

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE
MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE
SCIENTIFIQUE
Université de SAAD DAHLAB - BLIDA 1



Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie

Département de Biologie

Mémoire de fin d'études

En vue de l'obtention du diplôme de Master dans le domaine SNV
Filière Sciences Biologiques

Option :
Biologie et Physiologie de la Reproduction

Thème

Étude comparative de la fonction de reproduction chez deux poules (à chair et pondeuse)

Présenté par :

Présenté par :

*Melle BENZINA khaoula

*Melle ZERROUK khaoula

Soutenue le **03/07/2025** devant le jury composé de :

<u>Présidente :</u>	M^{me}CHAKHMA A.	M.CB	Univ. Blida I
<u>Examinatrice :</u>	M^{me} BIREM Z.	MCB	Univ. Blida I
<u>Promotrice :</u>	M^{me} ZATRA Y.	MCB	Univ. Blida I

Promotion:2024/2025

Remerciements

Nous tenons tout d'abord à remercier **Allah Tout-Puissant**, qui, par Sa volonté, nous a permis de mener à bien ce travail, en nous accordant la patience, la force et la persévérance nécessaires.

Nous exprimons nos plus sincères remerciements à **Madame Yamina ZATRA**. Maître de conférences B notre promotrice, pour son encadrement rigoureux, son accompagnement attentif et sa disponibilité constante tout au long de ce travail. Nous lui sommes profondément reconnaissantes pour la confiance qu'elle nous a accordée, la qualité de ses orientations, ainsi que pour sa bienveillance et ses remarquables qualités humaines et pédagogiques.

Et parce que chaque réussite mérite d'être honorée par des remerciements sincères, nous souhaitons exprimer notre profonde gratitude à :

Madame CHAKHMA A. Maître de conférences B pour sa disponibilité, la pertinence de ses conseils lors de l'élaboration de ce mémoire, ainsi que pour l'honneur qu'elle nous fait en acceptant de présider le jury de cette soutenance.

Madame BIREM Z. Maître de conférences B pour avoir accepté avec bienveillance d'examiner notre travail, et pour le temps précieux qu'elle nous a consacré.

Monsieur ALLOUI M. A. Maître de conférences A chef d'option, pour sa bienveillance, sa disponibilité et ses conseils avisés. Nous le remercions sincèrement pour son accompagnement et son soutien tout au long de notre parcours académique.

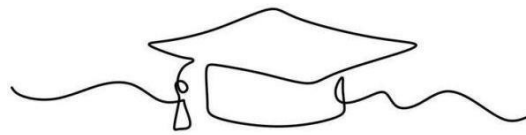
Nos sincères remerciements vont également à **tous les membres du LRZA (FSB/USTHB)** pour leur accueil chaleureux, leur disponibilité et l'accès qu'ils nous ont offert au laboratoire durant toute la période de notre stage en particulier, **Monsieur A. BENMOULOUD**, Maître de conférences A pour son soutien exceptionnel, son orientation scientifique et sa bienveillance tout au long de notre stage et **Mme AMRON S** et **Mme FOUATHIA S.**

Nous remercions le **Dr BOUMEHDI** et le **Dr BEN AÏSSA** du CHU Mustapha Bacha, pour leur disponibilité et leur aide dans la réalisation des techniques histologiques.

Un grand merci à **Madame LAHIANI** et **Madame RACHIDA**, ingénieures du laboratoire de PFE (Faculté SNV, Université Saad Dahleb Blida 1), pour leur disponibilité et leur aide dans la prise des photos.

Nos remerciements vont également à monsieur **Mohammed** et madame **ZINEB**, de la Direction des Services Agricoles de la wilaya de Blida (Larbaâ), ainsi que l'**unité SAC de Meftah** pour leur aide précieuse et les nombreuses facilités qu'ils nous ont accordées dans le cadre de l'échantillonnage.

Un grand merci à Melle **DERARNI AICHA** pour leur aide précieuse lors de notre première dissection.



Dédicace

الحمد و الشكر لله أولاً وآخراً، على ما منّ به عليّ من صبر وقوة ، وعلى أن وفقتي للوصول إلى هذه المرحلة وكتب لي هذا النجاح بفضلته وكرمه.

Je tiens à dédier cet humble travail à :

À ceux qui ont tracé les premiers traits de mon histoire. À mes parents, mon père **MOHAMED** et ma mère **ZOHRA**, piliers de mon existence, vous qui avez fait de vos sacrifices une lumière sur mon chemin. Votre amour inconditionnel, vos prières silencieuses, et votre foi en moi ont été ma force dans les moments les plus sombres. Sans vous, je ne serais jamais arrivée jusqu'ici. Merci pour tout.

À **moi-même**, pour avoir tenu bon, persévéré et n'avoir jamais abandonné jusqu'à atteindre le but.

À ma précieuse amie et binôme **KHAOULA**, celle avec qui j'ai tout partagé, les rires, les larmes, la fatigue, la joie. Nous avons traversé cette aventure ensemble, chaque étape, chaque émotion. Toi seule sais réellement ce que ce mémoire représente. Merci pour ta loyauté et ton amitié sincère.

À mes sœurs : **ASMA, ZINEB, OUMAIMA, CHAIMA** , à ma belle-sœur **WISSEM** et à mes frères **ISHAK** et **YAKOUB**, Vous êtes les plus grandes bénédictions de ma vie, un soutien dont la lumière ne faiblit jamais. Vous avez été cette famille qui me donne force et chaleur, qui m'entoure d'amour et d'attention. Merci pour tout. Et je demande à Allah de faire durer entre nous cet amour pour toujours.

À mes nièces adorées: **RIYAM, RIMAS, IMEN, MANER, LINA, AMANI, DJOURI, NOURCIN, OUMNIA** et mes neveux chéris: **ACHERAF, ISLAM** et **OUSSAUD**. Merci pour vos sourires sincères et votre affection spontanée. Vous êtes une source de joie et de douceur dans ma vie. Qu'Allah vous garde et vous protège toujours.

À mes chers beaux-frères,

MOHAMED CH, MOHAMED HAM, HAKIME et **ABD ENNOUR**, Merci pour votre bienveillance, votre respect, votre belle présence dans notre famille, et pour les sourires partagés au fil des années.

À mes amies chères **AMIRA** et **ROUMAÏSSA**, merci pour ces moments légers, pleins de rires et de réconfort. Votre amitié a apporté une belle énergie dans ce parcours intense.

À Madame **Zatra.Y** ,merci pour votre encadrement, vos conseils bienveillants et votre disponibilité tout au long de ce travail. Votre soutien a été précieux

Khaoula Benzina

Dédicace

À la clôture de ce projet, j'exprime ma profonde gratitude envers Allah, dont le soutien m'a permis de faire preuve de courage et de patience tout au long de mon parcours académique.

Je dédie fièrement mon diplôme ceux qui ont été la source de mon soutien.

A ma mère SABIHA; à celui qui m'a montré le chemin de ma vie et de mon estime de soi, Au cœur attentionné à celui dont les prières m'ont entourée, mon conseiller et mon soutien moral qui était présent dans les moments difficiles

Mon précieux père YUCEF; à la lumière qui a éclairé mon chemin, à l'homme qui s'est efforcé toute sa vie d'être le meilleur. Ce modeste travail est le fruit de tous les sacrifices que tu as consentis pour mon éducation.

«Mama et Papa, Que Dieu vous garde et vous protège. »

À moi-même, Pour avoir gardé espoir, même dans les moments de doute. Pour chaque pas, chaque effort, chaque réussite.

«Tu as mérité d'y arriver »

À KHAOULA; mon binome, Ma meilleure amie, ma sœur de choix.

Merci d'avoir été là, ta présence, ton écoute, et ton soutien ont illuminé mes jours sombre, ton amitié est un trésor rare qui a donné de la force et du sens à chaque étape de ce parcours partagé.

Je remercie sincèrement ma promotrice, « Mme ZATRA » pour son écoute, sa patience, sa bienveillance et ses conseils éclairés tout au long de ce travail.

À mes sœurs et mes frères, IMEN, IBTISSAM, MOHAMED, SAMI, ANIS

Merci pour votre amour inconditionnel

Chacun de vous a contribué, à sa manière, à faire de moi celle que je suis aujourd'hui, Ce travail porte aussi un peu de vous.

À Shahin, Petit ange tout juste arrivé, et déjà tant aimé.

Ta naissance a illuminé notre vie et apporté une douceur nouvelle dans notre famille.

Sans oublier mes grands-mères KHIRA, ATIKA

Et ma cousine Chirine, une véritable amie, Merci pour ta présence constante.

À Nihad et Wafaa, Mes amies d'enfance,

Merci d'avoir partagé avec moi les plus beaux souvenirs de mes jeunes années
Votre amitié a traversé le temps, ce projet est aussi un clin d'œil à ces liens uniques qui ne s'effacent jamais.

À Amira et Romaïssa, mes précieuses amies, Votre soutien, votre écoute, et votre amitié, Ce projet vous est dédié, avec toute ma gratitude pour ces moments partagés.

Zerrouk khaoula

Résumé

En Algérie, l'industrie avicole connaît une véritable progression visant à garantir l'autosuffisance en œufs de consommation et en viande blanche. En effet, l'élevage de volailles a évolué d'un mode de production traditionnel vers une méthode intensive. Notre recherche vise à établir une comparaison morphologique, histomorphométrique et biochimique de la fonction reproductive entre deux types de poules domestiques (*Gallus gallus domesticus*) : la poule pondeuse (en phases de ponte et de couvaion) et la poule de chair. Nous avons mis en œuvre 11 poules réparties en trois groupes : 7 poules pondeuses (3 en phase de ponte et 4 en phase de couvaion, toutes les deux âgées de 70 semaines) et quatre poules de chair qui ont huit semaines. Suite à l'abattage des poules, nous avons prélevé et pesé l'ovaire et l'oviducte pour les fixer dans une solution de formol à 10%. Cela a permis de préparer des coupes histologiques colorées à l'Hématoxyline éosine. L'analyse morphométrique a été effectuée en utilisant le logiciel Axio Vision. On prélève le sang dans des tubes contenant de l'héparine, afin de mesurer la progestérone et l'oestrogène à l'aide de la méthode ECLIA. Les données analysées indiquent que les poules de chair, malgré un poids considérable, ont un système reproducteur atrophié, marqué par la présence d'ovaires rudimentaires et des niveaux hormonaux faibles. En revanche, les poules pondeuses en phase de ponte présentent une activité ovarienne intense, avec des follicules à toutes les étapes de croissance, une structure tissulaire totalement formée et des niveaux hormonaux considérablement augmentés. Durant la phase de couvaion, on note une régression des ovaires, caractérisée par l'absence de follicules préovulatoires et une réduction significative de l'activité endocrinienne. Pour conclure, cette recherche révèle une relation nette entre la condition physique de la poule, le développement des ovaires et les profils hormonaux, mettant en avant l'effet des objectifs zootechniques (ponte, incubation, engraissement) sur la physiologie de reproduction.

Mots-clés : *Gallus gallus domesticus*, reproduction, ovaire, poule pondeuse, progésterone, oestrogène.

Abstract

In Algeria, the poultry industry is experiencing significant progress aimed at ensuring self-sufficiency in table eggs and white meat. Indeed, poultry farming has evolved from a traditional production method to an intensive one. Our research aims to establish a morphological, histomorphometric, and biochemical comparison of the reproductive function between two types of domestic chickens (*Gallus gallus domesticus*): the laying hen (in laying and brooding phases) and the broiler hen. We implemented 11 hens divided into three groups: 7 laying hens (3 in the laying phase and 4 in the incubation phase, both 70 weeks old) and four broiler hens that are eight weeks old. Following the slaughter of the hens, we collected and weighed the ovaries and oviducts to fix them in a 10% formalin solution. This allowed for the preparation of histological sections stained with Hematoxylin and Eosin. The morphometric analysis was performed using the Axio Vision software. Blood is collected in tubes containing heparin to measure progesterone and estrogen using the ECLIA method. The analyzed data indicate that broiler hens, despite their considerable weight, have an atrophied reproductive system, marked by the presence of rudimentary ovaries and low hormone levels. On the other hand, laying hens in the laying phase exhibit intense ovarian activity, with follicles at all stages of growth, a fully formed tissue structure, and significantly increased hormonal levels. During the incubation phase, there is a regression of the ovaries, characterized by the absence of preovulatory follicles and a significant reduction in endocrine activity. In conclusion, this research reveals a clear relationship between the physical condition of the hen, ovarian development, and hormonal profiles, highlighting the effect of zootechnical objectives (laying, incubation, fattening) on reproductive physiology.

Keywords : *Gallus gallus domesticus*, reproduction, ovary, laying hen, progesterone, estrogen.

الملخص

تشهد صناعة الدواجن في الجزائر تطوراً ملحوظاً يهدف إلى تحقيق الاكتفاء الذاتي من بيض الاستهلاك واللحوم البيضاء . فقد انتقل تربية الدواجن من نظام تقليدي إلى نظام مكثف . تهدف دراستنا إلى إجراء مقارنة مورفولوجية، هستومورفومترية

وكيميائية حيوية لوظيفة الجهاز التناسلي بين نوعين من الدجاج المحلي: (Gallus gallus domesticus) دجاج البياض (في مرحلتين وضع البيض والحضانة) ودجاج اللحم . استخدمنا 11 دجاجة موزعة على ثلاث مجموعات 7 : دجاجات بياضة (3 في مرحلة وضع البيض و 4 في مرحلة الحضانة، جميعها تبلغ من العمر 70 أسبوعاً) ، و 4 دجاجات لحم بعمر 8 أسابيع . بعد ذبح الدجاج، قمنا بجمع ووزن المبيض وقناة البيض ثم تثبيتها في محلول الفورمول 10٪، ما سمح بإعداد

مقاطع نسيجية مصبغة بالهيماتوكسيلين والإيوزين . تم إجراء التحليل المورفومتري باستخدام برنامج Axio Vision . كما تم جمع الدم في أنابيب تحتوي على الهيبارين لقياس مستوى البروجسترون والإستروجين باستخدام تقنية ECLIA . أظهرت البيانات المحللة أن دجاج اللحم، على الرغم من وزنه الكبير، يمتلك جهازاً تناسلياً ضامراً، يتميز بوجود مبايض بدائية ومستويات هرمونية منخفضة . في المقابل، تُظهر الدجاجات البياضة في مرحلة وضع البيض نشاطاً مبيضياً مكثفاً، مع وجود جريبات في جميع مراحل النمو، وبنية نسيجية مكتملة التكوين، ومستويات هرمونية مرتفعة بشكل ملحوظ . أما في مرحلة الحضانة، فُلاحظ تراجع في نشاط المبيض يتمثل في غياب الجريبات قبل الإباضة وانخفاض كبير في النشاط الإفرازي . ختاماً، تكشف هذه الدراسة عن علاقة واضحة بين الحالة الجسدية للدجاجة، وتطور المبايض، والملاحم الهرمونية، مما يُبرز تأثير الأهداف الزوتقنية (البيض، الحضانة، التسمين) على فسيولوجيا التكاثر .

الكلمات المفتاحية: Gallus gallus domesticus ؛ التكاثر، المبيض، الدجاجة البياضة، البروجسترون، الإستروجين.

