

ÉCOLE NATIONALE SUPÉRIEURE VÉTÉRINAIRE

Projet de fin d'études

En vue de l'obtention du Diplôme de Docteur Vétérinaire

Effet de la nature de la litière sur les performances technico-sanitaires du poulet de chair et sur l'évolution des germes *E.coli* et clostridies dans la litière

Présenté par :
ZITOUNI Oussama
BEDDA Ismail
OUALI Houssem

Soutenu le : 28/09/2019

Devant le jury composé de:

- | | | |
|--------------------|----------------|-------------------|
| - Président : | Mme SAHRAOUI L | MAA (ENSV) |
| - Promoteur : | Mme DJELLOUT B | MAA (ENSV) |
| - Co- Promotrice : | Mme BOUDOUMA D | Professeur (ENSA) |
| - Examineur 1: | Mme BOUZAGH T | MAA (ORAC) |
| - Examineur 2 : | Mme ZENIA S | MAA (ENSV) |

Année universitaire : 2018/2019

Remerciements

En premier, nous souhaitons adresser nos remerciements à Dieu le tout puissant qui nous a donné la force, la patience, le courage, et la volonté pour élaborer ce travail et aux personnes qui ont participé de loin ou de près à sa réalisation.

*Nous sommes très reconnaissant à **Mme DJELLOUT B** Maitre Assistante classe A à l'Ecole Nationale Supérieure Vétérinaire et à **Mme BOUDOUMA D** : Professeur à l'Ecole Nationale Supérieure Agronomie de nous avoir proposé un sujet intéressant, d'avoir accepté de nous encadrer, nous les remercions d'avoir été présentes à tout moment pour la réalisation de ce travail, pour leur encouragements continuels et motivants, pour leur soutien moral et leurs remarques pertinentes.*

*A Mme **SAHRAOUI L**: Maitre Assistante classe A à l'Ecole Nationale Supérieure Vétérinaire pour nous avoir fait l'honneur d'accepter de présider notre jury. Nous la remercions pour tous ses efforts, sa disponibilité et ses précieux conseils qui ont contribué à réaliser ce travail. Son aide continue nous a donné la force d'avancer.*

*A Mme **ZENIA S**: Maitre Assistante classe A à l'Ecole Nationale Supérieure Vétérinaire et à **Dr BOUZAGH T**: Maitre Assistante classe A ; Directrice Technique au sein de l'ORAC, d'avoir accepté d'examiner ce travail.*

*Nous adressons nos vifs remerciements à la direction de l'ITELV et en particulier à **Mme ZITOUNI G** du département des Monogastriques et tout le personnel technique ainsi qu'aux ouvriers (Hakim, Mustapha) pour toute l'aide et la logistique apportées pour la bonne réalisation de notre essai expérimental.*

Enfin nos remerciements s'adressent aux étudiants de l'ENSA et de l'ITMAA (Amine, Ali et Soheib) associés aux différentes tâches de cette étude.

Nous voudrions témoigner notre reconnaissance à nos parents, la réalisation de ce mémoire n'aurait pas été possible sans leur soutien moral et affectif. Nous les remercions de nous avoir donné un environnement familial et matériel idéal, de nous avoir enseigné les valeurs essentielles de la vie (humilité, honnêteté, passion et rigueur). Merci de nous comprendre et nous diriger dans les moments les plus difficiles, de nous avoir toujours fait confiance et de nous avoir comblé de votre tendresse.

Dédicaces

À l'occasion de cette journée mémorable, c'est avec profonde gratitude et sincères expressions que je dédie ce travail à tous ce qui me sont chers :

Aux deux personnes les plus importantes dans ma vie, à mes très chers parents.

*À mes chers frères : **Chahier** ; **Abdou** ; **Loutfi**.*

À tous mes amis et mes collègues.

Housseem

Je dédie ce travail à mes chers parents

*A mes frères : **Youcef** , **Ahmed** , **Mohamed** et surtout mon petit frère **Anis***

A mes sœurs.

A tous mes amis et collègues.

Ismaïl

A ceux qui ont contribué à la réalisation de ce travail, à ceux qui ma réussite tient à cœur, je dédie ce modeste travail

A mes chers parents, mes chers sœurs

A ma famille et mes amis.

Oussama

Sommaire

Introduction

<i>Partie bibliographique</i>	3
CHAPITRE I : Conception et conformité du bâtiment avicole	4
I.1. Installation des bâtiments	4
I.1.1.Implantation du bâtiment	4
I.1.2.Type de bâtiment	4
I.1.2.1.Bâtiment clair	4
I.1.2.2.Bâtiment obscur	4
I.1.3.Les dimensions du bâtiment	5
I.1.3.2. Largeur	5
I.1.3.3.Longueur	5
I.1.3.4.Hauteur	5
I.1.3.5.Distance entre deux bâtiments	5
I.1.4. Isolation du bâtiment	5
I.1.4.1.Chaleur	5
I.2. Conception des bâtiments	6
I.2.1.Le sol	6
I.2.2.Fenêtres	6
I.2.3.Les portes	6
I.3.Ventilation	6
I.3.1.Rôles de la ventilation	7
I.3.2.les types des ventilations	7
I.3.2.1.Ventilation statique ou naturelle	7
I.3.2.2.Ventilation dynamique	7
I.3.3.Conséquences d'une mauvaise ventilation	7
I.3.3.1.La surventilation	7
I.3.3.2.La sous-ventilation	8
I.3.3.3.Normes de la ventilation et des mouvements d'air	8
I.4.Matériel d'élevage	8
I.4.1. Système d'alimentation	8

I.4.1.1.Système Automatique à Assiettes.....	8
I.4.1.2.La chaîne plate automatique.....	8
I.4.1.3.Les silos d'aliments	9
I.4.2.Système de chauffage	9
I.4.3.Système d'abreuvement	9
I.4.3.1. Abreuvoirs ronds ou coupelles (système ouvert)	9
I.4.3.2.Le système de pipettes (circuit ferme).....	9
CHAPITRE II : Généralités sur la litière	10
II.1.Rôles de la litière.....	10
II.2.Qualités d'une bonne litière.....	11
II.3.Evaluation de la litière	11
II.4.Causes d'une mauvaise litière	12
II.5.Conséquences d'une mauvaise litière	12
II.6.Gestion de la litière	13
II.7.Biocénose de la litière	13
II.7.1.Population bactérienne générale	13
II.7.2.Bactéries pathogènes pour l'homme.....	14
II.7.3.Antibiorésistance	15
<i>Partie expérimentale</i>	<i>16</i>
I. Objectif de l'étude.....	17
II. Période & Lieu d'études	17
III. Matériels	18
III.1. Bâtiment d'élevage.....	18
III.2. Equipements d'élevage	19
III.3. Matières premières	21
III.3.1. Animaux.....	21
III.3.2. La litière.....	21
III.3.3. L'aliment et l'eau de boisson.....	21
III.4.Conduite d'élevage.....	21
III.4.1. Préparation du bâtiment.....	21
III.4.2. Mise en place des poussins	21
III.4.3Programme de prophylaxie médicale (Tableau 1).....	22
VI. Méthodes	22
VI.1. Les mesures réalisées sur les animaux.....	22

VI.1.1.Poids vif moyen et le gain de poids	22
VI.1.2.Ingéré alimentaire moyen.....	22
VI.1.3.L'indice de consommation et l'indice de conversion	23
VI.1.4.Taux de mortalité.....	23
VI.2.Analyse bactériologique de la microflore de la litière.....	23
VI.2.1. Technique de prélèvement.....	23
VI.2.2.Préparation des échantillons (solutions mères et dilutions)	23
VI.2.3.Recherche et dénombrement des <i>E. coli</i>	24
VI.2.4.Recherche et dénombrement des clostridies	24
V. Etude statistique	25
IV. Résultats et discussion	26
IV.1. Evaluation des performances zootechniques	26
IV.1.1. Poids vif.....	26
IV.1.2. Poids vif moyen	26
IV.1.3. Gain de poids.....	27
IV.1.4.Ingéré alimentaire	29
IV.1.5.Ingéré alimentaire moyen.....	30
IV.1.6.Indice de consommation.....	31
IV.1.7.Indice de conversion.....	32
IV.2.Mortalité et qualité microbiologique de la litière.....	33
IV.2.1. Taux de mortalité.....	33
IV.2.2.Recherche et dénombrement des <i>E.coli</i>	34
IV.2.3.Recherche et dénombrement des clostridies.....	35
Discussion	37
I.L'influence de la nature de la litière sur la consommation	37
2. L'influence de la nature de la litière sur l'évolution pondérale.....	37
3. L'influence de la nature de la litière sur le gain moyen quotidien.....	37
4. L'influence de la nature de la litière sur l'indice de consommation	38
5. L'influence de la nature de la litière sur la mortalité	38
6. Performances de croissance et qualité de la litière.....	38
Conclusion	40

Liste des tableaux

Tableau 1: Programme de prophylaxie médicale	22
Tableau 2: Poids vif (kg) des poulets des lots P et B	26
Tableau 3: Poids vifs moyens (g) des lot P et B durant les différentes phases d'élevage	27
Tableau 4: Gain de poids (kg) par phase d'élevage et cumulé des poulets des lots P et B	28
Tableau 5: Ingéré alimentaire par phase d'élevage et cumulé des poulets appartenant des lots P et lot B	29
Tableau 6: Ingéré alimentaire moyen par phase d'élevage et cumulé des poulets des lots P et B	30
Tableau 7: Indices de consommation des poulets des lots P et B durant les différentes phases d'élevage	31
Tableau 8: Indices de conversion des poulets des lots P et B durant les différentes phases d'élevage	32
Tableau 9: Taux de mortalité durant toutes les phases d'élevage du lot P et lot B	33
Tableau 10 : Recherche et dénombrement de <i>E.coli</i> (log10UFC/g de litière).....	34
Tableau 11: Recherche et dénombrement des clostridies (UFC/g de litière)	35

Liste des figures

Figure 1 : Les conséquences d'une mauvaise litière.....	12
Figure 2: Protocole expérimental.....	17
Figure 3: L'extérieur du bâtiment d'élevage.....	18
Figure 4: L'intérieur du bâtiment d'élevage.	19
Figure 5: Disposition de la mangeoire et de l'abreuvoir à une semaine d'âge.	19
Figure 6: Disposition de la mangeoire et de l'abreuvoir à 3 semaines d'âge.	19
Figure 7: Disposition des radiants.....	20
Figure 8: Poids vif (kg) durant les différentes phases d'élevage des poulets des lots P et B.	26
Figure 9: Poids vifs moyens (g) des lots P et lot B durant les différentes phases d'élevage.	27
Figure 10: Gain de poids en (kg) pour les différentes phases d'élevage et le cumulé des lots P et B	28
Figure 11: Ingéré alimentaire (kg) au cours de 03 phases d'élevage et cumulé chez les poulets des lots P et B	29
Figure 12: Ingéré alimentaire moyen (kg) des 3 phases d'élevage et cumulé chez les poulets des lots P et B.	30
Figure 13: Indices de consommation des poulets des lots P et B durant les différentes phases d'élevage	31
Figure 14: Indices de conversion des poulets des lots P et B durant les différentes phases d'élevage	32
Figure 15: Taux de mortalité durant toutes les phases d'élevage du lot P et lot B.....	33
Figure 16: Recherche et dénombrement des E.coli (UFC/g de litière).....	35
Figure 17: Recherche et dénombrement des clostridies (log10UFC/g de litière).....	36

Liste des abréviations

m² : Mètre carré

m : Mètre

°C : Degré Celsius

cm: Centimètre

S : Seconde

CO₂ : Dioxyde du carbone

NH₃ : Ammoniac

H₂S : Sulfure d'hydrogène

CO : Monoxyde de carbone

m³ : Mètre cube

H : Heure

Kg : Kilogramme

ml : Millilitre

mn : Minute

% : Pourcentage

pH : Potentiel hydrogène

PCR : Polymerase Chain Reaction

J : Jour

L : Longueur

l : Largeur

H : Hauteur

CMV : complément minéraux vitamines

g : Gramme

TSE : Triptone Sel Eau

VRBL : Milieu lactosé bilié au cristal violet et au rouge neutre

EMB : Milieu gélosé éosine

E. coli : *Eschérichia coli*

10x : L'inverse du taux de dilution correspondant

nE : Le nombre de colonies d'*E.coli* identifié

nd : Le nombre de colonies caractéristiques dénombrées

np : Le nombre de colonies caractéristiques prélevées

TSC : Tryptone Sulfite Cyclosérine

UFC: Unité Formant Colonie.

Introduction

L'aviculture se trouve confrontée à des conditions d'élevage inappropriées parmi lesquelles une mauvaise qualité de la litière qui est source de nombreuses pathologies (**CASTELLO, 1990 ; CARRE *et al.*, 1995 ; GUIGNEBERT et PENAUD, 2005**).

En effet, la litière utilisée en élevage, a pour rôle principal d'assurer le confort des animaux par l'isolation thermique, l'absorption de l'humidité et la prévention des pathologies. Elle joue de ce fait un rôle important sur les performances des animaux, la qualité de l'air et le travail de l'éleveur (**ITAVI, 1997 a**).

