

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE

MINISTRE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA
RECHERCHE SCIENTIFIQUE



UNIVERSITE BATNA 1-BATNA-
INSTITUT DES SCIENCES VETERINAIRES
ET DES SCIENCES AGRONOMIQUES



THÈSE

Pour l'obtention du diplôme de

DOCTORAT A SCIENCES

Filière

Sciences vétérinaires

Option

Histologie et histopathologie des animaux domestiques

Présentée par

BOUSSOUAR Hadjira

THÈME

**Influence du mode d'élevage sur la microarchitecture osseuse
du poulet de chair**

COMPOSITION DU JURY

Président : AISSI Adel

Professeur - Univ. Batna 1

Examineur : ADILI Nezar

MCA - Univ. Batna 1

Examinatrice : HOUSSOU Hind

MCA - Univ. Souk Ahras

Examineur : BERGHICHE Amine

MCA - Univ. Souk Ahras

Rapporteur : KHENENOU Tarek

Professeur - Univ. Souk Ahras

Co-rapporteur : BENNOUNE Omar

Professeur - Univ. Batna 1

ANNÉE UNIVERSITAIRE : 2023/2024

DÉDICACE

Je dédie ce modeste travail :

*A l'âme de ma mère(رحمها الله) qui m'a donné durant toute sa vie, l'amour, le soutien,
et la joie que dieu lui accorde sa grâce et sa miséricorde.*

*A mon père. A qui ce travail vous est particulièrement dédié. Je ne saurais vous
exprimer toute ma reconnaissance pour vos sacrifices. Que dieu vous protège et vous
offre une longue vie.*

A mon cher mari le docteur vétérinaire MOKRANI Anis,

A mon cœur (mon petit-fils) Ahmed Chihab Eddine,

A mes frères et mes sœurs,

A tous mes chers ami(e)s, et mes collègues,

A tous ceux que j'aime,

A tous ceux qui m'aiment.

HADJIRA

REMERCIEMENTS

*Tout d'abord je remercie le **DIEU** « **ALLAH** » tout puissant pour la volonté, la santé et la patience qu'il nous a donné pour mener à bien ce mémoire.*

*Je tiens à exprimer mes plus vifs remerciements à mon directeur de mémoire, le Professeur **KHENENOU Tarek** pour son encadrement, ses encouragements et de nous avoir soigneusement guidé et dirigé tout au long de la réalisation de ce modeste travail et je remercie également mon co-directeur le Professeur **BENNOUNE Omar**.*

*Un remerciement particulier aux membres de jury : Monsieur, le Professeur **AISSI Adel** pour avoir accepté de présider mon jury de thèse ainsi que le Dr. **ADILI Nezar**, le Dr. **HOUSSOU Hind**, et le Dr. **BERGHICHE Amine**.*

*Je tiens à remercier vivement le Dr. **LAMRAOUI Ramzi** et le Professeur **ALLOUI Nadir** pour leur aide qu'il m'a procuré.*

*Je tiens à remercier également le Dr. **RAHMOUN Djallal Eddine** pour son aide dans la réalisation des analyses statistiques.*

*Je tiens à remercier infiniment madame, **KADRINE Naima** pour son aide dans la réalisation des coupes histologiques et aussi **KAHOUL Mohamed Amine**.*

LISTE DES SYMBOLES & ABREVIATIONS

% : pour cent.

µl : microlitre.

µm : micromètre.

°C : degré Celsius.

Ca : calcium.

cm : centimètre.

CO₂ : dioxyde de carbone.

g : gramme.

h : heure.

H&E : coloration hématoxyline éosine.

Kg : kilogramme.

MEC : matrice extracellulaire.

mg : milligramme.

min : minute.

MS : matière sèche.

O₂ : oxygène.

OTC : oxytétracycline.

pg/ml : picogramme par millilitre.

ppm : partie par million.

sec : seconde.

X : grossissement.

TABLE DES MATIÈRES

Dédicace	I
Remerciements.....	II
Liste des symboles & abréviations	III
Table des matières	IV
Tables des illustrations	IX
Liste des figures.....	IX
Liste des tableaux	XI
Introduction	2
Chapitre 1: Étude bibliographique.....	6
1 Bâtiment d'élevage et les facteurs d'ambiance d'élevage du poulet de chair	6
1.1 Bâtiment d'élevage avicole	6
1.1.1 Implantation et conception du bâtiment	6
1.1.1.1 Site d'implantation	6
1.1.2 Orientation et conception du bâtiment.....	6
1.2 Facteurs d'ambiance	7
1.2.1 Litière.....	7
1.2.2 Éclairage	7
1.2.3 Température.....	8
1.2.4 Ventilation	12
1.2.4.1 Ventilation statique (naturelle)	12
1.2.4.2 Ventilation dynamique (mécanique)	13
1.2.4.3 Ventilation hybride (mixte)	14
1.3 Hygiène et prophylaxie.....	14
1.3.1 Prophylaxie sanitaire	14
1.3.1.1 Nettoyage et désinfection	14
1.3.1.2 Vide sanitaire.....	15
1.3.2 Prophylaxie médicale	15
1.3.2.1 Vaccination.....	15
1.3.2.1.1 Mode d'administration du vaccin.....	16
1.4 Alimentation et abreuvement.....	17
1.4.1 Systèmes d'alimentation.....	18

1.4.1.1 Système automatique à assiettes	18
1.4.1.2 Chaîne plate automatique	19
1.4.1.3 Silos d'aliments	19
1.4.2 Systèmes d'abreuvement	19
1.4.2.1 Système des gouttières.....	19
1.4.2.2 Abreuvoirs ronds à cloche	20
1.4.2.3 Système à pipettes	21
1.4.2.4 Godets ou coupelles.....	21
1.4.3 Composition d'aliment	22
1.4.4 Conservation d'aliment.....	23
2 Etude du tissu osseux.....	24
2.1 Histologie osseuse	24
2.1.1 Définition.....	24
2.1.2 Composants de l'os.....	24
2.1.2.1 Cellules osseuses	25
2.1.2.1.1 Cellules ostéoprogénitrices.....	25
2.1.2.1.2 Ostéoblastes	25
2.1.2.1.3 Ostéocytes.....	26
2.1.2.1.4 Ostéoclastes	27
2.1.2.2 Matrice extra cellulaire	29
2.1.2.2.1 Matrice inorganique.....	29
2.1.2.2.2 Matrice organique.....	30
2.1.2.3 Périoste et endoste	30
2.1.3 Classification du tissu osseux	31
2.1.3.1 Tissu osseux non lamellaire (primaire).....	31
2.1.3.2 Tissu osseux lamellaire (secondaire).....	31
2.1.3.2.1 Tissu osseux lamellaire haversien (compact)	32
2.1.3.2.1.1 Systèmes fondamentaux	33
2.1.3.2.1.2 Systèmes de Havers	34
2.1.3.2.2 Tissu osseux lamellaire non haversien (trabéculaire).....	35
2.2 Physiologie osseuse	36
2.2.1 Formation de l'os (ostéogénèse).....	36
2.2.1.1 Ossification intramembraneuse	37
2.2.1.2 Ossification endochondrale	39

Chapitre 2: Matériel et méthodes.....	44
1 Objectif.....	44
2 Site et période de l'étude.....	44
2.1 Site de l'étude.....	44
2.2 Période de l'étude.....	45
3 Échantillonnage.....	45
4 Conduite d'élevage.....	45
4.1 Bâtiment d'élevage.....	45
4.1.1 Caractéristiques.....	45
4.1.2 Préparation du bâtiment d'élevage.....	46
4.1.3 Éclairage et ambiance du bâtiment.....	46
4.2 Arrivée et mise en place des poussins.....	48
4.3 Alimentation et abreuvement.....	48
4.4 Conduite sanitaire et prophylactique.....	49
5 Matériel d'élevage et de laboratoire.....	51
5.1 Matériel d'élevage.....	51
5.2 Matériel de laboratoire.....	52
6 Constitution des lots de poulet.....	52
7 Paramètres étudiés.....	54
7.1 Paramètres zootechniques.....	54
7.1.1 Performances de croissance.....	54
7.1.1.1 Poids vif moyen.....	54
7.1.1.2 Gain moyen quotidien (GMQ).....	55
7.1.1.3 Prélèvement et mesure de la longueur du fémur.....	55
7.1.1.4 Qualité de l'os du fémoral (Indice de Seedor).....	55
7.2 Paramètres biochimiques.....	55
7.2.1 Mesure de la calcémie.....	56
7.2.1.1 Prélèvement du sang.....	56
7.2.1.2 Dosage de la calcémie.....	56
7.2.2 Poids sec et minéralisation.....	56
7.2.2.1 Détermination de la matière sèche et de la teneur en eau.....	57
7.2.2.2 Calcination sèche (méthode de dosage des cendres).....	58
8 Traitement histologique et observation microscopique.....	59
8.1 Réalisation des coupes histologiques.....	59

8.1.1	Fixation de l'os	59
8.1.2	Décalcification.....	60
8.1.3	Inclusion par l'automate	61
8.1.3.1	Déshydratation.....	61
8.1.3.2	Éclaircissement (clarification).....	62
8.1.3.3	Imprégnation en paraffine	62
8.1.4	Mise en blocs	63
8.1.5	Coupes au microtome (coupe et étalement).....	63
8.1.6	Coloration des lames	64
8.1.6.1	Principe de la coloration Hématoxyline-Eosine (H&E).....	64
8.1.6.2	Méthode de la coloration des lames	64
8.1.7	Montage des lames	65
8.2	Observation microscopique des lames	66
9	Réalisation des mesures.....	67
9.1	Mesures métriques et pondérales.....	67
9.1.1	Mesures métriques	67
9.1.2	Mesures pondérales	67
9.2	Mesures biochimiques	67
9.3	Mesures histomorphométriques.....	67
9.3.1	Mesures linéaires	68
9.3.2	Mesures de surface	68
10	Analyses statistiques des données expérimentales	69
Chapitre 3 : Résultats et discussion		71
1	Anomalies macroscopiques (score lésionnel).....	71
2	Mesures métriques et pondérales.....	72
2.1	Taux de mortalité.....	72
2.2	Poids corporel moyen et gain de poids	73
2.3	Dimensions osseuses	76
2.3.1	Poids et matière minérale osseuse	76
2.3.1.1	Poids du fémur.....	76
2.3.1.2	Matière minérale (cendres).....	78
2.3.1.2.1	Poids et pourcentage en cendres osseuses	78
2.3.2	Longueur et diamètres osseux	80
3	Mesures biochimiques	83

3.1 Calcium sanguin	83
4 Mesures histomorphométriques.....	84
4.1 Mesures histomorphométriques sur la diaphyse.....	84
4.2 Mesures histomorphométriques sur l'épiphyse	88
Conclusion	93
Références bibliographiques.....	95
Publication.....	119

TABLE DES ILLUSTRATIONS

LISTE DES FIGURES

Figure 1: Conception d'un bâtiment d'élevage	6
Figure 2: Distribution des poussins sous les éleveuses	10
Figure 3: Exemple de ventilation naturelle.....	13
Figure 4: Exemple de ventilation mécanique	13
Figure 5: Hauteur correcte des mangeoires	19
Figure 6: Système des gouttières	20
Figure 7: Abreuvoirs ronds à cloche.....	20
Figure 8: Hauteur correcte d'un abreuvoir à pipettes adapté à l'âge de l'oiseau	21
Figure 9: A/ Coupelles groupées ou en bloc, B/Coupelles groupées avec collerette	21
Figure 10: A/ Ossification intra membranaire (X540), B/ Prévalence de la lacune des ostéocytes en forme de fuseau dans la section histologique transversale du plateau du sternum de poulet (H&E).	26
Figure 11: Quelques caractéristiques de la structure osseuse dans une coupe longitudinale à travers une extrémité d'un os long	30
Figure 12: Os compact (humérus décalcifié du poulet).....	33
Figure 13: Os compact (section longitudinale).....	34
Figure 14: Structure de l'os compact(X400)	34
Figure 15: Os trabéculaire (H&E, X50)	35
Figure 16: Dynamique des sutures crâniennes	38
Figure 17: Ostéogénèse membranaire-os pariétal (H&E, X90).....	39
Figure 18: Développement de l'os endochondral.	40
Figure 19: Formation de l'os endochondral (X14).....	41

Figure 20: Carte géographique de localisation de la zone d'étude	44
Figure 21: Bâtiment d'élevage (vue extérieur et intérieur)	46
Figure 22: Litière en copeaux de sciure de bois et de la paille hachée.....	47
Figure 23: Eleveuse à gaz de butane	48
Figure 24: Ustensiles d'alimentation et d'abreuvement	51
Figure 25: Mise en lot des poussins.....	53
Figure 26: Pesée des poulets.....	54
Figure 27: Autoclave de marque Sanoclav	56
Figure 28: Balance analytique de précision.....	57
Figure 29: Etuve utilisée pour la dessiccation des échantillons	58
Figure 30: Four à moufle	58
Figure 31: A/ Diaphyse coupée transversalement, B/ Epiphyse coupée longitudinalement ...	61
Figure 32: Protocole de la coloration H&E adapté du protocole de Prophet et al, (1992).....	65
Figure 33: Principales étapes de la réalisation des coupes histologiques.....	66
Figure 34: Interface du logiciel Image J version 1.45s.....	68
Figure 35: Quelques anomalies rencontrées dans notre élevage ; A/ Syngamose (maladie du baille-bec), B/ Jabot bouché (gonflé), C/ Dermatite du coussinet plantaire (Pododermatite), D/ Déformation osseuse angulaire (Valgus-varus).....	71
Figure 36: Croissance pondérale des poulets des cinq lots.....	74
Figure 37: Gain moyen quotidien (GMQ) des poulets	75
Figure 38: Poids osseux des différents lots à J28, J35 et J42	77
Figure 39: Poids de la cendre osseuse des différents lots à J28, J35 et J42.....	79
Figure 40: Pourcentage en cendres des différents lots à J28, J35 et J42	80

Figure 41: Longueur osseuse des différents lots à J28, J35 et J42.....	81
Figure 42: Diamètre osseux des différents lots à J28, J35 et J42.....	82
Figure 43: Epaisseur totale du cortex des différents lots à J28, J35 et J42.....	86
Figure 44: Densité osseuse du cortex des différents lots à J28, J35 et J42.....	86
Figure 45: Coupe transversale de la diaphyse ; fémur décalcifié d'un poulet à J28, J35 et J42. C/ cortex, P/ perioste, (H&E, X40). Scale bar =100µm.....	87
Figure 46: Epaisseur de la zone proliférative des différents lots à J28, J35 et J42.....	90
Figure 47: Epaisseur de la zone hypertrophique des différents lots à J28, J35 et J42.	90
Figure 48: Coupe longitudinale de l'épiphyse ; fémur décalcifié d'un poulet à J28, J35 et J42. AC / cartilage articulaire, GP / cartilage de croissance, (H&E, X40). Scale bar =100µm.....	91

LISTE DES TABLEAUX

Tableau 1: Litière de bonne qualité doit satisfaire plusieurs paramètres.....	7
Tableau 2: Normes de température.....	9
Tableau 3: Matériel d'exploitation	11
Tableau 4: Niveaux de gaz courants dans les poulaillers	12
Tableau 5: Prophylaxie médicale pour les poulets de chair	15
Tableau 6: Types d'aliments.....	17
Tableau 7: Consommation d'eau journalière du poulet (litres/ 1000 oiseaux).....	18
Tableau 8: Apports nutritionnels recommandés couramment admise pour le poulet.....	22
Tableau 9: Composition de l'aliment de poulet commercialisé par l'ONAB	23
Tableau 10: Caractéristiques des ostéoblastes, des ostéocytes et des ostéoclastes.	28
Tableau 11: Cellules osseuses et leurs fonctions.....	29
Tableau 12: Classification osseuse basée sur l'observation microscopique.	32

Tableau 13: Classification osseuse basée sur l'apparence brute.	36
Tableau 14: Comparaison des ossifications endochondrale et intramembraneuse.....	42
Tableau 15: Programme de prophylaxie médicale	50
Tableau 16: Matériel d'analyse utilisé.....	52
Tableau 17: Répartition des poulets en cinq lots.	53
Tableau 18: Étapes de l'inclusion à la paraffine.....	62
Tableau 19: Nombres des sujets morts et le taux de mortalité	72
Tableau 20: Evolution pondérale et GMQ des poussins (moyenne ± écart type)	73
Tableau 21: Résultats des dimensions osseuses à J28, J35 et J42.....	76
Tableau 22: Mesures biochimiques à J28, J35 et J42.....	83
Tableau 23: Mesures histomorphométriques effectués sur la diaphyse	84
Tableau 24: Mesures histomorphométriques effectués sur l'épiphyse.....	88

INTRODUCTION

Introduction

La croissance rapide des poulets de chair modernes a engendré des problèmes squelettiques, notamment dans les os des membres inférieurs tels que le fémur, le tibia et le métatarse, entraînant une diminution des performances de croissance et une augmentation de la mortalité (Han *et al.*, 2015). Des études ont été menées pour analyser diverses caractéristiques de ces os de la jambe. Parallèlement, la réduction de l'âge de mise sur le marché et l'augmentation disproportionnée de la masse musculaire chez les poulets de chair ont contribué à une prévalence élevée d'anomalies squelettiques (Pitsillides *et al.*, 1999). Les facteurs physiques, nutritionnels et physiologiques peuvent influencer le développement du système squelettique (Rath *et al.*, 2000).

Des carences nutritionnelles importantes peuvent entraîner des lésions osseuses, articulaires, musculaires ou nerveuses chez les volailles, entraînant des problèmes de locomotion (Sauveur, 1988).

Les poulets de chair étaient traditionnellement élevés sous une photopériode de 23 heures, mais à partir de juin 2010, de nouvelles réglementations européennes en matière de bien-être animal ont limité l'utilisation d'une durée d'éclairage dépassant 18 heures à partir de 7 jours (Lewis *et al.*, 2010). La durée et l'intensité de la lumière jouent un rôle crucial dans la régulation de la production, de la reproduction, du comportement et du bien-être des volailles (Schwean-Lardner *et al.*, 2013 ; Fidan *et al.*, 2017). Bien que l'effet de l'intensité lumineuse sur la santé et le bien-être des poulets de chair ait été moins étudié, Deep *et al.* (2010) ont signalé que la lumière tamisée peut avoir des effets négatifs sur la production et le bien-être, entraînant une augmentation des troubles squelettiques et des problèmes de santé des pattes. Les programmes d'éclairage continu ou quasi-continu sont couramment utilisés dans les systèmes modernes de production de volaille pour stimuler le gain de poids vif et le taux de croissance, bien que de nombreux troubles squelettiques chez les poulets de chair soient associés à une prise de poids rapide (Velleman, 2000).

La coccidiose a des impacts négatifs sur la minéralisation osseuse des poulets de chair, entraînant une absorption réduite du calcium (Ca) et du phosphore (P)

(Mansoori *et al.*, 2010 ; Shaw *et al.*, 2012) et une augmentation de la résorption osseuse (Akbari Moghaddam Kakhki *et al.*, 2019).

Les tétracyclines, parmi les antibiotiques fréquemment utilisés en aviculture, sont reconnues pour leur propension à s'accumuler dans les os, où elles peuvent persister même en respectant les délais d'attente appropriés (Odore *et al.*, 2015).

Skinner et Waldroup (1995) ont évalué la longueur, le diamètre, ainsi que la teneur en cendres, calcium (Ca) et phosphore (P) du tibia des poulets de chair. Applegate et Lilburn (2002) ont étudié la corrélation entre les performances de croissance et le développement du tibia et du fémur chez les poulets de chair. Barreiro *et al.* (2011) ont analysé la croissance du fémur des poulets de chair.

L'histologie est utilisée pour décrire les altérations osseuses post-mortem, les traumatismes, la pathologie et est également utilisée pour estimer l'âge. Malgré son utilité, de nombreux chercheurs ne sont pas familiarisés avec la microstructure complexe et variable de l'os. En raison de la complexité de certains systèmes de classification, l'histomorphométrie osseuse est parfois décrite ou identifiée de manière inappropriée (Brits *et al.*, 2014). Il est important de noter que des difficultés peuvent survenir lors de la préparation histologique, en particulier pour les coupes de routine, où la phase de décalcification présente un défi supplémentaire pour préserver la structure tissulaire (Srinivasyaiah *et al.*, 2016). L'examen histomorphométrique des tissus repose sur des mesures quantitatives de l'organisation et de la structure microscopiques, fournissant des informations sur les réponses cellulaires (migration, inflammation), la pathologie tissulaire (lésions athérosclérotiques, croissance tumorale) et les perturbations métaboliques osseuses (Egan *et al.*, 2012).

Chez les poulets de chair, le fémur est considéré comme le maillon faible dans le développement des os longs, ce qui en fait le siège de nombreuses anomalies (Lilburn, 1994). Pour ces raisons, notre étude s'est concentrée sur le fémur afin d'observer son développement et la microarchitecture de cet os dans des conditions d'élevage variées.

Cette thèse s'articule en trois grands chapitres :

- Dans le premier chapitre (une synthèse bibliographique). Celui-ci comportera une première partie centrée sur le bâtiment d'élevage avicole et les paramètres

zootechniques d'élevage du poulet type chair. La seconde partie vouée aux rappels histologiques et physiologiques de l'os utiles à la compréhension de cette thèse.

- Dans le deuxième chapitre débutera la partie expérimentale ; qui précisera le matériel et les méthodes employés pour l'étude macroscopique puis microscopique des prélèvements osseux (les fémurs du poulet de chair).

- Dans le troisième et le dernier chapitre sera consacrée aux résultats des essais effectués et à leur discussion.

Enfin, nous dégagerons dans la conclusion les principaux résultats établis à l'issue de ce travail de thèse

CHAPITRE 1

ÉTUDE BIBLIOGRAPHIQUE

Chapitre 1 : Étude bibliographique

1 Bâtiment d'élevage et les facteurs d'ambiance d'élevage du poulet de chair

1.1 Bâtiment d'élevage avicole

1.1.1 Implantation et conception du bâtiment

1.1.1.1 Site d'implantation

Il faut un site ouvert, non marécageux (maintenant une humidité constante de la litière par capillarité) et protégé des vents dominants par des haies (EISMV, 1997).

1.1.2 Orientation et conception du bâtiment

L'orientation d'un bâtiment peut être envisagée en fonction de deux critères : le bon fonctionnement de la ventilation et l'impact de l'ensoleillement sur le bâtiment. Il n'est pas toujours possible d'obtenir la réalisation optimale des deux paramètres (Bisimwa et Bonane, 2015).

Le grand axe du bâtiment doit être orienté est-ouest et former un angle de 45° par rapport à l'axe des vents dominants (figure 1). Cette orientation permet une protection des rayons du soleil du lever au coucher du soleil (EISMV, 1997).

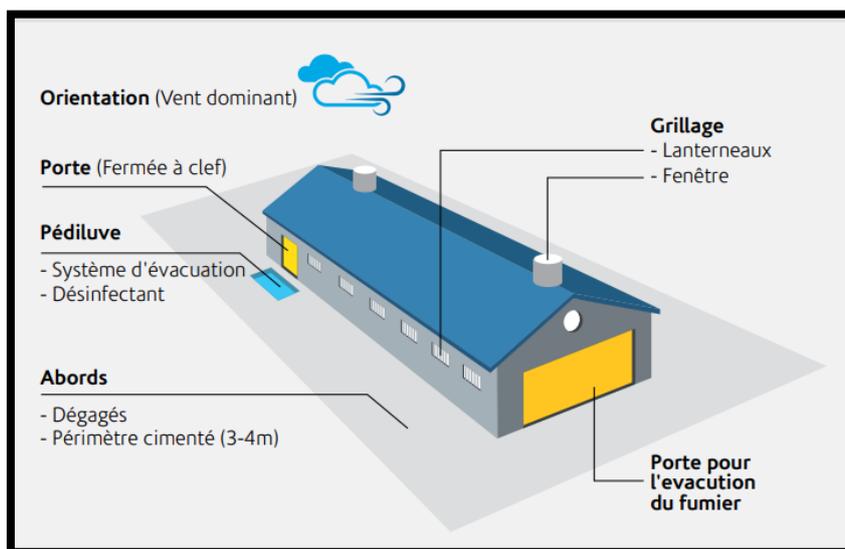


Figure 1: Conception d'un bâtiment d'élevage (GIPAC, 2017).

1.2 Facteurs d’ambiance

1.2.1 Litière

La qualité de la litière est très importante car les poulets de chair sont généralement en contact avec la litière toute leur vie. L’élevage sur une litière humide supprime les poussières (Mesa *et al.*, 2017).

Une litière de bonne qualité doit satisfaire plusieurs paramètres (tableau 1)

Tableau 1: Litière de bonne qualité doit satisfaire plusieurs paramètres (Audoin *et al.*, 2018)

Paramètre	Intérêt
Isolant thermique	Protéger les animaux du sol
Absorbeur d’humidité	Absorber l’humidité provenant des fientes et de la respiration des animaux
Peu poussiéreuse	Eviter les problèmes respiratoires
Souple	Assurer le confort physique des animaux
Saine	Eviter d’être le support de développement d’agents pathogènes

La santé du troupeau peut être appréciée par l’état de la litière, qui doit être régulièrement entretenue et avoir une texture dense et uniforme. Divers matériaux, tels que des copeaux de bois non traités ou de la paille broyée, peuvent être utilisés pour la litière du poulailler. Lors de la sélection du matériau, des facteurs tels que l’efficacité, la disponibilité et le coût doivent être pris en compte (Audoin *et al.*, 2018).

1.2.2 Éclairage

Dans le domaine de la production avicole, l’importance de la lumière ne peut être surestimée. L’objectif pour les producteurs est de créer un environnement

permettant aux oiseaux d'exprimer pleinement leurs capacités génétiques (Alice, 2015). Ceci peut être réalisé en utilisant soit la lumière naturelle, soit l'éclairage artificiel. Lorsque la lumière naturelle fait défaut, que ce soit pendant la nuit ou par mauvais temps, un éclairage artificiel devient nécessaire pour compléter l'éclairage existant à l'intérieur de l'installation (Itavi, 2013).

Lors de l'évaluation des facteurs qui influencent le bien-être des poules dans un poulailler, il est important de prendre en compte différents éléments. Ceux-ci incluent l'intensité de la lumière, la disposition des périodes de lumière et d'obscurité, le type de source de lumière et la longueur d'onde spécifique de la lumière (Alice, 2015). Il est crucial de veiller à ce que la différence d'intensité lumineuse entre les zones les plus sombres et les plus lumineuses du poulailler ne dépasse pas 20 %. S'il y a de plus grandes variations, cela peut affecter négativement la répartition des oiseaux, entraînant des problèmes d'uniformité et de taille (Pizzabiocca, 2018). De plus, il est essentiel de fournir aux poussins un environnement bien éclairé pour faciliter leur capacité à localiser et à accéder facilement à la nourriture et à l'eau (Pizzabiocca, 2018).

1.2.3 Température

Pour garantir des conditions optimales aux poussins de chair au cours de leur première semaine après l'éclosion, il est crucial de maintenir une température ambiante thermo neutre allant de 32 à 35°C (tableau 2). Toute température dépassant cette plage peut entraîner une hyperthermie, entraînant une déshydratation et une diminution de la prise alimentaire et du gain de poids (Mickelberry *et al.*, 1966). À l'inverse, des températures environnementales extrêmement basses ont été associées à l'hypothermie et contribueraient à la fréquence élevée du syndrome d'hypertension pulmonaire (ascite) chez les poulets de chair élevés dans des climats froids (Malheiros *et al.*, 2000).

Tableau 2: Normes de température (Kouzoukende, 2004).

Période	Température sous la source de chauffage (°C)	Température ambiante (°C)
2 premiers jours	35 - 37	24 - 27
1 ^{ère} semaine	32 - 34	23 - 26
2 ^{ème} semaine	29 - 31	22 - 25
3 ^{ème} semaine	26 - 28	21 - 24
4 ^{ème} semaine	23 - 25	20 - 23
5 ^{ème} semaine - Abattage	20 - 24	18 - 21

C'est le chauffage qui va répondre à ces besoins. On utilise :

- **Lampe électrique infrarouge:** la solution économique. Mais son inconvénient est qu'il ne peut pas régler la puissance de chauffage. Pour compenser ce défaut, le gardien doit augmenter ou diminuer plus ou moins la lumière infrarouge. Malgré cela, il reste le système de chauffage le plus utilisé. Vous devez prévoir des feux de secours et un réseau électrique adapté en cas de panne. Une lampe pour 50 poussins (CIVAM, 2003).
- **Rayonnement :** la combustion du mélange air + gaz propane chauffe la plaque céramique en émettant un rayonnement infrarouge. La zone située sous la ligne radiante est chauffée de manière inégale et, à mesure que la zone devient plus périphérique, la température diminue progressivement. Cela permet au poussin d'entrer dans la zone de température qui lui convient le mieux.

Le radiateur à gaz est placé en biais pour obtenir une plus grande surface de chauffe et maintenir l'évacuation du gaz à un niveau élevé. Selon la puissance, il doit se trouver à 0,80-1,50 m du sol.

Il existe également des radiateurs électriques qui sont chers mais ne nécessitent aucun entretien particulier et sont moins dangereux à utiliser (pas de flamme) (CIVAM, 2003).

• **Couveuse à convection** : flamme exposée, très dangereux, frais d'assurance plus élevés. La régulation du débit de gaz propane se fait via une vanne. Les couveuses doivent être placées à une hauteur de 20 cm la première semaine et de 40 cm à partir de la deuxième semaine (CIVAM, 2003).

En pratique, le chauffage peut :

- Amener le bâtiment à une température adaptée à l'élevage de volailles,
- Pour compenser les baisses de température liées aux opérations de ventilation et aux déperditions à travers les murs (en fonction des propriétés d'isolation thermique du bâtiment),
- Réchauffer l'air intérieur du bâtiment pendant les périodes humides pour favoriser l'évaporation de l'humidité et son évacuation par ventilation,
- Réduire la différence de température existant entre le sol et le rembourrage, principalement pour éviter la condensation à ce dernier niveau (Itavi, 2013).

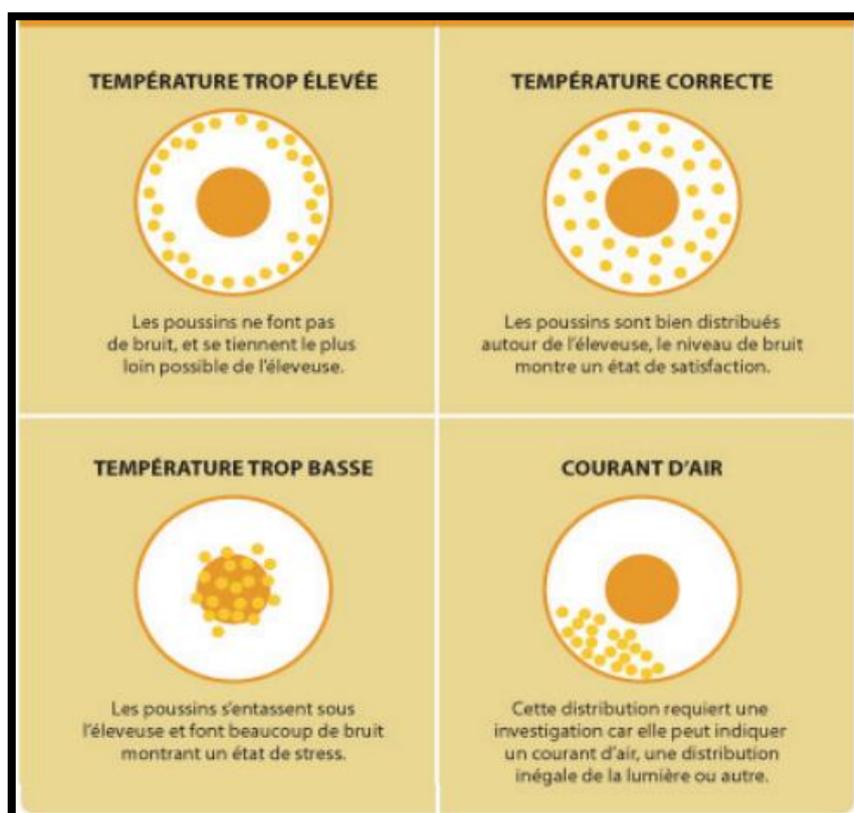


Figure 2: Distribution des poussins sous les éleveuses (EQCMA, 2013)

Le tableau 3 dresse une liste indicative de matériel à acquérir

Tableau 3: Matériel d'exploitation (FONSTAB, 2014).