Index des Figures

N° des Figures	Titre des figures	Page
1	Répartition géographique des quatre espèces de coqs de jungle.	4
2	Différentes formes corporelles des races commerciales de la poule.	5
3	Appareil reproducteur d'une poule sexuellement mature.	8
4	Ovaire gauche chez la poule	9
5	Illustration schématique du développement des cellules germinales primordiales du poulet.	10
6	Coupe histologique de l'ovaire d'une poule.	11
7	Organisation des follicules ovariens de poule domestique au cours du développement.	12
8	Oviducte d'une poule avec résumé des étapes de la formation de l'œuf dans chacun des compartiments de l'oviducte.	14
9	Contrôle Neuroendocrinien de la Reproduction chez les Oiseaux.	17
10	<i>Gallus gallus domesticus</i> .	20
11	Mesure du poids corporel.	21
12	Mesure des paramètres biométriques.	21
13	Localisation anatomique de l'appareil reproducteur femelle <i>Gallus gallus domesticus</i> .	22
14	Mesures de la longueur l'appareil reproducteur chez la poule pondeuse.	23
15	Système d'acquisition d'images histologiques composé d'un microscope photonique connecté à un appareil photo numérique et contrôlé par le logiciel SX View.	26
16	Analyse morphométrique sur logiciel AxioVision.	27
17	Poids corporel chez <i>Gallus gallus domesticus</i> .	32
18	Longueur moyenne du tarse et du metarse chez <i>Gallus gallus domesticus</i> .	33
19	Longueur moyenne de l'aile pliée chez <i>Gallus gallus domesticus</i> .	34
20	La longueur moyenne de crête chez <i>Gallus gallus domesticus</i> .	35
21	Aspect macroscopique de l'appareil génital femelle chez <i>Gallus gallus domesticus</i> .	36
22	Poids ovarien gauche chez <i>Gallus gallus domesticus</i> .	37
23	Coupes transversales au niveau des ovaires des trois lots, observés au microscope photonique Gr× 40, colorée à hématoxyline-éosine.	39

24	Diamètre du follicule premordial chez les trois lots	40
25	Diamètre du follicule pré-vitellogène précoce chez les trois lots.	41
26	Diamètre du follicule pré-vitellogène tardif chez les trois lots.	41
27	Diamètre Follicule vitellogène chez les trois lots.	42
28	Diamètre de follicule atrétique chez les trois lots.	43
29	Coupes transversales au niveau des ovaires chez les trois lots observée au microscope photonique Gr×100 colorée à hématoxyline-éosine.	44
30	Coupes transversales au niveau de l’ovaire de la poule pondeuse au stade de ponte observée au microscope photonique Gr×400 colorée à hématoxyline-éosine.	45
31	Coupes transversales au niveau des ovaires chez les trois lots observée au microscope photonique Gr×100 colorée à hématoxyline-éosine.	45
32	Coupes transversales au niveau de ovaires de poule de chaire observée au microscope photonique Gr×400 colorée à hématoxyline-éosine.	46
33	Pregéstéronemie chez <i>Gallus gallus domesticus</i> .	49
34	Oestrogene plasmatique chez <i>Gallus gallus domesticus</i> .	50

Index des Tableaux

N° des tableaux	Titre des tableaux	Page
I	La systématique du poulet domestique.	4
II	Classification des stades folliculaires ovariens selon le diamètre.	28
AI	Les données pondérales chez <i>Gallus gallus domesticus</i> .	Annex
AII	Les paramètres biométriques chez <i>Gallus gallus domesticus</i> .	Annex
AIII	Les différences statistiques des données pondérales et biometriques.	Annex
AIV	Les mesures (la longueur, la largeur) de l'appareil reproducteur chez <i>Gallus gallus domesticus</i> .	Annex
AV	Les paramètres hormonaux chez <i>Gallus gallus domesticus</i> .	Annex
AVI	Les différences statistiques des paramètres hormonaux.	Annex
AVII	Les diamètres folliculaires chez <i>Gallus gallus domesticus</i> .	Annex
AVIII	Les différences statistiques des diamètres folliculaires chez <i>Gallus gallus domesticus</i> .	Annex

Liste des abréviations

Liste des abréviations

AMH : Hormone Anti-Müllérienne

ARNm : Acide ribonucléique messager

CGP : Les cellules germinales primordiales

Cyto : Cytoplasme

DMRT1 : Doublesex et facteur de transcription 1 lié à mab-3

E2 : Eestradiol

ECLIA: The Electro-Chemi- Luminescence Immuno-Assay

F1 : Follicule préovulatoire 1

F2 : Folliculepréovulatoire 2

F3 : Follicule préovulatoire

F4 : Follicule préovulatoire 4

F5 : Follicule préovulatoire 5

FAO : Organisation des Nations Unies pour l'alimentation et agriculture

FOXL2 : Forkhead box L2

FPP : Follicule pré-vitellogènes précoce

FPT : Follicule pré-vitellogènes tardif

FSH: Hormone folliculo-stimulante

FSHR: Hormone folliculo-stimulante

GnIH: Hormone inhibitrice des gonadotrophines

GnRH: Gonadotropin-Releasing Hormone

Gr : Granulosa

HE : L'hématoxyline et l'éosine

HH: Hamburger–Hamilton

HPG: axe hypothalamo-hypophyso-gonadique.

LH : Hormone lutéinisante

MB : Membrane basale

MEL: Mélatonine

Noy: Noyau

Ov: Ovocyte

P4 : Progestérone

PCH : poule de chair

PFB : Follicule vitellogène blanc

PFB : Petite follicule blanc

PFJ : Follicule vitellogène jaune

PFJ : Petite follicule jaune

PPC : poule au stade de couvaion

PPP : Poule au stade de ponte

SOX9 : Facteur de transcription 9 SRY-box

STAR : Steroidogenic acute regulatory protein

TE : Thèque externe

TI : Thèque interne

ZP: Zone pellucide

Sommaire

INTRODUCTION	1
RAPPELS BIBLIOGRAPHIQUES	
I.1-GENERALITES SUR L'ESPECE <i>Gallus gallus domesticus</i>	3
I.1.1-Volaille	3
I.1.2- Définition de l'espèce	3
I.1.3-Origine et domestication	3
I.1.4-Classification de Gallus gallus domesticus	4
I.1.5-Races de poules	4
I.1.6-Alimentation	5
I.2- PHYSIOLOGIE DE LA REPRODUCTION CHEZ LES OISEAUX	7
I.2.1-Détermination du sexe chez les oiseaux	7
I.2.2-Appareil reproducteur femelle	8
I.2.2.1-Ovaire	8
I.2.2.2.-Oviducte	13
I.2.3-Contrôle hypothalamo-hypophysaire gonadique chez les oiseaux	15
I.2.4-Facteurs externes qui influencent le développement ovarien	17
MATERIEL ET METHODES	
II.1- MATERIEL	19
II.1.1- Matériel non Biologique	19
II.1.2- Matériel Biologique	19
	20
II.2- METHODES	
II.2.1-Mesures biométriques	20
II.2.2- Protocole du prélèvement des organes	22
II.2.3. Technique histologique	23
II.2.3.1-Fixation	23
II.2.3.2-Circulation	23
II.2.3.3-Inclusion	24
II.2.3.4-Microtomie	24
II.2.3.5-Coloration	25
II.2.3.6-Montage	26
II.2.3.7-Observation microscopique	26
II.2.4. Etude morphométrique	27
II.2.5. Dosages des paramètres hormonaux	28
II.2.6- Etude statistique	30
RESULTATS ET DISCUSSION	
III.1- ETUDE DES PARAMETRES MACROSCOPIQUES	31

III.1.1-Paramètres biométriques	31
III.1.1.1- Poids corporel	31
III.1.1.2- Longueur du tarse et du métatarse	33
III.1.1.3- Longueur de l'aile pliée	34
III.1.1.4- Longueur de crête	34
	35
III.1.2- Aspect général de l'appareil reproducteur	
III.1.2.1-Poids ovarien gauche	37
	38
III.2-ASPECT MICROSCOPIQUE DE L'OVAIRE	
III.2.1-Au faible grossissement	38
III.2.2-Au fort grossissement	43
	49
III.3- EVALUATION DES PARAMETRES HORMONAUX	
III.1.3.1- Evaluation du taux de progesteronémie	49
III.1.3.2- Evaluation du taux d'oestrogénémie	49
	51
CONCLUSION	
	51
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUE	53

INTRODUCTION GÉNÉRALE

La poule domestique (*Gallus gallus domesticus*), originaire d'Asie du Sud-Est, s'est adaptée à divers environnements grâce à sa rusticité et à son rythme de reproduction rapide (**Tixier-Boichard et al., 2011**). Initialement élevée pour des raisons culturelles, elle est devenue une source majeure d'alimentation à partir du Moyen-Âge (**Sonaiya, 2004**). Son élevage présente de nombreux avantages : faible coût, croissance rapide et double production (œufs et viande).

Les poules domestiques sont étroitement associées à l'homme et dépendent entièrement de lui pour leur dispersion et indirectement, pour leur survie. Ces espèces constituent donc d'importants marqueurs biologiques des échanges agricoles, commerciaux et culturels entre les sociétés et les civilisations (**Mwacharo et al., 2013 et Moula et al., 2013**).

Ces volailles sont particulièrement adaptées aux milieux difficiles, ce qui en fait une ressource essentielle pour les populations vulnérables. L'élevage traditionnel permet en outre de préserver une diversité génétique importante, notamment grâce aux races locales résistantes et bien adaptées à leur environnement. Cette diversité représente un atout majeur dans le contexte du changement climatique (**Singh et al., 2023**).

En Algérie, face à une demande croissante en protéines animales, la filière avicole s'est imposée comme une solution stratégique (**Kerrache et al., 2017**), l'offre en viandes blanches est passée de 95 000 à près de 300 000 tonnes entre 1980 et 2010, (**MADR, 2011**). Dans cette dynamique, la filière avicole algérienne a atteint un stade de développement qui lui confère désormais une place de choix dans l'économie nationale en général et dans l'économie agricole (**Kaci et Cheriet, 2013**).

La reproduction chez les oiseaux est un phénomène biologique caractérisé par la répétition cyclique d'un ensemble d'activités organisées selon un schéma régulier (**Lofts et Murton, 1973**). Ce rythme reproductif est particulièrement intense et fortement influencé par des interactions entre les conditions physiologiques internes et les facteurs environnementaux (**Bhavna et Geeta, 2010**). la poule domestique (*Gallus gallus domesticus*) constitue l'espèce de phasianidés la plus étudiée, en grande partie en raison de son importance économique et sa biologie reproductrice (**Mahammi, 2015**). Une étude a notamment été réalisée par **Hosn et Kalafat (2022)** portant sur l'analyse comparative de l'appareil génital mâle chez *Gallus gallus domesticus*, de deux races de poule (race Local et race de production), notre travail vise à combler cette lacune en se concentrant sur les femelles de cette espèce.

L'objectif de notre travail porte sur l'étude comparative de la fonction de reproduction chez *Gallus gallus domesticus*, des deux souches de poule (pondeuse et chaire). Le travail est structuré en trois parties :

- Mesures biométriques (poids corporel, longueur du tarse, du métatarse, de l'aile pliée et de la crête) et du poids des organes de l'appareil reproducteur, comparés entre les deux souches.
- Etude histologique du l'ovaire chez les deux souches renforcé par une étude morphométrique.
- Étude comparative des dosages hormonaux, notamment les taux de progestéronémie et d'œstrogénémie.

Rappels Bibliographiques

I.1-GENERALITES SUR L'ESPECE *Gallus gallus domesticus*

I.1.1-Volaille

Le terme, la volaille, se réfère à des espèces d'oiseaux domestiques qui sont gardées pour satisfaire certains besoins humains, en particulier la nourriture. Les espèces suivantes sont largement acceptées comme des espèces de volailles : canards, poulet, oie, dinde, pintade, pigeon, faisan et autruche (**Arboleda et Lambio, 2010**).

I.1.2- Définition de l'espèce

Le poulet domestique (*Gallus gallus Domesticus*) est l'une des espèces d'oiseaux domestiques les plus abondantes au monde (**Garrigus, 2018**) ; Il est principalement élevé comme une source alimentaire, consommant à la fois sa viande et ses œufs (**MacDonald et al., 2000**), cette espèce a une grande variabilité phénotypique et morphologique (couleur de la peau, couleur du plumage, type de crête, etc.) au sein de la population (**Mahammi FZ et al., 2014**).

I.1.3-Origine et domestication

Il y a plus d'un million d'années, le genre *Gallus* formait probablement une seule population qui occupait le continent eurasiatique mais les périodes de glaciation ont divisé ce genre en trois groupes: le groupe méditerranéen ou moyen-oriental, le groupe indien et celui de l'Asie de l'est (**Pitel et al., 2000**). Les poulets présents en Afrique ont des origines indiennes, favorisées par les échanges commerciaux entre l'Inde et l'Afrique de l'Est (**Fotsa, 2008**). La diversité génétique de l'espèce *Gallus gallus domesticus*, constituée d'un ensemble de populations, serait le résultat d'une domestication de 7 à 8 millénaires à travers une dissémination qui fût assurée par les migrations humaines (**West et Zhou, 1988**). Quatre espèces sauvages de jungle sont classifiées :

- (1) la sauvagine rouge *Gallus gallus* (**Linnaeus 1758**), qui a une répartition s'étendant sur le sud et le sud-est continentaux Asie, y compris Sumatra et Java.
- (2) la sauvagine grise *Gallus sonneratii* (**Temminck 1813**) trouvé dans l'Ouest et Inde du Sud.
- (3) *Gallus*, la sauvagine de Ceylan ou du Sri Lanka *lafayettii* (**Leçon 1831**) endémique du Sri Lanka .
- (4) le Sauvage vert *Gallus varius* (**Shaw 1798**) trouvé à Java et les îles indonésiennes voisines, notamment Bali, Petite Sunda jusqu'à Flores, Sumba et Alor

□

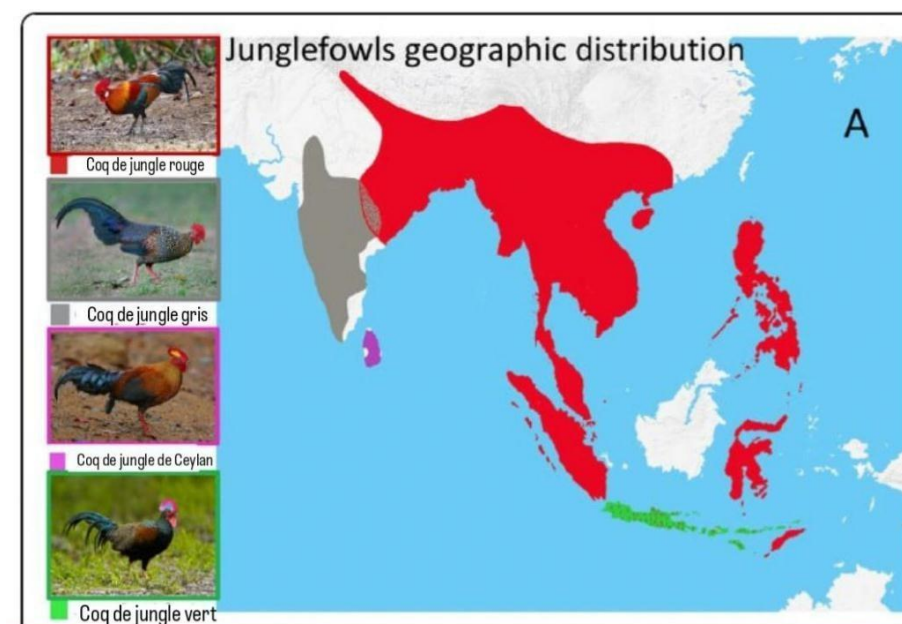


Figure 01: Répartition géographique des quatre espèces de coqs de jungle. Cette carte a été établie en superposant la carte de répartition de chaque espèce tirée du Manuel des oiseaux du monde (consulté en décembre 2018) (Raman, 2020).

I.1.4-Classification de *Gallus gallus domesticus*, (Linnaeus 1758)

Tableau I: La systématique du poulet domestique selon (Singhapol, 2003).

Règne	Animal
Sous-règne	Métazoaire
Embranchement	Chordés
Sous-embranchement	Vertébrés
Classe	Oiseaux
Ordre	Galliformes
Famille	Phasianidés
Genre	<i>Gallus</i>
Espèce	<i>Gallus gallus domesticus</i> (Linnaeus 1758)

I.1.5-Races de poules

Actuellement, on recense plus de 300 races de poules appartenant à l'espèce *Gallus gallus domesticus* à travers le monde. Ces races se répartissent en trois grandes catégories : les races locales, les races strictement commerciales et les races hybrides issues de croisements (Van Eekeren et al., 2006).

I.1.5.1- Races locales

Elles sont très rustiques et cette qualité particulière leur permet de survivre dans les villages sans aucun soin particulier. Elles vivent en divagation avec des infrastructures de logement, alimentation ou abreuvement de fortune. En l'absence de tout programme de sélection, ces populations restent caractérisées par une diversité génétique considérable mais avec de faibles performances zootechniques. Toutefois, ces performances demeurent généralement inférieures à celles des souches commerciales (FAO, 2009).

I.1.5.2-Races hybrides

L'hybridation repose sur le croisement de différentes races ou lignées. Par l'effet d'hybridation également appelé « effet d'hétérosis », les produits du croisement ou « hybrides » présentent une plus grande aptitude à la performance et une meilleure vitalité que les races pures d'origine (Bisimwa, 2003). Dans les pays en voie de développement sont utilisés également des produits de croisement entre différentes races. Les poules hybrides les plus productives sont issues de croisements entre poules élevées spécialement à cet effet qui, souvent, n'appartiennent plus à une race bien définie (Van Eekeren et al., 2004).

I.1.5.3-Races de production

Nous pouvons diviser cette race en fonction de l'objectif principal de la production et en fonction de la morphologie (Van Eekeren et al., 2006), (Figure 02).