La question de la litière dans la filière avicole est un aspect crucial de la gestion de l'environnement puisque cette litière, au début de l'élevage est caractérisée par une teneur en matière sèche très élevée, une forte concentration en carbone et une faible teneur en azote dont la quasi-totalité est sous forme insoluble. Mais ces données s'inversent au fur et à mesure de l'apport des déjections animales. Ces déjections animales par leur richesse en eau et en ammoniac entraînent l'abaissement en matière sèche de la litière et favorisent la prolifération de la flore bactérienne anaérobie qui est des germes très fatals aux poulets (**GUIGNEBERT et PENAUD, 2005**).

Ces modifications entraînent aussi un dégagement en particulier ammoniacal pouvant occasionner des kératoconjunctivites, des atteintes respiratoires et une immunodépression. Par ailleurs, le contact permanent des pattes et des corps avec la litière est également source de lésions, autant de facteurs qui peuvent avoir une influence négative sur les performances des poulets (**CASTELLO, 1990 ; CARRE *et al.* 1995 ; GUIGNEBERT et PENAUD, 2005**).

La dégradation de la qualité de la litière, résulte essentiellement de son humidification par la déjection des oiseaux et l'eau de boisson qui s'échappe des abreuvoirs.

C'est dans ce contexte et dans le souci d'apporter plus de confort aux oiseaux par une amélioration de la qualité de la litière pour permettre une pleine expression de leurs performances zootechniques, que nous avons mené ce travail dont l'objectif général est d'évaluer l'effet de la nature de la litière (copeaux de bois et de paille) sur les performances technico-sanitaires du poulet de chair et sur l'évolution des germes *E.coli* et clostridies dans la litière.

De manière spécifique il s'agira de:

- Evaluer les performances de croissance du poulet de chair souche Arbor acres⁺ en fonction du type de litière.
- Comparer la qualité bactériologique de la litière de copeaux de bois à celle à base de paille.

Notre étude comporte deux parties :

- une première partie sur la bibliographie axée sur deux chapitres : la conception et conformité du bâtiment avicole et les généralités sur la litière.
- la seconde partie expérimentale traite du matériel et méthodes utilisés, des résultats obtenus ainsi que de leur discussion et enfin la conclusion et perspectives.

Partie bibliographique

CHAPITRE I : Conception et conformité du bâtiment avicole

I.1. Installation des bâtiments

Le succès de n'importe quel type d'élevage est tributaire de l'application rigoureuse des facteurs de réussite, à savoir l'habitat et ses facteurs d'ambiance.

I.1.1. Implantation du bâtiment

L'implantation du bâtiment et son environnement sont des conditions parmi celles qui contribuent le plus à la réussite de la production avicole (**LAOUER, 1981**).

Dans le choix de l'emplacement des bâtiments il faut tenir compte des conditions suivantes:

- Un endroit sec, perméable à l'eau ; bien aéré mais abrité des vents froids.
- Eviter absolument les lieux humides et les bas fonds qui sont chauds en été et très humides en hiver.
- Permettre un bon drainage des eaux pluviales et des eaux de ruissellement.
- Orienter le bâtiment perpendiculaire ou parallèle au vent dominant pour permettre une meilleure ventilation.
- Ménager une certaine distance entre les bâtiments d'exploitation. Eviter le voisinage de certains animaux qui sont porteurs ou vecteurs de parasite.
- Bien séparer chaque local de l'ensemble de l'élevage pour éviter les risques de contamination en cas de maladies, les dimensions du bâtiment de production sont en fonction des densités et équipements retenus suivant que l'élevage des animaux se fait au sol ou en batterie.
- L'alimentation en eau potable, le réseau électrique ainsi que les arbres ombrageux sont autant de facteurs essentiels à la construction du bâtiment.

I.1.2. Type de bâtiment

I.1.2.1. Bâtiment clair

Ce sont des poulaillers qui disposent de fenêtres, ou bien des ouvertures qui laissent pénétrer la lumière du jour. Pour ce type de bâtiment il y a certains qui comprennent une ventilation statique et l'autre dynamique.

En Effet, il est assez difficile d'y contrôler l'ambiance notamment la température ; les volailles y sont soumises à des variations importantes, même bien isolé, ne peut empêcher les échanges thermiques (**ITA, 1973**).

I.1.2.2. Bâtiment obscur

Ce sont des poulaillers complètement fermés. Pour les conditions d'ambiance sont alors entièrement mécanisées : éclairage et ventilation.

En effet, la technique obscure pose malgré tout des problèmes car les bâtiments nécessitent un éclairage convenablement installé et une ventilation totalement efficace ce qui dans la pratique est extrêmement délicat à réaliser. Le problème particulier est d'assurer un renouvellement et un mouvement homogène de l'atmosphère (ITA, 1973).

I.1.3. Les dimensions du bâtiment

Selon Alloui (2006), les dimensions du bâtiment sont comme suit :

I.1.3.1. Surface et densité

Elle est directement en fonction de l'effectif de la bande à installer, on se base sur une densité de 10 à 15 poulets/ m², ce chiffre est relativement attaché aux conditions d'élevage ; en hiver l'isolation sera un paramètre déterminant, si la température descend, la litière ne pourra pas sécher.

I.1.3.2. Largeur

Liée aux possibilités de bonne ventilation.

- Varie entre 8-15 m de largeur
- De 6-8 m : envisagé à un poulailler à une pente.
- De – 8-15m : envisagé à un poulailler à double pente avec lanterneau d'aération à la partie supérieure.

I.1.3.3. Longueur

Elle dépend de l'effectif des bandes à loger : Pour 1200 poulets il faut un bâtiment de 8m de large et 10m de long.

I.1.3.4. Hauteur

Dépend du système de chauffage, elle varie de 5 à 6 m.

I.1.3.5. Distance entre deux bâtiments

La distance entre deux bâtiments ne doit jamais être inférieure à 30 m. Pour limiter tout risque de contamination lors d'une maladie contagieuse, plus les bâtiments sont rapprochés plus les risques de contamination sont fréquents, d'un local à l'autre, ainsi il faut dès le début prévoir un terrain assez vaste pour faire face.

I.1.4. Isolation du bâtiment

I.1.4.1. Chaleur

Des arbres peuvent être plantés autour du bâtiment de telle sorte que leur feuillage ombrage la toiture. De même, au contraire d'un sol nu, l'entretien de verdure aux abords du local d'élevage évitera une trop grande réverbération et limitera également la charge en poussière dans le bâtiment. Un badigeonnage à la chaux ou une couche de peinture blanche sur la toiture permet de réfléchir les rayons solaires et ainsi d'abaisser la température de 3 à 5°C.

I.1.4.2.Humidité

Un caniveau cimenté et profond (50 cm), situé à l'aplomb du bord de la toiture permet de recueillir et d'évacuer l'eau de ruissellement.

On peut parfois lutter contre ceci en creusant un fossé profond tout autour du bâtiment : Cela peut faire baisser le niveau de la nappe d'eau souterraine située sous l'îlot de terre limité où se trouve le poulailler.

I.2. Conception des bâtiments

I.2.1.Le sol

Le sol en ciment est préférable au sol en terre battue car il facilite le nettoyage, la désinfection et protège la litière contre l'humidité éventuelle du terrain (**LAOUER, 1987**).

I.2.2.Fenêtres

La surface totale des Fenêtres doit représenter le 1/10/de la surface totale du sol, elles sont placées sur les deux longueurs opposées du bâtiment pour l'appel d'air. Lorsque la ventilation dynamique est retenue, les entrées et les sorties d'air sont calculées proportionnellement au débit des ventilations (**ORIOU, 1987**).

I.2.3.Les portes

Placées généralement sur la face large du bâtiment, elles sont faites en tôle ou en bois(**ZEGHINA, 1989**).

I.3.Ventilation

A poids égal un oiseau a besoin de 20 fois (**LAOUER, 1987**) plus d'air qu'un mammifère la ventilation doit permettre un renouvellement de l'air suffisamment rapide mais sans courant d'air. Elle doit également permettre le maintien d'une température constante. Elle joue dans tous les cas un rôle important dans le maintien de la qualité de la litière (maintien d'une litière sèche) et la bonne santé respiratoire des oiseaux.

La ventilation apporte de l'oxygène et évacue les gaz toxiques mais elle règle aussi le niveau des apports et des pertes des chaleurs dans le bâtiment.

La ventilation luttera contre l'humidité de pair avec l'isolation du bâtiment. La vitesse de l'air souhaitable au niveau du sol dépend de la température ambiante entre 16°C et 24°C elle ne doit pas dépasser 0.15 m/s. Il est très important, particulièrement durant les deux premières semaines de vie du poussin d'éviter les courants d'air surtout en hiver, une vitesse d'air trop élevée peut ralentir la croissance et même entraîner la mort.

Après quatre à cinq semaines les poulets sont plus résistants mais il est nécessaire de ne pas dépasser 0.30 m/s à 15°C (**SURDEAU et HENAFF, 1979**).

I.3.1.Rôles de la ventilation

Les problèmes de chaleur, d'humidité et de composition de l'atmosphérique se trouvent dans la réalité très intimement liés. L'aération et le renouvellement de l'air qu'assurent les différentes techniques de ventilation constituent les facteurs les plus importants de maîtrise des conditions d'ambiance, car elle permet :

- d'assurer une bonne oxygénation des sujets en fournissant de l'air frais.
- d'évacuer l'air vicié chargé de gaz nocifs produits par les animaux, la fermentation de la litière et les appareils de chauffages, tels que CO₂, NH₃, H₂S, CO...
- d'éliminer les poussières et les microbes en suspension dans l'air,
- de régler le niveau des apports et des pertes de chaleur dans le bâtiment.
- de gérer l'ambiance du bâtiment, en luttant contre les excès de chaleur et d'humidité, par un balayage homogène et parfaitement contrôlé de la zone de vie des volailles.

I.3.2.les types des ventilations

On distingue deux systèmes principaux de ventilation :

I.3.2.1.Ventilation statique ou naturelle

Le système le plus simple, la ventilation est assurée par des mouvements naturels de l'air à l'intérieur du poulailler. La ventilation verticale est réalisée par des fenêtres et la ventilation horizontale est obtenue à l'aide de trappes placées sur les façades (**BELLAOUI, 1990**).

I.3.2.2.Ventilation dynamique

La ventilation dynamique est beaucoup plus efficace que la naturelle et plus recommandable pour les climats froids(**FERNANDEZ et RUIZ MATAS, 2003**). Cette ventilation nécessite l'emploi des ventilateurs humidificateurs (plus de dépenses) mais efficace dans toute saison (**BELLAOUI, 1990**).

Le renouvellement de l'air peut être parfaitement contrôlé par régulation du débit de la pression et de la vitesse de l'air. Cet air est d'ailleurs extrait ou pulsé par des ventilations à débits théoriques connus.

I.3.3.Conséquences d'une mauvaise ventilation

I.3.3.1.La surventilation

Elle engendre plusieurs problèmes notamment ceux résultant des courants d'air dus à la surventilation, ceci génère d'importants problèmes respiratoires et donc de croissance (**DELEBECQ, 2009**).

I.3.3.2.La sous-ventilation

Elle entraîne à son tour une accumulation de poussière dans l'air ambiant qui sera chargé par les différents gaz nocifs notamment par un taux élevé en ammoniac, cela se manifestera par une irritation des voies respiratoires et des yeux qui les prédisposent aux diverses pathologies (DELEBECQ, 2009).

I.3.3.3.Normes de la ventilation et des mouvements d'air

En effet, toute ventilation d'un bâtiment d'élevage de volaille doit obéir à trois règles fondamentales :

- un débit de renouvellement d'air précis (1,5 m³/h/kg de poids vif).
- une bonne diffusion de l'air neuf.
- le respect des consignes (de température, d'humidité...) grâce à une bonne régulation, (FELLAH TRADE 2008).

La vitesse de l'air souhaitable au niveau du sol dépend de la température ambiante, ainsi que de l'âge des animaux ; elle doit être comprise entre 0,1 et 0,3 m/s (GUERIN J.L, 2011).

I.4.Matériel d'élevage

Selon le guide d'élevage de poulet chair (COBB ,2008) :

I.4.1. Système d'alimentation

Quel que soit le système d'alimentation utilisé, la place à table est absolument critique. Si la place à table est insuffisante, la croissance sera réduite et l'uniformité sévèrement compromise.

La distribution de l'aliment et la proximité des systèmes d'alimentation sont la clé pour obtenir les niveaux de consommation d'aliments requis. Tous les systèmes d'alimentation devraient être réglés pour offrir un volume d'aliment suffisant avec un minimum de gaspillage.

I.4.1.1.Système Automatique à Assiettes

Les systèmes à assiettes sont généralement la norme car ils offrent toute facilité de déplacement dans le bâtiment, une incidence plus faible en termes de gaspillage et l'amélioration de l'indice de conversion. Si les animaux balancent les assiettes pour atteindre l'aliment, c'est qu'elles sont trop hautes.

I.4.1.2.La chaîne plate automatique

La hauteur de l'aliment dans la chaîne est ajustée par des lamelles dans la trémie et devrait être contrôlée très fréquemment pour éviter le gaspillage.

