



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**

Analyse comparative de l'appareil génital mâle chez Gallus gallus domesticus, de deux races de poule (race Local et race de production).

Présenté par :

**Date de soutenance : 17/09/2022**

\* **Mme HOSNI RAZIKA**

\* **Mlle KALAFAT IMENE**

\* **Devant le jury :**

<b><u>Président :</u></b>	MR ALLAOUI A.	M.C.B	Univ. Blida I
<b><u>Examinatrice :</u></b>	M <sup>me</sup> AMOUKRAN A.	M.C.A	Univ. Blida I
<b><u>Promotrice :</u></b>	M <sup>me</sup> DEROUICHE L.	M.C.A	ESSAIA Alger
<b><u>Co-Promotrice :</u></b>	M <sup>me</sup> ZATRA Y.	M.C.B	Univ. Blida I

**Promotion : 2021-2022**



# Remerciements

*Nous remercions **ALLAH** le tout puissant de nous avoir donné le courage, la volonté et la patience ainsi que la force afin de réaliser ce travail.*

*Tous nos remerciements et notre profonde gratitude à Notre promotrice **Mme DEROUCHE L.** Maître de Conférence A à l'Ecole préparatoire en sciences de la nature et de la vie –Alg, er Pour son dévouement incomparable, son orientation scientifique son encadrement et pour la confiance qu'elle nous accordé pour mener à bien ce travail.*

*Et*

*Notre Co-promotrice **Melle ZATRA Y.** Maître de Conférences B au département de biologie pour son encadrement, aide, encouragement et la sympathie qu'elle nous a montrée et grâce à ces conseils que nous avons pu terminer et compléter notre mémoire*

*Nous adresserons également nos vifs et sincères remerciements à **Mr ALLAOUI A.**, Maître de conférences B à l'université de Blida 1, pour avoir accepté de présider le jury de cette soutenance.*

*Nos remerciements à **M<sup>me</sup> AMOKRANE A.**, Maître de conférences A à l'université de Blida 1, pour avoir accepté d'être examinatrice de ce travail.*

***M<sup>me</sup> AMIRAT, M<sup>me</sup> KHALDOUN et M<sup>me</sup> CHARALLAH** pour nous avoir donné l'accès au laboratoire LRZA de l'université des sciences de la technologie Houari Boumediene.*

*Nous remercions **M<sup>me</sup> RAHIM I. M<sup>me</sup> et CHAKHMA A** à, de la faculté SNV (USD Blida 1) et **M<sup>r</sup> BENMOULOUD A.** du laboratoire LRZA (USTHB) pour leur aide précieuse leur disponibilité, leurs conseils ainsi pour leurs qualités scientifiques et humaines et **Mme BELHADJI H.** pour l'utilisation des logiciels*

*Notre profond respect et vifs remerciements s'adressent aussi à l'ensemble des membres du laboratoire d'anatomie pathologique **SALIM ZEMIRLI**, d'avoir accepté de nous accueillir, pour leur patience, leurs conseils et de nous mettre dans les meilleures conditions de travail.*

*Nous tenons à remercier l'ensemble du personnel **Mr le directeur, Mr ABDERRAHMAN, Mr ALI, Mme KARIMA, les vétérinaires, de la DSA BLIDA** pour leur aide*

*Enfin, Nous remercions tous ceux qui ont contribué de près ou de loin, à la réalisation de ce travail*

## Dédicace

J'ai l'honneur de dédier ce modeste travail réalisé grâce à l'aide d'Allah le tout-puissant

A la lumière de mes jours, la source de mes efforts, ma vie et mon bonheur que Dieu le garde dans son vaste paradis, Aucune dédicace ne saura exprimer l'amour, l'estime et le respect que j'ai pour toi, mon cher père **Yaaqoub**.

A la femme de ma vie, mon exemple éternel, mon soutien moral et la source de joie et de bonheur, la flamme de mon cœur, celle qui s'est toujours sacrifiée pour me voir réussir, que Dieu la garde pour moi, ma chère mère **Hassiba**.

A successeur de mon père, mon mari **Mousaab** qui m'a soutenu durant toute la durée de réalisation de ce travail.

A mes frères **Mouhamed, Nour El Dine, Fouzi**, et mes sœurs **Hassiba, Saliha, Dalila, Wahiba, Hadjer, Wafia** et **Khawla**

*A ma promotrice **M<sup>elle</sup> Derouiche L.** et co-promotrice **M<sup>elle</sup> ZATRA** et qui présentent pour moi le Symbole du dévouement et du courage par excellence qui n'ont pas cessé de m'orienter et m'aider tout au long de ce travail.*

A mon chère binôme **Imene**. A mes chères amies **Aicha, Meriem Maroua, Rim Zola, Ghania, Ihssane**

**RAZIKA**



## Dédicace

*Avant tout, je remercie le bon Dieu « Allah » tout puissant qui m'a donné la force, le courage, la persistance et m'a permis d'accomplir ce modeste travail. Merci de m'avoir guidée vers le chemin de la réussite.*

*Je dédie ce mémoire à :*

*A mes chers parents **HOCINE** et **AICHA** pour leur amour, patience, soutien, encouragements, sacrifices et pour leur présence à mes côtés, Puisse Dieu, le Très Haut, vous accorder santé, bonheur et longue vie.*

*A mes grandes mères qui m'a toujours soutenue et encouragée.*

*A ma chère sœur : **YASSMINE**.*

*A mes chers frères : **MOHAMED**, **RIDA** et **NOUR-EDDINE**.*

*A mes chères amies et sœurs : **CILIA**, **KAOUTHER**, **AMIRA**, **FATMA-ZOHRA**, **OUMAIMA**.*

*A mes chères copines durant le cursus universitaire : **RAZIKA**, **RIM**, **AICHA**, **MERIEM**.*

*A ma promotrice **M<sup>elle</sup> Derouiche L.** et co-promotrice **M<sup>elle</sup> ZATRA** et qui présentent pour moi le Symbole du dévouement et du courage par excellence qui n'ont pas cessé de m'orienter et m'aider tout au long de ce travail.*

*Et enfin, je tiens à remercier mon cher binôme **RAZIKA**, la personne avec qui j'ai réalisé ce travail et toute sa famille.*

**IMENE**



## Liste des figures

<b>1</b>	Appareil reproducteur mâle des oiseaux (Soltner, 2001)	<b>3</b>
<b>2</b>	Différentiation testiculaire chez l'embryon de poulet (Estermann et <i>al.</i> , 2021)	<b>5</b>
<b>3</b>	Schéma d'un spermatozoïde de coq (d'après De Reviere, 1988)	<b>7</b>
<b>4</b>	Présentation schématique de différentes catégories cellulaires observées dans les voies déférentes chez le coq (Tingari, 1972).	<b>8</b>
<b>5</b>	Appareil copulatoire du coq (Sauveur, 1988).	<b>9</b>
<b>6</b>	Contrôle Neuroendocrinien de la Reproduction chez les Oiseaux (modifié) (Bédécarrats, 2015).	<b>10</b>
<b>7</b>	Tissu sanguin chez les oiseaux. (Campbell et Ellis, 2013)	<b>12</b>
<b>8</b>	Quatre espèces de genre Gallus (Coquerelle, 2000).	<b>14</b>
<b>9</b>	Différentes formes corporelles des races commerciales de la poule (Van Eekeren et <i>al.</i> , 2006).	<b>16</b>
<b>10</b>	<i>Gallus gallus domesticus</i> (Original, 2022).	<b>19</b>
<b>11</b>	Localisation anatomique des testicules chez <i>Gallus gallus domesticus</i>	<b>19</b>
<b>12</b>	Photo représentant la capture d'une image d'aspect histologique par un appareil photo numérique (HiROCAM, MA88-500, BME lab and Science, St. Paul, USA) connecté à un microscope.	<b>22</b>
<b>13</b>	Méthode de mesure des surfaces du tube séminifère (exemple délimité par le tracé rouge) à l'aide du logiciel Axio Vision 4.6.3.0.	<b>22</b>
<b>14</b>	Poids corporel chez <i>Gallus gallus domesticus</i>	<b>27</b>
<b>15</b>	Appareil génital mâle chez les deux races (race de production et reproduction et la race locale)	<b>29</b>
<b>16</b>	Dimorphisme testiculaire (poids et volume) chez <i>Gallus gallus domesticus</i> .	<b>31</b>
<b>17</b>	Poids et volume testiculaire chez <i>Gallus gallus domesticus</i>	<b>30</b>
<b>18</b>	Poids épидидymaire chez <i>Gallus gallus domesticus</i>	<b>31</b>
<b>19</b>	Poids du canal déférent chez <i>Gallus gallus domesticus</i>	<b>32</b>
<b>20</b>	Aspect structural du testicule chez <i>Gallus gallus domesticus</i> . G×10.	<b>33</b>

<b>21</b>	Morphométrie testiculaire chez <i>Gallus gallus domesticus</i>	<b>34</b>
<b>22</b>	Aspect structural du testicule chez <i>Gallus gallus domesticus</i> G×40.	<b>35</b>
<b>23</b>	Aspect structural du testicule chez <i>Gallus gallus domesticus</i> . G×100.	<b>36</b>
<b>24</b>	Aspect structural d'épididyme chez <i>Gallus gallus domesticus</i> G×10	<b>37</b>
<b>25</b>	Morphométrie épидидymaire chez <i>Gallus gallus domesticus</i>	<b>38</b>
<b>26</b>	Aspect structural d'épididyme chez <i>Gallus gallus domesticus</i> G×40.	<b>39</b>
<b>27</b>	Aspect structurale du canal déférent chez <i>Gallus gallus domesticus</i> G×10.	<b>40</b>
<b>28</b>	Morphométrie du canal deferent chez <i>Gallus gallus domesticus</i>	<b>41</b>
<b>29</b>	Aspect structurale du canal déférent chez <i>Gallus gallus domesticus</i> . G×40.	<b>42</b>
<b>30</b>	Aspect structurale du canal déférent chez <i>Gallus gallus domesticus</i> G×100	<b>43</b>
<b>31</b>	Testostérone plasmatique chez <i>Gallus gallus domesticus</i>	<b>44</b>
<b>32</b>	Glycémie chez <i>Gallus gallus domesticus</i>	<b>44</b>
<b>33</b>	Cholesthérol plasmatique chez <i>Gallus gallus domesticus</i>	<b>45</b>
<b>34</b>	Triglycéride plasmatique chez <i>Gallus gallus domesticus</i>	<b>45</b>

### Liste des Tableaux

<b>I</b>	Systématique du poulet domestique	15
<b>II</b>	Effectif de <i>Gallus gallus domesticus</i> utilisé	18
<b>III</b>	Caractéristique du testicule chez <i>Gallus gallus domesticus</i>	28
<b>VI</b>	Valeurs hématologiques chez <i>Gallus gallus domesticus</i>	47
<b>AII</b>	Données pondérales chez <i>Gallus gallus domesticus</i>	Annexe 2
<b>AIII</b>	Données du volume testiculaire chez <i>Gallus gallus domesticus</i>	Annexe 2
<b>AIV</b>	Paramètres biochimiques (testostérone, métabolique et hématologique) chez <i>Gallus gallus domesticus</i>	Annexe 2



La production avicole en Algérie connaît un réel développement pour assurer l'autosatisfaction en œufs de consommation et en viande blanche (Larabi et al., 2016). De ce fait l'aviculture est passée d'un système de production traditionnel vers un système intensif (Debeche, 2010). Notre étude est basée sur la comparaison de l'appareil génital, sur le plan pondéral, structural, biochimique et hématologique chez la poule domestique « *Gallus gallus domesticus* » appartenant à deux races [race locale (coq de ferme) et race de production et reproduction (coq de chair)]. Pour cela, un échantillon de 24 coq répartie en 3 lots [Coq de production (n=8) et reproduction (n=8) de type poulet de chair élevé dans le poulailler et coq de ferme (n=8) élevé en liberté], sur lesquelles des mesures biométriques ont été réalisées. Les coqs des différents lots sont sacrifiés par saignement. Le sang veineux récolté dans des tubes héparinés est destiné à la biochimie et dans des tubes EDTA pour la FNS. Les organes génitaux sont prélevés, dégraissés et fixés au formol (10%) pour la confection des coupes histologiques. L'étude morphométrique a été réalisée à l'aide du logiciel Axio Vision.

Les paramètres biométriques montrent que le poids corporel du coq de ferme est très élevé par rapport le coq de chair race de production de reproduction. Le poids des organes reproducteurs (testicule, épидидyme et canal défèrent) chez le coq de ferme et reproduction est plus élevé du coq de chair de production et de reproduction. L'aspect structural et les données morphométriques des organes étudiés diffère entre les deux races des coqs. En effet, chez la race locale et reproduction, les tubes séminifères des testicules sont volumineux avec une lumière occupée par les spermatozoïdes et la présence de tous les types cellulaires de la lignée germinale, l'épithélium épидидymaire et du canal défèrent semble très développé alors que chez le coq de chair, les tubes séminifères sont de petite taille, une lumière centrale sans spermatozoïdes, les épидидymes et les canaux déférents ne présentent aucun signe d'activité sexuelle. La testostéronémie et les paramètres hématocrites sont plus élevée alors que le cholestérol et triglycérade plasmatiques sont plus basses chez le coq de ferme et de reproduction par rapport le coq de chaires. Cependant la glycémie ne présente pas de différence chez les trois lots étudiés.

**Mots clés** : coq de ferme, coq de chair, coq de reproduction, testostéronémie, hématologie, paramètre biochimique.

Poultry production in Algeria is experiencing real development to ensure self- satisfaction in table eggs and white meat. As a result, poultry farming has moved from a traditional production system to an intensive system. Our study is based on the comparison of the genital apparatus, on the weight, structural, biochemical and hematological level in the domestic hen "*Gallus gallus domesticus*» belonging to two breeds [local breed (farm rooster) and production and breeding breed (flesh rooster)]. For this, a sample of 24 roosters divided into 3 batches [Production rooster (n=8) and reproduction (n=8) of the broiler type raised in the henhouse and farm rooster (n=8) raised free range ], on which biometric measurements were performed (body weight, testicular weight, epididymal weight and weight of the vas deferens). The roosters of the different batches are sacrificed by bleeding. The venous blood collected in heparinized tubes is intended for biochemistry and in EDTA tubes for the FNS. The genital organs are removed, degreased and fixed in formalin (10%) for the preparation of histological sections. The morphometric study was carried out using the Axio Vision software.

The biometric parameters show that the body weight of the farm rooster is very high than the broiler breeding production breed. The weight of the reproductive organs (testis, epididymis and vas deferens) in farm and breeding cocks is higher in production broilers. The structural aspect and the morphometric data of the organs studied differ between the two chicken breeds. Indeed, in the local race and reproduction, the seminiferous tubules of the testicles are voluminous with a lumen occupied by the spermatozoa and the presence of all the cell types of the germ line, the epididymal epithelium and the vas deferens seem very developed whereas in the broiler the seminiferous tubules are small, a central lumen without spermatozoa, the epididymides and vas deferens show no signs of sexual activity. Blood testosterone and hematocrit parameters are higher while plasma cholesterol and triglyceride are lower in farm and breeding cocks than meat cocks. However, glycaemia did not show any difference in the three batches studied. In conclusion, rapid growth of selected individuals, obesity, reduction of photoperiod is almost always accompanied by impaired reproductive abilities.

**Key words:** Local hen, broiler, reproduction, testosterone, hematology, parameter biochemical.

يشهد إنتاج الدواجن في الجزائر تطوراً حقيقياً لضمان الرضا الذاتي في بيض المائدة واللحوم البيضاء. نتيجة لذلك ، انتقلت تربية الدواجن من نظام الإنتاج التقليدي إلى نظام مكثف. تعتمد دراستنا على مقارنة الجهاز التناسلي ، على مستوى الوزن والتركيب والكيمياء الحيوية وأمراض الدم في الدجاجة الداجنة «*Gallus gallus domesticus*» تنتمي إلى سلالتين [سلالة محلية (ديك مزرعة) وإنتاج وتربية سلالة (ديك لحم)]. لهذا الغرض ، عينة مكونة من 24 ديكا مقسمة إلى 3 دفعات [ديك إنتاج (ن = 8) وتكاثر (ن = 8) من نوع دجاج التسمين الذي يتم تربيته في حظيرة الدجاج وديك المزرعة (ن = 8) يربى النطاق الحر] ، والتي عليها تم إجراء القياسات الحيوية (وزن الجسم ووزن الخصية ووزن البربخ ووزن الأسهر). يتم التضحية بالديوك من دفعات مختلفة عن طريق النزيف الدم الوريدي الذي يتم جمعه في أنابيب مملحة بالهيبارين. مخصص للكيمياء الحيوية وفي أنابيب EDTA من أجل FNS. يتم إزالة الأعضاء التناسلية ، وإزالة الشحوم منها وتثبيتها في الفورمالين (10٪) لتحضير المقاطع النسيجية. تم إجراء الدراسة الشكلية باستخدام برنامج Axio Vision

تظهر المعلومات البيومترية أن وزن جسم الديك في المزرعة مرتفع جداً عن سلالة إنتاج تربية الدجاج اللحم. وزن الأعضاء التناسلية (الخصية ، البربخ ، الأسهر) في المزرعة وتربية الديكة أعلى في إنتاج دجاج التسمين. يختلف الجانب الهيكلي والبيانات الشكلية للأعضاء المدروسة بين سلالتي الدجاج في الواقع في العرق المحلي والتكاثر ، تكون الأنابيب المنوية للخصيتين ضخمة مع وجود تجويف تشغله الحيوانات المنوية ووجود جميع أنواع الخلايا من الخط الجرثومي ، وظهارة البربخ والأسهر تبدو متطورة للغاية بينما في اللحم ، الأنابيب المنوية صغيرة ، تجويف مركزي بدون حيوانات منوية ، لا تظهر البربخ والأسهر أي علامات على النشاط الجنسي. تكون معلمات التستوستيرون والهيما توكريت في الدم أعلى بينما تكون نسبة الكوليسترول والدهون الثلاثية في البلازما أقل في الديكة المزروعة والتكاثر من ديوك اللحوم. ومع ذلك ، لم تظهر نسبة السكر في الدم أي اختلاف في العينات المدروسة. في الختام ، فإن النمو السريع للأفراد المختارين ، والسمنة ، وتقليل فترة الضوء يكون مصحوباً دائماً بضعف القدرات الإنجابية.

**الكلمات الدالة:** الدجاجة المحلية، الدجاج اللحم، التكاثر، التستوستيرون ، امراض الدم ، المعلمات البيوكيميائية

## Liste des abréviations

- **ADP** : Adénosine-5-diphosphate.
- **AMPc** : Adénosine monophosphate cyclique.
- **ATP** : Adénosine triphosphate.
- **AVT**: Arginine vasotocin.
- **CB** : Cellule Basale
- **CCMH** : Concentration Corpusculaire Moyenne en Hémoglobine.
- **CD** : Canal Déférent
- **CE** : Canal Efférent.
- **CGP** : Cellules Germinales Primordiales
- **CL** : Cellules de Leydig
- **CS** : Cellule de Sertoli
- **CYP11A1** : gène mitochondrial de l'enzyme de la chaîne latérale du cholestérol du cytochrome P450.
- **CYP19A1** : gène de l'aromatase (P450aroma).
- **DAP** : Phosphate de dihydroxyacétone.
- **DHEA** :déhydroépiandrostérone.
- **DII**: dietary inflammation index.
- **DMRT1** : Facteur De Transcription 1 Lié Au Doublesex Et Au Mab-3.
- **ER** : Région épидидymaire.
- **ES** : Epithélium Séminifère
- **FNS** : Numération Formule Sanguine
- **FSH** : Hormone Folliculo-Stimulante.
- **GB** : Globules Blancs.
- **GBP** : Glycérol-3-phosphate.
- **GnIH** : Hormone D'inhibition des Gonadotrophines.
- **GOD** : Glucose Oxydase.
- **GPO** : Glycérol Phosphate Déshydrogénase.
- **GR** : Globules Rouges.
- **H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>**: Peroxyde d'Hydrogène.
- **Hb** : Hémoglobine.
- **HDL** : Lipoprotéines.
- **HSD17b** : gène de la déshydrogénase 17b-hydroxystéroïde.
- **HSD3b** : gène de la déshydrogénase 3b-hydroxystéroïde.
- **Ht** : Hématocrite.
- **JVU** : Jonction Utéro-vaginale.
- **LDL** : Lipoprotéines de basse densité.
- **LDLR** : Récepteur des LDL.
- **LH** : Hormone Lutéinisante
- **LHR/ FSHR** : Récepteurs de l'hormone lutéinisante et de l'hormone folliculo-stimulante, respectivement
- **LPL** : Lipoprotéinlipase
- **LRZA** : Laboratoire de Recherche sur Zones Arides
- **LU** : Lumière

## Liste des abréviations

- **MB** : Membrane Basale
- **MEL** : Mélatonine
- **n** : Effectif des œufs.
- **PC** : Poids Corporel
- **PD**: Pars Distalis.
- **PN**: Pars Nervosa
- **POD** : Peroxydase.
- **PRL**: Prolactin.
- **PT** : Poids Testiculaire.
- **RT** : Rete Testis.
- **SD** : Spermatide
- **SG** : Spermatogonie
- **Spz** : Spermatozoïde
- **SRB1** : Récepteur des HDL
- **SRY** : Région du chromosome Y déterminant le sexe.
- **SST** : Tubules de Stockage du Sperme.
- **ST**: Tubules Séminifères.
- **STAR** : Protéine Régulatrice Aiguë Stéroïdogène.
- **TCMH** : Teneur globulaire Moyenne en Hémoglobine.
- **TI** : Tissu Interstitiel
- **TS** : Tube Séminifère
- **TSH**: Hormone Stimulant la Thyroïde.
- **VDL** : Lipoprotéines de très basse densité.
- **VGM** : Volume Globulaire Moyen.
- **VIP**: Vasoactive Intestinal Peptide.
- **VT** : Volume Testiculaire

	Page
INTRODUCTION	01
<b>CHAPITRE I: RECHERCHE BIBLIOGRAPHIQUE</b>	
I.1- PHYSIOLOGIE DE LA REPRODUCTION DES OISEAUX	03
I.1.1- Appareil reproducteur mâle	03
I.1.1.1- Testicule	03
I.1.1.2- Voies déférentes	08
I.1.1.3- Appareil copulateur	09
I.1.2- Facteur interne qui influencent le développement testiculaire	09
I.1.2.1-Contrôle hypothalamo-hypophysaire gonadique chez les oiseaux	09
I.1.3- Facteurs externes qui influencent le développement testiculaire	11
I.1.3.1-Photopériode	11
I.1.3.2-Température	11
I.1.3.3-Alimentation	11
I.1.4- Hématologie chez les oiseaux	11
I.1.4.1- Globules rouges	11
I.1.4.2- Globules blancs ou leucocytes	12
I.1.4.3- Plaquettes ou thrombocytes	13
I.2- GENERALITES SUR L'ESPECE	13
I.2.1- Définition de l'espèce	13
I.2.2- Chair de volaille	13
I.2.3- Poule	13
I.2.4- Origine et domestication	13
I.2.5- Classification de <i>Gallus gallus domesticus</i>	15
I.2.6- Races de poules	15
I.2.6.1- Races locales	15
I.2.6.2- Races hybrides	15
I.2.6.3- Races de production	15
I.2.7- Alimentation	16
I.2.7.1- Elevage de type traditionnel (extensif)	16
I.2.7.2- Elevage de type moderne (intensif)	16
<b>CHAPITRE II : MATERIEL ET METHODES</b>	
II.1- MATERIEL	18
II.1.1- Matériel non Biologique	18
II.1.2- Matériel Biologique	18
II.2- METHODES	19
II.2.1 Protocole du prélèvement des organes	19
II.2.2. Technique histologique	20
II.2.2.1 Fixation	20
II. 2.2.2 Inclusion	20

II. 2.2.3 Déshydratation	20
II. 2.2.4 Déparaffinage	21
II. 2.2.5 Microtomie	21
II. 2.2.6 Coloration	21
II. 2.2.7 Montage	21
II. 2.2.8 Observation au microscope photonique	21
II.2.3. Etude morphométrique	22
II.2.4 Dosage des paramètres biochimiques et hématologiques	23
II.2.4.1-Dosage paramètres métaboliques	23
II.2.4.1.1-Glycémie	23
II.2.4.1.2-paramètres lipidiques	23
II.2.4.2-Dosage de testostérone plasmatique	24
II.2.4.3- Paramètres hématologiques	24
II.2.5-Analyse statistique	26
<b>CHAPITRE III: RESULTATS ET DISCUSSION</b>	
III.1- RESULTATS	27
III.1.1- Etude des paramètres macroscopiques	27
III.1.1.1- Poids corporel	27
III.1.1.2 Aspect général de l'appareil reproducteur	28
III.1.1.2.1- Du testicule	28
III.1.1.2.1-De l'épididyme	31
III.1.1.2.1-Poids du canal déférent	31
III.2-Etude des paramètres microscopiques	32
III.2.1- Testicules	32
III.2.2- Epididyme	36
III.2.3- Canal déférent	40
III. 3- Evaluation des paramètres biochimiques	43
III.3.1- Evaluation du taux de testostérone plasmatique	43
III.3.2- Effets sur les paramètres métaboliques	44
III.3.2.1. Glycémie	44
III.3.2. Lipides plasmatiques	44
III.3.2.1. Cholestérol	44
III.3.2.1. Triglycéride	45
III.4- Effets sur les paramètres hématologiques	46
III.4.1. Globules rouges	46
III.4.1.1. Taux des globules rouges	46
III. 4.1.2. Taux d'hémoglobine	46
III. 4.1.3. Taux d'hématocrite	46
III. 4.1.4. Volume globulaire moyen (VGM)	46
III.4.1.5.Concentration corpusculaire moyenne en hémoglobine (CCMH)	46
III. 4.2- Globules blancs	46

III. 4.2.1. Taux des globules blancs	46
III. 4.2.2- Taux des monocytes	46
III. 4.2.3. Taux des lymphocytes	46
III. 4.2.4. Taux des granulocytes	46
III.4.2.3-Taux des plaquettes sanguines	46
<b>III.2-DISCUSSION</b>	<b>48</b>
III.2.1- Etude des paramètres macroscopiques	48
III.2.1.1- Poids corporel	48
III.2.1.2- Poids et le volume testiculaire	49
III.2.1.3- Poids des canaux excréteurs	50
III.2.2- Etude des paramètres microscopiques	50
III.2.2.1- Structure du testicule	50
III.2.2.2- Structure de l'épididyme	51
III.2.2.3- Structure du canal déférent	52
III.2.3-Evaluation des paramètres biochimiques et hématologique	53
III.2.3.1- Evaluation du taux des testostérone plasmatique	53
III.2.3.2- Evaluation des paramètres métaboliques	53
III.2.3.3- Paramètre hématologie	54
Conclusion et perspectives	56

La poule domestique (*Gallus gallus domesticus*) a migré d'Extrême-Orient et s'est adaptée à divers écosystèmes dans le reste du monde (Sonaiya, 2004). Pendant l'antiquité, la poule ou plutôt le coq était vénéré et gardé comme un animal culturel et symbolique. C'est seulement vers le Moyen-âge que la volaille a acquis son importance commerciale comme fournisseur d'oeufs et de viande (Leroy et al., 2003).