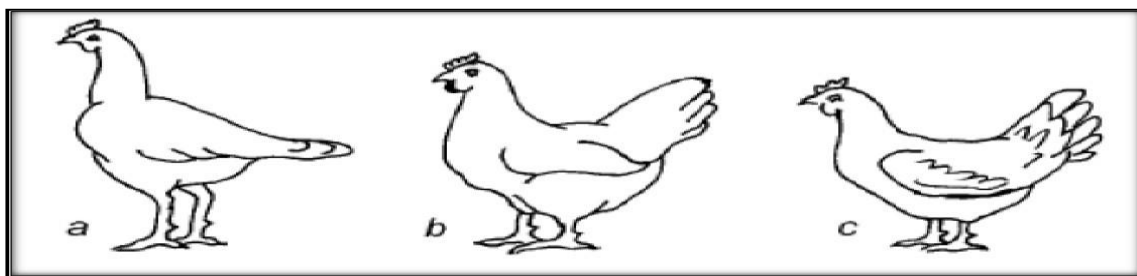


Figure 02: Différentes formes corporelles des races commerciales de la poule (Van Eekeren et al., 2006).

(a) Souches pondeuses: uniquement pour la ponte d'œufs. **(b)** Souches poulets de chair : principalement pour la production de viande. **(c)** Souches mixte : pour la production de viande et la ponte d'œufs.

I.1.6-Alimentation

I.1.6.1-Elevage de type traditionnel (extensif)

Ce secteur représente l'élevage familial de type extensif basé sur l'exploitation des races locales rustiques et quelques races importées capables de s'adapter (Eekeren et al., 2006). Dans ce type d'élevage la reproduction est naturelle, non contrôlée. Traditionnellement les

poules vivent en liberté autour de la maison et vont elles-mêmes à la recherche de leur nourriture. Les frais très bas compensent la production basse (**Van Eekeren et al., 2004**).

I.1.6.2- Elevage de type moderne

Ce secteur comprend l'élevage industriel et semi-industriel ou amélioré.

A- Elevage industriel

La dénomination d'élevages industriels est réservée à des établissements qui possèdent des effectifs importants, utilisent des poussins d'un jour provenant de multiplicateurs de souches sélectionnées, nourrissent leurs volailles avec des aliments complets ou de complémentaires produits par une industrie spécialisée (**Lutondo, 2012**).

B- Elevage semi-industriel ou amélioré

Ce type d'élevage peut se distinguer par les caractères suivants (**Jaque, 1965**) :

- L'utilisation de races importées et d'un matériel peu perfectionné.
- Activité rationnelle et rentabilité sont les seuls objectifs.
- Assurer une protection médico-sanitaire et une alimentation complète.
- Conditionnement et écoulement des produits.

En somme l'aviculture moderne exige des techniques efficaces, un matériel animal certes importé mais performant.

➤ Alimentation des poules pondeuses

Les régimes alimentaires sont formulés pour répondre à leurs besoins nutritionnels et optimiser une production maximale d'œufs (**Bryden et al., 2021**). Ils sont généralement formulés autour d'une céréale comme principale source d'énergie, et d'un tourteau d'oléagineux comme principal complément aux protéines contenues dans la céréale. Le tourteau de soja est la source de protéines la plus couramment utilisée, mais d'autres tourteaux d'oléagineux, comme le tourteau de canola, peuvent être utilisés (**Conseil national de recherches, 1994**).

➤ Alimentation du poulet de chair

Au cours de l'élevage du poulet de chair. Il convient de distinguer trois périodes d'alimentation qui sont (**Bensari, 2005 :Larbier et Leclercq, 1992**).

A-Alimentation en phase de démarrage

La première semaine de vie des poussins représente presque 20% de la durée de vie d'un poulet de chair à croissance rapide abattu vers 39-40 jours à un poids vif de 2 kg environ. Durant cette période, le poids des poussins augmente considérablement (**Nitsan et al., 1991**). Le poulet présente une croissance plus rapide et un meilleur indice de consommation lorsqu'il reçoit pendant la phase de démarrage un aliment d'abord présenté en miettes puis en granulés. Le poids vif du poussin double au cours des cinq premiers jours de la vie (**Murakami et al., 1992**).

B-Alimentation en phase de croissance

Durant cette période d'élevage, l'aliment de démarrage est progressivement remplacé par une ration moins riche en protéines (**Bulgen et al., 1996**). L'accroissement du niveau énergétique conduit toujours à une amélioration de l'indice de consommation. Son effet sur la croissance, variable selon les croisements, est perceptible jusqu'à 3000 kcal/kg pour les poulets 8 semaines (**Larbier et Leclercq, 1992**).

C-Alimentation en phase de finition

Au cours de cette phase l'aliment de croissance sera remplacé par un aliment de finition moins concentré en protéines et plus riche en énergie tout en respectant l'équilibre énergétique/protéique. Il est important de souligner que toute déficience nutritionnelle en un ou plusieurs acides aminés durant les deux premières phases d'élevages se traduit par une diminution du rendement en filet à la fin de cette période (**Leclercq et Beaumont, 2000**).

I.2- PHYSIOLOGIE DE LA REPRODUCTION CHEZ LES OISEAUX

I.2.1-Détermination du sexe chez les oiseaux

Chez les oiseaux, la femelle génétiquement est hétérozygote (ZW) tandis que le mâle est homozygote (ZZ). Le chromosome W contrôle positivement la synthèse précoce de l'aromatase et par conséquent la production d'oestrogènes (**Kagami et Hanada, 1997**). La différenciation gonadique s'opère très tôt durant la vie embryonnaire chez les oiseaux, elle est contrôlée par l'expression du gène DMRT1 porté par le chromosome Z, ainsi que par le gène FOXL2 (Forkhead box L2), localisé sur le chromosome 9. Au cours du stade embryonnaire, DMRT1-b est produit dans les gonades des deux sexes, mais en plus grande quantité chez les mâles par rapport aux femelles, à partir du 31ème stade de développement (**Zhao et al., 2007**). Des niveaux faibles de DMRT1 chez les embryons ZW empêchent la formation du testicule, ce qui entraîne l'activation de la voie féminine par défaut. Le gène FOXL2 a une

certaine interaction avec l'aromatase et participe à la détermination du sexe des gonades (Zhang et al., 2019). L'expression de FOXL2 augmente dans les gonades indifférenciées de ZW à partir des stades 28 à 29 (Marina et al., 2004). FOXL2 supprime l'expression des gènes de la voie mâle tels que SOX9 et active le développement ovarien, en particulier dans la différenciation des cellules de la granulosa, le développement et le maintien du follicule (Pisarska et al., 2011).

I.2.2-Appareil reproducteur femelle

L'appareil reproducteur des oiseaux femelles est composé de deux parties essentielles ovaire et oviducte (Figure 03). L'appareil n'est développé que du côté gauche (Pascal, 1968).

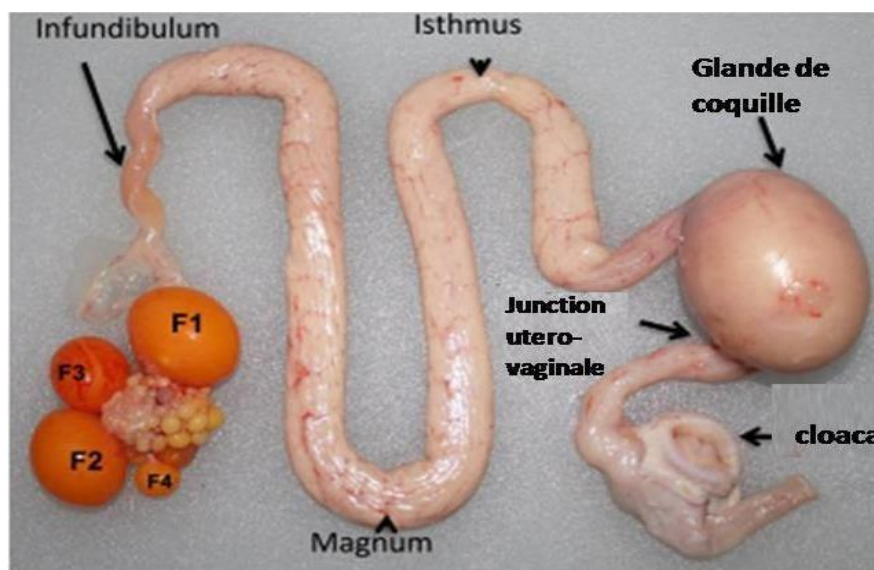


Figure 03 : Appareil reproducteur d'une poule sexuellement mature (Johnson, 2015 modifié). Follicules pré-ovulatoires F1-F4. Le follicule F3 a un stigmate proéminent

I.2.2.1-Ovaire

I.2.2.1.1-Anatomie

L'ovaire gauche se trouve dans la cavité antérieure du corps. Il est rattaché à la paroi abdominale par un court mésovarium et repose contre le bord caudal du poumon gauche, la glande surrénale gauche, le pôle crânien du rein gauche (König et al., 2016). L'ovaire mature présente une grappe de jaunes ou d'ovules en développement, dont certains sont petits, d'autres grands et proéminents, et qui sont facilement identifiables (Rahman, 2013).

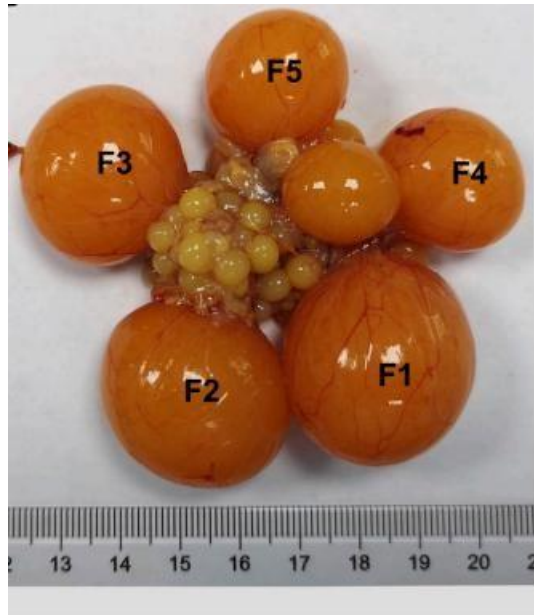


Figure 04 : Ovaire gauche chez la poule (Jia *et al.*, 2023).

I.2.2.1.2-Ontogenèse et embryologie

Chez les oiseaux, le développement des gonades présente une asymétrie marquée dès l'embryogenèse. À partir des crêtes génitales issues du mésoderme intermédiaire. La segmentation qui suit est de type discoïdale et incomplète. Durant la gastrulation, des mouvements cellulaires coordonnés permettent la mise en place des trois feuillets embryonnaires (Keller, 2005). La différenciation gonadique débute environ 48 heures après le début de l'incubation. À ce stade, les cellules germinales primordiales (CGP) utilisent le système vasculaire pour migrer vers les gonades (Grimaldi et Raz, 2020). Une fois les CGP aviaires transloquées dans les vaisseaux sanguins, la concentration sanguine de CGP aviaires atteint un pic au stade (Hamburger–Hamilton) HH 14 (après 50 à 53 h d'incubation), et elles se fixent dans les gonades du stade HH 15 (après 50 à 55 h d'incubation). (Fig 05). Les CGP colonisant les gonades sont souvent appelées CGPs gonadiques. Aux stades 27-28 (5,0-5,5 jours d'incubation), la différenciation somatique des gonades commence au stade HH29 (6 jours d'incubation) et présente une particularité chez les oiseaux : chez les femelles, seule la gonade gauche se développe pleinement. L'ovaire gauche ainsi que le canal de Müller gauche (ou canal paramésonephrotique) se différencient, ce dernier devenant l'oviducte, tandis que l'ovaire droit et le canal de Müller droit régressent avant l'éclosion. Les CGP génétiquement femelles commencent leur différenciation en ovocytes primaires dans l'ovaire gauche dès le stade 34 (8 jours d'incubation) (Swift, 1915). La première méiose débute au stade 39 dans

l'ovaire gauche et s'arrête au stade diplotène (quatrième stade de la prophase de la méiose) juste après l'éclosion (**Hughes ,1963**), il a été démontré que STRA8 est le facteur moteur de l'initiation de la méiose dans les cellules germinales (**Smith et al., 2008**) .Les ovocytes restent ensuite en arrêt méiotique et restent inactifs jusqu'à la maturité sexuelle.

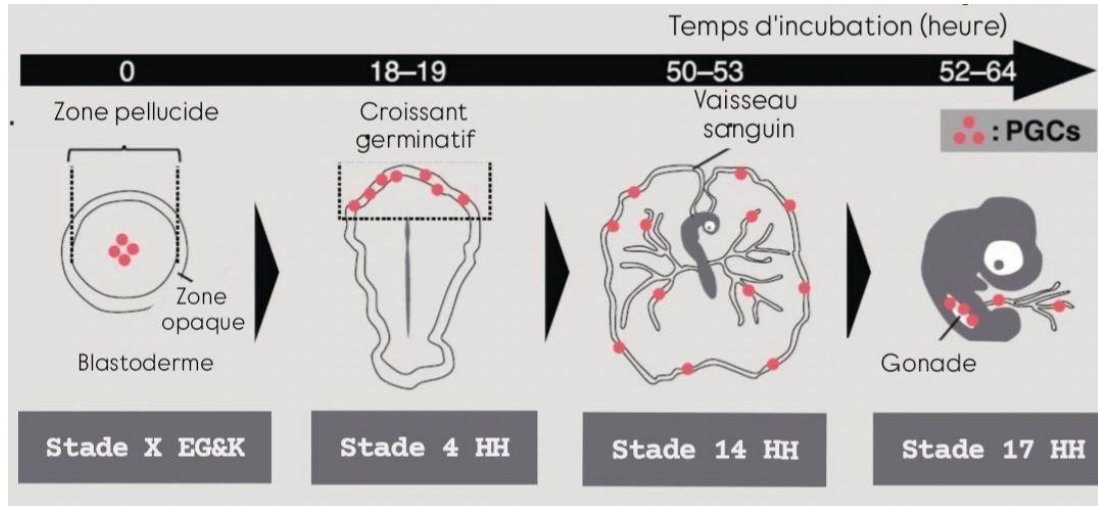


Figure 05: illustration schématique du développement des cellules germinales primordiales (PGC) du poulet (**Kenosuke et Hiroyuki ,2023** modifie).

II.2.2.1.3-Développement postnatal

C'est au cours du dernier tiers du développement embryonnaire et des premiers jours suivant l'éclosion que l'asymétrie typique du développement ovarien aviaire devient macroscopiquement visible. L'ovaire gauche se développe dans la région abdominale, immédiatement en avant de la veine cave caudale et à proximité du rein et de la glande surrénale (**Johnson ,2011**).

➤ Prépuberté

Un petit primordium ovarien fin se forme, d'aspect macroscopiquement légèrement granuleux. La première période suivant l'éclosion est caractérisée par la formation de follicules primordiaux (**Péter, 2017**).

➤ Puberté

Pendant la puberté, généralement vers 18 à 20 semaines chez les poules, l'ovaire connaît une croissance et un développement folliculaire rapide, un follicule blanc de 4 à 5 mm de diamètre et de 50 à 100 mg se transforme en un follicule jaune de 35 mm de diamètre et de 18 à 20 g en attente d'ovulation. Durant cette croissance rapide, l'ovocyte primaire, ainsi que les

couches de la granulosa et de la thèque de la paroi folliculaire, subissent des modifications importantes. Parallèlement, la sécrétion d'œstrogènes et de progestérone augmente de manière significative, contribuant au développement des caractères sexuels secondaires et à la préparation de l'appareil reproducteur en vue de la ponte (**Péter , 2017**).

I.2.2.1.4-Structure de l'ovaire

L'ovaire est recouvert d'une albuginée, contenant un nombre relativement important de lymphocytes. Il se forme un cortex externe définissable, doté d'une médullaire interne (**King et Lelland, 1984**). Ce cortex précoce présente initialement une couche superficielle externe de cellules péritonéales. La médullaire, localisée au centre, présente une organisation irrégulière avec une zone vasculaire particulièrement développée. L'ovaire contient généralement quatre à six follicules préovulatoires remplis de vitellus, organisés selon une hiérarchie précise basée sur leur taille et attachés à l'ovaire par des pédoncules folliculaires (**Dahle ,1970**).

