindes engraissement	Bacillus cereus var. toyoi NCIMB 40112/CNCM I- 1012 TOYOCERIN/ Rubinum
Micro-organismes Dindons engraissement	Bacillus licheniformis DSM 5749 et Bacillus subtilis DSM 5750 BIOPLUS 2B
	Enterococcusfaecium DSM 10663/ NCIMB 10415 –ORALIN LACTOBACILLUS farciminis CNCM MA 67/4R-BIACTON
Poulets engraissement	Bacillus creus var toyoi NCIMB 40112/CNCM I- 1012 TOYOCERIN
	Enterococcusfaecium NCIMB 10415 – CYLACTIN
	Entrococcusfaecium DSM 10663/NCIMB 10415 –ORALIN
	Enterococcusfaecium NCIMB 11181 – LACTIFERM
	Enterococcusfaecium ATCC 53519 et Erterococcusfaecium ATCC 55593 – PROBIOS – PIONNER PDFM
	Enterococcusfaecium CECT 4515 –FECINOR
	Pediococcusacidilacti CNCM MA18/5M-Bactocell-FERMAID Lactobacillus farciminis CNCM MA 67/4R-BLACTON

**Tableau n°7 : les Microorganismes utilisés comme probiotiques chez les volailles (Pedroso et Lee. 2015)**

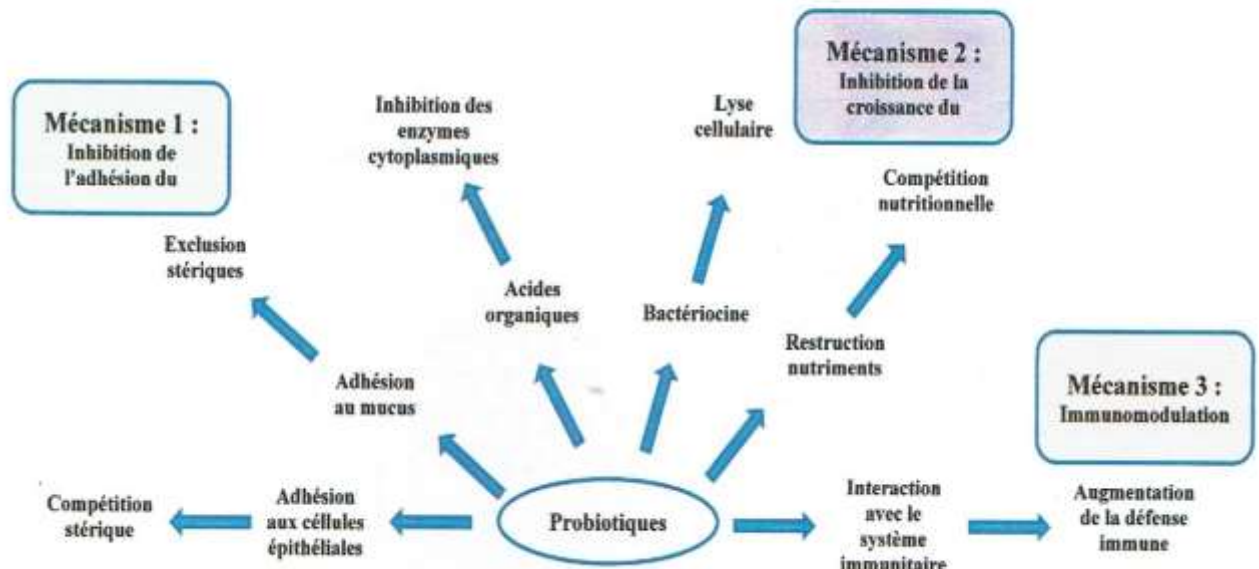
<b>Microorganismes</b>	<b>Genres et espèces</b>
Bactéries	Lactobacillus fermentatum, L acidophilus, L plantarum , L casei, L paracasei, L brevis, L salivarius , L reuteri, L agilis, L helveticus. Enterococcus faecium, E faecalis Bacillus coagulans. B subtilis Streptococcus faecium Pediococcus acidilactis Clostridium butyricum Bifidobacterium animalis, B longum, B bifidum
Levures	Saccharomyces cerevisiae Saccharomyces boulardii

#### **a. Activité antimicrobienne**

Plusieurs mécanismes ont été proposés pour expliquer les activités antimicrobiennes. Ces activités sont résumées dans la figure 10.

Les mécanismes d'effets antimicrobiens des probiotiques au niveau intestinal, se traduit par leurs capacités à entrer en compétition avec d'autres agents pathogènes, d'où l'appellation d'exclusion compétitive. Les probiotiques entrent en compétition pour l'utilisation des nutriments ou en tapissent les cellules épithéliales intestinale empêchant ainsi leur colonisation par les bactéries pathogènes (Fuller, 1991 ; Rolfe, 1991 ; Ohashi et Ushida, 2009. cité par Mathipa et Thantsha, 2017).





**Figure n° 10 :** Mécanismes d'action proposés des microorganismes probiotiques dans le traitement des infections entériques. Adapté de Kaur, Kuhad et al. (2009) et Calder and Kew (2002).

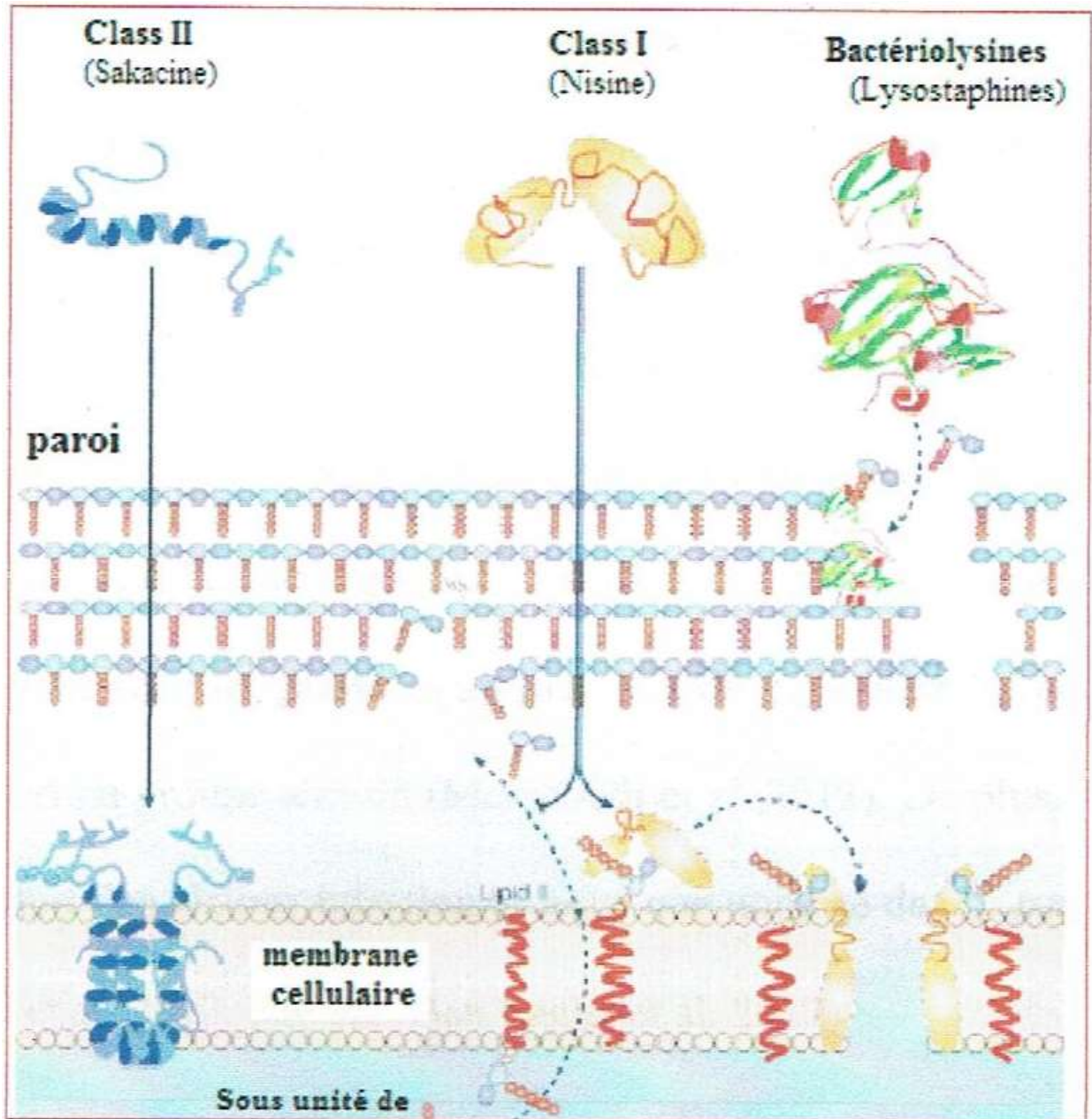
Le probiotique produit des métabolites tels que les acides gras à courte chaîne conduisant à un abaissement du pH intestinal qui sera défavorable à la croissance des bactéries pathogènes (Marteau et al, 1997 ; Chichlowski et al, 2007 cité par Mathipa et Thanstsha, 2017).

Un des mécanismes qui suscite de en plus d'intérêt en recherche dans le domaine de probiotiques est la production de substances inhibitrices telles que les acides organiques et les bactériocines.

Par définition, les « bactériocines » sont un ensemble des peptides antimicrobiens produits par les bactéries, qui sont des peptides antimicrobien de faible poids moléculaire. Elles ont une activité inhibitrice dirigée contre les bactéries proches de la souche productrice.

Les bactériocines ont en effet une activité bactéricide ou bactériostatique qui affecte, dans la plupart des cas, des bactéries taxonomiquement proches de l'organisme producteur (Kozak, Bardowski et al, 1978 ; Klaenhammer 1988 ; Ecker 1992).





**Figure n° 11 :** Mode d'action des bactériocines des bactéries lactiques d'après (Cotter *et al.* 2008) cité par Izquierdo Ester.2009

Le mécanisme d'action, de ces agents antimicrobiens se traduit par une action au niveau membranaire, les bactériocines de la classe II agissant sur la membrane cytoplasmique des cellules sensibles en dissipant la force proton motrice (PMF) par la formation de petits pores membranaires Figure 11. Ceci est précédé par une interaction des résidus chargés positivement et des régions hydrophobes de structure hélicoïdale de la bactériocine avec les membranes cytoplasmiques, caractérisées par un potentiel transmembranaire élevé et des phospholipides chargés négativement.

Ces interactions conduisant vers une mort cellulaire suite à une inhibition des réactions énergé-dépendantes. A concentrations proches de la concentration minimale inhibitrice, les bactériocines

tuent les bactéries beaucoup plus rapidement que les antibiotiques conventionnels (Chatterjee et al. 2005 ; cité par Izquierdo E.2009).

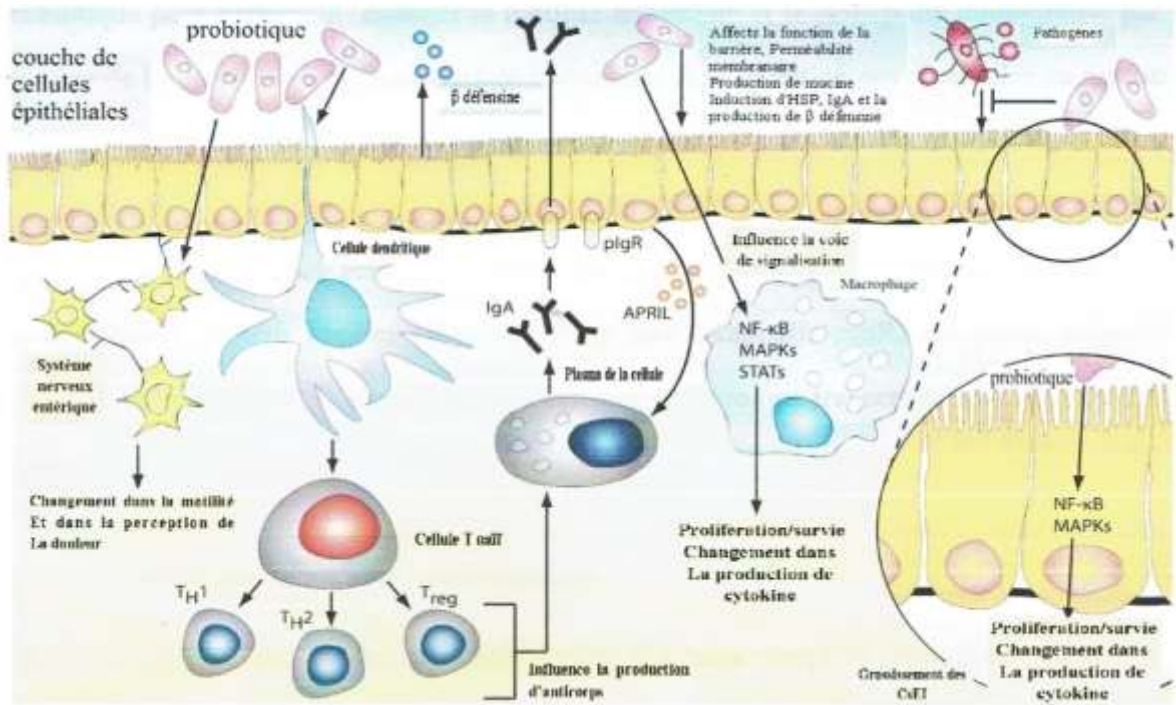
En d'autres termes, des études montrent une activité in vivo de bactéries probiotiques contre des pathogènes.

En 1997, Morishita et ses collaborateurs, ont utilisé sur des poussins âgés d'un jour, un cocktail probiotique contenant *Lactobacillus* et *Enterococcusfaecium*. Les poussins ont été répartis au hasard en deux groupes, un groupe a été traité par le mélange probiotique durant les trois premiers jours d'élevage et un deuxième lot élevé dans les mêmes conditions mais recevant de l'eau distillée à la place du cocktail probiotique. Le nombre de *C.jejuni* dans les fèces des poussins à été déterminé a été suivi jusqu'à l'abattage. Les résultats ont montré une réduction de 70% de la concentration en *C.jejuni* chez les poussins au jour 3 et de 27% chez les poulets de chair lors de leur abattage par rapport au groupe témoin (Messaoudi et al, 2013). De plus, la supplémentation à base de *B.subtilis* réduit les lésions intestinales ainsi que nombre de *C. perfringens* comparée au lot témoin (Jayaraman et al. 2013, cité par Ben Lagha et al. 2017).

### **b. Activité immuno-modulatrice**

Une méta-analyse a pu mettre en évidence les capacités immunomodultrices de nombreux probiotiques (Spelman et al, 2006). Ainsi il a pu être montré in vitro comme in vivo la capacité de nombreux probiotiques à moduler la sécrétion des cytokines et à influencer indirectement l'état d'inflammation en diminuant la sécrétion de cytokines pro-inflammatoires (Figure 12).

Plusieurs études ont révélé l'effet immunostimulant de différents souches de probiotiques tels que : *Lactobacillus rhamnosus* et *Lactobacillus plantarum* qui adhère au tissu lymphoïde associé à l'intestin (GALT ; gut-associated lymphoïde tissue) qui stimule l'immunité systémique (générale) et locale (au niveau des muqueuse) (Behnsen et al. 2013 ; cité par Mathipa et Thantsha, 2017). La stimulation de l'immunité favorise la production de mucine au niveau intestinal (MUC2 et MUC3) qui perturbe l'adhérence des agents pathogènes à l'épithélium intestinal (Mathipa et Thantsha, 2017).



**Figure n° 12 :** Effet stimulateur du probiotique sur l'hôte ; il s'agit d'une interaction avec différents types de cellules au niveau intestinale (Thomas, et Versalovic, 2010)

La fonction de la barrière épithéliale intestinale (BEI) se trouve renforcée par l'action du probiotique, ce dernier agit sur la jonction serrée et stimule la production de mucine.

Le probiotique interfère aussi avec les microorganismes pathogènes par une augmentation de la sécrétion de  $\beta$  défensine par la BEI et l'IgA par les plasmocytes, il bloque aussi la voie de signalisation déclenchée par le pathogène.

La sécrétion des cytokines par la BEI, macrophages et les cellules dendritiques est elle aussi réglée par le probiotique par la modulation des voies de signalisation telles que :  $\text{NF-}\kappa\text{B}$  et  $\text{MAPK}_S$ . Qui affecte la prolifération/la survie des cellules.

L'interaction probiotique-cellules dendritiques stimule les sous-populations de cellules T en  $\text{Th}_1$ ,  $\text{Th}_2$  et  $\text{Tr}_{\text{reg}}$ .

Le probiotique peut également changer la motilité intestinale de la perception douloureuse par une modulation de l'expression des récepteurs de la douleur et la sécrétion des molécules au niveau des neurotransmetteurs (au niveau du système nerveux entérique)

Abréviation : hp, haetshockprotein (protéines du choc thermique) ; Ig, immunoglobuline ; MAPK, mitogen-activatedprotein kinase ;  $\text{NF-}\kappa\text{B}$ , nuclear factor-kappaB ; pIgR, récepteur polymérique

d'immunoglobuline ; STAT. Signal transducers and activator of transcription ; Trég. Cellule T régulatrice.

### **4.2. Effets sur les performances zootechniques**

Ces dernières années, des études scientifiquement ont ainsi élargi le potentiel d'utilisation des souches probiotiques. Des applications préventives de pathologies digestives ou immunostimulantes ont ainsi été démontrées en élevage avicole (Tableau 8). Dans un contexte d'assainissement des pratiques d'élevage vers une stratégie plus naturelle et respectueuse de l'environnement et du bien-être animal, les micro-organismes probiotiques présentent donc un réel potentiel de développement commercial.

En matière de productivité, les données publiées font apparaitre 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 (Edens, 2003).