I.4.1.3. Les silos d'aliments

- Les silos d'aliments devraient avoir une capacité équivalente à cinq jours de consommation.
- Pour réduire les risques de moisissures et de développement bactérien, il est primordial que les silos soient étanches.
- Il est recommandé d'utiliser deux silos par bâtiment. Cela donne une facilité de changement rapide. Les silos d'aliments devraient être nettoyés entre les lots.

I.4.2. Système de chauffage

La clé pour obtenir la performance maximale est de s'assurer d'un environnement constant, d'une bonne ambiance et d'une bonne température de la litière pour les jeunes animaux. Les besoins en capacité de chauffage dépendent de la température ambiante, de l'isolation du toit et du niveau d'étanchéité du bâtiment.

Les systèmes de chauffage suivant sont disponibles : chauffage à air pulsé, les radiants et le chauffage par le sol

I.4.3. Système d'abreuvement

Distribuer de l'eau fraîche et propre, avec une pression adéquate, est fondamental pour une bonne production de volailles. Sans un ingrédient approprié d'eau, la consommation d'aliment sera réduite et les performances des animaux seront compromises. On utilise aussi bien des équipements ouverts que fermés pour la distribution de l'eau.

I.4.3.1. Abreuvoirs ronds ou coupelles (système ouvert)

Ces systèmes ont un coût d'installation inférieur mais entraînent des problèmes tels que, une litière humide et des problèmes d'hygiène de l'eau.

La qualité de la litière est un excellent moyen de contrôler l'efficacité du réglage de la pression d'eau. Une litière mouillée sous la source d'approvisionnement est synonyme d'abreuvoirs trop bas, de pression trop forte. Si la litière est très sèche sous les abreuvoirs, cela peut indiquer que la pression est trop faible.

I.4.3.2. Le système de pipettes (circuit fermé)

Il existe deux types de pipettes :

- **Des pipettes à haut débit de l'ordre de 80 à 90 ml/mn:** Elles créent une gouttelette d'eau à l'extrémité de la pipette et est équipée d'une coupelle pour récupérer tout excès d'eau qui peut couler de la pipette. Généralement 12 animaux par pipette à haut débit est la norme.
- **Des pipettes à faible débit de l'ordre de 50 à 60 ml/mn:** De façon générale, elles n'ont pas de coupelles et la pression est ajustée pour maintenir le débit nécessaire pour satisfaire les besoins des animaux. Généralement, la norme est de 10 animaux par pipette à faible débit.

CHAPITRE II : Généralités sur la litière

La qualité de la litière est un autre aspect crucial de la gestion de l'environnement. La litière de volaille est destinée à accueillir les poussins depuis le premier jour jusqu'au départ des poulets pour l'abattoir. Ses propriétés doivent donc lui permettre d'assurer un conditionnement approprié pour l'élevage et évoluant correctement au fil de sa croissance. La litière recueille, entre autres, les fientes des oiseaux, et se transforme en conséquence différemment en fonction de l'espèce qui est élevée. Elle contient également de nombreux organismes micro- et macroscopiques dont le cycle biologique peut être largement tributaire de la façon dont elle est gérée.

De nombreux facteurs peuvent conditionner la qualité de la litière au cours de l'élevage, il en est ainsi de la conception du bâtiment, des pratiques d'élevage, de la pathologie notamment digestive affectant les poulets ou encore de leur alimentation. D'autre part, on peut distinguer au sein du même poulailler des zones de la litière de qualités variables en fonction de leur localisation par rapport aux lignes d'abreuvement ou des chaînes d'alimentation en particulier (**KELLEHER *et al.*, 2002**).

II.1. Rôles de la litière

- **L'isolation** : la litière contribue à l'obtention et au maintien d'une température ambiante adaptée en assurant une isolation contre les températures froides du sol. Sa capacité isolante dépend de son épaisseur et de sa nature. La litière isole thermiquement les animaux du sol, en minimisant les pertes par conduction principalement à partir des pattes et éventuellement du bréchet, tant que celui-ci n'est pas complètement emplumé ou lorsque ces parties anatomiques sont souillées ou lésées (**ITAVI, 1997a**).

- **Confort des animaux** : la litière contribue au confort des animaux et limite l'apparition de lésions (ampoules) au niveau du bréchet. Ces lésions peuvent survenir lorsque les animaux restent au contact d'un sol trop dur, croûté et trop froid (**ITAVI, 1997a ; BERNHART ET FASINA, 2009 ; LIECHTY *et al.*, 2009**)

- Permet d'absorber l'humidité des déjections et de l'eau.

- Contribue à diluer les excréments, et réduit de ce fait le contact des poulets avec leurs excréments (**OLSSON ET KEELING, 2005**).

II.2. Qualités d'une bonne litière

Pour qu'une litière puisse assurer toutes ses fonctions fondamentales, il faut qu'elle dispose de certaines caractéristiques :

- Une température correcte de la litière est fondamentale pour la santé du poussin, pour ses performances et pour la qualité finale de la carcasse.
- Elle doit être sèche avec un taux d'humidité ne dépassant pas les 20 à 25 %.
- Son pH ne doit pas être faiblement basique (7.8 – 8.8) car c'est le pH idéal pour les fermentations ammoniacales.
- Elle doit être épaisse (minimum cinq centimètres), tassée et régulière.
- Elle doit être saine (sans moisissure), propre lors de son installation dans le bâtiment et doit subir un entretien minutieux régulier.
- Il est également recommandé que la litière soit absorbante, souple et constituée d'un matériau volumineux et non poussiéreux (exemple paille hachée et copeaux de bois). (DELEBECQ, 2009).

Au contraire, une mauvaise litière sera :

- **Humide** : cet état favorisera les dégagements d'ammoniac et détériorera le confort des animaux.
- **Grasse** : lors d'entérites sévères, certaines protéines plasmatiques (collagène, fibrinogène) sont excrétées en quantités importantes dans la litière, lui conférant ainsi cet « aspect gras ». Cet état de la litière peut provenir également de l'excrétion de matières grasses non digérées.
- **Croûtée** : le phénomène de croûtage est susceptible de se développer dans les zones où il y a des pertes d'eau sous les abreuvoirs notamment. Un stress thermique froid peut également induire des diarrhées responsables de la formation d'une croûte.
- **Poussiéreuse** : les poussières en suspension constituent des supports très efficaces de dissémination de différents microorganismes pathogènes notamment à tropisme respiratoire, (ITAVI, 1997a et ITAVI, 2009).

II.3. Evaluation de la litière

Un test simple proposé par JACQUET(2007) pour évaluer l'humidité de la litière consiste à saisir une poignée de litière et à la comprimer, elle devrait adhérer légèrement à la main et se disperser lorsqu'elle est jetée sur le sol. S'il y'a trop d'humidité, elle restera compacte quand elle est

jetée au sol. Si elle est trop sèche, elle ne collera pas à la main quand vous la serrerez (SILOAM., 2011).

II.4.Causes d'une mauvaise litière

En effet, la qualité de la litière est le témoin des conditions d'élevage et de santé des poulets. Les causes de mauvaise litière sont souvent :

- Haute densité de population : l'excès de population augmente les pressions ambiantes sur les poulets en humidifiant la litière.
- Mauvaise ventilation ou mauvais circuit d'air et humidité élevée.
- Matériel de la litière de mauvaise qualité ou épaisseur insuffisante.
- Litière non absorbante, trop tassée.
- Sol humide ou froid.
- Mauvaise qualité de l'eau, microbisme.
- Matériel d'abreuvement non réglé ou mal répartie (BROEIERIJ., 2010).

II.5.Conséquences d'une mauvaise litière

Les conséquences d'une mauvaise litière sont résumées dans la figure 1 (ITAVI., 1997a).

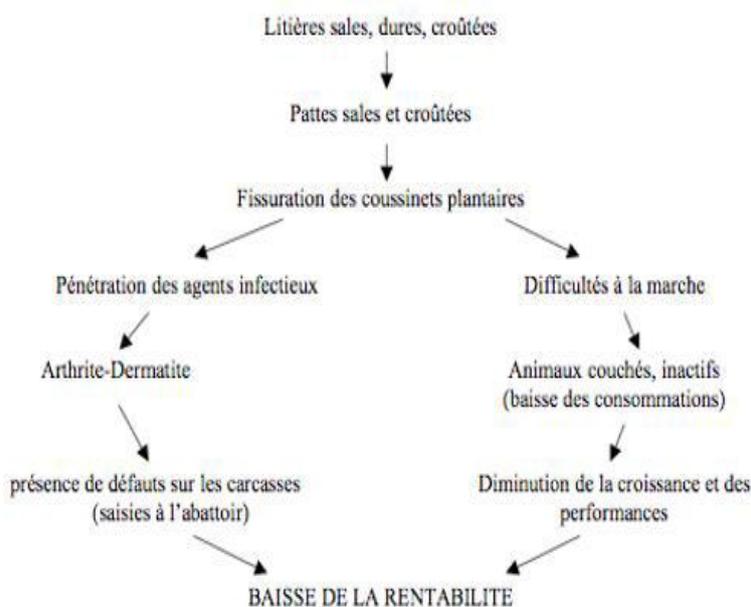


Figure 1 : Les conséquences d'une mauvaise litière

II.6. Gestion de la litière

La litière demande un entretien soigneux de la part de l'éleveur afin d'assurer un fonctionnement correct, pour cela il lui faut :

- Une ventilation et un chauffage suffisant pour la maintenir sèche, en particulier en fin de lot.
- Utilisation de produits limitant la production d'ammoniac (superphosphate par exemple).
- Enlèvement des croûtes autour du matériel d'élevage et notamment des abreuvoirs.
- Rajout régulier, si nécessaire car une bonne litière doit être souple et sèche (ITAVI., 1997a).

II.7. Biocénose de la litière

Les déjections des poulets s'accumulent graduellement dans les litières, et constituent une masse importante de matières organiques facilement fermentescibles dans les conditions convenable, de l'humidité, de la chaleur et du pH. Les fermentations aérobies et anaérobies s'accroissent lorsque la température de la couche supérieure de la litière atteint 20 - 22°C. A partir de 35°C apparaît un effet stérilisant et une décroissance de la production de l'ammoniac.

De la même façon, la dégradation des matières azotées est favorisée par une humidité relative de l'air dépassant les 70 %. Les litières peuvent également participer au cycle de nombreux organismes pathogènes pour les animaux ou pour l'Homme en constituant un vrai risque pour la santé publique. De façon générale, la population microbienne des litières de volaille est composée de moisissures, d'algues et de bactéries hétérotrophes aérobies (bactéries acidophiles, actinomycètes et bactéries aérobies pouvant sporuler) (GUPTA *et al.*, 2004).

II.7.1. Population bactérienne générale

Les litières hébergent une très grande diversité bactérienne, laquelle varie selon l'espèce de volaille élevée et le type de substrat utilisé. Le développement de la PCR a permis de détecter et d'identifier de nombreuses bactéries non mises en évidence par les techniques classiques de mise en culture.

Selon LU *et al.*, (2003) qui ont étudié la composition bactérienne de la litière du poulet de chair, les bactéries Gram positives constituent plus de 80 % de la communauté de la litière par rapport aux *Enterobacteriaceae* qui représentent moins de 2 % de cette biocénose (NANDI *et al.*, 2004).

Les principaux représentants les 80 % des gram positives contenues dans la litière sont *Lactobacilli* et *Salinococcus spp*, mais d'autres souches pourraient également être impliquées comme : *Globicatella sulfidofaciens*, *Corynebacterium ammoniagenes*, *Corynebacterium urealyticum*, *Clostridium aminovalericum*, *Arthrobacter spp.*, et *Denitrobacter permanens*.

Quant aux *Enterobacteriaceae* qui constituent un infime taux de cette biocénose, elles sont représentées principalement par *Enterococcus sp.*

Comme suscité, il existe néanmoins des variations de la composition de la flore bactérienne en fonction des types de productions de volaille. Ceci a été démontré par **OMEIRA *et al.* (2006)** qui ont comparé les propriétés microbiologiques de la litière générée par les poules pondeuses et les poulets de chair. Leur étude qui a consisté en une numération des bactéries totales, des coliformes totaux, des espèces de staphylocoques, de *Salmonella* et de *Clostridium perfringens*, a démontré que la litière des poules pondeuses présentait un comptage bactérien total plus faible que celle des poulets de chair.

II.7.2. Bactéries pathogènes pour l'homme

Les poulets de chair sont souvent des porteurs de germes pouvant être transmis à l'Homme en compromettant de ce fait la santé publique, tels que *Salmonella*, dont certains sérotypes (*Typhimurium* ou *Enteritidis*) sont responsables de toxi-infections alimentaires majeures chez l'homme, dans lesquelles les produits de viande de volaille sont fréquemment incriminés.

Afin d'éviter efficacement la contamination des produits d'origine animale par *Salmonella*, des mesures drastiques de contrôle doivent être mises en œuvre au niveau des élevages pour réduire la prévalence du portage.

ROSE *et al.* (1999) ont essayé d'identifier les facteurs de risque relatifs à la contamination par *Salmonella* des bandes de poulets de chair industriels en France à la fin de la période d'élevage au moyen d'écouvillons de litière et d'échantillons de poussière analysés avec des méthodes bactériologiques classiques. En effet, 70 % avaient au moins un échantillon environnemental contaminé et étaient classées comme « bandes contaminées par *Salmonella* ».