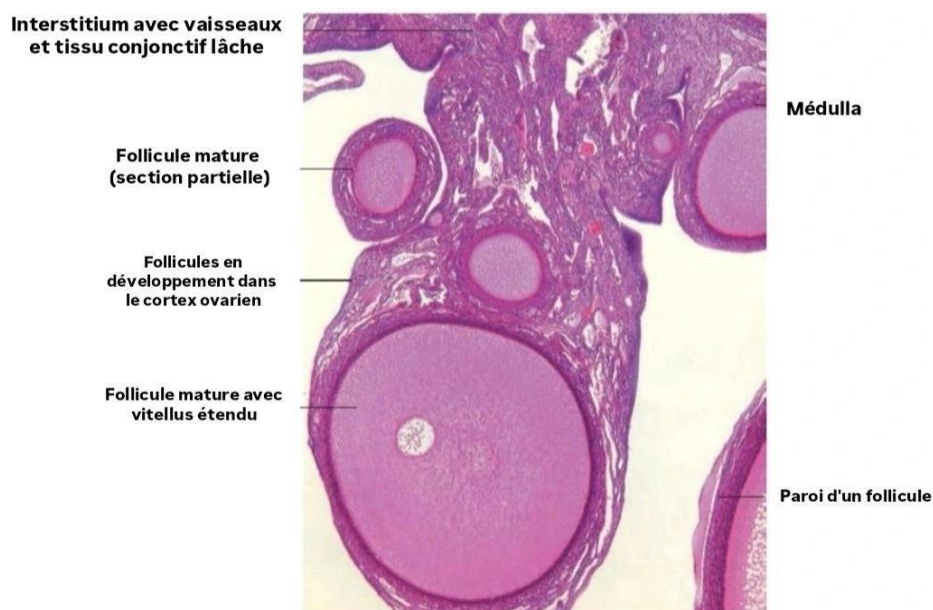


Figure 06 : Coupe histologique de l'ovaire d'une poule (König et *al.*, 2016 modifié)

A. Le développement folliculaire

Chez les oiseaux le développement des follicules se fait de manière hiérarchisée et très organisée.

➤ Follicules primordiaux

Les ovocytes primaires s'organisent en follicules primordiaux suite au recrutement d'une couche unique de cellules somatiques ; Les cellules de la granulosa des follicules

primordiaux sont aplatis, denses et couplées par des jonctions serrées. Ces cellules multifonctionnelles sont impliquées dans plusieurs processus critiques, la production d'hormones induite par les gonadotrophines le transfert de l'ARN maternel à l'œuf (Johnson, 2007).

➤ Follicules préhiérarchiques

Les follicules préhiérarchiques comprennent de nombreux follicules blancs, petits et grands, d'environ 2 à 5 mm de diamètre, et 5 à 6 petits follicules jaunes (PYF), d'environ 5 à 10 mm de diamètre. Les cellules de la granulosa forment des projections qui s'étendent jusqu'à la membrane plasmique (vitelline) de l'ovocyte (Johnson, 2007). La thèque s'est alors différenciée en couches externes et internes.

➤ Follicules préovulatoire

Les follicules préovulatoires représentent les structures les plus matures de l'ovaire, prêtes à ovuler. Ils sont généralement au nombre d'environ 5 à 6 et mesurent plus de 10 mm de diamètre (Wang et al., 2017). Les cellules de la granulosa présentent une apparence variable, allant de cylindrique à pseudostratifiée, voire polyédrique. Le cytoplasme est légèrement basophile, en particulier dans les cellules de la granulosa entourant les follicules plus développés. (Johnson et Woods, 2007), le nombre de follicules préovulatoires développés et finalement ovulés dépend de nombreux facteurs environnementaux, notamment la disponibilité de la nourriture, la température ambiante et les facteurs sociaux. (Alan et Johnson, 2014), et sous le contrôle de l'axe hypothalamo-hypophysaire, notamment via les hormones FSH et LH, cette dernière étant responsable du déclenchement de l'ovulation.

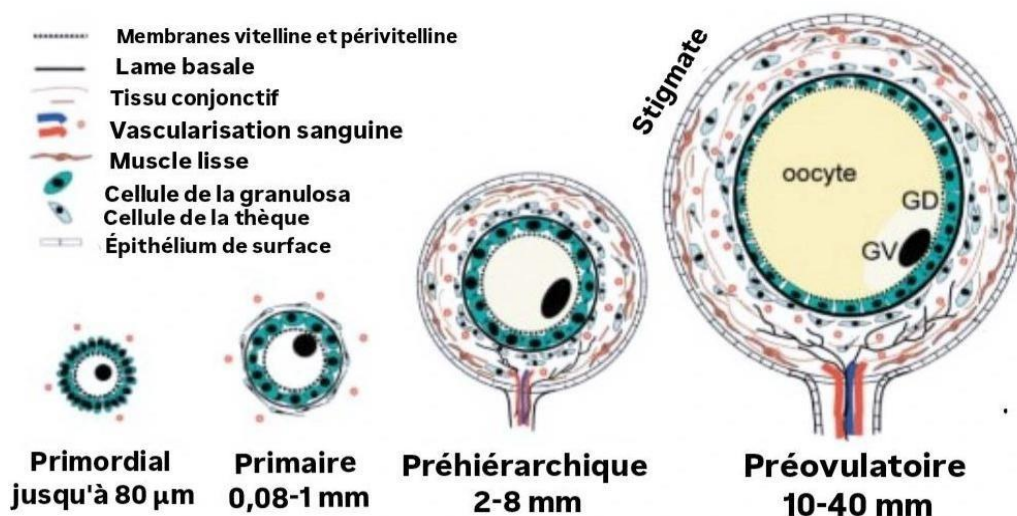


Figure 07 : Organisation des follicules ovariens de poule domestique au cours du développement (Johnson et Woods ,2007 modifié)

➤ **l'atrésie folliculaire**

Après l'ovulation, le follicule régresse. Les cellules de la granulosa et des thèques gonflent et se vacuolisent en se remplissant d'inclusions lipidiques, se détachent de leurs voisines et développent des noyaux pycnotiques périphériques. Ces cellules vacuolisées ressemblent aux cellules lutéales, mais le noyau est caractéristique des cellules vacuolisées du follicule en régression. (K. Denise *et al.*, 2017).

B. Ovulation

Contrairement aux cycles œstraux ou menstruels des mammifères, le cycle ovulatoire chez les l'espèce aviaire se reproduit quotidiennement (Jones, 2011). L'ovulation se produit lorsque le plus gros follicule jaune mature se rompt au niveau du stigmat, libérant l'ovule qui est ensuite capturé par l'infundibulum, la couche de granulosa fournit la principale source de stéroïdes gonadiques, et l'ovulation est initiée par la production de testostérone dans les cellules de la granulosa, ce qui stimule la libération de progestérone par la granuleuse. La progestérone crée alors une réponse de rétroaction positive sur l'hypothalamus augmentant la sécrétion de GnRH, et provoquant par conséquent une production de LH. Chez les espèces aviaires, la ponte suit généralement l'ovulation d'environ 24 à 48 heures et se produit toujours avant la prochaine ovulation (Jones, 2011).

I.2.2.2-Oviducte

I.2.2.2.1-Développement postembryonnaire de l'oviducte

Le développement de l'oviducte se fait en deux étapes principales : la prépuberté (stade juvénile) ; de l'éclosion au début de la maturité sexuelle et puberté (stade de maturation); marquée par des changements rapides, l'oviducte devenant capable de former des ovules. Ce stade coïncide avec la maturation des follicules ovariens.

➤ **Prépuberté**

Avant la maturation sexuelle, l'oviducte est un tube fin, lisse et blanc grisâtre situé sur le côté gauche de la cavité abdominale, étroitement rattaché aux lobes rénaux. Le développement de la connexion vagino-cloacale ne s'achève que quelques jours après l'éclosion, lorsque le canal de Müller perce jusqu'à l'urodeum du cloaque. Ensuite, l'oviducte juvénile poursuit son développement en même temps que la cavité abdominale du nouveau-né, qui se développe rapidement (Gilbert, 1971, Shahin, 1973). Macroscopiquement, quatre segments peuvent être distingués dans l'oviducte prépubère : l'infundibulum (entonnoir de l'oviducte), le magnum (segment principal); légèrement plus épais, l'utérus ;également épais,

et le vagin ;plus fin et légèrement courbé. À ce stade, certaines sections de l'oviducte ne sont pas encore histologiquement distinctes (**Péter , 2017**).

➤ Puberté

Pendant la courte maturation sexuelle, la longueur et la largeur de l'oviducte augmentent considérablement. Chez la poule domestique, la longueur de l'oviducte passe de 10-15 cm à environ 70-80 cm et son poids est multiplié par cent.Cette croissance intensive se traduit par le développement d'un tissu glandulaire spécifique, de grande taille, formant souvent une épaisse couche (**Péter , 2017**).

I.2.2.2-Structure de l'oviducte

L'oviducte est un tube ridé, blanc jaunâtre, plus épais que l'intestin, situé sur le côté gauche de la cavité corporelle, recouvert d'une membrane séreuse .Il est constitué de cinq segments structurellement et fonctionnellement spécialisés : l'infundibulum, le magnum, l'isthme, l'utérus, et le vagin. L'oviducte de la poule pondeuse en activité reproductive a trois fonctions principales : la collecte de l'ovule dans l'ovaire ; le dépôt d'albumen, de membranes et de coquille autour de l'ovule ; et le transport de l'œuf en développement vers le cloaque. (**Denise et al., 2017**).

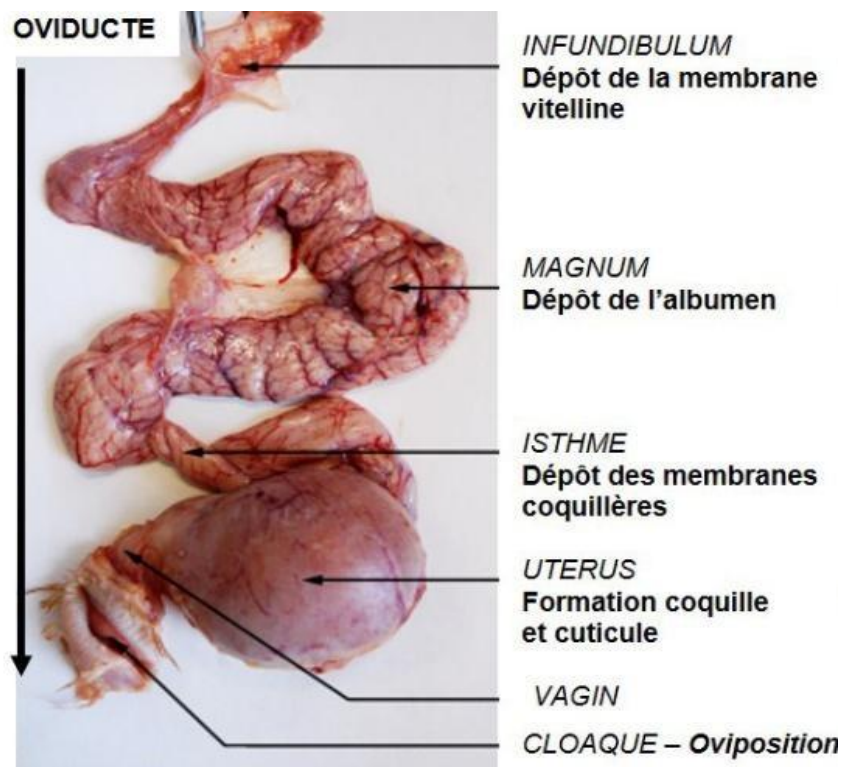


Figure 08: Oviducte d'une poule avec résumé des étapes de la formation de l'œuf dans chacun des compartiments de l'oviducte (**adapté de Nys et Guyot, 2011**).

A. Infundibulum

La première section de l'oviducte est l'infundibulum, qui mesure 10 cm de long et se compose de deux parties : un entonnoir à paroi mince qui s'ouvre sur une région tubulaire à paroi épaisse qui constitue la deuxième partie (**Rahman, 2013**). Il est le site de toute fécondation potentielle de l'ovule. (**Mishra et al., 2019**).

B. Magnum

Le magnum est la partie la plus longue de l'oviducte, sécrétant la majorité de l'albumen (**Rahman, 2013**). L'albumine assure une fonction antimicrobienne avant l'incubation de l'œuf (**Willems et al., 2014**).

C. Isthme

L'isthme, est la troisième partie de l'oviducte, mesure environ 15 cm de long. Il est composé de deux parties : l'isthme supérieur blanc et l'isthme inférieur rouge, d'où sont ajoutées respectivement les membranes coquillières interne et externe (**Rahman, 2013**).

D. Utérus

L'utérus ou glande coquillière (**Hoppes, 2015**). Un œuf reste généralement dans l'utérus pendant environ 20 heures, période durant laquelle se forme la coquille (**De Abreu et Litz, 2017**).

E. Vagin

Le vagin est la partie caudale de l'oviducte (**Sah et Mishra, 2018**). Cette partie ne joue pas réellement un rôle dans la formation de l'œuf, mais elle est essentielle à sa ponte (**Rahman, 2013**).

I.2.3-CONTRÔLE HYPOTHALAMO-HYPOPHYSIAIRE GONADIQUE CHEZ LES OISEAUX

Chez les volailles, la reproduction est régulée par un axe neuroendocrinien composé de l'hypothalamus, de l'hypophyse antérieure et des gonades ; axe hypothalamo-hypophyso-gonadique (HPG)]. L'hypothalamus joue un rôle central en intégrant les signaux et en modulant l'activité de l'axe via la sécrétion de neuropeptides dans le système porte hypothalamo-hypophysaire. Ces neuropeptides agissent sur les cellules gonadotropes de l'hypophyse en se liant à leurs récepteurs spécifiques, déclenchant ainsi la production et la libération des gonadotrophines – l'hormone lutéinisante (LH) et l'hormone folliculo-

stimulante (FSH) – dans la circulation sanguine (**Bédécarrats, 2015**). La LH et la FSH agissent ensuite sur les gonades, en l'occurrence l'ovaire chez la poule, pour induire la croissance folliculaire, l'ovulation, ainsi que la synthèse des stéroïdes sexuels comme les œstrogènes et la progestérone (**Sharp, 1993 ; Johnson, 2014**). Ces stéroïdes sexuels se lient ensuite aux récepteurs de l'axe HPG pour créer un système de rétroaction qui facilite la reproduction et les comportements sexuels.

La régulation se manifeste différemment selon les jours courts ou long :

❖ Pendant les périodes de jours courts : la glande pinéale et la rétine augmentent la production de mélatonine (MEL), qui à son tour active la synthèse et la libération hypothalamique d'hormone d'inhibition de gonadotrophine (cGnIH). L'activité accrue de cGnIH inhibe directement les neurones de l'hormone d'inhibition de gonadotrophine (cGnRH-I) dans l'hypothalamus et réduit la libération d'hormone lutéinisante (LH) par l'hypophyse antérieure. À ce stade, les niveaux de récepteur cGnIH (cGnIHR) et le récepteur cGnRH III (cGnRHR-III) dans l'hypophyse sont respectivement les plus élevés et les plus bas. En raison du manque de stimulation, l'appareil reproducteur reste immature (**Bédécarrats, 2015**).

❖ Pendant les périodes de jours longs : lors de la photo-stimulation, une réduction de la production de MEL par la rétine et la glande pinéale diminue la libération de cGnIH, levant ainsi l'inhibition. Simultanément, l'augmentation de la photopériode active des photorécepteurs cérébraux profonds (hypothalamiques), qui stimulent la synthèse et la libération de cGnRH-I. À son tour, ce passage de l'inhibition au contrôle stimulant entraîne une production accrue de LH, déclenchant la maturation des gonades et par conséquent la libération des hormones stéroïdes sexuelles (estradiol E2 et progestérone P4). Au fur et à mesure que l'oiseau mûrit sexuellement, E2 et P4 inhibent l'expression du cGnIHR dans la glande l'hypophyse, tandis qu'une augmentation de l'expression de cGnRHR-III est respectée. A ce stade, l'hypothalamus est principalement sous contrôle stimulant et l'hypophyse antérieure est principalement sensible à la cGnRH (**Bédécarrats, 2015**).

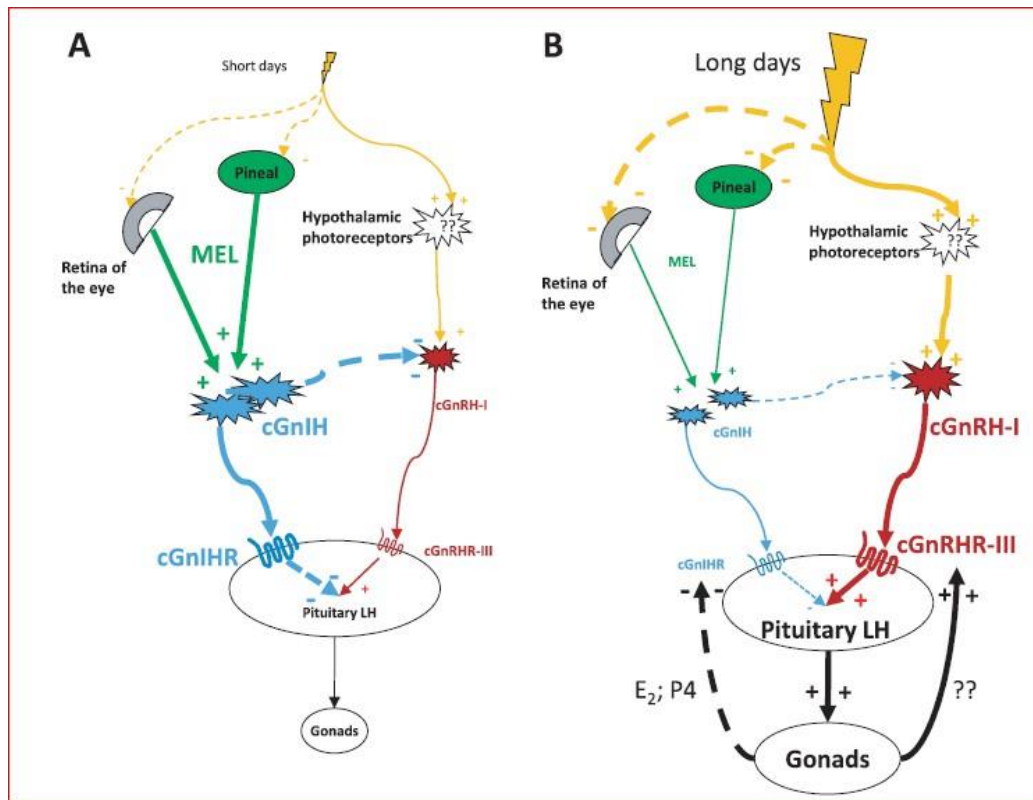


Figure 09: Contrôle Neuroendocrinien de la Reproduction chez les Oiseaux (modifié) (Bédécarrats, 2015).