**Tableau n°8 : exemples d'effets probiotiques récemment démontrés en élevage avicole (adapté de Bernardeau et al, 2006)**

Animal	Souche probiotique	Commentaires	Références
Dindes	Lactobacillus spp	Augmente le gain de poids. Diminue les couts de production.	Torres rodriguez et al, 2007
	Lactobacillus (Lb) Bifidouctrium Enterococcus Pediococcus	Augmente les paramètres de performance zootechniques. Module la composition de la microflore du caecum.	Mountzouris et al, 2007
Poulets de chair	Lactobacillus (Lb)	Effets sur l'immunité locale démontré par (1) une diminution des taux d'invasion intestinale et du développement d'oocytes d'Eimeriacervulina (EA), (2) des taux supérieurs de sécrétion d'IL-2 diminution de la production d'oocytes d'EA (Eimeriacervulina)	Dalloul et al, 2003
	Souches de Pediococcusacidilotici Saccharomyces boulardii	Améliore la résistance aux coccidioses (E. acervulina, E ? etenella) en augmentant l'immunité humorale.	Lee et al, 2007
	Enterococcusfaecium NCIMB 10415	Augmente le gain de poids, le taux de conversion, la taille des villosités dans l'ileum	Samli et al, 2007
	Bacillus subtilis& Bacillus licheniformis	Pas d'impact sur les performances de croissance, le poids du tibiotarse, sa longueur ; sa robustesse et son %de Ca. Améliore l'épaisseur la paroi du tibia et latéral, et du % de cendre.	Mutus et al, 2006
	Lactobacillus johnsonii F19785	Contrôle les entérites nécrotiques endémiques dues à Clostridium perfringens, réduisant les pertes économiques et l'utilisation d'antibiotiques.	La ragione et al, 2004
	Lactobacillus	InhibeEimeriatenella- in vitro	Tierney et al. 2004

Dans une méta-analyse de 35 études conduit au Brésil entre 1995 et 2005 à indiquer que les probiotiques probablement peuvent constitue une alternative à l'administration des antibiotiques comme additifs dans l'alimentation des volailles (Faria Filho et al. 2006) cité par (Yang, et al. 2009). Cependant l'effet des probiotiques sur les performances de croissance de l'animal dépend de ; la nature (spécificité) du probiotique, taux d'administration (concentration, durée..), l'âge des animaux et la méthode d'incorporations (via l'eau de boisson ou l'aliment).



De plus, d'autres facteurs peuvent intervenir dans l'efficacité du probiotique tels que : la nutrition, l'environnement (conditions sanitaire) (Edens, 2003) cité par (Yang, et al. 2009), ce qui peut expliquer la variabilité des résultats dans ces études.

Les micro-organismes probiotiques peuvent également contribuer à potentialiser l'aliment et donc la rentabilité de l'élevage en réduisant la présence de toxines comme les mycotoxines (Trufanov et al. 2008 ; Niderkorn et al. 2009). Elle joue aussi un effet positif sur l'indice de conversion, il se traduit par un accroissement de l'efficacité de transformation alimentaire qui concorde avec l'augmentation significative de la taille et du volume des villosités intestinales don une meilleure valorisation digestive de l'aliment (Awad et al. 2009 cité par Temim et al. 2009).

Les travaux d'Al-Masud et al. 2016, ont démontré que, l'utilisation combinée de probiotique et d'acides organiques par rapport à leurs utilisations seules améliorent les performances chez le poulet de chair tel que ; le poids vifs, l'indice de conversion ainsi qu'une meilleure rentabilité.

L'étude de l'effet des probiotiques sur les performances zootechnique du poulet de chair ISA<sub>15</sub> réalisée par Idoui et al. 2009, a montré que les meilleures performances de croissance sont enregistrées avec les sujets à probiotique avec des différences significatives ( $p < 0,05$ ), de même l'étude microbiologique montre une bonne adaptation de *Lb plantarum* au tube digestif de l'animal avec des interactions vis-à-vis de la flore endogène. Les différences entre les lots sont hautement significatifs ( $P < 0,01$ ). Ces résultats indiquent la bonne valorisation de l'aliment par les animaux recevant le Probiotique, cela va se répercuter positivement sur le plan coût de production.

Cependant, des différences de poids vifs sont nettement observées pour le lot supplémenté en opposition au témoin. En fin de l'expérimentation, les poussins recevant le probiotique donnent le meilleur rendement en poids vif. L'utilisation de probiotique a amélioré l'indice de consommation des sujets donc une bonne valorisation de l'aliment. Enfin, il apparait clairement que l'utilisation de probiotique n'affecte pas la mortalité au cours de l'élevage ( $P < 0,05$ ) (Marta, et al. 2009).

Dans une étude réalisée par, Temim et al. 2009, l'ajout de *Pediococcus acidilactici* dans l'aliment des poulets de chair n'a pas significativement modifié la croissance des animaux. Par contre à permis de réduire la mortalité et d'améliorer l'efficacité de transformation alimentaire.

# **Etude Expérimentale**

L'objectif général de cette étude est l'incorporation de deux probiotiques le premier est (*saccharomyce cerevisiae*) dans l'aliment et le deuxième sous forme d'un mélange de (*Enterococcus* sp, *Bifidobacterium* sp, *Lactobacillus* sp) dans l'eau de boisson en vue d'étude sont impact sur les performances zootechniques de deux souches de poulet de chair (cobb 500, arbor acres) en les comparant à celles du lot témoin.



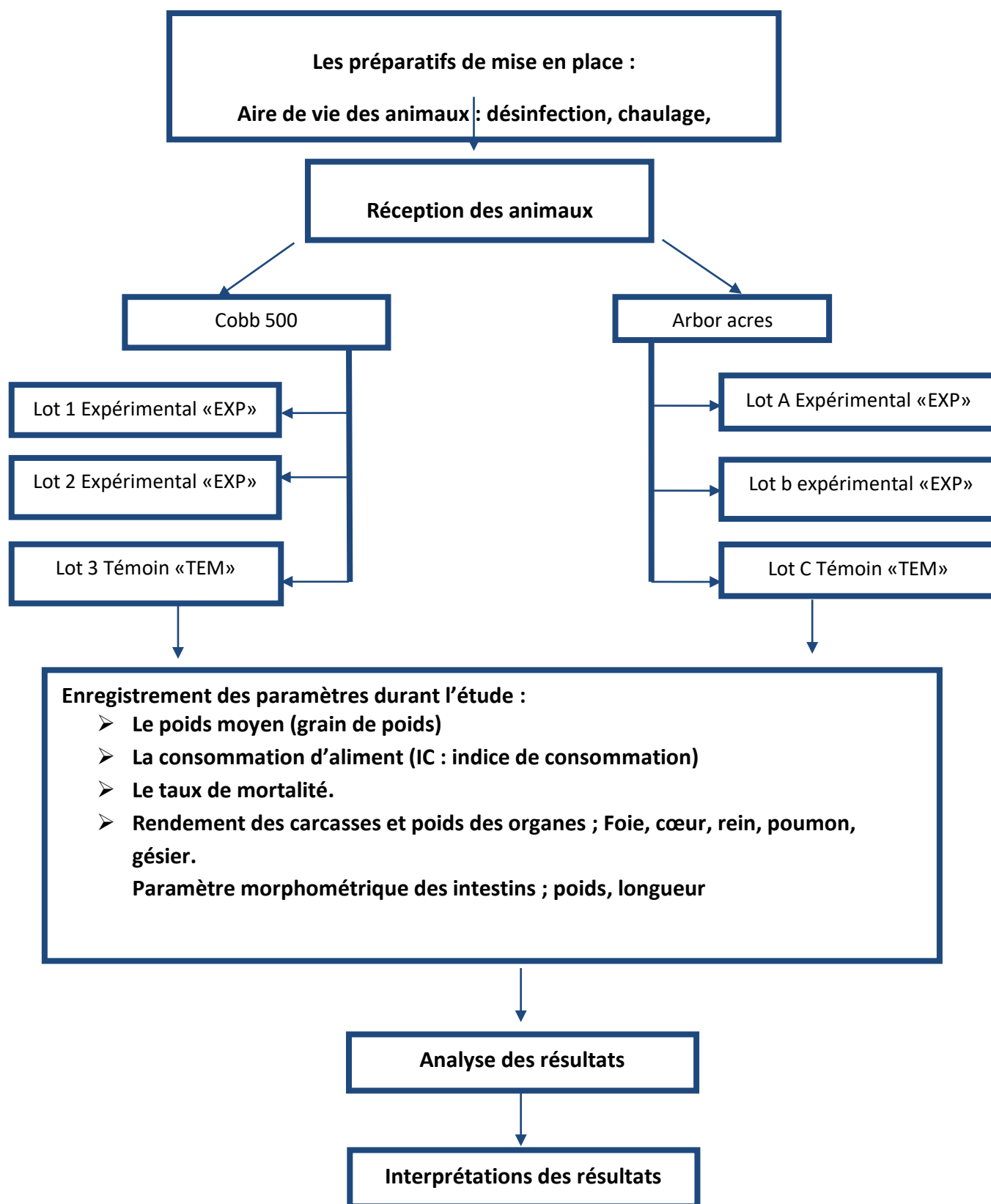


Figure n° 13 : Organigramme général de la démarche expérimentale durant cette étude.

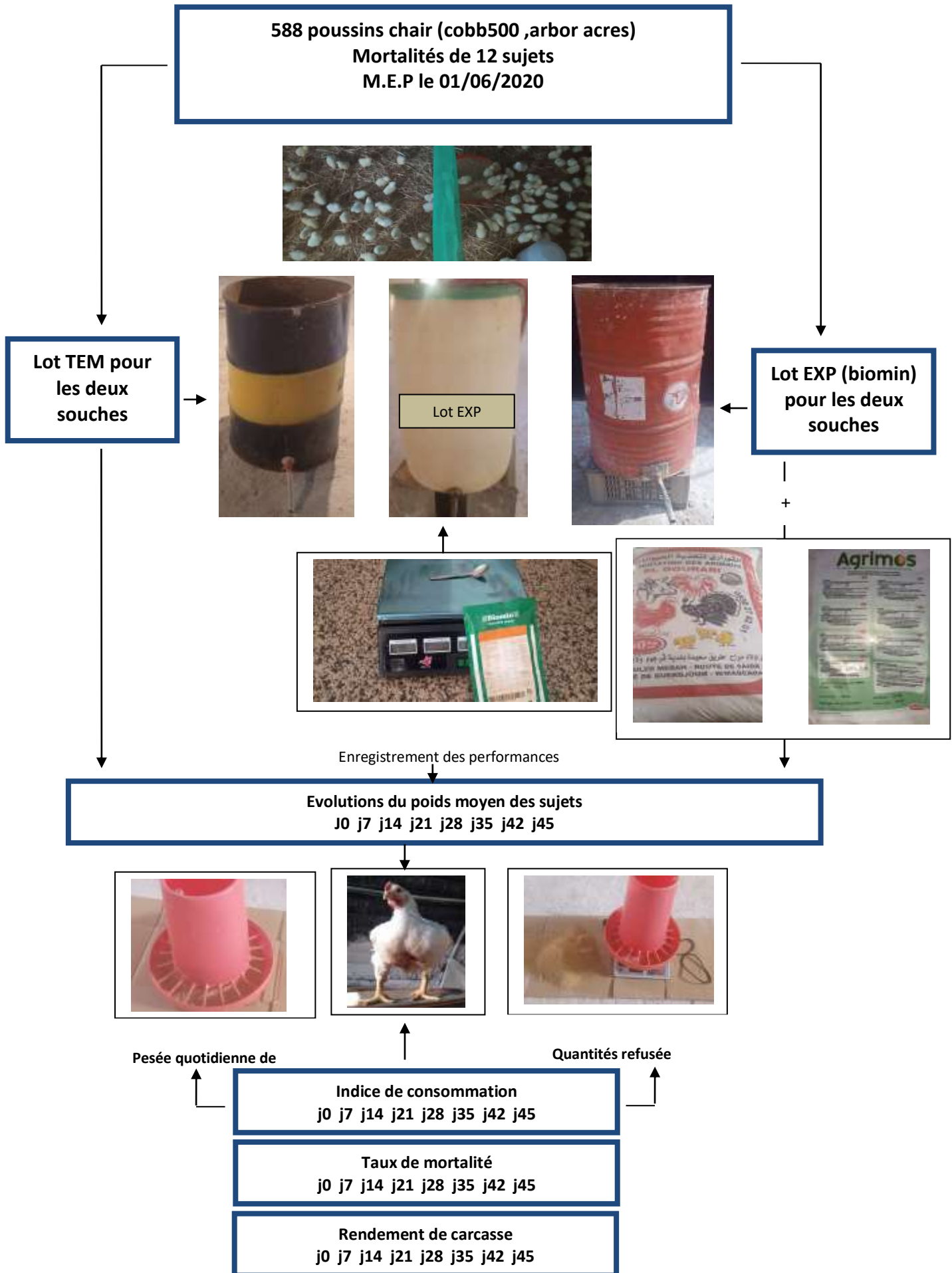


Figure n° 14 : La mise en lot et l'enregistrement des paramètres durant cette étude.

### 1. Matériel et méthodes

#### 1.1. Durée de l'étude

L'expérimentation s'est déroulée sur un période de 49 jours allant du 01 juin 2020 jusqu'au 19 juillet 2020.

#### 1.2. Lieu de l'étude

Notre expérimentation s'est déroulée dans une ferme privée se situe à douar Ain Baidha commune de Benaine , Daïra de Auof à Mascara.

##### **Bâtiment**

Les poussins ont été élevés dans une serre couverte de double film plastique et un polyester destiné à protéger au froid et à la chaleur, réalisé à l'intérieur (au coté) surface des ouvertures d'entrée d'air. Cette dernière à pour but de réduire de façon significative la perte de chaleur et assure un meilleur contrôle de la température. Le bâtiment a été soigneusement nettoyé avec un détergent et désinfectés avec l'eau de javel (en premier temps) et avec BIOCID-30.

L'espace réservé à l'élevage a été séparé en 6 lots ayant les même paramètres techniques (isolation, superficie) dans les diamantions de chaque lot sont de l'ordre de 5 mètres de longueur, 3 mètres de largeur et 2.5 mètres de hauteur. La densité est a l'ordre de 7 sujets par mètre carré

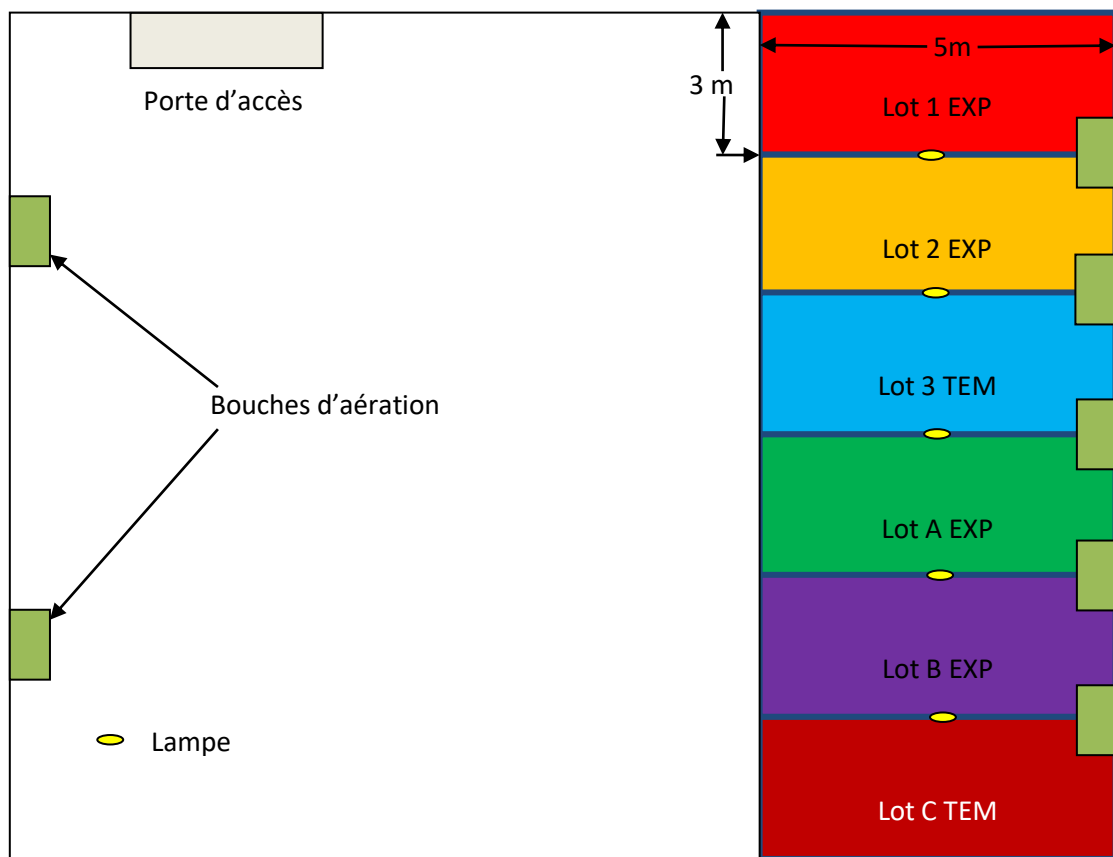


Figure n° 15 : Représentation schématique de la disposition des lots au sein du bâtiment.

### 1.3. Animaux

Les animaux utilisés dans notre expérimentation étaient au nombre de six cent(600) poussins chair d'un jour d'espèce Gallus Gallusdomeseticus, appartenant à la, de souches Cobb 500 et arbor acres, acquis auprès d'un couvoir privé.