Les facteurs de risque identifiés comme significatifs étaient la contamination initiale du poulailler avant introduction des animaux et le portage de *Salmonella* sur les poussins d'un jour. Le risque de contamination d'une bande augmentait lorsque les camions d'aliments se garaient à proximité de l'entrée du vestiaire et lorsque l'aliment démarrage se présentait sous forme de farines, plutôt que sous forme de miettes.

REFREGIER-PETTON *et al.* (2001) ont tenté d'identifier les facteurs de risque associé cette fois à la contamination de bandes de poulets de chair français par un autre microorganisme important en terme de santé publique, à savoir *Campylobacter*. Moins de la moitié des bandes (42,7 %) étaient positives pour *Campylobacter spp.* Le risque de contamination de la bande de poulets par ce microorganisme augmentait dans les poulaillers fonctionnant en ventilation statique, dans les élevages comptant au moins 3 bâtiments, en été/automne et lorsque l'eau de boisson des poulets était acidifiée.

II.7.3. Antibiorésistance

On estime un taux considérable d'élevages de volaille qui utilisent les antibiotiques dans l'alimentation (**GRAHAM *et al.*, 2009b**). Leur utilisation dans la production industrielle de poulet de chair se traduit par la sélection de bactéries antibiorésistantes dans les fientes de ces poulets. Contrôler la dispersion des bactéries multi résistantes est illusoire si on ignore l'histoire naturelle des gènes de résistance, des éléments mobiles qui les portent (les intégrons), et des hôtes bactériens qui les contiennent. Pour cela, **NANDI *et al.* (2004)** ont quantifié les gènes d'anti bio résistance et les éléments mobiles (intégrons) dans la litière de poulailler d'élevages industriels de volaille en utilisant des techniques de cultures classiques et de génétique moléculaire.

Contrairement à ce qui était attendu, le réservoir majeur des intégrons de classe 1 dans la litière de volaille n'est pas constitué par leurs hôtes précédemment identifiés, les *Entérobacteriaceae* Gram négatives, comme *Escherichia coli*, mais ils abondent en effet dans différentes populations de bactéries Gram positives qui constituent plus de 80 % de la communauté de la litière par rapport aux *Enterobacteriaceae* représentant moins de 2 % de cette population.

Partie expérimentale

I. Objectif de l'étude

L'objectif de notre expérimentation est d'évaluer l'effet de la nature de la litière (paille et copeaux de bois) sur les performances technico-sanitaires du poulet de chair de souche Arbor acres⁺ et sur l'évolution des germes *E.coli* et clostridies dans la litière.

II. Période & Lieu d'études

L'expérimentation s'est déroulée à la station des Monogastriques (service aviculture) de l'ITELV de Baba Ali durant la période s'étalant du 2 Octobre au 13 Novembre 2018.

Le suivi de l'élevage s'est effectué sur une période de 42 jours. La récolte des prélèvements de la litière s'est effectuée à la fin de chaque phase d'élevage. Les prélèvements ont été transférés dans des sacs stériles dans une glacière vers le laboratoire de Bactériologie de l'ENSV.

❖ Protocole expérimental suivi : Figure 2

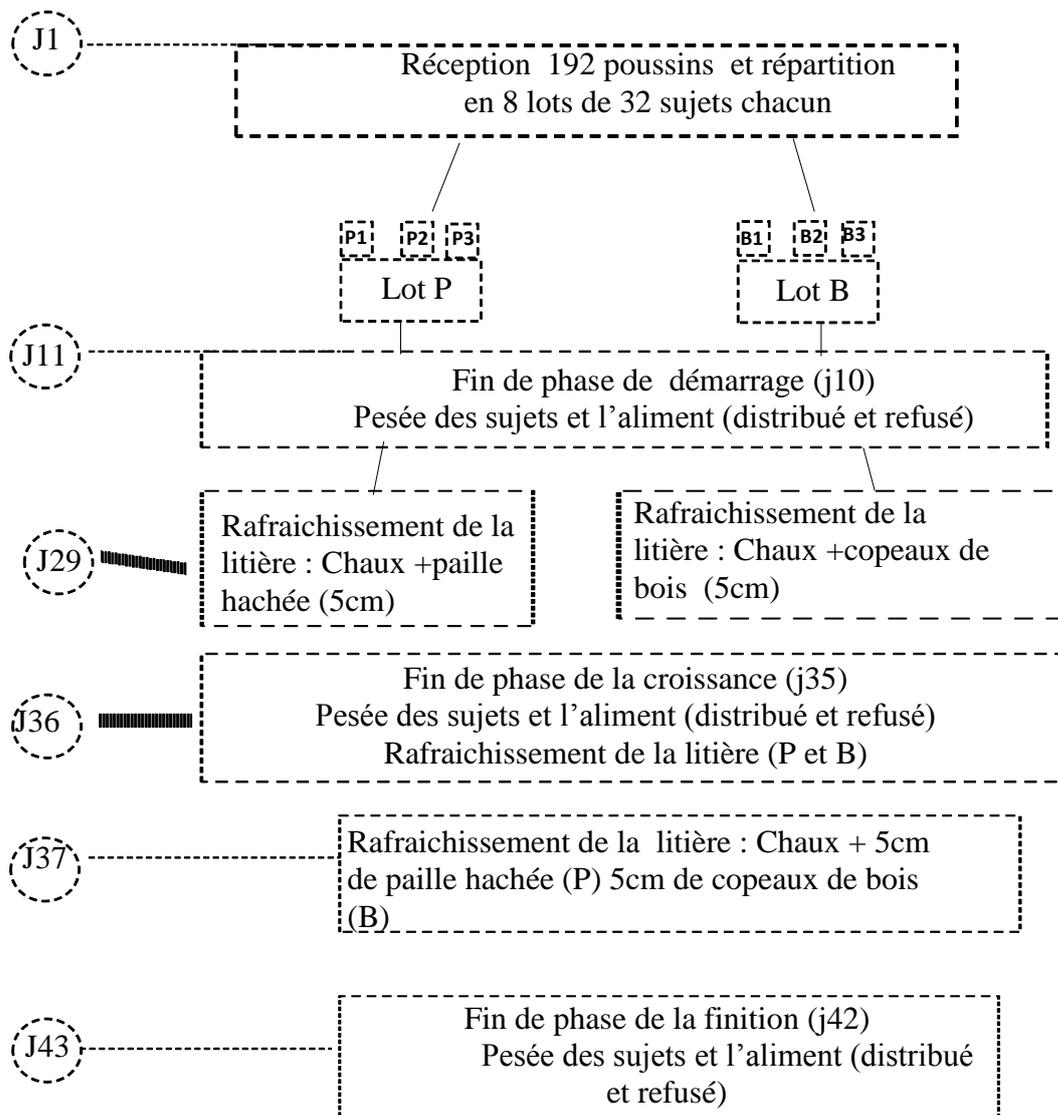


Figure 2: Protocole expérimental

P : Lot de litière paillée (lot témoin)

P1, P2, P3: 3 répétitions du lot P

B : Lot litière type copeaux de bois (lot expérimental en essai parallèle)

B1, B2, B3:3 répétitions du traitement B

Les lots P4 et B4 : lots de prélèvements de sujets

L'élevage des poussins a duré 42 jours répartis en 10 jours de démarrage, 25 jours de croissance et 7 jours de finition. La phase de croissance a été prolongée d'une semaine car le poids en fin de croissance indiqué dans le guide d'élevage n'a pas été atteint.

Les travaux réalisés lors de l'essai sont :

- Les pesées des sujets à J1, J11, J36 et J43
- Les pesées de l'aliment distribué et refusé en fin de chaque phase d'élevage.
- Le rafraîchissement des litières des 3 loges P et B à J29, J36 et J37 en rajoutant de la chaux et une couche (de 5 cm) de paille hachée ou de copeaux de bois.

III. Matériels

III.1. Bâtiment d'élevage

L'expérimentation a été menée au bâtiment dit de « testage » utilisé pour les élevages de poulets de chair. Le bâtiment est en charpente métallique construit sur une plate forme en béton armé. (Figure 3).



Figure 3: L'extérieur du bâtiment d'élevage.

La structure est faite de tôles ondulées : les façades sont en double cloisons, les faces latérales sont munies de deux fenêtres chacune de 2m /1m sous forme de vasistas, une façade frontale avec la porte d'entrée du bâtiment. La toiture est aussi en tôle ondulée confortée par un plafond en tôle. ses dimensions sont de 24m (L) x 10m (l) x 3m (H), soit une surface est de 240m² dont 200m² sont réservés pour l'élevage proprement dit.

Le bâtiment se situe dans l'axe est-ouest avec la façade porteuse d'ouvertures latérales, à l'abri vents dominants d'été. Les murs sont de type panneaux sandwich isolés thermiquement avec de la laine de verre.



Figure 4:L'intérieur du bâtiment d'élevage.

L'élevage des volailles est mené au sol sur une litière paillée et en copeaux de bois. L'aire d'élevage est représentée par 06 loges disposées de part et d'autre d'un couloir central. Les loges sont séparées par un grillage rigide

III.2. Equipements d'élevage

-Mangeoires et abreuvoirs : Chaque parquet contient une mangeoire et un abreuvoir disposés à une hauteur adéquate à la taille des sujets et cela au cours des 03 phases d'élevage (figures 5 et 6).



Figure 5:Disposition de la mangeoire et de l'abreuvoir à une semaine d'âge.



Figure 6:Disposition de la mangeoire et de l'abreuvoir à 3 semaines d'âge.

-La température, l'humidité relative et l'aération du bâtiment ont fait l'objet de mesures quotidiennes.

-La chaleur a été assurée par des radiants alimentés par des bouteilles de gaz butane.

-Les radiants sont disposés à l'intérieur des loges à hauteur réglable (figure : 07). La température ambiante ainsi que celle des loges a été contrôlée à l'aide de thermomètres disposés à différents endroits du bâtiment (extrémités et milieu).



Figure 7:Disposition des radiants.

-Armoire de commande électrique : permet de commander l'éclairage du poulailler

-Une cuve graduée d'une capacité de 500 L qui permet le stockage de l'eau de boisson.

-Un pédiluve disposé à l'entrée du bâtiment.

-L'aération du bâtiment est de type dynamique, elle est assurée par 2 extracteurs de grande puissance disposés sur la paroi latérale gauche du bâtiment.

-L'humidité relative du bâtiment est corrigée par 4 humidificateurs « pad cooling » disposés sur la façade interne. L'humidité relative est contrôlée par des hygromètres disposés à différents endroits du bâtiment.

-Matériel anti incendie : Extincteur à eau et à poudre.

-Deux silos métalliques à l'extérieur du bâtiment permettant d'alimenter directement l'élevage.

III.3. Matières premières

III.3.1. Animaux

L'expérimentation a été menée sur 192 poussins non sexés de souche « Arbor acres plus » provenant du couvoir de Sifac-Lâbaziz (Bougara). Ils ont été réceptionnés à l'âge d'un jour, avec un poids moyen de $47,19 \pm 3,48$.

III.3.2. La litière

Composée de copeaux de bois tendre, non traité et dépoussiéré pour les lots B ainsi que de paille hachée pour les lots P. Elle est disposée en une couche de 10 cm pendant la phase de démarrage, et d'environ 5 cm d'épaisseur durant les phases de croissance et de finition.

III.3.3. L'aliment et l'eau de boisson

L'eau de boisson provient d'un puits qui appartient à l'ITELV. Elle est recensée par les services de l'hydraulique et contrôlée par les bureaux d'hygiène de l'APC de Baba-Ali. L'abreuvement des poulets est assuré *ad libitum*.

Les poulets ont reçu un aliment adapté à leurs besoins pour chaque phase d'élevage et commercialisé par l'ONAB. L'aliment est distribué manuellement deux fois par jour, le matin (7h) et le soir (16h)

L'aliment est composé de : Tourteau de Soja, Maïs, Son, Phosphate et de CMV à des taux adaptés à chaque phase d'élevage.

III.4. Conduite d'élevage

III.4.1. Préparation du bâtiment

Nous avons procédé tout d'abord à un nettoyage puis à une désinfection du bâtiment. Le vide sanitaire était d'une durée de 15 jours, dans le but de prolonger l'action du désinfectant et d'assécher les sols et les murs.

III.4.2. Mise en place des poussins

Les poussins ont été transportés dans un véhicule jusqu'au bâtiment d'élevage. Par la suite, le nombre, le poids moyen, la qualité et l'homogénéité des poussins ont été vérifiés.

Une pesée individuelle des sujets et un tri ont été effectués afin d'éliminer les sujets morts, malades, à faible poids, ou qui présentent des anomalies et des malformations (bec croisé, ombilic non cicatrisé, abdomen gonflé, pattes mal formées...etc.) et de les répartir dans les loges .