Matériel	Rôle	Norme
Litière (copeaux de bois, coque d'arachide, paille de riz)	Isolant thermique ; accumulation de chaleur	4 Kg de litière par mètre carré
Cercle de démarrage (carton isorel ou du grillage de 50 cm de hauteur).	Garder les poussins près de la source de chauffage, et à proximité des abreuvoirs et des mangeoires	Cercle de 4 m de diamètre pour 500 poussins, soit 12,5 mètres de grillage pour 500 poussins
Eleveuse à gaz ou radiant	Chauffer les poussins (rôle de la mère poule)	1 pour 500 poussins
Mangeoires	Donner à manger aux animaux	Phase démarrage : (papiers ou alvéoles les 2 premiers jours) puis : - 1 plateau démarrage ou une assiette démarrage pour 50 poussins ; - ou 1 mangeoire siphonide de 3 litres pour 50 poussins
		Phase adulte : 1 trémie pour 50 à 75 poulets selon la capacité
Abreuvoirs	Donner à boire aux animaux	Phase démarrage : 1 abreuvoir premier âge pour 50 poussins
		Phase adulte : 1 abreuvoir adulte pour 50 à 75

1.2.4 Ventilation

La ventilation dans les poulaillers fournit de l'air frais, essentiel au maintien de la vie. Cela aide également à réduire les températures extrêmes, l'humidité et la pollution de l'air à des niveaux tolérables pour les poulets en confinement (Chris, 2012). Garder la litière sèche et fournir suffisamment d'oxygène pour répondre aux besoins métaboliques des oiseaux est important pour améliorer le bien-être animal (Mesa *et al.*, 2022).

Si l'air n'est pas modifié ou si les oiseaux sont confinés dans un bâtiment fermé, la composition de l'air changera. Les concentrations de dioxyde de carbone, d'ammoniac et d'autres gaz nocifs augmenteront jusqu'à des niveaux inacceptables (tableau 4) (Chris, 2012).

Tableau 4: Niveaux de gaz courants dans les poulaillers (chris, 2012)

Gaz	Symbole	Mortel	Souhaitable
Gaz carbonique	CO ₂	Au-dessus de 30%	En dessous de 1%
Méthane	CH ₄	Au-dessus de 5%	En dessous de 1%
Ammoniac	NH ₃	Au-dessus de 500 ppm	En dessous de 40 ppm
Sulfure d'hydrogène	H ₂ S	Au-dessus de 500 ppm	En dessous de 40 ppm
Oxygène	O ₂	En dessous de 6%	Au-dessus de 16%

1.2.4.1 Ventilation statique (naturelle)

Les forces naturelles (telles que le vent et la flottabilité thermique dues aux différences de densité de l'air entre l'intérieur et l'extérieur) font circuler l'air extérieur à travers des ouvertures spécialement conçues dans l'enveloppe du bâtiment. Les ouvertures spécialement conçues comprennent les fenêtres, les portes, les cheminées solaires, les tours éoliennes et les ventilateurs à ruissellement (figure 3) (Atkinson *et al.*, 2009).



Figure 3: Exemple de ventilation naturelle (Cherki, 2010).

1.2.4.2 Ventilation dynamique (mécanique)

Les ventilateurs mécaniques (figure 4) entraînent la ventilation mécanique. Les ventilateurs peuvent être montés directement sur les fenêtres ou les murs, ou ils peuvent être installés dans des conduits d'air pour fournir ou évacuer l'air d'une pièce (Atkinson *et al.*, 2009).



Figure 4: Exemple de ventilation mécanique (Cherki, 2010).

1.2.4.3 Ventilation hybride (mixte)

La ventilation hybride (mixte) s'appuie sur des forces motrices naturelles pour fournir le débit (de conception) requis. Il utilise la ventilation mécanique lorsque le taux de ventilation naturelle est trop faible (Atkinson *et al.*, 2009).

1.3 Hygiène et prophylaxie

La biosécurité des poulaillers dépend de plusieurs paramètres. L'un des paramètres les plus importants est la décontamination. Il joue un rôle important dans la lutte contre les micro-organismes présents dans l'environnement du poulailler. L'état hygiénique du poulailler et de sa production dépendra de l'efficacité de la décontamination (Alloui *et al.*, 2003).

1.3.1 Prophylaxie sanitaire

La prophylaxie sanitaire englobe l'ensemble des mesures visant à prévenir l'émergence ou la propagation des maladies. Elle implique le traitement des environnements des animaux et la mise en place de mesures d'isolement pour prévenir les contacts entre animaux sains et malades (Hcini, 2021).

1.3.1.1 Nettoyage et désinfection

Le nettoyage et la désinfection des installations entre deux groupes d'animaux jouent un rôle crucial dans la prévention des maladies (Sauveur, 1988). Voici quelques recommandations pratiques :

- Assurer un nettoyage quotidien des abreuvoirs et les désinfecter une fois par semaine.
- Effectuer régulièrement des examens coprologiques.
- Maintenir en permanence des appâts de raticide autour des poulaillers et dans le magasin d'aliment.
- Réaliser des examens des litières (Ganahi *et al.*, 2016).

1.3.1.2 Vide sanitaire

Suite à l'opération de désinfection, il est essentiel de mettre en place une période de vide sanitaire de 10 à 15 jours, pendant laquelle le bâtiment doit rester fermé. Ce vide sanitaire permet aux désinfectants d'agir, favorise le séchage des installations, et réduit au minimum le niveau de micro-organismes et de parasitisme à l'intérieur du poulailler (GIPAC, 2017).

1.3.2 Prophylaxie médicale

Elle se fait au moyen de la vaccination (tableau 5).

1.3.2.1 Vaccination

La vaccination vise à induire la production d'agents de défense par les animaux et est soumise à des règles visant à maintenir l'efficacité des vaccins (Kouzoukende, 2004).

Tableau 5: Prophylaxie médicale pour les poulets de chair (FAO, 2014).

Age (jour)	Maladies et vaccins utilisés	Traitement d'appoint	Observations
1	Newcastle/ Hitchner B1 (HB1) Bronchite infectieuse/ H 120	Complexe vitaminé et anti-infectieux pendant 3 jours	La vaccination contre la bronchite n'est pas toujours effectuée
7	Gumboro/ gumboral ou autres vaccins	Complexe vitaminé pendant 3 jours	
14	Rappel contre Gumboro avec le même vaccin ou autre	Complexe vitaminé pendant 2 jours	
21	Rappel Newcastle/ HB1 ou lasota, rappel H120 parfois	Complexe vitaminé pendant 2 jours	
28	Variole aviaire/ varisec (facultative) ou rappel Gumboro si menace	Complexe vitaminé pendant 2 jours	Seulement en zone d'enzootie ou période d'épizootie

1.3.2.1.1 Mode d'administration du vaccin

• Par pulvérisation :

Pour assurer une vaccination optimale, plusieurs directives doivent être suivies:

- Utiliser un appareil dédié à la vaccination produisant des gouttes de taille moyenne à fine.
- Utiliser de l'eau de source en bouteille avec un pH proche de la neutralité.
- Interrompre les radiateurs et la ventilation pendant la vaccination en raison de la fragilité du virus.
- Prévoir une quantité d'eau suffisante pour deux passages.
- Regrouper les animaux (CIPC, 2018).

• Par l'eau de boisson :

- Utiliser une eau bactériologiquement et chimiquement potable.
- Neutraliser le chlore dans l'eau avec du thiosulfate de sodium (16 mg/l) et/ou de la poudre de lait écrémé (2g/l).
- Priver les animaux d'eau pendant une heure et administrer le vaccin sur 2 à 3 heures (Dindorl) ou au maximum deux heures (AviffaRTI).
- Maintenir le pH de l'eau proche de la neutralité (CIPC, 2018).

• Intraoculaire (gouttes dans les yeux) ou vaporisation nasale

La méthode d'administration peut varier :

- Administration intraoculaire (gouttes dans les yeux) ou vaporisation nasale, avec l'ajout éventuel d'une teinture bleue pour identifier les oiseaux vaccinés (Dam et Fitzgerald, 2018).

• Dans le voile de l'aile au moyen d'un applicateur à deux aiguilles

- Administration dans le voile de l'aile à l'aide d'un applicateur à deux aiguilles, avec précautions pour éviter les plumes, les os et les vaisseaux sanguins. Les aiguilles doivent être changées régulièrement (Dam et Fitzgerald, 2018).

• **Vaccins injectables**

Pouvant être administrés sous-cutanément ou intramusculairement. Les sites d'injection doivent éviter les vaisseaux majeurs, les nerfs, les articulations et les os. Le choix de l'aiguille dépend du type de vaccin, et le maintien de la bonne température du vaccin est crucial pour son efficacité (Dam et Fitzgerald, 2018).

1.4 Alimentation et abreuvement

L'alimentation des poussins au cours des premiers jours de vie affecte leur résistance et sensibilité aux agents pathogènes (Bigot *et al.*, 2001). D'un autre côté, la quête de stimulations de la croissance précoce semble en contradiction initiale avec les approches visant à restreindre cette croissance pour prévenir les troubles locomoteurs ou l'ascite chez les poulets à croissance rapide (Sanchez *et al.*, 2000).

L'aliment doit respecter le stade physiologique et les besoins nutritionnels des animaux, être distribué à volonté, et peut être acheté dans le commerce ou fabriqué à la ferme (tableau 6) (Audoin *et al.*, 2018).

Tableau 6: Types d'aliments (Audoin *et al.*, 2018).

	Avantages	Inconvénients
Aliment commercial	<ul style="list-style-type: none"> *Simplicité *Aliment équilibré *Large gamme de matières premières *Adapté au stade physiologique de l'animal 	<ul style="list-style-type: none"> *Cout élevé *Dépendance du fournisseur
Aliment fermier	<ul style="list-style-type: none"> *Grande autonomie *Cout atténué 	<ul style="list-style-type: none"> *Investissement important (stockage, broyeur, mélangeur...) *Charge de travail supplémentaire *Gestion des stocks

L'eau de boisson revêt une importance cruciale dans les élevages avicoles, agissant à la fois comme premier aliment et support pour médicaments et compléments nécessaires au développement de l'élevage intensif (Bengoumi *et al.*, 2015). Une eau de qualité est essentielle pour optimiser le potentiel des génotypes sélectionnés pour leur rendement supérieur (Olkowski, 2009). Les besoins en eau varient chez la poule en fonction de la température (tableau 7) (Boumedous, 2019).

Une eau de mauvaise qualité peut entraîner des échecs thérapeutiques et favoriser diverses pathologies d'origine chimique, bactérienne, virale et parasitaire (Elmoustaine *et al.*, 2013).

Tableau 7: Consommation d'eau journalière du poulet (litres/ 1000 oiseaux) (Huart *et al.*, 2004).

Age (semaines)	20°C	30°C
1	24	40
3	100	190
6	240	500
9	300	600

1.4.1 Systèmes d'alimentation

1.4.1.1 Système automatique à assiettes

- La norme pour le nombre d'animaux par assiette de 33 cm de diamètre est de 60 à 70.
- Un système de débordement est recommandé pour le démarrage des poussins.

Les systèmes à assiettes sont couramment utilisés en raison de leur facilité de déplacement dans le bâtiment, de leur moindre gaspillage et de l'amélioration de l'indice de conversion (Cobb, 2008).

1.4.1.2 Chaîne plate automatique

Il est préconisé de fournir au moins 2,5 cm d'espace par animal sur la table, en tenant compte des deux côtés de la chaîne. Le rebord de la chaîne devrait être aligné avec le dos de l'animal, et l'entretien de la chaîne, des coins et la tension de la chaîne sont d'une importance cruciale. La hauteur de l'aliment dans la chaîne, ajustée par des lamelles dans la trémie, doit être régulièrement contrôlée pour éviter le gaspillage (Cobb, 2008).

1.4.1.3 Silos d'aliments

Les silos d'aliments (figure 5) devraient avoir une capacité correspondant à cinq jours de consommation. Pour prévenir les moisissures et le développement bactérien, l'étanchéité des silos est essentielle. L'utilisation de deux silos par bâtiment est recommandée pour faciliter le changement rapide d'aliment si nécessaire, et les silos doivent être nettoyés entre les lots (Cobb, 2008).



Figure 5: Hauteur correcte des mangeoires (Aviagen, 2018).

1.4.2 Systèmes d'abreuvement

1.4.2.1 Système des gouttières

Pour les poulets de chair, les systèmes d'abreuvement sont généralement des gouttes à goutte fixées sur un tube d'alimentation suspendu dans le bâtiment (figure 6). La hauteur par rapport au sol varie en fonction de la taille des animaux (Itavi, 2013).



Figure 6: Système des gouttières (Boumedous, 2019).

1.4.2.2 Abreuvoirs ronds à cloche

- **Abreuvoir 1^{er} âge** : forme siphonide en plastique, capacité 3L, 1/30 sujets (pendant 4 semaines) (figure 7).
- **Abreuvoir 2^{ème} âge** : forme siphonide en plastique, capacité 5 à 10L, 1/25 sujets (pendant 8 semaines)
- **Abreuvoir 3^{ème} âge** : forme siphonide en plastique, capacité de 10 à 20L, 1/20 sujets (jusqu'à la réforme). Il existe sur le marché un autre type d'abreuvoir composé d'une bassine en plastique coiffée d'une chape en fer de six (Ganahi *et al.*, 2016).



Figure 7: Abreuvoirs ronds à cloche (photo personnelle).

1.4.2.3 Système à pipettes

Dans les bâtiments récents de poulets de chair, l'abreuvement se fait souvent par un système à pipettes (figure 8), réduisant la propagation des maladies et facilitant le nettoyage (Kirkpatrick et Fleming, 2008).



Figure 8: Hauteur correcte d'un abreuvoir à pipettes adapté à l'âge de l'oiseau (Aviagen, 2018).

1.4.2.4 Godets ou coupelles

Les systèmes de pipettes, godets ou coupelles (abreuvoirs en ligne ou par bloc de 4 à 5 coupelles) (figure 9) sont également recommandés pour réduire le risque de contamination de l'eau (Itavi, 2016).

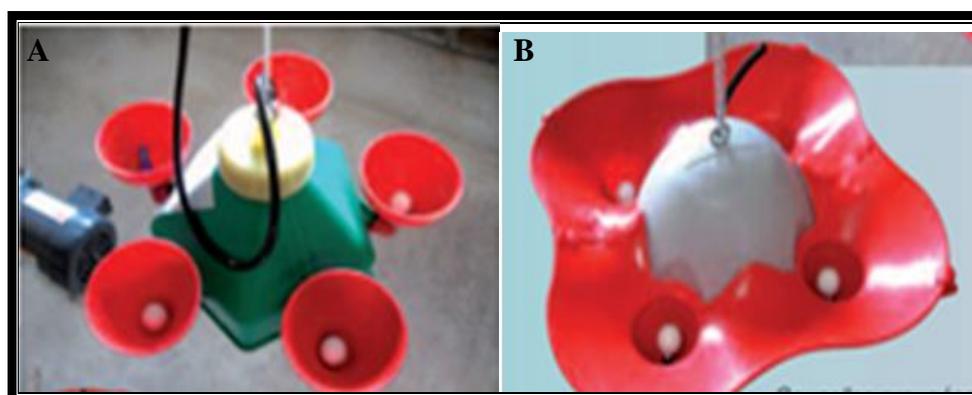


Figure 9: A/ Coupelles groupées ou en bloc, B/Coupelles groupées avec collerette (Itavi, 2016).

1.4.3 Composition d'aliment

L'aliment utilisé doit être à une composition adaptée à la période d'élevage (démarrage, croissance et finition) (tableau 8 et 9); il est composé de maïs, tourteaux de soja, phosphates, l'huile de table, vitamines, antioxydants, calcium, suppléments alimentaires et d'un complexe minéralo-vitaminique (CMV).

Tableau 8: Apports nutritionnels recommandés couramment admise pour le poulet (Juin *et al.*, 2015).

Age du poulet	Démarrage (1-4 semaines)	Croissance-finition Abattage précoce (5-12 semaines)	Finition Abattage tardif (9-16 semaines)
Energie métabolisable (en Kcal)	2750 - 2850	2800 - 2900	2700 - 2800
Protéines brutes (%) maxi	21	19	16
Lysine digestible (%) mini	0.90	0.74	0.65
Méthionine digestible (%) mini	0.35	0.30	0.25
Méthionine + cystine digestible (%) mini	0.68	0.56	0.49
Matière grasse (%) maxi	2 - 5	2 - 7	2 - 7
Calcium (%) mini	1.1	1	1
Phosphore disponible (%) mini	0.42	0.35	0.35
Sodium (%) mini	0.15	0.15	0.15

Tableau 9: Composition de l'aliment de poulet commercialisé par l'ONAB (Belabbas, 2006).

Composition (%)	Démarrage	Croissance
Mais	62.8%	64.8%
Soja	29%	27%
Gros son	5%	5%
Phosphate	1%	1%
Calcaire	1.2%	1.2%
CMV	1%	1%

1.4.4 Conservation d'aliment

Il est important de noter que des céréales humides mal conservées peuvent favoriser la présence de mycotoxines (ochratoxine A, vomitoxine, etc.), entraînant des chutes de production et des problèmes sanitaires tels que des troubles digestifs et une diminution de la consommation (ITAB, 2009).

2 Etude du tissu osseux

2.1 Histologie osseuse

2.1.1 Définition

L'os constitue une proportion significative des tissus conjonctifs du corps et illustre l'association de deux composants pour former un tissu aux propriétés mécaniques spécifiques (Holmes, 1965).

Le composant structural de la phase organique est le collagène de type I (fibreuse), représentant environ 90% de la protéine osseuse, tandis que la phase inorganique est principalement constituée de minuscules cristaux de l'hydroxyapatite minérale alcaline, $\text{Ca}_{10}(\text{PO}_4)_6(\text{OH})_2$ (Tim, 2003).

L'os est un tissu dynamique subissant un remodelage continu tout au long de la vie, offrant un soutien mécanique à la stature et à la locomotion, et assurant la protection des organes vitaux tels que la moelle osseuse et le cerveau (Schwiedrzik *et al.*, 2014; Kim *et al.*, 2020). Structurellement, l'os soutient l'action mécanique des tissus mous tels que la contraction musculaire ou l'expansion pulmonaire. En outre, il agit comme un réservoir minéral où les systèmes endocriniens régulent les niveaux d'ions calcium et phosphate dans les fluides corporels en circulation (Barrère *et al.*, 2006).

L'os présente une structure hiérarchique, où l'organisation de ses composants à des échelles de longueur plus petites influence les propriétés mécaniques de l'os dans son ensemble (Zysset, 2009; Rodriguez-Florez *et al.*, 2013). Cette structure est également caractérisée par une hiérarchisation et une organisation qui varient à différents stades, de l'état juvénile à l'état mature (Lefèvre *et al.*, 2015; Semaan *et al.*, 2019).

2.1.2 Composants de l'os

L'os est un tissu conjonctif minéralisé composé de cellules osseuses, de vaisseaux et d'une matrice extracellulaire (MEC) produite par les cellules osseuses. La proportion de ces composants varie selon le type d'os (os long ou plat) et le site anatomique. Le composant minéralisé confère rigidité et dureté au matériau, tandis que les composants organiques de la MEC ajoutent de la flexibilité (Novais *et al.*, 2021).

2.1.2.1 Cellules osseuses

Quatre types de cellules composent les os. Les ostéoblastes, les ostéoclastes et les cellules de la muqueuse osseuse sont localisés à la surface des os, tandis que les ostéocytes résident à l'intérieur de la matrice minéralisée (tableau 10) (Bilezikian *et al.*, 2002).

Ces cellules osseuses sont particulièrement observées dans le tissu osseux fibreux réticulé, où, durant les phases de croissance embryonnaire intensive, les ostéoprogénitrices, les ostéoblastes et les ostéocytes représentent divers stades fonctionnels d'une même lignée cellulaire (Dhem, 2004).

2.1.2.1.1 Cellules ostéoprogénitrices

Les cellules ostéoprogénitrices, de petites cellules fusiformes présentes sur toutes les surfaces osseuses non résorptives, forment la couche profonde du périoste enveloppant chaque os ainsi que l'endoste qui tapisse la cavité médullaire, les canaux haversiens et d'autres espaces de tissus mous (Cormack, 2001).

Ces cellules, ressemblant aux fibroblastes, jouent un rôle de cellules souches. Lors de périodes de croissance active ou après une fracture, elles entrent en mitose. Certaines se différencient en ostéoblastes, tandis que d'autres restent des cellules ostéoprogénitrices (Mitchell et Peel, 2009).

2.1.2.1.2 Ostéoblastes

Les ostéoblastes, de petites cellules polyédriques à cytoplasme basophile et mononucléées, représentent la forme immature des cellules osseuses et sont responsables de la synthèse et de la sécrétion de l'ostéoïde, un composant organique de la matrice extracellulaire (MEC) osseuse (figure 10-A) (Borrel, 2003). Ces cellules, spécialisées dans la formation osseuse, régulent la minéralisation de la matrice osseuse et se différencient finalement en ostéocytes matures (Vaananen et Horton, 1995).

L'ostéoblaste exerce une fonction principale dans la synthèse et la minéralisation de la matrice osseuse lors de la croissance du squelette, du renouvellement de la matrice osseuse chez l'adulte, ainsi que dans la réparation osseuse tout au long de la vie (Pierre, 2001) (tableau 11). À la fin de la phase de formation osseuse, les ostéoblastes

peuvent être incorporés dans l'os en tant qu'ostéocytes, devenir des ostéocytes inactifs ou subir une apoptose (Rowe *et al.*, 2022). Sous certaines conditions, ils peuvent également se différencier en cellules productrices d'os chondroïde (Franz-Odenaal *et al.*, 2006; Dallas et Bonewald, 2010).

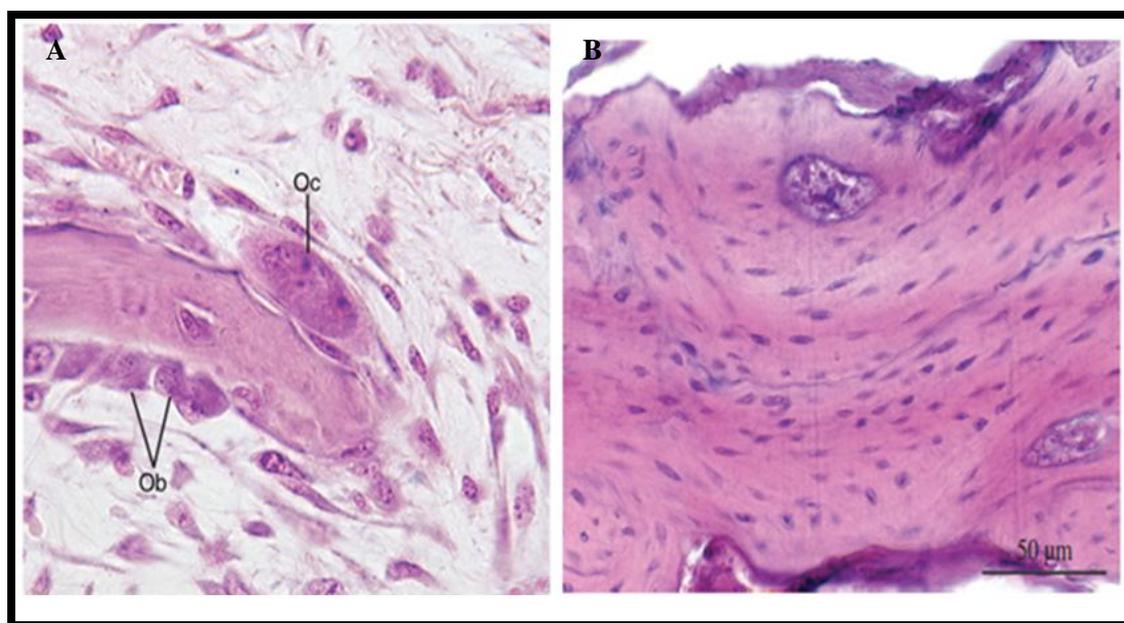


Figure 10: A/ Ossification intra membranaire ($\times 540$) (Gartner et Hiatt, 2007)

B/ Prévalence de la lacune des ostéocytes en forme de fuseau dans la section histologique transversale du plateau du sternum de poulet (H&E) (Domenis *et al.*, 2009).

Ob/ostéoblastes, Oc/ ostéoclastes.

2.1.2.1.3 Ostéocytes

Les ostéocytes, prédominants parmi les cellules osseuses, sont communément considérés comme les mécanosenseurs spécialisés de l'os (Djien *et al.*, 2007; Gauthier *et al.*, 2018). Constituant plus de 90% des cellules du tissu osseux minéralisé, ils jouent un rôle central dans la régulation des fonctions osseuses (Whelan *et al.*, 2021). Ces cellules, largement dispersées dans la matrice minéralisée, établissent des connexions entre elles et avec les cellules en surface de l'os via des processus dendritiques le long de canalicules minuscules (Bonewald et Johnson, 2008) (figure 10-B). Le réseau

lacunocanaliculaire formé par les ostéocytes est considéré comme un système mécanosensoriel optimal pour la mécanotransduction, convertissant l'énergie mécanique en signaux électriques et/ou biochimiques (Komori, 2013). Les ostéocytes émergent lorsque les ostéoblastes s'enfoncent dans la matrice minérale, développant des caractéristiques distinctes (Metzger et Narayanan, 2019), et leurs prolongements sont reliés par des jonctions de type Gap. Contrairement aux ostéoblastes, les ostéocytes perdent la capacité de se diviser en raison de la rigidité de la matrice extracellulaire osseuse (Prugnotte et Thoreau, 1996).

Les ostéocytes, en tant que cellules matures de l'os, présentent un ratio noyau-cytoplasme élevé et peu d'organites cytoplasmiques (Ovalle et Nahirney, 2013). Après leur formation, ils réduisent leur taille, occupant un espace appelé lacune ostéocytaire (Antonio, 2012). Ces cellules multifonctionnelles régulent le métabolisme osseux et minéral (Arnett, 2013), agissant en tant que principaux régulateurs de l'homéostasie osseuse, sécrétant des facteurs qui contrôlent les activités des ostéoblastes et des ostéoclastes. En outre, les ostéocytes agissent comme des cellules endocrines, régulant le métabolisme du phosphate dans des organes tels que le rein et la parathyroïde.

Enfin, ils sont essentiels en tant que régulateurs majeurs de la mécanosensation et de la mécanotransduction osseuses (Lei *et al.*, 2020).

2.1.2.1.4 Ostéoclastes

Les ostéoclastes, issus de l'origine hématopoïétique et provenant de cellules souches communes à la lignée monocytes-macrophages (Sybille, 2012), sont des cellules géantes multinucléées formées par la fusion de précurseurs uninucléés (Malone *et al.*, 1982).

Lorsqu'ils atteignent la surface osseuse, ces précurseurs se fixent et fusionnent de manière asynchrone, donnant naissance à l'ostéoclaste mature (figure 10-A) (Baron, 2001). Cette cellule mature se caractérise par une bipolarité morphologique et fonctionnelle lors de l'activité de résorption osseuse.

Les ostéoclastes se fixent à la surface osseuse au site de résorption active, formant des dépressions connues sous le nom de niches de résorption ou lacunes de Howship (Stevens et Lowe, 1993).

Tableau 10: Caractéristiques des ostéoblastes, des ostéocytes et des ostéoclastes
(Michael et Wojciech, 2015).

Caractéristiques	Ostéoblaste	Ostéocyte	Ostéoclaste
Emplacement	Surface osseuse ; cône de fermeture des canaux de résorption	Lacunes et canalicules de la matrice osseuse	Surface osseuse ; cône de coupe des canaux de résorption
Pourcentage de toutes les cellules de l'os	>5%	≈ 95%	>1%
Fonction	Dépôts de la matrice osseuse; initie la minéralisation en libérant des vésicules matricielles	Maintient la matrice osseuse ressent le stress mécanique; régule l'hémostase du calcium et du phosphate	Résorbe l'os par hydrolyse enzymatique de la matrice osseuse minéralisée
Morphologie cellulaire	Cuboïde ou polygonale, cellule mononucléaire, cytoplasme basophile; Golgi négatif	Petite cellule mononucléaire ovale; cytoplasme pâle; processus de cellule longue	Grande cellule multinucléaire; cytoplasme acidophile; bordure ébouriffée; la lacune sous- jacente de Howship
Cellules précurseurs	Cellule ostéoprogénitrice	Ostéoblaste	Cellules hématopoïétiques (GMP, CFU-GM)

Tableau 11: Cellules osseuses et leurs fonctions (Senra et Marques, 2020).

Type de cellule	Fonction
Ostéoblaste	<ul style="list-style-type: none"> • Synthèse et régulation du dépôt et de la minéralisation de la matrice osseuse extracellulaire ; • Réponse aux stimuli mécaniques.
Ostéocyte	<ul style="list-style-type: none"> • Calcification de la matrice ostéoïde ; • Entretien osseux; • Cellule mécanosensorielle de l'os.
Ostéoclaste	<ul style="list-style-type: none"> • La résorption osseuse.

2.1.2.2 Matrice extra cellulaire

La matrice extracellulaire osseuse constitue un cadre complexe et organisé essentiel au soutien mécanique et à l'homéostasie osseuse. Elle libère diverses molécules qui influent sur l'activité des cellules osseuses, participant ainsi au remodelage osseux. Au-delà de la simple perte de masse osseuse, des facteurs tels que les modifications des protéines de la matrice osseuse jouent un rôle crucial dans la compréhension et la prédiction des fractures osseuses (Florencio-silva *et al.*, 2015).

Les composants principaux de la matrice osseuse sont la matrice organique, principalement composée de collagène de type I, et la matrice minérale, composée de cristaux d'hydroxyapatite incrustés dans les fibres de collagène (Wang *et al.*, 2002; Augat et Schorlemmer, 2006; Bala *et al.*, 2011). Le composant minéral joue un rôle majeur dans la résistance osseuse, tandis que la matrice organique confère à l'os sa ténacité et sa capacité de déformation plastique (Kranioti *et al.*, 2019).

2.1.2.2.1 Matrice inorganique

La matrice inorganique du tissu osseux est composée d'hydroxyapatite de calcium ($\text{Ca}_{10}(\text{PO}_4)_6(\text{OH})_2$) (Montagner *et al.*, 2015), renforçant l'os et augmentant sa résistance mécanique (Walsh, 2017). Avec une surface spécifique importante, la phase minérale interagit métaboliquement avec les ions du liquide extracellulaire (Bala *et al.*, 2012).

2.1.2.2 Matrice organique

Le collagène de type I, la protéine prédominante constituant la phase organique de la matrice osseuse (90% des protéines totales) (Lin *et al.*, 2020), est synthétisé par les ostéoblastes (Chappard *et al.*, 2011), accompagné de protéines non collagènes, protéoglycanes riches en leucine, protéines morphogénétiques osseuses (BMP), et facteurs de croissance (Floresio-silva *et al.*, 2015).

2.1.2.3 Périoste et endoste

Les os sont entourés extérieurement par le périoste, un tissu conjonctif doté de potentialités ostéogènes, jouant un rôle crucial dans le dépôt de tissu osseux nouveau, notamment lors de fractures (Dhem, 2004).

Le périoste est constitué de deux couches, fibreuse externe et cellulaire interne (Toppets *et al.*, 2004)., et exclut les surfaces articulaires, les insertions tendineuses, ligamentaires et certaines zones spécifiques (Banks, 1993) (figure 11).

L'endoste, un tissu conjonctif spécialisé, relie les cavités médullaires et fournit des cellules ostéoprogénitrices ainsi que des ostéoblastes pour la croissance et la réparation osseuses (Gartner et Hiatt, 2015). Composé d'ostéoblastes actifs et inactifs, l'endoste recouvre toutes les surfaces internes de l'os, jouant ainsi un rôle crucial dans la croissance osseuse (Mescher, 2013).