Les poussins ont été répartis en deux :

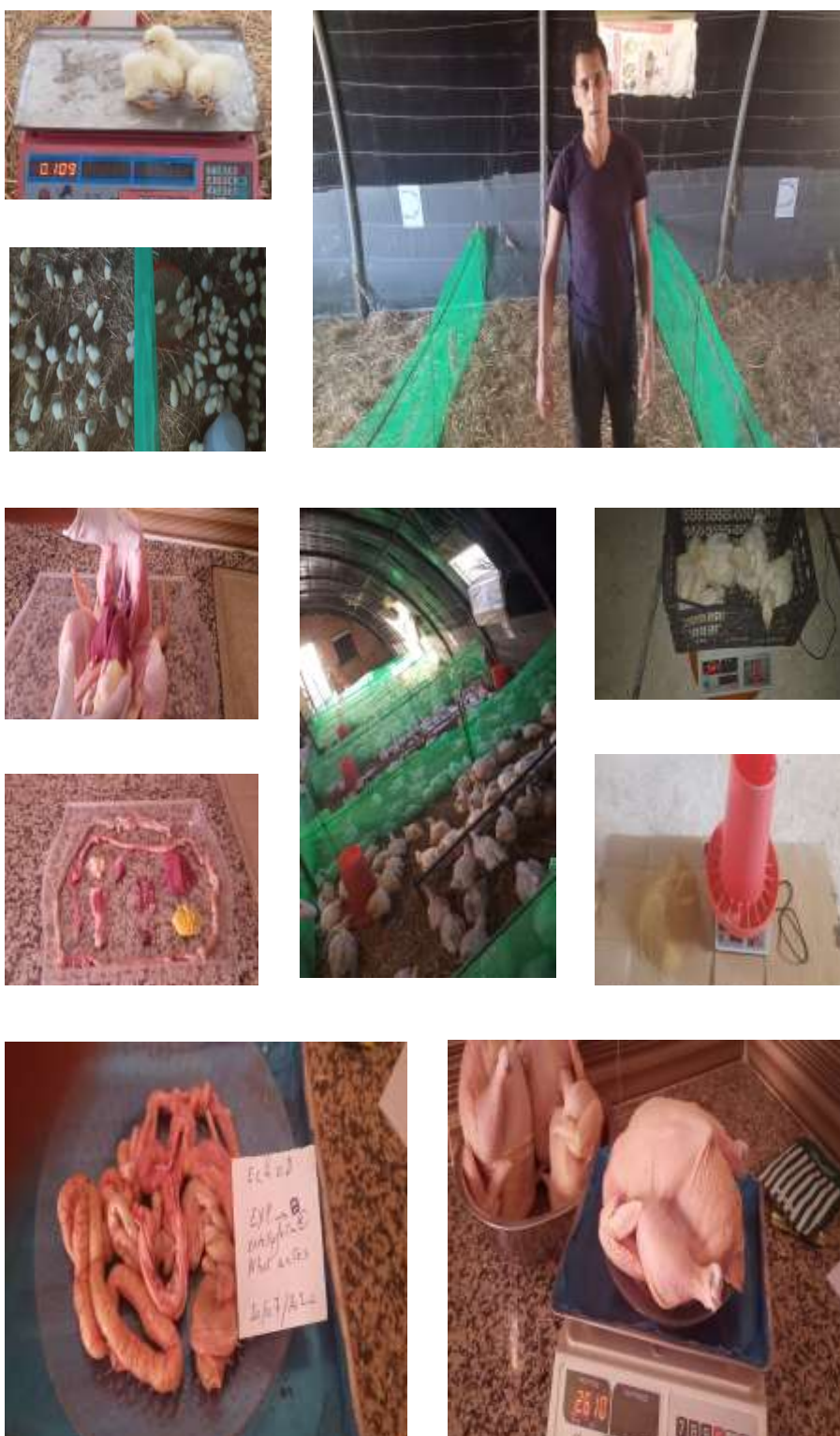
-souche Cobb 500 a été divisé en 3 lots, un lot témoin et deux lots expérimentaux, chaque lot contient 100 poussins (n=100)

-souche Arbor acres a été repartis en 3 lots, un lot témoin et deux lots expérimentaux, chaque lot contient 100 poussins (n=100).

Le grillage d'une hauteur jusqu' à 0,75 m du sol ont été mis en place pour séparer les poussins, afin d'éviter tout contact physique entre les lots .les animaux ont été élevés séparément dans des conditions identique d'ambiance (photo 1).



**Photo n° 01** : répartition des poussins



**Photo n° 02 :** différent manipulations durant l'expérimentation «de la préparation du bâtiment, mise en lot, enregistrement des paramètre zootechnique et pesée des organe »

### 1.4. Eau de boisson

Pendant toute la durée de l'expérience, les poussins consommaient uniquement l'eau de puits, pour une seule raison d'éviter que le chlore présent dans l'eau puisse tuer les bactéries que contiennent nos probiotiques utilisés dans cette expérimentation. L'approvisionnement en cette eau de puits se faisait quotidiennement dans des futs et un jerrican. Pour notre expérimentation, on a utilisé deux futs de couleur différentes le bleu pour les deux lots témoin (Arbor acres, Cobb500), le rouge pour le premier lot probiotique (biomin®) et un jerrican contient l'eau sans probiotique pour les deuxièmes lots expérimentaux.

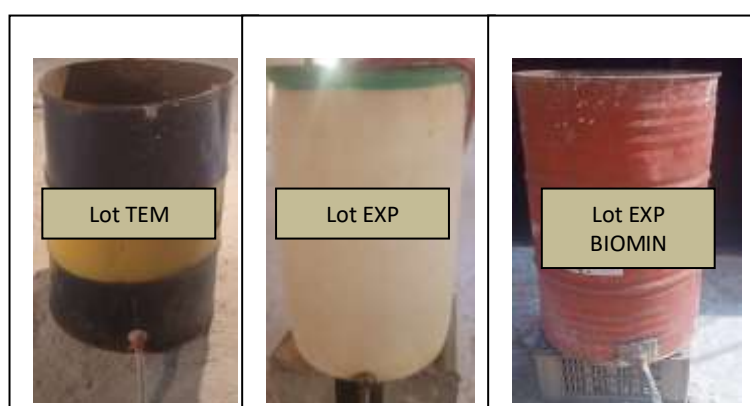


Photo n° 03 : Les futs utilisés pour l'abreuvement.

### 1.5. Souche bactérienne

Les probiotiques utilisés dans notre expérimentation sont :

- un probiotique sous forme d'un mélange (*Enterococcus*, *Lactobacillus*, *Bifidobacterium*) présente dans un produit commercial (Biomin®) présentant des caractéristiques bien déterminées (tableau 09).
- une levure comme un probiotique (*saccharomyce serevisiae*) présente dans un produit commercial (Agimos®).



Photo n° 04 : pesée des probiotiques juste avant son utilisation



**Tableau n°9 :** Les caractéristique des probiotiques (biomin®,Agrimos®)utilisé dans notre exploitation.

Statut légal		Alimentation complémentaire (selon la réglementation 767/2009/CE)	
Produit	Biomin®	Agimos®	
Solubilité	Très soluble en eau	Dans l'aliment	
Contenance	- Fructo-oligosaccharides 900g	- Protéine brut <30%	
	- Stabilisateur de la flore intestinale	- Cellulose brute <3%	
	- Eterococussp,bifidobacteriumsp,lactobacillussp 5x10 <sup>12</sup> UFC /kg	- Saccharomyce cerevisiae	
	- Recommandation de dosage 20g pour 1000 sujets	- 0.5 à 2 kg/tonne	

## 1.6. Équipement

### 1.6.1. Mangeoires

L'alimentation est assurée par des assiettes adaptées au premier âge, dont le nombre est de trois par lot soit une assiette pour 33 sujet, par la suite ces dernières sont retirées progressivement et remplacées par des mangeoires de type trémie. Ces équipement ont été soigneusement lavés et désinfectés avant la mise en place.

### 1.6.2. Abreuvoirs

Au premier âge, les abreuvoirs utilisés sont de type siphon de 5 litres pour 100 sujets, à remplissage manuel. Chaque lot est doté d'un abreuvoir. A partir du deuxième âge, l'abreuvement est assuré par des abreuvoirs à remplissage «type linéaire» avec gouttière en acier inox.les abreuvoirs ont été lavé et désinfectés avant la mise en place.

### 1.6.3. Système de chauffage

Le chauffage de l'animalerie est assuré par (03) éleveuses à catalyse à gaz butane. Cette dernière assure une excellente répartition de la chaleur. La température est contrôlée par un thermomètre d'ambiance.

### 1.6.4. Litière

La paille a été utilisée comme litière. Épandut sur une épaisseur de 7 cm sur le sol, pour limiter les déperditions de chaleur des animaux ainsi que l'absorption de l'humidité des déjections.



### **1.6.5. L'éclairage**

Les lampes utilisés pour l'éclairage est de 60 watts de type tungstène.

### **1.6.6. Température**

La température a été fixée selon le programme et adapté en fonction de l'âge des animaux et le guide de référence de la souche.

### **1.7. Les aliments**

Les sujets des lots expérimentaux (EXP 2, EXP B) et les deux lots témoin (TEM 1, TEM A) ont reçu les mêmes régimes d'aliment, mais les restes lots expérimentaux ont reçu un régime alimentaire avec *Saccharomyce cerevisiae*.

Trois types d'aliments leur ont été distribués selon les périodes d'élevages :

-un aliment de démarrage (j0-j10).

-un aliment de croissance (j11-j35).

-un aliment de finition (j35-j49).

L'aliment utilisé était procure auprès d'un fabricant d'aliment privé de la région, composé de trois matière premières à savoir : le maïs, le tourteau de soja et les produit semis finis. L'aliment démarrage a été utilisé durant la phase (j0 à j14), à partir de j15 il a été remplacé par l'aliment croissance jusqu'à j 37 et après j37 jusqu'à la fin, on utilise l'alimentation de finition. Les types d'aliment étaient de structure granuleuse.

### **1.8. Conduite de l'essai**

Une mortalité de transport de 12 poussins chair enregistrée le premier jour de la mise en place. Le nombre d'oiseaux pour les six lots été similaire.les 588 poussins ont été répartis, en six lots de 98 sujets chacun. Deux abreuvoirs siphonide 1<sup>er</sup> âge a été mis à disposition des poussins, ainsi que trois (03) assiettes d'aliments par lot. L'alimentation en eau et aliment se faisait manuellement.les poussins sont élevés dans une serre obscure ou on a appliqué un programme lumineux suivant :-Au démarrage : 23h de lumière et 1h de coupure

-puis a partir de 7 jours d'âge des animaux : 18h de lumière et 6h de coupure (de 0h00 à 6h00) Les poussins des lots témoin ont reçu le même régime alimentaire et les mêmes conditions d'élevage, sauf pour les lots expérimentaux (EXP 3, EXP C) qui ont reçu *Saccharomyce cerevisiae* dans l'alimentation à raison de 0.5 à 2 kg/tonne et (Biomim<sup>®</sup>) a reçu pour les deux lots expérimentaux (EXP 2, EXP B) dans l'eau de boisson à raison de 20 gramme pour 1000 sujet.

### 1.9. Contrôle et mesure des paramètres évalués

L'évolution des effectifs présents durant l'élevage a été suivie par des relevés quotidiens des mortalités enregistrées. La quantification des consommations d'aliment obtenue après l'évolution des effectifs présents durant l'élevage a été suivie par des relevés quotidiens des mortalités enregistrées. La quantification des consommations d'aliment obtenue après déduction des quantités refusées, a été mesurée quotidiennement en fin de journée. L'évolution du poids vif a été réalisée par des pesées régulières à différent âge pour tous les animaux. Ces pesées ont été effectuées au moment de la mise en place des poussins (j0), à fin de chaque semaine (j7, j14, j21, j28, j35, j42, j49). Le contrôle de la croissance, mesuré par le gain moyen quotidien des animaux, est calculé par semaine. Enfin, l'indice de consommation a été calculé aussi par semaine. (Figure 14)

### 1.10. Paramètre étudiés

Notre expérimentation consiste à comparer le taux de mortalité, la croissance, la consommation d'aliment et l'indice de consommation dans les six lots.

#### 1.10.1. Performance zootechniques

##### 1.10.1.1. Le taux de mortalité de la semaine

$$\text{Taux de mortalité (\%)} = \frac{\text{nombre des sujets morts}}{\text{effectif début de semaine}} \times 100$$

##### 1.10.1.2 La consommation d'aliment

La quantité moyenne d'aliment consommé est comptabilisée chaque jour par la formule suivante :

$$\text{Quantité moyenne d'aliment} = \frac{\text{quantité d'aliment consommée par semaine}}{\text{l'effectif début de semaine}}$$

##### 1.10.1.3 Le poids vif

Le poids vif individuel des sujets par lot a été enregistré le jour 0 et ensuite mesuré tout les 7 jours à une heure fixe (j7, j14, j21, j28, j35, j42, j49) sur une balance électronique.

##### 1.10.1.4. Détermination de l'indice de consommation (I.C)

L'indice de consommation a été déterminé selon la formule suivant

$$\text{I.C} = \frac{\text{quantité d'aliment moyenne consommée par semaine}}{\text{gain de poids par sujet sur cette semaine}}$$

### **1.10.1.5. Le gain moyen quotidien (G.M.Q)**

Les gains moyens quotidiens ont été calculés en divisant le gain du poids de la semaine sur 7 jours.

### **1.10.2. Détermination du rendement des carcasses ; poids des organes et la longueur des intestins**

*A la fin* de l'expérimentation c'est-à-dire au 50<sup>ème</sup> jours, dix(10) poulets de chaque lot ont été pesés individuellement et abattus pour déterminer différents paramètres il s'agit : du poids des carcasses (non éviscérées et éviscérées), la longueur des intestins et le poids des organes cités ci-dessous :

- Les carcasses
- Le foie
- La rate
- Le cœur
- Les reins
- Intestins avec gésier
- Le gésier seul
- Graisse abdominale

Pour cela, les dissections anatomiques (l'autopsie) des sujets choisis se sont déroulées selon les étapes suivantes (d'après Guerin et Boissieu, 2009) :

#### **1- Préparation de l'oiseau**

- Sacrifice de l'animal
- Humectation de la peau et plumage
- Disposition en décubitus dorsal

**2- Dépouillement de la carcasse :** l'incision est pratiquée (du côté droit et gauche) de la peau, ensuite la désarticulation des pattes.

**3- Ouverture de la carcasse et éviscération :** Inciser de part et d'autre du bréchet, section des muscles pectoraux et des côtes, récliner le bréchet vers l'avant pour examen de la cavité thoraco-abdominale (Photo 05)



**Photo n° 05 :** Ouverture de la carcasse et éviscération

**4- Eviscération :** c'est lors de cette phase qu'on effectue la dissection et les prélèvements des organes ; retirer le cœur à sa base, ainsi que le foie. La masse digestive est réclinée vers l'arrière, ensuite sectionnée entre le jabot et le proventricule et au niveau du cloaque, dérouler le tube digestif puis examiner ses différents segments (proventricule, gésier, duodénum, jéjunum, iléon, et caeca), décoller les poumons, la rate et les reins.

Le rendement de la carcasse a été calculé comme suit (photo 06) :

$$\text{Rendement de carcasse} = \frac{\text{poids de carcasse éviscérée}}{\text{poids vif du poulet}}$$

Le rendement des carcasses permet de mesurer l'effet des probiotiques performance de croissance (viscères et internes) ainsi que la qualité des carcasses.



**Photos n° 06 :** pesé des animaux avant et après abattage pour calcul du rendement des carcasses.

Les différents organes ont été collectés (photos n°07) et pesés.



Photos n° 07 : collecte et pesée des organes

### 1.11. Analyses statistiques

Les résultats des différentes expériences et analyses ont été traités par le logiciel EXCEL en vue du calcul de :

- La moyenne ( $\bar{X}$ ), un nombre de tendance centrale.
- L'écart type ( $S$ ), un paramètre indiquant l'importance de la dispersion des valeurs autour de la moyenne.

Cela pour l'établissement des graphes.

Les paramètres mesurés ont fait l'objet d'une analyse de variance, suivie d'une comparaison de moyennes, selon le test student au seuil de signification de 5%.

# **Résultats et discussion**

Nous présentons dans cette partie les résultats obtenus dans notre expérimentation :

## 1. Etudes des performances zootechniques

Les résultats relatifs à l'influence de l'apport des probiotiques sur l'évolution de l'indice de consommation d'aliment dans les lots sont donnés au tableau.

### 1-1. Consommation d'aliment et Indice de consommation

**Tableau n° 10** : Consommation d'aliment et l'indice de consommation (g) Cobb 500.

Age (semaines)	Lot témoin 1 (n=98)		Lot expérimental 2 (n=98) Biomini®		Lot expérimental 3 (n=98) Agrimos®	
	Consommation (g)	I.C	Consommation (g)	I.C	Consommation (g)	I.C
1	114.23	1.91	115.36	1.93	116.98	1.93
2	315.67	1.36	319.58	1.33	323.54	1.42
3	512.02	1.58	551.79	1.49	546.15	1.52
4	755.98	1.68	772.38	1.55	763.95	1.63
5	962.41	2.19	901.24	1.78	922.57	1.85
6	1080.57	1.80	987.21	1.50	993.47	1.54
7	1180.11	2.01	950.98	1.49	990.25	1.52
<b>Total</b>	<b>4920.99</b>	<b>1.81</b>	<b>4598.54</b>	<b>1.59</b>	<b>4656.91</b>	<b>1.63</b>

**Tableau n° 11** : Consommation d'aliment et l'indice de consommation (g) Arbor acres.

Age (semaines)	Lot témoin A (n=98)		Lot expérimental B (n=98) Biomini®		Lot expérimental C (n=98) Agrimos®	
	Consommation (g)	I.C	Consommation (g)	I.C	Consommation (g)	I.C
1	112.31	1.98	113.15	1.94	118.63	1.97
2	313.85	1.39	310.89	1.34	347.54	1.39
3	543.11	1.63	547.10	1.50	536.31	1.58
4	731.87	1.52	716.70	1.62	728.24	1.58
5	919.22	2.20	872.54	1.88	897.97	2.00
6	1000.00	1.76	947.35	1.54	965.25	1.56
7	1123.72	2.28	959.48	1.50	940.41	1.56
<b>Total</b>	<b>4744.08</b>	<b>1.84</b>	<b>4467.21</b>	<b>1.61</b>	<b>4534.35</b>	<b>1.65</b>

La quantité cumulée consommée par les sujets des lots expérimentaux été inférieure par rapport à celle enregistrée pour les lots témoin pour les deux souches : Cobb500 (TEM1: 4920,99grammes /sujet, EXP2 :4598,54 grammes /sujet, EXP3 : 4656,91 grammes /sujet) et pour Arbor acres (TEM A : 4744,08 grammes /sujet, EXP B: 4467,21 grammes /sujet, EXPC : 4534,35 grammes /sujet).



Pour les lots expérimentaux l'incorporation de « *Enterococcus* sp, *Bifidobacterium* sp, *Lactobacillus* sp » dans l'eau et « *saccharomyce cerevisiae* » dans l'aliment de poulet de chair a une influence positive sur la consommation de l'aliment en tenant compte de l'indice de consommation.

Les lots témoin ont un indice de consommation plus élevé par rapport à celui des lots expérimentaux pour les deux souches : Cobb500 (TEM1: 1.81, EXP2 : 1.59, EXP3 : 1.63) et pour Arbor acres (TEM A : 1.84, EXP B: 1.61, EXPC : 1.65).

Cette optimisation est due sans doute à l'amélioration de la valeur énergétique des aliments suite à la transformation, par le matériel enzymatique des probiotique, des éléments indigestibles par les enzymes intestinales à des nutriments énergétiques très assimilable par l'intestin

Selon Mathlouthi et al. 2012, les poulets recevant les parois de levures (*Saccaromyces cerevisiae* Sc47) consomment moins d'aliment que ceux du lot témoin et du lot recevant l'antibiotique (Avilamycine). Aussi l'incorporation des parois de levures dans l'alimentation du poulet de chair améliore l'indice de consommation ( $p < 0.05$ ) par rapport au lot témoin.

Les mêmes résultats sont obtenus par Zhang et al 2005 qui ont observé une amélioration significative de l'indice de consommation des poulets de chair nourris avec un régime contenant les parois de levures (cité par Mathlouthi et al ,2012).