III.4.3 Programme de prophylaxie médicale (Tableau 1)

Durant l'élevage, le programme de prophylaxie médicale suivi est rapporté dans le tableau 1

Tableau 1: Programme de prophylaxie médicale

Age en jour	Interventions	Vaccinations	Mode d'administration
J1 à J3	Antistress (METAFISIOLE) (03 jours)	/	Eau de boisson
J3 à J7	Antistress (03 jours) (avant, pendant et après la vaccination)	Primo-Vaccination Contre la maladie de New-castel (HB1) et la bronchite infectieuse.	Eau de boisson (Vaccination)
J14-J18	Antistress (03 jours) (avant, pendant et après la vaccination)	Vaccination Contre la maladie de Gumburo (IBDL)	Eau de boisson
J17	Anticoccidien à titre préventif	/	Eau de boisson
J21	Antistress (03 jours) (avant, pendant et après la vaccination)	Rappel de la vaccination contre la maladie de New-castel (La Sota)	Eau de boisson (Vaccination)
J25-J28	Antistress (03 jours) (avant, pendant et après la vaccination)	Rappel de la vaccination contre la maladie de la bronchite infectieuse.	Eau de boisson (Vaccination)
J34	Anticoccidien à titre préventif	/	Eau de boisson
J42	Administration de NEOPRIDIMET et de la VITAMINE C	/	Eau de boisson

VI. Méthodes

VI.1. Les mesures réalisées sur les animaux

VI.1.1. Poids vif moyen et le gain de poids

En vue d'apprécier l'évolution du poids vif, chaque lot expérimental est pesé à j0 et à la fin des différentes phases (j11, j36, j43). Le poids moyen individuel est obtenu en divisant le poids total des animaux de chaque parquet sur l'effectif des poulets pesés. Le gain de poids est calculé par différence entre le poids vif final(g) et le poids vif initial(g), et ce pour chaque phase d'élevage et pour la durée globale.

VI.1.2. Ingéré alimentaire moyen

La quantité d'aliment consommé est calculée, pour chaque phase d'élevage (démarrage, croissance, finition), selon la formule suivante :

$$\text{Quantité d'aliment ingéré(g)} = \text{Quantité distribuée(g)} - \text{refus(g)}$$

VI.1.3.L'indice de consommation et l'indice de conversion

Le calcul de ces deux paramètres se fait en appliquant les formules suivantes :

$$\text{Indice de conversion} = \frac{\text{ingéré alimentaire(g)}}{\text{Gain de poids(g)}}$$

$$\text{Indice de consommation} = \frac{\text{Ingéré alimentaire(g)}}{\text{Poids vif(g)}}$$

VI.1.4.Taux de mortalité

La mortalité a été enregistrée chaque jour(en matinée) durant toute la période de l'essai. Le taux de mortalité est calculé en appliquant la formule suivante :

$$\text{Taux de mortalité(\%)} = \frac{\text{le nombre de poulets mort}}{\text{effectif présent en début de phase}} * 100$$

VI.2.Analyse bactériologique de la microflore de la litière

Au cours de notre essai, une partie du travail a porté sur l'évaluation de la qualité bactériologique de la litière. Pour cela deux critères microbiologiques ont été suivis : recherche et dénombrement des E.coli et des clostridies.

La flore aérobie se développe dans une litière poreuse à l'oxygène donc de bonne qualité, au contraire de la flore anaérobie (**CARRE *et al.*, 1995**).

VI.2.1. Technique de prélèvement

Pour chaque lot constitué P et B, des prélèvements de litière ont été effectués en fin de chaque phase d'élevage. Ces prélèvements (18 au total) sont obtenus par carottage de toute l'épaisseur de la litière pratiqué en trois (03) points répartis sur l'ensemble de la surface de chaque compartiment abritant un lot de poulets. Après mélange des prélèvements : six échantillons sont constitués par litière à raison d'un échantillon par lot et sont amenés au laboratoire de Bactériologie de l'ENSV.

VI.2.2.Préparation des échantillons (solutions mères et dilutions)

Afin de réaliser cette étude, la préparation des suspensions mères et des dilutions ont été réalisées d'après les directives de la norme ISO6887-1/ 1999 5F.

La composition des différents milieux de culture et des géloses est rapportée en annexe.

25 grammes du contenu des prélèvements de litière ont été pesés aseptiquement, puis placés dans des pots stériles contenant 225 ml de bouillon Triptone-Sel (TSE). Cette préparation constitue la solution mère pour tout échantillon.

A partir de la suspension mère, des dilutions successives de 10^{-1} à 10^{-6} en progression géométrique à raison de 1/10 sont réalisées avec le diluant (T.S.E) dans des tubes stériles.

VI.2.3. Recherche et dénombrement des *E. coli*

Cette recherche a été réalisée suivant les directives générales pour le dénombrement *Escherichia coli* selon la norme AFNOR NF V08-60/V08-17 dont le protocole est le suivant :

- ❖ 1ml des deux dilutions a été prélevé et ensemencé en double couche et en profondeur dans des boîtes de pétri avec gélose VRBL. Les boîtes ont été ensuite incubées à 44°C pendant 24h à 48h. Seules les boîtes ayant des colonies bien développées, bien séparées et non contaminées par des levures ou moisissures ont été retenues en vue d'en apprécier l'aspect, la forme, la taille, la couleur (colonies violées entourées d'une zone rougeâtre).
- ❖ A partir d'un nombre déterminé (02) de colonies caractéristiques prélevées pour chaque boîte retenue, un isolement sur milieu gélosé éosine et bleu de méthylène (EMB) coulé en boîte de pétri a été réalisé et incubé à 37°C pendant 24h.
- ❖ Les colonies ayant fait virer l'indicateur coloré du milieu EMB donnant des colonies caractéristiques (colonies à reflets métalliques) ont été repiquées sur milieu (Kligler Hadjna) puis incubé 24h à 37°C. A partir de ces cultures pures une suite d'identification biochimique d'*E.coli* a été effectuée par les tests biochimiques (Indole, uréase, citrate).

- ❖ Le calcul du nombre de bactéries *Escherichia coli* se fait en appliquant la formule suivante :

$$nE * nd * 10x / np$$

où $10x$: est l'inverse du taux de dilution correspondant
nE : est le nombre de colonies d'*E.coli* identifié
nd : est le nombre de colonies caractéristiques dénombrées
np : est le nombre de colonies caractéristiques prélevées.

VI.2.4. Recherche et dénombrement des clostridies

Ce dénombrement de la forme de résistance (spore) est réalisé selon Bourgeois et Leveau (1994) sur milieu Tryptone Sulfite Cyclosérine (TSC). L'ensemencement est effectué à partir des premières dilution (10^{-1} , 10^{-2}) à raison de 1ml en profondeur dans des tubes profonds (éprouvette) fermés par de l'huile de vaseline stérile pour l'anaérobiose incubés à 46°C pendant 24 à 48h.

V. Etude statistique

L'ensemble des résultats obtenus ont été traité par le logiciel Excel 2016. Après la saisie des données, elles ont été organisées sous forme de tableaux afin de calculer les différents moyennes et erreur-types.

L'analyse descriptive des résultats des différents paramètres zootechniques a été menée pour chaque lot. L'analyse de la variance (ANOVA) à un facteur de classification a été suivie par l'étude des comparaisons des moyennes entre elles. Une valeur de $p < 0,05$ est considérée comme statistiquement significative.

IV. Résultats et discussion

IV.1. Evaluation des performances zootechniques

IV.1.1. Poids vif

L'évolution du poids vif moyen enregistrée au sein des deux lots P et B est présentée dans le tableau 2 et illustrés dans la figure 8.

Tableau 2: Poids vif (kg) des poulets des lots P et B

Jour	Lot P (kg)	Lot B (kg)
J1	4,53	4,53
J11	17,61	19,4
J36	146,49	157,84
J43	164,41	176,61

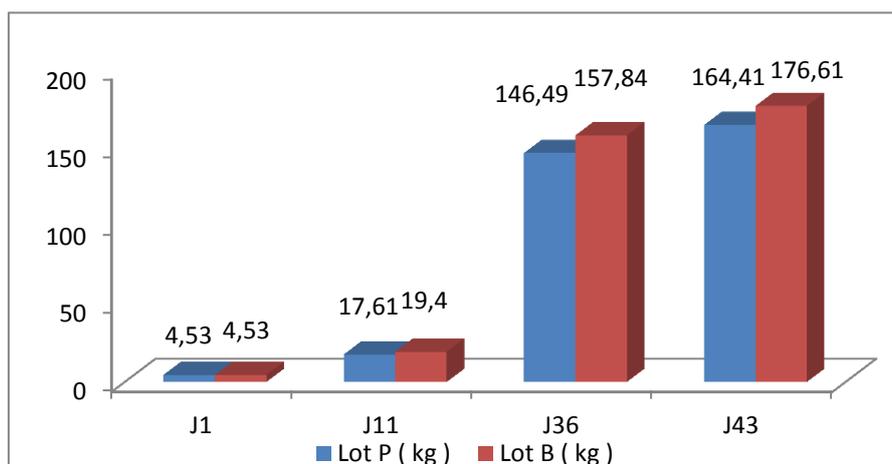


Figure 8: Poids vif (kg) durant les différentes phases d'élevage des poulets des lots P et B.

On constate que l'évolution du poids vif moyen est caractérisée par un accroissement en poids en faveur du lot B et cela durant les 3 phases d'élevage

IV.1.2. Poids vif moyen

On a effectué des pesées par chaque sujet afin de s'assurer de l'homogénéité des poids vifs des deux lots pendant les différentes phases d'élevage, nous avons calculé la moyenne et les écarts types, les valeurs moyennes sont présentées dans le tableau 3 et illustrés dans la figure 09.

Tableau 3: Poids vifs moyens (g) des lot P et B durant les différentes phases d'élevage

Jour	Lot P	Lot B
J11	186,9± 37,92	206,4± 28,93
J36	1575,2± 318,41	1716± 283,28
J43	1807± 335,26	1920,2± 291,37

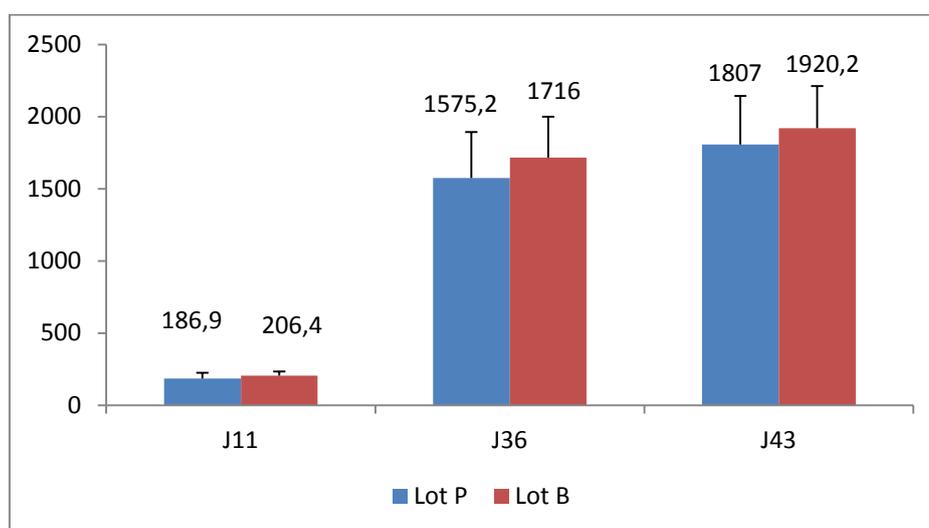


Figure 9: Poids vifs moyens (g) des lots P et lot B durant les différentes phases d'élevage.

Nos résultats révèlent qu'à J11, J36 et J43 : le poids vif moyen du lot B est supérieur à celui du lot P durant les 03 phases d'élevage. On note un poids de 186,9 (g) chez lot P et de 206,4 (g) et chez le lot B à J11, un poids de 1575,2(g) chez lot P et 1716 (g) chez lot B à J36 ;et un poids de 1807(g) chez lot P et 1920 ,2 (g) chez lot B à J 43.

Le traitement statistique des résultats, montre l'absence de différence significative ($P > 0,05$) entre les deux lots. Ce résultat confirme l'homogénéité des lots constitués.

IV.1.3. Gain de poids

Dans le tableau4, l'évolution du gain moyen quotidien des poulets des 2 lots est présentée avec son illustration à la figure 10.