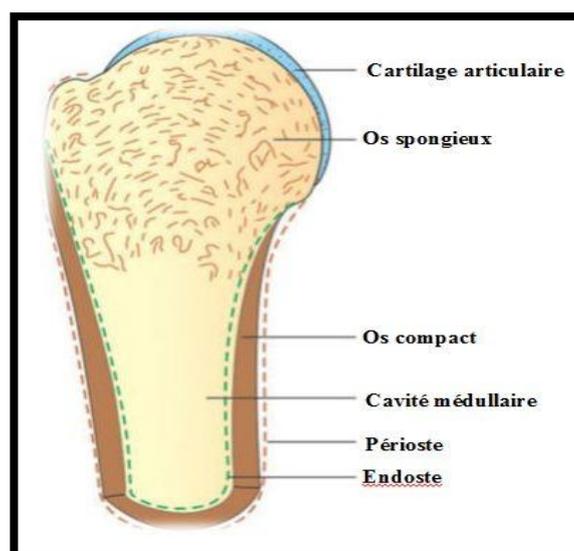


Figure 11: Quelques caractéristiques de la structure osseuse dans une coupe longitudinale à travers une extrémité d'un os long (Neelam et Sabita, 2014).

2.1.3 Classification du tissu osseux

Au cours du développement et tout au long de la vie, divers types de tissus osseux se forment, permettant de distinguer entre le tissu osseux non lamellaire et le tissu osseux lamellaire (Bertrand, 2008) (tableau 12).

2.1.3.1 Tissu osseux non lamellaire (primaire)

L'os primaire, également désigné comme immature ou tissé, constitue le premier type d'os formé durant le développement fœtal, ainsi que lors des processus de réparation osseuse et de renouvellement tissulaire. Il se caractérise par une abondance d'ostéocytes, une faible concentration en minéraux et une organisation irrégulière des fibres de collagène. En termes de résistance mécanique, l'os tissé présente une faiblesse et est de nature temporaire, étant ensuite remplacé par un tissu osseux secondaire (Bobrysheva et Kachshenko, 2016).

2.1.3.2 Tissu osseux lamellaire (secondaire)

L'os secondaire, également appelé mature, est constitué de lamelles osseuses parallèles ou concentriques, mesurant généralement entre 3 et 7 μm d'épaisseur (Gartner et Hiatt, 2007). Dans l'os lamellaire, les ostéocytes adoptent une forme aplatie avec moins de canalicules, et leur arrangement est plus ordonné (Anusuya, 2011).

Les os lamellaires se caractérisent par un dépôt progressif et présentent un arrangement bien organisé de collagène. Par exemple, les os longs aviaires comprennent de l'os cortical compact entourant l'os spongieux ou trabéculaire, ainsi que l'espace médullaire (Rath *et al.*, 2000) (tableau 13).

Tableau 12: Classification osseuse basée sur l'observation microscopique (Dongmei *et al.*, 2010).

Os primaire (os immature)	Arrangement irrégulier	Lamelles sans motif organisé; pas très minéralisé	Développer le fœtus	Développement osseux
Os secondaire (os mature)	Arrangement régulier	Motif lamellaire bien organisé; fortement minéralisé	Adultes	Protection et support

À l'échelle macrostructurale (de 1 à 10 mm), le tissu osseux peut être classé en deux types principaux : l'os cortical (os compact) et l'os trabéculaire (os spongieux) (Morgan *et al.*, 2018). Bien que la distinction entre ces deux types soit plus évidente en termes de porosité ou de densité (Régis, 2015).

2.1.3. 2.1 Tissu osseux lamellaire haversien (compact)

Le système d'ostéon comprend des vaisseaux sanguins au centre appelés canal haversien et des couches de lamelles entourant ces canaux (Abdullah *et al.*, 2018). Les canaux centraux d'ostéons osseux compacts se connectent à la surface de l'os par des canaux perforants (canal de Volkmann) qui se déroulent perpendiculairement aux canaux centraux (figure 12).

L'os cortical est un tissu conjonctif spécialisé composé principalement de collagène de type I, d'hydroxyapatite minérale et d'eau (Berteau, *et al.*, 2015). Il forme une structure dense autour de l'os trabéculaire dans les épiphyses et recouvre également les diaphyses des os longs tels que le fémur, le tibia et le radius, ainsi que les surfaces externes des os plats (crâne, mandibule et omoplate) (Brandi, 2009; Mirzaali *et al.*, 2016). Organisé en unités appelées ostéons, l'os compact entoure un vaisseau sanguin

central, formant ainsi le système haversien (Abdullah *et al.*, 2018). Les canaux d'ostéons compacts se connectent à la surface de l'os par des canaux perforants (canal de Volkmann) (figure 12), tandis que les lamelles interstitielles et circonférentielles complètent la microstructure (Eurell, 2004). L'épaisseur de l'os cortical varie en fonction du stress subi, étant plus importante dans la partie médiane (diaphyse) des os longs et plus mince aux extrémités (épiphyses) (Kalbaza, 2018).

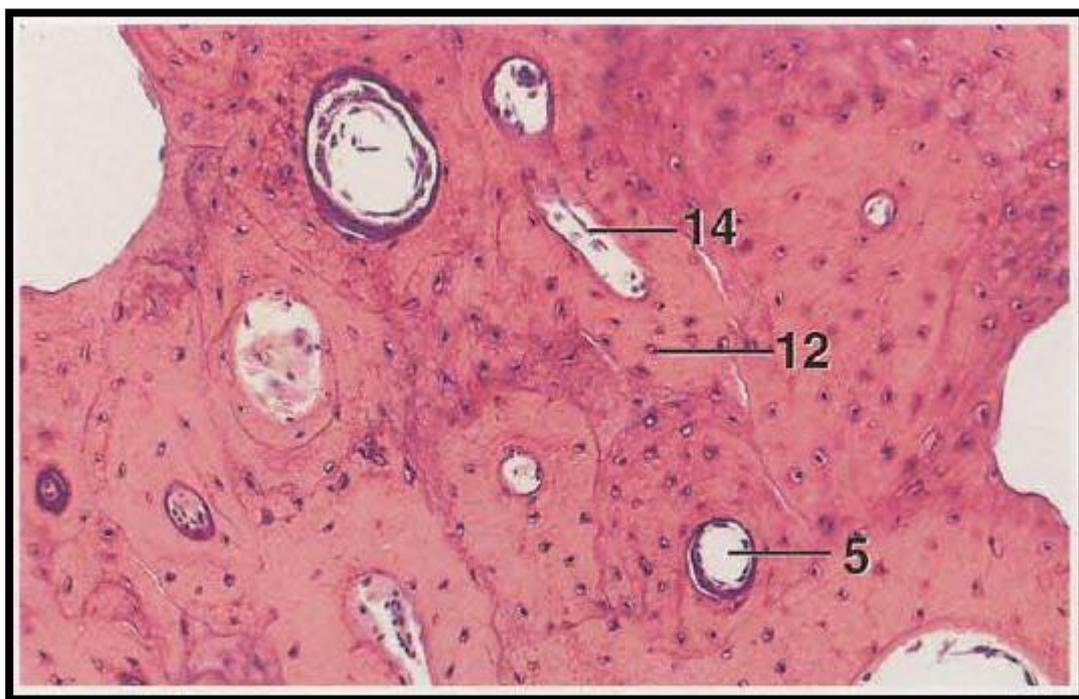


Figure 12: Os compact (Humérus décalcifié du poulet) (Bacha et Bacha, 2014).

5/canal Haversien (canal central), 12/ ostéocyte, 14/ canal de Volkmann (canal perforant).

2.1.3.2.1.1 Systèmes fondamentaux

Ces systèmes comprennent les lamelles circonférentielles extérieures, déposées par le périoste pour renforcer la paroi de la diaphyse, ainsi que les lamelles circonférentielles intérieures (figure 13), déposées par l'endoste pour accroître l'épaisseur de cette paroi (Pakurar et Bigbee, 2004).

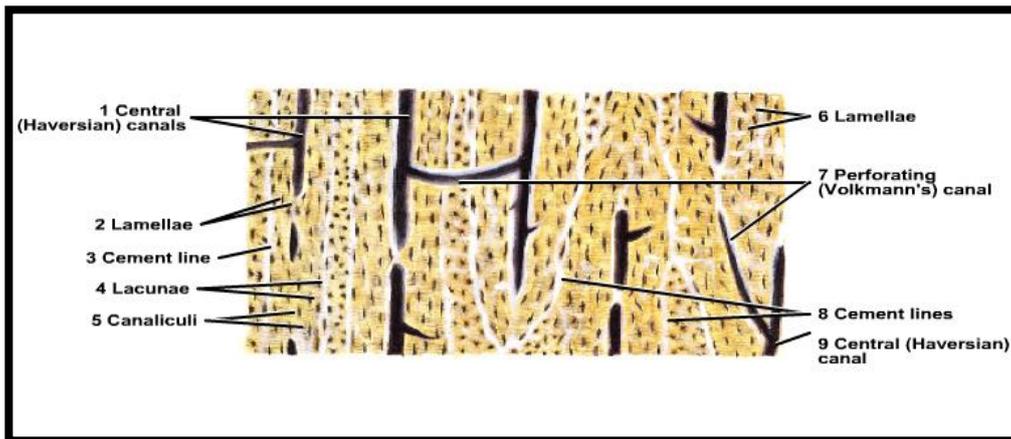


Figure 13: Os compact (section longitudinale) (Eroschenko, 1996).

2.1.3.2.1.2 Systèmes de Havers

Les systèmes haversiens, ou ostéons secondaires, représentent les unités structurales de base de l'os cortical mature (Brits *et al.*, 2014 ; Maggiano *et al.*, 2020). Composés de 5 à 30 lamelles concentriques, les ostéons présentent différentes orientations de fibrilles de collagène et entourent (Lefèvre *et al.*, 2019) un petit canal central contenant vaisseaux sanguins, nerfs, tissu conjonctif lâche et endoste (figure 14) (Mescher, 2016).

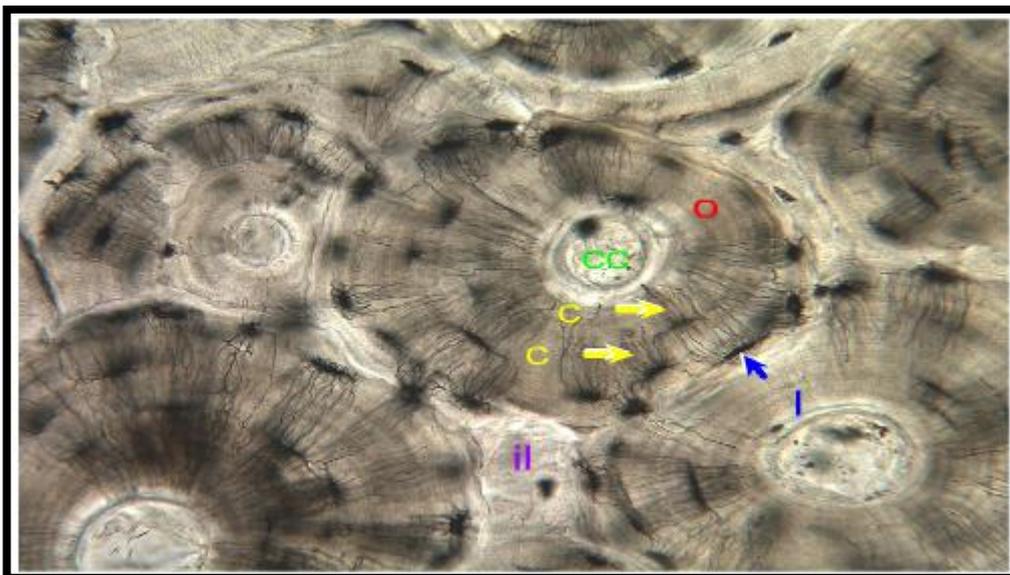


Figure 14: Structure de l'os compact (X400) (Eurell et Frappier, 2006).

O/ osteon, CC/ canal central, L/ lacune, C/ canaliculi, il/ lamelles interstitielles.

Les systèmes haversiens se distinguent des ostéons primaires par la présence d'une ligne de ciment distinctive, leur plus grande taille et le fait qu'ils croisent des lamelles circonférentielles, créant des lamelles interstitielles distinctes (Hillier et Bell, 2007; Crescimanno et Stout, 2012).

2.1.3.2.2 Tissu osseux lamellaire non haversien (trabéculaire)

L'os spongieux forme la partie interne des os longs, la couche immédiatement adjacente à la cavité médullaire, ainsi que les extrémités des os longs et tout sauf la coquille des os courts (Clarkson, 1897). Composé de trabécules semblables à un nid d'abeille (Cvetkovic *et al.*, 2013), l'os spongieux est traversé par des lamelles trabéculaires, créant des espaces remplis de moelle osseuse. Les ostéocytes sont logés dans les trabécules (figure 15) et connectés par des canalicules qui facilitent l'échange de métabolites (Zoetis *et al.*, 2003). La différence entre le remodelage de l'os trabéculaire et de l'os cortical réside dans le fait que l'os trabéculaire est creusé par un BMU (Basic Multicellular Unit), tandis que l'os cortical est creusé et reste sous forme de cône de coupe, qui est finalement réparé par de l'os nouveau (Lieberman et Friedlaender, 2005).



Figure 15: Os trabéculaire (H&E, X50) (Heath *et al.*, 2006).

MH/ espaces médullaires hématopoiétique, T/ trabécules.

Tableau 13: Classification osseuse basée sur l'apparence brute (Dongmei *et al.*, 2010).

Types d'os	Apparence brute (forme)	Caractéristiques	Emplacements principaux	Fonctions principales
Os compact	Uniforme; pas de trabécules et de spicules	Densité plus élevée; lamelles disposées en motif circulaire	Partie externe de l'os (os cortical)	Protection et support
Os spongieux	Forme irrégulière; trabécules et spicules présents; entouré par les cavités de la moelle osseuse	Densité inférieure ; lamelles disposées en parallèle	Noyau interne de l'os (os médullaire)	Soutien; production de cellules sanguines

2.2 Physiologie osseuse

2.2.1 Formation de l'os (ostéogénèse)

Le processus de formation osseuse est minutieusement régulé et implique la différenciation des cellules souches mésenchymateuses en ostéoblastes. Ces ostéoblastes génèrent une matrice collagène extracellulaire distinctive, laquelle se minéralise ultérieurement avec le dépôt de cristaux d'hydroxyapatite (Zhang, 2010).

La formation du tissu osseux peut suivre deux voies distinctes : l'ossification endochondrale (croissance à partir du cartilage) et l'ossification intramembranaire (croissance à partir de la membrane) (Fratini *et al.*, 2013) (tableau 14). L'ossification intramembranaire résulte de la différenciation directe des cellules mésenchymateuses pour former un nouvel os, un processus qui semble ne pas dépendre de l'angiogénèse

(Wang *et al.*, 2007). En revanche, l'ossification endochondrale prévaut dans le développement embryonnaire des os longs tels que le fémur et le tibia, ainsi que dans le processus de guérison des fractures par la formation de cal osseux. Dans cette modalité de formation osseuse, les zones hypoxiques du cartilage avasculaire permettent la stabilisation de HIF-1, favorisant ainsi la production de VEGF qui, à son tour, stimule l'angiogenèse. Ce processus est suivi de l'invasion de cellules osseuses, conduisant à une nouvelle formation osseuse (Gerber et Ferrara, 2000; Portal-Nunez *et al.*, 2012).

Les processus d'ossification osseuse intramembraneuse et endochondrale se produisent à proximité de la croissance vasculaire (Kanczler et Oreffo, 2008). Dans les deux voies d'ostéogénèse, l'angiogenèse, associée à la production de facteur de croissance endothélial vasculaire (VEGF), joue un rôle critique, qu'il soit généré par les chondrocytes hypertrophiques dans le cas de l'ossification endochondrale, ou par les cellules mésenchymateuses en différenciation, comme observé dans l'ossification intramembraneuse (Filipowska *et al.*, 2017).

Dans le processus d'ossification endochondrale, les cellules se différencient des condensations mésenchymateuses en chondrocytes. Ces chondrocytes sécrètent une matrice extracellulaire cartilagineuse riche en protéoglycanes, glycosaminoglycanes (GAG) et collagène (types II et X). Par la suite, les chondrocytes subissent un processus de différenciation stratifiée et d'apoptose, permettant le remplacement progressif du cartilage par du tissu osseux. En revanche, lors de l'ossification intramembraneuse, les cellules mésenchymateuses se différencient directement en ostéoblastes osseux (Rigueur et Lyons, 2014).

2.2.1.1 Ossification intramembraneuse

Dans le processus de développement des os intramembranaires, la formation osseuse primaire se produit sans la nécessité d'un précurseur cartilagineux (Crowder et Stout, 2011). À la différence de l'ossification endochondrale, qui implique le développement osseux à travers le cartilage, l'ossification intramembraneuse se caractérise par la différenciation directe des progéniteurs en ostéoblastes (Grosso *et al.*, 2017).

L'ossification intramembraneuse résulte de la transformation directe des cellules mésenchymateuses en ostéoblastes, lesquels sont responsables de la formation osseuse. Ce processus est particulièrement observé dans le développement des os plats de la voûte crânienne, comprenant les lignes de suture crânienne, ainsi que certains os faciaux, parties de la mandibule et de la clavicule (Bilezikian *et al.*, 2008) (figure 16).

Au cours de l'ossification intramembraneuse, l'os émerge du mésenchyme du tissu conjonctif. Des cellules se différencient directement en ostéoblastes, initiateurs de la production de la matrice osseuse (Eroschenko, 2008). Les cellules ostéoprogénitrices subissent également une différenciation en ostéoblastes, entamant la synthèse et la sécrétion de l'ostéoïde. Le collagène constitue la première composante sécrétée de l'ostéoïde, tandis que les autres composants de la substance fondamentale sont produits ultérieurement (Eurell et Frappier, 2006).

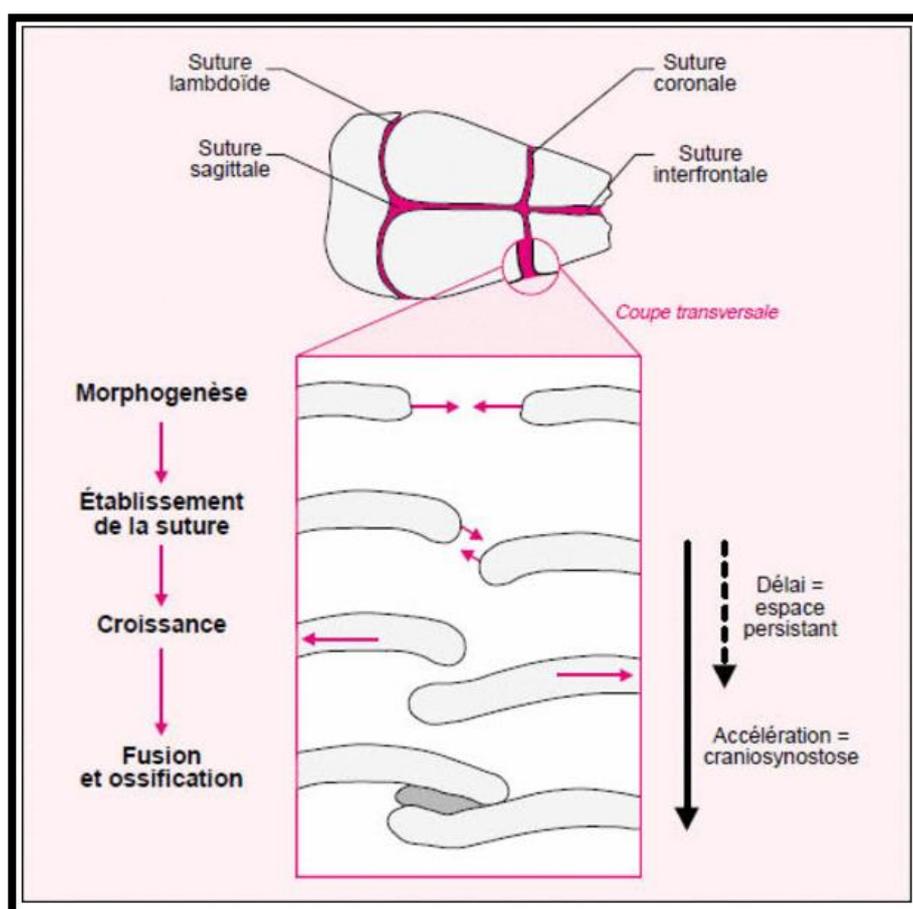


Figure 16: Dynamique des sutures crâniennes (Ducy, 2001).

Les ostéoblastes sécrètent la matrice osseuse qui, par la suite, subit une calcification, entraînant l'encapsulation des ostéoblastes qui évoluent alors en ostéocytes (Junqueira *et al.*, 2001). Les fines extensions cytoplasmiques des ostéocytes se rétractent pour former des prolongements délicats à l'intérieur des canalicules.

Les cellules ostéoprogénitrices localisées à la surface des centres d'ossification subissent une division cellulaire par mitose, donnant naissance à de nouveaux ostéoblastes, qui à leur tour contribuent à la fabrication continue de l'os. La constitution progressive de l'os se réalise par la fusion de centres d'ossification adjacents, conduisant à la formation d'un os au motif grossièrement spongieux (Heath *et al.*, 2006) (figure 17).

La régulation de l'ossification intramembraneuse implique divers facteurs de régulation, parmi lesquels les TGF β , les BMP, les FGF et la signalisation Wnt, qui ont tous démontré leur capacité à réguler la différenciation cellulaire et la survie de manière spatio-temporelle (Ornitz et Marie, 2015).

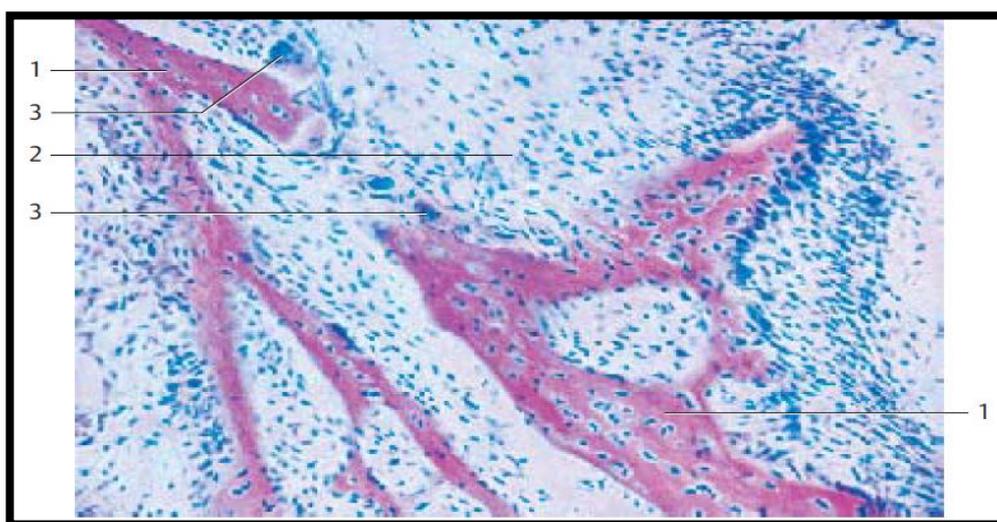


Figure 17: Ostéogénèse membranaire-os pariétal (H&E, X90) (Kuhnel, 2003).

1/ lamelles ostéoïdes avec ostéocytes, 2/ tissu conjonctif embryonnaire (mésenchyme), 3/ ostéoclaste.

2.2.1.2 Ossification endochondrale

Les os de la colonne vertébrale, du bassin et des extrémités subissent un processus de formation initiale en tant que modèles de cartilage, qui sont ultérieurement

remplacés par du tissu osseux, un mécanisme connu sous le nom d'ossification endochondrale (An et Martin, 2003).

Au cours de l'ossification endochondrale, les cellules impliquées dans la formation du cartilage et de l'os expriment des composants matriciels extracellulaires distincts et uniques à différentes étapes du processus. La séquence de l'ossification endochondrale est caractérisée par la formation d'une matrice de collagène, le dépôt d'ions calcium, et l'apparition successive de protéines osseuses telles que l'ostéocalcine, la phosphatase alcaline, l'ostéopontine et la sialoprotéine osseuse (Chang *et al.*, 2007).

Dans le déroulement normal de l'ossification endochondrale, la dégradation de la matrice cartilagineuse minéralisée est orchestrée de manière étroite avec le dépôt d'une matrice osseuse caractéristique. Cette coordination est assurée par l'action synergique des ostéoclastes/chondroclastes qui dégradent la matrice cartilagineuse et des ostéoblastes qui déposent la matrice osseuse (Nakashima *et al.*, 2002). La croissance et le développement des os longs se réalisent à travers le processus d'ossification endochondrale, où un modèle de cartilage est initialement formé pour être progressivement remplacé par du tissu osseux (Ahmed *et al.*, 2013) (figure 19).

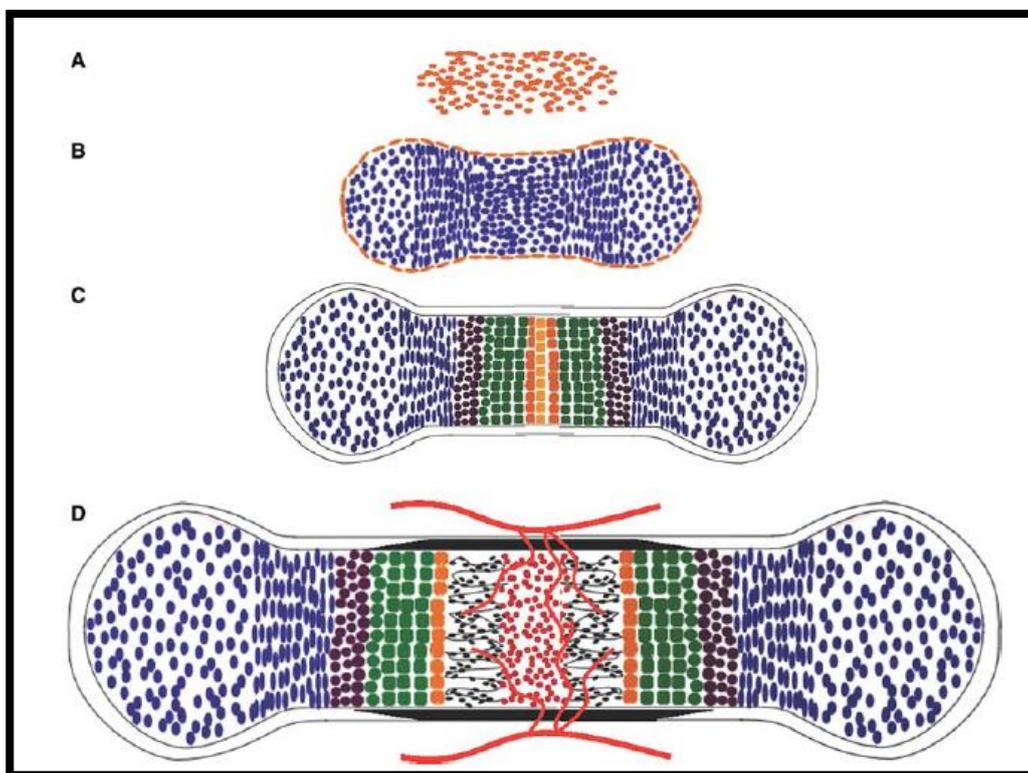


Figure 18: Développement de l'os endochondral (Long et Ornitz, 2013).

Au début de l'ossification endochondrale, les cellules progénitrices mésenchymateuses se condensent et subissent une différenciation pour former des rudiments cartilagineux (Daisuke *et al.*, 2012) (figure 18 ; A et B). Les chondrocytes, jouant un rôle central dans ce processus, contribuent à la croissance longitudinale par le biais de la prolifération, de la sécrétion de la matrice extracellulaire (MEC) et de l'hypertrophie (Mackie *et al.*, 2011) (figure 18; C).

La zone des chondrocytes hypertrophiques est ensuite envahie par des vaisseaux sanguins, des ostéoblastes et des ostéoclastes, amorçant ainsi l'ossification de la matrice cartilagineuse (Estrada *et al.*, 2011) (figure 18; D).

L'ossification endochondrale contribue à l'augmentation de la longueur osseuse, et des modifications du diamètre osseux et de l'épaisseur du cortex surviennent tout au long de la croissance et de la vie, grâce à des processus de modélisation osseuse par apposition ou résorption au niveau des surfaces périostées et endocorticales (Zimmermann *et al.*, 2019).

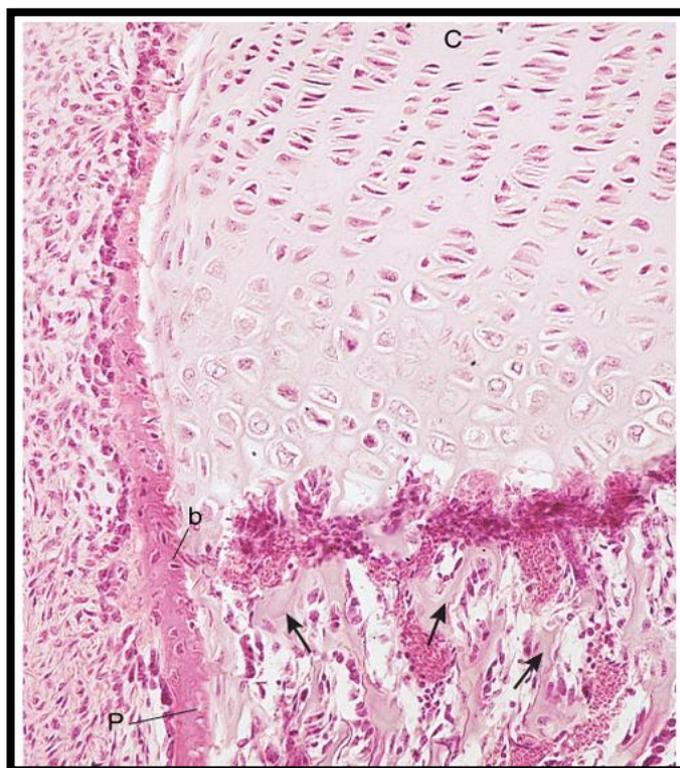


Figure 19: Formation de l'os endochondral (X14) (Gartner et Hiatt, 2000;Gartner et Hiatt, 2007).

C/ chondrocytes, flèches / complexe osseux, b/ os, P / périoste.

Tableau 14: Comparaison des ossifications endochondrale et intramembraneuse (Novais *et al.*, 2021).

	Ossification endochondrale	Ossification intramembraneuse
Procédé	Remplacement du cartilage Par de l'os	Conversion directe du mésenchyme en os
Site cellulaire	Principalement des os longs	Principalement des os plats
Origine embryonnaire	Cellules mésenchymateuses dérivées de la crête neurale	Cellules mésenchymateuses dérivées du mésoderme
Cellules fonctionnelles	Chondrocytes qui sécrètent la MEC pour former le cartilage	Ostéoblastes qui sécrètent la matrice ostéoïde

CHAPITRE 2

MATÉRIEL ET MÉTHODES

Chapitre 2 : Matériel et méthodes

1 Objectif

L'objectif de cette étude est d'évaluer les effets d'un régime alimentaire déficient au complexe minéral vitaminique (C.M.V), l'effet de l'obscurité, la coccidiose intestinale et l'oxytétracycline (OTC) sur les performances de croissance, la structure osseuse (les dimensions osseuses: poids, longueur et diamètre ...), les caractéristiques de la qualité de l'os (l'indice de Seedor) et certains paramètres sanguins (Calcémie) chez le poulet de chair au cours d'un cycle d'élevage de 42 jours.

2 Site et période de l'étude

2.1 Site de l'étude

La présente étude a été réalisée au niveau d'un bâtiment d'élevage privé situé dans la commune de Ksar Sbahi (Kadiofala) wilaya d'Oum El-Bouaghi, Algérie.

Ksar Sbahi est situé à l'extrême nord de la wilaya, à une distance de 40 kilomètres au nord-est d'Oum El-Bouaghi. Il est limitrophe de la wilaya de Guelma ainsi que de Souk Ahras. Perché sur une crête montagneuse à une altitude de 850 mètres (figure 20).