La poule, ce petit volatile caquetant, a accompagné l'Homme, depuis plus de 8000 ans, dans ses transhumances, son nomadisme, son aventure pour la subsistance et son mode de vie. Cette relation étroite entre l'Homme et le volatile n'est pas un hasard ; elle a été tissée grâce aux avantages extraordinaires et spécifiques de ces petits animaux, comparés à leurs congénères domestiques plus massifs. La poule a joué un rôle décisif dans la sécurité alimentaire de l'Homme, particulièrement dans les zones hostiles et sous les climats difficiles de l'ère préhistorique (Halbouche 2013). La diversité génétique de l'espèce poule (*Gallus gallus domesticus*) est composée d'un ensemble de populations : les lignées expérimentales, les souches commerciales et les races traditionnelles. La sélection intensive a commencé au cours du 20ème siècle et a mené à la spécialisation de souches commerciales soit pour la viande, soit pour les oeufs (Larivière et Leroy, 2008).

Le coq domestique (*Gallus gallus domesticus*), représente l'espèce de phasianidés la plus étudiée, dont l'intérêt économique majeur a permis des études beaucoup plus précises, notamment dans le cadre de la diversité génétique au sein et entre différentes populations, l'histoire et l'origine de cette espèce ainsi que la cartographie de gènes et de marqueurs. (Mahammi, 2015)

Essentiellement sous l'effet de l'augmentation de la demande mondiale de cette source de protéine animale, moins chère que la viande rouge. Modiques, les coûts de production et les prix des produits ont contribué à faire de la volaille, la viande préférée des producteurs et des consommateurs dans le monde et surtout dans les pays en développement (FAO, 2016) En plus de la viande, on estime la production mondiale d'oeufs de consommation à plus de 1020 milliards avec un taux de croissance de +3,9% entre 2000 et 2004 (ITAVI, 2005).

Les oiseaux ont un rythme de reproduction intense qui est synchronisé par les saisons et les changements de l'environnement et par les facteurs externes, en raison de la saisonnalité et de la rythmicité, la fonction reproduction présente une régulation méticuleuse de l'initiation et développement des fonctions gonadiques qui doivent être une interaction équilibrée entre environnement et conditions physiologiques (Bhavna et Geeta, 2010).

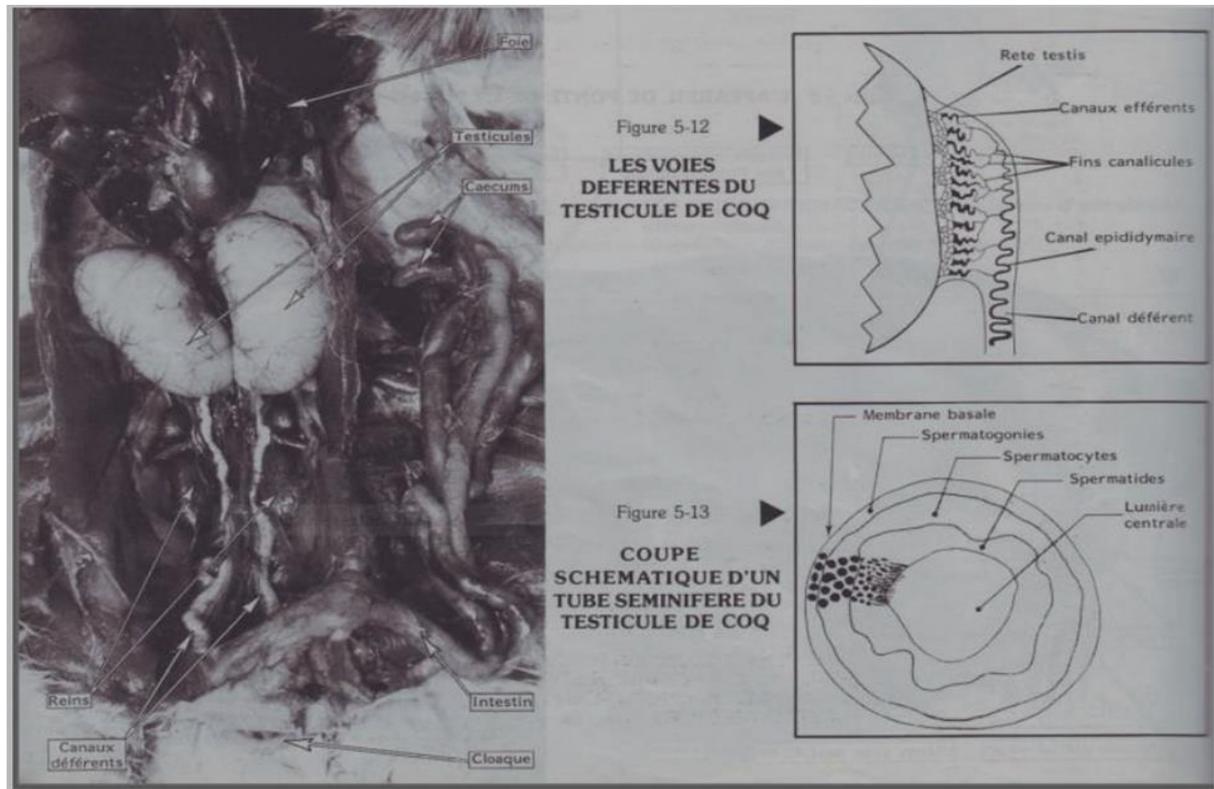
Notre travail sur l'appareil génital chez la poule domestique « *Gallus gallus domesticus* » appartenant à trois coqs (coq de ferme, coq de chair et reproduction). Le travail est repartagé en trois parties :

- La première partie porte sur la comparaison morphologique sur l'appareil reproducteur mâle entre les deux races.
- Deuxième partie concerne l'étude structurale et morphométrique chez les deux races, nous avons réalisées des coupes histologiques au niveau du testicule, l'épididyme, canal déférent
- Troisième partie dans l'intérêt est de comparer les données biochimique (testostérone et métaboliques) et hématologique.



## I.1- PHYSIOLOGIE DE LA REPRODUCTION DES OISEAUX

L'appareil reproducteur mâle des oiseaux selon **Soltner (2001)** comprend 3 parties : les testicules, les voies déférentes et l'appareil copulateur (**Fig. 1**).



**Figure 01 : Appareil reproducteur mâle des oiseaux (Soltner, 2001)**

### I.1.1- Appareil reproducteur mâle

Chez le coq, l'appareil reproducteur mâle comprend deux testicules qui produisent le sperme et deux canaux qui aboutissent au cloaque. (**Pascal de Pury 1968**)

Chaque testicule est prolongé par les voies génitales représentées par les canaux efférents, les canaux épидидymaires et les canaux déférents (**Meyer et Rouvier, 2009**). Ces derniers longent les urètres et forment des replis pour atteindre le cloaque par deux vésicules séminales situées dans la paroi du cloaque. Le cloaque est la partie terminale de l'intestin dans laquelle débouchent les conduits urinaires et génitaux par des orifices distinct (**Pichereau, 2012**).

#### I.1.1.1- Testicule

##### A- Anatomie du testicule

Contrairement aux mammifères, chez le coq, les testicules sont internes. Par absence de migration testiculaire, les testicules restent dans leurs emplacements d'origine (**Pichereau, 2012**). Ils sont situés de part et d'autre de l'aorte postérieure, et fixés en situation antérieure par rapport aux reins dans la cavité abdominale. Ils sont à peine visibles chez les poussins et

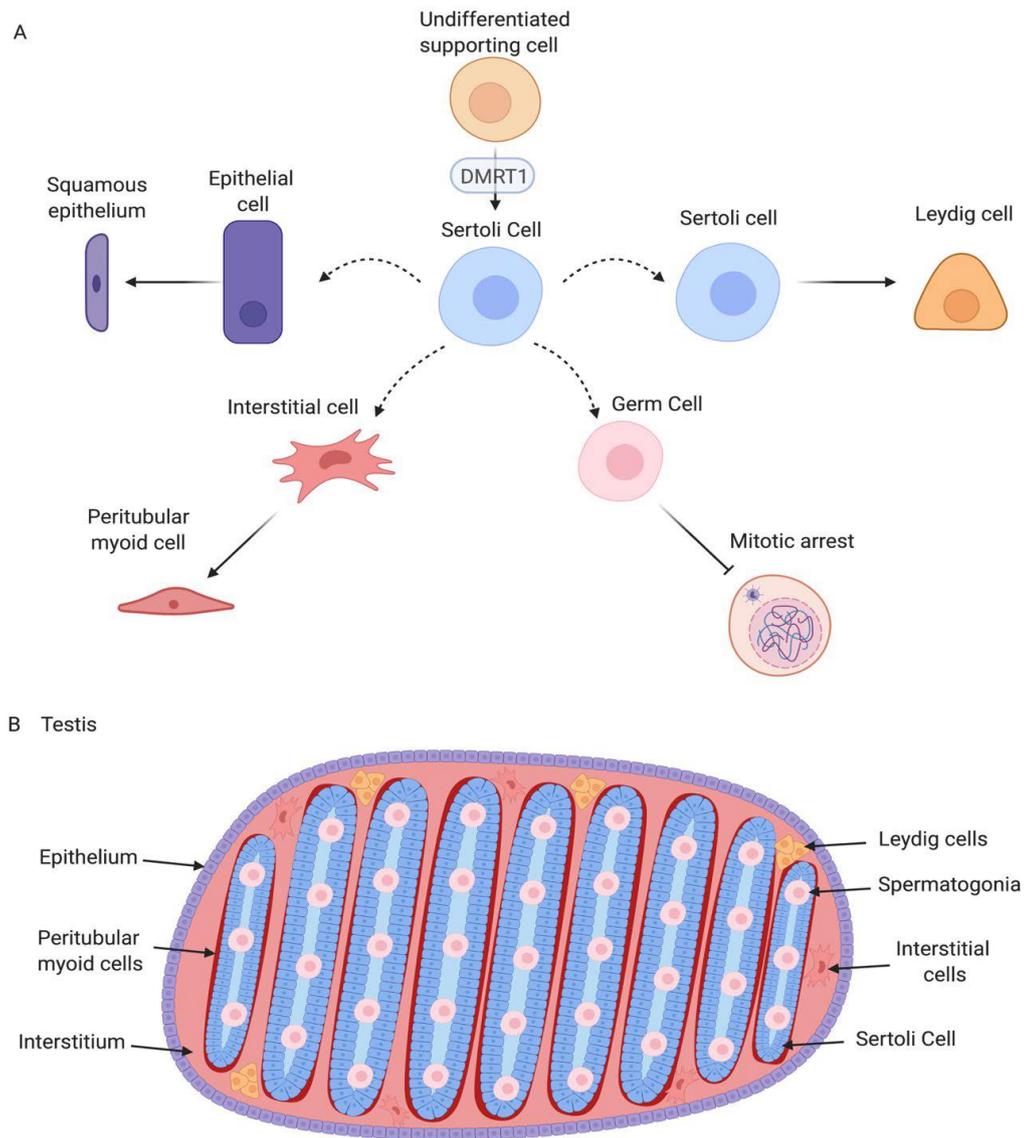
augmente fortement de volume avec l'âge pour devenir 300 à 400 fois plus grand à l'approche de la période de reproduction. (**Kempf, 1992**). Les testicules sont deux organes blanchâtres, en forme de haricots entourés d'une capsule conjonctive fine et fragile (**Pichereau, 2012**).

Chez la plupart des oiseaux, les dimensions des testicules et leur poids varient notablement suivant l'espèce, l'individu et la saison. Chez le coq, les variations saisonnières sont moins marquées et sont de plus, variables selon l'origine génétique (**De Reviers et Williams, 1984**) et les individus (**De Reviers, 1988**) Ainsi les dimensions d'un testicule en période de repos sont de 10 à 20 mm de longueur et de 10 à 15 mm de diamètre, alors qu'en période de reproduction elles atteignent 25 à 60 mm de hauteur et 25 à 30 mm de diamètre (**Hien, 2002**).

### B- Ontogenèse et embryologie du testicule

Le coq est un animal ovipare. L'œuf, une fois pondu, est couvé par la femelle jusqu'à l'éclosion. Le développement embryonnaire commence à la fécondation, avant la ponte et continue durant la couvée. L'œuf éclos au bout de 21 jours après la ponte. La différenciation sexuelle s'opère très tôt durant la vie embryonnaire chez les vertébrés. Elle est contrôlée chez les oiseaux par l'expression du facteur (dmrt1) codé par le gène (dmrt1) porté par le chromosome Z, et qui agit par un « effet dose » double chez le male, en rapport avec l'existence de deux copies du gène. (**Smith et al., 2009**) D'après les travaux réalisés chez l'embryon de poulet (**Hien, 2002**), la différenciation gonadique débute après 48 heures d'incubation alors que les cellules germinales primordiales (CGP) commencent à migrer entre l'endoderme et le mésoderme en développement. Chez le poulet, cette différenciation s'opère ainsi, à partir du mésoderme intermédiaire, au niveau du mésonéphros. A J3,5 la gonade primitive comprend un cortex épithélial d'origine cœlomique et une médulla formée par les cordons médullaires issus de la prolifération des cellules épithéliales cœlomiques de la partie corticale. L'espace entre ces cordons est occupé par un stroma mésenchymateux Les cellules germinales primordiales (CGP) sont entraînées par les mouvements morphogénétiques dans l'aire extra-embryonnaire du croissant germinal antérieur. Ces cellules sont identifiables dès la 15<sup>ème</sup> heure d'incubation (**Dubois, 1969**).

Les CGP migrent alors pour occuper dans un premier temps le cortex de la crête génitale mise en place au niveau du mésonéphros. Des signaux attractifs spécifiques émanant de l'épithélium germinatif du mésoblaste et des vaisseaux sanguins sont à l'origine de cette migration (**Fig. 2**). La différenciation gonadique commence alors à s'opérer dès J5-6. Les cordons médullaires se transforment en cordons séminifères au niveau desquels se différencient les cellules de Sertoli. Le cortex régresse (**Smith et Sinclair, 2004**). Chez le coq, on note la présence de spermatogonies au sein d'une couronne de cellules de Sertoli à partir du 20<sup>ème</sup> jour d'incubation, l'éclosion se faisant à 21 jours. Les cellules de Sertoli forment la première barrière sanguine entre le tissu interstitiel en formation et les cellules de la lignée germinale (**Hien, 2002**).



**Figure 2.** Différentiation testiculaire chez le l'embryon de poulet (Estermann *et al.*, 2021)

### C- Développement postnatal du testicule de poulet

Chez les oiseaux, le développement des gonades mâles et femelles est largement dépendant des conditions de l'environnement et en particulier de la lumière et de l'alimentation (Brillard, 1992). A la puberté la LH et la FSH agissent en synergie pour induire la croissance des testicules et une augmentation des taux circulants de testostérone (Hien,2002).

#### ➤ Prépuberté

La phase de pré-puberté est caractérisée par une très faible teneur en testostérone et une augmentation transitoire du taux plasmatique de l'hormone gonadotrope hypophysaire LH.

#### ➤ Puberté

C'est une phase de croissance très rapide, où le poids testiculaire augmente significativement. On enregistre des concentrations plasmatiques élevées de l'hormone gonadique, la testostérone et des gonadotropes hypophysaires, LH et FSH. L'activité testiculaire est très importante et toutes les étapes de la spermatogenèse sont observables. Les spermatozoïdes sont produits au début de cette phase cependant, leur qualité est médiocre et sont peu féconds. (De Reviere, 1996).

#### D- Structure du testicule

Le testicule de coq est de type tubulaire, constitué de tubes séminifères présentant des circonvolutions et forment un véritable réseau séminifère entre les mailles duquel se trouve un tissu interstitiel peu développé. Le tout est délimité par une capsule et recouvert par l'épithélium péritonéal. Cette dernière n'émet pas de cloisons d'où l'absence de la structure observable chez les mammifères (Nicaise, 2015).

##### ➤ Tubes séminifères (compartiment tubulaire)

Le compartiment intra-tubulaire représente le principal paramètre d'étude de la croissance testiculaire. A l'éclosion, il occupe environ 60% du volume testiculaire et atteint 95% dès les 12 semaines d'âge, il se maintient constant chez le coq adulte, la longueur et l'épaisseur des tubes étant liées au poids testiculaire de façon exponentielle (De Reviere et al, 1971). Un tube séminifère : est formé d'un épithélium séminifère qui contient des cellules de type épithéliales dites cellules de Sertoli et des cellules germinales. Cet épithélium délimite un espace central, la lumière du tube séminifère (Nguyen, 2015). Les spermatozoïdes, une fois élaborés, atteignent le cloaque via les voies excrétrices.

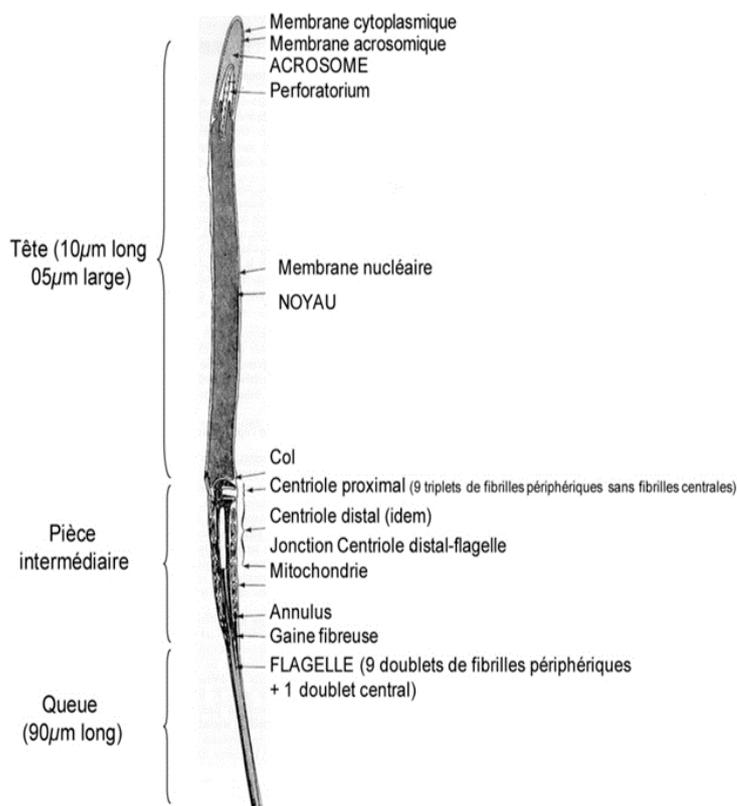
a- **Spermatogonies** : Localisées à la périphérie du tube séminifère, les spermatogonies sont les cellules germinales souches. Elles assurent le maintien de la spermatogenèse durant la vie sexuelle du mâle. Leur chromatine présente des petits granules plus ou moins nombreux en forme de réseau ainsi que deux nucléoles de petite taille. Chez le coq, il n'existerait que deux catégories selon la forme du noyau (Hien, 2002), les unes de type A à noyau ovoïde, les autres de type B, plus petites, à noyaux arrondis, issues de la division des spermatogonies de type A, (De Reviere et al., 1971).

b- **Spermatocytes primaires** : Les spermatocytes primaires sont de grosses cellules situées en position centripète par rapport aux spermatogonies (Hien, 2002). Ce sont des cellules qui ont subi une croissance et une entrée en méiose. Ils se distinguent des spermatogonies de type B par leur noyau légèrement plus gros et leur position légèrement plus centrale dans les tubes séminifères. (De Reviere et al, 1971).

c- **Spermatocytes secondaires** : Proviennent du spermatocyte I ayant achevé sa première division de méiose. Ce sont des cellules haploïdes ayant subis une réduction du nombre de chromosomes (Hien, 2002). Ils sont placés plus au centre des tubes séminifères que les spermatocytes primaires (De Reviere et al., 1971). Ils présentent un noyau sphérique d'un diamètre plus petit que celui des spermatocytes primaires. Leur observation sur les coupes histologiques est peu fréquente car leur durée-de vie est courte 0,5 jour chez le coq (Hien,2002).

d- **Spermatides** : Les spermatides rondes, issues de la deuxième division de méiose qui termine la réduction nucléaire sont de petites cellules avec un noyau arrondi de petite taille, très semblable à celui des spermatocytes II. Elles sont par ailleurs beaucoup plus nombreuses. Le premier signe de leur maturation est la disparition du réseau chromatique puis des granules intranucléaires et une augmentation de la chromophilie périphérique des noyaux (**Boivin, 2007**). Leur apparition est accompagnée par une différenciation morphologique très importante des cellules de Sertoli (**De Reviers et al., 1971**).

e- **Spermatozoïdes** : La morphologie des spermatozoïdes des oiseaux domestiques (**Fig. 3**) se rapproche plus de celles des reptiles et des batraciens que celles des mammifères (**Hien, 2002**). Sa tête est très caractéristique elle est étirée, étroite et légèrement incurvée (**Nicaise, 2015**). L'acrosome est de taille réduite, placé à l'extrême bout du noyau, la présence d'un acrosome nettement différencié ainsi qu'une organisation simplifiée de la pièce intermédiaire et du flagelle ; chez les oiseaux domestiques, une gaine amorphe remplace les colonnes striées et les fibres denses périphériques associées chez certains mammifères aux 9b doublets de fibrilles de flagelle. En outre la pièce intermédiaire des spermatozoïdes du coq ne contient que peu de mitochondries et un flagelle de grande longueur atteignant (90  $\mu\text{m}$ ) (**Hien, 2002**).



**Figure 3** : Schéma d'un spermatozoïde de coq (d'après **De Reviers., 1988**)

#### ➤ Tissu interstitiel

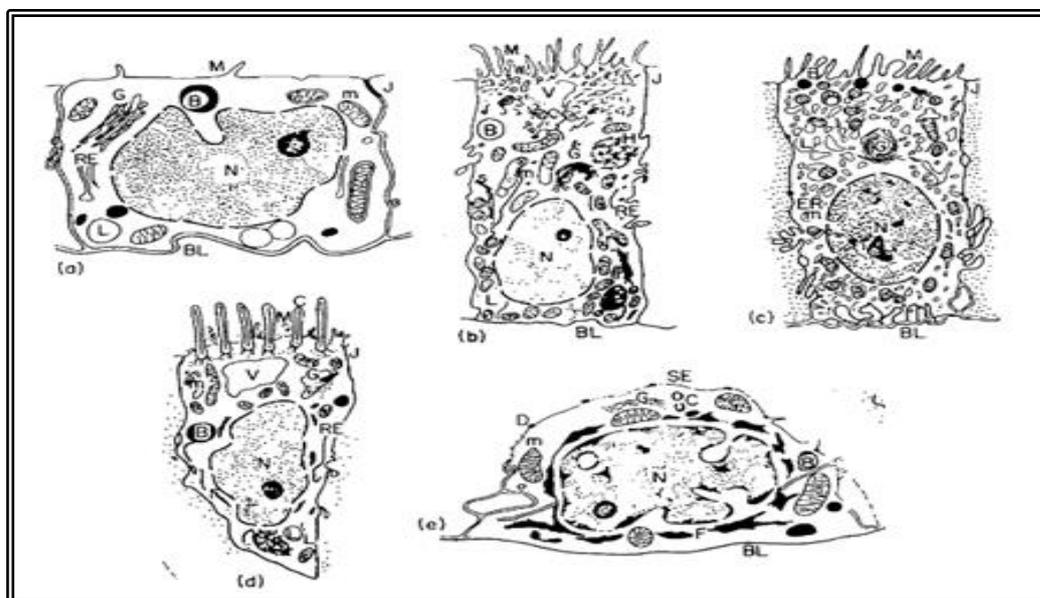
Chez le coq comme chez les mammifères, le tissu interstitiel du testicule est un tissu conjonctif constitué de fibroblastes, et des macrophages dans un réseau de collagène

matriciel. Il abrite les cellules de Leydig organisées en amas ou dispersées que l'on retrouve dans les espaces inter tubaire, des cellules myoïdes allongées de type musculaire lisse contractile sont associés notamment à la lame basale des TS autour desquels elles forment une sorte de ceinture. (Hien, 2002). Il contient aussi un réseau artério-veineux et un réseau lymphatique qui irrigue le testicule. Ce tissu est cependant peu développé chez le poulet (Nicaise, 2015). Chez l'adulte, il est réduit à un compartiment de petite taille qui ne représente respectivement que 5 à 15% du volume testiculaire chez le coq. Alors qu'il atteint 10 à 40% de ce volume chez les mammifères (Hien,2002)

### I.1.1.2- Voies déférentes

Les voies déférentes comportent le rete testis, les canaux efférents, les canaux épидидymaires, les canaux déférents (Fig. 4). Il n'y a pas de glandes annexes (Meyer et Roger, 2009). Les spermatozoïdes testiculaires, apparemment achevés sur le plan morphologique, ne sont ni mobiles ni féconds avant de subir la maturation dans les voies déférentes des testicules (De Reviere, 1988).

Les tubules de rete testis ont un épithélium simple, formé des cellules cuboïdes (hauteur 4 à 7 µm), probablement sécrétrices et apparemment capables de résorber des spermatozoïdes. Les canaux efférents évasés vers le rete testis, rétrécis du côté du canal épидидymaire ont un épithélium pseudostratifié à cellules non ciliées. Elles présentent les signes d'une intense sécrétion holocrine, lipoprotéique et mucopolysaccharidique(Figure 08).



**Figure 04** : Présentation schématique de différentes catégories cellulaires observées dans les voies déférentes chez le coq (Tingari, 1972).

(a) Cellule cuboïde

(b) Cellule non ciliée de type I

(c) Cellule non ciliée de type II

(d) Cellule ciliée

(e) Cellule basale

**B** : corps dense ; **BL** : membrane basale ; **C** : centrioles ; **D** : desmosomes ; **ER** : réticulum endoplasmique ; **F** : fébrilles ; **G** : appareil de golgi ; **H** : corps hétérogène ; **J** : onction intercellulaire ; **L** : jonction lipidique ; **M** : microvillosité ; **m** : mitochondrie ; **N** : noyau ; **RE** : réticulum granuleux ; **SE** : surface de l'épithélium ; **V** : vacuole.