De même Bouazizi 2003 a rapporté que l'utilisation des prébiotiques à base de FOS (fructo-oligosaccharides) à raison de 0,06 % chez le poulet de chair permet d'obtenir des indices de consommation similaires à ceux enregistrés chez le poulet de chair recevant un l'Avilamycine comme facteur de croissance (cité par Mathlouthi et al.2012). Valdivie 1975 et Onifade et al 1999 ont rapporté également que les levures (*Saccharomyces cerevisiae*) améliorent l'indice de consommation des poulets de chair (cité par Mathlouthie *al.*,2012).

Selon Irbier (1997), la baisse de consommation alimentaire des poulets recevant le probiotique serait en relation avec une meilleure utilisation métabolique de l'aliment, il rapporte une augmentation de l'énergie métabolisable d'environ 3,5 % en faveur de l'aliment complétement en *Pediococcus acidilactici*.

La représentation graphique de l'évolution des indices de consommation pour les deux souches est rapportée dans les deux figures (16-17).

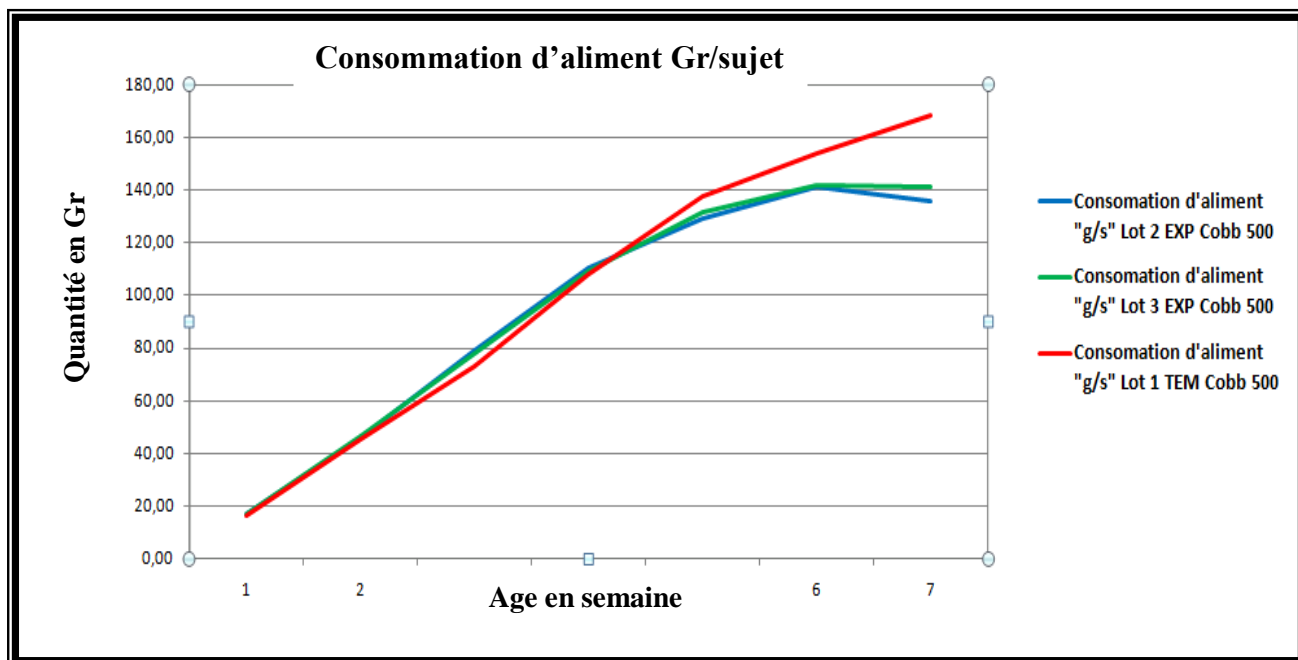


Figure n° 16 : Comparaison de la consommation d'aliment Gr/s des lots (souche Cobb 500).

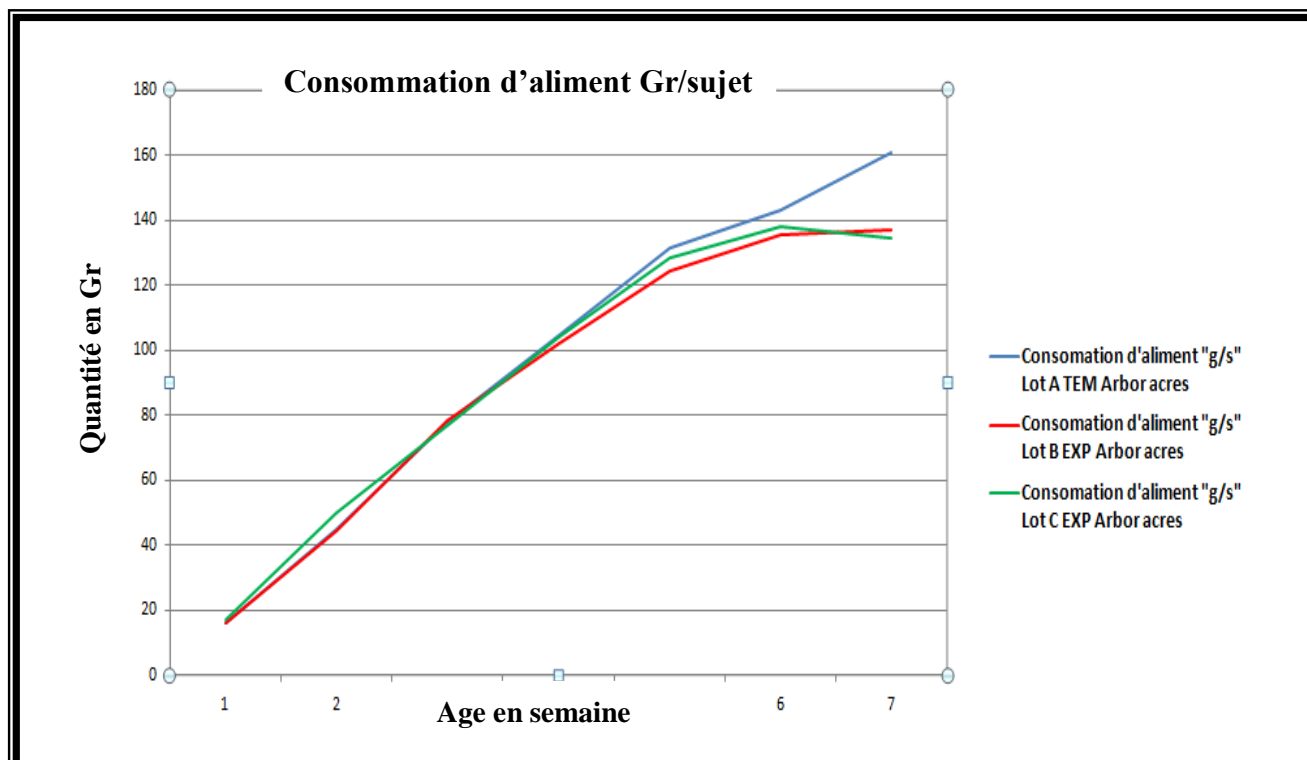


Figure n° 17 : Comparaison de la consommation d'aliment Gr/s des lots (souche Arbor acres).

En suivant l'évolution de la consommation d'aliment par semaine on constate que les poulets Recevant les probiotiques ont consommé moins d'aliment a ceux des lots témoin pour les deux souches. La quantité cumulée Consommée par les sujets des lots expérimental depuis la mise en place jusqu'à l'abattage été Inférieure par rapport à celle enregistrée pour les lots témoin.

- Cobb 500 (TEM 1 :4920,99gramme/sujet .EXP 2 :4598,54gramme/sujet. EXP3 :4656,91gramme/sujet).

Le lot témoin a un indice de consommation plus élevé par rapport aux lots expérimentaux (1,81vsEXP2 :1,59 /EXP3 :1.63).

- Arbor acres (TEM A:4744,08 gramme/sujet .EXP B: 4467,21 gramme/sujet. EXPC: 4534,35 gramme/sujet).

Le lot témoin a un indice de consommation plus élevé par rapport aux lots expérimentaux (1,84vs EXPB:1,61/EXPC:1.65).

Les résultats de notre expérimentation indiquent que l'addition de « *Enterococcus* sp, *Bifidobacterium* sp, *Lactobacillus* sp » dans l'eau et « *saccharomyce cerevisiae* » dans le régime alimentaire a induit une amélioration de l'indice de consommation des poulets conforme à celle relevée dans d'autres études utilisant le memeprobiotique (Samli et al,2007 ; Chichowski et al .,2007 ) ou d'autres souches de bactéries lactiques (Awad et al., 2009 ; Temim et al ., 2009 ; vittorio et al., 2005) . L'effet positif du probiotique sur l'indice de consommation traduit un accroissement de l'efficacité de transformation alimentaire qui concorde avec l'augmentation significative de la taille et du volume des villosités intestinales et révèle une meilleure valorisation digestive de l'aliment (Awad et al, 2009). Chichowski et al (2007) montrent que la supplémentation alimentaire en *Bifidobacteriumthermophilum* et *Enterococcusfaecium* augmente la taille des villosités jéjunales. Des villosités iléales plus longues sont également observées chez des poulets reproducteurs adultes mâles supplémentés en bacillus subtilis var. natto( Samanya et Yamauchi, 2002) et chez des poulets de chair après addition de *E.faecium* (samli et al,2007) ou de *Eubacterium* spp. (Awad et al, 2006).Cet accroissement de la taille des villosités intestinales suggère une surface d'absorption digestive plus importante chez les poulets supplémentés (Caspary , 1992 ).Par ailleurs, il est établi que l'augmentation de la taille des villosités indique une stimulation de la fonction d'absorption intestinale ( langhout et al, 1999 ; Shamato et yamauchi, 2007).

Nous notons ici, que, dans la présente étude, l'incorporation de« *Enterococcus* sp, *Bifidobacterium* sp, *Lactobacillus* sp » dans l'eau et « *saccharomyce cerevisiae* » dans le régime

alimentaires a été effectuée dès le premier jour d'âge ou le tube digestif des poussins est encore stérile. Ceci a permis une colonisation dirigée du tube digestif des poussins nouvellement éclos, avec des souches probiotiques, plutôt que de laisser s'installer naturellement une flore lactique apportée par l'environnement (Aliment, litière, etc.....). Selon (Gabriel et al, 2005), l'installation des souches probiotiques reste tardive à partir du 5ème jour d'âge du poussin. De plus, la population de lactobacilles en place permettrait d'orienter l'implantation ultérieure des autres populations microbiennes (par acidification du milieu, effet barrière vis-à-vis des germes indésirables (Fuller, 1989). Selon Temim et al. 2009, rapporte qu'une augmentation significative de la flore lactobacillaire mesurée au niveau des portions duodénales à j10, j28, et j 49 chez les poulets recevant le probiotique *Pediococcus Acidilactici* ( $p < 0.05$ ). De la même manière, l'addition d'un mélange de *Lactobacillus acidophilus*, *Lactobacillus casei*, *Bifidobacterium bifidum* et *Enterococcus faecium*, a sensiblement augmenté la population des lactobacilles au niveau iléal (Smirnov et al, 1998) ( cité par Temim et al, 2009 ). L'addition de *Pediococcus acidilactici* dans la ration alimentaire des poulets a créé un milieu favorable en produisant de l'acide lactique (chute de pH) permettant ensuite un accroissement de la population de lactobacilles, ce qui permet l'enrichissement naturel du milieu qui sera défavorable à la croissance des germes pathogènes et ceci probablement par exclusion compétitive (Awad et al, 2005 ; Ahmad, 2006) ( Cité par Temim et al., 2009).

D'après zaidi et al. 2012, l'addition du probiotique *Pediococcus acidilactici* n'a pas modifié significativement la croissance du poulet de chair mais a permis de réduire légèrement la consommation d'aliment ce qui a amélioré significativement l'indice de consommation.

- Çakir et al. 2008. Comparent les effets d'une association probiotique – prébiotique ( Biomin®IMBO), d'acides organiques ( combinaison d'acides formique et propionique, d'une combinaison de (Biomin®IMBO), acides organiques (combinaison d'acides formique et propionique, d'une combinaison de Biomin®IMBO+d'acides organiques et d'un antibiotique, l'avilamycine, en tant qu'additifs alimentaires, sur les performances de croissance des cailles japonaises. cependant, aucune différence significative n'a été mise en évidence pour les paramètres sériques entre les différents traitements alimentaires. Aucun effet bénéfique des suppléments alimentaires n'a été observé sur les performances de croissance, l'ingestion alimentaire, et l'efficacité alimentaire.

## 1.2. Le poids moyen et le gain de poids

**1-2-1. Le poids moyen :** l'évolution des poids moyens des poulets et des gains de poids moyens sont rapportés les tableaux n° 12,13 et la représentation graphique sont représentées dans les figures 18, 19 et 20.

En fin de l'expérimentation, les poulets recevant les probiotiques donnent le meilleur rendement en poids vif.

Les poids moyens enregistrés à l'âge de 49 jours sont respectivement de :

- Cobb 500 (TEM1 :2731,39 g EXP2 :3010 ,24g et EXP3 :2949.48).

- Arbor acres (TEM1 :2609,00 g EXPB : 2850,64g et EXPC:2815.17).

Une différence significative ( $p < 0,05$ ) entre les poids des animaux des lots expérimentaux et ceux des animaux du lot témoin est observée pour les deux souches.

**Tableau n° 12 :** Evolution pondérale des lots (g) Cobb 500.

Age (jours)	Poids des sujets (g)		
	Lot témoin 1 (n=98)	Lot expérimental 2 (n=98) Biomin®	Lot expérimental 3 (n=98) Agrimos®
0	38.39 ± 3.35	38.72 ± 2.75	38.56 ± 3.17
7	98.19 ± 14.28	98.55 ± 18.27	99.17 ± 11.37
14	330.30 ± 54.71	339.03 ± 53.91	327.01 ± 62.81
21	654.36 ± 106.00	709.35 ± 100.60	686.31 ± 103.12
28	1104.34 ± 165.70	1207.65 ± 146.68	1154.99 ± 156.00
35	1543.97 ± 260.11	1713.96 ± 180.89	1653.67 ± 210.19
42	2144.28 ± 274.28	2372.10 ± 262.52	2298.78 ± 284.11
49	2731.39 ± 352.31	3010.24 ± 286.31	2949.48 ± 302.13

**Tableau n° 13 :** Evolution pondérale des lots (g) Arbor acres.

Age (jours)	Poids des sujets (g)		
	Lot témoin A (n=98)	Lot expérimental B (n=98) Biomin®	Lot expérimental C (n=98) Agrimos®
0	33.21 ± 2.89	34.07 ± 2.47	33.89 ± 2.72
7	89.93 ± 12.58	92.39 ± 13.08	94.10 ± 12.11
14	315.72 ± 56.27	324.59 ± 53.64	344.28 ± 50.01
21	648.91 ± 97.16	689.32 ± 104.91	683.71 ± 99.23
28	1130.40 ± 152.15	1131.72 ± 158.64	1144.62 ± 157.87
35	1548.22 ± 196.14	1595.83 ± 183.76	1593.60 ± 190.63
42	2116.40 ± 260.17	2210.99 ± 277.32	2212.35 ± 287.44
49	2609.00 ± 324.67	2850.64 ± 304.51	2815.17 ± 332.87

Les poids moyens enregistrés à l'âge de 49 jours sont de Cobb500 (TEM1: 2731,31 grammes, EXP2 : 3010,24 grammes, EXP3 : 2949,48 grammes) et pour Arbor acres (TEM A : 2609,00 grammes, EXP B: 2850,64 grammes, EXPC : 2815,17 grammes). Pour les lots expérimentaux et ceux des lots témoin.

Une différence significative ( $p < 0.05$ ) entre les poids animaux des lots expérimentaux et ceux des animaux des lots témoin est observée.

C'est à partir de la 3<sup>e</sup> semaine que les différences de poids des poulets recevant le probiotique deviennent nettement supérieures par rapport aux lots témoin pour les deux souches, cela pourrait s'expliquer par le temps nécessaire aux bactéries pour coloniser le tube digestif.

Pour le GMQ, indicateur de la croissance, il est aussi en faveur des sujets des lots expérimentaux.

L'analyse de variance a fait ressortir une différence significative ( $p < 0,005$ ) pour le lot expérimental. Les probiotiques distribués dans l'alimentation des animaux augmentent la production d'acides organiques dans le tube digestif, ce qui entraîne une modulation du microbiote. L'augmentation de la production des acides organiques modifie la perméabilité de l'intestin et permet ainsi d'augmenter l'absorption de certains nutriments, ce qui a donc pour effet d'améliorer les performances de croissance (Vondruskova et *al.* 2010).

Du point de vue évolution pondérale, nous pouvons dire que l'addition d'un probiotique a été intéressante. Ce ci se traduit, à partir de la 3<sup>e</sup> semaine par des poids significativement supérieur par rapport au lot témoin ( $p < 0.05$ ) (Cobb 500 :TEM1 : 654.36 g versus EXP 2 : 709.35 g et EXP 3: 686.31 g), les poulets nourris par les probiotiques pesaient 6.5% de plus que ceux du lot témoin à 21 jours d'âge (vs) et 9.10 % de plus à 49 jours, il est presque similaire par rapport à la souche Arbor acres. Ceci s'explique par le fait que le probiotique en stabilisant l'écosystème microbien digestif, permet le développement et la fonctionnalité de l'intestin.