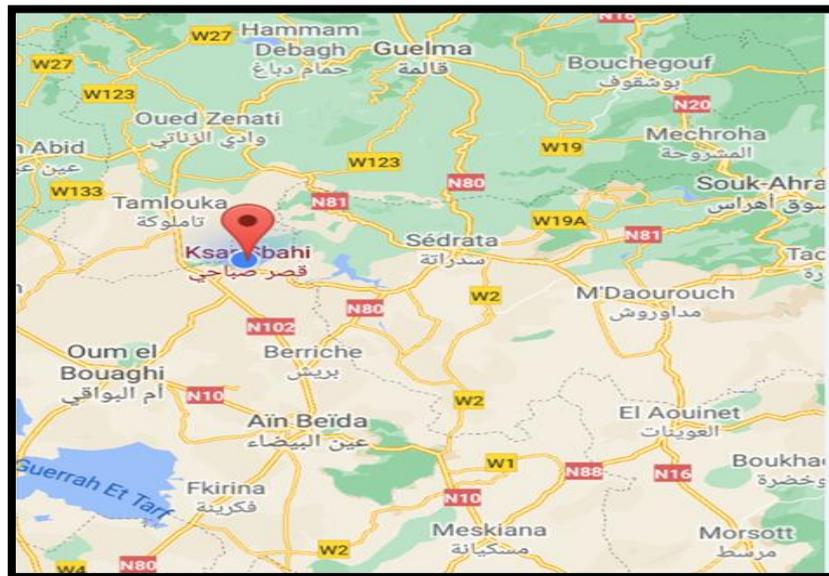


Figure 20: Carte géographique de localisation de la région d'étude

Source : Google Maps

2.2 Période de l'étude

Ce travail a été fait pendant 42 jours (08 Avril 2021 jusqu'au 20 Mai 2021)

3 Échantillonnage

Notre travail est porté sur des poussins de chair d'un jour, de la souche Cobb 500, issus d'un même couvoir privé (Berouaken, commune de Boudouaou, wilaya de Boumerdes). Les poussins ont été mis en place le 08 Avril 2021 dans notre bâtiment. Ces poussins ont été élevés en bande unique dans les conditions standards d'un élevage de poulets de chair jusqu'à l'âge de 7 jours. Deux cents poussins ont été pris au hasard et repartis sur cinq lots (un lot témoin et quatre lots expérimentaux).

4 Conduite d'élevage

4.1 Bâtiment d'élevage

4.1.1 Caractéristiques

Les cinq lots ont été élevés dans un bâtiment (figure 21) qui avait les caractéristiques suivantes :

- Les murs en brique
- Quinze fenêtres grillagées de 1m de longueur et 40 cm de largeur
- Deux portes en fer
- Le sol en béton (dallé)
- Le toit est une dalle



Figure 21: Bâtiment d'élevage (vue extérieur et intérieur) (photo personnelle).

4.1.2 Préparation du bâtiment d'élevage

La préparation du bâtiment a été faite 48 heures avant l'arrivée des poussins, nous avons bien vidé et nettoyé le bâtiment, nous avons badigeonné de la chaux vive sur toutes les surfaces (murs et sol), le sol a été recouvert par un mélange de copeaux de sciure de bois et de la paille haché. Nous avons installé un réservoir d'eau, les radiants à gaz de butane, le thermomètre et l'éclairage (lampes) a été mis en place, tous le matériel d'élevage (les mangeoires, les abreuvoirs,...) a été également lavé et désinfecté par le Biocid 30.

Le bâtiment a été préchauffé 48h avant la mise en place des poussins ; car le poussin d'un jour est trop fragile et il exige une température élevée (32°C).

4.1.3 Éclairage et ambiance du bâtiment

♦ **Sol** : le sol est conçu en ciment (bétonné), recouvert d'une litière composée d'un mélange de copeaux de sciure de bois et de la paille hachée (figure 22) qui permet d'absorber l'humidité de la matière fécale, et permet de limiter la perte de la chaleur des poulets.



Figure 22: Litière en copeaux de sciure de bois et de la paille hachée (photo personnelle).

◆ **Lumière (éclairage)** : le bâtiment était éclairé grâce à la lumière artificielle des ampoules (lampes) d'intensité lumineuse de 40Watt. La durée d'éclairage du bâtiment est de 24 heures sur 24 heures (24h/24h), le rôle de la lumière est de stimuler les poussins à bien manger, à bien boire et à bien se chauffer.

◆ **Ventilation** : elle est de type statique assuré grâce à des fenêtres.

◆ **Chauffage** : des thermomètres sont installés pour mesurer la température ambiante à l'intérieur du bâtiment. La température ambiante initiale à l'intérieur du bâtiment a été maintenue à environ 32°C pendant les dix premiers jours de la vie des poussins puis à partir des 10^{ème} jours la température ambiante a été réduite à 27°C jusqu'à l'âge adulte. Le chauffage est assuré par des éleveuses (radiantes) de type parabolique fonctionnant au gaz de butane (figure 23), les éleveuses sont allumées 24 heures avant la mise en place des poussins pour assurer un préchauffage du bâtiment.



Figure 23: Eleveuse à gaz de butane (photo personnelle).

4.2 Arrivée et mise en place des poussins

Dans notre étude, les poussins utilisés sont de souche Cobb 500 de type chair fournis par le couvoir de (Berouaken, Boudouaou, wilaya de Boumerdes) et âgés d'un jour, ils ont été mis en place le 08 Avril 2021 dans notre bâtiment. Ils ont été réceptionnés dans des cartons. Chaque carton contenait 100 poussins, répartis en quatre compartiments ; chaque compartiment contenait 25 poussins.

À l'arrivée ; les poussins ont été élevés en masse unique dans les conditions standard durant les deux premières semaines de leur vie. Ils ont été mis sous eau sucrée à raison de 20 g/l pour leur fournir de l'énergie rapidement et pour une bonne réhydratation des poussins, puis ils ont été mis sous antistress (Vigal*Erythromycine : CEVA ; santé animale) et ce pour les prévenir des effets liés au stress d'un long voyage.

4.3 Alimentation et abreuvement

L'alimentation des animaux est assurée par un aliment équilibré commercialisé par le groupe ABED PLUS de fabrication de produit d'alimentation animale de Bir El Arch, wilaya de Sétif.

L'aliment utilisé a une composition adaptée à la période d'élevage (démarrage, croissance et finition); il est composé de maïs, tourteaux de soja, phosphates, l'huile de table, vitamines, antioxydants, calcium, suppléments alimentaires et d'un complexe minéralo-vitaminique (CMV).

L'eau et l'aliment étaient distribués ad libitum (à volonté) ; la distribution était réalisée manuellement. Le système de distribution d'eau est assuré par un réservoir (citerne d'eau) en plastique (bac à eau) d'une capacité de 500 L.

4.4 Conduite sanitaire et prophylactique

De la mise en place des poussins jusqu'à la fin du cycle d'élevage (42 jours), le suivi de l'élevage est assisté par le Docteur vétérinaire Mokrani Anis.

Durant tout leur cycle de vie les poussins ont été soumis au protocole vaccinal habituel contre les maladies suivantes (Newcastle, la Bronchite infectieuse et Gumboro) et avant chaque vaccin, on a réalisé une période de soif (une heure et demi), les poussins ont été vaccinés contre la maladie de Newcastle souche (B1) et la Bronchite infectieuse souche (H120) par le vaccin HIPRAVIAR-B1/H120 à l'âge de 7 jour et un rappel avec le vaccin HIPRAVIAR- S contre la maladie de Newcastle, souche (La Sota) à l'âge de 21jours et ils ont été vaccinés aussi contre la maladie de Gumboro par le vaccin HIPRAGUMBORO- CH/80(vaccin vivant cloné) à l'âge de 14jours (tableau 15). Durant les jours de la vaccination ; une administration d'un antistress (Vigal ou Vigosine) avant et après le vaccin a été effectuée pour atténuer le stress vaccinal.

Tableau 15: Programme de prophylaxie médicale

Age en jours	Produits ou Vaccins	Indications	Voie d'administration	Posologie (Dose)
J1	Eau sucrée + Vitamines	Source d'énergie	L'eau de boisson	
J6	Vigal (Erythromycine)	Antistress+ Prévention des réactions post-vaccinales	L'eau de boisson	
J7	HIPRAVIAR-B1/H120	Lutte contre la maladie de Newcastle + la Bronchite infectieuse	L'eau de boisson	Une dose/1000 poussins/10L
J13	Vigosine	Antistress+ Hépatoprotecteur	L'eau de boisson	
J14	HIPRAGUMBORO-CH/80	Lutte contre la maladie de Gumboro	L'eau de boisson	Une dose/1000 poussins/10L
J18 et J19	Algecox	Anticoccidien	L'eau de boisson	
J20	Vigosine	Antistress+ Hépatoprotecteur		
J21	HIPRAVIAR- S	1 ^{er} rappel contre Newcastle	L'eau de boisson	Une dose/1000 poussins/10L
J28 et J29	Cocciopan	Anticoccidien	L'eau de boisson	

5 Matériel d'élevage et de laboratoire

Pour la réalisation de ce travail nous avons utilisé comme matériel (matériel d'élevage et de laboratoire) (figure 24 et tableau 16):

5.1 Matériel d'élevage

- Des mangeoires en plastique de type siphon de petites dimensions adaptées au premier âge.
- Des mangeoires en plastique de type siphon de grandes dimensions utilisées pour les animaux en deuxième âge.
- Des abreuvoirs en plastique de type siphon, à remplissage manuel utilisés en premier âge.
- Des abreuvoirs linéaires en acier utilisés à l'âge adulte



Figure 24: Ustensiles d'alimentation et d'abreuvement (photo personnelle).

5.2 Matériel de laboratoire

Le matériel de laboratoire utilisé dans notre étude est résumé dans le tableau suivant :

Tableau 16: Matériel d'analyse utilisé

Appareillage	Produits et solutions	Autres
<ul style="list-style-type: none"> - Balance électronique - Balance de précision (AS 220.R2 PLUS) - Thermomètre mural - Autoclave à vapeur (Sanoclav) - Etuve (ESCO Isotherm) - Four à moufle (Nabertherm) - Automate (BAVIMED). - Distributeur de la paraffine (MEDAX). - Pompe à vide - Plaque chauffante. - Plaque réfrigérée (SLEE mainz MPS/C). - Microtome (Leica Jung Histocut 820). - Bain marie (GFL 1052). - Microscope optique (Zeiss Axioskop 20). 	<ul style="list-style-type: none"> - Acide formique - Eau distillée - Formol - Ethanol - Xylène - Paraffine - Solution de Mayer - Eukitt - Hématoxyline - Éosine 	<ul style="list-style-type: none"> - Bavettes - Blouse - Cassettes en plastiques - Gants - Tubes pour prélèvement du sang - Pied à coulisse - Béchers - Creusets en porcelaine - Moules en acier inoxydable - Lames et lamelles. - Stylo en tête de diamant

6 Constitution des lots de poulet

À l'âge d'une semaine ; les 200 poussins males choisis ont été répartis de façon aléatoire en cinq lots (figure 25) (40 sujets par lot) dès le J7 comme suit (tableau 17) :

- Lot témoin:** Poussins élevés dans les conditions normales.
- Lot expérimental 1:** Poussins recevant une alimentation carencée en complexe minéraux vitaminiques (C.M.V).
- Lot expérimental 2:** Poussins élevés en lumière tamisée.

•**Lot expérimental 3:** Poussins non traités par les anticoccidiens + des fientes infectés par des oocystes.

•**Lot expérimental 4:** Poussins recevant dans l'eau additionnée un antibiotique : l'oxytétracycline (OTC) à 50%, la quantité d'OTC dissoute dans l'eau a été de 10g/20L.

Tableau 17: Répartition des poulets en cinq lots

Période de l'expérience	Répartition des animaux				
J01 à J07	Animaux élevés ensemble				
J07 à J42	Répartition en lot				
	Lot C	Lot E1	Lot E2	Lot E3	Lot E4
Effectif	40	40	40	40	40

J: jour, Lot C: lot controle, Lot E1: lot expérimental 1, Lot E2: lot expérimental 2, Lot E3: lot expérimental 3, Lot E4: lot expérimental 4.

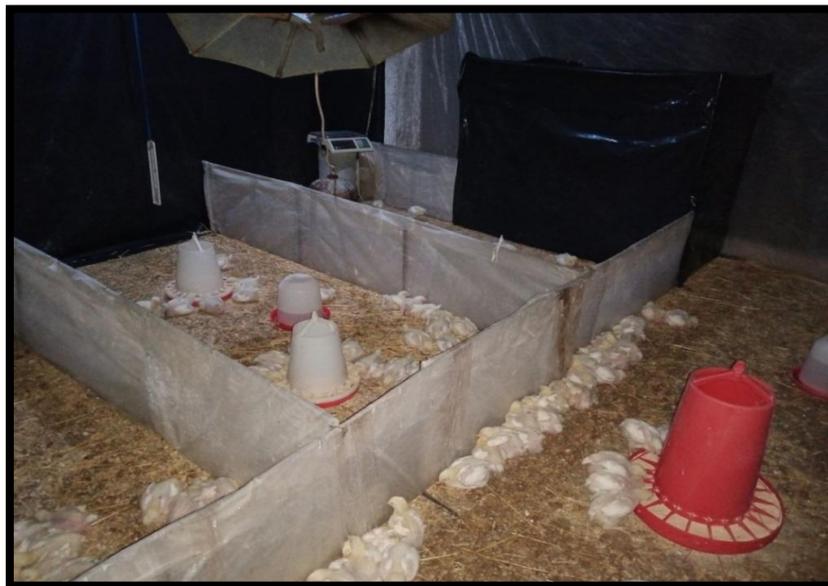


Figure 25: Mise en lot des poussins (photo personnelle).

7 Paramètres étudiés

Cette expérimentation présente un volet zootechnique et un volet biochimique

D'un point de vue zootechnique, on a évalué les performances de croissance des différents lots de poulets en tenant compte de l'évolution pondérale des poussins et de la longueur des fémurs.

L'étude biochimique a visé le dosage du Ca sanguin.

7.1 Paramètres zootechniques

7.1.1 Performances de croissance

7.1.1.1 Poids vif moyen

La pesée régulière d'un échantillon des poussins permet de suivre l'évolution de leur croissance. Les poussins ont été pesés à l'aide d'une balance électronique (figure 26) de façon individuelle à partir de J7 (le jour de la mise en place des lots des poussins) puis le poids a été relevé chaque semaine jusqu'à J42 afin de déterminer le gain moyen quotidien (GMQ).



Figure 26: Pesée des poulets (photo personnelle).

7.1.1.2 Gain moyen quotidien (GMQ)

Il est calculé à partir des poids vif (PV) (Hien *et al.*, 2018).

$$\text{GMQ (g/jour)} = \text{PV}_j - \text{PV}_i / \text{nombre de jours entre les dates } i \text{ et } j$$

7.1.1.3 Prélèvement et mesure de la longueur du fémur

À J28, J35 et J42, cinq poulets/lot ont été choisis au hasard et sacrifiés, plumés et les cuisses ont été désossé afin d'obtenir le fémur puis les fémurs gauches mis à nu ont été enlevés, après l'enlèvement des fémurs nous avons mesuré sa longueur de l'extrémité proximale à l'extrémité distale et leurs diamètres à l'aide d'un pied à coulisse. Les fémurs gauches (FG) ont été congelés dans des sacs en plastique étiquetés et ils ont gardé pour les mesures métriques et pondérales (aspect macroscopique).

7.1.1.4 Qualité de l'os fémoral (Indice de Seedor)

La densité minérale osseuse peut également être mesurée à l'aide de la composition minérale osseuse, de la résistance à la rupture, ou de l'indice de Seedor (Almeida Paz *et al.*, 2008).

Le critère de la densité osseuse ou l'indice de Seedor a été calculée à l'aide de la formule décrite par Seedor *et al.*, (1991) :

$$\text{Indice de Seedor} = \text{Poids de l'os (mg)} / \text{Longueur de l'os (mm)}$$

7.2 Paramètres biochimiques

Les analyses biochimiques ont été réalisées au niveau de laboratoire d'analyse médicale privé.

7.2.1 Mesure de la calcémie

7.2.1.1 Prélèvement du sang

La prise du sang est faite trois fois à l'âge de (J28, J35 et J42). Cinq poulets de chaque lot ont été choisis de façon aléatoire pour prélever du sang après abattage (sacrifice par section du cou) ; les prélèvements sanguins ont été effectués à partir du sang veineux, les animaux ont été sacrifiés au niveau de la veine jugulaire et le sang prélevé était recueilli dans des petits tubes en plastiques munis de couvercles de 2 à 4 ml. Chaque animal retenu a subi un prélèvement sanguin sur un tube à héparine a servi au dosage du Ca sanguin.

7.2.1.2 Dosage de la calcémie

2 à 4 millilitres du sang étaient recueillis dans des tubes héparines à partir de cinq sujets de chaque lot.

7.2.2 Poids sec et minéralisation

Selon Park *et al.* (2003), la réfrigération et congélation n'ont aucun effet sur la cendre osseuse. Suivant la méthode décrite par Hall *et al.* (2003) ; les fémurs gauches ont été nettoyés de tous tissu accolé y compris le tissu conjonctif, le tissu musculaire, et même de leur cartilage articulaire ; pour cela ils ont été bouillis dans un autoclave de marque Sanoclav (figure 27) à 6,82 Kg de pression pendant 8-12 min. Ils ont été laissés refroidis et pesés à l'aide d'une balance de précision de marque AS 220.R2 PLUS- Radwag (figure 28) et les valeurs sont enregistrées comme poids net.



Figure 27: Autoclave de marque Sanoclav (photo personnelle).

Cette étape elle est faite au niveau du laboratoire bactériologique, Département des sciences vétérinaires, Institut des sciences vétérinaire et des sciences agronomiques. Université Batna 1.



Figure 28: Balance analytique de précision (photo personnelle).

Les deux étapes suivantes ont été faites au niveau au niveau du laboratoire sciences des aliments (L.S.A), Département de Technologie Alimentaire, Institut des sciences vétérinaire et des sciences agronomiques. Université Batna 1.

7.2.2.1 Détermination de la matière sèche et de la teneur en eau

Pour l'estimation de la teneur en eau ; les échantillons (les fémurs) ont été mis dans des creusets en porcelaine puis laissés à déshydrater dans une étuve (figure 29) à 105°C pendant 24 h (Mabelebele *et al.*, 2017 ; Akbari Moghaddam Kakhki *et al.*, 2018 ; Wensley *et al.*, 2020 ; Li *et al.*, 2020). Après le refroidissement des récipients ; la matière sèche restante est alors pesée et les valeurs sont enregistrées comme poids sec.

La matière sèche (MS) de l'échantillon sera calculée par la formule suivante :

$$\text{MS (\%)} = \frac{\text{Poids (MS) (g)}}{\text{Poids (échantillon) (g)}} \times 100$$

Le pourcentage de la teneur en eau est calculé en suivant le modèle mathématique suivant :

$$\text{H}_2\text{O} (\%) = 100 - \text{MS} (\%)$$



Figure 29: Étuve utilisée pour la dessiccation des échantillons (photo personnelle).

7.2.2.2 Calcination sèche (méthode de dosage des cendres)

Les fémurs ont été incinérés dans un four à moufle (figure 30) à 550°C pendant 24 h pour mesurer le poids de la cendre osseuse et calculer le pourcentage de cendre (Pardy *et al.*, 2004; Bai, *et al.*, 2022).

La teneur en cendres brutes (%) de l'échantillon est donnée par la formule suivante :

$$\text{Cendres} (\%) = \frac{\text{poids cendre (g)} \times 100}{\text{poids sec de l'échantillon (g)}}$$



Figure 30: Four à moufle (photo personnelle).

8 Traitement histologique et observation microscopique

Les fémurs droits (FD) ont été destinés à l'étude histologique (aspect microscopique) (figure 34).

La partie d'histologie est faite au niveau du laboratoire d'histologie, Département des sciences vétérinaires, Institut des sciences vétérinaire et des sciences agronomiques. Université Batna 1.

8.1 Réalisation des coupes histologiques

8.1.1 Fixation de l'os

Les échantillons obtenus sont immédiatement fixés dans des agents fixateurs chimiques après la réalisation du prélèvement. Dans notre travail les échantillons (les os) ont été fixés dans une solution de formol tamponné à 10% afin de prévenir la détérioration (l'autolyse) des tissus et de conserver la structure osseuse dans un état aussi proche que possible de l'état vivant (l'état initial).

La durée de la fixation dépend du volume de la pièce osseuse. En moyenne, elle nécessite une durée de deux à trois semaines ; elle est jugée satisfaisante lorsque la pièce osseuse est devenue blanchâtre, indice d'une bonne pénétration tissulaire (Membre, 1990).

Le fémur droit (FD) est découpé en une diaphyse et deux épiphyses. Les différentes parties sont alors fixées dans des tubes à prélèvements identifiés contenant le formol tamponné à 10%.

Protocole utilisé :

Pour préparer l'agent fixateur, il est recommandé de prévoir un volume environ 10 fois supérieur à celui de l'échantillon. Le formol tamponné est préparé selon le protocole suivant (Luna, 1968) :

* 100 ml formol 37- 40%.

* 900 ml eau distillée.

* 4 g phosphate de sodium monobasique.

* 6,5 g phosphate de sodium dibasique.

Ensuite, pour la préparation des récipients destinés à la fixation des échantillons, il est conseillé d'utiliser des flacons en plastique de petite taille munis d'un bouchon. Chaque récipient doit être étiqueté à l'extérieur avec une étiquette correspondant à l'échantillon qu'il contient.

◆ 1^{er} Lavage des échantillons

Les échantillons (les fémurs) sont sortis du fixateur et rincés par l'eau de robinet pendant au moins quatre heures afin d'éliminer l'agent fixateur

8.1.2 Décalcification

Les tissus contenant du calcium doivent subir une élimination du calcium avant l'enrobage, sauf si des études spécifiques nécessitant de l'os non décalcifié sont demandées (Carson et Hladik, 1997). Cependant, il existe de nombreuses méthodes alternatives pour préparer des coupes histologiques décalcifiées qui utilisent différents types d'instruments et de consommables (Crowder et Stout, 2011).

Dans notre étude, après un lavage à l'eau courante, la décalcification a été réalisée selon la technique décrite par An et Martin (2003). Une solution d'acide formique à 5% a été utilisée (Ranly *et al.*, 2005) pour décalcifier les os. La solution d'acide formique à 5% a été changée après le premier jour et agitée manuellement tous les deux ou quatre heures. La décalcification adéquate a été vérifiée par test de fléchissement. Après décalcification, les os (fémurs) sont mis dans des cassettes ; Pour cela ils sont coupés pour avoir une épaisseur de 4mm, la diaphyse est coupée transversalement (figure 31-A), alors que les deux épiphyses (proximales et distales) sont coupées longitudinalement (figure 31-B).

◆ 2^{ème} Lavage des échantillons

Après décalcification, les échantillons (les fémurs) sont coupés en petits morceaux et placés dans des cassettes en plastique identifiés et rincés par l'eau de robinet de façon continue pendant au moins quatre heures afin d'éliminer l'acide formique.

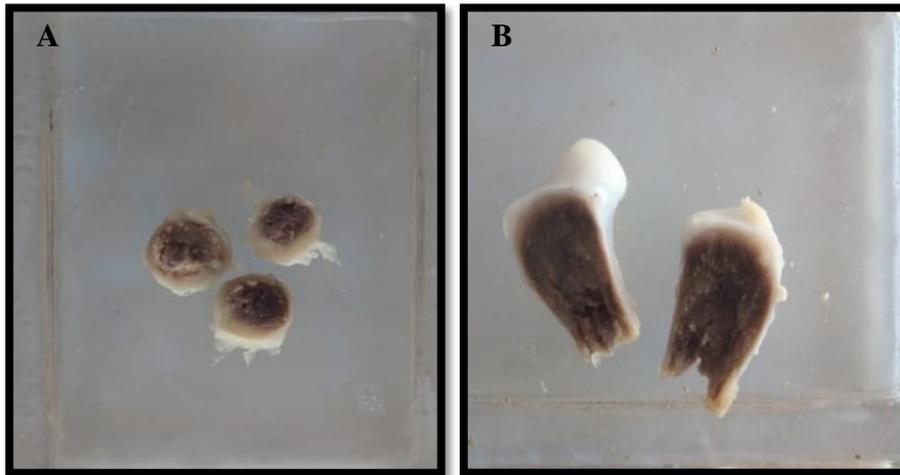


Figure 31: Les différentes coupes histologiques réalisées (photo personnelle).

A/ Diaphyse coupée transversalement, B/ Epiphyse coupée longitudinalement.

8.1.3 Inclusion par l'automate

Cette étape est effectuée à l'aide d'un automate d'histologie (Bavimed). Cet automate est équipé d'une série de bains contenant différentes solutions dans lesquelles les cassettes seront immergées successivement. Le processus démarre par le passage des échantillons à travers des bains contenant de l'éthanol de concentration croissante, jusqu'à ce que le tissu soit complètement déshydraté et saturé avec de l'éthanol à 100%. Ensuite, les échantillons sont infiltrés avec un agent éclaircissant, tel que le xylène, avant d'être infiltrés avec de la paraffine chaude pour remplacer le xylène.

8.1.3.1 Déshydratation

Nous avons effectué une déshydratation graduelle en plongeant les cassettes dans quatre bains successifs d'alcool éthylique, avec des concentrations croissantes : un bain contenant de l'éthanol à 70%, deux bains avec de l'éthanol à 95%, et enfin deux bains d'éthanol absolu à 100%, garantissant ainsi une déshydratation totale des échantillons. L'objectif de cette étape est de remplacer l'eau du tissu, qui n'est pas miscible avec la paraffine.

8.1.3.2 Éclaircissement (clarification)

Son objectif est de substituer l'alcool présent dans les tissus par un solvant compatible avec la paraffine, tout en rendant les tissus plus transparents. Ce solvant doit être miscible avec le déshydratant et l'agent d'inclusion (Ducup de Saint, 2006).

Dans notre étude on a immergé les échantillons dans deux bains successifs de xylène qui constitué le solvant de transition.

8.1.3.3 Imprégnation en paraffine

Le milieu d'inclusion doit présenter une dureté comparable à celle du tissu osseux lui-même afin d'éviter les vibrations et les fractures pendant la coupe. Il doit cependant être suffisamment souple pour faciliter cette coupe et la préhension des sections (Membre, 1990). L'imprégnation s'effectue dans deux bains successifs contenant la paraffine chauffée à une température de 58°C (température de fusion de la paraffine) afin de solidifier le tissu. Le tableau suivant, résume les trois étapes de l'inclusion à la paraffine.

Tableau 18: Étapes de l'inclusion à la paraffine (Douakha, 2018).

Étapes	Substances	Durée (h)
Déshydratation	Éthanol (70%)	1h
	Éthanol (95%)	1h
	Éthanol (95%)	1h
	Éthanol (100%)	1h
	Éthanol (100%)	1h
Éclaircissement	Xylène	1h
	Xylène	1h
Imprégnation en paraffine	Paraffine	1h
	Paraffine	> 1h

La dernière étape, la mise en blocs, est réalisée manuellement. Elle implique l'orientation appropriée du fragment tissulaire pour la coupe, suivi du placement de la paraffine dans de petits moules à température ambiante, ce qui entraîne son

durcissement et refroidit ainsi les fragments tissulaires prélevés. Après démoulage, on obtient des fragments tissulaires inclus dans un bloc de paraffine (Nuicer, 2021). La durée de traitement des fragments dans l'automate est de 24 heures. Par la suite, les blocs sont coupés à une épaisseur de 5 μm à l'aide d'un microtome (Bancroft et Stevens, 1996).

8.1.4 Mise en blocs

Cette phase est exécutée manuellement à l'aide d'un dispositif d'enrobage (un distributeur de paraffine) qui a été associé à une pompe à vide pendant au moins une demi-heure afin d'éliminer l'air contenu dans les tissus. Les échantillons sont inclus dans des moules spéciaux en acier inoxydable, dont le fond est rempli de paraffine liquide (Berghiche *et al.*, 2018). Les échantillons sont manipulés à l'aide d'une pince et placés dans le moule. Les bulles d'air sont éliminés en agitant doucement les tissus avec la pince, puis les échantillons sont positionnés et orientés dans le moule. L'orientation correcte du tissu dans le moule revêt une importance cruciale, car elle facilite la coupe au microtome et favorise une observation optimale des structures microscopiques (Fortier et Hould, 2003).

Cette étape est suivie d'un refroidissement immédiat des moules sur une plaque refroidissante à 4°C (la paraffine se durcit autour du tissu).

Après une solidification complète, les moules sont détachés, et les blocs des échantillons sont récupérés.

8.1.5 Coupes au microtome (coupe et étalement)

Des coupes de 5 μm d'épaisseur ont été réalisées au moyen d'une lame tranchante en acier inoxydable, en découpant un mince ruban.

Les coupes sont réalisées à l'aide d'un microtome rotatif manuel (LEICA, JUNG HISTOCUT 820) munis d'un réglage de l'épaisseur des coupes gradué de 0 à 50 μm .

Le ruban de tissu obtenu est ensuite émergé dans un bain-marie (bain de flottaison) d'eau chaude à 45°C et il est flotté sur une lame de microscope en verre qu'a été identifiée (gravée par un stylo à tête en diamant) en utilisant une petite quantité de la solution d'étalement (liquide de Mayer). Cette solution est préparée comme suit:

* 1 volume de glycérine.

* 1 volume d'albumine (blanc d'œuf).

Au moment de l'emploi, on prend un volume du mélange ci-dessus additionné de 20 volumes de l'eau distillée. L'emploi de cette solution (liquide de Mayer) a pour but de bien coller les coupes sur les lames afin d'éviter leurs détachement lors de l'étape de la coloration. Après ces étapes les lames sont séchées sur une plaque chauffante.

8.1.6 Coloration des lames

Elle a permis de mettre en évidence spécifiquement les différentes structures tissulaires et cellulaires. La coloration de routine la plus utilisée est l'hématoxyline-éosine.

8.1.6.1 Principe de la coloration Hématoxyline-Eosine (H&E)

Après séchage ; les lames sont colorées en H&E (Hématoxyline-Eosine) ; coloration standard utilisée pour l'examen microscopique des tissus qui ont été fixés, traités, intégrés et sectionnés (Cardiff *et al.*, 2014). Cette coloration est utilisée depuis plus d'un siècle pour mettre en évidence les structures des composants cytoplasmiques et nucléaires dans les cellules et les tissus (Chlipala *et al.*, 2020); L'hématoxyline colore les noyaux en violet alors que l'éosine colore les cytoplasmes en rose.

8.1.6.2 Méthode de la coloration des lames

La première étape de la coloration H&E est le déparaffinage. Le xylène et les substituts de xylène utilisés dans le traitement des tissus peuvent éliminer adéquatement la paraffine (Day, 2014) ; Les lames sont déparaffinées en les plongeant dans deux bains successifs de xylène. Ensuite, les coupes sont réhydratées en les passant à travers des bains d'éthanol de degré décroissant (100%, 95% et 80%), ce qui permet d'augmenter progressivement la quantité d'eau dans les tissus. Une fois les lames traitées dans de l'eau distillée, elles peuvent être colorées à l'hématoxyline pendant 15 minutes, puis rincées à l'eau du robinet pour éliminer l'excès d'hématoxyline et colorées à l'éosine. Enfin, les tissus doivent être déshydratés en les passant à travers de l'éthanol de degré croissant (figure 32).