L'épithélium des canaux efférents contient aussi des cellules ciliées et des glandes intraépithéliales. Le canal épидидymaire et le canal déférent montrent un épithélium colonnaire, pseudostratifié à cellules basales et cellules non ciliées. Cet épithélium présente aussi les signes d'une intense activité holocrine qui peut être reliée à l'élaboration du plasma séminal (Sauveur, 1988).

### I.1.1.3- Appareil copulateur

Cette dénomination regroupe l'ensemble des replis arrondis et lymphatiques du cloaque, le phallus et les corps vasculaires para cloacaux (Fig. 5) (Sauveur, 1988). Le phallus s'inverse partiellement, durant la miction et la défécation (Braun, 2004), le redressement normal a lieu au temps de copulation et persiste pour seulement un ou deux secondes (Burrows et Quinn, 1936). Le phallus, vestigial chez le coq (Sauveur, 1988).

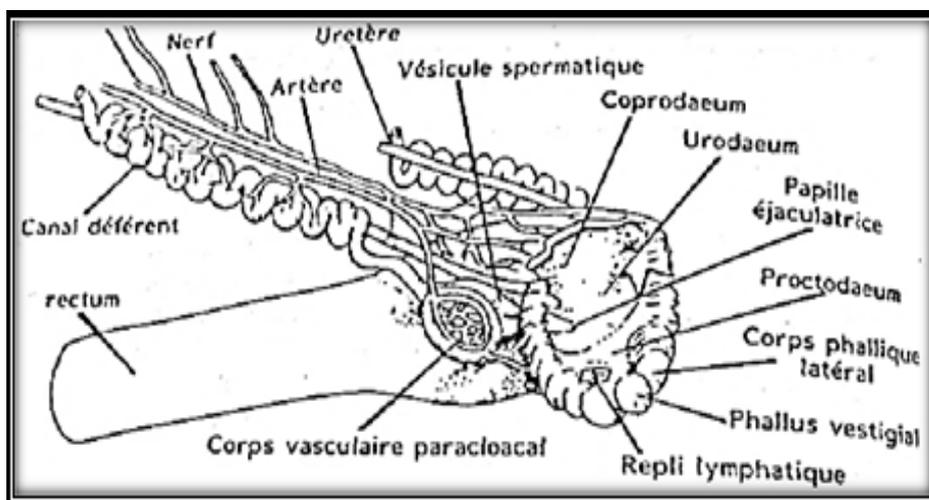


Figure 05 : Appareil copulateur du coq (Sauveur, 1988).

## I.1.2- Facteur interne qui influencent le développement testiculaire

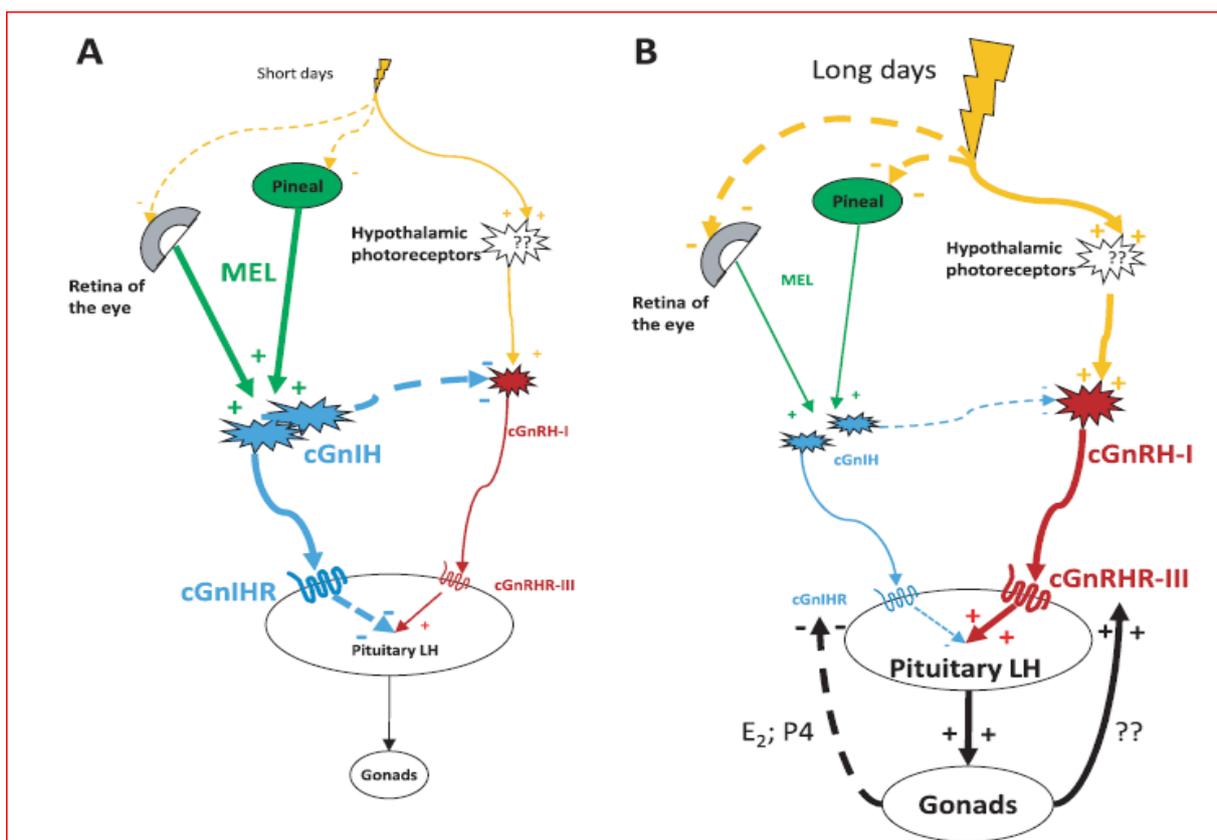
### I.1.2.1-Contrôle hypothalamo-hypophysaire gonadique chez les oiseaux

La reproduction chez les volailles est contrôlée par l'axe hypothalamo-hypophysogonadique (HHG)]. L'hypothalamus sert de centre d'intégration et coordonne l'activation et l'inhibition de l'axe en libérant des neuropeptides dans le système porte vasculaire. À son tour, lors de la liaison à leur récepteurs spécifique sur les gonadotropes hypophysaires, ces peptides contrôlent la synthèse et la libération des gonadotrophines [hormone lutéinisante (LH) et hormone folliculo-stimulante (FSH)] dans la circulation systémique. Les deux LH et la FSH agissent au niveau des gonades pour initier la maturation sexuelle, en stimulant la gamétogenèse et la synthèse des hormones stéroïdes sexuelles. Comme la plupart des axes endocriniens, le HPG est principalement sous rétroaction négatif. La régulation se manifeste différemment selon les jours courts ou long (Bédécarrats, 2015). (Fig.6), en effet :

Au cours des 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).

Au cours des jours longs, lors de la photo-stimulation, une réduction de la production de MEL par la rétine et la glande pinéale réduit la libération de cGnIH, levant ainsi l'inhibition. Simultanément, l'augmentation de la photopériode active photorécepteurs cérébraux profonds (hypothalamiques), qui stimulent indirectement 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 sexuels (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 observée. A ce stade, l'hypothalamus est principalement sous contrôle stimulant et l'hypophyse antérieure est principalement sensible à la cGnRH (Bédécarrats, 2015).



**Figure 6 :** 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.1.3- Facteurs externes qui influencent le développement testiculaire**

#### **I.1.3.1-Photopériode**

La reproduction des espèces avicoles est soumise aux variations saisonnières de l'environnement et en particulier la photopériode, qui agit sur la stimulation du système nerveux central en induisant la production de GnRH, capable de stimuler la production d'hormones gonadotropes LH, FSH au niveau hypophysaire. Les hormones gonadotropes, sécrétées d'une manière pulsatile, régulent le développement gonadique et en particulier celui des testicules (**Educagri, 2005**).

#### **I.1.3.2-Température**

Il est aujourd'hui admis qu'une élévation ou un abaissement important de la température d'ambiante agissent l'un de l'autre en tant que générateur non spécifique de stress. Ils peuvent conduire non seulement à des perturbations du comportement de reproduction mais, dans certains cas, à une régression partielle des gonades (**Educagri, 2005**).

#### **I.1.3.3-Alimentation**

Dans les espèces d'intérêt agronomique sélectionnées pour la production de viande, une croissance rapide des individus sélectionnés est presque toujours accompagnée d'une altération des capacités de reproduction maximale chez le coq de chair (**Educagri, 2005**). En 1990, Reddy et Sadjadiestimaient que les mâles avaient une diminution de la capacité à féconder les œufs d'environ 0,5% à chaque nouvelle génération. Cependant, une croissance excessive des mâles s'accompagne généralement de comportements.

### **I.1.4- HEMATOLOGIE CHEZ LES OISEAUX**

Le sang est d'une importance cruciale pour la physiologie des animaux y compris les oiseaux. Il a plusieurs fonctions : transport des gaz respiratoires (oxygène et dioxyde de carbone), des électrolytes ( $\text{Na}^+$ ,  $\text{K}^+$ ,  $\text{Ca}^{2+}$ ,  $\text{Mg}^{2+}$ ,  $\text{PO}_4^{2-}$ ), des nutriments (glucose, acides gras, acides aminés), des métabolites (lactate) et des hormones...etc. Il assure également la protection à l'aide des anticorps, l'homéostasie de l'eau, du glucose et des électrolytes et la coagulation en cas de lésion des vaisseaux sanguins (**Scanes et Dridi, 2021**). Le sang est un tissu conjonctif spécialisé composé (**Fig. 7**):

#### **I.1.4.1- Globules rouges**

Les érythrocytes aviaires au nombre de 3-4 millions/ $\text{mm}^3$  avec une dimension  $6 \times 12 \mu$  sont l'équivalent des hématies des mammifères, mais sont nucléés, elliptiques, plus volumineux que ceux des mammifères et ont une durée de vie d'environ 30 jours, soit 3 fois inférieures à la durée de vie des hématies des mammifères qui est d'environ 120 jours. Le noyau des érythrocytes des oiseaux n'a pas de fonction qui lui soit reconnue, de plus ce dernier diminue le volume du cytosol donc, de l'hémoglobine utilisable ; ce qui a pour conséquence la réduction de la capacité de transport des gaz respiratoires. Ceci expliquerait une part l'élévation de la fréquence respiratoire. Le rôle essentiel des hématies est le transport de

l'oxygène et du gaz carbonique (Isaac *et al.*, 2013).

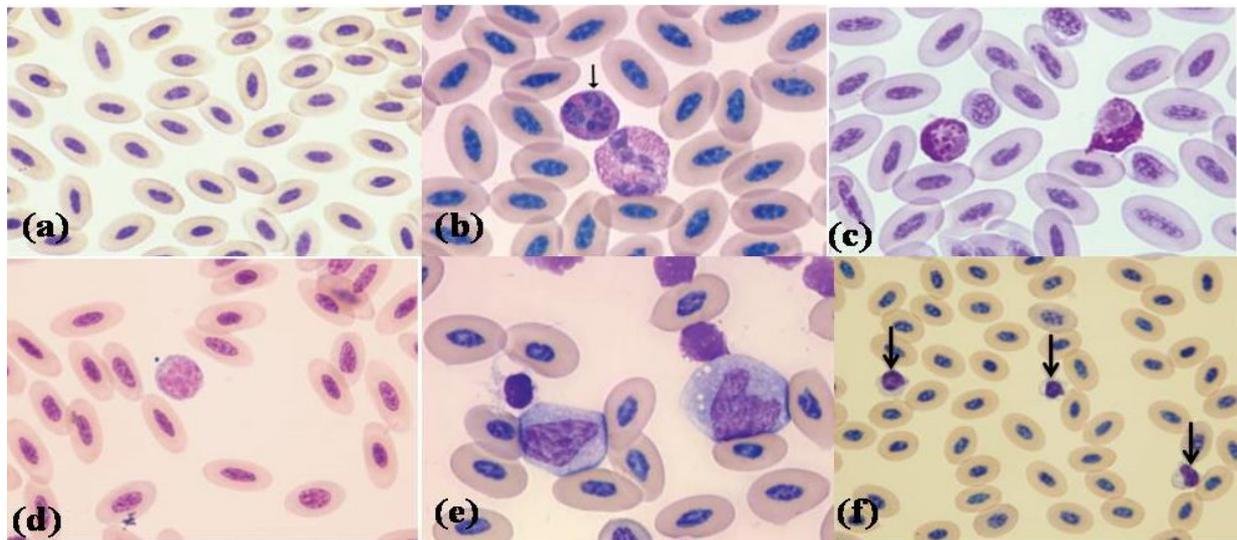
L'hémoglobine est impliqué dans le transport de l'oxygène et des nutriments absorbés.

L'augmentation de l'hémoglobine montre un meilleur transport et conduit donc à une polyglobulie primaire et secondaire. L'hémoglobine a la fonction physiologique de transporteur de l'oxygène aux tissus de l'animal pour l'oxydation des aliments ingérés de façon à libérer de l'énergie pour les autres fonctions de l'organisme, ainsi que le transport du dioxyde de carbone des tissus vers les poumons pour l'épuration de l'organisme (Isaac *et al.*, 2013).

L'hémoglobine est important pour le diagnostic de l'anémie et sert également d'indice pour évaluer la capacité de la moelle osseuse à produire des globules rouges chez les vertébrés (Chineke *et al.*, 2006). Chez les coqs de chair, la valeur de référence de l'hématocrite est comprise entre 24 et 45 % (Samour, 2007).

#### I.1.4.2- Globules blancs ou leucocytes

L'organisme des oiseaux comme celui des mammifères est exposé à plusieurs agressions microbiennes : bactériennes, virales, mycosiques et parasitaires, et pour se protéger ou au pire se défendre, l'organisme des oiseaux dispose d'un système immunitaire qui lui permet de reconnaître les éléments exogènes et de s'en débarrasser si nécessaire. Ce système est constitué entre autres par les globules blancs qui sont de plusieurs types, avec les fonctions différentes et parfois spécifiques pour d'autres. Le système immunitaire met en jeu deux processus qui sont étroitement intriqués chez les vertébrés : l'immunité innée et l'immunité acquise (Roitt *et al.*, 1998).



**Figure 7 :** Tissu sanguin chez les oiseaux. (Campbell *et Ellis*, 2013).

- (a) Érythrocytes aviaires normaux.
- (b) Un éosinophile (flèche) et un hétérophile plus grand
- (c) Deux basophiles et des érythrocytes dans le périphérique
- (d) Un gros lymphocyte normal et des érythrocytes
- (e) Un monocyte et des érythrocytes
- (f) thrombocytes matures (flèche) parmi les érythrocytes

### I.1.4.3- Plaquettes ou thrombocytes

Au nombre de 25 000/mm<sup>3</sup> avec une taille 4 à 6  $\mu$  les plaquettes sanguines des oiseaux possèdent un noyau. Elles jouent un grand rôle dans la coagulation du sang et possèdent une activité phagocytaire plus importante que les macrophages et les microphages (**Guérin et al., 2011**).

## I.2- GENERALITES SUR L'ESPECE

### I.2.1- Définition de l'espèce

*Gallus gallus* est un oiseau domestique, appartenant généralement aux galliformes ou aux ansériformes, élevé pour sa chair et ses œufs, soit en basse-cour traditionnelle, soit en élevage industriel. Les espèces les plus courantes sont : l'oie, la dinde, la poule, le canard, la pintade, le chapon, la caille, le faisan et le pigeon (**Pichereau, 2012**).

### I.2.2- Chair de volaille

La chair de volaille est la partie comestible de tout oiseau domestique, y compris les poulets, les dindes, les canards, les oies, les pintades et les pigeons, tués en abattoir (**Codex Alimentarius, 2015**).

### I.2.3- Poule

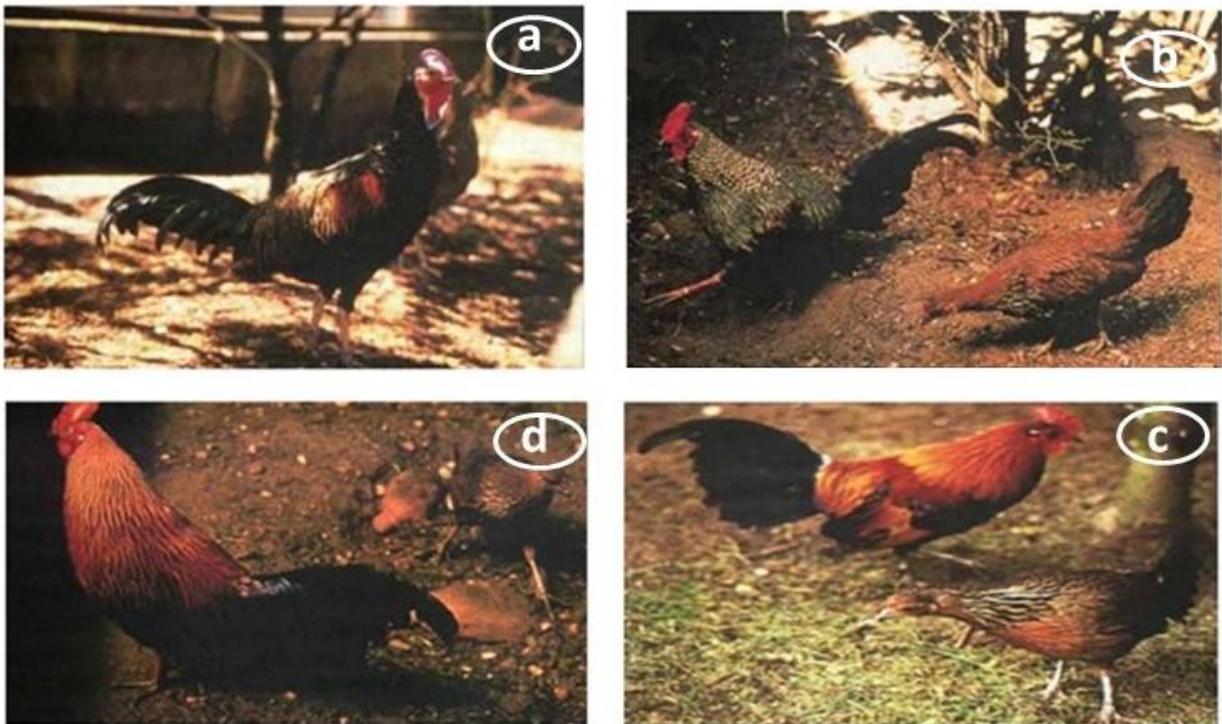
La poule ou le coq est un oiseau, omnivore ayant comme origine la jungle du sud-est asiatique, et appartient à l'espèce *Gallus gallus*, ordre des Galliformes. Elle est domestiquée depuis longtemps, et s'est bien accommodée à la compagnie de l'homme (**Koyabizo, 2009 ; Blaise, 2012**). Les poules sont des animaux rustiques, peu fragiles, qui demandent un minimum d'attention pour leur élevage, donc peu d'investissement en temps et en argent. Elles ont une bonne rentabilité dans la production d'œufs et un élevage peut sans difficulté, fournir des coqs de chair (**Fournie, 2005**).

### I.2.4- Origine et domestication

D'après **Coquerelle (2000)**, cité par **Fotsa (2008)**, 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-Orient, le groupe Indien et celui de l'Asie de l'Est. Quatre espèces sont Actuellement reconnues (**Fig. 8**) :

- *Gallus varius* : caractérisé par son plumage verdâtre, il se localise le long de la côte de Java.
- *G. sonnerati* : présente un plumage gris argenté sur une partie du corps et des plumes Cornées au camail. Il est répandu dans les forêts du Sud-ouest du Continent Indien.
- *G. lafayetti* : présente un plumage brun clair orangé au niveau de la poitrine avec une tache violette en haut du cou et une tache jaune sur la crête. Il est rencontré dans la Zone boisée en Ceylan.

- *G. gallus* ou *G. bankiva* (coq rouge de jungle) : c'est l'espèce la plus répandue actuellement. Elle se divise en cinq sous-espèces :
- *G. g. gallus* : présentant des oreillons blancs, il est répandu en Thaïlande ;
- *G. g. spadiceus* : répandu au Myanmar et en Chine. Il présente des oreillons rouges ;
- *G. g. jabouillei* : répandu au sud de la Chine et au Vietnam. Il présente des oreillons Blancs et des plumes plus rouges que doré ;
- G. g. murgli* : il est répandu en Inde et il présente des oreillons blancs ;
- G. g. bankiva* : répandu dans l'Île de Java, il présente des oreillons rouges et les Plumes du camail et de la selle sont plus arrondies à leur extrémité (Fotsa, 2008).



**Figure 08** : Quatre espèces de genre Gallus (Coquerelle, 2000).

- (a) *Gallus varius*.
- (b) *Gallus soerati*.
- (c) *Gallus lafayetti*
- (d) *Gallus gallusbankiva*

La plupart des auteurs et parmi eux **DARWIN** pensent que *Gallus gallus* serait l'ancêtre du poulet domestique nommé *Gallus gallusdomesticus*, Linnaeus 1758 (Diop, 1982), puisque leur croisement donnait des individus fertiles qui se ressemblaient par le chant et le plumage. Son expansion s'est produite de l'Est à l'Ouest et a fini par conquérir tous les Continents (Fotsa, 2008).

Des données récentes en génétique moléculaire soutiennent l'hypothèse de l'origine Polyphylétique du poulet domestique, impliquant trois sous-espèces : *Gallus gallusgallus*, *Gallus gallusjabouillei* et *Gallus gallusspadiceus* (Fotsa, 2008).

En conclusion, 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**).

### I.2.5- Classification de *Gallus gallusdomesticus*

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

Tableau I. Systématique du poulet domestique (**Singhapol 2003**).

### I.2.6- Races de poules

Dans le monde, il existe plus de 300 races des espèces de poulet « *Gallus domesticus* » connues actuellement. On distingue trois grandes catégories de races de poules : des races locales, races purement commerciales et races hybrides (issus de croisement) (**Van Eekren et al., 2006**).

#### I.2.6.1- Races locales

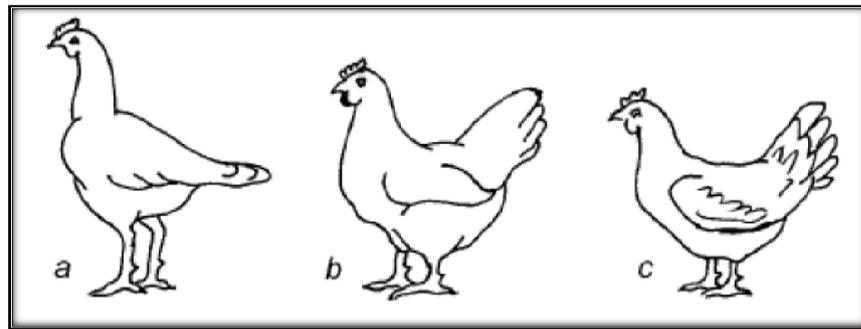
Elles sont très rustiques et cette qualité particulière leur permet de survivre dans les villages sans aucun soin particulier. Elles vivent en divagation avec des infrastructures de logement, alimentation ou abreuvement de fortune. En l'absence de tout programme de sélection, ces populations restent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

#### I.2.6.2- 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.2.6.3- 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 09**).



**Figure 09** : 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.2.7- Alimentation

En élevage avicole, la pratique de la bande unique (un seul âge et une seule souche par ferme) de façon à respecter le système (tout plein-tout vide) constitue la règle d'or de l'élevage. En effet, la réussite de la conduite d'élevage nécessite la maîtrise par l'aviculteur de plusieurs composantes relatives à : l'hygiène, les normes d'élevage, les conditions d'ambiance, les éléments de comptabilité et de gestion (Bensari, 2005).

#### I.2.7.1- 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. Les volailles sont en divagation permanente dans la cour ou elles se procurent presque de couverture prophylactique (Gaston, 1979).

#### I.2.7.2- Elevage de type moderne (intensif)

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).

On peut ajouter que ces élevages sont censés utiliser en plus des techniques perfectionnées en ce qui concerne le logement des volailles, l'équipement et les accessoires d'élevage (abreuvoirs automatique, chaînes d'alimentation, évacuation des déjections, etc... )

Les opérations de conditionnement (nécessité d'un petit abattoir ou d'une tuerie particulière, emballage et réfrigération des carcasses) (**Dantzer et Mormede, 1979**).

## **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 du Coq**

### **1. Différentes périodes d'alimentation**

La production avicole dépend largement de la satisfaction alimentaire des animaux. De ce fait, il est important de bien maîtriser les régimes alimentaires distribués aux animaux et bien déterminer les besoins nutritionnels du poulet (**Larbier et Leclercq, 1992**).

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**).

- Le démarrage : il se fait du premier jour à la deuxième semaine (alimentation de démarrage avec mangeoires et abreuvoirs sans support, eau à l'ède).
- La croissance : Elle se fait de la deuxième semaine jusqu'à la sixième semaine.
- La finition : Elle se fait de la sixième semaine jusqu'à la dixième semaine.

### **2. les éléments essentiels de l'alimentation des poules**

Les poules doivent trouver dans leur alimentation les différents éléments nécessaires à la construction et la reconstruction de tous leurs tissus, ainsi qu'au bon fonctionnement physiologique de leurs organes (**Drogoul et al., 2004**).

Elles doivent également y trouver les calories nécessaires à leurs besoins d'entretien. On peut diviser ces éléments indispensables à la vie en protéines, glucides, lipides, minéraux, oligoéléments, céréales (blé, maïs, orge, sorgho, avoine...), eau et additifs (anticoccidiens, facteurs de croissances, antioxydant...) (**Franck, 1980**).



Dans ce chapitre, nous présenterons notre travail réalisé pendant une période de 4 mois, du mois de mars 2022 au mois de juin de 2022. Cette étude a pour objectif de comparer la structure de l'appareil génital mâle, les données biochimique (testostérone et métaboliques) et hématologique chez la poule domestique « *Gallus gallus domesticus* » appartenant à deux races (race locale et race de production et reproduction). Ce travail est réalisé au niveau du :

- Laboratoire LRZA (FSB / USTHB/ Université d'Alger 1 ; Youcef Benkhedda.
- Laboratoire de la station expérimentale (FSNV/ Université de Blida 1) pour l'étude histomorphométrique.
- Laboratoire Général d'Anatomie Pathologie de l'Hôpital Salim Zemirli El-Harrach, Algérie,
- Laboratoire d'analyses de biologie médicales de la polyclinique Larbaa–Blida pour l'étude biochimique et hématologique et le laboratoire d'analyses médicales GHELIM, L'ARBAA pour le dosage de la testostéronémie.