L'appareil digestif fonctionnant plus efficacement, l'animal peut alors valoriser au mieux les aliments ingérés

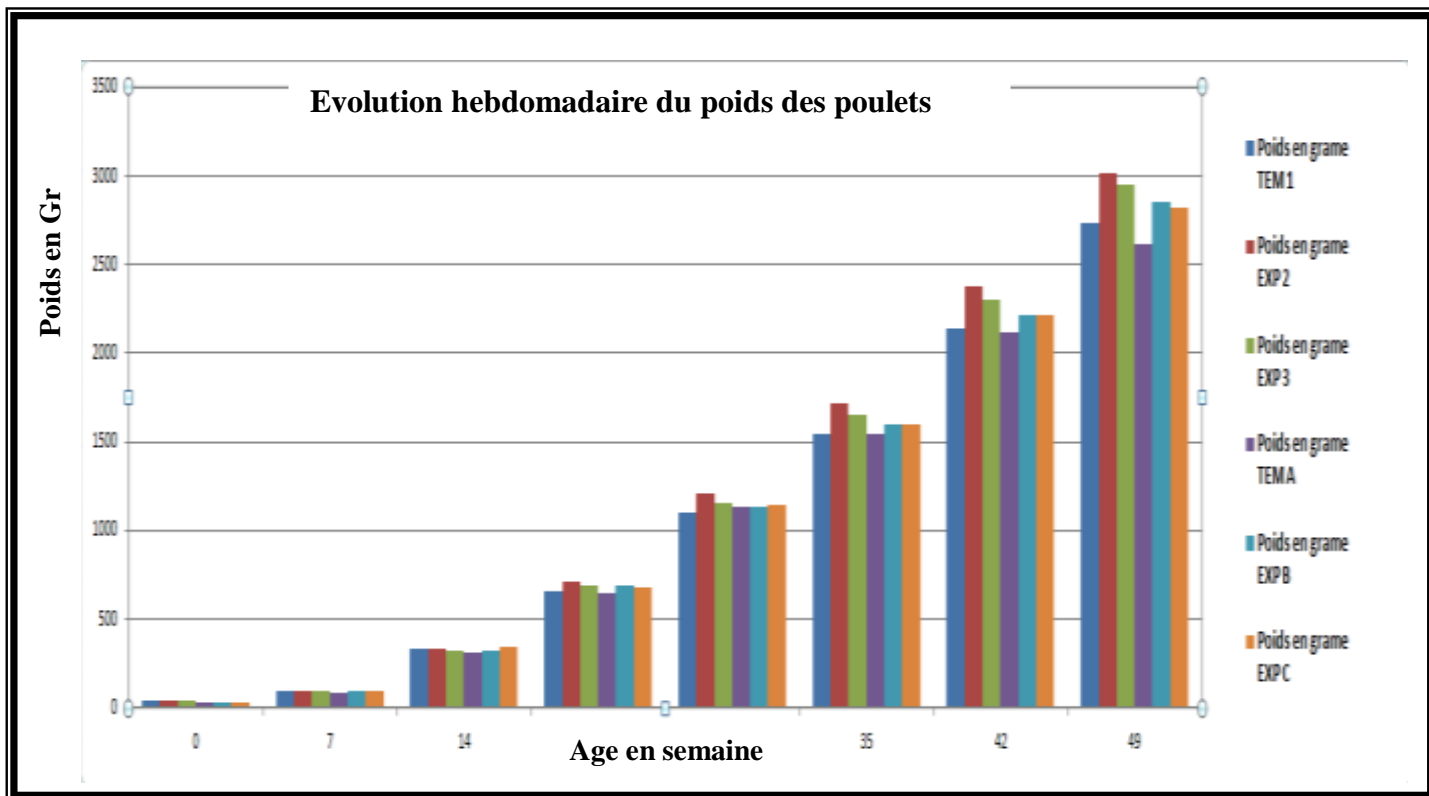


Figure n° 18 : Croissance pondérale des poulets.

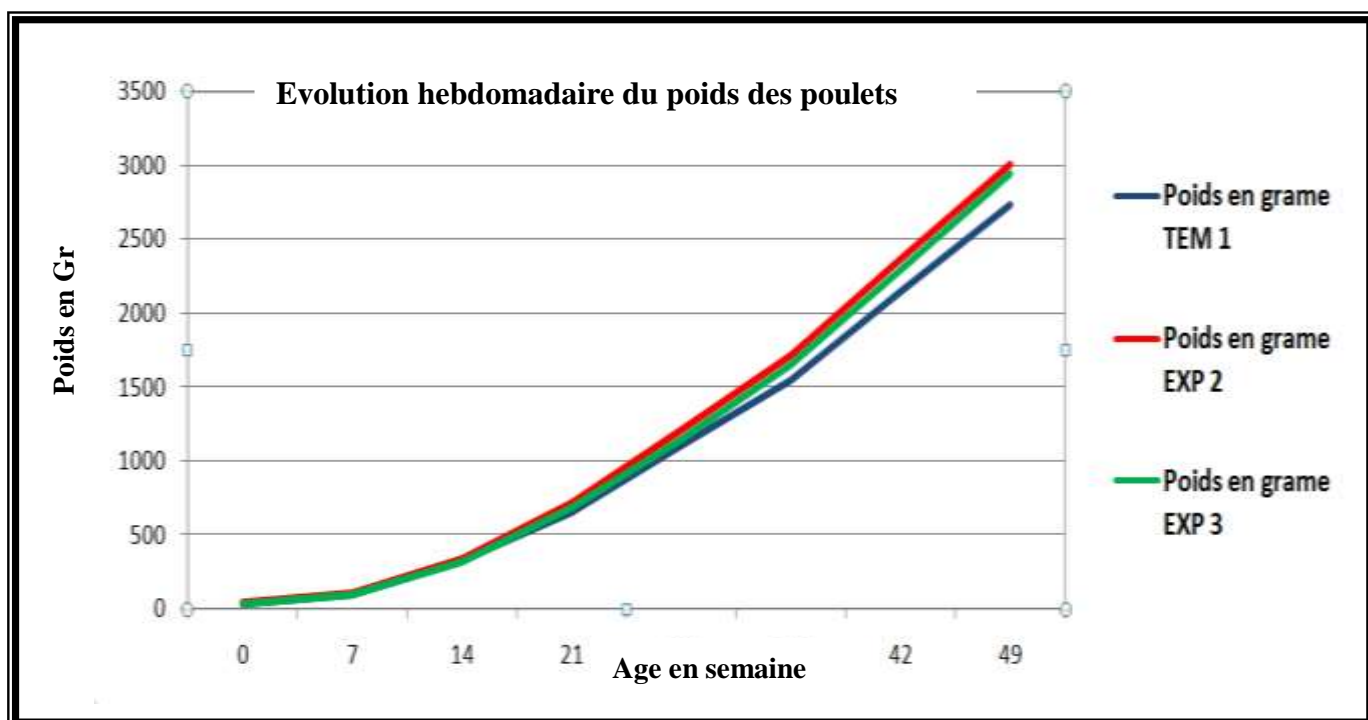
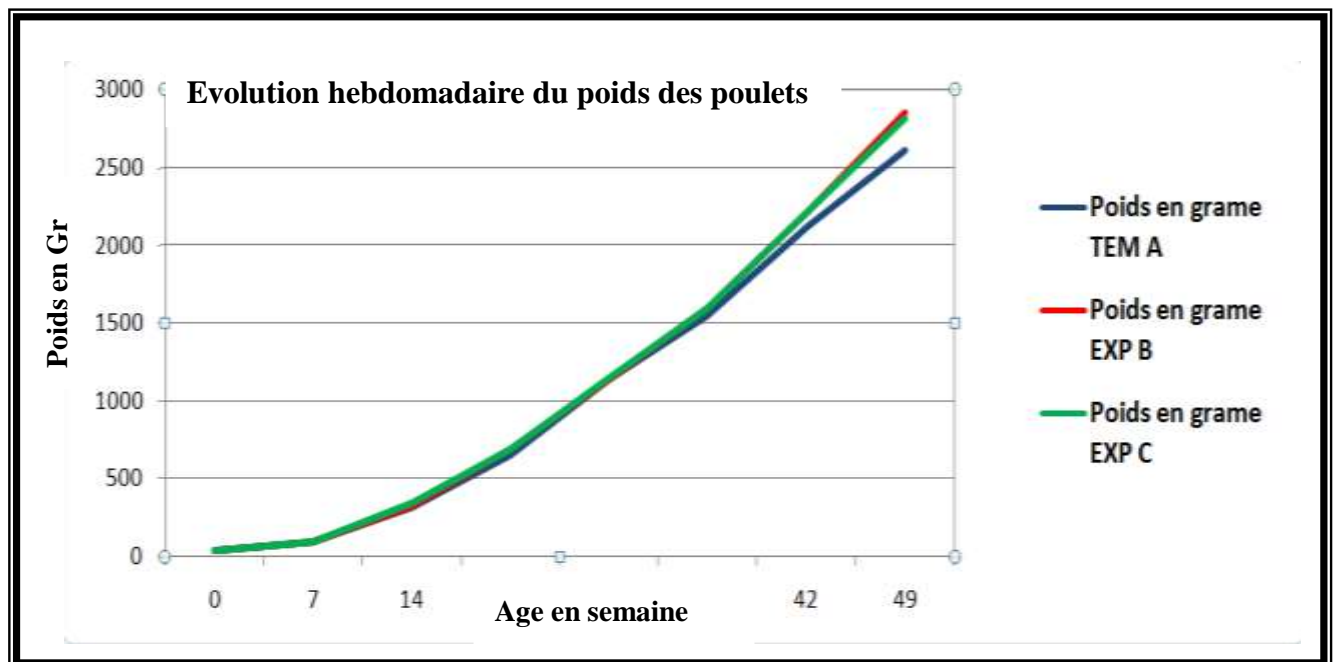


Figure n° 19 : Comparaison entre l'évolution pondérale des poulets souche Cobb 500.



**Figure n° 20 :** Comparaison entre l'évolution pondérale des poulets souche Arbor acres.

Du point de vue évolution pondérale, nous pouvons dire que l'addition d'un probiotique a été intéressante. Ceci se traduit, à partir de 3 semaines par des poids significativement supérieur par rapport au lot témoin ( $p < 0.05$ ) (Cobb 500 :TEM1 : 654.36 g versus EXP 2 : 709.35 g et EXP 3: 686.31 g), les poulets nourris par les probiotiques pesaient 6.5% de plus que ceux du lot témoin à 21 jours d'âge (vs) et 9.10% de plus à 49 jours, il est presque similaire para pore à la souche Arbor acres. Ceci s'explique par le fait que le probiotique en stabilisant l'écosystème microbien digestif, permet le développement et la fonctionnalité de l'intestin.

L'appareil digestif fonctionnant plus tôt et plus efficacement, l'animal peut alors valoriser au mieux les aliments ingérés.



**1-2.2. Le gain de poids :** les résultats sont représentés dans les tableaux et les figures ci-dessous :

**Tableau n° 14 :** Gain moyen quotidien (GMQ) des poussins des lots (souche Cobb 500).

Age (jours)	Gain moyen quotidien		
	Lot témoin 1 (n=98)	Lot expérimental 2 (n=98) Biomin®	Lot expérimental 3 (n=98) Agrimos®
7	8.54	8.53	8.65
14	33.15	34.32	32.54
21	46.29	52.90	51.32
28	64.28	71.18	66.95
35	62.77	72.33	71.24
42	85.75	94.02	92.15
49	83.87	91.17	93.06

**Tableau n° 15 :** Gain moyen quotidien (GMQ) des poussins des lots souche Arbor acres.

Age (jours)	Gain moyen quotidien		
	Lot témoin A (n=98)	Lot expérimental B (n=98) Biomin®	Lot expérimental C (n=98) Agrimos®
7	8.14	8.33	8.60
14	32.25	33.14	35.71
21	47.59	52.10	48.49
28	68.78	63.20	65.84
35	59.73	66.30	64.14
42	81.17	87.88	88.39
49	70.40	91.37	86.11

C'est à partir de la 3<sup>e</sup> semaine que les différences de poids des poulets recevant les probiotiques deviennent nettement supérieures par rapport au lot témoin pour les deux souches.

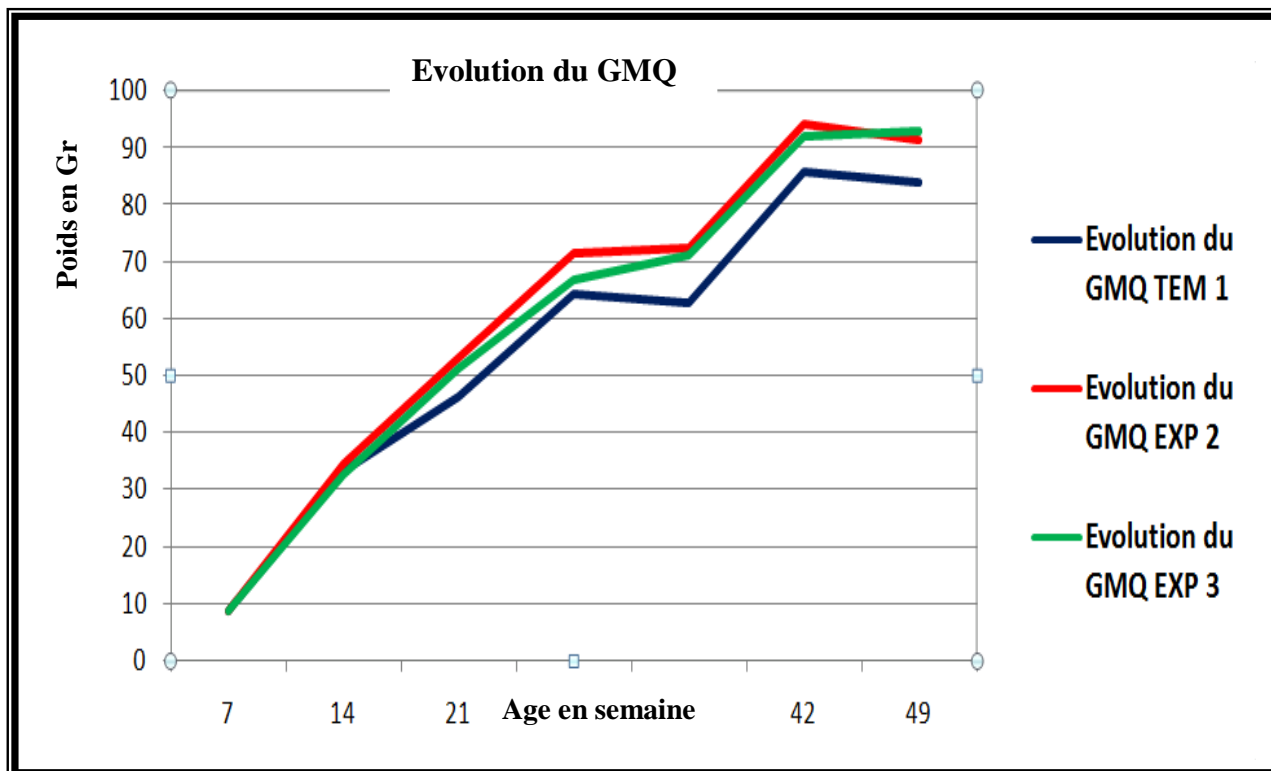


Figure n° 21 : Comparaison entre l'évolution du GMQ des poulets souche Cobb 500.

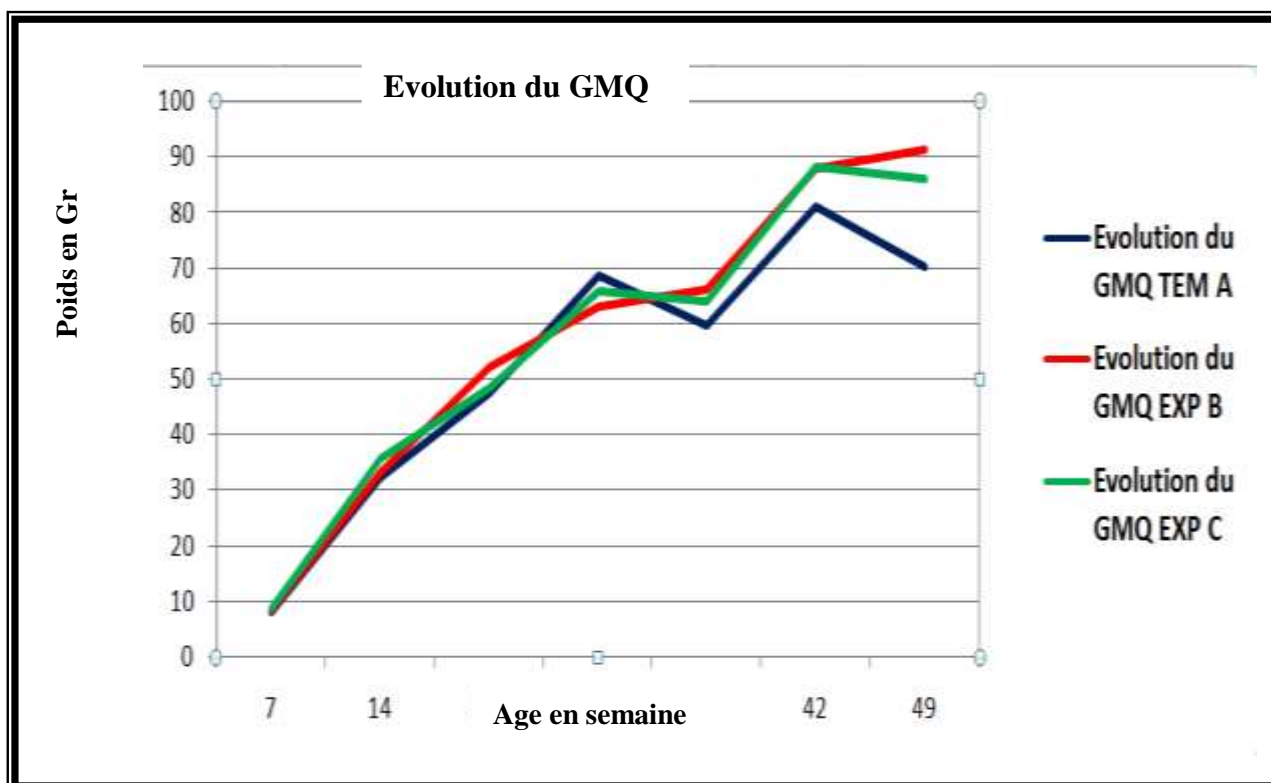


Figure n° 22 : Comparaison entre l'évolution du GMQ des poulets souche Arbor acres.

D'après les résultats, le GMQ, indicateur de la croissance, il est aussi en faveur des sujets du lot expérimental.

L'analyse de variance a fait ressortir une différence significative ( $p < 0.005$ ) pour le lot expérimental.