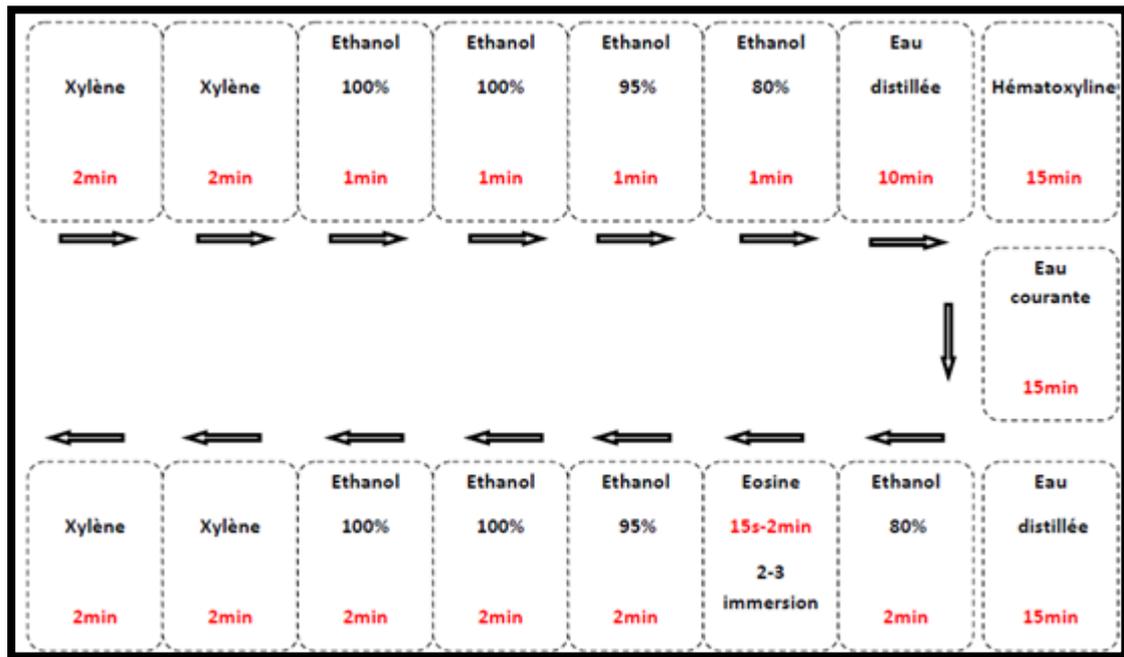


Figure 32: Protocole de la coloration H&E adapté du protocole de Prophet *et al.*, (1992).

8.1.7 Montage des lames

Il représente la dernière étape après la coloration et avant l'observation microscopique. Les lamelles sont collées aux lames grâce à un liquide de montage : Eukitt. Cette étape a pour but de préserver les coupes colorées et faciliter ainsi leur examen microscopique. Les lames sont alors prêtes à l'observation au microscope optique (MO).



Figure 33: Principales étapes de la réalisation des coupes histologiques.

8.2 Observation microscopique des lames

Après le séchage des lames à température ambiante et une fois qu'elles sont prêtes, une observation microscopique minutieuse est réalisée en passant du plus faible au plus fort grossissement. Ensuite, les photos sont prises à l'aide d'un microscope photonique Carl Zeiss Axioskop 20, équipé d'une caméra digitale DOM 300. Un filtre bleu a été installé au-dessus de la source lumineuse pour améliorer le contraste. Les images sont visualisées à l'aide du logiciel Oasis (Oasis Scientific Inc) et analysées avec Image J version 1.45s.

9 Réalisation des mesures

9.1 Mesures métriques et pondérales

Les mesures métriques et pondérales sont réalisées sur le fémur gauche.

9.1.1 Mesures métriques

Nous avons mesuré la longueur du fémur et les deux diamètres (le petit et le grand diamètre) qui sont mesurés au centre de la diaphyse. Elles ont été réalisées à l'aide d'un pied-à-coulisse.

9.1.2 Mesures pondérales

- Poids vif de poulet.
- Poids net du fémur.
- Poids sec du fémur
- Poids de la cendre osseuse du fémur

9.2 Mesures biochimiques

- Dosage de la calcémie
- Matière sèche
- Teneur en eau

9.3 Mesures histomorphométriques

Les mesures histomorphométriques sont effectuées à l'aide du logiciel Image J (figure 34), un outil puissant d'analyse d'images créé par l'Institut national de la santé (Reinking, 2007). Selon Egan *et al.* (2012), ce logiciel permet d'obtenir des mesures précises comparables à celles de logiciels plus coûteux. La microscopie et les techniques d'imagerie constituent des méthodes analytiques qui génèrent des résultats sous forme d'images pouvant être converties en données numériques pour une évaluation statistique. En effet, la segmentation des images a été utilisée pour extraire les paramètres morphométriques tels que la forme et la taille des objets (Sifre *et al.*, 2006).

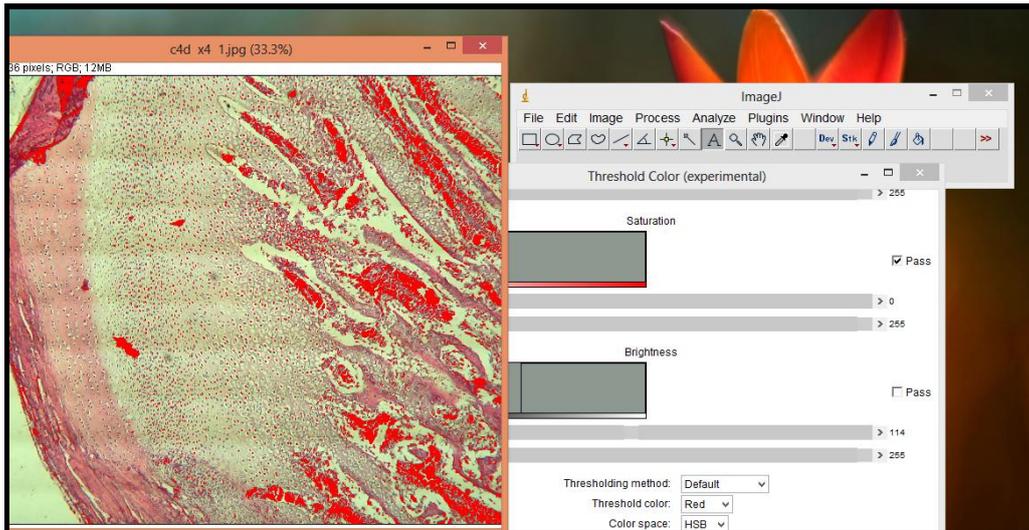
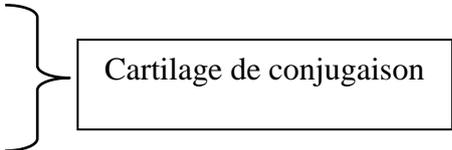


Figure 34: Interface du logiciel Image J version 1.45s.

9.3.1 Mesures linéaires

- Au niveau de la diaphyse avec l'objectif (X10) sur deux champs microscopiques : mesure de l'épaisseur du cortex.
- Au niveau des deux épiphyses (proximal et distal) avec l'objectif (X4) : mesure de la longueur de:
 - Cartilage articulaire.
 - Zone proliférative
 - Zone hypertrophique
 - Zone d'ossification



9.3.2 Mesures de surface

- Au niveau de la diaphyse avec l'objectif (X10) : mesure de
 - La densité osseuse du cortex (%) = la surface du tissu osseux/ la surface du cortex.
 - La cellularité (%) = la surface du tissu adipeux/ la surface de l'os.
- Au niveau des deux épiphyses avec l'objectif (X4) sur deux champs microscopiques : mesure de
 - La surface trabéculaire (%) = le volume trabéculaire/ le volume tissulaire.

10 Analyses statistiques des données expérimentales

L'analyse statistique des données expérimentales a été réalisée à l'aide d'un logiciel statistique SPSS version 25. Les données quantitatives ont été présentées en moyenne \pm écart-type (SD).

En plus de l'analyse ci-dessus, nous avons effectué un test d'analyse de la variance (ANOVA) pour mesurer la différence entre les différents groupes. Ce test a été utilisé pour déterminer s'il existait des différences statistiquement significatives entre les moyennes des données quantitatives collectées. Pour déterminer la signification statistique des résultats, un seuil de $P \leq 0,05$ a été utilisé. Cela signifie que si la probabilité calculée (valeur P) associée au test ANOVA est inférieure ou égale à 0,05, les résultats sont considérés comme statistiquement significatifs.

CHAPITRE 3

RÉSULTATS ET DISCUSSION

Chapitre 3 : Résultats et discussion

1 Anomalies macroscopiques (score lésionnel)

Les anomalies les plus concentrés dans notre élevage : la syngamose (la maladie du baille-bec) (figure 35-A), jabot bouché (gonflé) (figure 35-B). Les anomalies des pattes comprenaient la dermatite du coussinet plantaire (pododermatite) (figure 35-C) est généralement utilisée comme paramètre fiable pour le bien-être animal et représente en fait un critère d’audit dans l’Union européenne (Shepherd et Fairchild, 2010 ; Chen *et al.*, 2017), les dermatites du coussinet plantaire sont généralement classées en fonction de la profondeur des lésions et de la proportion de la zone touchée, et allant de la simple décoloration de la peau ou de l’hyperkératose aux formes ulcéreuses avec perte de substances (Nuicer *et al.*, 2020). Une autre pathologie observée dans notre étude c’est la déformation osseuse angulaire (valgus-varus) de l’articulation intertarsienne (figure 35- D) ; elle peut être observée dès 6 à 8 jours où ne peut pas devenir importante avant 3 à 4 semaines. Elle est généralement progressive et lorsque les jeunes poulets de chair sont touchés, ils deviennent généralement paralysés et ne peuvent pas accéder à la nourriture et à l’eau. Si une seule patte est touchée, l’oiseau ne peut pas descendre. La douleur associée à la déformation réduit l’activité et limite l’alimentation (Julian, 1998). Armoroso *et al.* (2013) indique que la croissance accélérée favorise les désordres métaboliques et entrave la minéralisation du squelette ce qui résulte en une forte apparition des pathologies osseuses.



Figure 35: Quelques anomalies rencontrées dans notre élevage ; **A** / *Syngamose* (maladie du baille-bec), **B**/ *Jabot bouché* (gonflé), **C**/ *Dermatite du coussinet plantaire* (Pododermatite), **D**/ *Déformation osseuse angulaire* (Valgus-varus).

2 Mesures métriques et pondérales

2.1 Taux de mortalité

Le taux de mortalité (TM) correspond au rapport du nombre total de sujets morts sur l'effectif initial des sujets exposés pendant une période (Mingoas *et al.*, 2017).

$$\text{TM (\%)} = \frac{\text{Nombre de sujets morts au cours d'une période} \times 100}{\text{Effectif en début de la période}}$$

Durant cette étude, le taux de mortalité est représenté dans le tableau suivant:

Tableau 19: Nombres des sujets morts et le taux de mortalité

Lot	Nombres des sujets	Total sujets morts	Taux de mortalité (%)
Lot C	40	3	7.5 %
Lot E1	40	13	32.5%
Lot E2	40	6	15%
Lot E3	40	11	27.5%
Lot E4	40	5	12.5%

C : contrôle, E1: lot expérimental 1, E2: lot expérimental 2, E3: lot expérimental 3, E4: lot expérimental 4.

Durant l'élevage il a été enregistré :

3 mortalités sur l'effectif témoin de 40 sujets, soit un taux de mortalité (TM) de 7.5%

13 mortalités sur l'effectif expérimental 1 de 40 sujets, soit un TM de 32.5%

6 mortalités sur l'effectif expérimental 2 de 40 sujets, soit un TM de 15%

11 mortalités sur l'effectif expérimental 3 de 40 sujets, soit un TM de 27.5%

5 mortalités sur l'effectif expérimental 4 de 40 sujets, soit un TM de 12.5%

La principale cause de la mortalité dans notre élevage était la carence alimentaire avec un taux de mortalité de 32.5% ce qui est en désaccord avec Moreki *et al.* (2011) et Ceylan *et al.* (2020) qui ont constaté que la mortalité n'a pas été affectée par les niveaux de réduction de minéraux et de vitamines dans l'alimentation.

2.2 Poids corporel moyen et gain de poids

Les résultats obtenus dans cette étude concernant les variations de poids corporel moyen et du gain de poids sont résumés dans le tableau suivant :

Tableau 20: Evolution pondérale et GMQ des poussins (moyenne \pm écart type)

	Lot	Lot contrôle	Lot E1	Lot E2	Lot E3	Lot E4
Poids vif (g)	J07	196.4 \pm 5.68	197.8 \pm 2.59	194.8 \pm 7.19	193.4 \pm 2.70	197.4 \pm 5.73
	J14	992.4 \pm 3.36	289.4 \pm 2.70*	919.6 \pm 19.46*	989.4 \pm 2.70 *	986.6 \pm 3.98*
	J21	1352 \pm 5.63	305.4 \pm 3.85*	1054 \pm 07.50*	1188 \pm 8.26*	1272 \pm 26.11*
	J28	1830 \pm 3.72	369.6 \pm 28.00*	1322 \pm 68.79*	1475 \pm 28.00*	1714 \pm 71.63*
	J35	2442 \pm 100.4	432.0 \pm 19.46*	1725 \pm 72.82*	1602 \pm 20.01*	2150 \pm 122.9*
	J42	2949 \pm 118.1	498.0 \pm 16.81*	1872 \pm 58.90*	2756 \pm 32.03*	2670 \pm 09.31*
GMQ (g/j)	J07- J14	113.71	13.09	103.54	113.71	112.74
	J14- J21	51.37	2.29*	19.20*	28.37*	40.77*
	J21- J28	68.29	9.17*	38.29*	41.00*	63.14*
	J28- J35	87.43	8.91*	57.57*	18.14*	62.29*
	J35- J42	72.43	9.43*	21.00*	164.86*	74.29*

J: jour, E1: lot expérimental 1, E2: lot expérimental 2, E3: lot expérimental 3, E4: lot expérimental 4. *: différences significatives entre les groupes expérimentaux et le groupe témoin ($P < 0,05$).

Selon le tableau 20 on a constaté que les poulets de chair des groupes expérimentaux avaient des valeurs de poids vif plus faibles que ceux du groupe témoin (figure 36) ; Le poids vif moyen des poulets à J28 était de 1830 \pm 3.72g, 369.6 \pm 28.00g, 1322 \pm 68.79g, 1475 \pm 28.00g, et 1714 \pm 71.63g pour les groupes témoin , le groupe expérimental 1, le groupe expérimental 2, le groupe expérimental 3 et le groupe expérimental 4 respectivement. Le poids vif moyen à J35 était de 2442 \pm 100.4g, 432 \pm 19.46g, 1725 \pm 72.82g ,1602 \pm 20.01g, et 2150 \pm 122.9g pour le lot contrôle, le lot E1, le lot E2, le lot E3 et le lot E4 respectivement. Le poids vif moyen à J42 était de 2949 \pm 118.1g, 498 \pm 16.81g, 1872 \pm 58.90g, 2756 \pm 32.03g, et 2670 \pm 09.31g pour le lot contrôle, le lot E1, le lot E2, le lot E3 et le lot E4 respectivement.

Nos résultats ont montré qu'une réduction alimentaire en vitamines et en minéraux en phase de démarrage a affecté de manière significative ($P < 0.05$) le poids corporel, ce résultat était comparable à celui de Jafari Sayadi *et al.* (2005) ; Ventura et Matias da Silva, (2019) et Xu *et al.* (2021) qui ont montré que le poids et le gain de

poids corporel étaient sensibles à la carence alimentaire en Ca et en phosphore, ils ont trouvé que ces deux paramètres sont diminués en cas de carence alimentaire.

Une faible lumière a un effet significatif sur le poids vif des poulets ($P < 0.05$) ; Les oiseaux limités en lumière consommaient moins d'aliments ce qui résultait en une réduction du poids corporel ; ce résultat était en accord avec Downs *et al.* (2006) et Lewis *et al.* (2009) qui ont observé une diminution du poids corporel à mesure que la durée de l'obscurité augmente. Par contre, Foss *et al.* (1972) ont montré que les oiseaux hébergés dans l'obscurité continue étaient capables de prendre du poids presque aussi bien que ceux sous des systèmes d'éclairage standard.

Nous avons constatés aussi que l'infection coccidien réduisait le poids corporel des oiseaux par une réduction de la digestibilité des nutriments ce qui est en accord avec l'étude de Tompkins *et al.* (2022). L'étude statistique a montré une réduction du poids corporel des poulets traités par l'oxytétracycline ce qui est en accord avec l'expérience réalisé par Engesaeter *et al.* (1980) qui ont expliqué cette réduction du poids corporel causé par le traitement par l'oxytétracycline par le fait que cet antibiotique à large spectre pourrait avoir causé une perturbation importante de la symbiose normale entre l'animal et le microbiote intestinal ce qui cause la perturbation de la croissance des animaux.

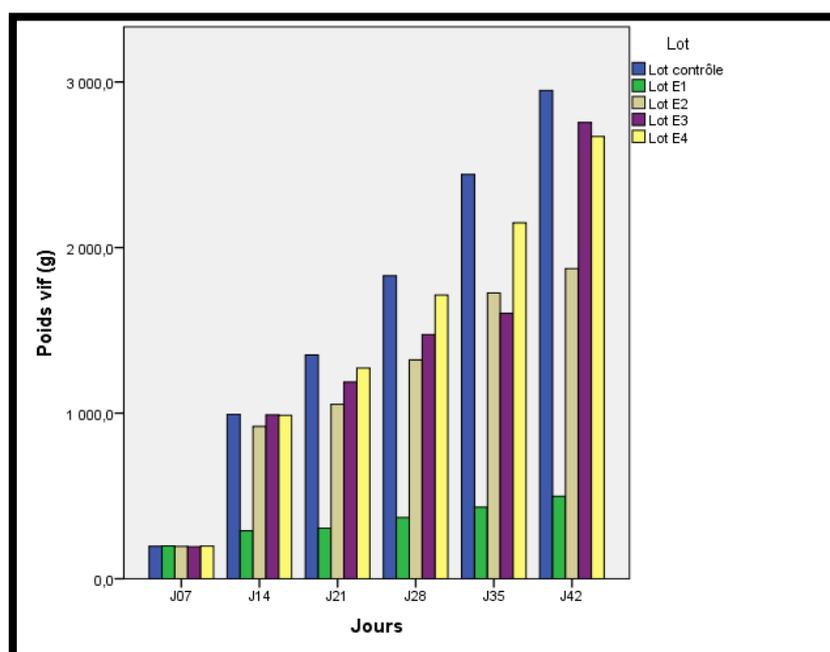


Figure 36: Poids vif des poulets des cinq lots

Les gains moyen quotidien au cours de la période de [J07 – J14] pour les cinq groupes étaient 113.71g/j, 13.09g/j, 103.54g/j, 113.71g/j et 112.74g/j respectivement, le GMQ à [J14 – J21] pour les cinq groupes étaient 51.37 g/j, 2.29g/j, 19.2g/j, 28.37g/j et 40.77g/j respectivement, le GMQ à [J21 – J28] pour les 5 lots étaient 68.29g/j,9.17g/j, 38.29g/j,41g/j et 63.14g/j respectivement, le GMQ à [J28 – J35] pour les 5 lots étaient 87.43g/j, 8.91g/j, 57.57g/j, 18.14g/j et 62.29g/j respectivement, le GMQ à [J35–J42] pour les cinq lots étaient 72.43g/j, 9.43g/j, 21g/j, 164.86g/j et 74.29g/j respectivement (figure 37).

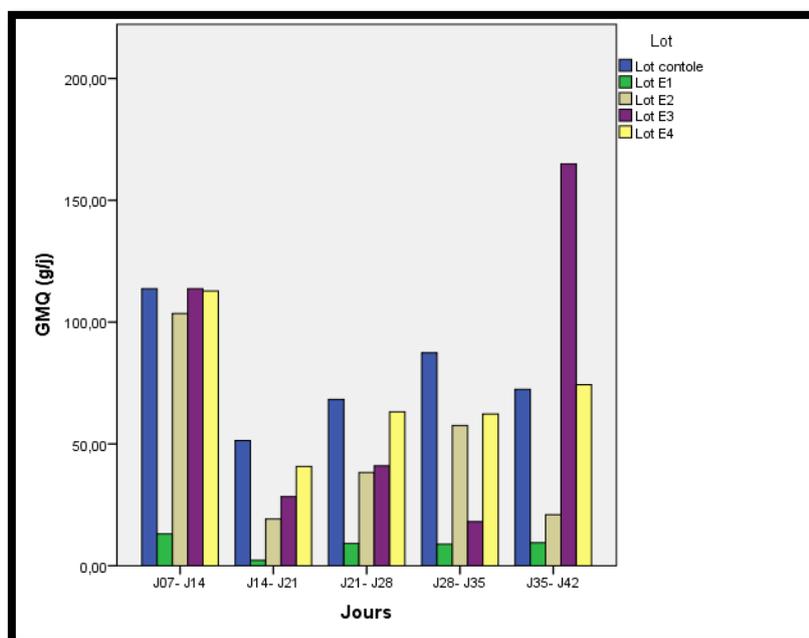


Figure 37: Gain moyen quotidien (GMQ) des poulets

Nos résultats ont montré que les poulets nourris avec un régime carencé en CMV avait un GMQ inférieur ($P < 0.05$) par rapport au groupe témoin ce qui est en accord avec l'étude de Shi *et al.* (2022) et à celui de Moravej *et al.* (2012).

Selon l'analyse statistique des résultats, la faible lumière a eu un effet négatif sur le gain de poids vif ; ce résultat était en accord avec Fidan *et al.* (2017). Nos résultats montrent que la coccidiose réduit le gain moyen quotidien (GMQ) des poulets ce qui est en accord avec l'étude de Persia *et al.* (2006) et d'Amerah et Ravindran, (2015), qui ont montré que la coccidiose cause des dommages importants à l'intestin des oiseaux, entraînant une malabsorption des nutriments et par conséquent une réduction des performances de croissance. Williams, (2002) ;

Mansoori *et al.* (2010) ; Shaw *et al.* (2012) et Teng *et al.* (2020) ont rapporté que la coccidiose entraîne une réduction des performances, de l'absorption du Ca et du P et de la résistance des os ; cette influence peut être liée aux espèces d'*Eimeria* et à la gravité de l'infection. Les poulets du groupe 4 traités avec l'oxytétracycline (OTC) avaient un GMQ inférieur à celle du lot témoin ce qui en accord avec Engesaeter et Skar (1978) qui ont trouvé que le traitement à l'OTC a entraîné une réduction de la prise de poids (GMQ) des jeunes rats. Cependant, Odore *et al.* (2015) ont montré que les performances de croissance n'ont pas été influencées par le traitement avec l'OTC; l'absence d'influence de l'OTC sur les paramètres de performance de croissance était un résultat attendu car le médicament avait été administré selon un schéma posologique thérapeutique plutôt qu'à des fins de promotion de la croissance, néanmoins, il ne peut être exclu qu'une action antibactérienne ait contribué à l'évolution positive du poids corporel et de la prise de poids (GMQ).

2.3 Dimensions osseuses

2.3.1 Poids et matière minérale osseuse

2.3.1.1 Poids du fémur

Les résultats obtenus dans cette étude ont montré que le poids des fémurs le plus faible a été enregistré pour le groupe expérimental 1 et le plus élevé pour le groupe témoin (tableau 21).

Tableau 21: Résultats des dimensions osseuses à J28, J35 et J42.

Jours	Lot	Longueur du fémur (mm)	Diamètre diaphysaire (mm)	Poids net du fémur (g)	Indice de Seedor	Poids de la cendre du fémur (g)	Pourcentage en cendre (%)
J28	Lot C	61.40±1.11	7.77 ± 1.05	6.29±1.10	102.1±16.03	1.43±0.29	35.65±02.78
	Lot E1	31.82±1.07*	5.20 ± 1.04*	1.89±0.27*	59.34±06.68*	0.35±0.29*	32.44±22.22*
	Lot E2	52.34±1.23*	6.90 ± 1.51*	4.58±1.12*	87.22±19.36*	1.01±0.29*	43.74±07.33*
	Lot E3	51.72±1.09*	7.17 ± 1.04*	5.38±1.10*	103.7±19.19*	0.93±0.28*	29.79±01.83*
	Lot E4	61.08±1.06*	7.03 ± 1.05*	6.40±1.07*	104.5±15.83*	1.47±0.29*	35.87±02.73*
J35	Lot C	71.46±1.19	9.61 ± 1.28	8.59±1.13	120.0±13.88	2.02±0.30	39.09±02.75
	Lot E1	40.62±1.03*	5.82 ± 1.10*	2.03±0.28*	49.87±05.70*	0.36±0.29*	33.42±21.99*
	Lot E2	61.80±1.26*	8.33 ± 1.29*	6.52±1.12*	105.3±16.04*	1.32±0.29*	32.68±01.89*
	Lot E3	61.68±1.14*	8.21 ± 1.23*	6.57±1.13*	106.2±16.35*	1.36±0.29*	35.70±02.92*
	Lot E4	61.72±1.09*	8.50 ± 1.08*	7.60±1.09*	122.9±15.55*	1.70±0.28*	36.31±02.87*
J42	Lot C	72.42±1.38	10.34± 1.28	10.38±0.9	143.2±10.69	2.29±0.29	35.69±02.01
	Lot E1	42.06±1.37*	6.75 ± 1.30*	3.39±1.41*	79.93±24.68*	0.38±0.29*	30.14±19.36*
	Lot E2	62.36±1.37*	8.98 ± 1.35*	7.28±1.14*	116.4±15.86*	1.35±0.29*	31.94±01.86*
	Lot E3	71.40±1.17*	9.79 ± 1.22*	8.49±1.11*	118.7±13.66*	2.10±0.29*	38.56±02.80*
	Lot E4	71.50±1.17*	9.65 ± 1.19*	8.76±1.12*	122.4±13.69*	2.13±0.30*	40.45±02.94*

J: jour, C: lot contrôle, E1: lot expérimental 1, E2: lot expérimental 2, E3: lot expérimental 3, E4: lot expérimental 4. *: différences significatives entre les groupes expérimentaux et le groupe témoin ($P < 0,05$).

Selon les résultats mentionnés dans le tableau 21 le poids osseux augmente linéairement avec l'âge ce qui est corroboré avec les travaux de Han *et al.* (2015) ils ont trouvé que l'augmentation du poids osseux résulte de l'augmentation de la consommation d'aliments et de la rétention minérale.

Nos résultats indiquent que la réduction alimentaire a un effet significativement négatif sur le poids du fémur des poulets de chair, notre résultat est en accord avec Ceylan *et al.* (2020) ; et en désaccord avec Williams *et al.* (2000b) qui a signalé une tendance à la diminution du poids des os avec l'augmentation de la concentration alimentaire en calcium.

Nos résultats indiquent que l'utilisation d'une lumière tamisée a entraîné une diminution du poids des fémurs; ce qui est corroboré avec l'étude d'Ingram *et al.* (2000) qui ont constaté également qu'un éclairage restreint n'a pas amélioré le poids osseux. Nos résultats montrent que le traitement avec l'oxytétracycline à 50% affecte le poids osseux (figure 38) ce qui est corroboré avec les résultats d'Engesaeter *et al.* (1980) qui ont trouvé que le poids sec des fémurs s'est avéré inférieur de 20% chez les rats traités à l'oxytétracycline par rapport aux témoins.

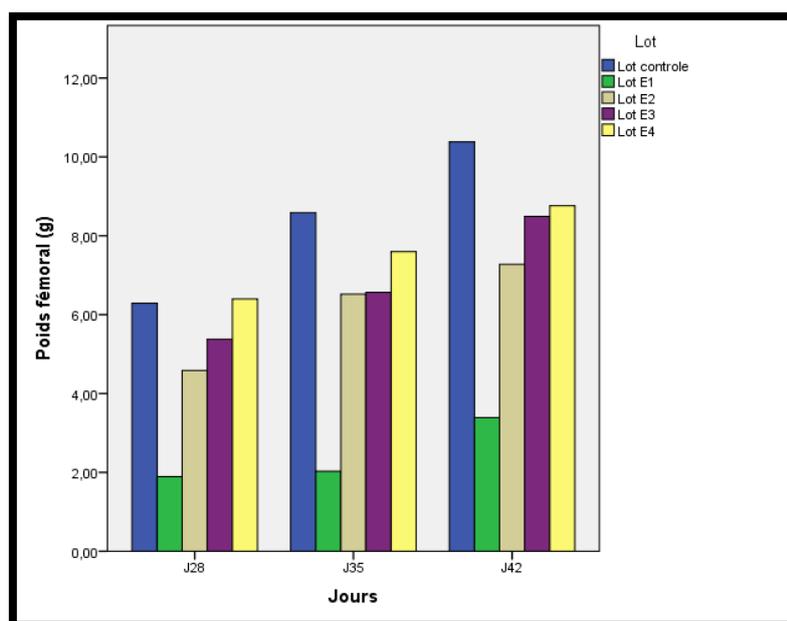


Figure 38: Poids osseux des différents lots à J28, J35 et J42.

2.3.1.2 Matière minérale (cendres)

2.3.1.2.1 Poids et pourcentage en cendres osseuses

Les poulets des groupes expérimentaux présentaient un poids et pourcentage en cendres significativement inférieurs ($P < 0.05$) par rapport au groupe témoin (tableau 21).

L'étude statistique de nos résultats (figure 39 et 40) ont montré que le poids des cendres osseuses augmente avec l'âge, des résultats similaires ont été trouvés par Han *et al.* (2015) qui ont indiqué que l'âge a influencé le poids en cendres du fémur. Hall *et al.* (2003) a trouvé que le poids de la cendre seul représente un critère plus précis que le pourcentage en cendre pour juger le degré de minéralisation de l'os.

Nos résultats montrent que les poulets nourris avec un régime réduit en CMV ont montré des cendres osseuses significativement inférieures ($P < 0.05$) à ceux des poulets nourris avec un régime normal, ce qui est en accord avec Shi *et al.* (2022) qui ont trouvé que la réduction de 0.15% de Ca et de P dans l'alimentation a compromis les performances de croissance et la minéralisation osseuse chez les poulets de chair ; une faible teneur en Ca et P alimentaires a réduit de manière significative les cendres osseuses ; des études de Li *et al.* (2015) et Wang et Kim, (2021) ont en outre confirmé que la cendre osseuse est plus sensible que les performances de croissance en termes de changement de Ca et de P alimentaires.

Nos résultats montrent que les poulets élevés en obscurité totale ont montré des cendres osseuses significativement inférieures ($P < 0.05$) à ceux des poulets témoins, ce qui est en accord avec Lewis *et al.* (2009b).

Nos résultats indiquent que les poulets infectés par la coccidiose ont montré des poids et pourcentage en cendres osseuses significativement inférieurs ($P < 0.05$) à ceux des poulets témoins, ce qui est en accord avec les résultats de Akbari Moghaddam Kakhki *et al.* (2018) ; Sakkas *et al.* (2018) et Oikeh *et al.* (2019) qui ont montré que la coccidiose réduit la minéralisation osseuse par une malabsorption nutritionnelle en particulier une réduction de l'absorption de calcium, de phosphore et de plusieurs oligo-éléments importants pour une croissance osseuse optimale ainsi qu'en augmentant la résorption osseuse chez les poulets de chair. Blake et Tomley, (2014) et

Tompkins *et al.* (2022) ont été rapporté que la minéralisation osseuse était réduite par l'infection à *Eimeria* qui a provoqué une inflammation et un stress oxydatif lié à la modification des activités de résorption et de formation osseuses en augmentant l'activité des ostéoclastes et en réduisant l'activité des ostéoblastes.

Nos résultats indiquent que les poulets traités par l'oxytétracycline à forte dose ont montré des cendres osseuses significativement inférieures ($P < 0.05$) à ceux des poulets témoins, ce qui en accord avec Kakkar *et al.* (2017) ont constaté que L'oxytétracycline a inhibé la formation initiale de la phase minérale (la minéralisation) surtout à des concentrations plus élevées ou elle est avérée également un meilleur inhibiteur de la minéralisation.