## 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

Du fait de la grande différence des plages de variation liées au poids vif, l'âge de la maturité, la reproductibilité et la vitesse de croissance entre les deux types génétiques de la sous espèce *Gallus gallus domesticus*, nous avons utilisé dans cette étude des coqs locaux adultes âgés entre 16 et 68 semaines et des coqs de souche industrielle à l'âge d'abattage, soit de 6 semaines. Et des coqs de chair adultes de reproduction âgés de 21-60 semaines, Au total, 24 coqs ont été utilisés dans ce travail (**Tableau**) (**Fig. 10**).

• Le nombre des échantillons est représenté dans le tableau suivant :

- Les coqs de reproduction, nous avons récupéré au niveau de la direction de l'agriculture de blida.

**Tableau II** : Effectif de *Gallus gallus domesticus* utilisé

	Coq de chair			Coq de reproduction								Coq de ferme							
	4	6	7	21	24	26	34	44	58	60	16	20	24	28	32	36	40	68	
Age par semaine																			
Nombre	2	4	2	1	1	1	1	1	1	2	1	1	1	1	1	1	1	1	
Totale	8			8								8							

- Le coq de production acheté sur le marché (élevés dans le poulailler dans un système intensif), alimenté 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.

➤ Les coqs de ferme est élevé traditionnellement dans un jardin de maison dans un système extensif, laissés en divagation se nourrissent de débris alimentaires (déchets de cuisine, résidus de récolte, de céréales, insectes et verdure).



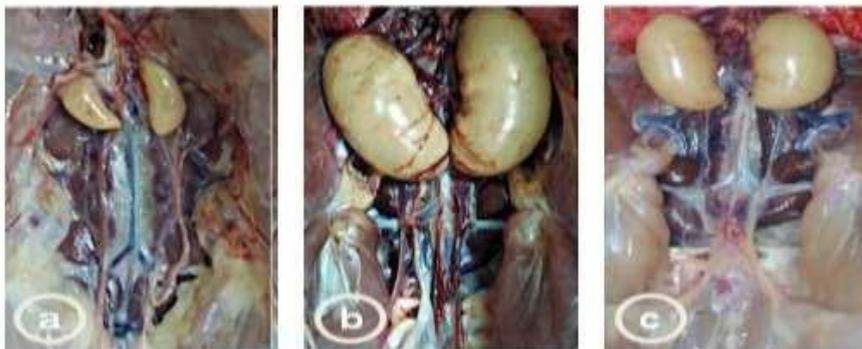
**Figure 10** : *Gallus gallus domesticus* (Original, 2022).

- a : Coq de chair type de production
- b : Coq de chair type de reproduction
- c : Coq de ferme (locale)

## II.2- METHODES

### II.2.1 Protocole du prélèvement des organes

Après la saignée, l'animal est posé en décubitus dorsal avec les pattes écartées. Une boutonnière juste en avant de l'orifice cloacal a été réalisée. A partir de cette boutonnière, une incision du plan cutané a été effectuée. De la même manière, une incision du plan musculaire a été réalisée. L'ensemble des organes digestifs a été extériorisé hors de la cavité abdominale afin de visualiser l'appareil génital mâle (**Fig. 11**).



**Figure 11** : Localisation anatomique des testicules chez *Gallus gallus domesticus*

- a : coq de chair
- b : coq de reproduction
- c : coq de ferme

Après le prélèvement des organes génitaux des trois coqs à l'aide d'une pince fine, ils ont été pesés séparément à l'aide d'une balance électronique de précision (0.0001g) (**annexe I**) puis sont fixés dans le formol à 10% en vue d'une étude histologique.

### Détermination du volume des gonades

À l'aide d'une règle métallique graduée, on a mesuré la longueur, et l'épaisseur des gonades (ovaire et testicule) pour déterminer le volume des organes chez les trois coqs.

### Technique histologique

La confection des coupes histologiques permet l'observation des tissus au microscope photonique après une coloration spécifique. Elle comporte plusieurs étapes, rapportées essentiellement dans Martoja (1967) et Gabe (1968).

Le matériel spécifique utilisé pour la technique histologique est présenté en **Annexe I**.

### Fixation

Le but de cette étape est d'assurer l'immobilisation des constituants tissulaires et cellulaires dans un état aussi proche que possible de l'état naturel. Le fixateur utilisé dans notre expérience est le formol à 10%, les pièces ont été plongées dans un volume 60 fois supérieur à leur volume. Chaque pièce est accompagnée d'une étiquette portant toutes les indications utiles. Nous avons réalisé des coupes fines. Les coupes ont été mises dans des cassettes d'inclusion bien identifiées en préparation de l'étape de circulation.

### II. 2.2.2 Déshydratation

Cette étape consiste à éliminer toute l'eau contenue dans les organes en vue de l'imprégnation ultérieure dans la paraffine, la paraffine n'étant pas miscible à l'eau. Les cassettes contenant l'organe à étudier sont mises dans cinq bains d'éthanal de degré croissant 70° (1bain), 96° (2bains), 100° (2bains) pendant 60 minutes pour chacun (**Annexe I : fiche technique**).

➤ **Eclaircissement** : Cette étape permet l'élimination complète des traces d'alcool éthylique et une bonne pénétration de la paraffine dans les tissus. Elle se fait par l'utilisation du xylène qui est un solvant miscible à la paraffine. L'éclaircissement passe par deux temps successifs en utilisant deux bains de xylène (**Annexe I : fiche technique**).

➤ **Pénétration des pièces par la paraffine** : Cette étape consiste à éliminer le xylène et à le remplacer par 03 bains de paraffine (**Annexe I : fiche technique 3**).

### III. 2.2.3 Inclusion

L'inclusion consiste à enfermer l'organe dans une cassette en plastique qui la pénètre intimement. On obtient alors un bloc de consistance homogène que l'on coupera au microtome.

### II. 2.2.4 Déparaffinage

Dans cette étape, ont été utilisés des moules de métal (tissus-TEK 111) et des cassettes en plastique sur lesquelles sont inscrites les indications de la pièce traitée. La paraffine fondue est versée dans les moules légèrement préchauffés à 45°C où on dépose délicatement l'organe imprégné. La cassette est déposée sur le moule. Le bloc n'est démoulé qu'après refroidissement total sur une plaque froide.

### II. 2.2.5 Microtomie

➤ **Confection des coupes :** Tout d'abord, installer le bloc sur le porte-bloc du microtome qui est réglé à 20 µm afin d'éliminer le surplus de la paraffine. Lorsque la pièce apparaît dans le plan de coupe, on ramène l'échelle à 2 µm pour obtenir des coupes fines sous forme de rubans.

➤ **Étalement des coupes :** La récupération des rubans a été faite à l'aide d'une lame sur un milieu liquide (bain- marie à 40°C). Les indications de l'organe sont gravées sur la lame correspondante. Les lames ont ensuite été séchées à l'étuve avant d'être colorées.

### II. 2.2.6 Coloration

Le but de la coloration est de rendre plus évidents les différents constituants cellulaires et tissulaires. Nous avons utilisé un appareil automatique de la marque leica st 4040. Nous plaçons les lames à l'intérieur du support de l'appareil qui les colorent dans des bains en plusieurs étapes (**Annexe I : fiche technique**). Dans la coloration de routine, les solutions d'hématoxyline contiennent de l'hématéine et un mordant métallique (sels d'aluminium ou de fer). Ce mordant est responsable de la coloration.

✚ L'éosine colore les cytoplasmes en rose et les fibres dans une gamme de roses plus ou moins vifs selon l'acidophilie des différents éléments.

✚ L'hématéine est une substance plutôt basique, qui colore les noyaux en violet donc colore les acides nucléiques. (Acide ammoniac favorise la fixation du bleu au niveau du noyau).

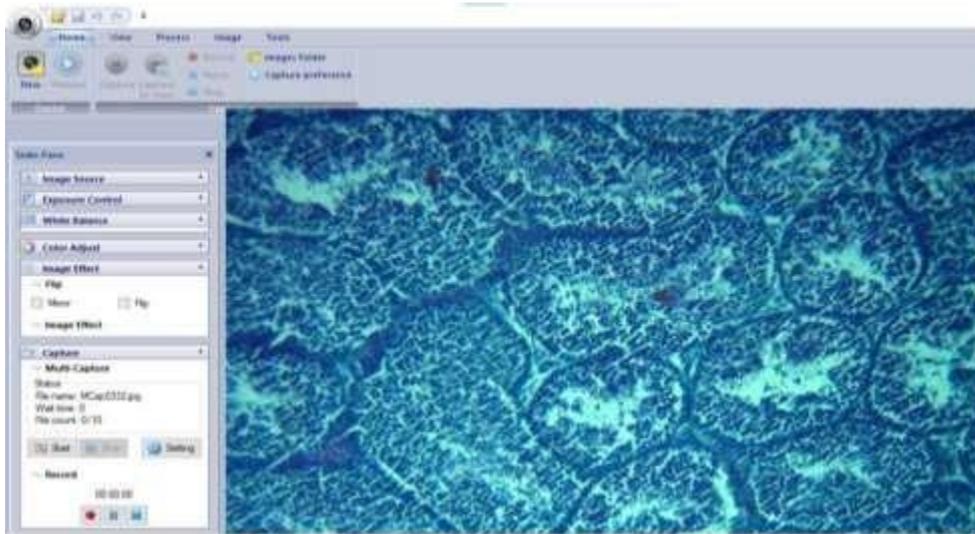
### II. 2.2.7 Montage

Le montage consiste à fixer une lamelle en verre sur l'échantillon histologique avec une goutte de l'Eukitt. Les lames sont ensuite nettoyées au xylène.

### II. 2.2.8 Observation au microscope photonique

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.

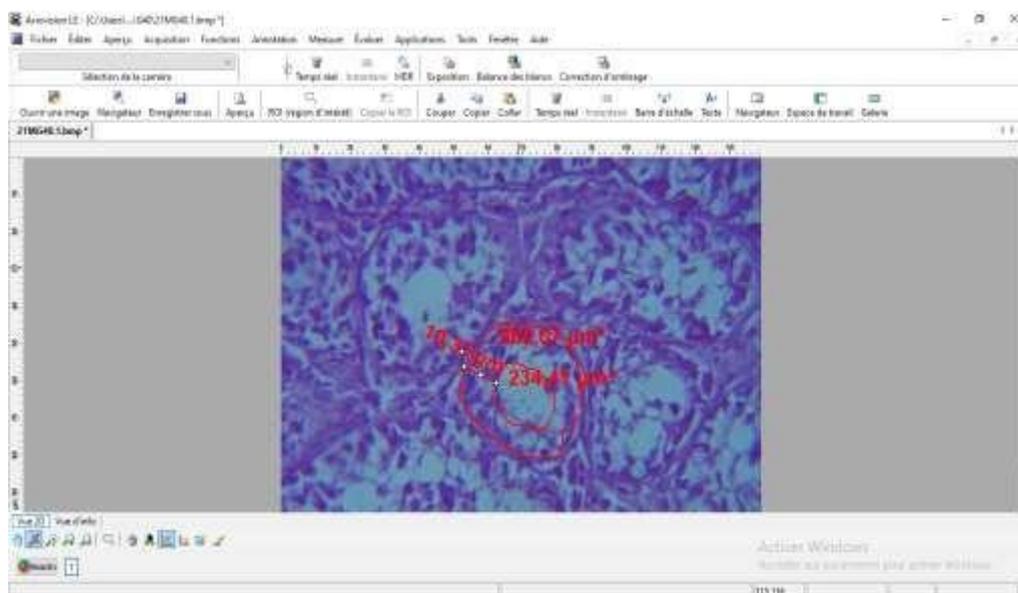
Les images sont capturées par un appareil photo numérique (HiROCAM, MA88-500, BME lab and Science, St. Paul, USA) connecté à un microscope photonique (Optika B 235, Italie) *via* le logiciel TS View (Microscopes America, Cumming, GA, USA) (**Figure** ).



**Figure 12:** Photo représentant la capture d'une image d'aspect histologique par un appareil photo numérique (HiROCAM, MA88-500, BME lab and Science, St. Paul, USA) connecté à un microscope

### Etude morphométrique

L'étude morphométrique a été réalisée à l'aide du logiciel de traitement d'images « Axion Vision » qui permet de mesurer, à l'échelle microscopique, les paramètres mesurés sont la surface des tubes séminifère, la surface des lumières leurs diamètres respectifs et la hauteur de l'épithélium séminifère, pour tous les points d'âges étudiés. Les diamètres et les hauteurs sont mesurés en  $\mu\text{m}$ , et les surfaces en  $\mu\text{m}^2$ . Nous avons pris différente section sur différents testicules, droit et gauche. Les sections mesurées sont celles qui montrent les structures les plus régulières possible, afin de travailler sur un échantillon homogène. Les sections allongées et / ou contournés ne sont que le reflet du contournement des tubes séminifères dans les testicules.



**Figure 13:** Méthode de mesure des surfaces du tube séminifère (exemple délimité par le tracé rouge) à l'aide du logiciel Axion Vision 4.6.3.0.

## II.2.4 Dosage des paramètres biochimiques et hématologiques

Les analyses biochimiques ont été réalisées au sein du laboratoire

### II.2.4.1-Dosage paramètres métaboliques

#### II.2.4.1.1-Glycémie

Principe : La glycémie est déterminée après réaction enzymatique. En présence de glucose-oxydase (GOD), le glucose est oxydé par l'oxygène de l'air en gluconolactone. L'eau oxygénée formée réagit, dans une réaction catalysée par la peroxydase (POD), Avec l' amino-4 phénazone et le phénol pour former un dérivé rouge. L'intensité de la coloration développée est directement proportionnelle à la concentration en glucose et elle est mesurée par photométrie (**Trinder, 1969**) (Longueur d'onde : 500 nm).



Calcul de la concentration : La concentration du glucose est calculée par la formule suivante :

#### II.2.4.1.2-paramètres lipidiques

- **Dosage du cholestérol plasmatique**

Principe : Le cholestérol plasmatique est mesuré par une méthode enzymatique au Cholestérol estérase (**Allain et al ; 1974**), l'intensité de la couleur formée est proportionnelle à la concentration de cholestérol présent dans l'échantillon testé (**Meiattini et al., 1978 ; Naito et al., 1984**), selon les réactions décrites comme suit :



La lecture se fait au spectrophotomètre (Longueur d'onde : 500nm)

- **Dosage des triglycérides plasmatiques**

Principe : Les triglycérides sont dosés après hydrolyse enzymatique par des lipases.

L'indicateur est une quinone-imine formée à partir de peroxyde d'hydrogène, de 4-aminophénazone et de 4-chlorophénol, la réaction étant catalysée par la peroxydase (**Tietz,1990**). (Longueur d'onde : 500nm).



**POD**

2H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>+4 chlorophénol+PAP  $\longrightarrow$  Quinonimine(rose+HCl +H<sub>2</sub>O)

#### II.2.4.2-Dosage de testostérone plasmatique

La recueille du sang artériovoineux dans des tubes froids héparinés pour doser la testostérone des coqs puis centrifugés à l'aide d'une centrifugeuse (3000 tour/min) pour récupérer le plasma dans des tubes secs. Ces derniers ont été transférés vers le laboratoire d'analyses de biologie médicale.

Le dosage de testostérone est un test quantitatif automatisé permettant la mesure quantitative de la testostérone totale dans le sérum ou le plasma, dans laquelle les anticorps anti-testostérone 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.

- Méthode d'analyse

Le dosage de testostérone est effectué par une méthode ECLIA (The Electro-Chemiluminescence Immuno-Assay) par compétition à l'aide de l'appareil Elecsys Testosterone II.

- Principe

Durée totale du test : 18 minutes.

- 1ère incubation : 20 µl de l'échantillon sont incubés avec un anticorps monoclonal biotinylé spécifique à la testostérone. Les sites de liaison de l'anticorps marqué deviennent occupés par l'analyte d'échantillon (en fonction de sa concentration).
- 2ème incubation : Après l'ajout de microparticules enrobées de streptavidine et d'un dérivé de testostérone étiqueté avec un complexe de ruthénium, le complexe devient lié à la phase solide par l'interaction de la biotine et de la streptavidine.
- Le mélange réactionnel est aspiré dans la cellule de mesure où les microparticules sont capturées magnétiquement sur la surface de l'électrode. Les substances non liées sont ensuite retirées avec ProCell/ProCell M. L'application d'une tension à l'électrode induit alors une émission chimiluminescente qui est mesurée par un photomultiplicateur. Les résultats sont déterminés à l'aide d'une courbe d'étalonnage.

#### II.2.4.3- Paramètres hématologiques

Les paramètres hématologiques sont déterminés par la méthode de Coulter en utilisant l'auto analyseur spécifique de la FNS, (mindray BC-3000 Plus).

Le mode de fonctionnement de cet automate est basé sur l'aspiration d'une quantité connue de sang total, dilué au préalable par des solutions de dilution adaptées pour chaque type de cellules. Pour la FNS, quelques paramètres hématologiques ont été traités automatiquement (les Globules rouges (GR), les globules blancs (GB), l'hémoglobine (Hb) et l'hématocrite (Ht).

Le sang est aspiré dans des canalicules de diamètres très faibles, permettant le passage des cellules « en file indienne », ce qui entrave la réception d'un faisceau lumineux par une cellule photoélectrique. Le dosage de l'hémoglobine est basé sur une méthode colorimétrique

permettant à l'aide d'un acide (le cyanure de potassium) de transformer l'hémoglobine en cyan méthémoglobine. L'hématocrite ainsi que les indices érythrocytaires (VGM, CCMH et TGMH) sont calculés par intégration mathématique selon les formules classiques introduites dans le logiciel de calcul de l'automate. Cela n'empêche pas que la FN puisse être réalisé par un technicien de laboratoire sur un frottis sanguin à l'aide d'un microscope (Caquet, 2008). Les valeurs relatives de la formule leucocytaire sont établies sur la base de l'observation des frottis sanguins. Les valeurs absolues sont ensuite calculées sur la base du nombre total de globules blancs pour chaque perdrix.

#### A. Principe de Mesure de GB (globules blancs) /GR (globules rouges) /Plaquettes

Ils sont mesurés par la méthode de l'impédance, l'analyseur aspire un volume d'échantillon le dilue avec un volume de solution conductrice et délivre la dilution à l'unité de dosage où une paire d'électrodes est positionnée des deux côtés de l'ouverture pour créer une alimentation à courant constant. Le nombre d'impulsions générées indique le nombre de particules passées à travers l'ouverture et l'amplitude de chaque impulsion est proportionnelle au volume de chaque particule. Les lyses et les diluants modifient la taille de chaque type de GB de diverses manières et à des moments différents. Les GB sont ainsi séparés en 3 parties de la plus grande taille à la plus petite : lymphocytes, cellules de taille moyenne (y compris les monocytes, les éosinophiles et les basophiles) ainsi que les granulocytes ; le pourcentage de chacune est calculé comme suit :

$$\text{Lymph\%} = [\text{PL} / (\text{PL} + \text{PM} + \text{PG})] \times 100$$

$$\text{Mon \%} = [\text{PM} / (\text{PL} + \text{PM} + \text{PG})] \times 100$$

$$\text{Gran \%} = [\text{PG} / (\text{PL} + \text{PM} + \text{PG})] \times 100$$

#### B. Mesure de l'hémoglobine (Hb)

L'hémoglobine est déterminée par la méthode colorimétrique, l'échantillon dilué est livré au bain de comptage de GB où il est mélangé à des bulles avec une quantité de lyse qui brise les globules rouges et convertit l'hémoglobine en un complexe d'hémoglobine. Une lampe LED est montée sur un côté du bain et émet un faisceau de lumière monochromatique avec une longueur d'onde centrale de 530-535 nm. La lumière est reçue par un capteur optique monté sur le côté opposé. Le signal de tension est amplifié, mesuré et comparé aux lectures de références (lecture de diluant seulement) et l'Hg (g/L) sont mesurés et calculés automatiquement.  $\text{Hg (g/L)} = \text{constant} \times \text{Ln}(\text{Blank photocurrent / sample photocurrent})$

#### C. Hématocrite

L'hématocrite est le pourcentage en volume occupé par la population érythrocytaire dans le sang. Il varie selon le degré de dilution du sang et la numération érythrocytaire.

#### D. Volume Globulaire Moyen (VGM)

Le VGM exprime le volume moyen d'une hématie. Il se mesure en  $\mu\text{m}$  et se calcule en effectuant le rapport de l'hématocrite (=Ht exprimé en pourcentage et multiplié par (10) à la numération globulaire (=NG exprimée en millions par  $\text{mm}^3$ ) (Pellier., 2004).

$$\text{VGM (fl)} = \text{Ht (\%)} \times 10 / \text{NG (millions/mm}^3\text{)}$$

### E. Concentration corpusculaire moyenne en hémoglobine (CCMH)

Le CCMH exprime la concentration moyenne de l'hémoglobine dans les globules rouges. Elle est obtenue en g/100ml en effectuant le rapport du taux d'hémoglobine (= Hb exprimé en g/100 ml et multiplié par 100) à l'hématocrite en pourcentage (**Pellier., 2004**).

$$\text{CCMH (g/dL)} = \text{Hb (g/dL)} \times 100 / \text{Ht (\%)}$$

### F. Teneur globulaire moyenne en hémoglobine (TCMH)

C'est la quantité d'hémoglobine présente en moyenne dans un globule rouge, elle est obtenue en pictogrammes en effectuant le rapport du taux d'hémoglobine (exprimé en grammes pur 100 ml et multiplié par 10) à la numération globulaires (exprimée en millions par mm<sup>3</sup>) (**kolb, 1974**).

$$\text{TCMH (pg)} = \text{Hb (g/d)} \cdot 10 / \text{NG (millions/mm}^3\text{)}$$

## II.2.5-Analyse statistique

Les résultats obtenus sont présentés sous forme de moyennes  $\pm$  ESM. La moyenne arithmétique des valeurs individuelles est calculée pour chaque mois et pour chaque paramètre et les valeurs de l'erreur standard à la moyenne « ESM » ont été calculées par Excel. Après collection des données, les tests de Shapiro Wilk ont été appliqués pour une vérification de la normalité et de l'égalité des variances. Les présentations graphiques sont tracées grâce au l'EXCEL 2013. La validité statistique des différences est calculée par l'ANOVA à une voie en utilisant le logiciel GraphPad PRISM version Trial Le test Tukey est utilisé pour la comparaison *post hoc* entre les groupes expérimentaux. La significativité des différences est retenue au taux de 5%.

- *Moyenne arithmétique (x) des valeurs individuelles*

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

n: nombre de valeurs

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

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

- *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 (\*\*\*)

### III.1- RESULTATS

Notre travail porte sur la comparaison de l'appareil génital du coq chez deux races, l'une locale en élevage traditionnel et l'autre de production et reproduction en élevage moderne.

Notre étude est devisée en quatre parties :

- ❖ La première partie concerne une étude macroscopique, afin de comparer les différents paramètres morphologique « le poids corporel, le poids testiculaire et le volume testiculaire, le poids épидидyme, le poids du canal déférent ».

- ❖ La deuxième partie concerne une étude histomorphométrique des coupes histologiques des testicules, des épидидymes et des canaux déférents des trois coqs.

- ❖ La troisième partie concerne le dosage hormonal afin de comparer le taux de la testostérone plasmatique chez les animaux étudiés.

- ❖ La quatrième partie concerne les paramètres métaboliques (biochimiques et hématologiques) afin de comparer le taux de la testostérone plasmatique chez les animaux étudiés.

#### III.1.1- Etude des paramètres macroscopiques

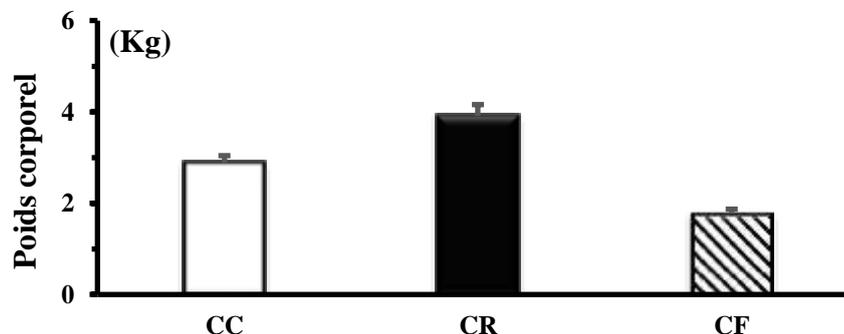
Nous avons effectué une comparaison des paramètres morphologiques chez les trois lots (coq de chair, coq de reproduction et coq ferme) étudiés.

##### III.1.1.1- Poids corporel

La figure 14 représente le poids corporel moyen chez les trois lots étudiés. Il ressort que :

- ✚ Le poids vif du coq de reproduction est plus faible par rapport à celui du coq de chair, cette différence est statistiquement très significative ( $2,863 \pm 0,185 \text{ kg}$  vs.  $3,754 \pm 0,198$ ; 31,094% ;  $p=0,0027$ ).

- ✚ Le poids vif du coq de ferme est plus faible que celui du coq de chair, la différence est statistiquement très significative ( $1,76 \pm 0,0968 \text{ kg}$ . vs.  $2,863 \pm 0,185 \text{ kg}$  ; -38,544% ;  $p=0,00031$ ).



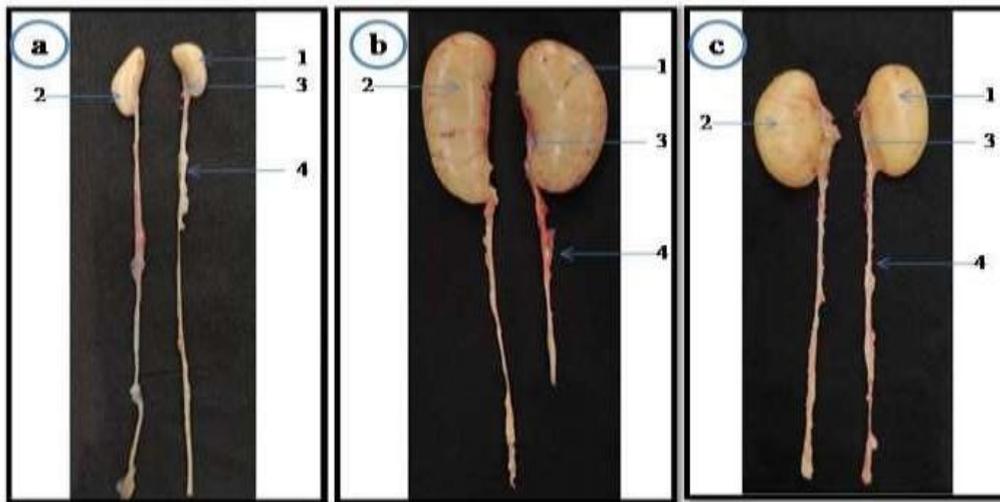
**Figure 14 :** Poids corporel chez *Gallus gallus domesticus*

CC ; coc de chair ; CR : coc de reproduction ; CF : coc de ferme

✚ Le poids vif du coq de ferme est plus faible par rapport à celui du coq de reproduction, cette différence est statistiquement très significatif ( $1,76 \pm 0,0968$  kg. vs.  $3,754 \pm 0,193$ ; - 53,121 ;  $p=8,406 \cdot 10^{-8}$ ).