Des résultats positifs ont obtenus avec ce type de microorganisme (type espèce *EnterococcusFaecium*) et d'autres types de bactéries sur la croissance, parmi eux, on peut citer :

- L'administration de bactéries <*EnterococcusFaecium* M-74 > à des poulets de améliore la croissance des animaux à j 42 de 10.8%, et réduit l'indice de consommation. (kralik et al. 2004) en comparaison avec le lot témoin.
- Cavazzoni et al., (1998) ont arrivé à la même conclusion quand ils ont additionné à l'aliment de *Bacillus coagulans*.
- D'après Kabir et al. (2004), une amélioration du poids avec les Lactobacilles à partir de la 2ème semaine. Ces résultats semblent concorde avec celles de Vittorio et al, (2005).
- Selon Idoui et al., 2009 en fin de l'expérimentation, les poussins recevant le probiotique <*Lactobacillus plantarum* BJ 002 > donnent le meilleur rendement en poids vif.
- Selon Zacconi et al., (1999), *Lactobacillus salivarius* utilisée comme probiotique améliore également la croissance des poussins.
- AL-Masud et al., 2016, ont démontré que, l'association combinée de probiotique et d'acides organiques améliorent les performances chez le poulet chair tel que ; le poids vifs, l'indice de conversion ainsi qu'une meilleure rentabilité par rapport à leurs utilisations seules.
- Selon Denzietal., 2011, les poulets recevant le probiotique (*Bacillus subtilis* DSM 17299) consommaient moins de nourriture et gagnaient plus de poids corporel.
- D'après Zaidi et al., 2012 les résultats ont montré que l'addition de  $10^9$  UFC/kg de *pediococcusacidilactici*probiotique n'a pas modifié significativement la croissance du poulet de chair.
- Selon Mountzouris et al., 2010. L'addition du probiotique n'a montré aucune différence significative pour les poids des poulets durant les deux première semaines. Cependant, pendant la phase de croissance (15 à 28 jours), les poulets recevant le probiotique ont donné plus de poids par rapport au lot témoin (cité par Temi et al., 2009).
- Peric et al., 2010 rapportent que la supplémentaient de la ration par le probiotique *BiominGmbH* a montré des résultats positifs sur le poids, ces résultats sont similaires à ceux obtenus par (Jin et al., 1998, Zulkifli et al., 2000, kabir et al. 2004). Li et al. (2008) qui ont signalé que le gain de poids quotidien moyen a augmenté significativement.

- Dans étude méta analytique Edens, 2003. Rapportent ,que l'effet des probiotiques sur les performances de croissance de l'animal dépend de ;la nature (spécificité )du probiotiques ,taux d'administration ( concentration , durée...) ,l'âge des animaux et la méthode d' incorporationns ( via l'eau de boisson ou l'aliment ). De plus, d'autres facteurs peuvent intervenir dans l'efficacité du probiotique tels que ; la nutrition, l'environnement (conditions sanitaire) Edens, 2003) cité par (Yang, et al ., 2009),

### 1.3. Taux de mortalité :

Les mortalités sont retirées et enregistrées tous les jours au niveau de chaque lot durant la durée de l'élevage. Les taux de mortalité sont exprimés en pourcentage en fin de chaque semaine et en fin de bande (tableau n 16).

Durant la période de l'expérimentation on a enregistré ce qui suit :

- Une mortalité cumulée chez souche Cobb 500 (TEM1 de 15 sujets soit un taux de mortalité de 15.30 %, EXP2 de 13 sujet avec un taux de mortalité de 13.26% et EXP 3 de 9 sujets soit un taux de 9.18%) cette dernière a sur l'effectif de 98 sujets pour chaque lot.
- Une mortalité a été enregistrée chez souche Arbor acres (TEMA de 16 sujets soit un taux de mortalité de 16.32 %, EXP B de 12 sujet avec un taux de mortalité de 12.24 % et EXP C de 8 sujets soit un taux de 8.16 %) sur l'effectif de 98 sujets pour chaque lot.

Les fortes mortalités ont été enregistrées entre la 4<sup>ème</sup> et la 7<sup>ème</sup> semaine pour Cobb 500 par contre chez souche Arbor acres ont été enregistrées dans les trois premiers semaines.

Selon les mortalités enregistrée, il apparait clairement que le probiotique « *Enterococcus* sp, *Bifidobacterium* sp, *Lactobacillus* sp » n'affecte pas la mortalité au cours de l'élevage ( $p > 0.05$ ). Les taux de mortalité cumulée obtenus sont respectivement 15,30 % et 13,26 % pour le lot témoin et les sujets recevant le probiotique ( $p=0,2897$ ) pour souche Cobb 500 est presque simulé chez souche Arbor acres avec un taux de 16.32% pour TEMA et 12.24% pour EXP B.

Selon les mortalités enregistrée, il s'avère que le probiotique *saccharomyce cerevisiae* affecte la mortalité. Les taux de mortalité cumulée obtenus sont respectivement 15,30 % et 9,18 % pour le lot témoin et les sujets recevant le probiotique ( $p=0,231$ ) pour souche Cobb 500 est presque simulé chez souche Arbor acres avec un taux de 16.32% pour TEMA et 8.16 % pour EXP C.

Tableau n° 16 : Taux de mortalité souche Cobb 500.

Age (semaines)	Lot témoin 1 (n=98)		Lot expérimental 2 (n=98) Biomin®		Lot expérimental 3 (n=98) Agrimos®	
	Nombre	%	Nombre	%	Nombre	%
1	0	0	4	4.08	1	1.02
2	0	0	0	0	0	0
3	2	2.04	1	1.06	0	0
4	1	1.04	5	5.37	3	3.09
5	4	4.20	2	2.27	1	1.06
6	3	3.29	1	1.16	2	2.15
7	5	5.68	0	0	2	2.19
<b>Total</b>	<b>15</b>	<b>15.30</b>	<b>13</b>	<b>13.26</b>	<b>09</b>	<b>9.18</b>

Tableau n° 17 : Taux de mortalité souche Arbor acres.

Age (semaines)	Lot témoin A (n=98)		Lot expérimental B (n=98) Biomin®		Lot expérimental C (n=98) Agrimos®	
	Nombre	%	Nombre	%	Nombre	%
1	3	3.06	4	4.08	3	3.06
2	2	2.10	2	2.12	1	1.05
3	3	3.22	0	0	2	2.12
4	1	1.11	0	0	0	0
5	2	2.24	3	3.26	0	0
6	1	1.14	1	1.12	2	2.17
7	4	4.81	2	2.27	0	0
<b>Total</b>	<b>16</b>	<b>16.32</b>	<b>12</b>	<b>12.24</b>	<b>08</b>	<b>8.16</b>

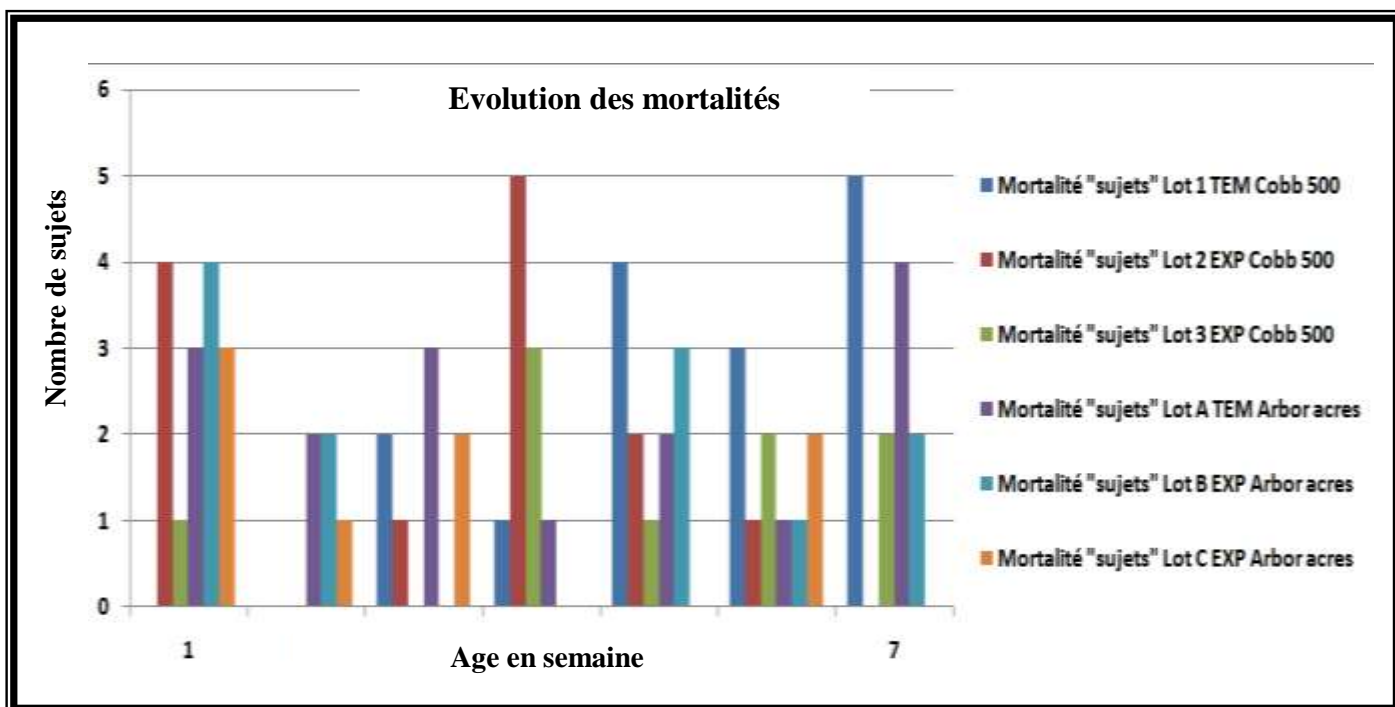


Figure n° 23 : Evolution des mortalités des lots

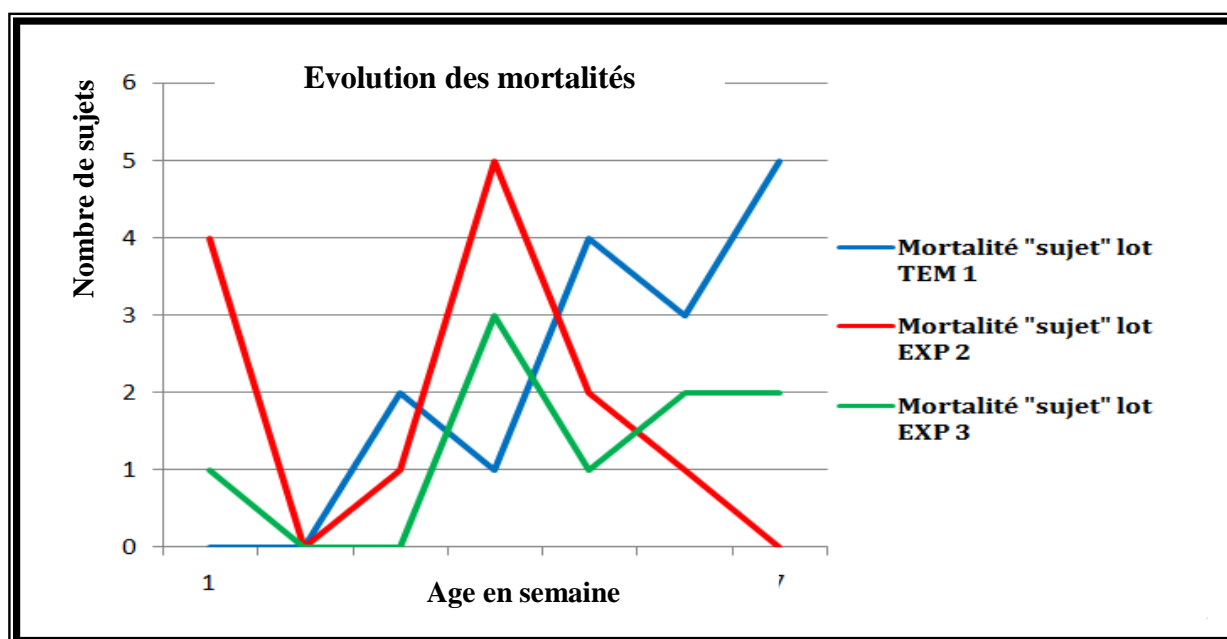


Figure n° 24 : Comparaison de la mortalité des lots (souche Cobb 500).

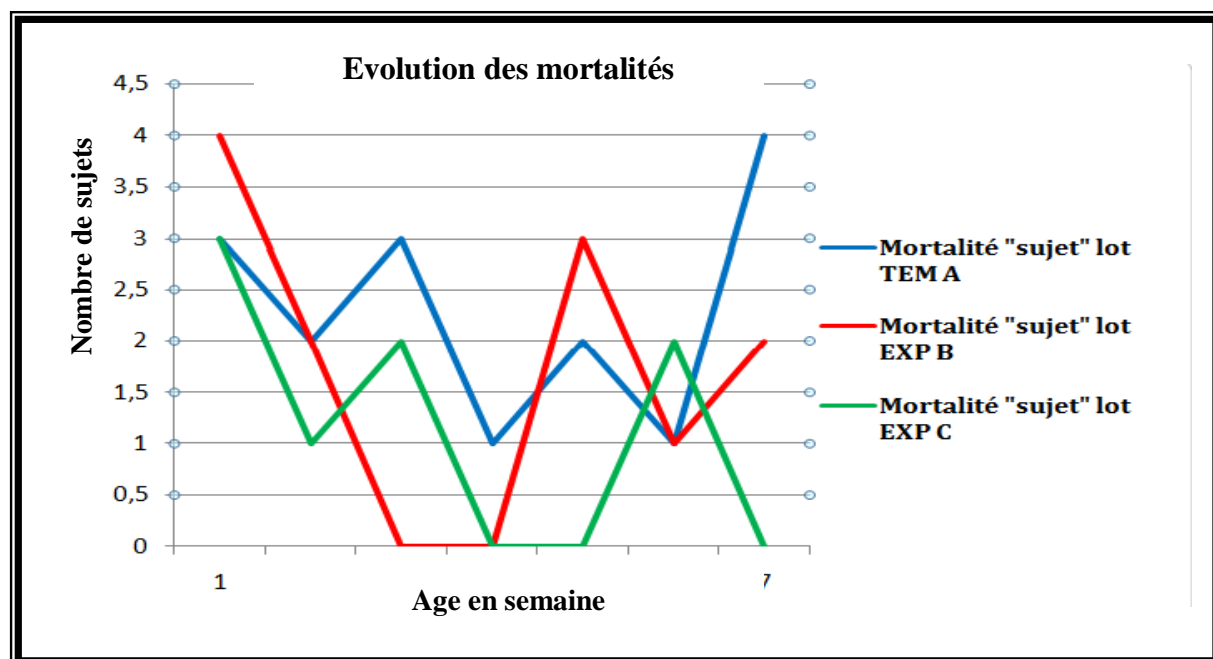


Figure n° 25 : Comparaison de la mortalité des lots (souche Arbor acres).

Les taux de mortalité cumulée obtenus sont :

- Souche Cobb 500 (TEM1 de 15 sujets soit un taux de mortalité de 15.30 %, EXP2 de 13 sujet avec un taux de mortalité de 13.26% et EXP 3 de 9 sujets soit un taux de 9.18%) cette dernière a sur l'effectif de 98 sujets pour chaque lot.
- Souche Arbor acres (TEM A de 16 sujets soit un taux de mortalité de 16.32 %, EXP B de 12 sujet avec un taux de mortalité de 12.24 % et EXP C de 8 sujets soit un taux de 8.16 %) sur l'effectif de 98 sujets pour chaque lot.

Nos résultats se concordent avec celles rapportés par, pelicano et al., 2004. Selon ces mêmes auteurs, l'administration de bactéries « *Bacillus subtilis* » à des poulets de chair n'a pas d'effet sur la baisse de la mortalité.

Tandis que Siwicki et al., 2005 ont mentionné que la consommation d'aliment contenant un mélange de (*Lactobacillus salivarius* AWH, *L. acidophilus* BS, *L. helveticus* b9, *Bifidobacterium longum* KNAI et *B. animalis* 30) réduit significativement le taux de mortalité des poulets par comparaison à un lot témoin. La supplémentation à base de *B. subtilis* réduit les lésions intestinales ainsi que nombre de *C. perfringens* comparée au lot témoin (Jayaraman et al., 2013, cité par ben lagha et al. 2017).

Les probiotiques entre en compétition pour l'utilisation des nutriments ou en tapissent les cellules épithéliales intestinales empêchant ainsi leur colonisation par les bactéries pathogènes (Fuller, 1991 ; Rolfe, 1991 ; Ohashi et Ushida, 2009. cité par Mathipa et Thantsha, 2017).

Le probiotique produit des métabolites tels que les acides gras à chaîne courte qui entraînent une baisse du pH intestinal qui sera défavorable à la croissance des bactéries pathogènes (Marteau et al. 1997 ; Chichlowski et al., 2007 cité par Mathipa et Thantsha, 2017).

D'autres études faites par Idoui et al., 2009, montrent que les poussins recevant le probiotique « *Lactobacillus plantarum* BJ002 » n'affectent pas la mortalité au cours de l'élevage ( $p > 0.05$ )



## 2. Détermination du rendement des carcasses ; poids des organes et la longueur des intestins

Les résultats concernant le poids moyen leurs abats, les graisses abdominales et les rendements moyens, sont portés sur les tableaux n° 18 et 19.

**Tableau n° 18** : L'effet de l'apport du probiotique sur les paramètres de carcasse (Cobb 500).

Critères	Lot TEM 1 (n=10)	Lot EXP 2 (n=10) Biomin®	Significativité statistique	Lot EXP 3 (n=10) Agrimos®	Significativité statistique
Poids Vif (g)	2803.41 ± 267.08	3100.12 ± 314.25	N.S	3008.47 ± 289.32	N.S
Rendement carcasse (%)	78.14 ± 5.79	80.02 ± 6.29	N.S	81.19 ± 5.32	N.S
Poids du foie (g)	75.52 ± 6.88	80.04 ± 7.65	N.S	77.14 ± 5.70	N.S
Poids du cœur (g)	18.28 ± 4.44	18.70 ± 5.21	N.S	18.57 ± 5.00	N.S
Poids de la rate (g)	2.90 ± 0.90	3.04 ± 0.85	N.S	2.97 ± 0.95	N.S
Poids du rein (g)	7.20 ± 1.23	7.28 ± 1.87	N.S	6.95 ± 1.56	N.S
Poids gésier (g)	59.34 ± 6.99	69.28 ± 9.89	***	69.08 ± 8.45	***
Poids de la graisse (g)	38.44 ± 8.23	43.85 ± 6.72	***	42.56 ± 5.68	***
Poids intestin et gésier (g)	174.99 ± 4.58	193.78 ± 8.95	***	190.28 ± 6.77	***
Longueur (cm)	172.29 ± 7.13	195.03 ± 13.88	***	197.00 ± 11.87	***

**Tableau n° 19** : L'effet de l'apport du probiotique sur les paramètres de carcasse (Arbor acres).

Critères	Lot TEMA (n=10)	Lot EXP B (n=10) Biomin®	Significativité statistique	Lot EXP C (n=10) Agrimos®	Significativité statistique
Poids Vif (g)	2760.12 ± 320.00	2950.00±236.78	N.S	2870.89 ± 340.06	N.S
Rendement carcasse (%)	75.89 ± 6.18	78.47 ± 5.96	N.S	77.31 ± 4.17	N.S
Poids du foie (g)	71.22 ± 6.02	73.39 ± 5.22	N.S	70.94 ± 4.19	N.S
Poids du cœur (g)	18.29 ± 3.97	17.87 ± 6.01	N.S	19.22 ± 5.50	N.S
Poids de la rate (g)	2.75 ± 0.70	2.81 ± 0.80	N.S	2.90 ± 0.91	N.S
Poids du rein (g)	6.87 ± 1.41	6.54 ± 2.03	N.S	6.91 ± 1.03	N.S
Poids gésier (g)	62.17 ± 9.22	71.54 ± 10.33	***	70.89 ± 7.85	***
Poids de la graisse (g)	35.14 ± 4.56	41.81 ± 7.35	***	43.61 ± 9.83	***
Poids intestin et gésier (g)	179.65 ± 6.19	198.84 ± 5.31	***	197.52 ± 7.89	***
Longueur (cm)	175.56 ± 5.16	192.78 ± 10.87	***	194.52 ± 12.44	***

**N.S** : Non significatif statistiquement.  $p > 0.05$ .

**\*\*\*** :  $p < 0.05$ .

Les rendements moyens enregistrés à l'abattage sont : pour Cobb 500 (TEM1 :78,14%, EXP 2 :80,02 %, EXP 3 : 81,19 %) et pour Arbor acres (TEMA : 75,89%, EXPB : 78,47 %, EXP C : 77,31 %) pour les lots témoin et lots expérimentaux, toutefois aucune différence significative n'ayant été observée pour les deux souches.