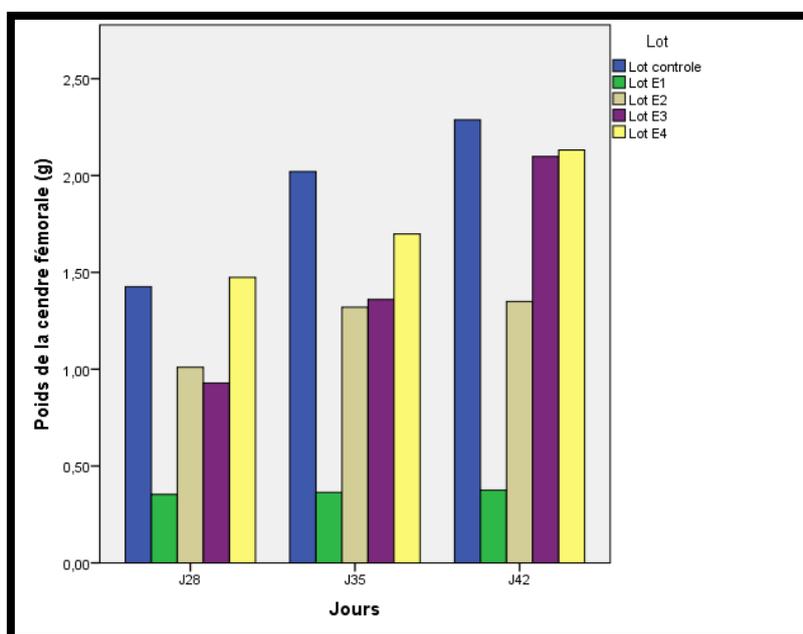


Figure 39: Poids de la cendre osseuse des différents lots à J28, J35 et J42.

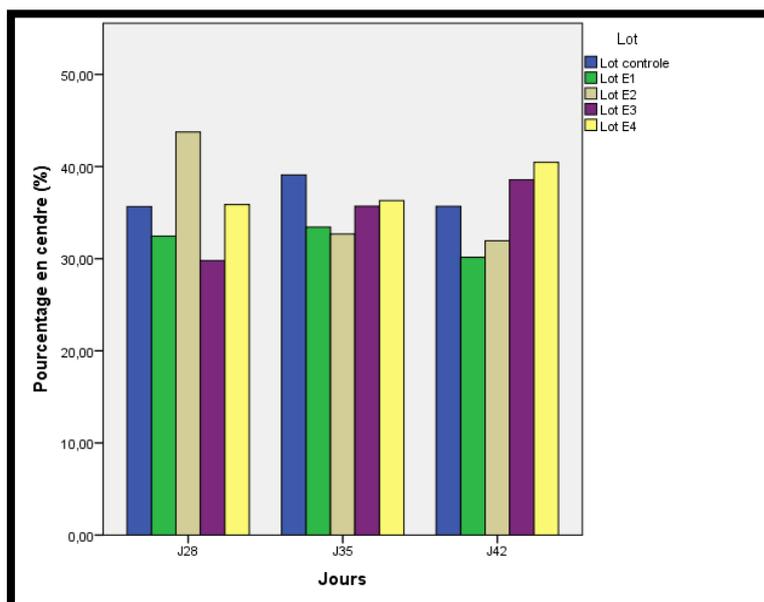


Figure 40: Pourcentage en cendres des différents lots à J28, J35 et J42.

2.3.2 Longueur et diamètre osseux

Les poulets de groupe témoin avaient un fémur plus long que celui des groupes expérimentaux (figure 41) ; la longueur des fémurs à J28 était de $61,40 \pm 1,11$ mm, $31,82 \pm 1,07$ mm, $52,34 \pm 1,23$ mm, $51,72 \pm 1,09$ mm et $61,08 \pm 1,06$ mm pour le lot T, lot E1, lot E2, lot E3 et lot E4 respectivement. A J35 on a trouvé les mesures suivantes $71,46 \pm 1,19$ mm, $40,62 \pm 1,03$ mm, $61,80 \pm 1,26$ mm, $61,68 \pm 1,14$ mm et $61,72 \pm 1,09$ mm pour le lot T, lot E1, lot E2, lot E3 et lot E4 respectivement. A J42 la longueur osseuse était de $72,42 \pm 1,38$ mm, $42,06 \pm 1,37$ mm, $62,36 \pm 1,37$ mm, $71,40 \pm 1,17$ mm et $71,50 \pm 1,17$ mm pour le lot T, lot E1, lot E2, lot E3 et lot E4 respectivement. Les poulets de groupe témoin avaient aussi un diamètre diaphysaire plus long que celui des groupes expérimentaux (tableau 21).

Nos résultats montrent que la longueur et le diamètre (la largeur) osseux augmentaient avec l'âge des poulets de chair ce qui corrobore l'étude de Williams *et al.* (2000a) et Moreki *et al.* (2011) qui ont rapporté que la longueur des os longs à tous les âges a montré une réponse hautement significative à l'apport en calcium, cependant, la largeur des os a montré une augmentation significative constante car les poulets devenaient plus lourds en raison de l'âge et de l'alimentation *ad libitum*.

Nos résultats indiquent que l'utilisation d'une lumière tamisée a entraîné une modification du poids et des dimensions des fémurs (longueur et diamètre) des poulets de chair ; ce qui est corroboré avec l'étude de Fidan *et al.* (2017).

Nous avons constaté que la coccidiose affecte négativement les dimensions du fémur ; ce qui est en désaccord avec Tompkins *et al.* (2022) qui ont montré qu'il n'y avait pas de différences statistiquement significatives dans la longueur totale du tibia et la largeur de la diaphyse du tibia entre le groupe témoin et le groupe affecté par la coccidiose.

Nos résultats ont montré que les os des poulets recevant l'oxytétracycline étaient significativement plus courts que ceux des témoins, des réductions correspondantes ont été révélées dans les diamètres des diaphyses fémorales (figure 42) ; ce résultat est en accord avec Engesaeter *et al.* (1980).

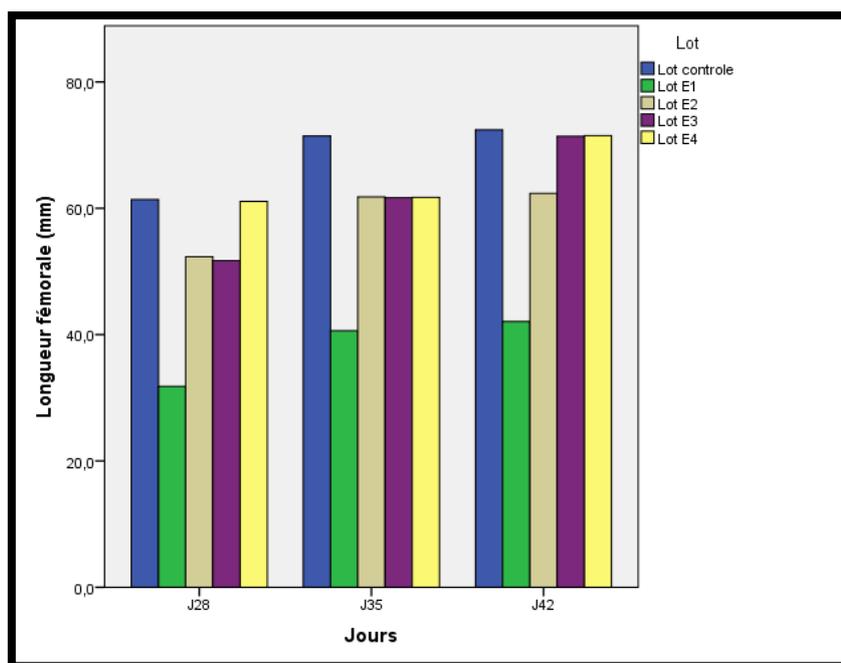


Figure 41: Longueur osseuse des différents lots à J28, J35 et J42.

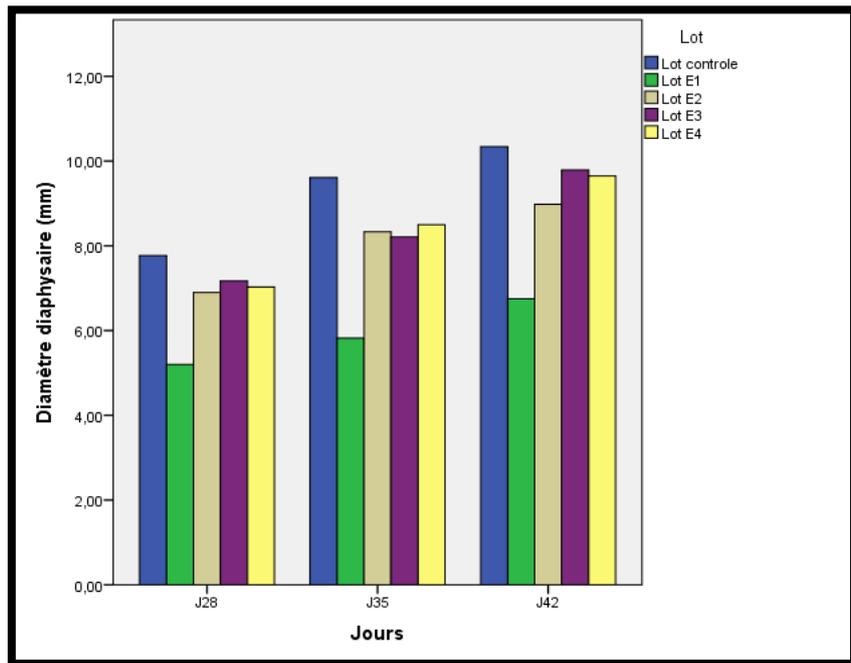


Figure 42: Diamètre osseux des différents lots à J28, J35 et J42.

3 Mesures biochimiques

3.1 Calcium sanguin

Le tableau 22 donne les résultats des mesures biochimiques

Tableau 22: Mesures biochimiques à J28, J35 et J42

Paramètres / lots	Lot	Ca sanguin (mg/l)
J28	Lot C	138.1 ± 1.59
	Lot E1	95.75 ± 1.65*
	Lot E2	148.3 ± 7.43*
	Lot E3	140.7 ± 6.59*
	Lot E4	129.6 ± 0.55*
J35	Lot C	141.2 ± 1.44
	Lot E1	96.09 ± 16.91*
	Lot E2	143.6 ± 7.74*
	Lot E3	138.4 ± 7.29*
	Lot E4	131.2 ± 3.77*
J42	Lot C	126.4 ± 5.99
	Lot E1	80.25 ± 7.21*
	Lot E2	132.3 ± 3.73*
	Lot E3	143 ± 6.28*
	Lot E4	131.9 ± 1.04*

J: jour, C: lot contrôle, E1: lot expérimental 1, E2: lot expérimental 2, E3: lot expérimental 3, E4: lot expérimental 4. *: différences significatives entre les groupes expérimentaux et le groupe témoin ($P < 0,05$).

Nos résultats indiquent que un régime alimentaire réduit en minéraux essentiels tel que le calcium aurait entraîné une faible teneur de la calcémie ceci si on compare le lot témoin avec le lot expérimental 1. Ce résultat est en désaccord avec Bai *et al.* (2022) qui a montré que le niveau de Ca alimentaire n'avait aucun effet sur la teneur en Ca sérique.

Nos résultats montrent que le taux sérique en calcium n'était pas affecté par l'infection coccidienne ce qui est en accord avec Proszkowiec-Weglarz et Angel (2013) et Akbari Moghaddam Kakhki *et al.* (2019) qui convient de noter que le Ca n'a pas été influencé par l'infection par *Eimeria*. Cela peut être attribué au fait que l'homéostasie sérique du Ca est étroitement contrôlée et qu'en cas d'absorption minérale intestinale réduite la résorption osseuse est augmentée pour maintenir le Ca sérique.

Au jour J42, les poulets traités à l'oxytétracycline avaient des taux sériques de calcium significativement ($P < 0.05$) plus élevés par rapport aux témoins ; ce résultat corrobore les travaux d'Engesaeter *et al.* (1980).

4 Mesures histomorphométriques

4.1 Mesures histomorphométriques sur la diaphyse

Les résultats des mesures histomorphométriques effectués sur la diaphyse sont exposés dans le tableau ci-dessous :

Tableau 23: Mesures histomorphométriques effectués sur la diaphyse

Paramètres/ lot	Lot	Epaisseur totale du cortex (μm)	Densité osseuse du cortex (%)	Cellularité (%)
J28	Lot contrôle	627.9 \pm 10.43	48.69 \pm 1.85	70.81 \pm 1.32
	Lot E1	535.9 \pm 06.88*	39.06 \pm 2.04*	72.85 \pm 1.40*
	Lot E2	618.8 \pm 07.97*	43.37 \pm 2.20*	71.70 \pm 1.14*
	Lot E3	625.4 \pm 06.10*	42.89 \pm 1.58*	68.84 \pm 1.17*
	Lot E4	630.5 \pm 08.14*	43.13 \pm 1.74*	69.58 \pm 1.14*
J35	Lot contrôle	555.1 \pm 29.97	56.33 \pm 1.23	60.81 \pm 1.08
	Lot E1	440.8 \pm 10.24*	47.66 \pm 1.55*	63.83 \pm 1.12*
	Lot E2	481 \pm 09.29*	52.75 \pm 1.51*	59.51 \pm 1.58*
	Lot E3	543.2 \pm 23.77*	53.04 \pm 1.37*	59.12 \pm 1.58*
	Lot E4	568.4 \pm 14.22*	53.16 \pm 1.96*	58.74 \pm 1.44*
J42	Lot contrôle	524.6 \pm 06.15	65.31 \pm 1.46	45.67 \pm 1.18
	Lot E1	358.5 \pm 12.93*	52.30 \pm 1.35*	54.47 \pm 1.40*
	Lot E2	435.4 \pm 07.40*	61.49 \pm 1.17*	46.76 \pm 1.18*
	Lot E3	517.8 \pm 08.81*	62.84 \pm 1.77*	45.05 \pm 1.01*
	Lot E4	514.8 \pm 03.98*	62.06 \pm 1.61*	45.16 \pm 1.21*

J: jour, E1: lot expérimental 1, E2: lot expérimental 2, E3: lot expérimental 3, E4: lot expérimental 4. *: différences significatives entre les groupes expérimentaux et le groupe témoin ($P < 0,05$).

Les résultats (tableau 23) indiquent que le cortex fémoral des groupes expérimentaux était plus mince et moins dense que celui du groupe témoin (figure 43 et 44).

Les poulets ayant reçu un régime pauvre en éléments essentiels ont montré une réduction de l'épaisseur et de la densité corticale par rapport aux poulets témoins (figure 45), ce résultat est en accord avec les résultats d'Almeida Paz et Bruno, (2006)

et de Bai *et al.* (2022). Selon Almeida Paz et Bruno (2006), qui ont constaté qu'une réduction du calcium alimentaire cause un amincissement du cortex.

Les poulets du groupe expérimental 2 qui ont été exposés à une faible lumière ont montré une réduction de l'épaisseur et de la densité du cortex par rapport aux poulets témoins. Cependant, ce résultat est en contradiction avec l'étude de Kokolski *et al.* (2017), qui ont montré que la faible lumière chez les animaux à croissance rapide n'affecte pas l'épaisseur corticale et la densité osseuse.

On note chez les poulets du lot expérimental 3 qui ont été infectés par la coccidiose une réduction de l'épaisseur et de la densité corticale par rapport aux poulets témoins ; ce résultat est en désaccord avec Tompkins *et al.* (2022) qui ont montré dans une étude sur l'effet de l'infection coccidienne sur la microstructure osseuse du poulet de chair qu'il n'y avait pas de différence statistiquement significative dans l'épaisseur du cortex de tibia et la densité osseuse entre le groupe témoin et le groupe affecté par la coccidiose.

Les résultats de cette étude indiquent que les poulets traités à l'oxytétracycline avaient un cortex fémoral significativement ($P < 0,05$) plus fin et moins dense que les poulets témoins. Nos résultats concordent avec ceux de Fowlkes *et al.* (2015), qui ont constaté une réduction de l'épaisseur du cortex fémoral chez les animaux recevant de la doxycycline (antibiotique à base de tétracycline).

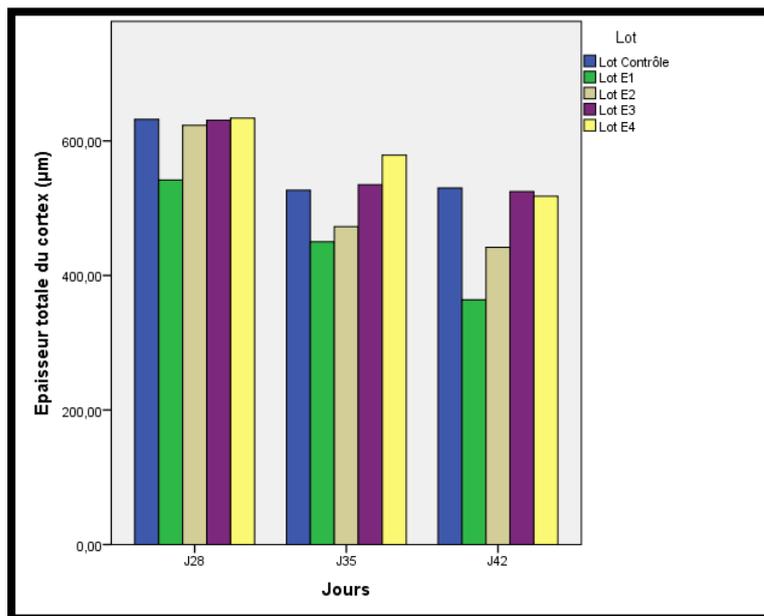


Figure 43 : Epaisseur totale du cortex des différents lots à J28, J35 et J42.

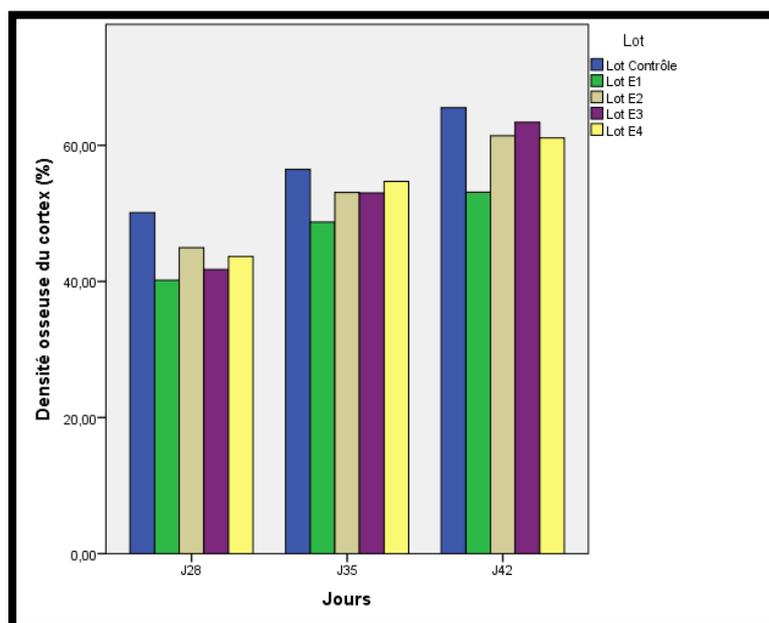


Figure 44 : Densité osseuse du cortex des différents lots à J28, J35 et J42.

La cellularité est le pourcentage relatif des cellules de la moelle par rapport au tissu adipeux. Si la cellularité dépasse 75% la moelle est hypercellulaire et elle est retrouvée chez les jeunes, si elle est inférieure à 25% elle est hypocellulaire (Grindem *et al.*, 2002) ; ce qui explique notre résultats que la cellularité a été diminuer avec l'augmentation de l'âge.

Nous concluons que la densité osseuse est affectée par un régime alimentaire déficient en vitamines et en complexes minéraux, par l'obscurité, par la coccidiose et par l'oxytétracycline ; nos résultats sont similaires à l'étude réalisée par Kranioti *et al.* (2019) qui a démontré que la densité osseuse est affectée par différents facteurs, tels que l'âge, le poids, le régime alimentaire et la pathologie.

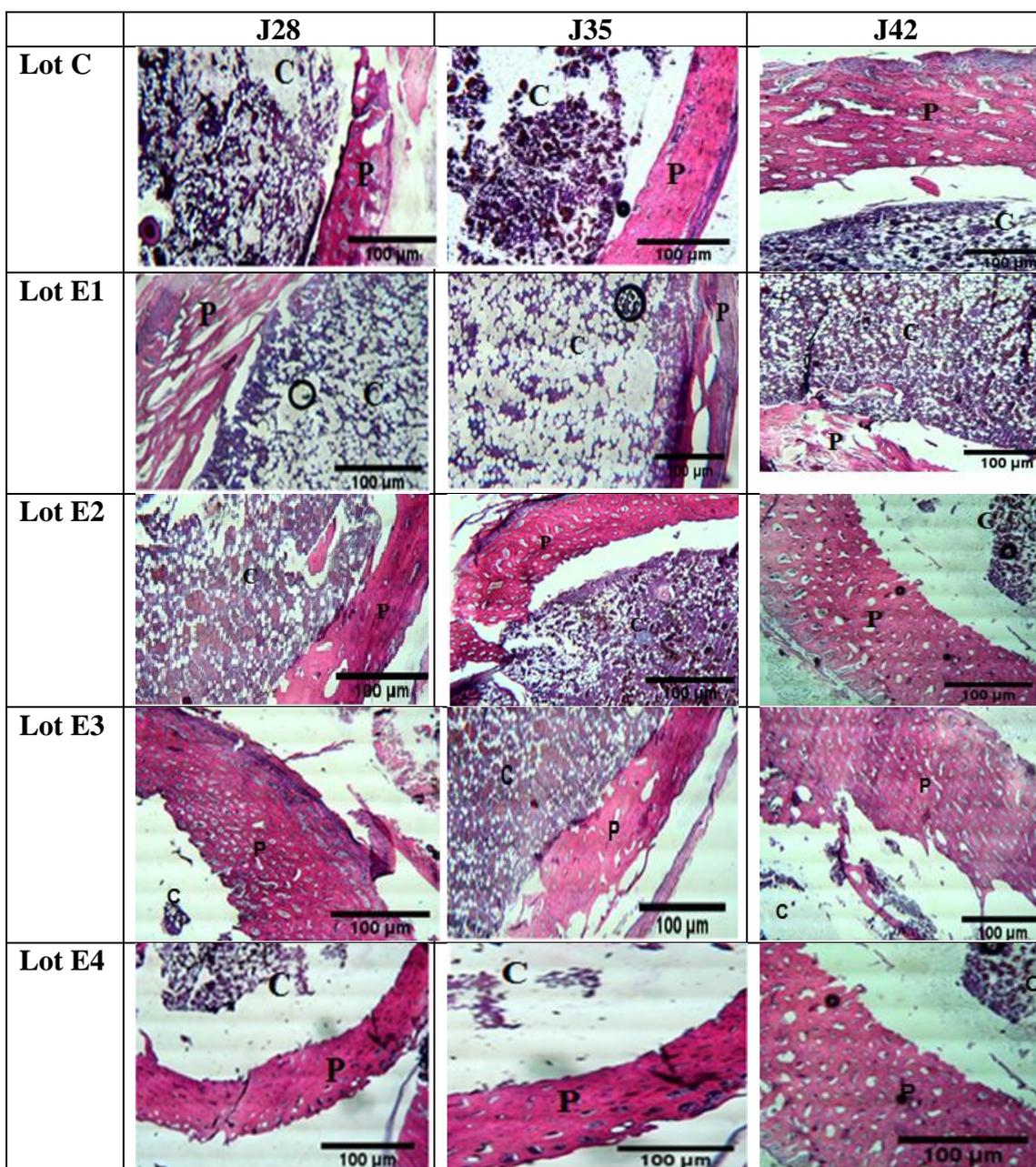


Figure 45: Coupe transversale de la diaphyse ;
Fémur décalcifié d'un poulet à J28, J35 et J42. C/ cortex, P/ perioste, (H&E, X40). Scale bar=100µm

4.2 Mesures histomorphométriques sur l'épiphyse

Les résultats des mesures histomorphométriques effectués sur les deux épiphyses ; principalement la longueur du cartilage articulaire, la longueur des différentes zones au niveau du cartilage de conjugaison et la surface des trabécules; sont exposés dans les tableaux ci-dessous :

Tableau 24: Mesures histomorphométriques effectués sur l'épiphyse.

Paramètres/ lot	Lot	Cartilage articulaire	Zone de prolifération	Zone d'hypertrophie	Zone d'ossification de calcification	Surface des trabécules (%)
J28	Lot C	892.5± 02.36	453.3±03.84	392.1±04.24	812.4±10.75	29.74±6.61
	Lot E1	931.4± 07.09*	884.3±01.42*	495.9±01.13*	491.4±08.12*	32.92±2.29*
	Lot E2	867.5± 18.51*	506.5±15.14*	410.7±11.53*	800.9±01.20*	40.21±1.22*
	Lot E3	872.1± 27.96*	456.8±13.60*	456.4±01.54*	803.9±17.40*	31.35±4.01*
	Lot E4	864.3± 17.86*	422.5±03.91*	374 ±02.86*	891.2±05.07*	35.32±2.52*
J35	Lot C	750.5 ±14.49	375.3±04.83	348.8± 03.94	714.1±19.19	38.65±2.49
	Lot E1	809.8± 05.81*	712.8±01.69*	400.2±01.04*	440.4±10.48*	40.40±1.06*
	Lot E2	806.6± 10.54*	380.4±06.07*	333.5±11.88*	630.3±03.13*	37.23±2.35*
	Lot E3	728 ± 04.80*	425.1±02.41*	414.8±05.05*	717.7±14.01*	33.27±1.32*
	Lot E4	808 ± 08.19*	366.7±02.22*	325.9±11.18*	707.2±10.73*	34.66±3.05*
J42	Lot C	709.3 ±07.53	347.8±04.40	358.6±01.63	688.3±02.02	38.09±1.21*
	Lot E1	729.8± 02.54*	360.8±16.22*	411.7±13.50*	433.1±07.65*	44.59±3.00*
	Lot E2	704.7± 11.77*	342.3±17.42*	262.9±12.00*	565.8±02.78*	35.02±1.78*
	Lot E3	705.2± 03.92*	363.9±01.82*	367.6±13.84*	686.6±04.37*	37.28±1.20*
	Lot E4	698.5± 01.78*	334.5±08.47*	307.2±10.32*	697.1±13.00*	38.33±1.60*

J: jour, C: lot contrôle, E1: lot expérimental 1, E2: lot expérimental 2, E3: lot expérimental 3, E4: lot expérimental 4. *: différences significatives entre les groupes expérimentaux et le groupe témoin ($P<0,05$).

Le tableau 24 et les figures (46 et 47) illustrent que pour les épiphyses à J28, J35 et J42, les poulets du groupe expérimental 1 avaient une zone proliférative plus étendue que les témoins et une zone hypertrophique plus petite que les témoins. Nos données sont similaires aux recherches effectuées par Shao *et al.* (2019), qui ont noté une augmentation significative de la longueur de la zone proliférative tibiale pour le groupe déficient en Ca et P ($P<0,05$), ainsi qu'une réduction significative de la longueur de la zone hypertrophique tibiale ($P<0,05$). Une autre étude de Li *et al.* (2022) a suggéré que la carence en phosphore alimentaire affectait la croissance du tibia chez les oisons ; la longueur de la zone proliférative était plus faible dans le

groupe carencé en phosphore que dans le groupe témoin, tandis que la longueur de la zone hypertrophique était plus élevée.

Les poulets du groupe expérimental 2 présentaient des longueurs plus élevées pour les deux zones (proliférative et hypertrophique) par rapport aux poulets témoins. Ce résultat est en accord avec Kokolski *et al.* (2017), qui ont démontré que la photopériode avait un impact significatif sur les caractéristiques de la croissance osseuse, y compris la taille des plaques de croissance. La recherche a révélé une nette augmentation des zones prolifératives et hypertrophiques, ainsi qu'une augmentation considérable de la largeur globale de la plaque de croissance dans des conditions de jours courts. Les chercheurs ont également conclu que le volume de l'os tibial et la surface trabéculaire des hamsters à jours courts étaient beaucoup plus importants que ceux des animaux à jours longs. L'augmentation du volume osseux total chez les hamsters à jours courts était principalement due à l'augmentation du développement osseux plutôt qu'à celle de la densité osseuse.

Nos résultats montrent que les poulets du groupe expérimental 3 présentaient des changements au niveau de la structure de l'épiphyse surtout le volume trabéculaire, ce résultat est en accord avec Tompkins *et al.* (2022) qui ont constaté que le volume trabéculaire peut être influencé par plusieurs facteurs ; parmi ces facteurs les pathologies intestinales comme la coccidiose; Les changements structurels et la diminution de la teneur en minéraux étaient principalement localisés au niveau de l'os trabéculaire de la zone métaphysaire, ces changements de la microstructure ont été principalement attribués à des traits osseux trabéculaires altérés causés par l'infection coccidienne y compris un volume trabéculaire réduit.

Nos résultats indiquent également que les poulets du groupe expérimental 4 présentaient des longueurs plus importantes des deux zones (proliférative et hypertrophique) de la plaque de croissance par rapport aux poulets témoins. Nous concluons que chez les animaux à croissance rapide, la plaque de croissance, en

particulier la zone proliférative et hypertrophique (figure 49), est affectée par différents facteurs. Nos résultats concordent avec ceux de Thompson (2007).

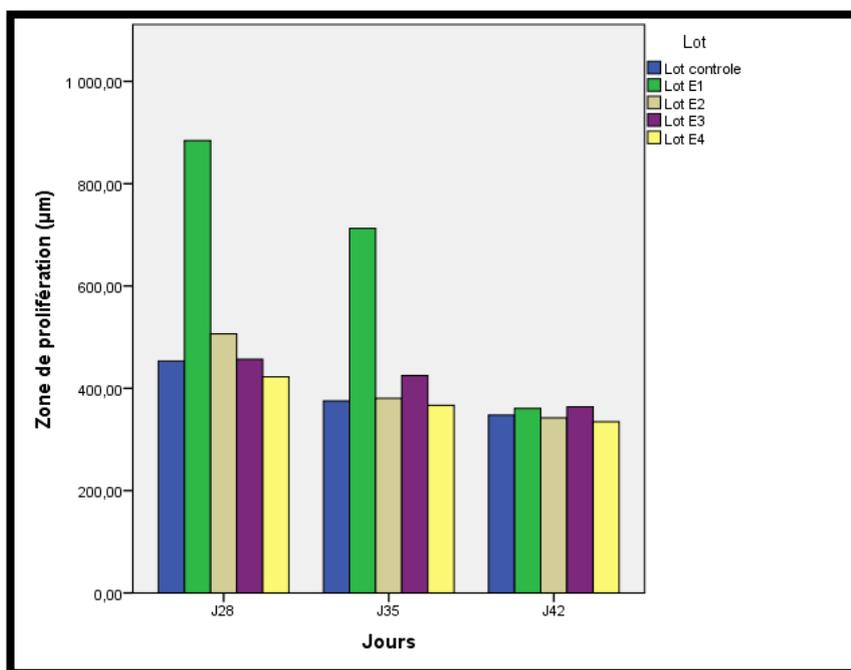


Figure 46: Epaisseur de la zone proliférative des différents lots à J28, J35 et J42.

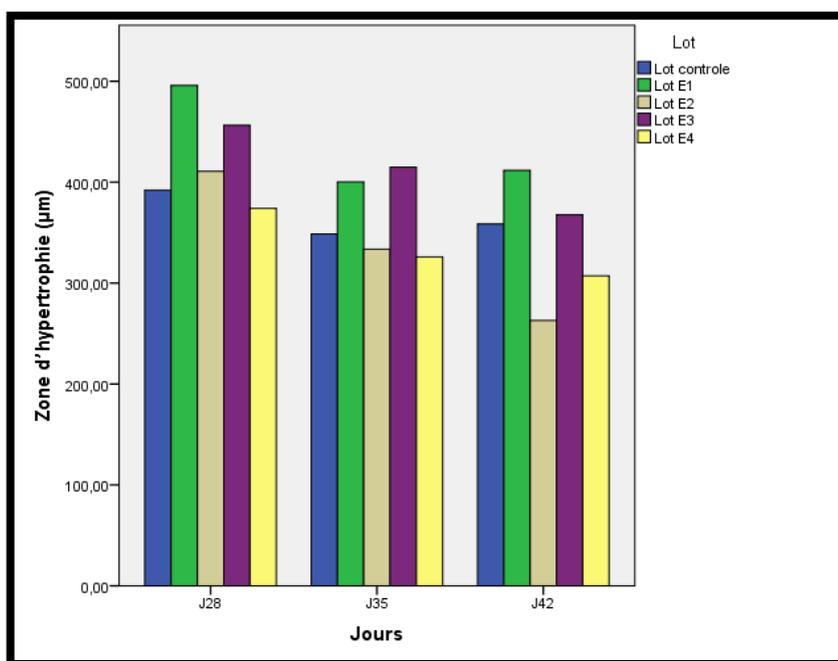


Figure 47: Epaisseur de la zone hypertrophique des différents lots à J28, J35 et J42.