### III.1.1.2 Aspect général de l'appareil reproducteur

Nous avons effectué une comparaison macroscopique de l'appareil génital du coq chez les deux races l'une locale de type de ferme et l'autre commerciale et reproduction de type de chair obtenu après dissection (**figure 15**). C'est ainsi que nous avons observé que l'appareil génital du coq est constitué de deux testicules identiques, chaque testicule est coiffé par l'épididyme et le canal déférent.



**Figure 15** : Représente l'appareil génital mâle chez les deux races (race de production et reproduction et la race locale),

a : Coq de race de production (poulet de chair); b : Coq de race de reproduction (poulet de chair) ; c : Coq de race locale (poule de ferme).

let 2 : testicule; 3 : l'épididyme ; 4 : canal déférent

#### 1- Du testicule

Après l'extraction du testicule des appareils génitaux, pour une comparaison macroscopique on a enregistré les données illustrées dans le tableau I.

Organe Races	Testicule (cm)			
	Langueur	Largeur	Forme	Couleur
Poulet de chair (production)	1,8 à 2,1	0,5 à 0,9	Ovoïde plus allongé	Blanchâtre peu vascularisation
Poulet de chair (reproduction)	4,5 à 6	2,5 à 3,5	Haricot	Blanchâtre très vascularisé
Poule de ferme	3 à 4,5	2 à 3,5	Ovoïde	

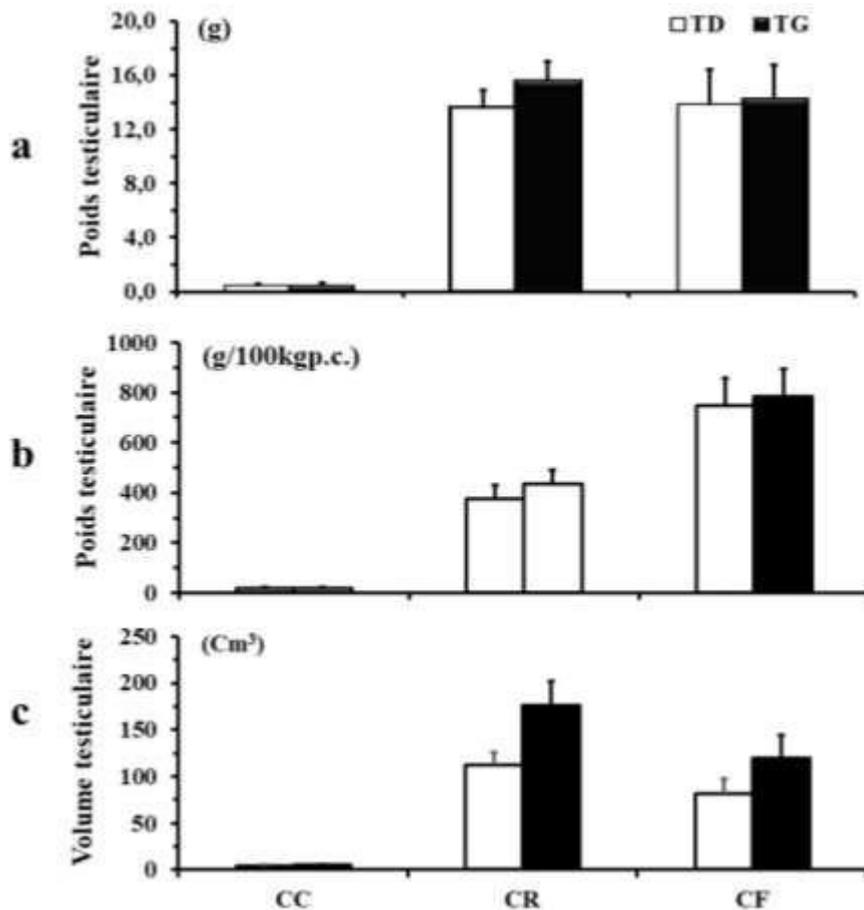
**Tableau III** : Caractéristique du testicule chez *Gallus gallus domesticus*.

## A. Effet de la race sur le poids et le volume testiculaire

### A.1- Dimorphisme testiculaire

La figure 16 représente la différence du poids et du volume testiculaire du testicule gauche comparée au testicule droit chez les trois lots.

✚ **Chez le coq de chair :** Le poids et le volume du testicule gauche chez le coq de chair semble légèrement supérieur à celui du testicule droit. Les différences sont de 3,9% ( $p=0,874$ ), 5,0 % ( $p=0,841$ ) et 15,4% ( $p=0,572$ ) en valeur absolue et en valeur relative et en volume respectivement.



**Figure 16 :** Dimorphisme testiculaire (poids et volume) chez *Gallus gallus domesticus*.

a : Poids en valeur absolue

b : Poids en valeur relative

c : Volume testiculaire

CC ; coc de chair ; CR : coc de reproduction ; CF : coc de ferme

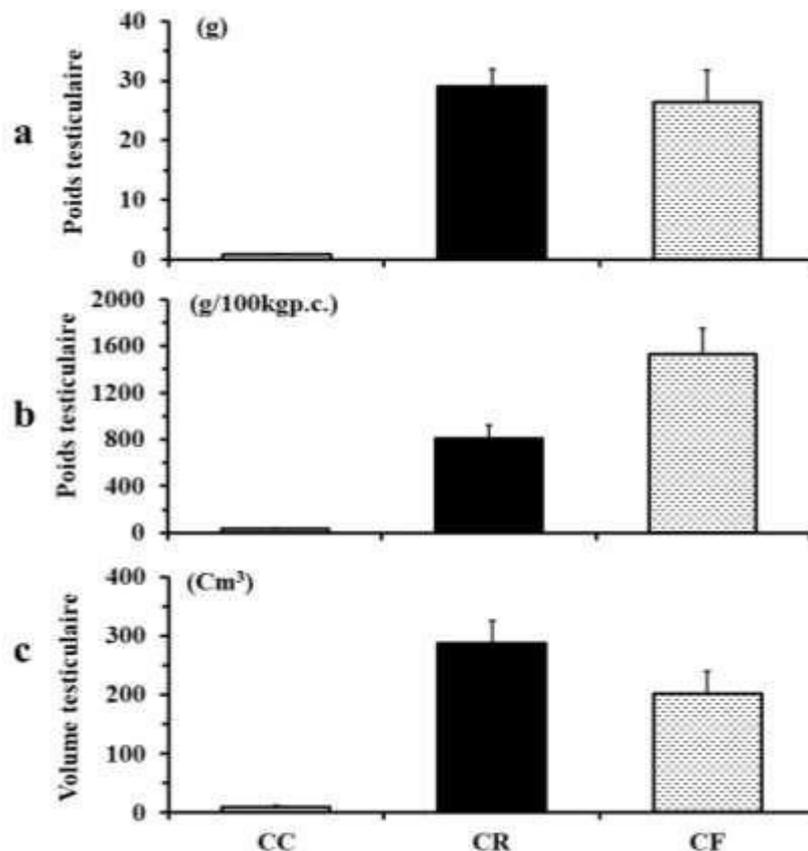
✚ **Chez le coq de reproduction :** Le poids du testicule gauche chez la poule de reproduction semble légèrement supérieur à celui du testicule droit. Les différences sont de 14,7% ( $p=0,333$ ) ; 14,8% ( $p=0,478$ ) 57,5% ( $p=0,044$ ) en valeur absolue et en valeur relative et en volume respectivement.

✚ **Chez le coq de ferme** : Le poids et le volume du testicule gauche semble légèrement supérieur à celui du testicule droit. Les différences sont de 3,6 % . (p=0,893) ; 5,0%. (p=0,818) et 46,6 % (p=0,291) en valeur absolue et en valeur relative et en volume respectivement.

### A.2- Poids testiculaire

La figure 17 représente le poids et le volume testiculaire moyen en valeur absolue et relative chez les trois lods de *Gallus gallus domesticus*.

✚ Le poids et le volume testiculaire chez le coq de reproduction est plus élevé que celui du coq de chair, les différences sont statistiquement hautement significatives ( $29,1 \pm 2,8$ g vs  $0,8 \pm 0,1$  ; 3416% ; p=0,00003) en valeur absolue et en volume ( $287,5 \pm 37,5$ cm<sup>3</sup> .vs  $9,6 \pm 1,5$ cm<sup>3</sup> ; 2895% ; p=0,00001) et très significative en valeur relative ( $811,6 \pm 107,9$  vs  $36,8 \pm 6,0$  g/100g p.c. ; 2108 % , p=0,0022).



**Figure 17** : Poids et volume testiculaire chez *Gallus gallus domesticus*

a : Poids en valeur absolue

b : Poids en valeur relative

c : Volume testiculaire

CC ; coc de chair ; CR : coc de reproduction ; CF : coc de ferme

✚ Le poids testiculaire chez le coq de ferme est plus élevé que celui du coq de chair, les différences sont statistiquement hautement significatives que ce soit en valeur absolue qu'en valeur relative respectivement ( $26,4 \pm 5,4$  g vs  $0,8 \pm 0,1$  et g/100g p.c. 3090%, p=0,000112) et ( $1529,7 \pm 217,15$  vs  $36,8 \pm 6,0$  : 4062%, p=6.195 10<sup>-7</sup>) et très significatives en volume testiculaire ( $201,1 \pm 39,9$ cm<sup>3</sup> .vs.  $9,6 \pm 1,5$ cm<sup>3</sup> ; 1995 ; p=0,0016).

✚ Le poids testiculaire chez le coq de ferme est plus élevé que celui du coq de reproduction, les différences sont statistiquement non significatives en valeur absolue ( $26,4 \pm 5,4$  g vs.  $29,1 \pm 2,8$ g ; -9%,  $p=0,8490$ ) et en volume ( $201,1 \pm 39,9$ cm<sup>3</sup> vs.  $287,5 \pm 37,5$ cm<sup>3</sup> ; -30%  $p=0,181$ ) et très significative en valeur relative ( $1529,7 \pm 217,15$  vs  $811,6 \pm 107,9$  ; 88,12%,  $p=0,0043$ ).

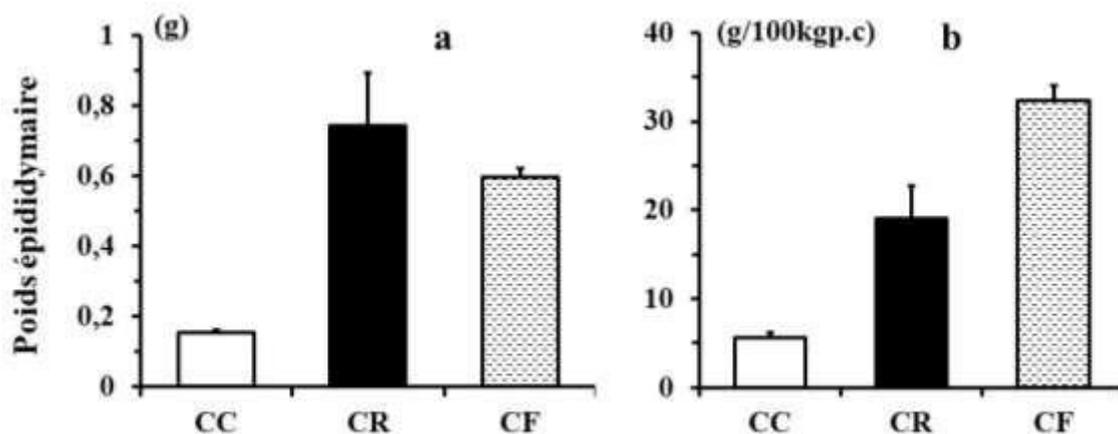
## 2. De l'épididyme

### A. Effet de la race sur le poids épидидymaire

✚ Le poids épидидymaire chez le coq de reproduction est plus élevé que celui du coq de chair, les différences sont statistiquement très significatives que ce soit en valeur absolue ( $0,744 \pm 0,15$ g vs  $0,160 \pm 0,01$ g ; 378 %,  $p=0,003$ ) qu'en valeur relative ( $19,0 \pm 3,2$ g vs  $5,6 \pm 0,6$ g ; 241%,  $p=0,0008$ ).

✚ Le poids épидидymaire moyen chez le coq de ferme est plus élevé que celui du coq de chair, les différences sont statistiquement significatives en valeur absolue ( $0,60 \pm 0,03$  vs  $0,16 \pm 0,01$ g ; 283 %,  $p=0,011$ ) et hautement significatives qu'en valeur relative ( $32,4 \pm 1,6$ g vs  $5,6 \pm 0,6$ g ; 482%,  $p=5,59 \cdot 10^{-07}$ ).

✚ Le poids épидидymaire chez le coq de ferme est plus faible que celui du coq de reproduction en valeur absolue, la différence est statistiquement non significative ( $0,60 \pm 0,03$  vs  $0,744 \pm 0,15$ g ; -20%,  $p=0,878$ ) et devient plus élevé et statistiquement hautement significatives en valeur relative ( $32,4 \pm 1,6$ g vs  $19,0 \pm 3,2$ g ; 71%,  $p=0,00018$ ),



**Figure 18** : Poids épидидymaire chez *Gallus gallus domesticus*

CC ; coc de chair ; CR : coc de reproduction ; CF : coc de ferme

a : Poids en valeur absolue

b : Poids en valeur relative

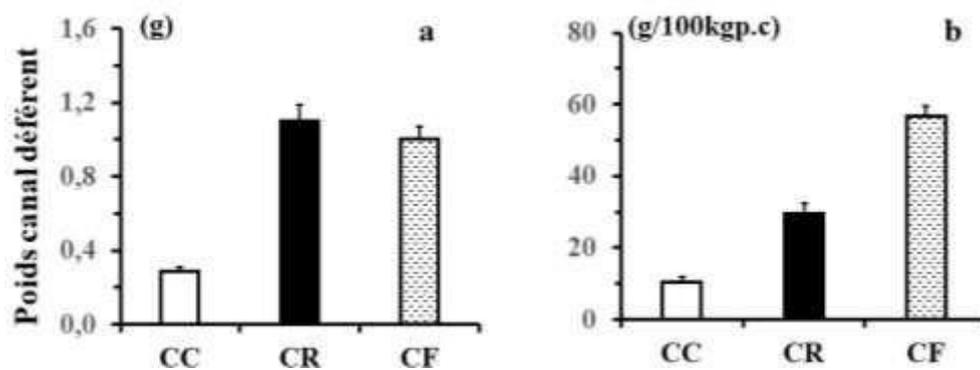
### 3. Poids du canal déférent

✚ Le poids du canal déférent chez le coq de reproduction est plus élevé que celui du coq de chair, les différences sont statistiquement hautement significatives en valeur absolue ( $1,1 \pm 0,09$

vs  $0,28 \pm 0,03$  ; 288%,  $p=8,03 \cdot 10^{-07}$ ) et en valeur relative ( $29,7 \pm 2,71$  vs  $10,31 \pm 1,60$  : 188,05%,  $p=0,00018$ ).

✚ Le poids du canal déférent chez le coq de ferme est plus élevé que celui du coq de chair, les différences sont statistiquement hautement significatives que ce soit en valeur absolue ( $1,0 \pm 0,07$  vs  $0,28 \pm 0,03$  ; 288%,  $p=6,81 \cdot 10^{-6}$ ) qu'en valeur relative ( $56,7 \pm 3,0$  vs  $10,3 \pm 1,60$  : 450%,  $p=6,6810^{-9}$ ).

✚ Contrairement au poids épидидymaire, le poids du canal déférent chez le coq de ferme est plus faible que celui du coq de reproduction en valeur absolue ( $1,0 \pm 0,07$  vs  $1,1 \pm 0,09$ ), la différence est statistiquement non significative (-9%,  $p=0,593$ ) et plus élevé en valeur relative ( $56,7 \pm 3,0$  vs  $29,7 \pm 2,71$ ) ; la différence est statistiquement hautement significative (91%,  $p=0,16510^{-6}$ ).



**Figure 19** : Poids du canal déférent chez *Gallus gallus domesticus*

a : Poids en valeur absolue

b : Poids en valeur relative

CC ; coc de chair ; CR : coc de reproduction ; CF : coc de ferme

## III.2-Etude des paramètres microscopiques

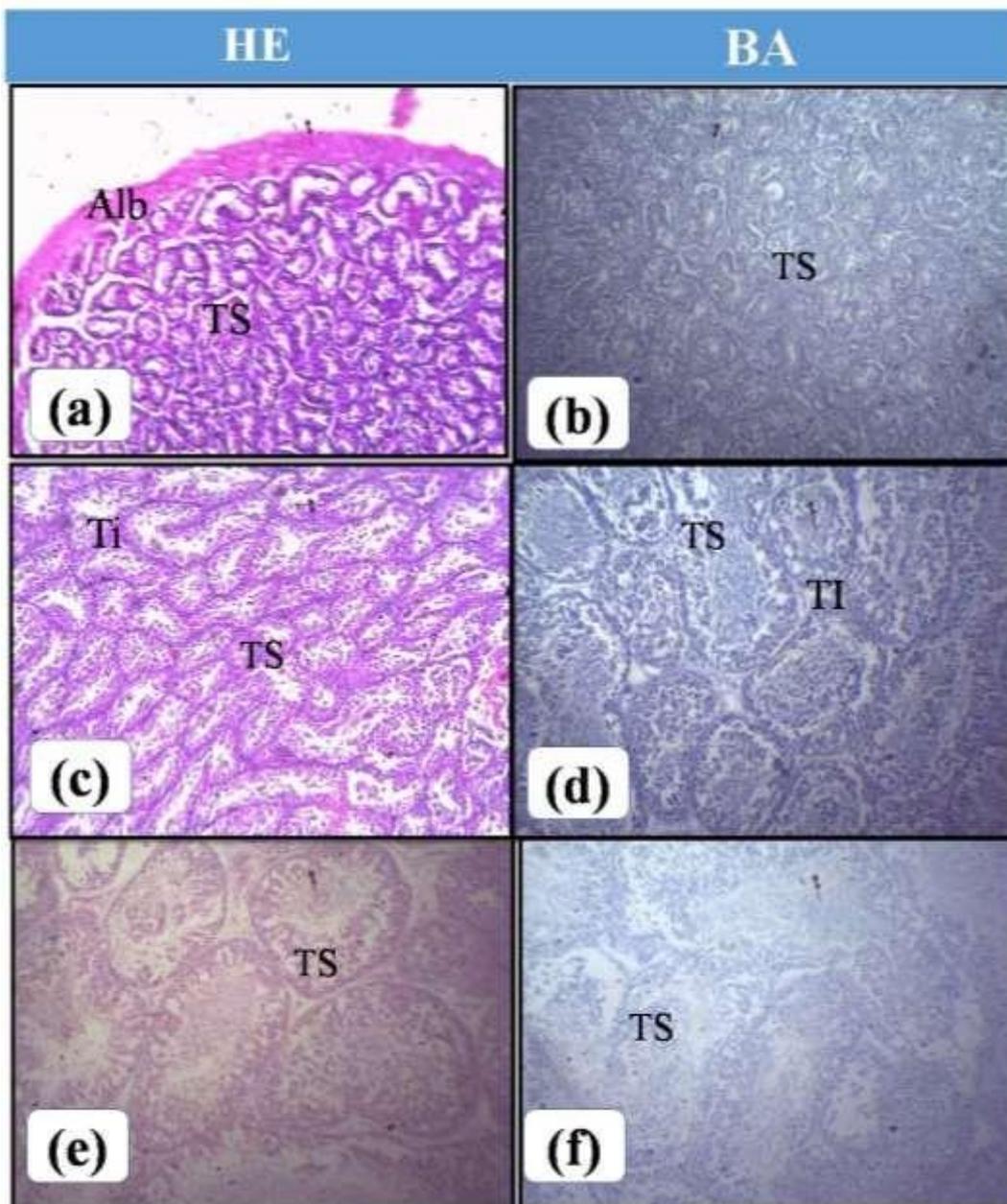
### III.2.1- Testicules

Nous présenterons l'analyse histologique du testicule notamment des tubes séminifères. Les lames histologiques ont été colorée par l'hématoxyline éosine (figure 20, 22 et 23 a, c et e) et Bleu Alcian (figure 20, 22 et 23b, d et f) et observées sous le microscope photonique à différents grossissements

Au faible grossissement **Gx10** :

- **Pour le coq de chair** : Les tubes séminifères sont de petite taille, très rapprochés avec une lumière centrale réduite parfois absente, séparés les uns des autres par un espace interstitiel, où se parcourent des vaisseaux sanguins (figure 20 a et b).
- **Coq de reproduction et Coq de ferme** : nous notant la présence de deux compartiments au niveau du parenchyme testiculaire, un compartiment tubulaire, regroupe les tubes séminifères, qui sont volumineux avec une lumière bien développée, et l'autre est l'inter tubulaire, c'est un espace interstitiel qui sépare les tubes séminifères. On note aussi la présence

d'un nombre important des vaisseaux sanguins (figure 20 c, d) pour le coq de reproduction et (figure 20 e, f) pour le coq de ferme.



**Figure 20** : Aspect structural du testicule chez *Gallus gallus domesticus* coloré par hématoxyline éosine (HE) (a, c et e) et Bleu Alcian (BA) (b, d et f) observé au microscope photonique. G×10. Scal bar : 100µm.

**TI** : Tissu interstitiel ; **TS** : Tube séminifère ; **Alb** : Albuginé.

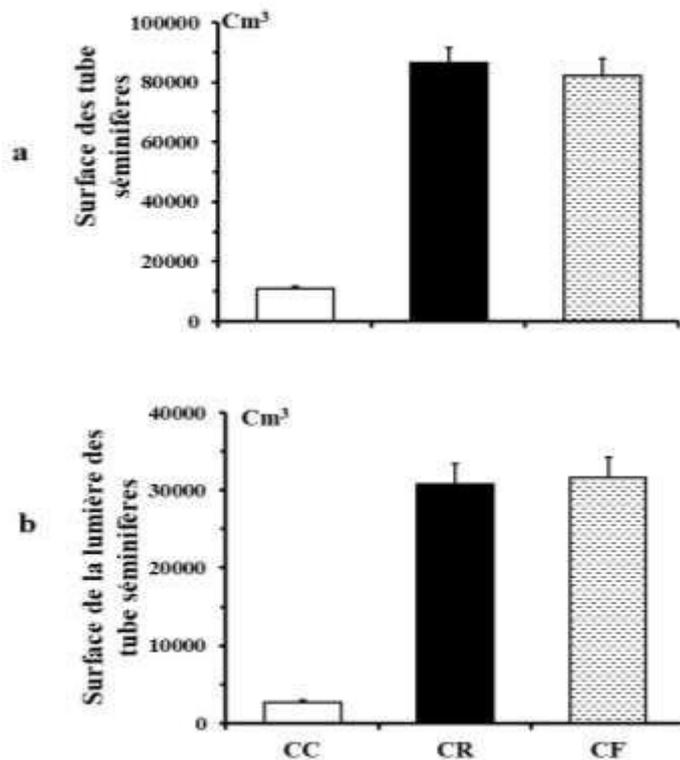
**L'étude morphométrique présentée en figure 21 a montré que :**

Comparant la surface des tubes séminifères et celle la lumière de ces tubes des coqs de reproduction par rapport aux coqs de chair, nous constatant que pour le coq de reproduction, les surfaces sont beaucoup plus élevées, les différences sont statistiquement hautement significatives ( $86336,4 \pm 5306,9 \mu\text{m}^2$  vs  $11081 : 07 \pm 489,36 \mu\text{m}^2$  ; 679,1%,  $p=510^{-9}$ ) et

( $30764,09 \pm 2608,8 \mu\text{m}^2$  vs  $2748,60 \pm 228,8 \mu\text{m}^2$  ; 1019,2%,  $p=5 \cdot 10^{-9}$ ) respectivement pour les tubes séminifères et leurs lumières.

✚ La surface de ces tubes chez le coq de ferme est plus élevée que celui du coq de chair, les différences sont statistiquement hautement significatives ( $82019,2 \pm 6011,64 \mu\text{m}^2$  vs  $11081,07 \pm 489,36 \mu\text{m}^2$  ; 640,2%,  $p=5 \cdot 10^{-9}$ ). Les mêmes constatations ont été observé pour la lumière ( $31553,14 \pm 2736,17 \mu\text{m}^2$  vs  $2748,60 \pm 228,8 \mu\text{m}^2$  ; 1047,9%,  $p=5 \cdot 10^{-9}$ ).