La différence entre les lots est nettement observée notamment pour le poulet à probiotique. Cependant, aucune différence significative n'a été signalée pour les poids du foie, du cœur, de la rate et des reins ( $p > 0.05$ ), par contre il existe une différence significative ( $p < 0.05$ ) entre les poids moyens du gésier, de la graisse abdominale et de l'intestin avec gésier dans les lots supplémentés comparativement aux lots témoin. Il a également été observé une différence très hautement significative ( $p < 0.05$ ) entre la longueur des intestins des sujets ayant consommé les probiotiques et ceux des lots témoin.

Nos résultats concordent avec celles trouvés par :

- Idouiat *al.*, 2009, une différence significative ( $P < 0.05$ ) a été observé entre le poids moyen de la graisse entourant le cloaque dans le lot supplémenté comparativement au lot témoin

- Denli et al. (2003) rapportent que la supplémentation de la ration par des antibiotiques, des probiotiques ou par des acides organiques n'a pas d'effet sur le poids intestinal mais à un effet sur la longueur intestinale.
- Çakir et al. 2008. Comparent les effets d'une association probiotique-prébiotique (Biomim® IMBO), d'acides organiques (combinaison d'acide formique et propionique, d'une combinaison de Biomim® IMBO + acides organiques et d'un antibiotique, l'avilamycine sur les performances de croissance des cailles japonaises. Ces mêmes auteurs indiquent qu'il n'existe aucune différence significative pour les paramètres sériques entre les différents traitements alimentaires. Aucun effet bénéfique des supplémentaires les poids des organes.

# Conclusion

## Conclusion

---

L'évolution des systèmes agricoles et industriels ont conduit, dès les années cinquante, à un usage de plus en plus important, des antibiotiques en production animale notamment en aviculture. Du fait que dans l'élevage intensif, les conditions de vies sont une forte source de stress pour les animaux, avec des densités et un confinement extrême. Ils sont souvent utilisés physiologiquement jusqu'à leur limite afin d'augmenter la productivité. Autant de facteurs qui peuvent affaiblir leur système immunitaire. Donc l'utilisation des antibiotiques est inévitable. Mais, cet usage a fait apparaitre, le problème de l'émergence d'antibiorésistance.

Cependant, à l'heure où un nombre croissant de pays interdit l'utilisation des antibiotiques facteurs de croissance (AFC) dans l'alimentation animale les acteurs de la filière s'intéressent davantage à l'évaluation d'alternatives aux antibiotiques en particulier les probiotiques.

La découverte de leurs effets bénéfiques remonte aux travaux de Metchinkoff, prix Nobel 1908, qui proposait l'ingestion des bactéries vivantes pour améliorer l'hygiène digestive et l'espérance de vie.

Les probiotiques sont utilisée dans les fermes depuis une cinquantaine d'années. Notamment dans les filières avicoles et piscicoles. Ils sont utilisés comme facteur de croissance et aussi à des fins thérapeutiques.

Notre travail préliminaire nous a permis :

- D'enregistré, une faible consommation d'aliment et un indice de consommation (IC) chez les lots traités (probiotique) par rapport au témoin.
- De constaté, un meilleur rendement en poids vif des lots expérimentaux par rapport au témoin avec une différence significative ( $p < 0.05$ ).
- D'enregistré, une performance meilleure du Gain moyen quotidien (GMQ), des lots expérimentaux par rapport au témoin.
- De montré, que le probiotique « *Enterococcus* sp, *Bifidobacterium* sp, *Lactobacillus* sp » n'affecte pas le taux de mortalité mais « *saccharomyce cerevisiae* » affecte la mortalité et çà par rapport au témoin. De plus, nous n'avons pas une influence positive de la part des probiotiques sur le rendement de la carcasse et les poids des organes (foie, rein .....), par contre un influence significative a été enregistré entre les poids moyens, du gésier, de la graisse abdominale et de l'intestin +gésier dans le lot supplémenté comparative au lot témoin. différence aussi observé ( $p < 0.05$ ) entre la longueur des intestins des sujets ayant consommé le probiotique et ceux du lot témoin.

Au terme de ce travail, il convient d'énoncer les recommandations suivantes :

- D'utiliser d'autres alternatives aux traitements antibiotiques (prébiotiques, probiotiques seule ou en association) pour une meilleure optimisation de la production.

## Conclusion

---

- D'autres expérimentations doivent être réalisées avec un effectif assez large et sous des conditions d'élevage bien contrôlées.
- Proposer des protocoles de traitement préventifs et ou thérapeutique à base de produits alternative pour réduire l'utilisation massive des antibiotiques, çà à court terme, et à long terme, d'abolir les effets d'une telle utilisation des antibiotiques, notamment les risques de sélection de bactéries résistantes ou multi résistantes à l'origine d'échecs thérapeutiques en médecine vétérinaire ou chez l'homme.

Enfin, le développement de la filière avicole en Algérie a permis sans doute d'améliorer la consommation des populations en protéines animales à moindre cout .cependant il est indispensable d'assurer la bonne qualité des viande de volaille tant sur le plan hygiène médicamenteuse (absence de résidus) que sur le plan microbiologique.

**Références**

**Bibliographiques**

**1.Ahcène K., 2013.** Les déterminants de la compétitivité des entreprises Avicoles Algériennes. Thèse de doctorat. E N S A El Harrach. 2013.

**2.Ahmad I., 2006.** ‘‘Effect of probiotics on broiler performance ‘’. International Journal of poultry Science 5(6), pp 593 - 597.

**3.Al-Masud, A., Md. Shawkat Ali et Muslah Uddin A., 2016** Combined use of dietary probiotic and acidifier for the production of antibiotic free broiler Res. Agric. Livest. Fish. Vol.3 (1): 127-137

**4.Awad W.A., Afify M.A., Zouel-fakar S.A., Shalaby B., Chevaux E., Delforge J., Dussert L., Khetrou M., 2005.** ‘‘Effets de l’addition de *Pediococcus acidilactici* sur l’infection à *Escherichia coli* et sur la colonisation par *clostridium* chez le poulet. In : Proceedings des 6èmes Journées de la Recherche Avicole , St Malo (FRA) , pp 502-505.

**5.Awad W . A., Bohm J., Razzazi-fazeli E., Ghareeb K., Zentek J., 2006.** ‘‘Effect of addition of a probiotic microorganism to broiler diets contaminated with deoxynivalenol on performance and histological alterations of intestinal villi of broiler chickens ‘’. Poultry Science 85, pp 974-979.

**6.Awad W.A., Ghareeb K., Abdel-Raheem S., Böhm J., 2009.** ‘‘Effects of dietary inclusion of probiotic and symbiotic on growth performance, organ weights, and intestinal histomorphology of broiler chickens ‘’. Poultry Science 88, pp 49 - 56.

**7.Belaid 2015,** Elevage avicole en Algérie recueil collection dossiers agronomiques [www.djamel-belaid.com](http://www.djamel-belaid.com).

**8.Ben Abdallah N., 2010,** Isolement et caractérisation de bactéries à fort potentiel probiotique à partir du tractus gastro-intestinal de volaille.

**9.Ben lagha A., Haas B., Gottschalk M., et Grenier D., 2017,** Antimicrobial potential of bacteriocins in poultry and swine production Vet Res (2017) 48:22 DOI 10.1186/s13567 - 017-0425 -6

**10.Bernardeau M., Vernoux J.P., 2009.** Utilisation des probiotiques en alimentation porcine et Avicole, 9ème Journée Productions porcines et avicoles.

<http://www.cra.wallonie.be/img/page/pubtech/JPPV2009/JPPV2009>



- 11.Bjerrum et al., 2006.**Microbial Community Composition of the Ileum and Cecum of Broiler Chickens as Revealed by Molecular and culture-based Techniques.
- 12.Çakir, S., Midilli, M. Erol, H.et al., 2008.** Use of combined probiotic-probiotic , organic acid and avilamycin in diets of Japanese Quails. *Rev Méd . Vét .*159(11) 565-569.
- 13.Calder, P.C. ET S. Kew, 2002.** ‘‘The immune system: a target for functional foods?’’ *British journal of Nutrition* 88:S165-S176.
- 14.Cavazzoni V., Adami A., and Cstrivilli C., 1998.**’’Performance of broiler chickens.
- 15.Cebra, J.J., 1999.** Influence of microbiota on intestinal immune system development. *Am. J.Clin.Nutri.*, 69(5): 1046-1051.
- 16.Chichlowski M., Croom W.j., Edens F. W.,MacBaride B.W., Qiu R., Chiang C.C., Daniel L.R.,Havenstein G. B., Koci M. D., 2007.**’’Microarchitecture and spatial relationship between bacteria and ileal , cecal and colonic epithelium in chicks fed a direct- fed microbial, primalac and salinomycin’’ .*Poultry science* 86, pp1121-1132.
- 17.Cole, C.B. et 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
- 18.Denis O. Krause, james D. House, et Nyachoti, C. M., 2004.** Alternatives to antibiotics in swine diets: a molecular approach. Department of Animal Science.University of Manitoba. Canada.
- 19.Deniz G.,Orman A., Cetinkaya F., Gencoglu H., Meral Y., Turkmen I.I.,2011.**Effects of probiotic (*Bacillus subtilis* DSM 17299) supplementation on the caecal microflora and performance in broiler chickens . *Revue Méd .Vét.*, 2011, 162,11,538-545
- 20.Denli M, Okan F, Celik K., 2003 .** Effect of dietary brobiotic , organic acid and antibiotic supplementation to diets on broiler performance and carcass yield. *Pakistan Journal of Nutrition* 2003;2: 89 - 91.
- 21.Deplancke B., Gaskins H. R., 2001.** *Am.J.Clin.Nutr.*, 73, 1131-1141 S.
- 22.Ecker K.F., 1992.**‘‘ Bacteriocin and food applications.’’ *Dairy food and Environmental sanitation* (12):204-209.
- 23.Edens F.W., 2003 .** An alternative of antibiotics use in poultry: Probiotics. *Rev. Bras. Cienc.Avic.Vol.5 no.2 Campinas May/Aug.2003.*
- 24.fAO/WHO, 2004.**Health and Nutritional Properties of probiotics in avian digestive tracts. *Poult .Sci.*, 21, 445-450.
- 25.Fooks Laura J., Fuller R., Gibson Glenn R., 1999.**prebiotics, probiotics and human gut microbiology. <http://www.sciencedirect.com/science/pii/S095869000448>

**Fréter, R. 2004.** Factors affecting the gut by lactobacilli and other bacteria .department of microbiology and immunology.University of Michigan.

**26.Fuller R., 1984.**Microbial activity in the alimentary tract of birds. Pro. Soc, 43, 55 - 61.

**27.Fuller R., 1989.** Probiotics in man and animals  
<http://onlinelibrary.wiley.com/doi/10.1111/j.1365-2672.1989.tb0510.x/full>

**28.Fuller R.1991.**Probiotics in human medicine.Gut 32,439-442

**29.Gabriel, Mallet et al., 2003.** “Differences in the digestive tract characteristics of broiler chickens fed on complete pelleted diet or on wheat added to pelleted protein concentrate.” British poultry Science <http://www.tandfonline.com/doi/abs/10.1080/0007166031000036470>

**30.Gabriel I., Mallet S. et al., 2005.**”Digestive microflora of bird : factors of variation and consequences on bird Productions Animales”

[https://www.researchgate.net/publication/281332095\\_Digestive\\_microflora\\_of\\_bird\\_Factors\\_of\\_variation\\_and\\_consequences\\_on\\_bird](https://www.researchgate.net/publication/281332095_Digestive_microflora_of_bird_Factors_of_variation_and_consequences_on_bird)

**31.Gabriel. I. 2014.** Microbiote et santé digestive des volailles : état des lieux rencontres MSD Santé Animale, Santé intestinale et immunité chez la volaille ; St Malo, 16/09/14

**32.Gauthier, R., 2002.**Intestinal health, the key to productivity.<http://www.jefo.ca/pdf/Intestinal>

**33.Guerin J-L et Boissieu, C., 2009.** Protocole d'autopsie et anatomie des volailles 1<sup>ère</sup> Partie :

Protocole d'autopsie et anatomie des volailles. Elevage et Santé Avicoles et Cunicoles-ENV Toulouse. Polycopiés pédagogiques. Pp 1-26

**34.Herich et Levkut, 2002.**Lactic acid bacteria, probiotics and immune system <http://vri.cz/docs/vetmed/47-6-169>.

**35.Hooper L.V , Midtvedt T. Et Gordon J., 2002.** How host-microbial interactions shape the nutrient environment mammalian intestine volume 22,2002/Hooper,pp 283 – 307

**36.Hooper, L.V.et al., 2012.** Interactions between the microbiota and the Immune System., Science 336:1268

**37.Idoui T., Boudjerda D., leghouchi E et karam N., 2009.** Activité probiotique de lactobacillus plantarum : étude réalisée chez le poulet de chair ISA 15, huitièmes Journées de la recherche Avicole, St Malo, 25 et 26 mars 2009 .

**38.INRA, 2005.** La microflore digestive des volailles : facteurs de variation et conséquences pour l’animal

- 39. Isolauri, E., Y. Sutas, et al. 2001.** ‘‘ Probiotics : effects on immunity’’. American Journal of Clinical Nutrition <http://ajcn.nutrition.org/content/73/2/444s.full>
- 40. ITAVI, 201.** Perspectives de marché et compétitivité des filières avicoles mondiales et européennes, <http://www.cra.wallonie.be/img/page/Comference/2016-porc-volaille/DEMAN>.
- 41. ITAVI, 2016.** Analyse de la compétitivité des filières avicoles européennes. Perspectives et enjeux Journée d'étude des productions porcines et avicoles Namur, le 25 novembre 2016.
- 42. Ivanov I.I. et Honda, K. 2012.** Intestinal commensal microbes as immune modulators. Cell Host Microbe. 12(4) : 496-508
- 43. Izquierdo Ester., 2009.** Les protéines bactériennes en tant que biomarqueurs de l'activité probiotique . Thèse de Doctorat, Université de Strasbourg.
- 44. Jacela J.Y., DeRouchey J.M., Tokach M.D., Goodband R.D., Nelssen J.L., Renter D.G. et Dritz S.S..2010.** Feed additives for swine: fact sheets –Prebiotics and probiotics, and rhytogenics. Journal of Swine Health and production, 18(3):132-136.
- 45. Jin L. Z., Ho Y. W., Abdullah N., et Jalaludin S.,1998.** Acid and bile tolerance of lactobacillus isolated from chicken intestine. Appl. Microbiol., 27:183-185.
- 46. Kabir S. M. L., Rahman M.M., Rahman M. b., Rahman M.M., Ahmed S.U., 2004.** ‘‘The dynamics of probiotics on growth performance and immune response in broilers ‘’. International Journal of Poultry Science 3, pp361-364.
- 47. Kamada N., chen G.Y., Inohara N., Nunez G., 2013.** Control of pathogens and Pathobionts by the Gut Microbiota. Nat Immunol. 14(7):685-690.
- 48. Kaur, I. P., A. Kuhad, et al., 2009.** ‘‘ Probiotics: Delineation of Prophylactic and Therapeutic Benefits.’’ Journal of Medicinal food 12(2): 219-235.
- 49. Kimura, Shiosaka et al., 1976,** Effect of Dietary Amino-Acids and food-Intake on Intestinal Sucrase and Leucine aminopeptidase Activities of Rats’’. Nutrition Reports International <http://journals.sagepub.com/doi/abs/10.1177/0148607192016003259>
- 50. Klaenhammer T. R., 1988.** ‘‘Bacteriocins of Lactic-Acid Bacteria.’’ Biochimie 70(3):337-349.
- 51. Kogut M. H., 2013.** The gut microbiota and host innate immunity: Regulators of host metabolism and metabolic diseases in poultry J. Appl. Poult. Res. 22:637-646.
- 52. Kozak, W., J. Bardowski, et al., 1978.** ‘‘ Lactostrepcins – Acid Bacteriocins Produced by Lactic Streptococci. ‘‘ Journal of Dairy Research 45(2):247-257.