A = sous jours courts, B = lors de la photo stimulation avec des jours longs, MEL : Mélatonine ; cGnIH : hormone d'inhibition de gonadotrophine ; cGnRH-I : hormone I de libération de gonadotrophine ; LH : hormone lutéinisante ; E₂ : estradiol et P₄ : progestérone).

I.2.4-Facteurs externes qui influencent le développement ovarien

I.2.4.1-photopériode

La photopériode est le facteur qui influence la reproduction, avec des effets sur le développement de l'ovaire, de l'ovidute, du stroma et des follicules (Olanrewaju et al., 2006 ; Chen et al., 2007), Le modèle de réponse à la photopériode aviaire suppose existence de connexions directes entre l'horloge biologique et les neurones à GnRH au niveau du corps cellulaire ou des terminaisons de l'éminence médiane (Ball,1997). Une augmentation de la photopériode a avancé la maturité sexuelle (Yao-ming, 2019) et la libération de FSH et de LH qui entraîné une augmentation de la sécrétion d'estradiol et de progestérone (Ball, 1997).

I.2.4.2- température

La température également jouer un rôle direct dans le development des organes reproducteurs (Williams et al., 2004) et à la production d'œufs (Stevenson et al.,2000 ; Vezina et al.,2002), appuient que l'activité inhibitrice du stress thermique sur l'axe

hypothalamo-hypophyso-gonadique pourrait entraîner une hypofonction ovarienne et une diminution de la production d'ovules (**Rozenboim et al., 2007**) et induise une diminution des stéroïdes gonadiques plasmatiques (progestérone) et de l'expression folliculaire de l'ARNm des enzymes stéroïdogènes (**Oguntunji et al., 2008**).

I.2.4.3- Alimentation

Un apport équilibré et une parturition efficace des nutriments par la circulation sanguine sont indispensables au développement gonadique et à des performances reproductives élevées (**Yanfen et al., 2019**). La restriction de la quantité d'aliment en début de ponte limite la maturation des follicules jaunes et réduit ainsi l'incidence des doubles ovulations ainsi que des pontes internes (**Hocking et al., 1987**), cette restriction alimentaire retardait l'âge de la maturité sexuelle, mais contribuait à réduire le poids des ovaires, l'incidence de la double hiérarchie (**Madnurkar et al., 2014**).

MATERIEL
ET
METHODES

Dans ce chapitre, nous présentons le travail que nous avons réalisé durant une période de quatre mois, de mars à juin 2025. Cette étude vise à comparer la fonction de reproduction chez deux souches de poules domestiques (*Gallus gallus domesticus*): la souche pondeuse, avec ses deux états physiologiques (de ponte et de couvaision) et la souche à chair. L'objectif principal consiste à évaluer les différences morphologiques et fonctionnelles de l'appareil reproducteur à travers des analyses histomorphométriques et hormonales, portant notamment sur la progestéronémie et oestrogénémie.

Les analyses histomorphométriques ont été effectuées au sein de plusieurs structures : le laboratoire d'anatomie pathologique du Centre Pierre et Marie Curie (CHU Mustapha Pacha), le laboratoire LRZA (Université d'Alger 1) ainsi que le laboratoire de PFE de la Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie (Université de Blida 1). Les dosages hormonaux, quant à eux, ont été réalisés au sein des laboratoires d'analyses médicales GHELM à L'Arbaâ.

II.1- MATERIEL

II.1.1- Matériel non-Biologique

Le matériel non biologique utilisé dans notre étude est présenté en **Annexe I**.

II.1.2- Matériel Biologique

II.1.2.1- Animaux

Notre étude a été réalisée sur deux souches de poules domestiques (*Gallus gallus domesticus*) (**Figure 10**) ; dont la poule pondeuse et poule de chaire, où nous avons utilisé 11 poules adultes réparties en trois lots :

- 7 poules pondeuses : 3 poules au stade de ponte et 4 au stade de couvaision , âgées de 70 semaines. Ells ont été obtenues par don au niveau de la region de LARBAA.
- 4 poules de chaire âgées de 8 semaines récupérées auprès de l'unité SAC de Meftah.

Les poules pondeuses ont été alimentées avec un aliment commercial adapté à la production d'œufs, composé principalement de maïs, de blé, de tourteaux et de sources de calcium, afin de garantir une ponte régulière et une bonne qualité des œufs.

Les poules de chair ont été alimentées par un aliment commercial d'engraissement tel que (le maïs, le blé, la farine d'orge, le tourteau) afin d'avoir des performances extraordinaires à produire de la chair dans une durée de temps très courte.

Figure 10: *Gallus gallus domesticus* (Originale, 2025).

a: Poule pondeuse ; b: Poule de chair

II.2- METHODES

II.2.1-Mesures biométriques

Des mesures biométriques générales ont été relevées pour chaque poule afin d'évaluer l'état morphologique global et de permettre une comparaison standardisée entre les deux souches étudiées (pondeuses et chair).

II.2.1.1-Poids corporel

Nous mesurons le poids des poules à l'aide d'une balance (5000 g). Pour éviter de stresser les poules lors de la pesée, nous avons utilisé une corbeille. Une fois la poule calmé, elle sera pesé immédiatement. A chaque fois on soustrait le poids de corbeille du résultat. Les résultats sont exprimées en kilogramme (**Figure 11**).

Figure 11: Mesure du poids corporel (**Originale, 2025**).

a: Poule pondeuse ;b: Poule de chair

II.2.1.2-Longueur du tarse et du métatarse

Elles sont mesurées à l'aide d'une règle graduée en millimètre (**Figure 12**).

II.2.1.3-Longueur de l'aile pliée

La mesure sur l'aile a été réalisée à l'aide d'une règle graduée en millimètre, la valeur lue correspond à la distance comprise entre l'articulation pliée du poignet et la plus longue des rémiges primaires (**Figure 12**).

II.2.1.4-Longueur de la crête

La longueur de la crête a été mesurée à l'aide d'une règle graduée en millimètre. (**Figure 12**).

Figure 12: Mesure des paramètres biométriques (**Originale, 2025**).

a: tarse,b: métatarse,c: aile pliée, d:crête

II.2.2- Protocole du prélèvement des organes

Après la saignée, l'animal a été positionné en décubitus dorsal avec les pattes écartées. une incision initiale a été pratiquée en avant de l'orifice cloacal afin de créer une boutonnière . Cette ouverture a permis la réalisation d'une dissection progressive d'un plans cutané et musculaire . L'ensemble des organes digestifs a été extériorisé hors de la cavité abdominal afin de visualiser l'appareil reproducteur femelle (**Figure 13**).

Figure 13: Localisation anatomique de l'appareil reproducteur femelle *Gallus gallus domesticus* (**Originale, 2025**).

a: Poule pondeuse , b: Poule de chair

Après le prélèvement des organes génitaux des deux souches à l'aide d'un bistouri et une pince fine , ceux-ci ont été pesés séparément à l'aide d'une balance électronique de précision (0.0001g) (**Annexe II**) .Ils ont ensuite été fixés dans une solution de formol à 10 % en vue d'une analyse histologique. À l'aide d'une règle graduée, on a mesuré la longueur, la largeur de l'appareil reproducteur (**Annex II**).

Figure 14: Mesures de la longueur l'appareil reproducteur chez la poule pondeuse
(Originale, 2025).

a:ovaire; (b,c et d):oviducte

II.2.3. Technique histologique

Les techniques histologiques (réalisée au niveau du Laboratoire d'anatomie pathologique du Centre Pierre et Marie Curie (CHU Mustapha Pacha)) permettent, après préparation rigoureuse selon des protocoles stricts utilisant le matériel adéquat (détaillé en annexe I) et avec des contrôles appropriés, d'observer au microscope grâce à des coupes fines la morphologie globale ou des composants spécifiques, obtenues après plusieurs étapes :

II.2.3.1-Fixation

La fixation a pour but la conservation des structures dans un état aussi proche que possible de leur état vivant, avec arrêt de toutes activités mitotique et enzymatique, Dans notre expérience, nous avons utilisé du formol à 10 % comme fixateur. Les pièces ont été immergées dans un volume de fixateur environ dix fois supérieur à celui des tissus. Une étiquette comportant toutes les informations nécessaires accompagnait chaque pièce. Par la suite, des coupes fines ont été réalisées et placées dans des cassettes d'inclusion en vue des étapes suivantes

II.2.3.2-Circulation

Cette étape est assurée par un appareil automatisé rotatif appelé "automate" ou "circulateur". Le programme de circulation comprend les étapes suivantes :

a. Déshydratation

Cette étape vise à éliminer complètement l'eau présente dans l'organe afin de permettre leur imprégnation ultérieure par la paraffine, celle-ci étant hydrophobe. Les cassettes contenant l'organe à étudier sont mises dans six bains d'alcool de concentrations croissantes [70° (1bain), 80° (1bains), 95° (1bains), 100° (3bains)]. La durée pour chaque bain est 2 heures (**Annexe I : fiche technique**).

b. Eclaircissement (ou clarification)

Cette étape permet le passage du prélèvement dans un liquide intermédiaire afin d'éliminer les traces d'alcool absolu et une bonne pénétration de la paraffine dans les tissus, on utilise dans cette étape d'imprégnation le xylène, se fait par immersion dans deux bains de xylène afin de rendre les pièces transparentes. La durée est de 2 heures pour chacun.

(**Annexe I : fiche technique**)

c. Imprégnation à la paraffine

Il s'agit de la dernière étape de la circulation, elle consiste à éliminer le xylène et à le remplacer par deux bains de paraffine liquéfiée à chaud à 60°C. La durée est de 2 heures pour chacun (**Annexe I : fiche technique**).

II.2.3.3-Inclusion

Dans cette étape, on a utilisé des moules de métal et des cassettes en plastique sur lesquelles sont inscrites les indications de la pièce traitée, qui a été prélevée du milieu d'imprégnation à l'aide d'une pince chauffée puis placée dans les moules contenant la paraffine chaude. La paraffine fondue est versée dans les moules légèrement préchauffés à 45°C, puis les cassettes sont déposées sur les moules. Le bloc n'est démoulé qu'après refroidissement totale sur une plaque froide et il est conservé à la congélation à une température de - 4° C jusqu'à la réalisation des coupes.

II.2.3.4-Microtomie**a. Confection des coupes**

Dans cette étape on a installé le bloc sur le porte-bloc du microtome qui est réglé à 20µm afin d'éliminer l'excès de paraffine. Lorsque la pièce apparaît dans le plan de coupe, on ramène l'échelle à 2µm pour obtenir des coupes minces sous forme d'un ruban.

b. Etalement des coupes

L'étalement se fait dans un bain marie à 40°C, la récupération des rubans a été faite à l'aide d'une lame, ensuite les lames ont été placées dans une étuve à 90.5°C pendant 30 min pour ramollir la paraffine.

II.2.3.5-Coloration

Le but de la coloration est de rendre plus évidents les différents constituants cellulaires et tissulaires. Une coloration classique à l'hématoxyline-éosine (HE) a été réalisée. C'est une coloration de routine où l'Hématoxyline colore les noyaux en bleu violet, et l'Eosine colore le cytoplasme en rouge ou en rose. Les coupes ont été colorées dans un automate de coloration (**Annexe I**), comme suite :

a. Déparaffinage

Cette étape permet d'éliminer le milieu d'inclusion. C'est une étape préparatoire à la coloration. Tout d'abord les lames doivent être prolongées dans deux bains de xylène pendant 20 minutes par un automate de coloration pour éliminer la paraffine périphérique.

b. Réhydratation

Cette étape permet d'éliminer le xylène des tissus et de le remplacer par de l'eau. On immergeant les lames dans des bains d'alcool 1 à concentration décroissante ; respectivement 100° pendant 1 minute, 95° et 70° pendant 30 secondes, puis un bain de l'eau courante pendant 10 minutes pour le rinçage des lames avant coloration.

c. Coloration, déshydratation éclaircissement des coupes

L'automate de coloration doit d'abord immerger les lames dans un bain d'hématoxyline HARRIS pendant 2 minutes, puis rincer à l'eau courante pendant 5 minutes, puis dans un bain d'ammoniaque pendant 15 secondes, puis rincer à nouveau à l'eau courante pendant 5 minutes.

Les lames ont été colorées à l'éosine pendant 5 minutes puis rincées à l'eau courante pendant 10 minutes. La lame est ensuite plongée dans un bain d'alcool à 90° pendant 30 secondes pour éliminer l'humidité résiduelle des coupes, c'est la déshydratation.

Enfin le programme de l'automate est terminé, la dernière étape est celle de l'éclaircissement ; les lames colorées est placé manuellement dans le bain de xylène sous la hutte pendant une nuit en préparation de l'étape suivante : montage

II.2.3.6-Montage

Le montage consiste à fixer une lamelle en verre sur la lame colorée avec une goutte de l'Eukitt, une légère pression sur la lamelle permettant de chasser les bulles d'air. Les lames sont ensuite nettoyées au xylène.

II.2.3.7-Observation microscopique

L'observation des coupes colorées est effectuée à l'aide d'un microscope optique. Cet appareil permet d'obtenir une image agrandie (20 à 1000 fois) par une combinaison optique de la coupe éclairée par une lumière qui la traverse. Pour capturer les images, le microscope est équipé d'un appareil photo numérique (Via Rigla, 32-24010 Ponteranica BG-Italy) connecté à un microscope photonique (Optika MICROSCOES ITALY) via le logiciel SX View (**Figure 15**). Ces dispositifs permettent d'obtenir des clichés de haute résolution aux différents grossissements (x4, x10, x20, x40, x100).

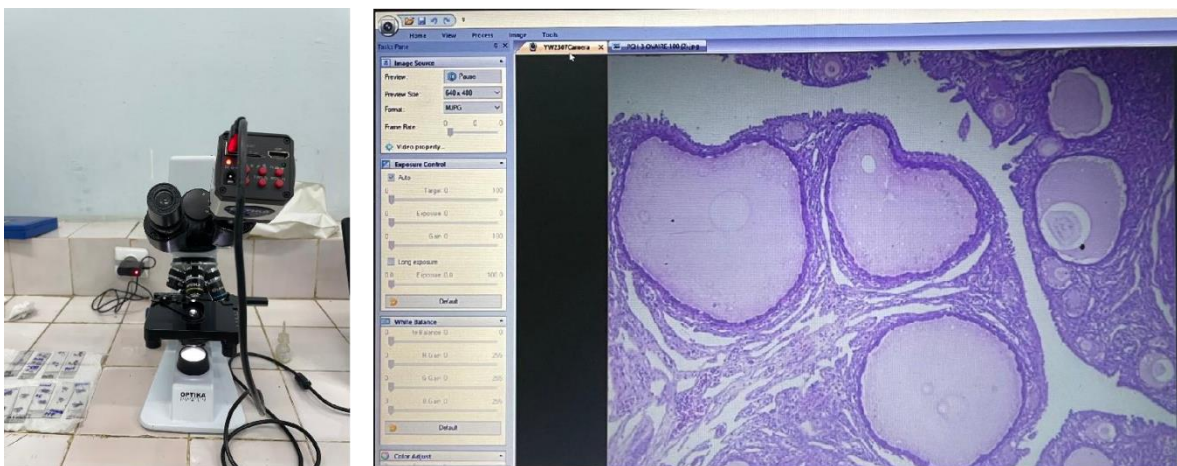


Figure 15: Système d'acquisition d'images histologiques composé d'un microscope photonique connecté à un appareil photo numérique et contrôlé par le logiciel SX View. (Originale, 2025).