Le gain de poids a été calculé par phase d'élevage ensuite en cumulé (de J1 à J43)

Tableau 4: Gain de poids (kg) par phase d'élevage et cumulé des poulets des lots P et B

Phase d'élevage	Lot P	Lot B
J1-J11	13,08	14,87
J11-J36	128,91	138,44
J36-43	17,91	18,77
J1-J43	159,7	172,08

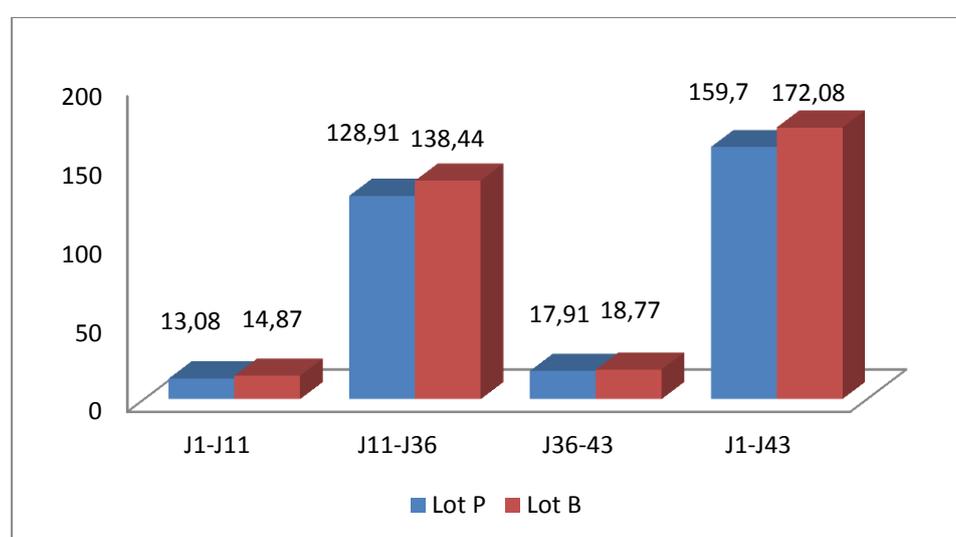


Figure 10: Gain de poids en (kg) pour les différentes phases d'élevage et le cumulé des lots P et B

Nos résultats montrent que pendant la phase de démarrage, croissance et de finition ainsi qu'en cumulé, les sujets du lot B ont bénéficié d'un gain de poids plus important que les sujets du lot P. En effet, nous avons enregistré :

- **Pendant la phase de démarrage (J1-J11)** : un gain de 14,87 Kg chez le lot B contre 13,08 Kg chez le lot P.
- **Pendant la phase de croissance (J11-J36)** : un gain de 138,44 Kg chez le lot B contre 128,91 Kg chez le lot P.
- **Pendant la phase de finition (J36-J43)** : un gain de 18,77 Kg chez lot B contre 17,91 chez le lot P.
- **Le gain de poids cumulé** : est de 172,08 Kg chez le lot B contre 159,7 Kg chez le lot P.

Nos résultats montrent un meilleur gain de poids chez le lot B par rapport au lot P pendant les 03 phases

Le test de Mann Whitney montre l'absence de différence significative entre les deux groupes ($P > 0,05$). Les deux lots enregistrent un gain de poids moyen non différent d'une phase à une autre. Il apparaît que la nature de la litière n'a pas d'influence sur le GMQ

IV.1.4. Ingéré alimentaire

L'ingéré alimentaire a été calculé pendant toutes les phases d'élevage ainsi que son cumulé (de J1 à J43) ; les résultats sont consignés dans le tableau 5 et illustrés dans la figure 11.

Tableau 5: Ingéré alimentaire par phase d'élevage et cumulé des poulets appartenant des lots P et lot B

Phase d'élevage	Lot P	Lot B
J1-J11	28,02	27,45
J11-J36	228,93	241,03
J36-J43	89,9	97,85
Total	346,85	366,33

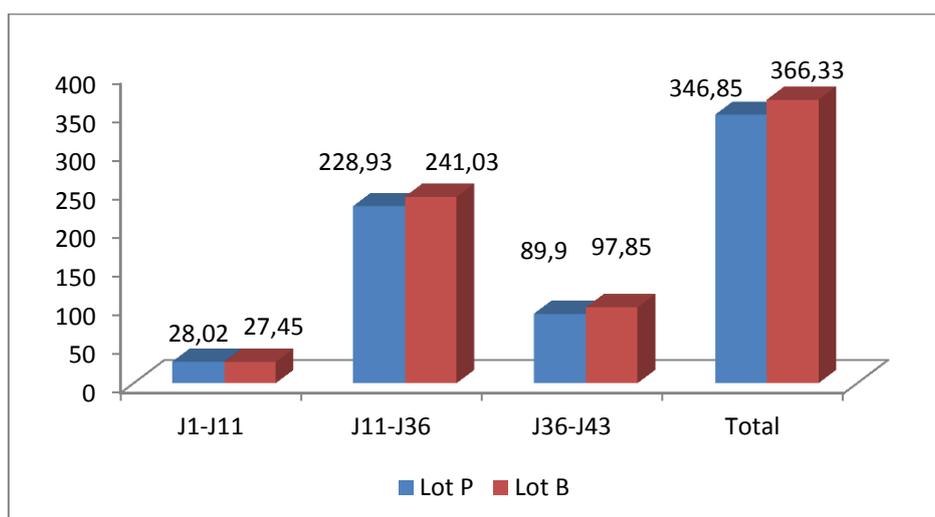


Figure 11: Ingéré alimentaire (kg) au cours de 03 phases d'élevage et cumulé chez les poulets des lots P et B

Nos résultats montrent qu'à part en phase de démarrage (le lot P a consommé une quantité d'aliment plus que le lot B)

- **En phase de démarrage** : les sujets du lot P ont consommé plus que ceux du lot B (28.02 Kg contre 27,45 Kg).

- **En phases de croissance et de finition** : l'ingéré alimentaire cumulé du lot B est supérieur à celui du lot P, c'est-à-dire que les sujets B ont consommé une quantité d'aliment plus élevée que les sujets P.

Aucune différence significative n'a été enregistrée entre les deux groupes.

IV.1.5. Ingéré alimentaire moyen

L'ingéré alimentaire moyen a été calculé pendant toutes les phases d'élevage ainsi que son cumulé (de J1 à J43). Les résultats sont consignés dans le tableau 6 et illustrés dans la figure 12.

Tableau 6: Ingéré alimentaire moyen par phase d'élevage et cumulé des poulets des lots P et B

Phase	Lot P	Lot B
J1-J11	0,29	0,29
J11-J36	2,46	2,62
J36-J43	0,97	1,07
Total	3,73	3,98

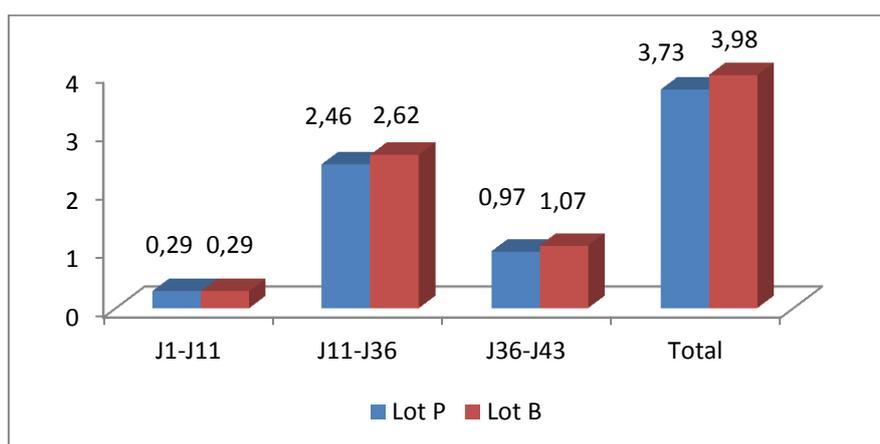


Figure 12: Ingéré alimentaire moyen (kg) des 3 phases d'élevage et cumulé chez les poulets des lots P et B.

Nos résultats montrent:

- **En phase de démarrage** : l'ingéré alimentaire moyen est identique dans les lots P et B (0,29 Kg).

- **En phase de croissance et de finition** : l'ingéré alimentaire moyen cumulé du lot B est supérieur à celui du lot P.

La comparaison statistique (test de Mann Whitney) entre les résultats enregistrés révèle un $p = 0.663 > 0.05$. Ce test de comparaison est non significatif entre les deux groupes. L'ingéré alimentaire moyen enregistré pour les deux lots est non significatif.

La nature de la litière ne semble pas avoir une influence significative sur la consommation alimentaire des poulets de chair.

IV.1.6. Indice de consommation

Les indices de consommation ont été calculés à J11, J36 et J43; les résultats sont présentés dans le tableau 7 et illustrés dans la figure 13.

Tableau 7: Indices de consommation des poulets des lots P et B durant les différentes phases d'élevage

Jour	Lot P	Lot B
J11	1,61	1,41
J36	1,55	1,52
J43	0,54	0,55

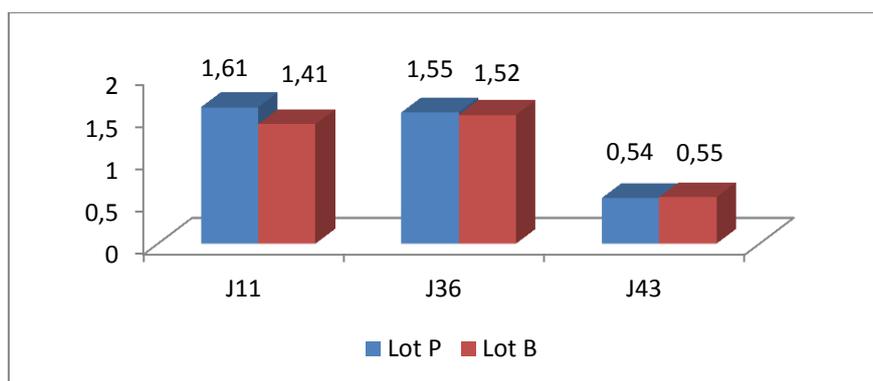


Figure 13: Indices de consommation des poulets des lots P et B durant les différentes phases d'élevage

Nos résultats montrent un indice de consommation du lot P supérieur à celui du lot B à J11 (1,61 contre 1,41) et J36 (1,55 contre 1,41).

Les indices de consommation à J43 du lot P étaient inférieurs à ceux du lot B (0,55 contre 0,54).

Globalement les IC des lots P et B sont similaires. La comparaison des IC entre les deux groupes est non significative ($p = 0,51 > 0,05$). En moyenne, les deux groupes enregistrent un indice de consommation moyen non différent d'une phase à une autre. La nature de la litière n'a pas d'influence sur l'IC du poulet de chair

IV.1.7. Indice de conversion

Les indices de conversion ont été calculés à J11, J36 et J43; les résultats sont présentés dans le tableau 8 et illustrés dans la figure 14.

Tableau 8: Indices de conversion des poulets des lots P et B durant les différentes phases d'élevage

Jour	Lot P	Lot B
J11	2,14	1,85
J36	1,76	1,74
J43	5,01	5,24

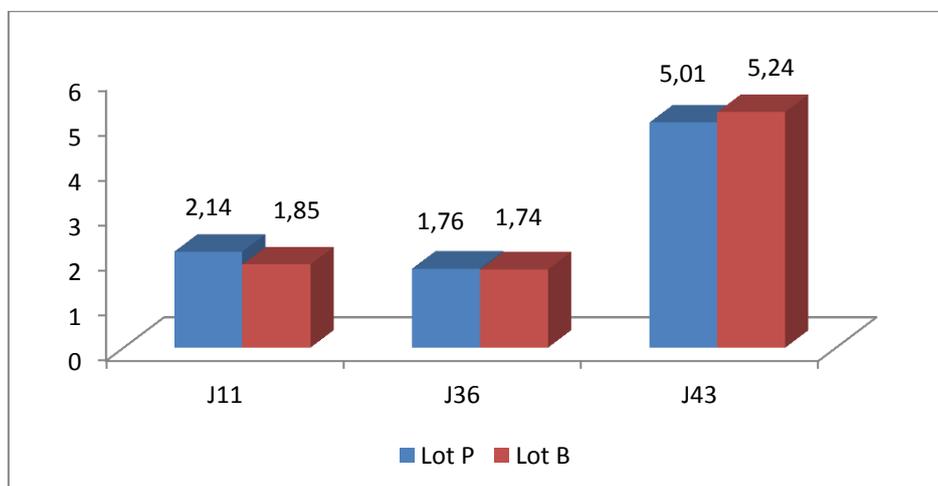


Figure 14: Indices de conversion des poulets des lots P et B durant les différentes phases d'élevage

Nos résultats montrent qu'en période de démarrage et de croissance les indices de conversion du lot B sont inférieurs à ceux du lot P, c'est-à-dire que durant ces deux phases, les indices sont en faveur du lot B (nous avons enregistré des indices de 1,85 et 1,74 chez le lot B contre 2,14 et 1,76 chez le lot P).

Par contre en période de finition, les résultats montrent un indice de 5,24 chez le lot B contre 5,01 chez le lot P. Nous observons qu'à cette période, le lot B a un indice de conversion supérieur à celui du lot P.

La comparaison des indices de conversion enregistrés entre les deux groupes est non significative avec $p = 0,82 > 0,05$

En moyenne, les deux groupes enregistrent un indice de conversion moyen non différent d'une phase à une autre.

IV.2. Mortalité et qualité microbiologique de la litière

IV.2.1. Taux de mortalité

Les résultats sont présentés dans le tableau 9 et illustrés dans la figure 15.