- 53.Kralik, G., Milaković, Z., Ivanković, S., 2004.**Effect of probiotic supplementation on the performance and the composition of the intestinal microflora in broilers.*Acta. Agraria Kaposvariensis.*, 8(2):23-31.
- 54.Lam E. K. Y., Woo P. C. Y., et Cho C.H., 2005.**Probiotics and Gastrointestinal Disorders .*Pharmacologyonline.*, 1 :88-147.
- 55.Langhout D.J., Schutte J.B., Van L. P., Wiebenga J., Tamminga S., 1999.**“Effect of dietary high and low methylated citrus pectin on the activity of the ileal microflora and morphology of the small intestinal wall of broiler chickens “.*British Poultry Science* 40, pp340-347.
- 56.Larbier M., 1997.** “ Influence de *Pediococcus acidilactici* sur l’utilisation digestive de l’aliment chez le poulet”. In : *Proceedings des 2èmes Journées de la Recherche Avicole, Tours (FRA)*, pp1-3.
- 57.Larouci, 2013.** Contribution à l’étude des probiotiques et prébiotiques comme alternatives aux antibiotiques en aviculture.
- 58.Lee M. D., Lu J., Idris U., Harmon B., Hofacre C., Maurer J. J., 2002.**Microbial dynamics of the broiler intestinal tract. *The Elanco Global Enteritis Symposium.*
- 59.Lu J., Idris U., Harmon B., Hofacre C., Maurer J. J., et Lee, M. D., 2003.**Diversity and succession of the intestinal community of the maturing broiler chicken. *Appl. Environ. Microbiol.*, 69:6816-6824.
- 60.Macpherson A.J., Harris N.L, 2004.**Interactions between commensal intestinal bacteria and the immune system.*Nat. Rev. Immunol.* 4, 478-485.
- 61.Marta, G., Enrip E-G., et al., 2009.** Efficacité d’un probiotique à base de *Bacillus subtilis* en poulets de chair. *Huitièmes Journées de la Recherche Acicole, St Malo, 25et 26 mars 2009.*
- 62.Mathipa M.G. et Thantsha M.S, 2017.** Probiotic engineering :towards development of robust Probiotic strains with enhanced functional properties and for targeted control of enteric pathogens *Gut Pathog.* 9:28.
- 63.Mathlouthi, Mallet et al. 2002.** Effects of xylanase and B-glucanase addition on performances nutrient digestibility, and physicochemical conditions in the small intestine contents and ceecal microflora of broiler chickens fed a wheat and barley-based diet. *Anima. Res.*, 51,395-406.
- 64.Messaoudi, S. Manai, M. Federghi, M., Dousset, X 2013.** *Campylobacter* dan filière poulet : étude bibliographique des stratégies de maîtrise au stade de l’élevage *Revue Méd. Vét ..* 164, 2, 90-99.

- 65.Methner, U., P. A. Barrow, et al. 1997.** “ Comparative study of the protective effect against Salmonella colonization in newly hatched SPF chickens using live, attenuated Salmonella vaccine strains, wild-type salmonella strains or a competitive exclusion product. “ International Journal of Food Microbiology 35(3): 223-230.
- 66.Mountzouris K. C., Tsitsrikos P., Palamidi I., Arvaniti A., Mohnl M., Schatzmayr G., Fegeros K., 2010.**Effects of probiotic inclusion levels in broiler nutrition on growth performance, nutrient digestibility, plasma immunoglobulins, and cecal microflora composition <https://academic.oup.com/ps/article-lookup/doi/10.3382/ps.2009-00308>.
- 67.Niderkorn V, Morgavi DP, Aboad B, Lemaire M, Boudra H., 2009.** Cell wall component and mycotoxin moieties involved in the binding of fumonisin B1 and by lactic acid bacteria. J appl Microbiol. 106(3):977-85.
- 68.Patterson J.A. et Burkholder K.M., 2003.**Application of prebiotics and probiotics in poultry production. Poultry Science, 82(4): 627-631.
- 69.Pedroso A.A. et Lee, M.D. 2015.**Intestinal health Chapter 2: the composition and role of the microbiota in chickens. T.A. Niewold (ed.) DOI 10.3920/978-90-8686-792-9-2, Wageningen Academic Publishers, the Netherlands, pp. 01-30.
- 70.Pelicano ERL., Souza PA., HBA., Leonel FR., Zeola NMBL., BOIAGO MM., 2004.** Productive traits of broiler chickens fed diets containing different growth promoters. Brazilian Journal of Poultry Science 2004 a; 6(3):177-182.
- 71.Perié L., Milosević N., Zikić D., Bjedov S., Cvetković D., Markov. S, Mohnl M., and Steiner T., 2010.** Effects of probiotic and phytogetic products on performance, gut morphology and cecal microflora of broiler chickens LIDIJA, [http://www.researchgate.net/profile/Markov\\_Sinisa/publication/228519250\\_Effects\\_of\\_probiotic\\_and\\_phytogetic\\_products\\_on\\_performance\\_gut\\_morphology\\_and\\_cecal\\_microflora\\_of\\_broiler\\_chickens/inks/544e239d0cf26dda088e4e28](http://www.researchgate.net/profile/Markov_Sinisa/publication/228519250_Effects_of_probiotic_and_phytogetic_products_on_performance_gut_morphology_and_cecal_microflora_of_broiler_chickens/inks/544e239d0cf26dda088e4e28).
- 72.Pourbedin M. et Zhao X., 2015.**Prebiotics and gut microbiota in chickens. FEMS Microbiol Lett. 2015 Aug; 362(15):fnn122.doi:10.1093/femsle/fnn122.
- 73.Prioult, G., 2003.**Effet des probiotiques sur l'induction et la tolérance orale à la B-lactoglobuline chez la souris et étude de leurs mécanismes d'action. Thèse. Université Laval Québec.
- 74.Rinttila T. Apajalahti J. 2013.**Intestinal microbiota and metabolites-Implications for broiler chicken health and performance J. Appl. Poult. Res 22:647-658.
- 75.Salminen, S., Wright A., Morelli, L., Marteau, P., Brassart. D; De Vos, W.M., Fondén, R., Saxelin, M., Collins, K., Mogensén, G., Birkelande, S.E., Mattila-Sandholm, T., 1998.**Demonstration of safety of probiotics – a review. Int J food Microbiol. 1998 Oct 20; 44(1-2):93-106.

**76.Samli H. E., Senkoylu N., Koc F., Kanter M., A., 2007.** ‘Effects of Enterococcus faecium and dried whey on broiler performance, gut histomorphology and microbiota ‘. Archives of Animal Nutrition 61, pp 42-49.

**77.Scherzenmeir, J. et M. de Vrese 2001.** ‘probiotics, and synbiotics –approaching definition’. American journal of clinical Nutrition 73(2): 361s-364s.

<http://ajcn.nutrition.org/content/73/2/361s.full>

**78.Shamoto K., and Yamauchi K., 2007.** ‘Recovery responses of chick intestinal villus morphology to different refeeding procedures ‘. Poultry Science 9, 718-723.

**79.Simon O., Jadamus A., 2001.** Probiotic feed additives – effectiveness and expected modes of action J. Anim. Feed Sci. 201; 10 (Suppl.1):51-67 Publish date: 2001-06-28.

**80.Siwicki A.K. , Bielecka M., Wojcik R., Biedrzycka E ., Smoragiewicz W., Orłowski A., Malaczewska J., Kask S.D, 2005.** Effect of selected probiotics on non-specific cellular and humoral defense mechanisms and protection against salmonellosis-experimental study in broiler chicken Roadshow 3 Guthealth Support [http://virtual.vtt.fi/virtual/guthealth/roadshow\\_warsaw\\_shortcommunications](http://virtual.vtt.fi/virtual/guthealth/roadshow_warsaw_shortcommunications).

**81.Spelman K., Burns J., Nichols D., Winters N., Ottersberg S. et Tenborg M., 2006.** Modulation of cytokine expression by traditional medicines: a review of herbal immunomodulators. Altern Med Rev. 2006 Jun; 11(2):128-50.

**82.Sreekumar O, et Hosono A.1998.** The antimutagenic properties of a polysaccharide produced by Bifidobacterium longum and its cultured milk against some heterocyclic amines. Can J Microbiol. 44:1029-1036. <http://www.nrcresearchpress.com/doi/abs/10.1139/w98-103#.WU0aTuzyjIU>.

**83.Stanley D., Hughes R.J. et Moore R.J 2014.** Microbiota of The chick's gastrointestinal tract: influence on health, productivity and disease Appl Microbiol Biotechnol 98:4301-4310.

**84.Stavric S. et D'aoust J.Y. 1993.** Undefined and defined Bacterial Preparations for the Competitive Exclusion of Salmonella in Poultry – A Review. Journal of food Protection: February 1993, Vol. 56, No. 2, pp. 173-180.

**85.Temim S., Hammami, N., Bedrai L., Kaddour, R, et al., 2009.** Evaluation DE l'Efficacité Du Probiotique Pediococcus Acidilactici sur Les Performances de Croissance la morphométrie et la flore Lactobacillaire de l'intestin du poulet de chair. Eur J of Sci Res.

**86.Thomas, C.M. et Versalovic, J. 2010.** Probiotics-host communication Modulation of signaling pathways in the intestine. Gut Microbes 1:3,148-163.

- 87.Trufanov OV ., Kotyk AM., Bozhok LV ., 2008.** Effect of probiotic preparation based on *Bacillus subtilis* (BPs-44) in experimental mycotoxicoses of chickens. *Mikrobiol Z.* 70(1):52-58.
- 88.Vittorio S.A., Mauro F., Carla B., Giovanna D. D., Giovanni S., chevaux E., 2005.** “Effets de l’addition de *Pediococcus acidilactici* dans la ration de poulets de chair sur les performances zootechniques et la microflore intestinal”. In : Proceedings des 6èmes Journées de la recherche avicole, St Malo (FRA), pp 208-211.
- 89.Weurding, R., H. Enting, et al. (2003).**”The relation between starch digestion rate and amino acid level for broiler chickens. “ *Poultry Science* 82(2): 279-284. [http://www.researchgate.net/publication/10870855\\_The\\_relation\\_between\\_starch\\_digestion\\_rate\\_and\\_amino\\_acid\\_level\\_for\\_broiler\\_chickens](http://www.researchgate.net/publication/10870855_The_relation_between_starch_digestion_rate_and_amino_acid_level_for_broiler_chickens) .
- 90.Yang, Y. Iji, P.A et Choct, M. 2009.**Dietary modulation of gut microflora in broiler chickens : a review of the role of six kinds of alternatives to in-feed antibiotics *W Pltr Sci J.*, 65:97-114.
- 91.Yegani M. et Korver, D. R. 2008.**Factors Affecting Intestinal Health in poultry *Review Poultry Science* 87:2052-2063.
- 92.Zacconi, C.Fraioli, D.Sarra, P.G. (Universita Cattolica del sacro Cuore, Piacenza (Italy). Istituto di Microbiologia), 1999.**Colonisation of chickens’ intestinal tract by *Lactobacillus salivarius* A23 strain.
- 93.Zaidi et al., 2012.** 2ème symposium de la recherché en sciences avicoles [http://vrlex.univ-batra.dz/images/proceeding/sciences\\_avicole/scicole\\_avicoles2](http://vrlex.univ-batra.dz/images/proceeding/sciences_avicole/scicole_avicoles2).
- 94.Zulkifli et al., Abdullah N., Azrin Nm., Ho Yw ., 2000.**..Growth performance and immune response of two commercial broiler strains containing *Lactobacillus* cultures and oxytetracycline under heat stress conditions. *Br Poult Sci.* 2000 Dec.41(5), 593-597.

## Résumé

Ce travail a pour objectif d'évaluer l'impact de la complémentation alimentaire en probiotiques « *Enterococcus* sp, *Bifidobacterium* sp, *Lactobacillus* sp » dans l'eau et « *saccharomyce cerevisiae* » dans l'aliment sur les performances de croissance, de mortalité et de rendement après abattage de deux souches de poulet de chair (Cobb 500, Arbor acres).

Les résultats obtenus sont traités statistiquement par test student plusieurs paramètres sont contrôlés : poids vif à 0j, 7j, 14j, 21j, 28j, 35j, 42j et 49 jours, mortalité, gain de poids, consommation d'aliment et Indice de Consommation à j7, 14j, 21j, 28j, 35j, 42j, et 49 jours. Comparativement au lot témoin, le poids des poulets sous probiotique à j21, j28, j35 ; j42 et 49 jours est supérieur ( $p < 0.05$ ).

Concernant la mortalité, le probiotique « *Enterococcus* sp, *Bifidobacterium* sp, *Lactobacillus* sp » n'a pas montré d'effet statistiquement significatif ( $p > 0.05$ ) au contre le probiotique « *saccharomyce cerevisiae* » affecte la mortalité. Pendant la période j21-j49 les poulets des lots expérimentaux ont présenté un GMQ (indicateur de croissance) amélioré ( $p > 0,05$ ) . En comparant la consommation d'aliment, les poulets recevant les probiotiques ont consommé moins d'aliment et ont donné plus de poids par rapport à ceux du lot témoin. La quantité d'aliment cumulée consommée par sujet depuis la mise en place jusqu'à l'abattage est de Cobb500 (Témoin1: 4920,99 grammes /sujet, Expérimental 2 : 4598,54 grammes /sujet , Expérimental3 : 4656,91 grammes /sujet ) et pour Arbor acres (Témoin A : 4744,08 grammes /sujet, ExpérimentalB: 4467,21 grammes /sujet , ExpérimentalC : 4534,35 grammes /sujet ) pour donner un poids, à l'âge de 49 jours de Cobb500 (Témoin1: 2731,31 grammes, Expérimental2 : 3010,24 grammes, Expérimental3 : 2949,48 grammes ) et pour Arbor acres (Témoin A : 2609,00 grammes, Expérimental B: 2850,64 grammes, ExpérimentalC : 2815,17 grammes) .

En conclusion, notre étude a bien montré que le probiotique « *Enterococcus* sp, *Bifidobacterium* sp, *Lactobacillus* sp » et « *saccharomyce cerevisiae* » est efficace sur les performances du poulet de chair donne une amélioration de l'indice de consommation des poulets et un meilleur rendement en poids vif et une performance meilleure du Gain moyen quotidien.

Mots-clés :

Probiotique ; poulet de chair ; performance zootechnique ; viande de volaille ; additifs alimentaires



## Summary

This work aims to assess the impact of food supplementation with probiotics "*Enterococcus*sp, *Bifidobacterium*sp, *Lactobacillus* sp" in water and "*saccharomyce cerevisiae*" in food on the performance of growth, mortality and yield after slaughter of two broiler strains (Cobb 500, Arbor acres).

The results obtained are processed statistically by student test, several parameters are checked: live weight at 0d, 7d, 14d, 21d, 28d, 35d, 42d and 49 days, mortality, weight gain, food consumption and Consumption Index on day7 , 14d, 21d, 28d, 35d, 42d, and 49 days. Compared to the control batch, the weight of the chickens on a probiotic on D21, D28, D35; d42 and 49 days is greater ( $p < 0.05$ ).

Regarding mortality, the probiotic "*Enterococcus*sp, *Bifidobacterium*sp, *Lactobacillus* sp" did not show a statistically significant effect ( $p > 0.05$ ) while the probiotic "*saccharomyce cerevisiae*" affects mortality. During the period d21-d49 the chickens of the experimental groups presented an improved ADG (growth indicator) ( $p > 0.05$ ). When comparing feed consumption, the chickens receiving probiotips consumed less feed and gave more weight compared to those in the control group. The cumulative amount of food consumed per subject from placement to slaughter is Cobb500 (Control1: 4920.99 grams / subject, Experimental 2: 4598.54 grams / subject, Experimental 3: 4656.91 grams / subject) and for Arbor acres (Control A: 4744.08 grams / subject, Experimental B: 4467.21 grams / subject, Experimental C: 4534.35 grams / subject) to give a weight, at the age of 49 days of Cobb500 (Control1: 2731.31 grams, Experimental 2: 3010.24 grams, Experimental 3: 2949.48 grams) and for Arbor acres (Control A: 2609.00 grams, Experimental B: 2850.64 grams, Experimental C: 2815 , 17 grams).

In conclusion, our study clearly showed that the probiotic "*Enterococcus*sp, *Bifidobacterium*sp, *Lactobacillus* sp" and "*saccharomyce cerevisiae*" is effective on the performance of broilers an improvement in the chicken consumption index and better yield in live weight and better performance of the Average Daily Gain.

Keywords: food additive, probiotic, poultry meat, zootechnical performance, flesh chicken

## ملخص

يهدف هذا العمل إلى تقييم تأثير المكملات الغذائية التي تحتوي على البروبيوتيك " *Enterococcus sp* ، *Bifidobacterium sp* ، *Lactobacillus sp* " في الماء و " *saccharomyce cerevisiae* " في الغذاء على أداء النمو والوفيات والمحصول بعد ذبح سلالتين من الفروج (كوب 500 ، أربور).

تتم معالجة النتائج التي تم الحصول عليها إحصائياً عن طريق اختبار الطالب ، ويتم فحص العديد من المعلمات: الوزن الحي عند 0 ، 7 ، 14 ، 21 ، 28 ، 35 ، 42 و 49 يوماً ، معدل الوفيات ، زيادة الوزن ، استهلاك الطعام ومؤشر الاستهلاك في اليوم 7 و 14 يوم و 21 يوم و 28 يوم و 35 يوماً و 42 يوماً و 49 يوماً بالمقارنة مع مجموعة التحكم ، وزن الدجاج على بروبيوتيك في 21 ، 28 ، 35 ؛ 42 و 49 يوماً أكبر ( $p > 0.05$ ).

فيما يتعلق بالوفيات ، فإن الكائنات الحية المجهرية " *Lactobacillus sp* ، *Bifidobacterium sp* ، *Enterococcus sp* " لم تظهر تأثيراً معنوياً إحصائياً ( $p < 0.05$ ) بينما البروبيوتيك " *saccharomyce cerevisiae* " تؤثر على معدل الوفيات. خلال الفترة من 21 إلى 49 ، أظهر دجاج المجموعات التجريبية تحسناً في (مؤشر النمو) ( $p < 0.05$ ). عند مقارنة استهلاك العلف ، استهلك الدجاج الذي تلقى بروبيوتيب علفاً أقل وأعطى وزناً أكبر مقارنة بتلك الموجودة في المجموعة الضابطة. الكمية التراكمية للطعام المستهلكة لكل مادة من التنسيب إلى الذبح هي Cobb500 (التحكم 1: 4920.99 غراماً / الموضوع ، التجريبية 2: 4598.54 غراماً / الموضوع ، التجريبية 3: 4656.91 غراماً / الموضوع) ولأربور (التحكم أ: 4744.08 غرام / موضوع ، تجريبية ب: 4467.21 جرام / موضوع ، تجريبية ج: 4534.35 جرام / موضوع) لإعطاء وزن ، في عمر 49 يوماً من Cobb500 (عنصر تحكم 1: 2731.31 غراماً ، تجريبية 2: 3010.24 غراماً ، تجريبية 3: 2949.48 غراماً) ولأربور (التحكم أ: 2609.00 غراماً ، التجريبية ب: 2850.64 غراماً ، التجريبية ج: 2815 ، 17 غرام).

في الختام ، أظهرت دراستنا بوضوح أن الكائنات الحية المجهرية " *Enterococcus sp* ، *Bifidobacterium sp* ، *Lactobacillus sp* " و " *saccharomyce cerevisiae* " فعالة في أداء دجاج التسمين و يعطي تحسن في مؤشر استهلاك الدجاج و عائد أفضل في الوزن الحي و أداء أفضل لمتوسط الربح اليومي.

الكلمات الدالة

الكائنات الحية المجهرية. لحم الدجاج. أداء تربية الحيوانات المضافات الغذائية تربية الدواجن