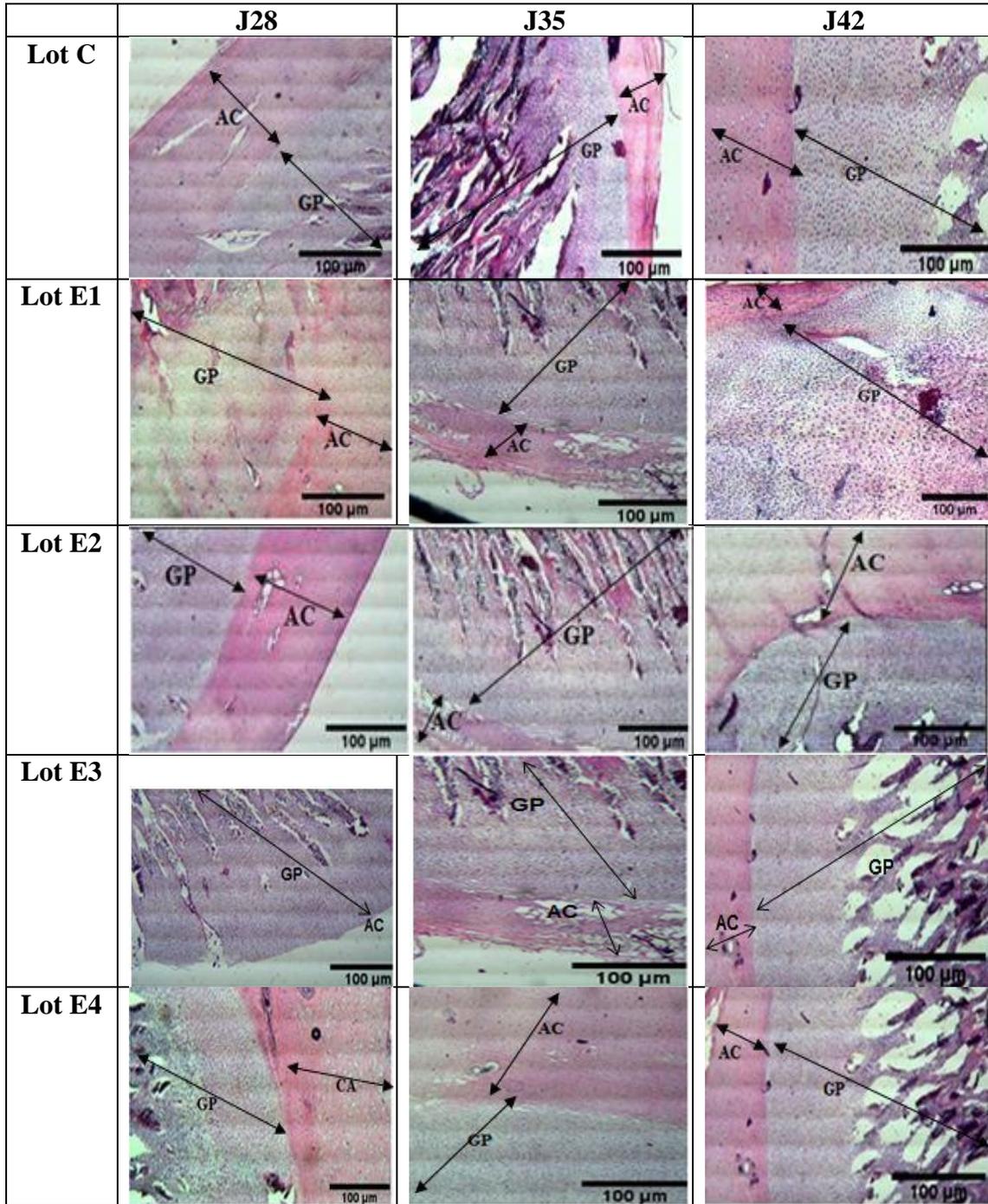


Figure 48: Coupe longitudinale de l'épiphyse

Fémur décalcifié d'un poulet à J28, J35 et J42. AC/ cartilage articulaire, GP/ cartilage de croissance, (H&E, X40). Scale bar=100μm.

CONCLUSION

Conclusion

Les résultats obtenus dans la présente étude nous ont permis de conclure qu'un régime alimentaire déficitaire à très faible teneur en minéraux et en vitamines a réduit les performances de croissance (poids corporel et GMQ) des poulets de chair et la minéralisation (le poids et le pourcentage en cendres osseuses) du fémur, elle entraîné ainsi des modifications au niveau microscopique principalement l'épaisseur du cortex fémoral et la longueur des trois zones du cartilage de croissance (zone proliférative, hypertrophique et de calcification).

L'exposition à une lumière tamisée et à une faible intensité lumineuse avaient tendance à diminuer la consommation d'aliments et par conséquent une réduction du poids corporel et un ralentissement du taux de croissance des poulets de chair, de plus une faible luminosité a un effet néfaste sur les caractéristiques de la qualité osseuse comme en témoignent la réduction du poids osseux et ainsi une réduction des dimensions osseuse comme la longueur et la largeur osseuse. L'obscurité pourrait également diminuer la minéralisation osseuse et entraîner des changements de la microarchitecture osseuse.

L'infection coccidienne affecte négativement le développement et les paramètres de minéralisation des os longs chez les poulets de chair suivent à une malabsorption des nutriments par une perturbation de l'intégrité intestinale et par conséquent une perturbation au niveau de la structure histologique de ses os.

Il est suggéré que l'administration orale d'oxytétracycline provoque un ralentissement de la croissance pondérale et de la prise du poids des poulets et il va entraîner également une réduction de la minéralisation osseuse et une modification de la microstructure de la diaphyse fémorale et des cartilages articulaire et de croissance au niveau des épiphyses.

En vue de tous ces résultats, nous recommandent les éleveurs de la nécessité de prendre en compte des variables telles que le régime alimentaire, les conditions d'éclairage, l'utilisation des médicaments pendant l'élevage des poulets de chair afin d'obtenir les meilleurs résultats possibles en termes de croissance et de santé.

RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES

Références bibliographiques

- Abdullah, H., Abdul Jamil, M.M., & MohdNor, F., (2018). Histomorphometric variance of haversian canal in cortical bone of Malaysian ethnic groups, *Journal of Physics: Conference Series*.
- Ahmed, Y. A., Soliman, S. A., & Abdel-Hafez, E. A., (2013). Ossification of the femur and tibia of the post-hatching japanese quail, *Pakistan Journal of Biological Sciences*. 16(17): 859-864.
- Ahramov, I., Bernhard, C. G., O'Bryan, P., Cohen, A., Fuortes, M. G. F., Gemne, G., Gouras, P., Hartline, H. K., Kropf, A., Levick, W. R., Levinson, J. Z., Mauzerall, D., Ratliff, F., Seitz, G., Sickel, W., Stell, W. K., Tomita, T., Trujillo-Cenoz, O., & Westheimer, G., (1972). In: M. G. F. Fuortes . *Handbook of sensory physiology volume VIII 2*, Springer-Verlag Berlin· Heidelberg· New York.
- Akbari Moghaddam Kakhki, R., Heuthorst, T., Wornath-Vanhumbeck, A., Neijat, M., & Kiarie, E., (2018). Medullary bone attributes in aged Lohmann LSL-lite layers fed different levels of calcium and top-dressed 25-hydroxy vitamin D3, *Canadian Journal of Animal Science*.
- Akbari Moghaddam Kakhki, R., Lu, Z., Thanabalan, A., Leung, H., Mohammadigheisar, M., & Kiarie, E., (2019). Eimeria challenge adversely affected long bone attributes linked to increased resorption in 14-day-old broiler chickens, *Poultry Sciences*, 98(4):1615-1621.
- Alice, M., (2015). Effects of light colour on poultry health and welfare, *Poultry Science*.
- Alloui, N., Ayachi, A., Alloui Lombarkia, O., & Zeghina, D., (2003). Evaluation de l'effet du statut hygiénique des poulaillers sur les performances zootechniques, cinquièmes journées de la Recherche Avicole, Tours.
- Almeida Paz, I. C. L., & Bruno, L. D.G., (2006). Bone mineral density: review, *Revista Brasileira de Ciencia Avicola*, 8 (2): 69-73.
- Almeida Paz, I.C.L., Mendes, A.A., Balog, A., Vulcano, L.C., Ballarin, A.W., Almeida, I.C.L., Takahashi, S.E., Komiyama, C.M., Silva, M.C., & Cardoso, K.F.G., (2008). Study on the bone mineral density of broiler suffering femoral joint degenerative lesions, *Brazilian Journal of Poultry Science*, 10(2):103-108.

- Almeida Paz, I.C.L., Mendes, A.A., Balog, A., Vulcano, L.C., Ballarin, A.W., Almeida, I.C.L., Takahashi, S.E., & Komiyama, C.M., (2008). Quality parameters of the tibiae and femora of ostriches, *Brazilian Journal of Poultry Science*, 10(2):163-167.
- Amerah, A.M., & Ravindran, V., (2015). Effect of coccidia challenge and natural betaine supplementation on performance, nutrient utilization, and intestinal lesion scores of broiler chickens fed suboptimal level of dietary methionine, *Poultry Science*, 94(4): 673-680.
- Amoroso, L., Baraldi, A. S. M., Barreiro, F. R., Pacheco, M. R., Alva, J. C. R., Soares, N. M., Pacheco, L. G. & Melaré, M. C., (2013). Bone Densitometry and calcium serum levels in chickens treated with filtered or unfiltered water, *Revista Brasileira de Ciencia Avicola*, 15 (4): 379- 384.
- Antonio, N., (2012). *Ten Cate's Oral Histology Development, Structure, and Function* 8th ed., Mosby.
- An, Y. H., & Martin, K. L., (2003). *Handbook of histology methods for bone and cartilage*, New Jersey Humana Press.
- Anusuya, C-T., (2011). *Forerunners of mammals- Radiation Histology Biology*, Indiana University Press.
- Applegate, T.J., & Lilburn, M.S., (2002). Growth of the femur and tibia of a commercial broiler line, *Poultry Science*, 81: 1289-1294.
- Arnett, T.R., (2013). Osteocytes: regulating the mineral reserves, *Journal of Bone and Mineral Research*, 28(12): 2433-2435.
- Atkinson, J., Chartier, Y., & Pessoa-Silva, CL., (2009). Concepts and types of ventilation, Natural ventilation for infection control in health-care settings. Geneva: World Health Organization.
- Audoin, A., Calvar, C., Coisman-Molica, M., Delarue, S., Dupont, A., Joly, A., Lacocquerie, M., Lannuzel, P., Mairet, R., Nézet, B., Pailler, I., Perche, S., & Roger, F., (2018). Conduite d'élevage des volailles de chair en agriculture biologique, Chambre d'agriculture de Bretagne.
- Augat, P., & Schorlemmer, S., (2006). The role of cortical bone and its microstructure in bone strength, *Age and Ageing*, 35(2): 27-31.
- Aughey, E., & Frye, F. L., (2001). *Comparative veterinary histology with clinical correlates*, Manson Pub. /Veterinary Press, London.

- Aviagen, B., (2018). Arbor Acres Guide d'élevage du poulet de chair
- Bacha, W. J., & Bacha, L. M., (2000). *Color atlas of veterinary histology*, 2nd ed.
- Bacha, W. J., & Bacha, L. M., (2014). *Color atlas of veterinary histology*, 3rd ed., wiley-black well.
- Bacon, R.L., & Niles, N.R., (1983). *Medical Histology A Text-Atlas with Introductory Pathology*, Springer-Verlag, New York.
- Bai, S., Yang, Y., Ma, X., Liao, X., Wang, R., Zhang, L., Li, S., Luo, X., & Lu, L., (2022). Dietary calcium requirements of broilers fed a conventional corn-soy bean meal diet from 1 to 21 days of age, *Journal of Animal Science and Biotechnology*, 13:11.
- Bala, Y., Douillard, T., Clement, P., Meille, S., Dépalle, B., Follet, H., Chevalier, J., & Boivin, G., (2011). Respective roles of organic and mineral components of human cortical bone matrix in micromechanical behavior: An instrumented indentation study, *Journal of the Mechanical Behavior of Biomedical Materials*, 4(7): 1473-1482.
- Bala, Y., Farlay, D., & Boivin, G., (2012). Bone mineralization: from tissue to crystal in normal and pathological contexts, *Osteoporos International*, 24: 2153-2166.
- Bancroft, J.D., & Stevens, A., (1996). *Theory and practice of histological techniques*, 4th ed., Churchill Livingstone, London.
- Banks, W.J., (1993). *Applied veterinary histology*, 3rd ed., Mosby, New-York.
- Baron, R., (2001). L'ostéoclaste et les mécanismes moléculaires de la résorption osseuse, *Médecine/Sciences*, 17 : 1252-1259.
- Barrere, F., Van Blitterswijk, C.A., & De Groot, K., (2006). Bone regeneration molecular and cellular interactions with calcium phosphate ceramics, *International Journal of Nanomedicine*, 1(3):317-332.
- Barreiro, F.R., Baraldi-Artoni, S.M., Amaral, L.A., Barbosa, J.C., Girardi, A.M., Pacheco, M.R., & Amoroso, L., (2011). Determination of broiler femur parameters at different growth phases, *International Journal of Poultry Science*, 10: 849-853.
- Belabbas, H., (2006). Dynamique de croissance des organes chez le poulet de chair. Mémoire pour l'obtention du diplôme de Magister, Université de Batna, Algérie.

- Bengoumi, D., Chahlaoui, A., Belghiti, L., Taha, I., Samih, M., & Elmoustaine, R., (2015). Etude de la qualité bactériologique de l'eau de certains puits dans les élevages avicole (Meknes et Gharb-Maroc), *Larhyss Journal*, 24 : 209-226.
- Berteau, J.-P., Gineyts, E., Pithioux, M., Baron, C., Boivin, G., Lasaygues, P., Chabrand, P., & Follet, H., (2015). Ratio between mature and immature enzymatic cross-links correlates with post-yield cortical bone behavior: An insight into greenstick fractures of the child fibula, *Bone*, 79: 190-195.
- Bertrand, M., (2008). *Histologie bases fondamentales*, Omniscience, Paris.
- Berghiche, A., Khenenou, T., Boudjellel, A., Grairia, A., & Labied, I., (2018). Morpho-histological study of coccidiosis in broilers in the Souk Ahras region, Algeria, *Online Journal of Animal and Feed Research*, 8(6): 136-144.
- Bessei, W., (2006). Welfare of broilers: a review, *World's Poultry Science Journal*, 62:455- 466.
- Bigot, K., Tesseraud, S., Taouis, M., & Picard, M., (2001). Alimentation néonatale et développement précoce du poulet de chair, *INRA Productions Animales*, 14(4) : 219-230.
- Bilezikian, J. P., Raisz, L. G., & John, M. T., (2002). *Principles of bone biology*, 2nd ed., Academic Press.
- Bilezikian, J. P., Raisz, L. G., & John, M. T., (2008). *Principles of bone biology*, 3rd ed., Academic Press.
- Bisimwa, C., & Bonane, M., (2015), *Troupeaux et cultures des tropiques*, Les principaux races en avicultures.
- Blake, D.P., & Tomley, F.M., (2014). Securing poultry production from the ever-present *Eimeria* challenge, *Trends Parasitology Journal*, 30: 12- 19.
- Bobrysheva I. V., & Kachshenko S. A., (2016). *Histology, Cytology, Embryology: textbook*.
- Bonewald, L.F., & Johnson, M.L. (2008). Osteocytes, mechanosensing and Wnt signaling, *Bone*, 42: 606-15.
- Borrel, V., (2003). Caractérisation d'un modèle de resection segmentaire diaphysaire de grande taille chez la brebis. Thèse de doctorat vétérinaire, Ecole nationale vétérinaire d'Alfort.
- Boumedous, Ch., (2019). Le traitement de l'eau de boisson et son impact sur la santé des volailles. Thèse de doctorat de l'université de Constantine.

- Bradshaw, R.H., Kirkden, R.D., & Broom, D.M., (2002). A review of the etiology and pathology of leg weakness in broilers in relation to welfare, *Avian Biology Research*, 13: 45-103.
- Brandi, M-L., (2009). Microarchitecture, the key to bone quality, *Rheumatology*, 48: 3-8.
- Brits, D., Steyn, M., & L'Abbé, E. N., (2014). A histomorphological analysis of human and nonhuman femora, *International Journal of Legal Medicine*, 128(2): 369-377.
- Carbonare, L. D., Valentia, M. T., Bertoldoa, F., Zanattaa, M., Zenaria, S., Realdib, G., Lo Cascioa, V., & Gianninib, S., (2005). Bone microarchitecture evaluated by histomorphometry: review. *Micron*, 36: 609-616.
- Cardiff, R.D., Miller, C.H., & Munn, R.J., (2014). Manual hematoxylin and eosin staining of mouse tissue sections, *Cold Spring Harbor laboratory Press*
- Cardinali, D.P., Ladizesky, M.G., Boggio, V., Cutrera, R.A., & Mautalen, C., (2003). Melatonin effects on bone: experimental facts and clinical perspectives, *Journal of Pineal Research*, 34: 81-87.
- Carson, F.L., & Hladik, C., (2009). Histotechnology: a self-instructional text 3rd ed., Chicago: ASCP press.
- Ceylan, N., Koca, S., Yavaş,I., Çenesiz,A., Kahraman,N., & Özlü, S., (2020). Response of modern broiler chickens to dietary calcium and phosphorus levels below recommendations, *Italian Journal of Animal Science*, 19:1, 1244-1252.
- Chang, P-C., Liu, B-Y., Liu, C-M., Chou, H-H., Ho, M-H., Liu, H-C., Wang, D-M & Hou L-T., (2007). Bone tissue engineering with novel rhBMP2-PLLA composite scaffolds Wiley Periodicals, *Journal of Biomedical Materials Research*, 81(A): 771-780.
- Chappard, D., Baslé, M-F., Legrand, E., & Audran, M., (2011). New laboratory tools in the assessment of bone quality, *Osteoporosis International*, 22(8): 2225-2240.
- Chen, J., Tellez, G., & Escobar, J., Vazquez-Anon, M., (2017). Impact of trace minerals on wound healing of footpad dermatitis in broilers, *Scientific Reports*, 7(1): 1894.
- Cherki, S., (2010). Manuel de gestion Poulet de chair <https://www.academia.edu/8658320/POULET-DE-CHAIR-Manuel-de-Gestion>

- Chlipala, E., Bendzinski, C.M., Chu, K., Johnson, J.I., Brous, M., Copeland, K., & Bolon, B., (2020). Optical density-based image analysis method for the evaluation of hematoxylin and eosin staining precision, *Journal of Histotechnology*, 43(1): 29-37.
- Chris, H., (2012). Key factors for poultry house ventilation, Poultry
- CIVAM, (2003). Créer un atelier de volailles en Bio Poulets de chair et/ou poules pondeuses
- CIPC, (2018). La charte technique CIPC, Élevage du poulet de chair <https://www.poulet-francais.fr/wp-content/uploads/sites/4/20181001-referentiel-cipc-v4.2.pdf>
- Clarkson, A., (1896). *A text-book of histology, descriptive and practical. For the use of students.*
- Cobb, (2010). Guide de l'élevage du poulet de chair cobb http://www.cocoricoservices.sitew.com/fs/Root/6q4ag-Inconnu_Layout_1.pdf
- Cormack, D. H., (2001). *Essential histology, 2nd ed.*, Lippincott Williams and Wilkins.
- Crescimanno, A., & Stout, S. D., (2012). Differentiating fragmented human and nonhuman long bone using osteon circularity, *Journal Forensic Sciences*, 57(2): 287-294.
- Crowder, C., & Stout, S. D., (2011). *Bone Histology An Anthropological Perspective*, CRC Press.
- Cvetkovic, V.J., Najman, S.J., Rajkovic, J.S., Zabar, A.L., Vasiljevic, P.J., Djordjevic, L.B., & Trajanovic, M.D., (2013). A comparison of the microarchitecture of lower limb long bones between some animal models and humans: a review, *Veterinarni Medicina*, 58(7): 339-351.
- Daisuke, M., Tadayoshi, H., Takafumi, S., Hiroaki, H., Tetsuya, N., Takuya, N., Teruo, A., Ralph, T. B., Mercedes C., Reinhard, F., Yoichi, E., & Masaki, N., (2012). Profilin1 regulates sternum development and endochondral bone formation, *Journal of Biological Chemistry*, 287(40): 33545-33553.
- Dallas, S.L., & Bonewald, L. F., (2010). Dynamics of the transition from osteoblast to osteocyte, *New York Academy of sciences*, 1192: 437-443.

- Dam, A., & Fitzgerald, S., (2018). Manuel de manipulation et de transport de la volaille, Poultry Service Association http://www.poultryserviceassociation.com/uploads/2/7/9/6/27967763/2019_poultry_handling_and_transportatio_manual_french.pdf
- Day, C.E., (2014). Histopathology methods and protocols, New York, Humana Press.
- Deborah, W. V., (2002). *A learning system in histology*.
- Deep, A., Schwan-Lardner, K., Crowe, T.G., Fancher, B.I., & Classen, H.L., (2010). Effect of light intensity on broiler production, processing characteristics and welfare. *Poultry Science*, 89: 2326-2333.
- Dhem, A., (2004). Précis d'histologie : cytologie, histologie, anatomie microscopique de Welsch, U. & Sobotta, J. Paris : Tec & Doc Lavoisier.
- Djien, T. S., de Vries, T.J. , Kuijpers-Jagtman, A.M. , Semeins, C.M. , Everts, V., & Klein-Nulend, J., (2007). Osteocytes subjected to fluid flow inhibit osteoclast formation and bone resorption, *Bone*, 41: 745-751.
- Domenis, L., Squadrone, S., Marchis, D., & Abete, M. C., (2009). Osteocyte lacunae features in different chicken bones, *Biotechnologie, Agronomie, Société et Environnement*, 13(S): 29-32.
- Dongmei, C., William, P. D., Jonathan, D. F., Duane, E. H., James, C. L., John, P. N., & Gongchao, Y., (2010). *Atlas of Histology with Functional and Clinical Correlations*, Lippincott Williams and Wilkins. 496 pp.
- Douakha, M.H., (2018). Utilisation des techniques histomorphométriques pour l'évaluation de la microarchitecture osseuse chez le poulet, Mémoire de Magister, Université Batna1.
- Downs, K. M., Lien, R. J., Hess, J. B., & Bilgili, S.F., (2006). The effects of photoperiod length light intensity and feed energy on growth response and med yield of broilers, *Journal of Applied Poultry Research*, 15(3):406-416.
- Egan, K. P., Brennan, T. A., & Pignolo, R. J. (2012). Bone histomorphometry using free and commonly available software, *Histopathology*, 61(6)
- EISMV, (1997). Contribution au développement de l'aviculture moderne dans la région de Dakar : situation de l'encadrement, du suivi et de la formation techniques des aviculteurs, Thèse, 2 : 99.

- Elmoustaine, R., Chahlaoui, A., Bengoumi, D., Rour, E.H., & Belghiti, L., (2013). Qualité de l'eau en élevage avicole dans la région de Meknes (Maroc), impact sur la santé et la production, *Larhyss Journal*, 13 : 47-61.
- Engesaeter, L.B., & Skar, A.G., (1978). Effects of oxytetracycline on the mechanical properties of bone and skin in young rats, *Acta Orthopaedica Scandinavica*, 49(6):529-534.
- Engesaeter, L.B., Underdal, T., & Langeland, N., (1980). Effects of oxytetracycline on mineralization of bone in young rats, *Acta Orthopaedica Scandinavica*, 51(3):459-465.
- EQCMA, (2013). Guide d'élevage de volaille de basse-cour http://www.eqcma.ca/uploads/files/elevage_basse_cour/Basse-cour_Document_complet_13_02_2013.pdf
- Eroschenko, V. P., (1996). *Difiore's atlas of histology with functional correlations*, 8th ed., Lippincott Williams and Wilkins.
- Eroschenko, V. P., (2008). *Difiore's atlas of histology with functional correlations*, 11th ed., Lippincott Williams and Wilkins.
- Estrada, K. D., Retting, K.N., Chin, A. M., & Lyons, K. M., (2011). Smad6 Is Essential to Limit BMP Signaling During Cartilage Development, *Journal of Bone and Mineral Research*, 26(10): 2498-2510.
- Eurell, J.A. C., (2004). *Veterinary histology*, Teton NewMedia.
- Eurell, J. A. C., & Frappier, B. L., (2006). *Dellmann's Textbook of veterinary histology*, 6thed., Wiley-Blackwell.
- FAO, (2014). Secteur Avicole Senegal. Revues nationales de l'élevage de la division de la production et de la santé animals de la FAO, 7, Rome.
- Feedback, D.L., (1987). *Histology*, Springer-Verlag New York.
- Filipowska, J., Tomaszewski, K. A., Niedzwiedzki, L., Walocha, J.A., & Niedzwiedzki, T., (2017). The role of vasculature in bone development, regeneration and proper systemic functioning, *Angiogenesis*, 20: 291-302.
- Fidan, E.D., Nazligul, A., Turkyilmaz, M.K., Aypak, S.U., Kilimci, F.S., Karaarslan, S., & Kaya, M., (2017). Effect of photoperiod length and light intensity on some welfare criteria, carcass, and meat quality characteristics in broilers, *Revista Brasileira de Zootecnia*, 46 (3).

- Florencio-silva, R., Rodrigue da Silva Sasso,G.,Sasso-Cerri, E., Jesus Simoes, M.,& SérgioCerri, P., (2015). Biology of bone tissue: structure, function and factors that influence bone cells, Review Article.
- FONSTAB, (2014). Guide d'élaboration de projet de production de poulets de chair
- Fortier, J., & Hould, R., (2003). Histotechnologie Théories et procédés, Montréal, Centre collegial de développement de materiel didactique, pp. 717.
- Foss, D.C., Carew, L.B., & Arnold, E.L., (1972). Physiological development of cockerels as influenced by selected wavelengths of environmental light, *Poultry Science*, 51:1922-1927.
- Fowlkes, J.L., Nyman, J.S., Bunn, R.C., Cockrell, G.E., Wahl, E.C., Rettiganti, M.R., Lumpkin, C.K., &Thraillkill, K.M., (2015). Effects of long-term doxycycline on bone quality and strength in diabetic male DBA/2J mice, *Bone Reports*, 1:16-19.
- Franz-Odendaal, T.A., Hall, B.K., & Eckhard, W. P., (2006). Buried alive: how osteoblasts become osteocytes, *Developmental Dynamics*, 235: 176-190.
- Fratini, P., Alcântara, D., Nogueira, R. M., Menezes de Oliveira,S.F. , Francioli, A. L. R., Toledo da Fonseca, E. , Pavanelo, J. V., Palmeira, S. C. A., Antonio, J. P. F., & Miglino, M. A.,(2013).Osteogenesis in chicken (*Gallus gallusdomesticus*) and expression ofVEGF in this process between 5° to 19° days of incubation, *Journal of Cytology and Histology*, 4:3.
- Ganahi, A., Maizama, D.G., Assane, A., Boukari, M., Karimou, A., Salé, M., Hama, H., Mounkaila, M., Madougou,B., & Maimouna, N., (2016). Guide de l'aviculture au Niger, première version.
- Gartner, L. P., & Hiatt, J. L., (2007) .*Color textbook of histology*, 3rd ed., Saunders.
- Gartner, L. P., & Hiatt, J. L., (2013). *Color atlas and text of histology*, 6th ed., Lippincott Williams and Wilkins.
- Gartner, L. P., & Hiatt, J. L., (2002). *Cell biology and histology*, 4th ed., Lippincott Williams and Wilkins.
- Gartner, L. P., & Hiatt, J. L., (2015). *Cell biology and histology*, 7th ed., Lippincott Williams and Wilkins.
- Gartner, L. P., & Hiatt, J. L., (2000).*Color atlas and text of histology*, 2nded.

- Gauthier, R., Follet, H., Olivier, C., Mitton, D., & Peyrin, F., (2018). 3D micro structural analysis of human cortical bone in paired femoral diaphysis, femoral neck and radial diaphysis, *Journal of Structural Biology*, 204(2): 182-190.
- Gerber, H.P., & Ferrerra, N., (2000). Angiogenesis and bone growth, *Trends in Cardiovascular Medicine-Journal*, 10: 223-228.
- GIPAC, (2017). Guide de Biosécurité dans les élevages avicoles au Moyen Orient et en Afrique du Nord <https://ussec.org/wp-content/uploads/2017/05/Biosecurity-Guide-FRENCH-12.pdf> Consulté le 28/11/19.
- Grindem, C. B., Neel, J. A., & Juopperi, T. A., (2002). Cytology of bone marrow, *Veterinary Clinics of North America: Small Animal Practice*, 32: 1313-1374.
- Grosso, A., Burger, M.G., Lunger, A., Schaefer, D. J., Banfi, A., & Di Maggio, N., (2017). It takes two to tango: coupling of angiogenesis and osteogenesis for bone regeneration, *Frontiers in Bioengineering and Biotechnology*, 5: 68.
- Hall, L.E., Shirley, R.B., Bakalli, R.I., Aggrey, S.E., Pesti, G.M., & Edwards, H.M., (2003). Power of tow methods for the estimation of bone ash of broiler, *Poultry Science*. 82: 414-418.
- Han, J.C., Qu, H.X., Wang, J.G., Chen, G.H., Yan, Y. F., Zhang, J.L., Hu, F.M., You, L.Y., & Cheng, Y.H., (2015). Comparison of the growth and mineralization of the femur, tibia and metatarsus of broiler chicks, *Brazilian Journal of Poultry Science*. 17(3): 333-340.
- Hcini, E., (2021). Impact de la zéolite (CLINOPTILOLITE) sur la santé, la qualité de la viande et les performances zootechniques des dindes, Thèse de doctorat dans la discipline génie biologique, université de Sfax ; Tunisie.
- Heath, J. W., Lowe, J., Stevens, A., & Young, B., (2006). *Atlas d'histologie fonctionnelle de wheater*, 2nd ed., De boeck, Paris.
- Hien, O. C., Salissou, I., Ouedraogo, A., Ouattara, L., Diarra, B., & Hancock, J.D., (2018). Comparative effects of rations based on 'ESPOIR' and 'SR21' corn varieties on the productivity of the cobb-500 broiler, *International Journal of Biological and Chemical Science*, 12(4): 1557-1570.
- Hillier, M. L., & Bell, L. S., (2007). Differentiating human bone from animal bone: a review of histological methods, *Journal of Forensic Sciences*, 52(2): 249-263.
- Holmes, R. L., (1965). *Living tissues anntroduction to functional histology*.

- Huart, A., & collaborateurs. (2004). Alimentation : les besoins du poulet de chair, *Agriculture*, 5.
- Ingram, D.R., Hatten, L.F., & McPherson, B.N., (2000). Effects of light restriction on broiler performance and specific body structure measurements, *Journal of Applied Poultry Research*, 9: 501-504.
- ITAB, (2009). Cahier technique produire poulet de chair <http://www.itab.asso.fr/downloads/fiches-elevage/cahier-poulets-web.pdf> Consulté le 23/11/19
- Itavi, (2013). Guide du bâtiment d'élevage à énergie positive (BEBC+).
- Itavi, (2013). Estimation des rejets d'azote- phosphore- potassium- calcium- cuivre- et zinc par les élevages avicoles.
- Itavi, (2016). L'eau de boisson en élevage avicole un levier majeur de réussite, Alimentation et techniques d'élevage.
- Jafari Sayadi, A., Navidshad, B., Abolghasemi, A., Royan, M., & Seighalani, R., (2005). Effects of dietary mineral premix reduction or withdrawal on broilers performance, *Poultry Science*, 4:896 - 899.
- Juin, H., Brachet, M., Dusart, L., Morinière, F., Pattier, S., Nayet, C., Uzureau, A., Carrière, J., Bordeaux, C., & Roinsard, A., (2015). Alimentation des volailles en agriculture biologique.
- Julian, R.J., (1998). Rapid growth problems: ascites and skeletal deformities in broilers, *Poultry Sciences*, 77(12):1773-1780.
- Junqueira, L. C., & Carneiro, J., (2005). *Basic histology .Text and atlas*, 11th ed., McGraw-Hill Medical.
- Junqueira, L.C., Carneiro, J., Kelley, R.O., Maillet, M., Chiarasini, D., & Labbé, S., (2001). *Histologie*, 9th ed., PICCIN, Italie.
- Kakkar, M., Kakkar, R., et Jethi, R.K., & Singla, S.K., (2017). Effect of oxytetracycline on *in vitro* mineralization and demineralization reactions in the absence and presence of collagen, *Journal of Clinical & Diagnostic Research*, 11(11).
- Kalbaza, A. Y., (2018). Etude comparative entre la substitution osseuse à base d'hydroxyapatite et sa combinaison avec la moelle osseuse. Thèse de doctorat de l'université Batna 1.