Tableau 9: Taux de mortalité durant toutes les phases d'élevage du lot P et lot B

Phase	lot P	lot B
j1-j11	2,08	2,08
j11-j36	1,04	2,08
j36-j43	1,04	1,04
j1-j43	4,16	5,2

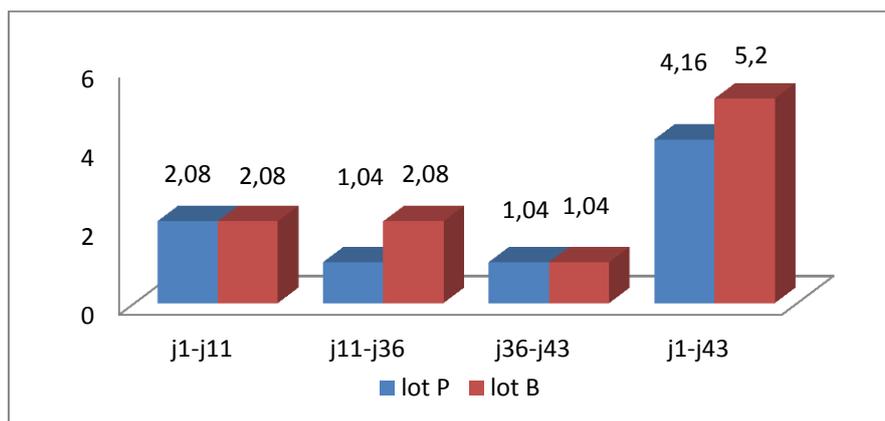


Figure 15: Taux de mortalité durant toutes les phases d'élevage du lot P et lot B

Nos résultats montrent qu'en phase de démarrage et de finition, les mortalités sont identiques dans les deux lots. Par contre en période de croissance, le taux de mortalité était plus élevé dans le lot expérimental (B) rapport au lot témoin (P).

Nous avons enregistré un taux de 2,08 % dans les deux lots en phase de démarrage, et un taux de 1,04% dans les deux lots en phase de finition.

- En phase de croissance ; nous avons enregistré un taux de 1,04% dans le lot P contre un taux de 2,08%.

- Le cumul des mortalités pendant toutes les périodes d'élevage est de 4,16% pour le lot P contre un taux de 5,2%.

Aucune différence significative pour les taux de mortalité moyens enregistrés pour les deux lots avec $p = 0,54 > 0,05$.

Les deux groupes enregistrent un taux de mortalité moyen non différent d'une phase à une autre.

IV.2.2. Recherche et dénombrement des *E.coli*

Nos résultats rapportés dans le tableau 10 et illustrés dans la figure 16 montrent clairement que la charge colibacillaire est différente significativement chez les 2 lots au cours de la phase de croissance $p=0,04 < 0,05$.

En effet, si la charge colibacillaire est similaire à la mise en place dans les 02 lots, on constate une prolifération accélérée à J11 par rapport au lot B.

L'évolution est similaire en phase de croissance puis subit un déclin en phase de finition.

Globalement , il apparaît que la litière à base de paille (lot P) est plus contaminée que la litière à base de copeaux de bois (Lot B).

Tableau 10 : Recherche et dénombrement de *E.coli* (log10UFC/g de litière)
(moyenne \pm erreur-type)

Flores recherchées	<i>E.coli</i>		
	Lot P	Lot B	<i>p</i> valeur
J1	5,30 \pm 3,64	5,81 \pm 3,77	0,211
J11	7,87 \pm 4,51	6,72 \pm 3,70	0,04
J36	8 ,25 \pm 4,63	8,16 \pm 4,08	0,501
J43	6,36 \pm 3,68	5,80 \pm 3,39	0,275

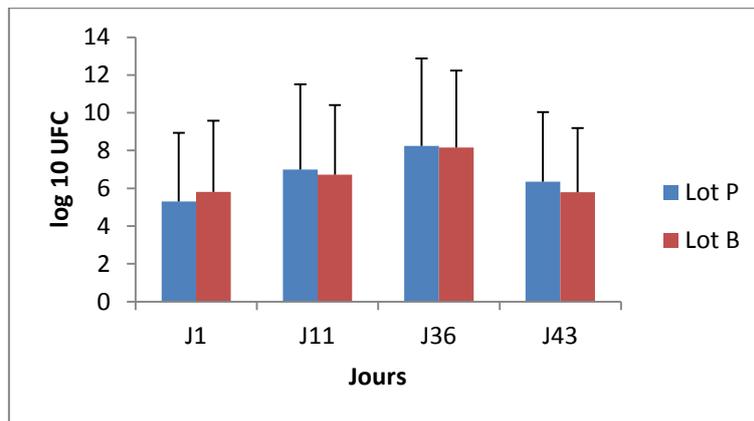


Figure 16: Recherche et dénombrement des E.coli (UFC/g de litière)
(Moyenne \pm erreur-type)

IV.2.3. Recherche et dénombrement des clostridies

Les résultats du dénombrement des clostridies rapportés dans le tableau 11 et illustrés dans la figure 17 montrent qu'aucune différence significative n'a été enregistrée pour la charge moyenne en clostridies des deux lots pour les différentes phases d'élevage.

Tableau 11: Recherche et dénombrement des clostridies (UFC/g de litière)
(moyenne \pm erreur-type)

Flore recherchée	Clostridies	
	Lot P	Lot B
Lots		
J1	4,67 \pm 3,39	4,67 \pm 3,39
J11	4,96 \pm 0,00	4,83 \pm 3,27
J36	5,52 \pm 3,09	5,53 \pm 3,29
J43	6,09 \pm 3,18	5,94 \pm 2,97

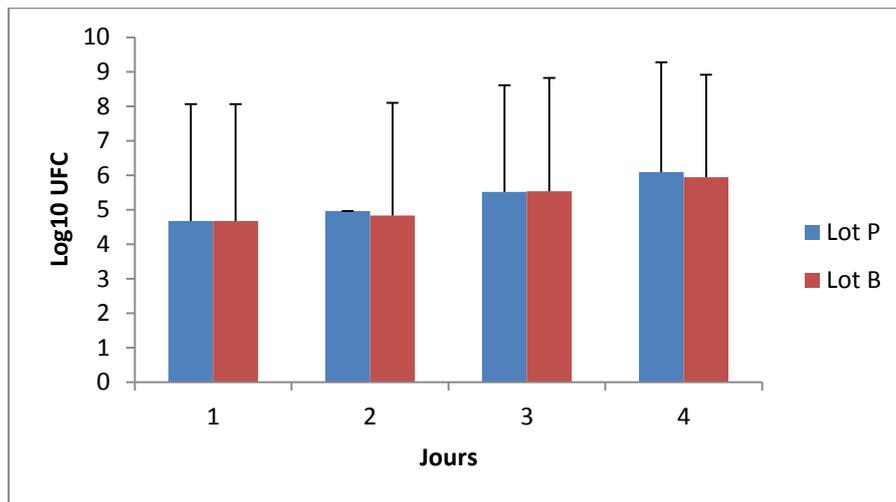


Figure 17: Recherche et dénombrement des clostridies (log10UFC/g de litière)
(moyenne \pm écart-type)

Discussion

I.L'influence de la nature de la litière sur la consommation

Bien que les différences observées ne soient pas significatives, sur toute la période d'essai, les oiseaux élevés sur litière à base de copeaux de bois, ont consommé plus d'aliment que ceux élevés sur litière à base de paille.

Plusieurs facteurs, tels que le génotype des oiseaux, la présentation de l'aliment et le stress, peuvent influencer la consommation alimentaire des poulets de chair. En effet, **NDIAYE (1995)** a montré que la souche Jupiter a une consommation plus élevée que les autres génotypes et **ENEDE (2005)** a obtenu une consommation plus élevée avec un aliment présenté en granulé qu'avec un aliment présenté en farine grossière. De même, **TANKO (1995)** a observé une diminution significative de la consommation alimentaire liée au stress en transportant des poulets de chair en croissance-finition d'un bâtiment à l'autre.

2. L'influence de la nature de la litière sur l'évolution pondérale

Durant toute notre période d'étude, nous avons constaté que les poulets du lot B étaient plus lourds que ceux du lot P.

Cette différence peut se justifier par les meilleurs paramètres microbiologiques enregistrés au niveau de la litière à base de copeau de bois.

3. L'influence de la nature de la litière sur le gain moyen quotidien

Dès la première phase d'élevage, nous avons constaté que le GMQ des poulets élevés sur la litière à base de copeaux de bois est plus élevé, comparé à celui des oiseaux du lot paillé. Cette différence de gain de poids sera maintenue jusqu'à la fin de l'essai. Ces résultats sont peut être dus aux meilleurs confort fournis aux oiseaux par le copeau de bois durant l'essai expérimental.

En effet, selon **KOLB (1975)** et **SANOFI SANTE ANIMALE (1996)**, la température et le taux d'humidité qui règnent dans la litière à base de copeaux de bois, sont plus favorables à la croissance chez le poulet que ceux observés au niveau des autres litières.

C'est probablement la relation entre ambiance d'élevage, consommation alimentaire et GMQ avancée par ces auteurs, qui expliquerait le meilleur GMQC de nos poulets élevés sur litière à base de copeaux de bois par rapport à ceux de **NDIAYE (2010)**.

4. L'influence de la nature de la litière sur l'indice de consommation

L'indice de consommation obtenu sur la période d'élevage a été légèrement élevé chez les poulets élevés sur la litière à base de paille, comparé à celui des poulets du lot B mais sans différence significative. Le type de litière n'a donc pas impacté sur l'IC.

Nos résultats sont comparables à ceux de **FAYE (2011)** et **AYENI *et al.*, (2018)** qui ont travaillé respectivement sur des poulets de chair Cobb500 et Arbor acres.

5. L'influence de la nature de la litière sur la mortalité

Sur toute la période de l'essai, le taux de mortalité global est de 4,16% pour le lot P et de 5,2% pour le lot B, ce dernier est supérieur au taux ordinaire qui est de 5% rapporté par **PARENT *et al.*, (1989)**.

La forte mortalité observée dans le lot B (2,08%) durant la phase de croissance pourrait être due à la mauvaise ambiance (température, humidité, taux d'ammoniac) régnant dans la litière sur laquelle les poulets ont été élevés. Cette argumentation s'accorde avec celle d'**ITAVI (1997a)** selon laquelle, une forte teneur en ammoniac peut avoir une influence directe sur la santé des animaux. Or la production de ce gaz est promue par une humidité excessive de la litière.

L'apparition de diarrhées a incité la vétérinaire chargé du suivi sanitaire à prescrire un anti diarrhéique. Une régression du taux de mortalité a été enregistrée au niveau du même lot. Le rapport de l'autopsie est en faveur de cas d'entérites nécrotiques.

6. Performances de croissance et qualité de la litière

Globalement, nos résultats font apparaître que les meilleures performances de croissance, sont enregistrées chez les poulets élevés sur litière à base de copeaux de bois, suivis des poulets élevés sur litière à base de paille.

Selon **CARRE *et al* (1995)**., dans la litière, l'azote organique des déjections des volailles subit plusieurs transformations ; en zone superficielle, il se transforme en azote ammoniacal, puis en ammoniac gazeux. Une litière sèche dégage peu d'ammoniac gazeux, mais peut contenir beaucoup d'azote ammoniacal ; la quantité d'ammoniac produite augmente si la surface de contact air-eau augmente (humidité) et diminue quand l'azote ammoniacal est transformé en nitrate (NO₃) et en azote organique microbienne.

Selon ces mêmes auteurs, la litière reçoit en permanence des bactéries issues de la flore

intestinale des volailles, s'ajoutant à celle de l'environnement ; celles dites aérobies se développent dans une litière de qualité ; par ailleurs elles comportent moins de risques pour la volaille et permettent, par les produits de leur activité métabolique (chaleur, déchets organiques), de maintenir la litière dans un état favorable à son bon fonctionnement. Par contre les bactéries anaérobies potentiellement pathogènes pour les volailles, et qui se développent dans une litière humide, sont à l'origine des produits métaboliques qui concourent à altérer la qualité de la litière.

L'analyse microbiologique des 2 types de litière que nous avons effectué en fin d'élevage, montre que c'est la litière à base de copeaux de bois qui présente les meilleurs critères d'une litière de bonne qualité (faibles teneurs en UFC *E.coli* et en bactéries anaérobies), alors que la litière à base de paille contient beaucoup de bactéries anaérobies par rapport aux bactéries aérobies.

En tenant compte de la microbiologie des litières, on peut donc dire que les performances de croissance du poulet de chair sont liées à ces paramètres de la litière. Ces résultats corroborent ceux d'autres auteurs (**CASTELLO, 1990, CARRE *et al.*, 1995**) qui ont établi une relation entre la qualité de la litière et les performances zootechniques des volailles. Selon ces mêmes auteurs, le contact permanent des pattes et des corps avec la litière est également source de lésions, autant de facteurs qui peuvent avoir une influence négative sur les performances des poulets.

Conclusion

Parmi les conditions d'élevage desquelles dépend une optimisation des productions avicoles, figure la qualité de la litière.

En effet, en aviculture moderne, les espèces avicoles sont élevées sur des litières qui subissent, au cours de l'élevage, des modifications physico-chimiques et microbiologiques dont l'orientation peut être défavorable aux performances de production des poulets.

Il apparaît dès lors qu'une des voies d'amélioration des productions avicoles, passe par des recherches sur les types de litière qui garantiraient les meilleures performances zootechniques et une plus grande rentabilité en aviculture.

L'objectif général de notre travail a été d'évaluer les performances de croissance du poulet de chair de souche Arbor acres+ en fonction de la nature du substrat utilisé comme litière.

Pour atteindre cet objectif, nous avons mené une étude expérimentale au niveau l'ITELV (Baba-Ali) au cours de laquelle, nous avons examiné l'impact de la nature de la litière sur les performances de croissances du poulet de chair, en utilisant le copeau de bois (Lot B) et la paille (Lot P).

Dans nos conditions expérimentales, les résultats obtenus sont en faveur d'une relation entre la qualité de la litière et les performances zootechniques du poulet de chair.