✚ La surface de ces tubes et leurs lumières chez le coq de ferme sont plus faibles que celle du coq de reproduction, les différences sont statistiquement non significatives ( $82019,2 \pm 6011,6 \mu\text{m}^2$  vs  $8633,4 \pm 5306,9 \mu\text{m}^2$  ; -5,0003%,  $p=0,789$ ) pour celles des tubes et ( $31553,14 \pm 2736,17 \mu\text{m}^2$  vs  $1288,15 \pm 88,47 \mu\text{m}^2$  ; 2,6%,  $p=0,964$ ) pour la lumière



**Figure 21** : Morphométrie testiculaire chez *Gallus gallus domesticus*

a : Surface des tubes séminifère

b : Surface de la lumière des tubes séminifère

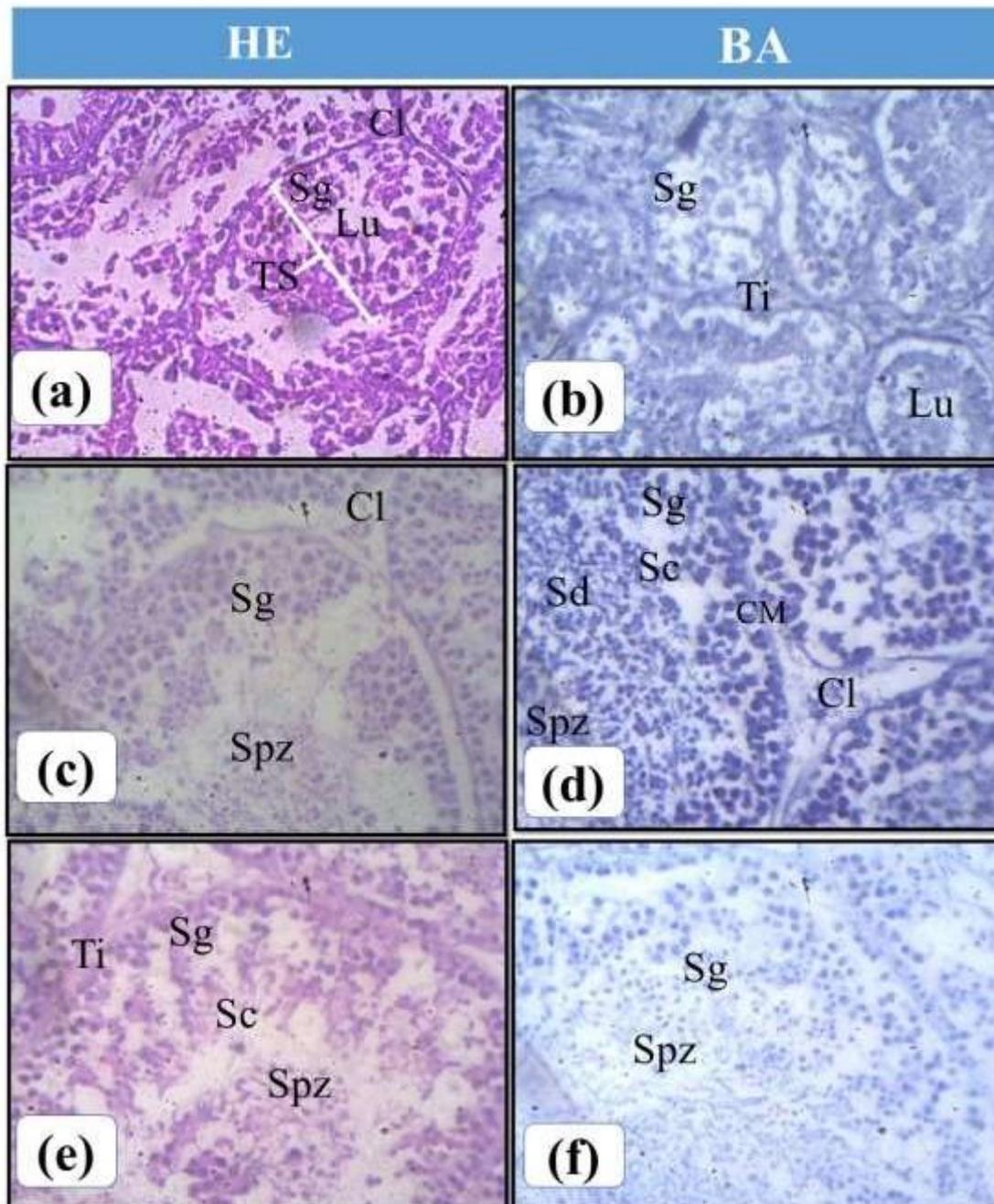
CC ; coc de chair ; CR : coc de reproduction ; CF : coc de ferme

#### Au fort grossissement Gx40 et Gx100

➤ **Coq de chair** : Le tube séminifère est entouré par une lame basale et avec des petites ébauches de la lumière bien visible, bordée par un épithélium séminifère, séparé par un tissu interstitiel. Ce dernier contient le tissu conjonctif dans laquelle sont disséminées les cellules de Leydig (figure 22a et b) pour grossissement Gx40 et (figure 23a et b) pour grossissement pour grossissement Gx100.

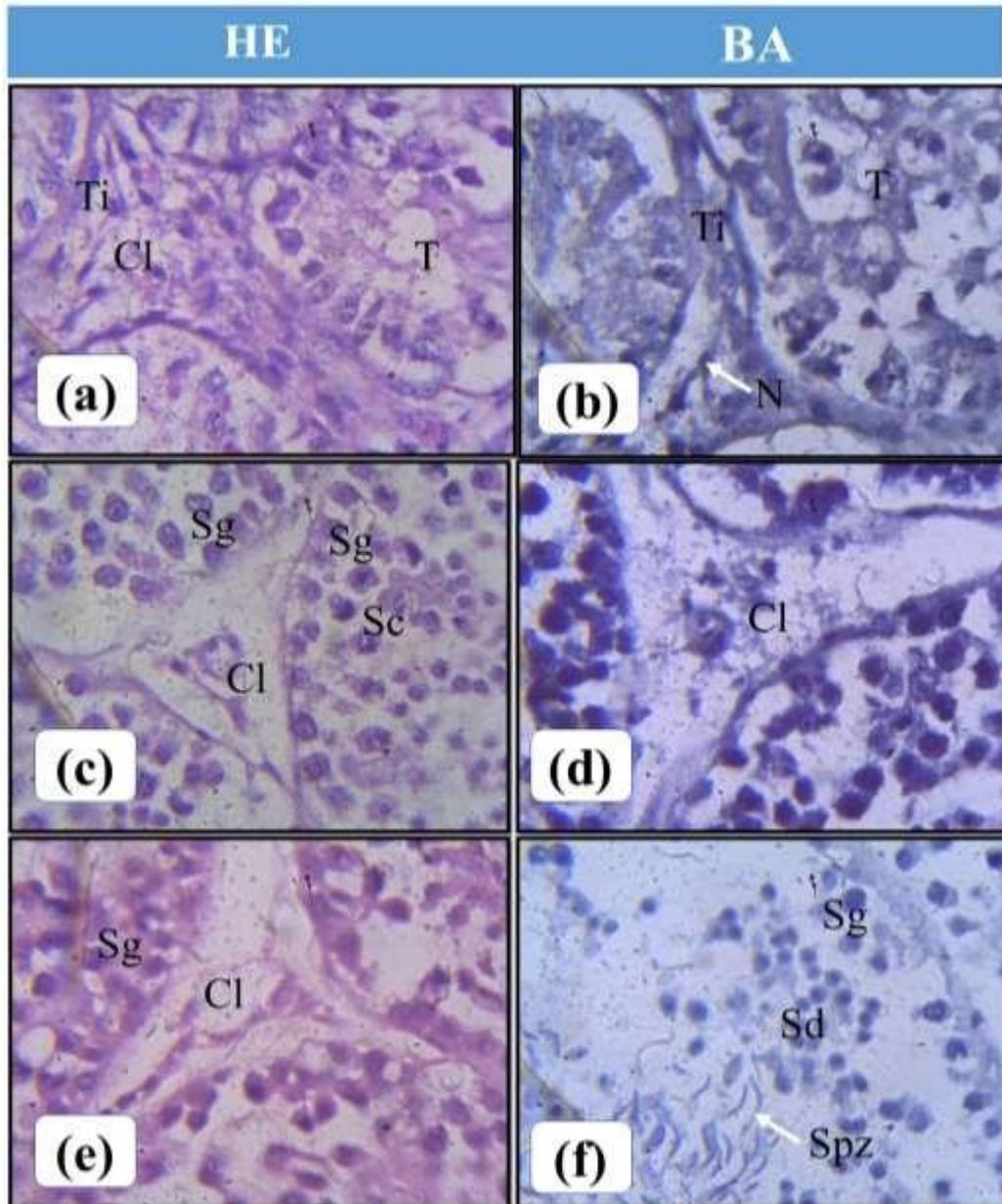
➤ **Coq de reproduction et Coq de ferme** : Les tubes séminifères contiennent un épithélium séminifère formé par les cellules de Sertoli organisées en une seule couche de

cellules géantes. Elles supportent l'ensemble des cellules germinales. La lumière centrale est occupée par les spermatozoïdes. La lame basale entoure le tube séminifère qui comporte des cellules fusiformes appelées cellules myoïdes qui forment une sorte de ceinture péri tubulaires, les tubes séminifères sont séparés par un tissu interstitiel qui contient le tissu conjonctif où les cellules de Leydig sont disséminées (figure 22).



**Figure 22** : Aspect structural du testicule chez *Gallus gallus domesticus* coloré par hématoxyline éosine (HE) (a, c et e) et Bleu Alcian (BA) (b, d et f) observé au microscope photonique. G×40. Scal bar : 50µm.

**TI** : Tissu interstitiel ; **TS** : Tube séminifère ; **VS** : Vaisseau sanguin ; **CL** : cellule de Leydig, **SC** : spermatocyte ; **SG** : spermatogonie ; **LB** : lame basale ; **SD** : spermatide ; **LU** : lumière ; **Spz** : spermatozoïde ; **CM** : cellule myoïde.



**Figure 23 :** Aspect structural du testicule chez *Gallus gallus domesticus* coloré par hématoxyline éosine (HE) (a, c et e) et Bleu Alcian (BA) (b, d et f) observé au microscope photonique. G×100. Scal bar : 10µm.

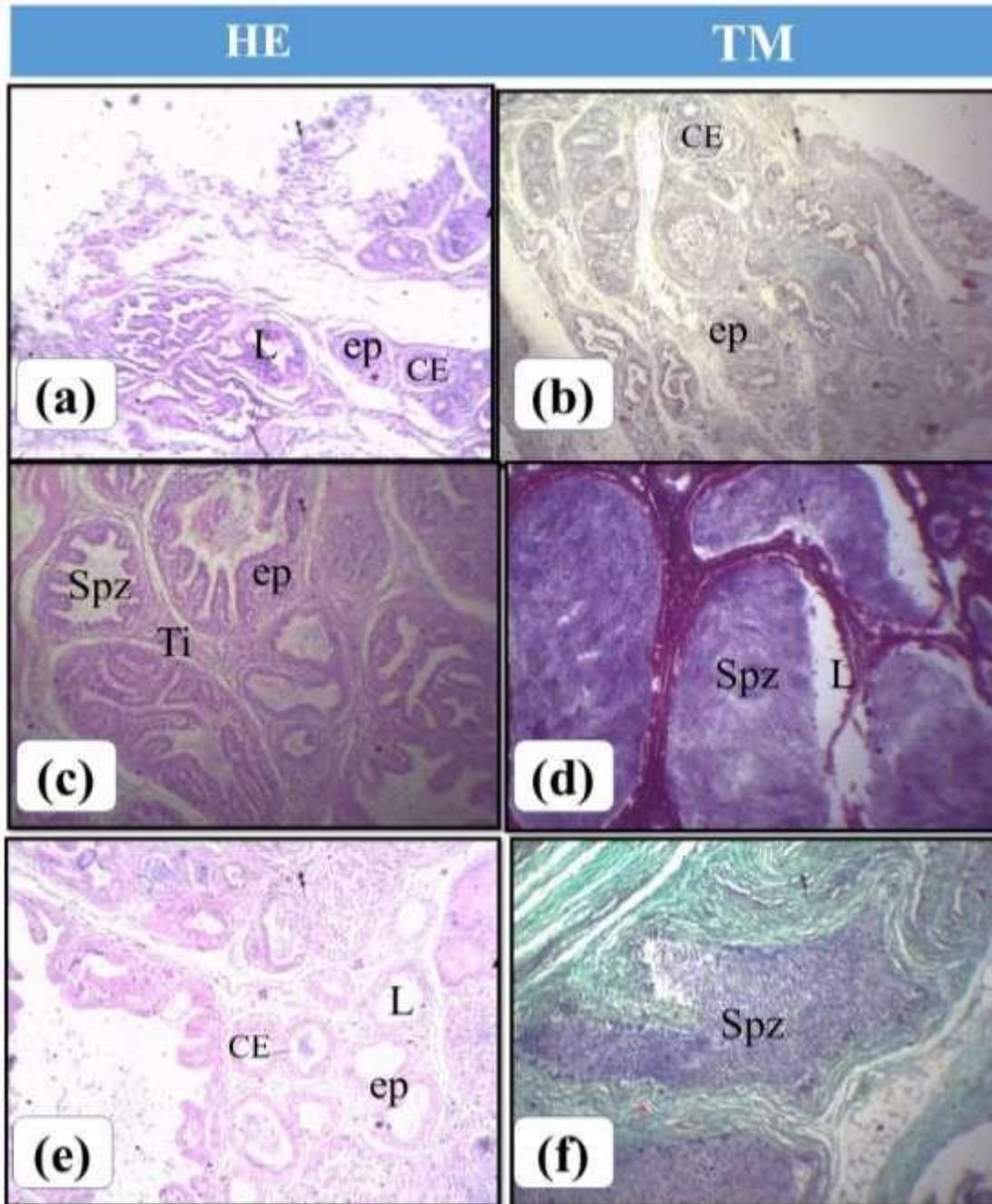
**TI :** Tissu interstitiel ; **TS :** Tube séminifère ; **VS :** Vaisseau sanguin ; **CL :** cellule de Leydig, **SC :** spermatocyte ; **SG :** spermatogonie ; **LB :** lame basale ; **SD :** spermatide ; **LU :** lumière ; **Spz :** spermatozoïde ; **CM :** cellule myoïde.

### III.2.2- Epididyme

Nous présenterons l'analyse histologique de L'épididyme est une partie de voies déférentes, il est formé d'un long tube allongé qui met en contact le testicule en avant et le canal déférent en arrière. Les lames histologiques ont été colorée par l'hématoxyline éosine (figure 24 et 26 a, c et e) et trichrome de Masson (figure 24 et 26b, d et f) et observées sous le microscope photonique à différents grossissements

Au faible grossissement **Gx10**

➤ **Coq de chair** : Les canaux épидидymites sont moins développés et nettement séparés par un tissu conjonctif interstitiel. La lumière est claire, ne montre aucune présence des spermatozoïdes (figure 24 a et b).



**Figure 24** : Aspect structural d'épididyme chez *Gallus gallus domesticus* coloré coloré par hématoxyline éosine (HE) (a, c et e) et trichrome de Masson (TM) (b, d et f) observé au microscope photonique. Gx10. Scal bar : 100µm.

**CE** : Canal épидидymaire ; **Lu** : Lumière du canal épидидymaire ; **Spz** : spermatozoïdes ; **TC** : tissu conjonctif. **EP** : Épithélium épидидymaire ; **CB** : Cellules basales

➤ **Coq de reproduction et Coq de ferme** : Les canaux épидидymites sont bien développés et plus rapprochés les uns des autres. On note la présence des spermatozoïdes regroupés en amas au niveau des lumières des canaux (figure 24 c , d et e , f).

**L'étude morphométrique (Figure 25) a montré que :**

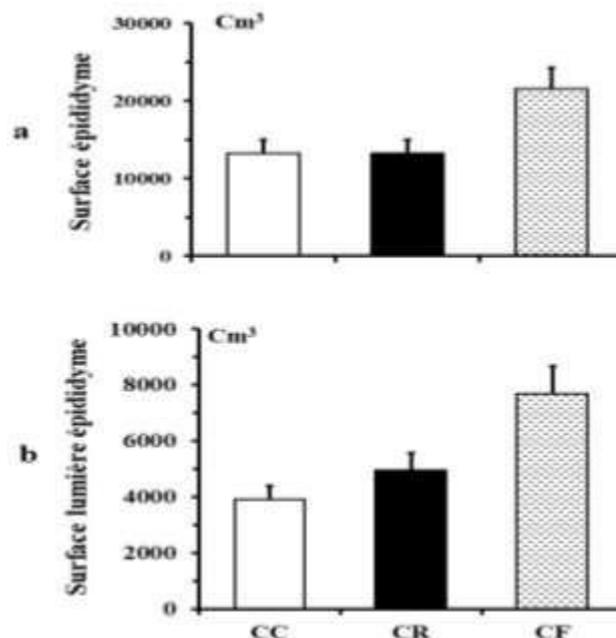
La surface de ces tubes chez le coq de reproduction est plus faible que celui du coq de chaire, les différences sont statistiquement très significatives ( $13216,2 \pm 1706,2 \mu\text{m}^2$  vs  $13238,5 \pm 1709,09 \mu\text{m}^2$  ; -0,2%,  $p=1,0$ ).

La lumière des tubes est plus élevée que celui du coq de chaire, les différences sont statistiquement très significatives ( $4933,3 \pm 636,88 \mu\text{m}^2$  vs  $3899,2 \pm 503,4 \mu\text{m}^2$  ; 26,5%,  $p=0,635$ ).

- La surface de ces tubes chez le coq de ferme est plus élevée que celui du coq de chaire, les différences sont statistiquement très significatives ( $21516,08 \pm 2777,7 \mu\text{m}^2$  vs  $13238,5 \pm 1709,09 \mu\text{m}^2$  ; 62,5%,  $p=0,004$ ).

La lumière des tubes est plus élevée que celui du coq de chaire, les différences sont statistiquement très significatives ( $7676,8 \pm 991,06 \mu\text{m}^2$  vs  $3899,2 \pm 503,4 \mu\text{m}^2$  ; 96,9%,  $p=0,004$ ).

- La surface de ces tubes chez le coq de ferme est plus élevée que celui du coq de reproduction, les différences sont statistiquement très significatives ( $21516,08 \pm 2777,7 \mu\text{m}^2$  vs  $13216,3 \pm 1706,2 \mu\text{m}^2$  ; 62,8%,  $p=0,004$ ). La lumière des tubes est plus élevée que celui du coq de chaire, les différences sont statistiquement très significatives ( $7676,7 \pm 991,06 \mu\text{m}^2$  vs  $4933,3 \pm 636,9 \mu\text{m}^2$  ; 55,6%,  $p=0,052$ ).



**Figure25** : Morphométrie épидидymaire chez *Gallus gallus domesticus*

a : Surface épидидymaire

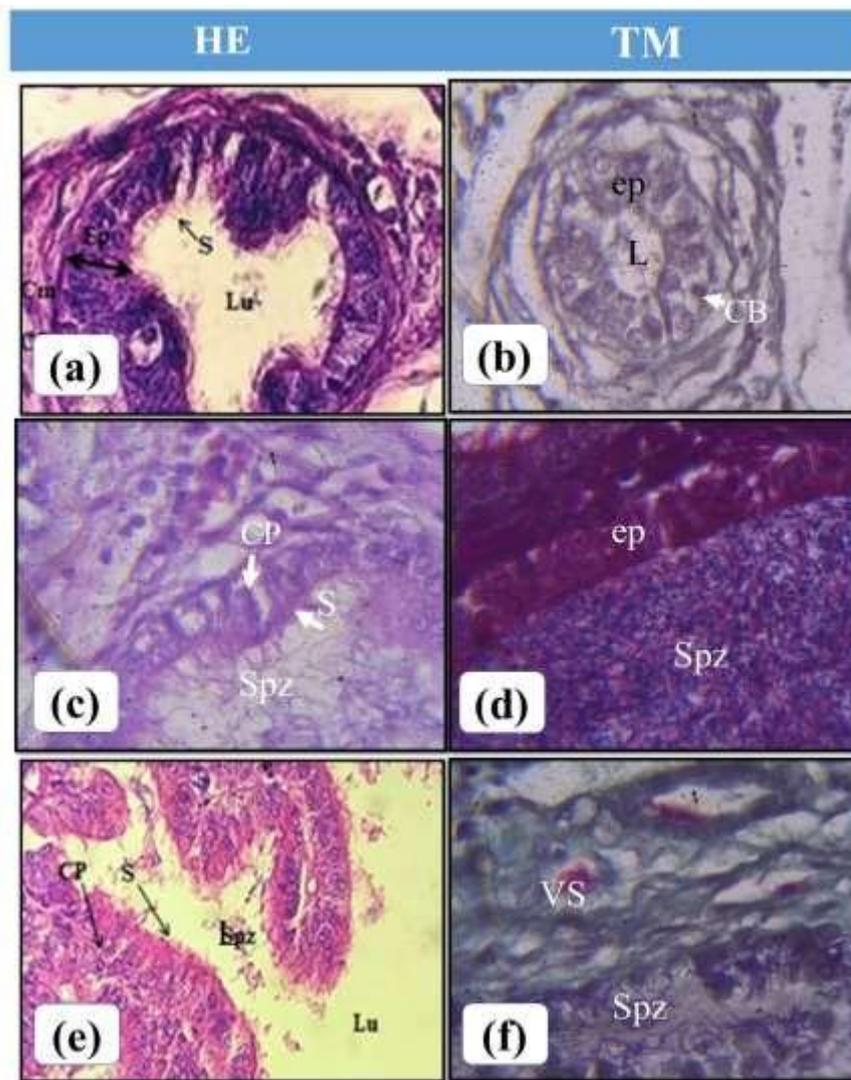
b : Surface de la lumière épидидymaire

CC ; coc de chair ; CR : coc de reproduction ; CF : coc de ferme

Au fort grossissement **Gx40**

**O Coq de chair** : Une fine couche des cellules musculaires lisses soutien la lame basale du canal. On note la présence des cellules principales au niveau des invaginations d'épithélium épидидymites où les stéréocils sont moins abondants. Les segments épидидymites sont moins développés (figure 26 a et b).

**O Coq de reproduction et Coq de ferme** : La lumière des canaux épидидymites est entourée par un épithélium cylindrique pseudo stratifié. On observe sur cet épithélium une couche discontinue de cellules basales et de cellules principales, ces dernières ont une forme allongée avec extrémité libre à la lumière qui présente des stéréocils bien développés au niveau des segments épидидymaire (figure 26 c , d et e , f).



**Figure 26** : Aspect structural d'épididyme chez *Gallus gallus domesticus* coloré coloré par hématoxyline éosine (HE) (a, c et e) et trichrom de Masson (TM) (b, d et f) observé au microscope photonique. Gx40. Scal bar: 50µm.

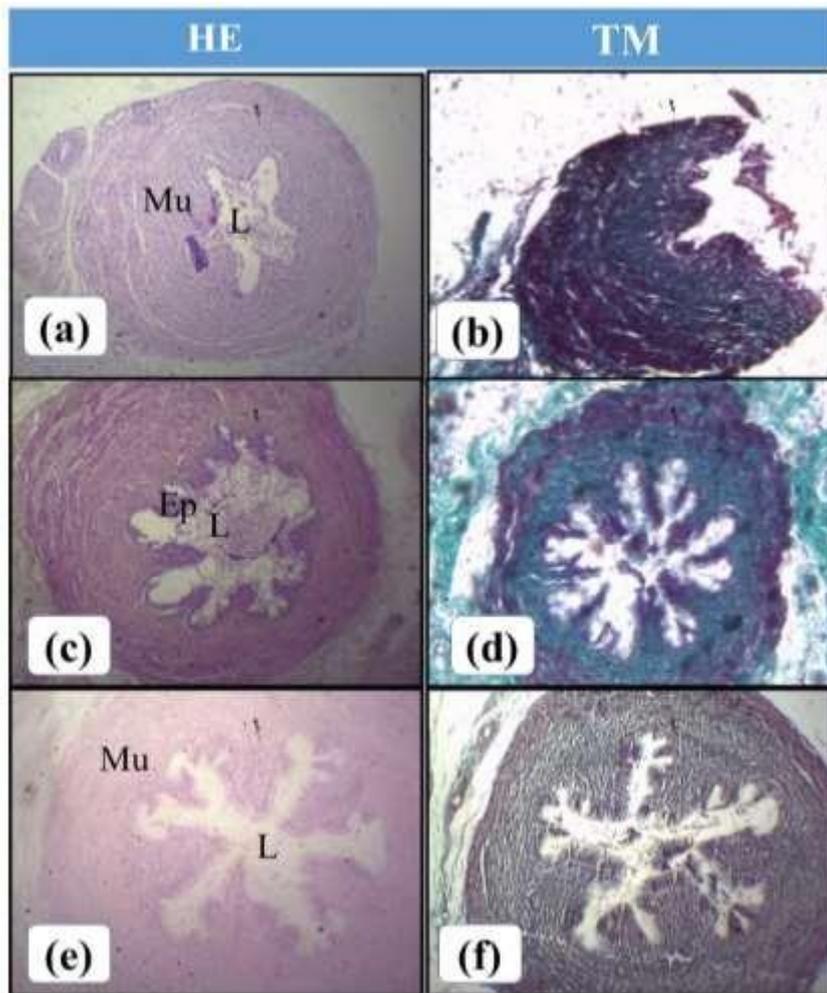
**CE** : Canal épидидymaire ; **Lu** : Lumière du canal épидидymaire ; **Spz** : spermatozoïdes ; **TC** : tissu conjonctif. **EP** : Épithélium épидидymaire ; **CP** : Cellules principales, **CB** : Cellules basales.

### III.2.3- Canal déférent

Le canal déférent fait suite au canal épидидymite, et en rapport avec le cloaque. C'est un conduit pair, long, fin, d'une couleur blanchâtre. Des coupes transversales ont été effectuées au niveau du canal déférent de coq chaque race. Les lames histologiques ont été colorées par l'hématoxyline éosine (figure 27 et 29 a, c et e et 30 a, b et c) et trichrome de Masson (figure 27 et 29b, d et f) et observées sous le microscope photonique à différents grossissements

Au faible grossissement **Gx10**

- **Coqde chair** : Le canal apparaît sous forme ovale avec une lumière étroite entourée par un épithélium possédant un contour en courbe (figure 27. a et b).
- **Coq de reproduction et Coq de ferme** : Le canal présente une très large lumière entourée par un épithélium possédant de courtes invaginations (figure 27. c, d et e , f).

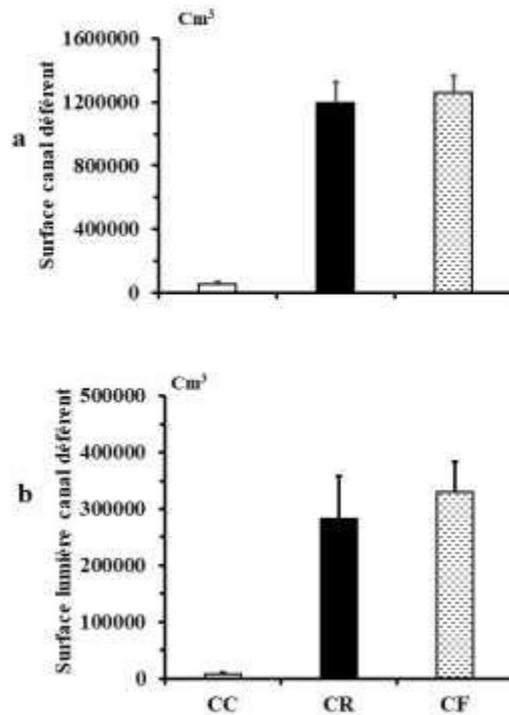


**Figure 27** : Aspect structurelle du canal déférent chez *Gallus gallus domesticus* coloré par hématoxyline éosine (HE) (a, c et e) et trichrom de Masson (TM) (b, d et f) observé au microscope photonique. **Gx10**. Scal bar: 100µm.