II.2.4. Etude morphométrique

L'analyse morphométrique a été réalisée à l'aide du logiciel d'imagerie « Axio Vision » (**Figure 16**), qui permet une quantification précise des structures histologiques observées au microscope sur les coupes ovariennes étudiées. Chez les deux souches, les paramètres suivants ont été mesurés : la surface, la hauteur, la largeur et le périmètre des follicules ovariens. Les dimensions linéaires (largeur, hauteur, périmètre) ont été exprimées en micromètres (μm), tandis que les surfaces ont été calculées en micromètres carrés (μm^2). Le diamètre folliculaire a été estimé en calculant la moyenne entre la largeur et la hauteur. Nous avons prélevé différentes coupes de l'ovaire, Les sections analysées sont celles présentant les structures les plus régulières possible, afin de garantir un échantillon homogène. Les coupes déformées ou irrégulièrement contournées ne sont que le reflet de la disposition complexe des structures folliculaires dans le tissu ovarien.

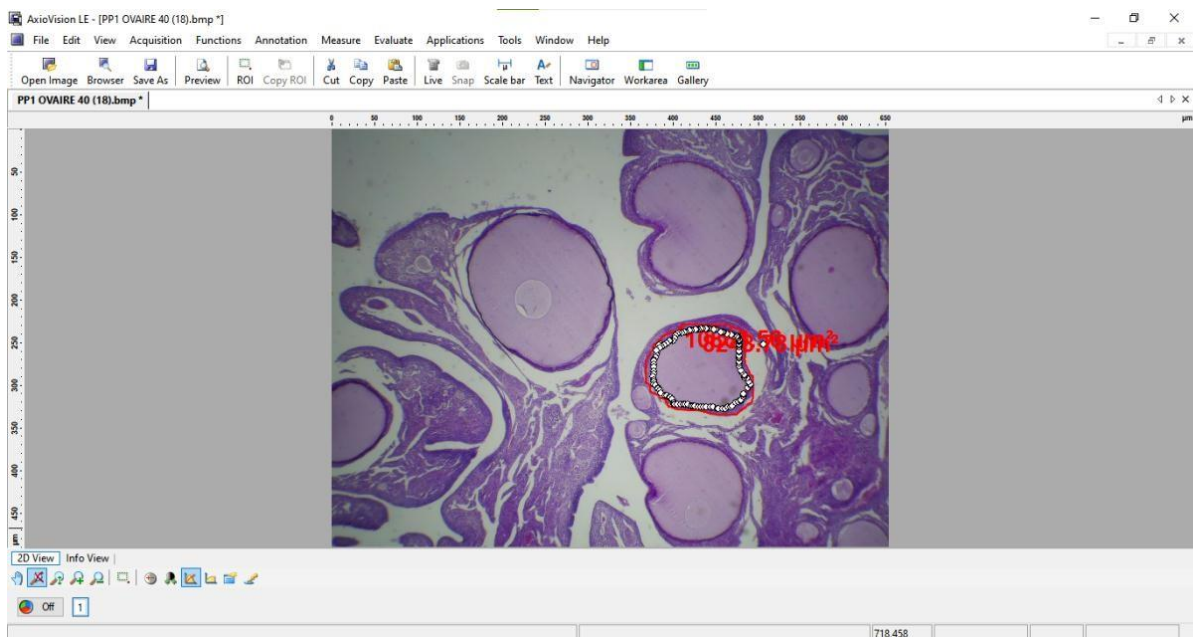


Figure 16 : Analyse morphométrique sur logiciel AxioVision (Originale, 2025).

En ce qui concerne la classification des stades folliculaires ovariens chez la poule, objet de notre étude morphométrique, des différences notables sont observées par rapport à celle des mammifères. Alors que chez ces derniers, les stades folliculaires sont classiquement définis comme (primordial, secondaire, tardif, follicule hiérarchisé F6–F1).

Tableau II: Classification des stades folliculaires ovariens selon le diamètre
(Rodler et Sinowatz, 2013).

Stade folliculaire	Diamètre(µm)	
	min	max
Follicule Primordial	40	65
Follicule pré-vitellogène précoce	65	450
Follicule pré-vitellogène tardif	450	800
Follicule vitellogène - Petite follicule blanc	800	1000
Follicule vitellogène - Petite follicule jaune	1000	2000
Follicule préovulatoire - F5	2000	4000
Follicule préovulatoire - F4	4000	8000
Follicule préovulatoire - F3	8000	12000
Follicule préovulatoire - F2	12000	15000
Follicule préovulatoire - F1	15000	35000

II.2.5. Dosages des paramètres hormonaux

Le sang artério-veineux a été recueilli dans des tubes froids héparinés pour le dosage de l'œstrogène et de la progestérone chez les poules, puis centrifugé à l'aide d'une centrifugeuse (3000 tours/min) afin de récupérer le plasma dans des tubes secs. Ces derniers ont été ensuite transférés au laboratoire d'analyses de biologie médicale.

❖ Méthode d'analyse

Le dosage des hormones sexuelles (testostérone et œstrogène) est effectué par une méthode ECLIA (The Electro-Chemi- Luminescence Immuno-Assay) par compétition à l'aide de l'appareil Elecsys.

❖ Principe de la méthode par compétition

Ce dosage est un test quantitatif automatisé et un paramètre majeur de l'exploration de la

fonction gonadique via la quantité totale dans le sérum ou le plasma, dans laquelle les anticorps anti-œstrogène et anti-progestérone sont marqués au phosphate alcalin (conjugué) et dont le dosage s'effectue en mesurant le nombre de désintégrations par seconde. Les résultats de ces analyses sont comparés par la suite avec ceux rapportés par la Littérature.

II.2.5.1. Dosage de la progestérone plasmatique

❖ Principe

✓ **1ère incubation:** une prise d'essai de 35 μL est incubée avec un anticorps spécifique de la progestérone marqué à la biotine. Des immun-complexes se forment proportionnellement à la concentration de progestérone présente dans l'échantillon.

✓ **2e incubation:** un dérivé de progestérone marqué au ruthénium est ajouté dans la cuvette réactionnelle en présence de microparticules tapissées de streptavidine. Ce dérivé se fixe aux sites libres de l'anticorps biotinylé, formant un complexe stable anticorps-haptène. Ce complexe est ensuite fixé à la phase solide grâce à l'interaction biotine-streptavidine.

Le mélange est transféré dans une cellule de mesure où les microparticules sont capturées sur une électrode par un champ magnétique. Le passage de la solution ProCell permet d'éliminer les fractions non-fixées. Une tension appliquée à l'électrode induit une émission de luminescence, mesurée par un photomultiplicateur. L'intensité lumineuse détectée est directement corrélée à la concentration de progestérone, déterminée à partir d'une courbe de calibration mémorisée dans le code-barres du réactif et ajustée par une calibration en deux point propre à l'analyseur utilisé.

II.2.5.2- Dosage de l'œstrogène plasmatique

❖ Principe

✓ **1ère incubation:** une prise d'essai de 35 μL est incubée avec un anticorps anti-œstradiol spécifique biotinylé. Il se forme des immun-complexes en relation avec la concentration en œstradiol contenue dans l'échantillon.

✓ **2e incubation:** un dérivé d'œstradiol marqué au ruthénium est ajouté dans la cuvette réactionnelle avec les microparticules tapissées de streptavidine et vient se fixer sur les sites encore disponibles de l'anticorps biotinylé avec formation d'un complexe anticorps-haptène.

Le complexe est fixé à la phase solide par une liaison biotine-streptavidine.

Le mélange réactionnel est transféré dans la cellule de mesure, les microparticules sont maintenues au niveau de l'électrode par un aimant. L'élimination de la fraction libre est effectuée par le passage de ProCell. Une différence de potentiel appliquée à l'électrode déclenche la production de luminescence qui est mesurée par un photomultiplicateur. Les résultats sont obtenus à l'aide d'une courbe de calibration. Une courbe de référence est mémorisée dans le code-barres du réactif et est réajustée, pour l'analyseur utilisé, par une calibration en deux points.

II.2.6- Etude statistique

Les analyses statistiques ont été effectuées de manière rigoureuse. Après avoir vérifié la normalité des données et l'homogénéité des variances, les moyennes $\pm$ erreur standard à la moyenne (ESM) ont été calculées pour chaque paramètre et les graphiques ont été générés avec Excel 2013. Le test de Student et l'analyse de la variance (ANOVA) à une voie et deux voies a été utilisée pour évaluer la significativité statistique des différences observées, complétée par le test post-hoc de Tukey pour les comparaisons multiples, réalisé avec SPSS version 23. Le seuil de significativité retenu était $p < 0,05$, assurant la robustesse des conclusions.

- *Moyenne arithmétique ($\bar{x}$) des valeurs individuelles*

$$\bar{x} = \frac{\sum_{i=1}^n x_i}{n} \quad \text{x : Somme des valeurs individuelles}$$

n: nombre de valeurs

- *Erreur Standard à la Moyenne (E.S.M)*

$$ESM = \frac{\delta}{\sqrt{n}} \quad \text{avec} \quad \delta = \sqrt{\frac{\sum (x_i - \bar{x})^2}{n-1}} \quad \delta : \text{Ecart type} \quad x_i : \text{Valeurs individuelles}$$

- *Validité statistique* : La différence entre deux moyennes comparées est statistiquement significative si la probabilité « p », lue en fonction du nombre de degrés de liberté ($d.d.l = n_1 + n_2 - 2$) est égale ou inférieure à 5%.

Si $p > 0,05$: différence non significative (ns).

Si $0,01 < p < 0,05$: différence significative (*).

Si $0,001 < p < 0,01$: très significative (**).

Si $p < 0,001$: hautement significative (***).

RESULTATS ET DISCUSSION

Notre travail porte sur la comparaison de l'appareil génital femelle chez trois lots de poules domestiques (*Gallus gallus domesticus*) : poule pondeuse entre les deux stades physiologique (de ponte et de couvaision) et poule de chaire. Dans ce chapitre, les résultats obtenus dans notre travail seront représentés et interprétés en trois parties:

- La première partie concerne une étude macroscopique, visant à comparer les mesures biométriques et les paramètres pondéraux.
- La deuxième partie est consacrée à l'étude histomorphométrique des coupes histologiques des ovaires chez les trois lots étudiées
- La troisième partie concerne les dosages hormonaux afin de comparer les taux de la progestéronémie et d'œstrogénémie chez les trois lots.

III.1- ETUDE DES PARAMETRES MACROSCOPIQUES

III.1.1-Paramètres biométriques

Les paramètres mesurés ont été: le poids corporel, la longueur du tarse, du métatarse, de l'aile pliée et de la crête.

III.1.1.1- Poids corporel

Les résultats du poids corporel enregistrés chez les poules de chaires sont similaires à ceux trouvées par **Djebbouri et Hamrini (2017)** et **Mokdad et Kamiri (2020)** et ceux des poules pondeuses aux stades de ponte et de couvaision sont similaires à ceux obtenus par **Beaulah et al. (2024)** chez la poule Indienne *Siravidai*.

Le poids élevé de la poule de chaire par rapport à la poule pondeuse. Ceci a été également signalé par **Ohta et al. (2004)** chez de la volaille rouge de la jungle. En effet, ces auteurs ont noté chez cette espèce que les poules de chaires prennent du poids beaucoup plus rapidement que les poules pondeuses bien qu'elles soient tous deux de la même descendance, elles ont été élevées à des fins différentes et ont des efficacités digestives différentes (**Jackson et Diamond, 1996 ; NguyenPhuc et Berres, 2018 ; Eda, 2021**). Les poules de chaires sont sélectionnés pour leur croissance rapide et leur conversion alimentaire efficace, environ 3 kg d'aliments produisant 2 kg de muscle en seulement 5 semaines (**Zuidhof et al., 2014**). Les poules de

chaires consomment plus d'aliments que les poules pondeuses, et leur alimentation est généralement sous forme de granulés pour garantir qu'ils reçoivent rapidement tous les nutriments nécessaires. En revanche, les poules pondeuses sont de petites poules femelles qui consomment une petite quantité d'aliments sous forme de pâtée et produisent des œufs. L'alimentation en pâtée est donnée aux pondeuses pour augmenter leur temps d'alimentation et réduire la prise de poids, car les poules en surpoids produisent moins d'œufs (**Ohta et al., 2004**). Le poids corporel des poules pondeuses aux stades de ponte et de couaison sont très proches, avec une différence négligeable, suggérant que le passage de l'état de ponte à celui de couaison n'entraîne pas de variation importante du poids vif. Ce résultat concorde avec ceux rapportés

par **El-Deek et Al-Harthi (2004)** et **Beulah et al. (2024)** qui ont signalé que la couvaison chez les poules domestiques contrairement à certaines espèces sauvages n'est pas toujours accompagnée d'une perte de poids. Cela pourrait s'expliquer par une adaptation physiologique permettant de conserver les réserves énergétiques pendant la période de couvaison.

III.1.1.2- Longueur du tarse et du métatarse

III.1.1.3- Longueur de l'aile pliée

III.1.1.4- Longueur de crête

III.1.2- Aspect général de l'appareil reproducteur.

Seuls l'ovaire et l'oviducte gauches étaient fonctionnels. Les mêmes constatations ont été observées chez la poule domestique **Rahman (2013)**, chez le la volaille d'Uttara **Khan et al. (2017)** et chez le poulet rouge du rhode Island **Rahman et al. (2019)**. L'ovaire et l'oviducte droits, bien que présents aux stades embryonnaires précoces, ont dégénéré au cours du développement et sont devenus vestigiaux chez les oiseaux adultes (**Rahman 2013**). Alors que **Kinsky (1971)** et **King et al. (1984)** ont mentionné que les deux ovaires sont fonctionnels chez kiwi brun et les oiseaux de proie avaient. De plus, le développement de l'oviducte en cinq segments est rapporté par **Wani et al. (2017)**; **Islam et al. (2021)**.

III.1.2.1-Poids ovarien gauche

La différence observée chez la poule pondeuse entre les stades de ponte et de couvaison a également été rapportée par **Beulah et al. (2024)** chez la poule Indienne *Siravidai*. L'ovaire en maturité est en forme d'une grappe de jaunes ou d'ovules en développement de différentes tailles, certains sont grands et proéminents. Un grand nombre de follicules se trouvent dans l'ovaire qui mûrit en série (**Rahman, 2013**). Alors que, pendant la phase de couvaison, la croissance retardée des follicules en maturation et la résorption des follicules plus petits et plus grands ainsi que l'oviducte étaient complètement atrophiés (**Nickle et al., 1977**; **Heryanto et**

al., 1997).

Les observations macroscopiques réalisées sur l'appareil reproducteur de la poule de chair révèlent un état extrêmement réduit des structures ovariennes ainsi qu'une atrophie générale de l'oviducte. L'ovaire apparaît de petite taille. Ces résultats sont similaires à ceux obtenu par **Blendea et al. (2012)** chez la poule domestique à l'âge 56 jours. Ce poids réduit de l'ovaire est généralement attribué à la sélection intensive des souches de chair pour la croissance rapide, qui s'accompagne d'une activité reproductive limitée (**Hocking et al., 1989; Wilson et al., 1995**). Ceci est corrélé à des taux plasmatiques plus bas de gonadotrophines (FSH, LH) ainsi qu'à une sensibilité ovarienne moindre vis-à-vis de celles-ci, limitant ainsi le développement folliculaire (**Hocking et al., 1989**).

III.2-ASPECT MICROSCOPIQUE DE L'OVAIRE

Dans le cadre de cette étude, nous avons réalisé des observations microscopiques des ovaires chez les trois poules, afin d'examiner les différences structurelles des follicules ovariens. Nos analyses ont porté principalement sur le diamètre des follicules à different stade de croissance de chaque lot et à different grossissement, afin de mettre en évidence la structure caractéristique des ovocytes, entourés de plusieurs couches cellulaires concentriques : la granulosa, la thèque interne vascularisée et la thèque externe fibreuse.

III.2.1-Au

faible

grossisseme

II.2.2-Au fort grossissement

Nos observations des différences stades folliculaires chez les trois lots étudiées mettent en évidence des différences nettes en termes de structure histologique et morphométrique, et de fonctionnalité ovarienne. Les résultats obtenus sont en accord avec les mécanismes moléculaires et cellulaires rapportés dans la littérature scientifique (**Robinson et al., 2007 ; Johnson, 2012; Rodler et al., 2012 ; Geng et al., 2014; Tallentire et al., 2016; Apperson et al., 2017; Schindler et al., 2018 ; Liu et al., 2018; Scanes et al., 2020; Gu et al., 2023; Beaulah et al., 2024 ; Ru et al., 2024**).