Au terme de la période d'élevage, on a constaté que la nature de la litière a une influence sur la croissance, les poulets élevés sur la litière à base de copeau de bois ayant la meilleure évolution pondérale. Toute fois, il n'y'a pas eu d'effet significatif sur le niveau d'ingestion, le poids vif et l'indice de consommation. Les mortalités enregistrées au cours de la phase de croissance seraient imputées à un épisode d'entérites.

La qualité bactériologique de la litière semble être en faveur du copeau de bois qui présente une faible charge bactérienne d'*E.coli* et de germes sulfitoréducteurs contrairement à celle de la paille.

Globalement, il ressort de nos résultats que, les meilleures performances de croissance sont obtenues avec les poulets élevés sur litière dont le substrat est le copeau de bois, suivi des poulets élevés sur litière à base de paille.

Ce travail nous permet de conclure sur les perspectives intéressantes apportées par le contrôle microbiologique de la litière pour répondre aux exigences de protection de l'environnement et du bien être animal , par la réduction pour les animaux des risques de contamination liés à la forte concentration en entérobactéries des litières non traitées ainsi que par les microorganismes potentiellement pathogènes présents dans ces milieux.

Enfin , Il nous semble important de mener des recherches sur différentes combinaisons de substrats disponibles localement dans la perspective d'offrir aux aviculteurs différentes alternatives en matière de litières qui garantiraient par ailleurs une meilleure rentabilité.

Références Bibliographiques

Références bibliographiques

ALAIN DELEBECQ., JOANNIE LEROYER., STANISLAS LUBAC., AUDE COULOMBEL., 2009 : Produire du poulet de chair en agriculture biologique. ITAB, p19.

ALLOUI. N, 2006 Cours zootechnie aviaire, université - El hadj 1-, Lakhdar- Batna Département de vétérinaire, 60 p

BELLAOUI G., 1990. Réflexion sur la situation de l'élevage avicole type chair dans la wilaya de Tindouf perspectives de développement. Mém.d'ing.agro. INFSAS, Ouargla. P 3

BERNHART M, FASINA OO. (2009) Moisture effect on the storage, handling and flow properties of poultry litter.Waste Management.P1392-1398.

BROEIERIJ DAVID., 2010 : Poulet de chair manuel de gestion. Ross An Aviagen Brand, p 108.

CARRE B., DEMONREDON F., MELCLON J.P.et GOMEZ J , 1995. Qualité de la litière en aviculture. Aliments et caractéristiques physiques des excréta. *INRA Prod. Anim.*, **8(5)** : 331-334.

CASTELLO A.J., 1990 .Optimisation de l'environnement des poulets de chair dans les conditions climatique de l'Espagne. *L'aviculture en Méditerranée, Options méditerranéennes* (Sér. A/n°7) :139-151..

ENEDE F.P., 2005. L'influence de la nature physique de l'aliment sur les performances du poulet de chair en milieu tropical sec. *Thèse : Méd. Vét. : Dakar ; 22*

FELLAH TRADE.,2008: Elevage de poulet de chair. https://www.fellahtrade.com/ressources/pdf/Elevage_poulet_chair.

FERNANDEZ et RUIZ MATAS., 2003. Technicien en Elevage. France. p 391.

GRAHAM JP, PRICE LB, EVANS SL, GRACZYK TK, SILBERGELD EK., 2009b :Antibiotic resistant enterococci and staphylococci isolated from flies collected near confined poultry feeding operations. *Science of The Total Environment*. p2701-2710.

GUERIN JEAN-LUC., BALLOY DOMINIQUE., VILLATE DIDIER., 2011 : Maladies des volailles. 3ème édition. France agricole. p 576.

GUIDE D'ÉLEVAGE DU POULET DE CHAIR COBB ., édition 2008.p4-8.Cobb – vantress.com.

GUIGNEBERT E. et PENAUD J., 2005 .Intérêt d'un traitement biologique des litières de volaille par apport d'un additive microbien en présence des animaux 122-125p : 6eme journées de la recherche avicole, St Malo, 30 -31 mars 2005.

GUPTA G, BHASKARAN H, KANANEN G, OKOH J., 2004 : Biodegradation of 2,4-dinitrotoluene using poultry litter leachate. *Journal of Hazardous Materials*.P137-140.

I.T.A, 1973. Institut de Technologie Agricole. Aviculture 3, conditions d'ambiance et D'habitats moyens techniques de leur maîtrise équipements d'une unité avicole, 44. P

ITAVI. (1997a) Les litières. *Sciences et Techniques Avicoles, Hors-Série* Septembre 1997, 43-47.

ITAVI., 2009 : Guide d'élevage aviculture fermière – quelques repères pour les éleveurs professionnels commercialisant en circuits courts.

JACQUET M., 2007 : Guide pour l'installation en production avicole. 2ème partie. La production de poulets de qualité différenciée : mise en place et résultats. [en-ligne] Gembloux (Belgique) : FACW. [<http://www.facw.be/dossierstechniques/guide-l-installation-2-me-partie.pdf>] (Consulté le 22 Décembre 2009).

KELLEHER BP, LEAHY JJ, HENIHAN AM, O'DWYER TF, SUTTON D, LEAHY MJ. (2002) Advances in poultry litter disposal technology – a review. *Bioresource Technology*, 27-36.

LAOUER H., 1987.Analyse des pertes du poulet de chair au centre avicole de Tazoult Mémoire ingénieur, INESA, Batna. p105.

LAOUER. H, 1981 Analyse des pertes du poulet de chair au centre avicole de Tazoult4 Mémoire ingénieur. Production animale .INESA Batna ,p105

LIECHTY HO, BLAZIER MA, WIGHT JP, GASTON LA, RICHARDSON JD, FICKLIN RL. (2009) Assessment of repeated application of poultry litter on phosphorus and nitrogen dynamics in loblolly pine: Implications for water quality. *Forest Ecology and Management*.P2294-2303.

LU J, SANCHEZ S, HOFACRE C, MAURER JJ, HARMON BG, LEE MD., 2003 : Evaluation of broiler litter with reference to the microbial composition as assessed by using 16S rRNA and functional gene markers. *Applied and Environmental Microbiology*.P901-908.

NANDI S, MAURER JJ, HOFACRE C, SUMMERS AO., 2004 : Gram-positive bacteria are a major reservoir of Class 1 antibiotic resistance integrons in poultry litter. P7118-7122.

NDIAYE M., 2010. Influence de la qualité de l'eau dans les élevages avicoles de la région périurbaine de Dakar, sur les performances de croissance du poulet de chair. These :Méd. Vét..Dakar ; 24

OLSSON IAS, KEELING LJ. (2005) Why in earth? Dustbathing behaviour in jungle and domestic fowl reviewed from a Tinbergian and animal welfare perspective. *Applied Animal Behaviour Science*.P258-282.

OMEIRA N, BARBOUR EK, NEHME PA, HAMADEH SK, ZURAYK R, BASHOUR I., 2006 : Microbiological and chemical properties of litter from different chicken types and production systems. *Science of The Total Environment*. p156-162.

PARENT R., BULDGEN A., STEYEART P. et LE GRAND D.,1989.Guide pratique d'aviculture moderne en climat Sahélo-soudanien del'Afrique de l'ouest. Dakar : EISMV ; Thiès : INDR.- 85p

REFRÉGIER-PETTON J, ROSE N, DENIS M, SALVAT G., 2001 : Risk factors for *Campylobacter spp.* Contamination in French broiler-chicken flocks at the end of the rearing period. Preventive Veterinary Medicine.p89-100.

ROSE N, BEAUDREAU F, DROUIN P, TOUX JY, V. COLIN RP., 1999 : Risk factors for *Salmonella enterica subsp. enterica* contamination in French broiler-chicken flocks at the end of the rearing period. Preventive Veterinary Medicine.p265-277.

SILOAM SPRING., 2011 : Guide d'élevage du poulet de chair Cobb. p 65. <http://www.Cobb-vantress.com//>

SURDEAU PH. et HENAFF R., 1979. la production du poulet. Ed J.- B.BAILLIERE

TANKO S., 1995. Influence du niveau d'apport en phosphore ferro-alumino-calcique (poly fos) sur les performances de croissance du poulet de chair en milieux sahélien. Thèse : Méd. Vét. : Dakar ; 8.

ZEGHINA E., 1989. Analyse Technico – Economique de la production de poulet de chair dans la wilaya de Batna. p 24. 355p

Annexe

❖ Verreries et appareillage (Laboratoire de Microbiologie)

Pince
Autoclave.
Etuve à 37°C.
Etuve à 44°C.
Bain marie pour la liquéfaction des milieux et surfusion.
Le four Pasteur pour la stérilisation du matériel.
Agitateur.
Bec benzène.
Micropipette.
Balance de précision pour la pesée.
Pots stériles.
Pipettes Pasteur stériles.
Anse de platine.
Ecouillons stériles.
Boîtes de Pétri.
Tubes à essai stériles.

❖ Composition des principaux milieux de cultures utilisés

• Bouillon Tryptone (TSE)

Composition	
NACL	9g
Eau distillée	1000ml
Tryptone	1g

• Gélose VRBL

Composition

Peptone de viande	7,0
Extrait de levure	3,0
Lactose	10,0
Sels biliaires.....	1,5
Chlorure de sodium	5,0
Rouge neutre	0,030
Cristal violet.....	0,002
Agar agar.....	12,0
pH à 25°C	7,4 ± 0,2.

- **Milieu EMB**

Composition	
Peptone	10g
Lactose	10g
Monohydrogénophate de potassium	2g
Eosine	0,4g
Bleu de méthylène	0,0625
Agar-agar	12 à 18g
Eau	1000ml

- **Milieu Urée-Indole**

Composition

L-tryptophane.....	3g/l
Phosphate dipotassique.....	1g/l
Phosphate monopotassique.....	1g/l
NaCL.....	5g/l
Urée.....	20g/l
Rouge de phénol à 1%	2,4g/l
Alcool à 95%.....	10ml
Eau distillée.....	1L
Ph.....	6,7

- **Milieu Klieger- Hajna**

Composition	
Extrait de viande de bœuf	3g/l
Extrait de levure	3g/l
Peptone	20g/l
NaCl	5g/l
Citrate ferrique	0,3g/l
Thiosulfate de sodium	0,3g/l
Lactose	10g/l
Glucose	1g/l
Rouge de phénol	0,05g/l
agar	12g/l

Résumé

L'étude menée a pour objectif d'évaluer les performances de croissance du poulet de chair de souche Arbor acres+ en fonction de la nature du substrat utilisé comme litière.

L'essai a porté sur 192 sujets répartis de manière aléatoire en 2 groupes de traitement P et B comportant chacun 03 répétitions de 32 sujets. A la fin de chaque phase d'élevage, les données relatives à la consommation, le taux de mortalité, le gain de poids vif, l'indice de consommation et la mortalité ont été enregistrées.

Dans nos conditions expérimentales, on a constaté que la nature de la litière a une influence sur la croissance ; les poulets élevés sur la litière à base de copeau de bois ayant la meilleure évolution pondérale. Toute fois, il n'y'a pas eu d'effet significatif sur le niveau d'ingestion, le poids vif et l'indice de consommation. La qualité bactériologique de la litière semble être en faveur du copeau de bois qui présente une faible charge bactérienne d'*E.coli* et de clostridies contrairement à celle de la paille.

Mots clés : Litière, poulet de chair, performances zootechniques, *E.coli*, clostridies

Summary

The objective of the study is to evaluate the growth performance of Arbor acres + broiler chicken depending on the nature of the substrate used as litter.

The trial involved 192 randomly assigned subjects in 2 treatment groups P and B, each with 03 replicates of 32 subjects. At the end of each rearing phase, data on consumption, mortality rate, live weight gain, consumption index and mortality were recorded.

In our experimental conditions, it has been found that the nature of litter has an influence on growth; chickens reared on litter made from wood chips with the best weight evolution. However, there was no significant effect on intake level, body weight and consumption index. The bacteriological quality of the litter seems to be in favor of the wood chip which has a low bacterial load of *E. coli* and clostridia, unlike that of straw.

Key words: Litter, broiler, zootechnical performance, *E.coli*, clostridia

ملخص

الغرض من هذه الدراسة هو تقييم نمو الدجاج اللحم على أساس طبيعة الركيزة المستخدمة في الأرضية.

شملت التجربة 192 صوصا موزعة بصفة عشوائية على مجموعتين: الأولى أرضيتها من التبن و الثانية أرضيتها مكونة

من النجارة , ولكل منهما ثلاث تكرارات تضم 32 صوصا .وفي نهاية كل مرحلة التربية تم تسجيل بيانات الاستهلاك

ومعدل الوفيات و زيادة الوزن ومؤشر الاستهلاك و الوفيات .

وفي شروطنا التجريبية تبين ان طبيعة الأرضية لها تأثير على النمو, فالنجارة ساهمت في نمو الدجاج أفضل من التبن .

ومع ذلك لم يكن هناك تأثير كبير على مستوى الإستهلاك , وزن الجسم , ومؤشر الإستهلاك . و تبين لنا أن نسبة البكتيريا

(القولونية و الكلوستريديا) في النجارة منخفضة مقارنة بالتبن

كلمات مفتاحية: أرضية, دجاج لاحم, مؤشرات النمو, بكتيريا قولونية و كلوستريديا