**Lu** : lumière du canal ; **EP** : épithélium prismatique pseudostratifié ; **Mu** : musculature (3 couches « couche musculaire lisse externe longitudinale ; couche musculaire moyenne circulaire ; couche musculaire lisse interne longitudinale »)

### L'étude morphométrique (Figure) a montré que :

✚ Les surfaces de ces tubes et de leurs lumières chez le coq de reproduction sont plus élevées que celles du coq de chair, les différences sont statistiquement hautement significatives pour la surface ( $1196040,3 \pm 132343,8 \mu\text{m}^2$  vs  $54769,4 \pm 14058,7 \mu\text{m}^2$  ; 2083,8%,  $p=1,538 \cdot 10^{-6}$ ) et très significative pour la lumière ( $283075,9 \pm 74601,0 \mu\text{m}^2$  vs,  $7099,4 \pm 2618,2 \mu\text{m}^2$  ; 3887,2%,  $p=0,006$ ).



**Figure 28** : Morphométrie canal déférent chez *Gallus gallus domesticus*

a : Surface canal déférent

b : Surface de la lumière du canal

CC ; coc de chair ; CR : coc de reproduction ; CF : coc de ferme

✚ Les mêmes constatations ont été noté comparant le coq de ferme au coq de chair, les différences sont statistiquement très significatives pour la surface du tube ( $1263369,6 \pm 102867,9 \mu\text{m}^2$  vs  $54769,4 \pm 14058,7 \mu\text{m}^2$  ; 2206,7%,  $p=7,51 \cdot 10^{-7}$ ) et très significatives pour la lumière ( $329540,1 \pm 53884,2 \mu\text{m}^2$  vs  $7099,4 \pm 2618,2 \mu\text{m}^2$  ; 4541,8%,  $p=0,0017$ ).

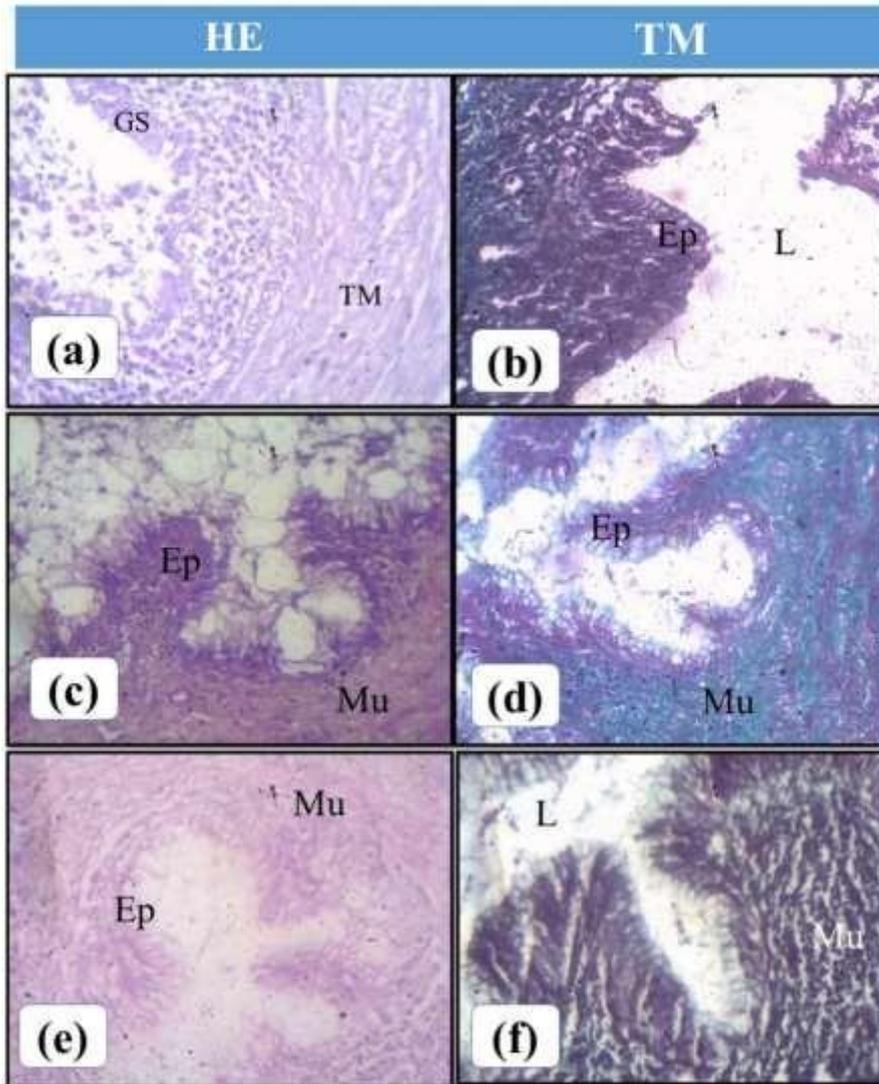
✚ La surface de ces tubes chez le coq de ferme est légèrement plus élevée que celui du coq de reproduction, les différences sont statistiquement non significatives aussi bien pour la surface du tube ( $1263369,1 \pm 102867,9 \mu\text{m}^2$  vs  $1196040,3 \pm 132343,8 \mu\text{m}^2$  ; 5,629%,  $p=0,877$ ). Que la lumière ( $329540,1 \pm 53884,2 \mu\text{m}^2$  vs  $283075,9 \pm 74601,0 \mu\text{m}^2$  ; 16,4% :  $p=0,713$ ).

#### Au fort grossissement **Gx400 et 1000**

➤ **Poulet de chair** : la présence d'une tunique musculieuse à cellules musculaires lisses revête l'épithélium du canal, ce dernier possède des cellules épithéliales en période de développement ne présente aucun signe d'activité ce qui explique l'absence de grains de

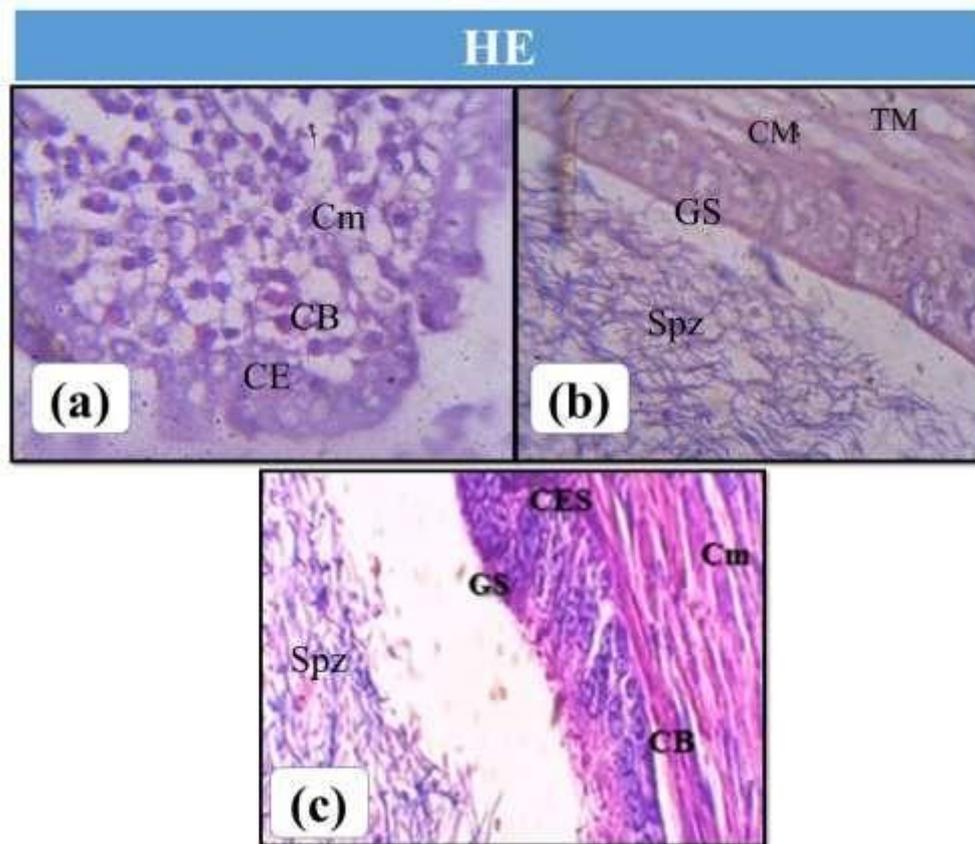
sécrétion. On note aussi l'absence totale des spermatozoïdes au niveau de la lumière du canal (figure 29. a et b).

➤ **Poulet de reproduction et Coq de ferme** : Un épithélium prismatique pseudo stratifié bordé à la lumière, revêtu par une épaisse tunique musculuse contient des cellules musculaires lisses. Cet épithélium est formé des grandes cellules à stéréocils, des petites cellules basales et des grains de sécrétion. On note la présence d'un nombre important des spermatozoïdes, qui se trouvent à la lumière du canal déférent (figure 22. c , d et e , f).



**Figure 29** : Aspect structurelle du canal déférent chez *Gallus gallus domesticus* coloré parhématoxyline éosine (HE) (a, c et e) et trichrom de Masson (TM) (b, d et f) observé au microscope photonique. G×40. Scal bar : 50µm.

**Lu** : lumière du canal ; **EP** : épithélium prismatique pseudostratifié ; **Mu** : musculuse (3 couches « couche musculaire lisse externe longitudinale; couche musculaire moyenne circulaire; couche musculaire lisse interne longitudinale »); **LP** : lamina propria fibro-élastique.



**Figure 30** : Aspect structurale du canal déférent chez *Gallus gallus domesticus* coloré par hématoxyline éosine (HE) (a, c et e) observé au microscope photonique. G×100. Scal bar : 10µm.

**Lu** : lumière du canal ; **EP**: épithélium prismatique pseudostratifié ; **Mu**: musculature (3 couches « couche musculaire lisse externe longitudinale; couche musculaire moyenne circulaire; couche musculaire lisse interne longitudinale »).

### III. 3- Evaluation des paramètres biochimiques

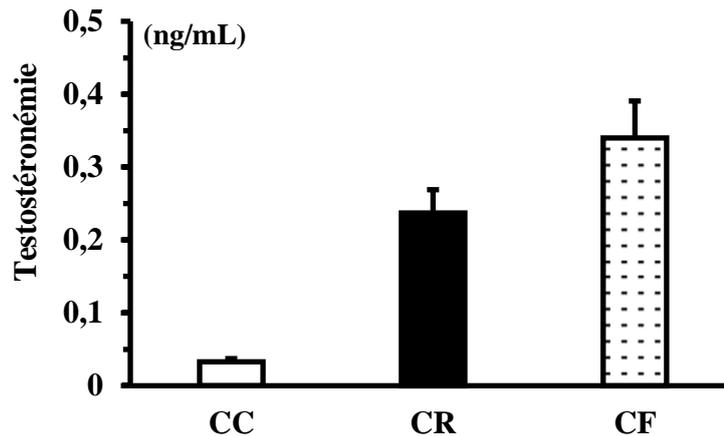
#### III.3.1- Evaluation du taux de testostérone plasmatique

La dernière partie de notre expérimentation concerne le dosage hormonal afin de comparer le taux de la testostérone plasmatique chez les deux lots étudiés.

✚ Le taux moyen de testostérone plasmatique chez le coq de reproduction est plus élevé que celui du coq de chair, les différences sont statistiquement très significatives ( $0,23 \pm 0,03$ ng/ml, vs.  $0,03 \pm 0,004$ ng/mL; 621,7%,  $p=0,0016$ ).

✚ Le taux moyen de testostérone plasmatique chez le coq de ferme est plus élevé que celui du poulet de chair, les différences sont statistiquement hautement significatives ( $0,34 \pm 0,05$ ng/ml, vs.  $0,03 \pm 0,004$  ng/mL; 934,8%,  $p=0,000018$ ).

- Le taux moyen de testostérone plasmatique chez le coq de ferme est légèrement plus élevée que celui du coq de reproduction, les différences sont statistiquement non significatives ( $0,34 \pm 0,05$ ng ng/mL vs.  $0,23 \pm 0,03$  ng/mL; 43,4%,  $p=0,1184$ ).



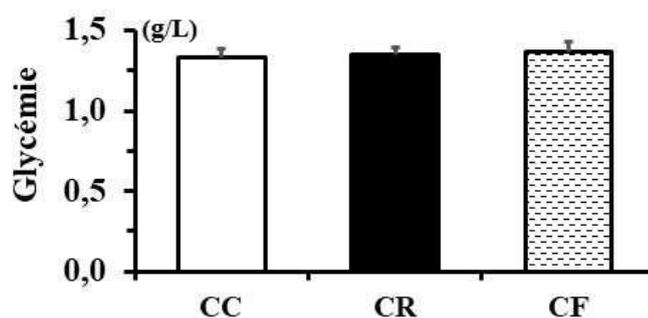
**Figure 31 :** Testostérone plasmatique chez *Gallus gallus domesticus*  
CC ; coc de chair ; CR : coc de reproduction ; CF : coc de ferme

### III.3.2- Effets sur les paramètres métaboliques

#### III.3.2.1. Glycémie

La glycémie chez *Gallus gallus domesticus* ne présente pas de variation, en effet :

- ✚ Une égalité de la glycémie a été noté comparant le coq de reproduction au coq de chair les différences sont statistiquement non significatives ( $1,34 \pm 0,04$  g/L vs.  $1,33 \pm 0,04$  g/L ; 1,2%,  $p=0,973$ ).
- ✚ Une égalité de la glycémie a été noté comparant le coq ferme au coq de chair, les différences sont statistiquement non significatives ( $1,36 \pm 0,06$ g/L vs.  $1,33 \pm 0,04$  g/L ; 2,3%,  $p= 0,608$ ).
- ✚ Une égalité de la glycémie a été noté comparant le coq de ferme au coq de reproduction les différences sont statistiquement non significatives ( $1,36 \pm 0,06$ g/L. vs.  $1,34 \pm 0,04$  g/L ; 1,07%,  $p=0,7429$ ).

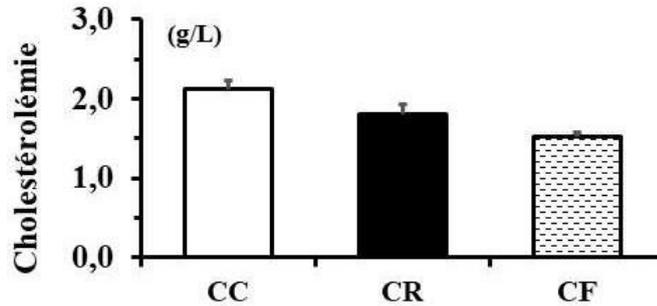


**Figure 32 :** Glycémie chez *Gallus gallus domesticus*  
CC ; coc de chair ; CR : coc de reproduction ; CF : coc de ferme

### Lipides plasmatiques

#### Cholestérol

- ✚ La valeur du cholestérol plasmatique chez le coq de reproduction est plus faible que celle du coq de chaire, les différences sont statistiquement significatives ( $1,8 \pm 0,12$  g/L, vs  $2,1 \pm 0,09$  g/L ; -15,2%,  $p=0,024$ ).



**Figure 33** : Cholestérol plasmatique chez *Gallus gallus domesticus*  
 CC ; coc de chair ; CR : coc de reproduction ; CF : coc de ferme

✚ La valeur du cholestérol plasmatique chez le coq de ferme est plus faible que celle du poulet de chair, les différences sont statistiquement hautement significatives ( $1,5 \pm 0,06$  g/L. vs  $2,1 \pm 0,09$  g/L ; -28,8 ;  $p=0,00056$ ).

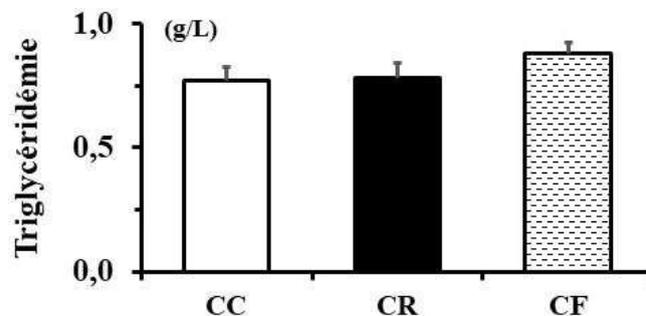
✚ La valeur du cholestérol plasmatique chez le coq de ferme est légèrement plus faible que celle du coq de reproduction, les différences sont statistiquement non significatives ( $1,5 \pm 0,06$  g/L. vs.  $1,8 \pm 0,12$  g/L ; -16,02%,  $p=0,2168$ ).

### III.3.2.1. Triglycérine

-Les valeurs des triglycérides plasmatique chez le coq de reproduction et de chaire sont à titre d'égalité, les différences sont statistiquement très significatives ( $0,78 \pm 0,06$  g/L .vs .  $0,76 \pm 0,06$  g/L ; 1,9%,  $p=0,981$ ).

- La valeur des triglycérides plasmatiques chez le coq de ferme légèrement plus élevé que celle du poulet de chair, mais reste cependant statistiquement non significatives ( $0,8 \pm 0,04$ g/L. vs.  $0,7 \pm 0,05$  g/L ; 14,9%, 0,310).

-La valeur des triglycérides plasmatique chez le coq de ferme est plus élevé que celui du coq de reproduction, les différences sont statistiquement non significatives ( $0,8 \pm 0,04$ g/L. vs.  $0,7 \pm 0,05$  g/L ; 12,7%,  $p= 0,401124$ ).



**Figure 34** : Triglycérine plasmatique chez *Gallus gallus domesticus*  
 CC ; coc de chair ; CR : coc de reproduction ; CF : coc de ferme

### III.4- Effets sur les paramètres hématologiques

#### III.4.1. Globules rouges

##### Taux des globules rouges

Le taux des globules rouges (GR) chez le coq de ferme est de 4,13g/L, chez le coq de chair de 2,45g/L, Alors qu'il est de 3,19g/ chez le coq de reproduction

##### Taux d'hémoglobine

Le taux d'hémoglobine (Hg) chez le coq de chair est de 14,90g/dl, chez le coq de reproduction est de 18,40g/dl. Alors qu'il est de 23,80 g/dl, chez le coq de ferme.

##### Taux d'hématocrite

Le taux d'hématocrite chez le coq de ferme et de reproduction est de 57,60%, chez le coq de chair est de 60,80%.

##### Volume globulaire moyen (VGM)

Le VGM chez le coq de ferme est de 124,50fl.de reproduction est de 124,20 fl. Avec et de chair est de 120,40fl.

##### Concentration corpusculaire moyenne en hémoglobine (CCMH)

La CCMH chez le coq de ferme est de 46,30g/dl, elle est de 50,60g/dl, Alors que la CCMH chez le coq de reproduction est de 46,40g/dl.

#### III.4.2- Globules blancs

##### 4.2.1. Taux des globules blancs

Le taux des globules blancs (GB) chez le coq de ferme est de 247,90g/L, le coq de reproduction est de 253,90g/L .le coq de chair est de 232g/L ;

##### 4.2.2- Taux des monocytes

Le taux des monocytes chez le coq de chair, de reproduction et de ferme est respectivement de 21,40g/L 21,10g/L, 23,40g/L

##### Taux des lymphocytes

Le taux des lymphocytes chez le coq de ferme, de reproduction, de chair est respectivement de 54,20%. 59,60% et .60%.

##### Taux des granulocytes

Le taux des granulocytes chez le coq de ferme est de 22,40%.de reproduction est de 19 ,30% et de chair est de 17,90%.

##### III.4.2.3- Taux des plaquettes sanguines

Le taux des plaquettes sanguines chez le coq de ferme est de 7g/L, le coq de chair est de 4g/L.et le coq de reproduction est de 5g/L.

**Tableau IV.** Valeurs hématologiques chez *Gallus gallus domesticus*

	CC	CR	CF
<b>GB 10<sup>9</sup>g/L</b>	<b>232</b>	<b>253<sup>^9</sup></b>	<b>247<sup>^9</sup></b>
Lymphocytes %	60	59,6	54,2
Monocytes %	21,4	21,1	23,4
Granulocytes %	17,9	19,3	22,4
<b>GR 10<sup>-12</sup>/L</b>	<b>2,45</b>	<b>3,19</b>	<b>4,13</b>
Hg g/dL	14,9	18,4	23,8
Ht %	60,8	57,6	57,6
VGM fL	120,4	124,2	124,5
CCMH g/dL	50,6	46,4	46,3
<b>Plaquettes 10<sup>^9</sup> g/L</b>	<b>4</b>	<b>5</b>	<b>7</b>

CC ; coc de chair ; CR : coc de reproduction ; CF : coc de ferme **GR** : globules rouges, **GB** : globules blanc, **Hg** : hémoglobine, **Ht** : hématocrite, **VGM** : Volume Globulaire Moyen, **CCMH** : Concentration Corpusculaire Moyenne en Hémoglobine **PI** : plaquettes,

## III.2-DISCUSSION

Notre étude a été réalisée sur l'appareil génital mâle du coq *Gallus Gallus domesticus*. Nous avons étudié trois lods qui sont : coq de chaire, coq de reproduction et coq de ferme, Nous allons comparer et discuter les résultats rapportés dans ce travail concernant la morphologie, l'histologie, la morphométrie, les paramètres métabolique (biochimie, hématologie), et le dosage hormonal avec d'autres travaux de la littérature.

### III.2.1- Etude des paramètres macroscopiques

#### III.2.1.1- Poids corporel

Concernant le poids corporel : Nous avons remarqué que le poids vif le plus élevé est celui du coq de reproduction suivi par le coq de chair et en dernier c'est le coq de ferme. Ces résultats confirment ceux de **Ramdane** et **Ahmed Aissa** (2020). Les résultats du poids corporel sont similaires à ceux obtenus par **Moula et al. (2009)**, **Halbouche et al. (2009)** et **Dahloume et al. (2016)**, pour le coq de ferme et par rapport **Ramdani et Rafil (2017)** pour le coq de reproduction , en effet ces auteurs ont enregistré une augmentation progressive du poids corporel entre la 21-ème et la 49<sup>ème</sup> semaine d'élevage et que le poids le plus élevé enregistré atteint 5150g pour le poulet sexuellement actif.

Pour le coq de ferme , est caractérisé par un faible poids qui varie de 1,2 à 1,7kg, elles sont de bonnes couveuses et d'excellentes mères (**IEMVT, 1991 ; Mpupu, 2012 ; Nguyen Van, 2016**). Ce poids vif est de 570 g en deux mois d'élevage (**Mpupu, 2016**), alors que dans les conditions d'élevage traditionnel, le poids vif moyen en cinq mois d'élevage est de 750 g, sans distinction de sexe (**IEMVT, 1991**). Chez les espèces d'intérêt agronomique sélectionnées pour la production de viande, une croissance rapide des individus sélectionnés est presque toujours accompagnée d'une altération des capacités de reproduction maximale chez les deux sexes (pour *Gallus domesticus*), (**voir Dunnington et Siegel 1984**). Le cas des lignées du coq de chair est typique : la sélection de lignées à croissance rapide, mise en oeuvre depuis plus de 60 ans a abouti à des poulets atteignant initialement 2 kg en 100 j (1950), puis en 49 j (1985) et enfin en 35 j (2007).

A partir des premiers travaux de **Waters (cités par Hnamond, 1955)** en passant par les expériences classiques de (**ENcKMEA ,1940**) et jusqu'aux recherches de I WILSON 1 (952 et 1) 9,54 de nombreux auteurs se sont efforcés d'étudier l'influence du niveau d'alimentation sur la croissance pondérale et le développement de certains compartiments corporels des animaux.

### III.2.1.2- Poids et le volume testiculaire

#### A- Dimorphisme testiculaire

Chez nos trois lots de *Gallus gallus domesticus* (coq à chair, coq de reproduction et coq de ferme) nous avons noté un dimorphisme testiculaire en faveur du testicule gauche. Ceci a été également rapporté chez cette même espèce (**Bull et al., 2007 ; Skrobanek et al., 2009** et **Vatsalya et Arora, 2012**) et chez d'autres espèces d'oiseaux comme le dindon *Meleagris gallopavo* (**Noirault et al., 2006**) et l'oiseau Jungle babbler (**Bhavna et Geeta, 2010**).

**Marvane (1988)** a observé que le testicule gauche est plus grand chez 65% des coqs reproducteurs. Selon **Witschi (1935)**, cette asymétrie testiculaire pourrait être liée à des contraintes d'espace à l'intérieur de la cavité abdominale du mâle, certains organes tels que le foie et le gésier étant positionnés asymétriquement pourraient limiter l'espace disponible pour la croissance de chaque testicule (**Hocking, 1991**). Cependant, **Venzke (1964)** a expliqué que l'asymétrie est dû à une migration des cellules germinales primordiales plus importantes du côté gauche de l'embryon, mais il n'existe aucune confirmation physiologique disponible pour cette hypothèse. Cette asymétrie a généralement été interprétée comme une preuve que le testicule gauche est principalement fonctionnel et que le testicule droit a un rôle compensatoire, c'est-à-dire que le testicule droit augmenterait de taille si le testicule gauche devenait non fonctionnel (**Möller, 1994**).

#### B- Poids des deux testicules

Les testicules, du coq de ferme sont de taille supérieure à ceux du coq à chair et du coq à reproduction, ce résultat confirme ceux de **Ramdane et Ahmed Aissa (2020)**.

L'élevage des coqs à chair exige différents programmes d'éclairage depuis son installation à l'âge d'un jour jusqu'à son abattage (**Julian, 1996**). En effet selon De **Reviere, et Brillard (1975)**, le poulet Cobb500 est une race lourde à maturité sexuelle tardive 25 semaines. Ces auteurs ont provoqué une maturation sexuelle précoce chez ces espèces lourdes, et ont montré l'efficacité de la lumière en tant qu'un facteur gonado-stimulant. Cependant, la quantité des spermatozoïdes produites est inférieure à la normale, et la fécondité très faible. Ces données corroborent avec les résultats obtenus par **Hien (2002)**, qui constate également que les poids testiculaires sont plus élevés si la photo-simulation est plus tardive.