Chez la poule pondeuse au stade de ponte, l'ovaire est particulièrement bien développé. Le cortex contient plusieurs follicules à différents stades de maturation (FP ; FPP ; FPT ; PFB ; PFJ), à ce stade, le diamètre des follicules est significativement plus élevé que chez la poule pondeuse en stade de couvaision et chez la poule de chair. Ces résultats concordent les travaux chez la poule (**Johnson, 2012; Stephen et al., 2020; Beaulah et al., 2024**) et chez d'autres espèces aviaires, telles que la caille (**Saenko et al. 2020**), le dinde (**Islam et al., 2021**) et chez les oies (**Hou et al., 2023**).

D'après l'étude de **Apperson et al. (2017)**, les follicules primordiaux et précoces, présentent une organisation cellulaire structurée, En progressant vers des stades plus avancés du développement (FPT, PFB, PFJ, F1 à F5), celle de **Johnson et al. (2007)**, la différenciation marquée de la granulosa, dont les cellules passent d'une morphologie cubique à pseudostratifiée, entourées par une thèque interne et externe bien développées et de **Rodler et al. (2012)**, la présence d'une membrane périvitelline interne, composée des glycoprotéines ZP1, ZP2, ZP3 et ZPD de la zone pellucide, elle favorisera à term la fécondation.

la présence de cette structuration développée, chez les poules pondeuses aux stade de ponte s'explique par le fait qu'elles ont été sélectionnées au fil des générations pour maximiser leur capacité à produire des œufs en grande quantité, ce qui confirme la forte activité de l'axe hypothalamo-hypophysaire, se traduisant par une sécrétion élevée et soutenue des gonadotrophines (FSH et LH) (**Palmer et al., 1992; Johnson, 2015**).

L'observation de nombreux follicules atrétiques chez les poules pondeuses au stade de ponte et l'absence chez les poules pondeuses au stade de couaison et la poule de chaire, est typique d'un ovaire très actif. L'atrésie reflète une sélection naturelle des follicules dominants, les autres étant éliminés faute de stimulation hormonale suffisante (**Ru et al., 2024**).

Selon **Scanes et al. (2020)**, la photopériode constitue un régulateur environnemental majeur de l'activité reproductive chez la poule pondeuse au stade de ponte. Une durée d'éclairement prolongée (supérieure à 14 heures de lumière par jour) stimule l'axe hypothalamo-hypophyso-gonadique par l'induction de la GnRH, entraînant une sécrétion accrue de FSH et de LH, indispensables à la croissance folliculaire et à l'ovulation.

Chez la poule pondeuse au stade de couaison, l'ovaire entre dans un état de repos fonctionnel. En effet, nous avons constaté :

- ✓ Un amincissement et une organisation irrégulière de la couche de cellules de la granulosa (**Gu et al., 2023**) chez les oies.
- ✓ Un nombre réduit de PFB et PFJ qui pourrait également être une raison importante de couaison, ce phénomène s'accompagne d'un arrêt transitoire de la fonction ovarienne, physiologique (**Schindler et al., 2018**).
- ✓ Une faible organisation cellulaire suggère une faible réponse hormonale, probablement en lien avec l'inhibition de la sécrétion de FSH pendant la période de couaison (**Liu et al., 2018**)

Des études de **Sharp (1989)**; **Johnston (2004)** et **Geng et al. (2014)** ont montré que les cycles lumineux fractionnés favorisent l'élévation de la prolactinémie, augmentant ainsi l'incidence du comportement de couaison chez les oiseaux domestiques. **Buratini et al. (2022)**, rapporte que la prolactine inhibe la libération de gonadotrophines et diminue la sécrétion de FSH, cette action hormonale est renforcée par la photopériode,

Le profil histologique observé chez la poule de chair est similaire à ceux rapportés par **Johnson (2012)**, qui a montré que l'ovaire est relativement inactif avec un développement folliculaire excessif et désorganisé. Ainsi qu'une activité ovarienne irrégulières, Ceci peut être expliqué par le fait que la sélection génétique de cette souche vise prioritairement une croissance rapide et

une production de viande, parfois au détriment de la digestion, de la reproduction et de l'activité physique (**Robinson et al., 2007** et **Tallentire et al., 2016**).

III.3- EVALUATION DES PARAMETRES HORMONAUX

La dernière partie de notre expérimentation concerne le dosage hormonal afin de comparer les taux de la progésteronémie et de l'œstrogénémie chez les trois lots étudiés.

III.1.3.1- Evaluation du taux de progesteronémie

Nos observations montrent que les taux d'œstrogénémie et de la progésteronémie chez la poule pondeuse au stade de ponte sont plus élevés qu'au stade de couvaision. Ces résultats sont similaires à ceux rapportés chez la poule *Chahua* (**Du et al., 2024**) ainsi que chez le canard musqué (*Cairina moschata forma domestica*) (**Linde et al., 2025**).

Selon **Li et Chian (2017)** ; **Ma et al. (2023)**, les œstrogènes jouent un rôle essentiel dans le développement des ovocytes au sein des follicules ovariens, en assurant leur maturation et la production d'ovules prêts à être fécondés.

Par ailleurs, **Scanes (2022)** souligne que la production de progestérone est stimulée par la sécrétion de l'hormone lutéinisante (LH) par l'hypophyse antérieure. D'après **Leboucher et Amy (2024)**, la progestérone est indispensable pour générer le signal hormonal déclencheur de l'ovulation, en préparant le système reproducteur et en assurant les conditions optimales pour la ponte.

**CONCLUSION
ET
PERSPECTIVES**

Cette étude comparative de l'appareil reproducteur femelle chez *Gallus gallus domesticus*, incluant la poule pondeuse (aux stades de ponte et de couvaision) ainsi que la poule de chair, a permis de mettre en évidence des différences notables sur les plans macroscopique, structural et hormonal, où nous pouvons conclure que :

➤ **Sur le plan macroscopique**

Les poules de chair présentent un poids corporel significativement plus élevé que les poules pondeuses, mais un appareil génital atrophié, reflétant une sélection orientée vers la production de viande au détriment de la fonction reproductrice.

Chez toutes les poules, seul l'ovaire gauche est fonctionnel. Son développement varie en fonction du statut physiologique : il est bien développé chez les pondeuses en phase de ponte, modérément développé en phase de couvaision, et atrophié chez les poules de chair. Le poids ovarien semble étroitement lié à l'activité reproductive.

➤ **Sur le plan structural**

Chez la poule pondeuse au stade de ponte, les follicules ovariens sont présents à tous les stades de développement (FP, FPP, FPT, PFB, PFJ), associés à une organisation cellulaire bien définie (granulosa, thèques interne et externe, zone pellucide). En revanche, chez la pondeuse en couvaision, l'ovaire entre en phase de repos fonctionnel : absence de follicules préovulatoires, granulosa désorganisée, et réponse hormonale réduite. Chez la poule de chair, seuls les premiers stades folliculaires sont présents, avec une structure rudimentaire et désorganisée, confirmant une faible activité ovarienne.

➤ **Sur le plan hormonal**

Les dosages hormonaux (progestérone et œstrogènes) révèlent des taux significativement plus élevés chez la poule au stade de ponte par rapport aux deux autres lots, confirmant une stimulation hormonale soutenue via l'axe hypothalamo-hypophyso-gonadique. La baisse hormonale observée chez la poule au stade de couvaision s'inscrit dans un contexte physiologique de suppression transitoire de la fonction ovarienne. La poule de chair présente quant à elle concentrations hormonales les plus faibles, reflétant une inactivité ovarienne endocrine marquée.

En conclusion, nos résultats confirment que la fonctionnalité ovarienne à travers l'organisation folliculaire et les profils hormonaux varient considérablement selon l'état

physiologique de la poule, reflétant l'adaptation physiologique à leur finalité zootechnique respective : ponte, couvaie ou engraissement.

Au vu de ces résultats obtenus, plusieurs perspectives de recherche s'avèrent particulièrement pertinentes :

- Réaliser une étude histomorphométrique de l'oviducte pour analyser ses caractéristiques structurelles.
- Doser les hormones FSH et LH pour mieux cerner l'activité de l'axe gonadotrope.
- Étudier l'effet de la photopériode et des conditions d'élevage sur la dynamique folliculaire.
- Réaliser une étude immunohistochimique ciblant les récepteurs hormonaux au niveau ovarien.
- Étendre l'étude à un plus grand effectif et à d'autres souches commerciales et locales.

REFERENCES
BIBLIOGRAPHIQUES

1. **Apperson K. D., Bird K. E., Cherian G., & Löhr, C. V. (2017).** Histology of the ovary of the laying hen (*Gallus domesticus*). *Vet. Sci.* **4(4)**:66. doi: 10.3390/vetsci4040066.
2. **Arboleda C. R. & Lambio A.L. (2010).** Introduction. In Lambio A.L. Poultry Production in the Tropics. The university of Philippines press. pp. 1-15.
3. **Bahr J. M. (1991).** The chicken ovary as a model of follicular development. *Semin. Reprod. Med.*, **9(4)**:352–359. DOI: 10.1055/s-2007-1019427.
4. **Beaulah J. V., Ramesh G., Kannan T. A., Sathyamoorthy O.R., Churchil R., Leela V. & Sridevi P. (2024).** Gross morphology and morphometrical study of female reproductive tract in siruvidai chicken during laying and broodiness phase. *Ind. J. Vet. & Anim. Sci. Res.*, **53 (4)**: 69-79. Doi:10.56093/ijvasr.v53i4.158007.
5. **Bédécarrats G. Y. (2015).** Control of the reproductive axis: Balancing act between stimulatory and inhibitory inputs. *Poult. Sci.*, **94(4)**:810-5. doi.org/10.3382/ps/peu042
6. **Bhavna B. & Geeta P. (2010).** Histological and histomorphometric study of gametogenesis in breeders and helpers of sub-tropical, co-operative breeder jungle babbler, *Turdoides striatus*. *J. Cell Anim. Biol.*, **4(5)**:81-90.[10.5897/JCAB.9000090](https://doi.org/10.5897/JCAB.9000090)
7. **Blendea A., Cazimir I., Cornilă N., Trimescu I. & Damian A. (2012).** Anatomohistological study regarding the ovary and oviduct in different age groups in the chicken (*Gallus domesticus*). *Veterinary Medicine J.* **8**:18-27.
8. **Boudali S. F., Al-Jumaili A. S., Bouandas A., Mahammi F. Z., Tabet Aoul, N., Hanotte O., & Gaouar S. B. S. (2022).** Maternal origin and genetic diversity of Algerian domestic chicken (*Gallus gallus domesticus*) from North-Western Africa based on mitochondrial DNA analysis. *Anim biotechnol.*, **33(3)**:457–467. doi: 10.1080/10495398.2020.1803892
9. **Bryden W. L., Li X., Ruhnke, I., Zhang, D., & Shini, S. (2021).** Nutrition, feeding and laying hen welfare. *Animal Production Science.* **61 (10)**:893-914. <https://doi.org/10.1071/AN20396>.
10. **Buratini J, Dellaqua T. T., Dal Canto M., La Marca A., Carone D. Mignini Renzini M., & Webb R. (2022).** The putative roles of FSH and AMH in the regulation of oocyte developmental competence:from fertility prognosis to mechanisms underlying age-related subfertility. *Hum. Reprod. Update.*, **28 (2)**: 232–254. doi: 10.1093/humupd/dmab044.
11. **Djebbouri D., Hamrani L., 2017.** Suivi d'élevage de poulet de chair dans la wilaya de Sidi Bel Abbas .D.D.V, *Ins.Sci. Vér.*, U.S.D.Blida 1, **50p.** <http://di.univ-blida.dz:8080/xmlui/handle/123456789/1985>
12. **Du Y., Wei H., Li M., Wang X., Ran J., Wang J., Dong C., & Zhu N. (2024).** Ovary Transcriptome Profiling in Broody and Egg-laying Chahua Chickens. *J. Poult. Sci.*, **(61)**: 20240182024 doi: 10.2141/jpsa.2024018.
13. **Eda M. (2021).** Origin of the domestic chicken from modern biological and zooarchaeological approaches. *Animal Frontiers*, **11(3)**:52-61. <https://doi.org/10.1093/af/vfab016>
14. **Egwu O. A., Ukoha U. U., Joseph I.O. & TochukwuG. C., (2012).** The The Skeleton of

Domestic Fowl (*Gallus domesticus*): a Comparative Morphologic Study. World J.lifeSci .and Medical Reseach .I. **39**: 2294-0574.

15. **El-Deek A. A. & Al-Harthi M.A. (2004)**. Postmoult performance of broiler breeder hens associated with moult induced by feed restriction, high dietary zinc and fasting. *Int. J. Poult. Sci.* **(3)**:456-462.

16. **Fotsa J. C., Ngou Ngoupayou J. D., Tegua A., Mbofung C. M. F., Manjeli Y., Fomum T. S. & Keambou T. C. 2010**. Caractérisation phénotypique des populations de poules locales (*Gallus gallus*) de la zone forestière dense humide à pluviométrie bimodale du Cameroun. *Animal Genetic Resources*, **(46)**:49–59.

17. **Gadzama I. 2024**. Understanding the differences between meat chickens and laying hens. <https://www.researchgate.net/publication/385383798>

18. **Geng A. L., Xu S.F., Zhang Y., Zhang J., Chu Q. & Liu H.G. (2014)**. Effects of photoperiod on broodiness, egg-laying and endocrine responses in native laying hens. *Br. Poult. Sci.*, **55(2)**: 264-269. doi: 10.1080/00071668.2013.878782.

19. **Gilbert, A. B. (1979)**. Female genital organs. In A. S. King & J. McLelland (Eds.), *Form and Function in Birds* **1**: 237–360. London and New York: Academic IVcss

20. **Hlokoe V. R., Tyasi T. L. & Gunya B. (2022)**. Chicken ovarian follicles morphology and growth differentiation factor 9 gene expression in chicken ovarian follicles: review. *Heliyon*. **8(1)**:e08742.

21. **Hocking P. M., Waddington D., Walker M. A. & Gilbert A. B. (1989)**. Control of the development of the ovarian follicular hierarchy in broiler breeder pullets by food restriction during rearing. *Br. Poult. Sci.* **30(1)**:161-73.

22. **Hou L., Gu T., Weng K., Zhang Y., Zhang Y. , Chen G. & Xu Q. (2023)**. Effects of Oxidative Stress on theAutophagy and Apoptosis of Granulosa Cells in Broody Geese. *Int. J. Mol. Sci.*, **24(3)**, 2154; <https://doi.org/10.3390/ijms24032154>.

23. **Ichikawa K. & Horiuchi, H. (2023)**. Fate Decisions of Chicken Primordial Germ Cells (PGCs): Development, Integrity, Sex Determination, and Self-Renewal Mechanisms. *Genes*, **14(3)**: 612.

24. **Islam M. R., Hasan I., Monisha N. Z. & Afrin M. (2021)**. Gross and Histomorphological Study of the Ovary and Oviduct of Turkey Hen with Especial Emphasis on the Sperm-Host Gland.Iraqi *J. Vet. Med.*, **45(1)**: 1-8.

25. **Jackson, S. & Diamond J. (1996)**. Metabolic and digestive responses to artificial selection in chickens. *Evolution*, **50(4)**:1638-1650.

26. **Jia C., Zhang M., Liu X., Xu W., Xiong Y., Huang R., Li M & Li M. (2023)**. Transcriptome-wide m6A methylation profiling of Wuhua yellow-feathered chicken ovary revealed regulatory pathways underlying sexual maturation and low egg-laying performance. *Front. Genet.* **14**:1284554. doi: 10.3389/fgene.2023.1284554.

27. **Jiwuba P. C, Ugwu D. O., Azodo N. L. & Ilo S. U. (2020)**. Nutrition-reproduction interaction in poultry. *Zhivotnovadni Nauki*, **57(5)**, 12-24 (Bg).