- Kanczler, J.M., & Oreffo, R.O.C., (2008). Osteogenesis and angiogenesis: the potential for engineering bone, *European Cell and Materials*, 15: 100 - 114.
- Kardong, K. V., (2011). *Vertebrates: Comparative anatomy, function, evolution*, 6th ed., McGraw-Hill Science/Engineering/Math.
- Karnov, K., Nylander, M., & Rehfeld, A., (2017). *Compendium of Histology A Theoretical and Practical Guide*, Springer.
- Kim, J.M., Lin, C., Stavre, Z., Greenblatt, M.B., & Shim, J.H., (2020). Osteoblast-osteoclast communication and bone homeostasis, *Cells*, 9: 2073.
- Kirkpatrick, K., & Fleming, E., (2008). La qualité de l'eau.
- Kokolski, M., Ebling, F.J., Henstock, J.R., & Anderson, S.I., (2017). Photoperiod-induced increases in bone mineral apposition rate in siberian hamsters and the involvement of seasonal leptin changes, *Frontiers in Endocrinology*, 19(8): 357.
- Komori, T., (2013). Functions of the osteocyte network in the regulation of bone mass, *Cell Tissue Research*, 352: 191-198.
- Kouzoukende, T. N., (2004). Contraintes liées a la durée de production du poulet de chair en période de chaleur ; Adaptation du protocole de vaccination contre la maladie de Gumboro, Mémoire de diplôme d'études approfondies de productions animales.
- Kranioti, E.F., Bonicelli, A., & Garcia-Donas, J., (2019). Bone mineral density: clinical significance, methods of quantification and forensic application, *Research and Reports in Forensic Medical Science*, 9: 9- 21.
- Krstic, R.V., (1984). *Illustrated encyclopedia of human histology*, Springer-Verlag Berlin Heidelberg.
- Kuhnel, W., (1995). *Atlas de poche d'histologie cytologie, histologie et anatomie microscopique à l'usage des étudiants* .2nded. Française .Paris.
- Kuhnel, W., (2003). *Color atlas of cytology, histology, and microscopic anatomy*, Thieme.
- Lefèvre, E., Farlay, D., Bala, Y., Subtil, F., Wolfram, U., Rizzo, S., Baron, C., Zysset, P., Pithioux, M., & Follet, H., (2019). Compositional and mechanical properties of growing cortical bone tissue: a study of the human fibula, *Scientific Reports*, 9: 17629.

- Lefèvre, E., Lasaygues, P., Baron, C., Payan, C., Launay, F., Follet, H., & Pithioux, M., (2015). Analysing the anisotropic hooke's law for children's cortical bone, *Journal of the Mechanical Behavior of Biomedical Materials*, 49: 370-377.
- Lei,Q., Wen, L., Huiling, C., & Guozhi, X., (2020). Molecular mechanosensors in osteocytes, *Bone Research*, 8:23.
- Lewis, P.D., Danisman, R., & Gous, R.M., (2009). Photoperiodic responses of broilers: III. Tibial breaking strength and ash content, *British Poultry Science*, 50:673-679.
- Lewis, P.D., Gous, R.M., & Tumova, E., (2010). Broiler performance and bone strength minimally affected by either a simulated dusk or night-interruption photoperiod, *South African Journal of Animal Science*, 40(1).
- Li, N., He, J., Chen, H., Chen, Y., Chen, L., Yang, H., Xu, L., & Wang, Z., (2022). Effects of dietary phosphorus deficiency and high phosphorus content on the growth performance, serum variables, and tibia development in goslings, *Agriculture*, 12(1908).
- Li, T., Xing, G., Shao, Y., Zhang, L., Li, S., Lu, L., Liu, Z., Liao, X., & Luo X., (2020). Dietary calcium or phosphorus deficiency impairs the bone development by regulating related calcium or phosphorus metabolic utilization parameters of broilers, *Poultry Science*, 99(6):3207-3214.
- Li,W., Angel, R., Kim, S.W., Jiménez-Moreno, Proszkowiec-Weglarz, M., & Plumstead, P.W., (2015). Impact of response criteria (tibia ash weight vs. percent) on phytase relative non phytate phosphorus equivalence, *Poultry Science*, 94: 2228-2234.
- Lilburn, M. S., (1994). Skeletal growth of commercial poultry species, *Poultry Science*, 73: 897-903.
- Lieberman, J.R., & Friedlaender, G.E., (2005). Bone regeneration and repair: Biologie and clinical applications, Humana press.
- Lin, X., Patil, S., Gao, Y.G., & Qian, A., (2020). The bone extracellular matrix in bone formation and regeneration, *Frontiers in Pharmacology*, 11: 757.
- Lommel, Alfons T. L. van (2003). *From cells to organs- A Histology textbook and atlas*, Springer US.
- Long, F., & Ornitz, D. M., (2013). Development of the endochondral skeleton.

- Luna, L.G., (1968). Manual of histologic staining methods of the armed forces institute of pathology, 3rd ed., McGraw-Hill New York, p: 131.
- Mabelebele, M., Norris, D., Siwendu, N.A., Ng'ambi, J.W., Alabi, O.J., & Mbajiorgu, C.A., (2017). Bone morphometric parameters of the tibia and femur of indigenous and broiler chickens reared intensively, *Applied Ecology and Environmental Research*, 15(4): 1387-1398.
- Mackie, E. J., Tatarczuch, L., & Mirams, M., (2011). The skeleton: a multi-functional complex organ. The growth plate chondrocyte and endochondral ossification, *Journal of Endocrinology*, 211: 109-121.
- Maggiano, I. S., Maggiano, C. M., & Cooper, D. M., (2020). Osteon circularity and longitudinal morphology: Quantitative and qualitative three dimensional perspectives on human haversian systems, *Elsevier*.
- Malheiros, R.D., Moraes, V.M.B., Bruno, L.D.G., Malheiros, E.B., Furlan, R.L., & Macari, M., (2000). Environmental temperature and cloacal and surface temperatures of broiler chicks in first week post-hatch, *Applied Poultry Science*
- Malone, J.D., Teitelbaum, S.L., Griffin, G.L., Senior, R.M., & Kahn, A.J., (1982). Recruitment de of ostéoclast precursors by purified bone matrix constituents, *Journal of Cell Biology*, 92: 227-230.
- Mansoori, B., Modirsanei, M., Nodeh, H., & Rahbari, S., (2010). The interactive effect of phytase and coccidian on the gross lesions as well as the absorption capacity of intestine in broilers fed with diets low in calcium and available phosphorus, *Veterinary Parasitology*, 168: 111-115.
- Membre, H., (1990). Etude de l'ostéogénèse dans différentes conditions expérimentales. Thèse de doctorat de l'université de Nancy I.
- Mesa, D., Muniz, E., Souza, A., & Geffroy, B., (2017). Broiler housing conditions affect the performance. *Brazilian Journal of Poultry Science*, 19(2): 263- 272.
- Mescher, A. L., (2010). *Junqueira's basic histology: text and atlas*, 12th ed.
- Mescher, A. L., (2011). *Lange Basic Histology Flash Cards*.
- Mescher, A. L., (2013). *Junqueira's basic histology text and atlas*, 13th ed., McGraw-Hill Medical.
- Mescher, A. L., (2016). *Junqueira's basic histology text and atlas*, 14th ed., McGraw-Hill.

- Metzger, C. E., & Narayanan, S.A., (2019). The role of osteocytes in inflammatory bone loss, *Frontiers in Endocrinology*, 10:285.a
- Michael, H.R., Gordon, I.K., & Wojciech,P.,(2002). *Histology: a text and atlas*, 4th ed., Lippincott Williams and Wilkins.
- Michael, H. R., & Wojciech P., (2010). *Histology a text and atlas with correlated cell and molecular biology*, 6th ed., Lippincott Williams and Wilkins.
- Michael, H. R., & Wojciech P., (2015). *Histology a text and atlas with correlated cell and molecular biology*, 7th ed., Wolters Kluwer Health.
- Mickelberry, W.C., Rogler, J.C., & Stadelman, W.J., (1966). The influence of dietary fat and environmental temperature upon chick growth and carcass composition, *Poultry Science*. 45: 313-321.
- Mingoas, K.J.P., Awah-Ndukum, J., Mampom, B.J., Mfopit, M.Y., & Zoli, P.A., (2017). Effets du système d'élevage sur les performances zootechniques et les paramètres sanguins et biochimiques chez les poulets de chair en zone péri-urbaine de Ngaoundéré, Cameroun, *Journal of Animal & Plant Sciences*, 32(1): 5079-5094.
- Mirzaali, M.J., Schwiedrzik, J.J., Thaiwichai, S., Best, J.P., Michler, J., Zysset, P.K., & Wolfram, U., (2016). Mechanical properties of cortical bone and their relationships with age, gender, composition and microindentation properties in the elderly, *Bone*, 93: 196-211.
- Mitchell, B.S., & Peel, S., (2009). *Histology an illustrated colour text*, Churchill Livingstone.
- Montagner, F., Kaftandjian, V., Farlay, D., Brau, D., Boivin, G., & Follet, H., (2015). Validation of a novel microradiography device for characterization of bone ineralization, *Journal of X-Ray Science and Technology*, 23(2): 201-211.
- Moravej, H., Alahyari-Shahrasb, M., Baghani, M.R., & Shivasad, M., (2012). Withdrawal or reduction of the dietary vitamin premix on bone parameters of broiler chickens in two rearing systems, *South African Journal of Animal Science*, 42:2.
- Moreki, J.C., Van Der Merwe, H.J., & Hayes J.P., (2011). Influence of dietary calcium levels on bone development in broiler breeder pullets up to 18 weeks of age, *Online Journal of Animal and Feed Research*, 1(1): 28-39.

- Morgan, E.F., Unnikrisnan, G.U., & Hussein, A. I., (2018). Bone mechanical properties in healthy and diseased states, *Annual Review of Biomedical Engineering*, 20: 119-143.
- Muller, G.B., (2003). Embryonic motility: environmental influences and evolutionary innovation, *Evolution & Development*, 5: 56-60.
- Nakashima, K., Zhou, X., Kunkel, G., Zhang, Z., Min Deng, J., Behringer, R. R., & Crombrughe, B., (2002). The novel zinc finger-containing transcription factor osterix is required for osteoblast differentiation and bone formation, *Cell*, 108: 17-29.
- Neelam, V., & Sabita, M., (2014). *Inderbir Singh's textbook of human histology with colour atlas and practical guide*, 7th ed., Jaypee Brothers Medical Publishers.
- Novais, A., Chatzopoulou, E., Chaussain, C., & Gorin, C.,(2021). The potential of FGF-2 in craniofacial bone tissue engineering, *Cells*, 10: 932.
- Nuicer, F., Bennoune, O., Khaoui, K., Noudjoud, H., Ben Alia, Kh, Zerdoumi, O., & Zaouia, M., (2020). Footpad dermatitis in broilers in Algeria : current situation and future challenges, *International Journal of Sciences and Research* ,76 (4)
- Nuicer, F., (2021). Etude histopathologique des pododermatites chez le poulet de chair. Thèse de doctorat de l'université Batna 1.
- Odore, R., De Marco, M., Gasco, L., Rotolo, L., Meucci, V., Palatucci, A.T., Rubino, V., Ruggiero, G., Canello, S., Guidetti, G., Centenaro, S., Quarantelli, A., Terrazzano, G., & Schiavone, A., (2015). Cytotoxic effects of oxytetracycline residues in the bones of broiler chickens following therapeutic oral administration of a water formulation, *Poultry Sciences*, 94(8): 1979-1985.
- Oikeh, I., Sakkas, P., Blake, D.P., & Kyriazakis, I., (2019). Interactions between dietary calcium and phosphorus level, and vitamin D source on bone mineralization, performance, and intestinal morphology of coccidia-infected broilers, *Poultry Sciences*, 98(11) : 5679-5690.
- Oikeh, I., Sakkas, P., Taylor, J., Giannenas, I., Blake, D.P., & Kyriazakis, I., (2019). Effects of reducing growth rate via diet dilution on bone mineralization, performance and carcass yield of coccidia-infected broilers, *Poultry Sciences*, 98 (11) : 5477-5487.
- Olkowski, Andrew A., (2009). La qualité de l'eau d'abreuvement du bétail : Guide de terrain relatif aux bovins, aux chevaux, à la volaille et aux porcs. 1st ed., 185p.

- Opperman, L. A., (2000). Cranial sutures as intramembranous bone growth sites, *Developmental Dynamics*, 219:472-485.
- Ornitz, D. M., & Marie, P.J., (2015). Fibroblast growth factor signaling in skeletal development disease, *Genes & Development*, 29: 1463-1486.
- Ostrowska, Z., Kos-Kudla, B., Marek, B., Kajdaniuk, D., & Ciesielska-Kopacz, N., (2002). The relationship between the daily profile of chosen biochemical markers of bone metabolism and melatonin and other hormone secretion in rats under physiological conditions, *Neuroendocrinology Letters*, 23: 417-425.
- Ovalle, W. K., & Nahirney, P. C., (2013). *Netter's essential histology*, 2nd ed., Saunders.
- Pakurar, A. S., & Bigbee, J. W., (2004). *Digital histology an interactive CD atlas with review text*, Wiley-Liss, Canada.
- Pardy, C.K., Matyas, J.R., & Zernicke, R.F., (2004). Doxycycline effects on mechanical and morphometrical properties of early- and late-stage osteoarthritic bone following anterior cruciate ligament injury, *Journal of Applied Physiology*, 97(4):1254-1260.
- Park, S. Y., Birkhold, S. G., Kubena, L. F., Nisbet, D. J. & Ricke, S. C., (2003). Effect of storage condition on bone breaking strength and bone ash in laying hens at different stages in production cycles. *Poultry Science*, 82:1688-1691.
- Peckham, M., (2011). *Histology at a glance*, Wiley-Blackwell.
- Persia, M., Young, E., Utterback, P., & Parsons, C., (2006). Effects of dietary ingredients and *Eimeria acervulina* infection on chick performance, apparent metabolizable energy, and amino acid digestibility, *Poultry Science*, 85: 48- 55.
- Pierre, M., (2001). Différenciation, fonction et contrôle de l'ostéoblaste, *Médecine/Sciences*, 17 : 1252-1259.
- Pitsillides, A. A., Rawlinson, S. C. F., Mosley, J. R. & Lanyon, L. E., (1999). Bone's early responses to mechanical loading differ in distinct genetic strains of chick: election for enhanced growth reduces skeletal adaptability. *Journal of Bone and Mineral Research*, 14 (6): 980-987.
- Pizzabiocca, A., (2018). Les cinq principes de la couvaison de poulets de chair modernes.
- Portal-Nunez, S., Lozano, D., & Esbrit, P., (2012). Role of angiogenesis on bone formation, *Histology and Histopathology*, 27: 559-566.

- Prophet, E. B., Mills, B., Arrington, J. B. & Sobin, L. H., (1992). *Armed force institute of pathology: Laboratory methods in histotechnology*. Washington: American Registry of Pathology.
- Proszkowiec-Weglarz, M., & Angel, R., (2013). Calcium and phosphorus metabolism in broilers: effect of homeostatic mechanism on calcium and phosphorus digestibility, *Journal of Applied Poultry Research*, 22: 609-627.
- Prugnotte, H., & Thoreau, F., (1996). In: J.F.Bernaudin, *Histologie*, 1st ed., ESTEM, Paris.
- Ranly, D.M., McMillan, J., Keller, T., Lohmann, C.H., Meunch, T., Cochran, D.L., Schwartz, Z., & Boyan, B.D., (2005). Platelet-derived growth factor inhibits demineralized bone matrix-induced intramuscular cartilage and bone formation. A study of immunocompromised mice, *Journal of Bone and Joint Surgery*, 87(9): 2052-2064.
- Rath, N. C., Huff, G. R., Huff, W. E., & Balog, J. M., (2000). Factors regulating bone maturity and strength in poultry, *Poultry Science*, 79: 1024-1032.
- Régis, B., (2015). Contribution à l'étude de la variabilité des propriétés mécaniques de l'os cortical diaphysaire d'un os porteur (fémur) et non-porteur (humérus), Thèse de doctorat, Université de Valenciennes et du Hainaut-Cambresis.
- Reinking, L. (2007). *Biology 211 Laboratory Manual: Image J Basics (Version 1.38)*. Millersville University. Available from
- Riesenfeld, A., (1972). Metatarsal robusticity in bipedal rats, *American Journal of Physical Anthropology*, 36: 229-233.
- Robson, H., Siebler, T., Shalet, S.M., & Williams, G.R., (2002). Interactions between GH, IGF-1, Glucocorticoids, and thyroid hormones during skeletal growth, *Pediatric Research*, 52: 137-147.
- Rodriguez-Florez, N., Oyen, M.L., & Shefelbine, S.J., (2013). Insight into differences in nanoindentation properties of bone, *Journal of Mechanical Behavior of Biomedical Materials*, 18: 90-99.
- Roth, J.A., Kim, B., Lin, W., & Cho, M., (1999). Melatonin promotes osteoblast differentiation and bone formation, *Journal of Biological Chemistry*, 31: 22041-22047.
- Rowe, P., Koller, A., & Sharma, S., (2022). Physiologie, Remodelage osseux.

- Sakkas, P., Oikeh, I., Blake, D.P., Nolan, M.J., Bailey, R.A., Oxley, A., Rychlik, I., Lietz, G., & Kyriazakis, I., (2018). Does selection for growth rate in broilers affect their resistance and tolerance to *Eimeria maxima*, *Veterinary Parasitology*, 258: 88-98.
- Sanchez, A., Plouzeau, M., Rault, P., & Picard, M., (2000). Croissance musculaire et fonction cardio-respiratoire chez le poulet de chair. *INRA Productions Animales*, 13 : 37-45.
- Sauveur, B., (1988). Lésions osseuses et articulaires des pattes des volailles : rôles de l'alimentation, *INRA Productions Animales*, 1(1) : 35-45.
- Schwean-Lardner, K., Francher, B.I., Gomis, S., Van Kessel, A., Dalal, S., & Classen, H.L., (2013). Effect of day length on cause of mortality, leg health, and ocular health in broilers, *Poultry Science*, 92(1): 1-11.
- Schwiedrzik, J.J., Raghavan, R., Burki, A., LeNader, V., Wolfram, U., Michler, J., & Zysset, P.K., (2014). In situ micropillar compression reveals superior strength and ductility but an absence of damage in lamellar bone, *Nature Materials*, 13: 740-747.
- Scudamore, C.L., (2014). *A practical guide to histology of the mouse*, Wiley Black Well.
- Seedor, J.G., Quartuccio, H.A., & Thompson, D.D., (1991). The bisphosphonate alendronate (MK-217) inhibits bone loss due to ovariectomy in rats, *Journal of Bone and Mineral Research*, 6(4): 339-346.
- Seaman, M., & Baron, C., (2019). Assessment of elastic coefficients of child cortical bone using resonant ultrasound spectroscopy, *Journal of the Mechanical Behavior of Biomedical Materials*, 90: 40-44.
- Senra, M.R., & Marques, F.V., (2020). Synthetic polymeric materials for bone replacement, *Journal of Composites Science*, 4: 191.
- Shao, Y.X., Xing, G.Z., Zhang, L.Y., Lu, L., Li, S.F., Liao, X.D., & Luo, X.G., (2019). Effects of dietary calcium or phosphorus deficiency on growth performance, rickets incidence characters and tibia histological structure of broilers during 1 to 21 days of age, *Chinese Journal of Animal Nutrition*, 31: 2107-2118.

- Shaw, A.L., Macklin, K.S., & Blake, J.P., (2012). Phytase supplementation in a reduced calcium and phosphorus diet fed to broilers undergoing an *Eimeria* challenge, *Poultry Sciences*, 49: 178-182.
- Shepherd, E.M., & Fairchild, B.D., (2010). Footpad dermatitis in poultry, *Poultry Sciences*, 89(10): 2043-2051.
- Shi, T.H., Wang, J., Teng, P-Y., & Kim, W.K., (2022). Effects of phytase and coccidial vaccine on growth performance, nutrient digestibility, bone mineralization, and intestinal gene expression of broilers, *Poultry Sciences*, 101(11)
- Shu-Xin, Z., (1999). *An atlas of histology*, Springer-Verlag, New York.
- Sifre-Maunier, L., Taylor, R.G., Berge, P., Culioli, J., & Bonny, J.M., (2006). A global unimodal thresholding based on probabilistic reference maps for the segmentation of muscle images, *Image and Vision Computing.*, 24 (10):1080-1089.
- Skinner, J.T., & Waldroup, P.W., (1995). Allometric bone development in floor-reared broilers, *Journal of Applied Poultry Research*, 4: 265-270.
- Srinivasyaiah, A., Nitin, P., & Hegde, U. (2016). Comparison of microwave versus conventional decalcification of teeth using three different decalcifying solutions, *Journal of Laboratory Physicians*, 8: 106-11.
- Stacey, E. M., (2007). *Histology for pathologists*, 3rd ed., Lippincott Williams and Wilkins.
- Stevens, A. et Lowe, J., (1992). *Histologie*, Pradel. Paris.
- Sybille, F., (2012). Développement de biomatériaux nanostructures pour la régénération osseuse et osteo-articulaire, Docteur, Sciences de la vie et de la santé, Université de Lorraine.
- Teng, P.-Y., Yadav, S., Souza Castro, F.L., Tompkins, Y.H., & Fuller, A.L., (2020). Graded *Eimeria* challenge linearly regulated growth performance, dynamic change of gastrointestinal permeability, apparent ileal digestibility, intestinal morphology, and tight junctions of broiler chickens, *Poultry Science*, 99: 4203-4216.
- Teng, P.-Y., Choi, J., Tompkins, Y.H., Lillehoj, H., & Kim, W. K., (2021). Impacts of increasing challenge with *Eimeria maxima* on the growth performance and gene

- expression of biomarkers associated with intestinal integrity and nutrient transporters, *Veterinary Research*, 52: 1-12.
- Teng, P.-Y., Choi, J., Yadav, S., Tompkins, Y.H., & Kim, W.K., (2021). Effects of low-crude protein diets supplemented with arginine, glutamine, threonine, and methionine on regulating nutrient absorption, intestinal health, and growth performance of Eimeria-infected chickens, *Poultry Science*, 100.
 - Thompson, K., (2007). Bone and joints. In: Maxie G. M. (eds)-(2007) Jubb, Kennedy and Palmer's Pathology of Domestic Animals. 5th ed., Elsevier. P: 2-107.
 - Tim, A., (2003). Regulation of bone cell function by acid – base balance proceedings of the nutrition society. 62:511-520.
 - Tompkins, Y., Teng, P.-Y., Pazdro, R., & Kim, W.K., (2022). Long bone mineral loss, bone microstructural changes and oxidative stress after Eimeria challenge in broilers, *Frontiers in Physiology*, 1344.
 - Toppets, V., Pastoret, V., De Behr, V., Antoine, N., Dessy, C., & Gabriel, A., (2004). Morphologie, croissance et remaniement du tissu osseux, *Revue de Médecine Vétérinaire*, 148: 1-13.
 - Vaananen, H.K., & Horton, M., (1995), The osteoclast clear zone is a specialized cell-extracellular matrix adhesion structure, *Journal of Cell Science*, 108:2729-2732.
 - Van der Eerden, B.C.J., Karperien, M., & Wit, J.M., (2003). Systemic and local regulation of the growth plate, *Endocrine Reviews*, 24: 782-801.
 - Velleman, S.G., (2000). The role of the extracellular matrix in skeletal development, *Poultry Science*, 79: 985-989.
 - Ventura, M.V.A., & Matias da Silva, R., (2019). Bone problems caused by the deficiency of calcium and phosphorus in the feeding of broilers, *Biomedical Journal of Scientific & Technical Research*, 16(4).
 - Walsh, J.S., (2017). Normal bone physiology, remodeling and its hormonal regulation, 36(1): 1-6.
 - Wang, J., & Kim, W., (2021). Evaluation of a novel corn-expressed phytase on growth performance and bone mineralization in broilers fed different levels of dietary nonphytate phosphorus, *Journal of Applied Poultry Research*, 30
 - Wang, X., Shen, X., Li, X., & Agrawal, C.M., (2002). Age-related changes in the collagen network and toughness of bone, *Bone*, 31(1): 1-7.

- Wang, Y., Wan, C., Deng, L., Liu, X., Cao, X., Gilbert, S.R., Bouxsein, M. L., Faugere, M.C., Guldberg, R. E., Gerstenfeld, L. C., Haase, V.H., Johnson, R. S., Schipani, E., & Clemens, T. L., (2007). The hypoxia-inducible factor alpha pathway couples angiogenesis to osteogenesis during skeletal development, *Journal of Clinical Investigation*, 117: 1616- 1626.
- Watson, B., Matthews, J., Southern, L., & Shelton, J., (2005). The interactive effects of *Eimeria acervulina* infection and phytase for broiler chicks, *Poultry Science*, 84:910-913.
- Wensley, M.R., Vier, C.M., Gebhardt, J.T., Tokach, M.D., Woodworth, J.C., Goodband, R.D., & DeRouchey, J.M., (2020). Technical note: assessment of two methods for estimating bone ash in pigs, *Journal of Animal Science*, 98(8): 1-8.
- Whelan, L.T., Moeendarbary, E., Hoey, D.A., & Kelly, D.J., (2021). Biofabrication of vasculature in microphysiological models of bone, *Biofabrication*, 13
- Williams, R., (2002). Anticoccidial vaccines for broiler chickens: pathways to success, *Avian Pathology*, 31: 317-353.
- Williams, B., Waddington, D., Solomon, S., Thorp, B., & Farquharson, C., (2000a). Skeletal development in the meat-type chicken, *British Poultry Science*, 41: 141-149.
- Williams, B., Solomon, S., Waddington, D., Thorp, B., & Farquharson, C., (2000b). Dietary effects on bone quality and turnover, and calcium and phosphorus metabolism in chickens, *Research in Veterinary Science*, 69: 81-87.
- Xu, L., Li, N., Farnell, Y.Z., Wan, X., Yang, H., Zhong, X., & Farnell, M.B., (2021). Effect of feeding a high calcium: phosphorus ratio, phosphorus deficient diet on hypophosphatemic rickets onset in broilers, *Agriculture*, 11(955).
- Zhang, B., & Coon, C.N., (1997). The relationship of various tibia bone measurements in hens, *Poultry Science*, 76: 1698-1701.
- Zhang, C., (2010). Transcriptional regulation of bone formation by the osteoblast specific transcription factor *Osx*, *Journal of Orthopaedic Surgery*, 15: 5-37.
- Zimmermann, E.A., Riedel, C., Schmidt, F. N., Stockhausen, K.E., Chushkine, L., Schaible, E., Gludovatz, B., Vettorazzi, E., Zontone, F., Puschel, K., Amling, M., Ritchie, R.O., & Busse, B., (2019). Mechanical competence and bone

- quality develop during skeletal growth, *Journal of Bone and Mineral Research*, 34(8): 1461-1472.
- Zoetis, T., Tassinari, M. S., Bagi, C., Walthall, K., & Hurtt, M. E., (2003). Species comparison of postnatal bone growth and development, *Birth Defects Research (Part B)*, 68:86-110.
 - Zysset, P.K., (2009). Indentation of bone tissue: a short review, *Osteoporos International*, 20: 1049-1055.

PUBLICATION

RÉSUMÉ

Résumé :

L'objectif de cette étude était d'évaluer l'influence de plusieurs facteurs, notamment la carence en complexe minéral vitaminique, l'obscurité, la coccidiose, et l'oxytétracycline sur différentes caractéristiques chez les poulets de chair. L'étude a porté sur 200 poussins mâles (Cobb 500), répartis aléatoirement en cinq groupes, comprenant un groupe témoin et quatre groupes expérimentaux. Les groupes expérimentaux étaient soumis respectivement à un régime alimentaire carencé en CMV, à l'obscurité totale, à une infection par la coccidiose, et au traitement par l'OTC à 50%. Des mesures de poids moyen, de gain de poids quotidien, des dimensions des fémurs, des paramètres sanguins ont été effectuées. Les résultats ont révélé que les poulets des groupes expérimentaux ont présenté une diminution significative des performances de croissance par rapport au groupe témoin, ainsi qu'une réduction de la minéralisation osseuse et ont montré également des altérations au niveau de la microarchitecture osseuse. En conclusion, le déficit alimentaire en CMV, l'obscurité, l'infection coccidienne, et l'OTC ont eu des effets négatifs sur les caractéristiques macroscopiques et microscopiques des os longs chez les poulets de chair.

Mots clés : Coccidiose, fémur, microarchitecture, obscurité, oxytétracycline, poulets de chair.

Abstract:

The aim of this study was to evaluate the influence of several factors, including vitamin mineral complex deficiency, darkness, coccidiosis, and oxytetracycline on different characteristics in broiler chickens. The study involved 200 male chicks (Cobb 500), randomly divided into five groups, comprising a control group and four experimental groups. The experimental groups were subjected to a CMV-deficient diet, total darkness, coccidiosis infection and 50% OTC treatment, respectively. Average weight, daily weight gain, femur dimensions and blood parameters were measured. The results revealed that chickens in the experimental groups showed a significant reduction in growth performance compared with the control group, as well as a reduction in bone mineralization, and also showed alterations in bone microarchitecture. In conclusion, dietary CMV deficiency, darkness, coccidial infection, and OTC had negative effects on macroscopic and microscopic characteristics of long bones in broilers.

Keywords: Broilers, coccidiosis, darkness, femur, microarchitecture, oxytetracycline.

ملخص:

الهدف من هذه الدراسة كان تقييم تأثير عدة عوامل، بما في ذلك نقص مركب الفيتامينات والمعادن، الظلام، الكوكسيديا، والأكسيتيتراسيكلين على خصائص مختلفة في دجاج اللحم. شملت الدراسة 200 فرخ ذكر (كوب 500)، تم تقسيمهم بشكل عشوائي إلى خمس مجموعات، بما في ذلك المجموعة الشاهدة وأربع مجموعات تجريبية. تم تعريض المجموعات التجريبية على التوالي إلى نظام غذائي ناقص في مركب الفيتامينات والمعادن، والظلام الكلي، وعدوى الكوكسيديا، وعلاج 50% بالأكسيتيتراسيكلين. تم قياس الوزن المتوسط، وزيادة الوزن اليومية، وأبعاد الفخذ، والمعلمات الدموية. أظهرت النتائج أن الدجاج في المجموعات التجريبية أظهروا تقلباً كبيراً في أداء النمو مقارنة بالمجموعة الشاهدة، فضلاً عن تقليل في التعدين العظمي، وأظهروا أيضاً تغيرات في هيكل العظم. في الختام، أظهر نقص مركب الفيتامينات والمعادن في النظام الغذائي، والظلام، والعدوى بالكوكسيديا، واستخدام الأكسيتيتراسيكلين تأثيرات سلبية على الخصائص الماكروسكوبية والميكروسكوبية للعظام الطويلة عند دجاج اللحم.

الكلمات الدالة: الدجاج اللحم، الكوكسيديا، الظلام، الفخذ، البنية الدقيقة، الأكسيتيتراسيكلين