28. **Johnson A. L. (2015 a).** Ovarian follicle selection and granulosa cell differentiation. *Poul. Sci.*, **94(4)**:781–785.
29. **Johnson A. L. (2015 b).** Reproduction in the female. In *Sturkie's avian physiology* 635-665. Academic Press.
30. **Johnson, A. L. (2011).** Organization and Functional Dynamics of the Avian Ovary. In *Hormones and Reproduction of Vertebrates*. **4** 71-90). <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-374929-1.10003-4>
31. **Johnson, A. L. (2014)** .The avian ovary and follicle development: some comparative and practical insights. *Turk. J. Vet. Anim. Sci.*, **(38)**:660-669
32. **Johnson, A.L. & Woods D.C (2007)** .Ovarian dynamics, and follicle development. *Reproductive biology and phylogeny of birds*, **(6)**:243-277.
33. **Kaci, A., & Cheriet, F. (2013).** Analyse de la compétitivité de la filière viande de volaille en Algérie : tentatives d'explication d'une déstructuration chronique. *New Medit*, **12(2)**:11–21.
34. **Kerrache, R., Larkem, Y., & Slimani, M. (2017).** Développement de la filière avicole : Cas de poulet de chair de la wilaya de Tiaret. *Mémoire de Master, Université Ibn Khaldoun de Tiaret*. 81p).
35. **Khan I. M., Singh I., Saleem R., Singh B., Bharti S. K. (2017).** Gross and morphometrical studies on female reproductive system of adult local fowl of Uttarakhand (Uttara Fowl). *International Journal of Pure & Applied Bioscience*, **(5)** : 628-633.
36. **Kim Y. M. & Han J. Y. (2018).** The early development of germ cells in chicken. *The International journal of developmental biology*, **621-2-3**: 145–152.
37. **King A. S. & McLelland J. (1984).** Birds, their structure and function (2nd ed.). Bailliere Tindall. 342p.
38. **Kinsky F. (1971).** The consistent presence of paired ovaries in the Kiwi (Apteryx) with some discussion of this condition in other birds. *J Ornithol.* **112(3)**:334-57.
39. **König E H., Walter I., Bragulla H. & Korbel R. (2016).** Female genital organs (organa genitalia feminina). In **König H. E. Korbel R. Liebich H.-G.** Avian anatomy. Textbook and Colour Atlas. 2^{ème} Ed. 359.
40. **Lawal R. A. & Hanotte O. (2021).** Domestic chicken diversity: Origin, distribution, and adaptation. *Animal genetics*, **52(4)**:385–394.
41. **Lawal R. A., Martin S. H., Vanmechelen K., Vereijken A., Silva P., Al-Atiyat R. M., Aljumaah R. S., Mwacharo J. M., Wu D. D., Zhang Y. P., Hocking P. M., Smith J., Wragg D., & Hanotte O. (2020).** The wild species genome ancestry of domestic chickens. *BMC biology*, **18(1)**:13.
42. **Leboucher G., & Amy, M. (2024).** Eggs, hormones breeding. In *The Canary* (pp. 229-254). Academic Press.
43. **Leska A. & Dusza L. (2007).** Seasonal changes in the hypothalamo-pituitary-gonadal axis in birds. *Reprod Biol.* **7(2)**:99-126.

44. **Li H., & Chian R. C. (2017).** Follicular development and oocyte growth. Development of In Vitro Maturation for Human Oocytes: *Natural and Mild Approaches to Clinical Infertility Treatment*, 37-57.
45. **Linde M., Wehrend A. & Farshad A. (2025).** Estradiol-17 β , progesterone, and oviductal changes in muscovy ducks (*Cairina moschata forma domestica*) during reproductive phases. *BMC Vet Res.* (21):274.
46. **Liu L., Xiao Q, Gilbert E. R., Cui Z., Zhao X., Wang Y., Yin H., Li D., Zhang H., & Zhu Q. (2018).** Whole-transcriptome analysis of atrophic ovaries in broody chickens reveals regulatory pathways associated with proliferation and apoptosis. *Sci. Rep.*, (8): 7 231.
47. **Lofts B. & Murton R. K. (1973).** Reproduction in birds. In: *Avian Biology*. Ed. *Farner DS and King JR Academic press Inc, NY.*, (3): 5-40.
48. **Ma L., Shen W., Zhang J., Ma, L., Shen W. Shen, W. & Zhang J. (2023).** The life cycle of the ovary. In *Ovarian Aging* (pp. 7-33). *Singapore: Springer Nature Singapore*.
49. **Ma Y., Zhou S., Lin X., Zeng W., Mi Y. & Zhang C. (2020).** Effect of dietary N-carbamylglutamate on development of ovarian follicles via enhanced angiogenesis in the chicken. *Poult. Sci.*, **99**(1):578–589.
50. **MADR (Ministère de l'Agriculture et du Développement Rural) (2011).** Statistiques agricoles, séries A et B. Alger, Algérie.
51. **Mishra B., Sah N. & Wasti S. (2019).** Genetic and Hormonal Regulation of Egg Formation in the Oviduct of Laying Hens. In *Poultry [Working Title]*. Doi.10.5772/intechopen.85011
52. **Mokdad F. & Kamiri F. (2020).** Etude des facteurs influençant la réussite d'un élevage de poulets de chairs. *D. D.V., Ins.Sci. Vér., U.S.D.Blida.* 1, **33p**.
53. **Moula N., Michaux C., Philippe F. X., Antoine-Moussiaux N. & Leroy P. (2013).** Egg and meat production performances of two varieties of the local Ardennaise poultry breed: silver black and golden black. *Animal Genetic Resources/Ressources; Tiques Animales/Recursos Ticos Animales*, (53):57–67.
54. **Muramatsu T., Hiramoto K., Okumura J. 1991.** Changes in ovalbumin and protein synthesis in vivo in the magnum of laying hens during the egg formation cycle. *Comp Biochem Physiol B.*, **99**(1):141-6.
55. **Mwacharo J. M., Bjørnstad G., Han, J.L. & Hanotte O. (2013).** The History of African Village Chickens: an Archaeological and Molecular Perspective. *Afr. Archaeol. Rev.*, **30** (1), 97–114. doi: 10.1007/s10437-013-9128-1.
56. **Nakamura Y., Kagami H. & Tagami T. (2013).** Development, differentiation and manipulation of chicken germ cells. *Development, growth & differentiation*, **55**(1):20–40.
57. **Nguyen-Phuc H. & Berres M. E. (2018).** Genetic structure in Red Junglefowl (*Gallus gallus*) populations: Strong spatial patterns in the wild ancestors of domestic chickens in a core distribution range. *Ecology and evolution*, **8**(13):6575-6588.
58. **Oguike M. A., Igboeli G., Ibe S. N. & Ironkwe M. O. (2005).** Physiological and

endocrinological mechanisms associated with ovulatory cycle and induced-moulting in the domestic chicken – a Review. *World's Poultry Science Journal*, **61(4)**: 625–632.

59. **Oguntunji A. O. & Alabi, O.M. (2010)**. Influence of high environmental temperature on egg production and shell quality: A review. *World's Poultry Science Journal*. (**66**):739-749. doi:10.1017/S004393391000070X

60. **Ohta Y., Yoshida T. & Tsushima N. (2004)**. Comparison between broilers and layers for growth and protein use by embryos. *Poult.Sci.*, **83(5)**:783-787.

61. **Ottinger, M. A., & Quinn Jr, M. J. (2024)**. Environmental influences on hormones and reproduction in birds. In *Hormones and Reproduction of Vertebrates*, **4**: 263-299. Academic Press.

62. **Palmer S. S., Bahr J. M., (1992)**. Follicle stimulating hormone increases serum oestradiol-17 beta concentrations, number of growing follicles and yolk deposition in aging hens (*Gallus gallus domesticus*) with decreased egg production. *Br. Poult. Sci.*, **33(2)**:403e414

63. **Pitel F., Bergé R., Coquerelle G. Crooijmans R. P., Groenen M. A., Vignal A. & Tixier-Boichard M. (2000)**. Mapping the Naked Neck (NA) and Polydactyly (PO) mutants of the chicken with microsatellite molecular markers. *Genet. Sel. Evol* .**32(1)**:73-86. doi: 10.1186/1297-9686-32-1-73

64. **Rahman M. A. (2013)**. An Introduction to Morphology of the Reproductive System and Anatomy of Hen s Egg. *Journal of Life and Earth Science*. (**8**):1-10.

65. **Rahman Md A. Islam R., Saha K.A. & Rahman, Md H. (2019)**. The ovarian and oviductal development of Rhode Island Red female chicken (*Gallus domesticus* L.) from Rajshahi City Corporation Area, Bangladesh. *J. Life Earth Sci.*, **14**: 123-131,

66. **Rakhmanova G., Dilmurodov N., Normuradova Z., Muhtarov, E. & Yakhshiyeva, S. (2024)**. Dynamics of changes in morpho-histological parameters of the ovary of the egg-bearing hens in postnatal ontogenesis. *BIO Web of Conferences* 95, 01041. <https://doi.org/10.1051/bioconf/20249501041>

67. **Regidor P. A., Schindler A. E., Lesoine B. & Druckman R. (2018)**. Management of women with PCOS using myo-inositol and folic acid. New clinical data and review of the literature. *Horm Mol Biol Clin Investig*, **34 (2)**: /j/hmbci. doi: 10.1515/hmbci-2017-0067. PMID: 29498933.

68. **Ritchison, G. (2023)**. Avian Reproduction: Timing, Anatomy, and Eggs. In: In a Class of Their Own. *A Detailed Examination of Avian Forms and Functions*. 2031-2176. Cham: Springer International.

69. **Robinson F. E., Zuidhof M. J. & Renema R. A. (2007)**. Reproductive efficiency and metabolism of female broiler breeders as affected by genotype, feed allocation and age at photostimulation. 1. Pullet growth and development. *Poult.Sci.*, **86(10)**:2256–2266.

70. **Rodler D., Stein K. & Korbel R. (2014)**. Observations on the right ovary of birds of prey: A histological and immunohistochemical study. *Anatomia, Histologia, Embryologia*, **44(3)**:168–177.

71. **Ru M., Liang H., Ruan J., Haji R. A., Cui Y., Yin C., Wei Q. & Huang J. (2024).** Chicken ovarian follicular atresia: interaction network at organic, cellular, and molecular levels. *Poult. Sci.*, **103(8)**:103893.
72. **Saenko N., Lemeshchenko V., Sokolov V., Nekhaychuk E., & Saenko J. (2020).** Structural features of the ovaries of Texas quail in the experiment. *E3S Web of Conferences*, **210**:06019. <https://doi.org/10.1051/e3sconf/202021006019>.
73. **Sah N., Mishra B., 2018.** Regulation of egg formation in the oviduct of laying hen .*Worlds. Poult. Sci. J.*, **(74)**: 1-13.
74. **Sawai H, Kim HL, Kuno K, Suzuki S, Gotoh H, Takada M, et al. (2010).** The Origin and Genetic Variation of Domestic Chickens with Special Reference to Junglefowls *Gallus g. gallus* and *G. varius*. *PLoS ONE.*, **5(5)**: e10639.
75. **Scanes C. G. (2022).** Pituitary gland. In *Sturkie's avian physiology* 759-813. Academic Press.
76. **Scanes C. G., Butler L. D. & Kidd M. T. (2020).** Reproductive management of poultry. *Animal Agriculture*, 349–366.
77. **Scanes C. G., Dridi S. (Eds.). 2021.** *Sturkie's avian physiology*. Academic Press.1055p
78. **Singh M., Patton R.N., Mollier R. T., Pongener N., Yadav R., Singh V., Katiyar R., Singh G. D., Deori S., Doley S., Chaudhary J. K., Babu S., Kalita H. & Mishra V. K. (2023).** Indigenous chicken production system in different agro-ecology of Indian Himalayan Region: implication on food and economic security. *Front. Nutr.* **10**:1244413.
79. **Sonaiya E. B. (2004).** Directrices pour l'élevage de la volaille familiale. *Organisation des Nations Unies pour l'alimentation et l'agriculture (FAO)*.
80. **Stephens C. S., Johnson P. A. (2020).** Reproductive physiology of poultry. *Anim. Agric.*, 331-347. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-817052-6.00019-7>
81. **Tagami T., Miyahara D. & Nakamura Y. (2017).** Avian Primordial Germ Cells. *Advances in experimental medicine and biology*, **(1001)**:1–18.
82. **Tallentire C. W., Leinonen I. & Kyriazakis I. (2016).** Breeding for efficiency in the broiler chicken: A review. *Agronomy for Sustainable Development*, **36(4)**, Article 66
83. **Tixier-Boichard M., Bed'hom B., & Rognon X. (2011).** Chicken domestication: From archeology to genomics. *Comptes Rendus Biologies*, **334 (3)**:197–204.
84. **Visser M. E., Holleman L. J. & Caro S. P. (2009).** Temperature has a causal effect on avian timing of reproduction. *Proceedings. Biological sciences*, **276(1665)**: 2323–2331.
85. **Warin L., Guinebretière M., Bellegarde L., Brajon S., Burgaud F., Gregorio E., Guérin E., Le Bihan-Duval E., Reverchon-Billot L., Warin A., Arnould C. (2022).** Quels sont les besoins comportementaux de l'espèce *Gallus gallus domesticus*. In 14es Journées de la Recherche Avicole et Palmipèdes à Foie Gras, Tours, France, 9–10 mars 2022.
86. **West B., Zhou B.-X., 1988.** Did chickens go north? New evidence for domestication. *J. Archaeol. Sci.* **(15)**:515–533.

87. **Willems E., Decuypere E., Buyse J., Evaraert N. (2014).** Importance of albumen during embryonic development in avian species, with emphasis on domestic chicken. *Worlds Poult Sci J.*, **70**:503-518.
88. **Wilson J. L., Robinson F. E., Robinson N. & Hardin R. T. (1995).** Effect of feed allocation on female broiler breeders. *Journal of Applied Poultry Research* **(4)**:193–202.
89. **Yoro C. M., Yoe G. E., d’Almeida M. A., Kouassi K. D., Miessan J. J., & Djaman, J. A. (2021).** Histological study of the ovary of the Gallus gallus hen (Dzaye breeds) in Côte d’Ivoire. *IOSR Journal of Biotechnology and Biochemistry*, **7(4)**:45–51.
90. **Zuidhof M. J., Schneider B. L., Carney V. L., Korver D. R. & Robinson, F. E. (2014).** Growth, efficiency, and yield of commercial broilers from 1957, 1978, and 2005. *Poul. Sci.*, **93(12)**:2970-2982.

ANNEX

LE PROTOCOLE UTILISE POUR L'HISTOLOGIE

I-L'automate de circulation : FICHE TECHNIQUE N°1 : Déshydratation

I.1- FICHE TECHNIQUE N°1 : post fixation

1 bain de formol	1h
------------------	----

FICHE TECHNIQUE 1 : Déshydratation

1 bain d'alcool 70°	2h
1 bain d'alcool 80°	2h
1 bain d'alcool 95°	2h
3 bains d'alcool 100°	2h

FICHE TECHNIQUE N°2 : Eclaircissement

1 bain de xylène	2h
1 bain de xylène	2h

FICHE TECHNIQUE N°3 : Paraffinage

1 ^{er} bain de paraffine	2h
2 ^{eme} bain de paraffine	2h

I.2-FICHE TECHNIQUE N°4 : Coloration HEMATOXYLINE EOSINE

Produits	Temps
Xylène	20min
Alcool 100%	1min
Alcool 95%	30sec
Alcool 70%	30sec
Rinçage a l'eau	10min
Héματοxyline	2min
Rinçage a l'eau	5min
Ammoniac	15sec
Rinçage a l'eau	10min
Alcool90%	30sec
Xylène	20min

Annex I : MATÉRIEL ET MÉTHODE

MATERIEL NECESSAIRE

Appareillage	Matériel et verrerie	Réactifs
-Automate de circulation -Appareil d'inclusion « SLEE » -Plaque chauffante - Microtome - Centrifugeuse -Bain marie -Plaque chauffante -Microscope -Automate de déshydratation -mindray BC-3000 Plus -spectrophotomètre -Etuve	-Tubes secs -Tubes hépariné - Des portoirs - Trousse à dissection - Lames d'étalement - Lamelle - Panier de lames - Les moules - Cassettes - Balançoire - Stylo diamants -Règle graduée -Balance électronique -Balance de précision -micropipettes - Compress	-Alcool à 70, 96 et 100% -Paraffine -Eau distillée et eau de robinet - Formol à 10% - Xylène -Eukit -Hématoxyline -Eosine

Annex I : MATÉRIEL ET MÉTHODE

MATERIEL NECESSAIRE POUR L'HISTOLOGIE:



Flacons des échantillons



Plaque chauffante (nuova II)



Trousse à dissection



Balance de précision

Annex I : MATÉRIEL ET MÉTHODE



Bain marie



Microtome (Leica)



Incubateur (Binder)



Distributeur de paraffine

Annex I : MATÉRIEL ET MÉTHODE



Les moules



Les cassettes



Règle métallique ,
Balance électronique



Microscope à camera

Annex II: RESULTATS



Eukit



Hématoxyline



Eosine



Xylene



Ethanol

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE
MINISTRE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE
SCIENTIFIQUE
Université de SAAD DAHLAB - BLIDA 1



Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie

Département de Biologie

Mémoire de fin d'études

En vue de l'obtention du diplôme de Master dans le domaine SNV

Filière Sciences Biologiques

Option :

Biologie et Physiologie de la Reproduction

Thème

Étude comparative de la fonction de reproduction chez deux poules (à chair et pondeuse)

Présenté par :

*Melle BENZINA khaoula

*Melle ZERROUK khaoula

Soutenue le 03/07/2025 devant le jury composé de :

<u>Présidente :</u>	M ^{me} CHAKHMA A.	M.CB	Univ. Blida I
<u>Examinatrice :</u>	M ^{me} BIREM Z.	MCB	Univ. Blida I
<u>Promotrice :</u>	M ^{me} ZATRA Y.	MCB	Univ. Blida I

BIREM
Z.

Promotion: 2024/2025