La taille des testicules chez les oiseaux adultes est très variable suivant l'espèce, l'individu et la saison. Les variations individuelles du poids testiculaire sont considérables chez les coqs de même souche, de même âge, élevés et maintenus dans les mêmes conditions. Selon **Faure et al. (2016)**, le poids du testicule évolue de façon proportionnelle avec le poids corporel, les valeurs des poids testiculaires relatifs à 100 g de poids corporel ainsi que le diamètre testiculaire montrent une augmentation après la photostimulation. Selon **Vizcarra et al., (2010)**, après photo stimulation il y a un développement exponentiel des poids testiculaires. La diminution progressive de la durée d'éclairage chez le coq domestique entraîne un retard important dans la mise en place du développement testiculaire sans altérer la vitesse de

croissance ultérieure (De Reviere, 1977 ; Brillard et de Reviere, 1985). A l'inverse, une augmentation progressive de la durée d'éclairement chez le coq augmente la rapidité du développement testiculaire par rapport à des photopériodes constantes (Hien, 2002). Les jours croissants favorisent un développement testiculaire maximum moyen, plus précoce et plus élevé (Brillard, 1992).

Le poids testiculaire chez les coqs de ferme est similaire à ceux obtenu par Bouzida (2017) et Ramdane et Ahmed Aissa (2020) et chez la même espèce et Remdani et Rafil (2017) chez le poulet reproducteur du type Cobb 500. De Hien (1999), chez la pintade de Lofts et Murton (1973) et Bhavna et Geeta (2010) chez la caille japonaise. et supérieur de celui de pigeon environ (Meddour, 2010), et de caille du japon (Ferrouk et al., 2015). Le fort poids testiculaire enregistré chez les coqs de ferme est un signe du développement des tubes séminifères. Selon De Reviere et al. (1971), le principal facteur de la croissance pondérale testiculaire est le développement des tubes séminifères dont le pourcentage relatif dans les testicules se maintient à la valeur de 95% quand le poids testiculaire moyen est 1 g ou plus. Les tubes séminifères se développent simultanément en diamètre et en longueur, mais seule cette dernière continue d'augmenter quand le poids moyen des testicules dépasse 5 g. Alors, l'établissement de la spermatogenèse se produit d'une manière très analogue chez le coq, et est en relation étroite avec le développement pondéral des testicules.

D'après Villate (2001), les organes sexuels des oiseaux ont un volume réduit en dehors de la saison de reproduction ce qui corrobore avec nos résultats. Cette plasticité de la taille du testicule peut être liée à une plasticité des structures microscopiques du testicule.

### III.2.1.3- Poids des canaux excréteurs

Il n'y avait pas de différences significatives entre les espèces dans les proportions des testicules (Aire, 1979). Le canal éférents, épидидyme proximal et distal (Budras et Sauer, 1975), constituaient la plus grande fraction du volume épидидymaire chez la caille japonaise (56,0%) et la pintade (61,9%).

## III.2.2- Etude des paramètres microscopiques

### III.2.2.1- Structure du testicule

Selon Sauveur (1988), le testicule des oiseaux se compose de deux compartiments, le premier est le parenchyme tubulaire qui constitue environ 85 à 95% du volume testiculaire. Il est constitué par les tubes séminifères qui sont le siège de la spermatogenèse. Le deuxième est le compartiment conjonctif intertubulaire, composé d'un tissu interstitiel qui contient des vaisseaux sanguins et des cellules de Leydig. Ces dernières sont rares, elles se trouvent seules ou en petits groupes dans l'espace interstitiel. Les mêmes observations ont été rapportées chez le coq (Zhang et al., 2012), chez la caille (Scheib, 1973 ; Al-tememy, 2010), chez le dindon (Bakst et al., 2007) et chez l'autruche (Wei et al., 2011) ; et différentes à celles de l'autruche et de l'émeu, qui présentent des formes presque circulaires (Gustavo et al., 2016).

Les variables microscopiques comme l'apparition de spermatides allongées et de spermatozoïdes dans les tubes séminifères, le diamètre, le nombre et la taille des cellules

interstitielles et germinales ont été utilisé comme indicateurs de la maturité sexuelle (**Schinckel et al., 1983 ; Tegegne et al., 1991 in Lakabi, 2017**). Ces paramètres concordent modérément avec les variables macroscopiques en donnant une information supplémentaire quant à la maturité fonctionnelle des testicules (**Schinckel et al., 1983 ; Chemes, 2001 in Lakabi, 2017**).

Chez le coq à chair, notre analyse histologique montre que l'évolution des structures testiculaires dépend de la stimulation lumineuse. A l'âge prépubère, les spermatogonies occupent presque la totalité du tube séminifère, et les lumières sont à peine perceptibles. Ce résultat est dans le même sens que ceux retrouvé chez le poussin (*Gallus domesticus*), (**Zhang et al. 2012**), ces auteurs ont décrit que les tubes séminifères présentent un petit diamètre et ne possèdent pas de lumière centrale. Un grand nombre de cellules de Sertoli est localisé le long de la membrane basale des tubes séminifères, et un nombre réduit de spermatogonies est situé le long de la membrane basale ou dans la région centrale des tubes séminifères.

A la puberté, observé chez le coq de reproduction et coq de ferme, tous les paramètres morphométriques augmentent significativement. Selon De **Reviere et al. (1971)**, la croissance des testicules est due essentiellement au développement des tubes séminifères en diamètres et en longueur. Ce qui est évident sur le plan histologique, les structures séminifères sont bien développées, les lumières sont très importantes. L'épithélium séminifère comporte tous les types de cellules de la lignée germinale, signe d'une importante activité sexuelle. Le nombre de cellules germinales est en relation linéaire avec le poids testiculaire (**De Reviere et al., 1971**).

**Le meme Luna et al. (2013)** ont observé une forte activité testiculaire accompagnée par une augmentation des poids testiculaires, ainsi que celle des concentrations plasmatiques des LH, FSH, testostérone et des hormones de croissance GH. Le diamètre et la surface de la lumière des tubes séminifères sont moins importants à la maturité sexuelle par rapport à la puberté, due l'augmentation de la hauteur de l'épithélium séminifères au détriment de la lumière, tandis quela taille des tubes reste stable. A ce stade, les lumières sont envahies par les spermatozoïdes cequi a été observé par **Bowling et al. (2003)**, qui a révélé l'influence de la photopériode sur la concentration du sperme. Selon **Bacon et al. (2000)**, le rôle de la photopériode est clair concernant la synchronisation de l'activité sexuelle. Cependant les résultats obtenus divergent selon l'espèce ou le sexe de l'animal (**Boivin, 2007**). Selon **Bacon et al. (2000)**, il est possible de recréer artificiellement une saison afin de synchroniser l'activité sexuelle à une période déterminée.

L'évolution du diamètre des tubes séminifères est comparable à celle qui a été rapportée par **Kamar (1960)** chez le coq. L'augmentation du diamètre des tubes séminifères est due à leur allongement, lui-même lié à une prolifération et à un accroissement de la taille des cellules de Sertoli (**Sauveur et Reviere, 1988**) et à l'apparition de la spermatogenèse (**Reviere, 1971**).

### III.2.2.2- Structure de l'épididyme

Nos résultats de structure microscopique des épидидymes sont similaires à ceux obtenus par **Aire (1979, 1980 et 1982)**, chez le coq (*Gallus domesticus*), la pintade (*Numiela moleagris*), la caille (*Coturix coturinx japonica*) et le canard (*Anas platyrhynchos*).

La lumière est bordée par un épithélium cylindrique pseudostratifié non cilié constitué de cellules de coloration claire et foncée. Les cellules les plus sombres sont plus fins noyaux avec une chromatine plus dense et ils occupent la partie luminale du cytoplasme. Les autres cellules ont des noyaux vésiculaires ovales placés au centre, avec un ou deux nucléoles. Certaines cellules angulaires plus petites à côté de la lame basale sont coincées entre les bases des cellules hautes. Ils ont des noyaux sphériques, un peu plus petits que l'un des autres. Projections en forme de bulles sur la surface libre de l'épithélium sont visibles dans le segment crânien du canal déférent (**Anat. 1971**).

Les cellules principales présentent des stéréocils au niveau des segments épидидymaire, plus fréquents chez le coq de ferme, un signe d'une forte activité sécrétoire de cet épithélium. Par contre chez le poulet de chair l'épithélium épидидymaire ne présente aucune activité sécrétrice, ce qui explique la pénurie des stéréocils au pôle apicale des cellules principales. Notre résultat s'accorde avec celle de **Razi et al. (2010)**, dans le canal épидидymaire toutes les cellules épithéliales ont une fonction glandulaire et elles sont toutes munies de poils immobiles, les stéréocils. Et aussi selon **Sauveur (1988)**, cet épithélium présente les signes d'une intense activité holocrine qui peut être reliée à l'élaboration du plasma séminal.

### III.2.2.3- Structure du canal déférent

L'analyse histologique montre la même structure chez les deux races étudiées. Les canaux déférents ont des caractéristiques grossières similaires à celles décrites pour le coq par **Marvan (1969)**, **Lake (1971)** et **Aire (1980)**.

Le canal déférent est en continuité avec la partie caudale de la région épидидymaire, où le canal épидидymaire a augmenté de diamètre pour fusionner avec le canal déférent. C'est un conduit alambiqué avec une paroi musculaire bien développée. Extérieurement, il est enveloppé par une couche dense de tissu conjonctif fibreux, avec une épaisse couche de muscle lisse à l'intérieur, qui n'était pas clairement différenciée en couches circulaires et longitudinales, l'extrémité du canal déférent a formé une structure en forme de sac dilatée appelée réceptacle. L'épithélium de ce canal était colonnaire, principalement de type pseudo-stratifié, bien que certaines zones semblent stratifiées.

Chez les oiseaux reproducteurs, les tubules étaient étroitement remplis de spermatozoïdes et de cellules épithéliales **Abdul-Rahman et al. (2018)**. La lumière du canal déférent était modérément grande et presque remplie complètement par les spermatozoïdes chez le coq de ferme par contre, celle du poulet de chair était étroite et aucun spermatozoïde n'a été observé. Selon **Razi et al. (2010)**. Le canal déférent, comme le canal de liaison et le canal épидидymaire, est tapissé de cellules épithéliales cylindriques non ciliées et avait un diamètre augmenté vers l'arrière. À l'exception de la partie crânienne du conduit, dont le diamètre s'est avéré plus grand dans la présente étude que la valeur rapportée par **Aire et al (1979)**.

### III.2.3-Evaluation des paramètres biochimiques et hématologiques

#### III.2.3.1- Evaluation du taux des testostérones plasmatiques

Les valeurs de testostérone basale et le pic d'activité sexuelle varient beaucoup selon les espèces. Il est donc important d'avoir des valeurs de référence pour déterminer le statut reproducteur d'un oiseau en fonction de la testostéronémie mesurée. **Pichereau (2012)** a mesuré la testostéronémie chez plusieurs espèces en activité sexuelle et en repos respectivement en ng/ml, chez le coq (*Gallus gallus* :  $7,83 \pm 0,84$ ) ; l'autruche (*Struthio camelus* :  $3,63 \pm 1,35$ ) ; dindon sauvage (*Meleagris gallopavo* :  $5,60 \pm 0,60$ ) ; oie à tête barrée (*Anser indicus* :  $3,21 \pm 0,19$ ) ; pigeon biset (*Columba livia* :  $1,24 \pm 0,59$ ) et chez le faucon crécerelle (*Falco tinnunculus* :  $2,55 \pm 0,5$ ).

La valeur enregistrée chez le coq à chair était environ 0,04 ng/ml. C'est une valeur largement inférieure à celle signalée par **Hien en 2002**, la testostéronémie reste à un niveau bas 0,25 ng/ml jusqu'à 11 semaines d'âge chez le coq de reproduction.

Le faible taux de testostéronémie enregistré chez les poulets de chair explique l'absence du développement gonadique chez cette souche. D'après **Briere et al. (2011)**, Si la lumière stimule l'entrée en reproduction des oiseaux *via* les sécrétions d'hormones gonadotropes, leur maintien en jours longs entraîne une diminution progressive et irréversible des taux plasmatiques de LH. Cette diminution s'accompagne d'une régression testiculaire irréversible chez le moineau et le dindon, on l'appelle période « photo réfractaire ». Toutefois, le type de situation observé chez le moineau ne semble exister ni chez le coq ni chez le dindon domestique (**Wilson et Follet, 1974**).

D'autre part **Furuta et al. (2001)**, ont déduit que la présence des hormones orexigènes (la ghréline qui stimulé par le système nerveux et l'orexine qui stimulé par le tube digestif) chez les coqs à chair, stimule la prise alimentaire et inhibe la sécrétion des gonadotrophines, et donc la stimulation de l'ingéré alimentaire sera privilégié et les fonctions de reproduction sont mises au repos. Un résultat similaire a été décrit chez les rongeurs et chez le poisson rouge (**Wren et al., 2001**).

#### III.2.3.2- Evaluation des paramètres métaboliques

##### A- Glycémie

La concentration moyenne de glycémie chez le coq de ferme, de chair, et de reproduction presque identique. En Côte d'Ivoire, **Kokore et al (2021)** montrent que la glycémie était plus élevée chez les poulets de chair que chez les poulets ferme avec une différence très significative. En comparant avec l'étude de **Nikolov et al, (2017)** chez *Numida meleagris* en GUINEA : une hypoglycémie importante a été observée.

##### B- Cholestérolémie

Selon **Musa et al., (2007)**, les taux de cholestérolémie diffèrent en fonction des populations de poules et ils sont positivement corrélés avec le poids de la graisse abdominale.

En plus les coqs âgés semblent perdre la capacité d'assemblé des lipoprotéines de très faible densité ce qui conduit à l'augmentation de leur taux plasmatique (Walzem et al., 1997). Les bas niveaux de cholestérolémie chez quelques populations fermières peuvent être le résultat d'une hyperactivité et une agilité chez ces populations ce qui entraîne une demande accrue en métabolites énergétiques (Almeida et al., 2006). Ces populations hypo-cholestérolémiques, représentent un grand intérêt en nutrition humaine comme sources de viandes maigres (Ademola et al., 2009). Les lipoprotéines de haute densité représentent la grande fraction de cholestérol dans le sang des oiseaux (Peebles et al., 1997).

### C- Triglycéridémie

Dans la présente étude, il n'y avait pas de différence significative entre les taux de triglycérides dans les différents lots.

Des résultats similaires ont été noté par l'étude de Messabhia (2016) qui a montré que les taux de triglycérides des mâles des populations fermières sont identiques à ceux de la population industrielle, différemment à l'étude de Bahman et al., (2011) dans laquelle la souche industrielle dépasse largement la population ferme.

Il est à signaler que les taux de cholestérol et de triglycérides sont génétiquement dépendants chez le coq. Des fluctuations de la triglycéridémie sont observées en fonction de l'âge des oiseaux (Peebles et al., 1997) et elles peuvent résulter de variations dans l'activité des enzymes du métabolisme lipoprotéique comme une augmentation de l'activité des lipases hépatiques, une diminution de l'activité de la lipoprotéine lipase plasmatique (LPL) ou encore une augmentation de l'activité de la LPL du tissu adipeux. Le taux plasmatique de triglycérides est fortement influencé par la teneur de l'aliment en sucres et en gras en plus de la réponse des différentes populations et des deux sexes aux hormones lipolytiques (Harper et al., 1987).

### III.2.3.3- Paramètre hématologie

Les études hématologiques sont très importantes dans diagnostiquer l'état structurel et fonctionnel du corps de l'animal (Elagib et al., 2011).

Les modifications hématologiques sont couramment utilisées pour déterminer diverses influences de l'environnement, facteurs nutritionnels et/ou pathologiques (Graczyket al., 2003). Il est limité informations concernant le sang normal de différents coq de ferme d'âge variable et pour les régimes d'élevage dans Botswana (Mushi et al., 1999).

Une méta-analyse de paramètres hématologiques autorisé comparaison de coq domestiques (chaire ou ferme) avec les ancêtres volaille rouge de la jungle, avec des oiseaux sauvages dans l'ordre Galliformes. (Scanes et Christensen, 2014).

Les paramètres hématologiques des oiseaux en bonne santé sont influencés par de nombreux facteurs qui incluent la restriction alimentaire et les nutriments conditions (Etim et al., 2014), environnement facteurs (Vecerek et al., 2002 ; Graczyk et al., 2003), le jeûne (Lamosova et al., 2004), contenu nutritionnel (Bashar et al., 2010), eau et la restriction alimentaire (Iheukwumere et Herbert, 2003 ; Boostani et al., 2010), âge (Talebi et al., 2005).

**Tufan et Ramazan (2011)** ont montré que les valeurs d'Hb et de HCT augmentent avec l'avancement en âge.

Les résultats obtenus en ce qui concerne l'hématocrite et la numération érythrocytaire sont en accord avec ceux **d'Olsen (1937), Uko et Ataja (1996) et Craig (1999)**. Contrairement à **Uko et Ataja (1996)** qui ont travaillé sur des coqs de ferme en extensif et qui pensent que les valeurs relativement faibles observées sont dues à une combinaison entre la malnutrition et les infestations parasitaires, nous pensons qu'il s'agirait plutôt d'une adaptation propre à coq de ferme comparée de coq à chaire améliorée, étant donné l'amélioration des conditions sanitaires et alimentaires dans cet essai.

La production normale de globules rouges nécessite un régime contenant des protéines, du fer, du cuivre, de la vitamine B2, B6, B12 et acide folique (**Nyaulingo, 2013**).

**Globules blancs ou leucocytes**, L'organisme des oiseaux comme celui des mammifères est exposé à plusieurs agressions microbiennes : bactériennes, virales, mycosiques et parasitaires, et pour se protéger ou au pire se défendre, l'organisme des oiseaux dispose d'un système immunitaire qui lui permet de reconnaître les éléments exogènes et de s'en débarrasser si nécessaire. Ce système est constitué entre autres par les globules blancs qui sont de plusieurs types, avec les fonctions différentes et parfois spécifiques pour d'autres. Le système immunitaire met en jeu deux processus qui sont étroitement intriqués chez les vertébrés : l'immunité innée et l'immunité acquise (**Roitt et al. 1998**).



Nous avons comparé trois lots de (coq de ferme ; coq à chair et coq de reproduction), ainsi nous pouvons conclure :

➤ Une croissance rapide des individus sélectionnés est presque toujours accompagnée d'une altération des capacités de reproduction (poids testiculaire faible) chez le coq de chair par rapport au coq de reproduction et du coq de ferme.

➤ **Sur le plan histologique**

\***Le testicule**, Chez les coqs de ferme et le coq de reproduction, les résultats décrivent que l'épithélium séminifère est de type pluristratifié avec plusieurs cellules germinales à différents stades de spermatogenèse avec présence des spermatozoïdes au niveau de la lumière. Ce qui explique que les conditions d'élevage traditionnel ne perturbent pas la fonction de reproduction. Ces tubes séminifères sont plus volumineux chez le coq de ferme et reproduction par rapport le coq de chair.

\***L'épididyme** : une similitude d'aspect anatomique et structurale de l'organisation des canaux épидидymites chez les deux races et reproduction. Cependant, les lobules de l'épididyme sont volumineux présentant un épithélium fin avec une lumière large et pleine des spermatozoïdes ; avec la présence d'un tissu conjonctif chez le coq de ferme et reproduction.

\***Le Canal déférent** : une similitude d'aspect anatomique et structurale de l'organisation de canal déférent, la différence s'observe dans le tissu conjonctif de la séreuse qui recouvre extérieurement de canal déférent, qui est moins dense chez le coq de chair et coq de ferme, mais chez le coq de reproduction l'épithélium est développé et formée des replis épithélium qui entrecoupent la lumière.

➤ **Les paramètres hormonaux**

Les teneurs plasmatiques moyennes en testostérone chez le coq de ferme et reproduction sont relativement supérieures à celles des coqs de chairs.

➤ **Les paramètres biochimiques**

\*Une égalité de la glycémie chez les deux races.

\*Une diminution significative des paramètres lipidiques (Cholestérol, Triglycéride) chez le coq de ferme et reproduction par rapport le coq de chair.

➤ **Les paramètres hématologiques**

\*Une diminution du taux des globules rouges accompagnée d'une diminution du taux d'hémoglobine, du VGM, de la CCMH, de Plaquettes ; globules blancs ; monocytes et granulocytes, chez le coq de chair par rapport de coq de ferme et reproduction.

\*Une augmentation du taux des Lymphocytes ; Hématocrite ; CCMH chez le coq de chair par rapport le coq de ferme et reproduction.

Au vu de nos résultats, il serait d'un très grand intérêt de :

- Réaliser la même étude avec des femelles.
- Augmenter l'effectif d'individus.
- Doser les hormones de l'axe gonadotrope notamment LH et FSH.
- Réaliser une étude immuno-histochimique en utilisant des anticorps anti-récepteurs des androgènes au niveau des testicules.
- Faire un suivi du développement testiculaire dès l'éclosion jusqu'à l'âge de la puberté.
- Manipuler les coqs en période de reproduction et en période de repos.

1. **Abdi-Hachesoo, B., Talebi, A., Asri-Rezaei, S. (2011).** Comparative study on blood profiles of indigenous and Ross-308 broiler breeders. *Global Veterinaria*, **7(3)**, 238-241.
2. **Abdul-Rahman, I. I., Obese, F. Y., Jeffcoate, I. A. (2017).** Developmental changes in the histological structure of the testes, and testosterone profiles in male guinea fowls (*Numida meleagris*). *Theriogenology*, **101**, 114-122.
3. **Ademola, S. G., Farinu, G. O., Obe, A. A., Babatunde, G. M. (2004).** Growth, haematological and biochemical studies on garlic-and ginger-fed broiler chickens. *Moor Journal of Agricultural Research*, **5(2)**, 122-128.
4. **Aire, T. A. (1979).** Micro-stereological study of the avian epididymal region. *Journal of Anatomy*, **129(4)**, 703.
5. **Aire, T. A. (1980).** The ductuli efferentes of the epididymal region of birds. *Journal of Anatomy*, **130(4)**, 707.
6. **Aire, T. A. (1982).** The rete testis of birds. *Journal of Anatomy*, **135(1)**, 97.
7. **Aire, T. A. (1982)b.** Surface morphology of the ducts of the epididymal region of the drake (*Anas platyrhynchos*) as revealed by scanning and transmission electron microscopy. *Journal of anatomy*, **135(3)**, 513.
8. **Aire, T. A., Malmquist, M. (1979).** Intraepithelial lymphocytes in the excurrent ducts of the testis of the domestic fowl (*Gallus domesticus*). *Cells Tissues Organs*, **103(2)**, 142-149.
9. **Almeida, J. G., Vieira, S. L., Gallo, B. B., Conde, O. R. A., Olmos, A. R. (2006).** Period of incubation and posthatching holding time influence on broiler performance. *Brazilian Journal of Poultry Science*, **8**, 153-158.
10. **AL-tememy, H.S.A. (2010).**-Histological study of testis in quail (*Coturnix coturnix japonica*). Al- Anbar J. Vet. Sci., **3**, 36-44.
11. **Bacon, W. L., Kurginski-Noonan, B. A., Yang, J. (2000).** Effects of environmental lighting on early semen production and correlated hormonal responses in turkeys. *Poultry Science*, **79(11)**, 1669-1678.
12. **Bakst, M.R., Akuffo, V., Trefil, P. Brillard J.P. (2007).**-Morphological and histochemical characterization of the seminiferous epithelial and Leydig cells of the turkey. *Anim. Reprod. Sci.*, **97**, 303-313.
13. **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.*, p: 81-90.
14. **Boivin C., (2007).**Effet de l'intensité lumineuse sur le contrôle de la reproduction chez la brebis et sur la croissance des agneaux. M.Sc., F.E.S., Université Laval, Québec, 161p.
15. **Bowling, L. C., Lettenmaier, D. P., Nijssen, B., Graham, L. P., Clark, D. B., El Maayar, M., Yang, Z. L. (2003).** Simulation of high-latitude hydrological processes in the Torne–Kalix basin : PILPS Phase 2 (e) : 1 : Experiment description and summaryintercomparisons. *Global and Planetary Change*, **38(1-2)**, 1-30.

16. **Briere S., Brillard J. P., Panheleux M., Froment P., (2011).** Alimentation, fertilité et bien-être des oiseaux reproducteurs domestiques : des liens complexes. I.N.R.A. Prod. Anim., **24 (2)** : 171-180.
17. **Brillard J.P., De Reviere M., (1985).** Testis development and daily sperm
18. **Budras, K. D., Sauer, T. (1975).** Morphology of the epididymis of the cock (*Gallus domesticus*) and its effect upon the steroid sex hormone synthesis. II. Steroid sex hormone synthesis in the tubuli epididymidis and the transformation of the ductuli aberrantes into hormone producing noduli epididymidis in the capsule of the adrenal gland of the capon. *Anatomy and Embryology*, **148(2)**, 197-213.
19. **Bull, M. L., Martins, M. R. F. B., Cesário, M. D., Padovani, C. R., Mendes, A. A. (2007).** Anatomical study on domestical fowl (*Gallus domesticus*) reproductive system. *International Journal of Morphology*, 709-716.
20. **Burrows W. H., Quinn J. P., (1936).** The Collection of Spermatozoa from the Domestic Fowl and Turkey. N.A.R.C., Beltsville, Maryland, 16p:19-24.
21. **Campbell, T. W., Ellis, C. K., (2013).** Avian and exotic animal hematology and cytology. John Wiley et Sons.p299.
22. **Caquet, B., (2008).** Réactions de semis naturels de hêtre (*Fagus sylvatica* L.) et d'érable sycomore (*Acer pseudoplatanus* L.) à l'ouverture du couvert : croissance et ajustements fonctionnels (Doctoral dissertation, Université Henri Poincaré-Nancy 1) p151
23. **Codex alimentarius., (2015)** . Norme pour le luncheon meat, Codex Stan 89-1981, FAO/OMS.
24. **Coquerelle G., (2000).** les poules : diversité génétique visibles. I.N.R.A., Paris, 184p.
25. **Dahloum L., Moula N., Halbouche M., Mignon-Grasteau S., (2016)** Phenotypic characterization of the indigenous chickens (*Gallus gallus*) in the northwest of Algeria. *ArchivfürTierzucht*, **59**: 79-90.
26. **De Revier M., Brillard J. P., (1975).** Le développement testiculaire du coq : étude quantitative des cellules germinales du coq placé sous des photopériodes croissantes appliquées a des âges différents. *Ann. Biol. Bioch. Biophys.*, **15 (4)** : 633-641.
27. **De Reviere M., Williams J., (1984).** Testis development and production of spermatozoa in the cockerel (*Gallus domesticus*).
28. **De Reviere M., (1971).** b. Le développement testiculaire chez le coq : II Morphologie de l'épithélium séminifère et établissement de la spermatogenèse. *Ann. Biol. Anim. Bioch. Biophys.*, **11(4)** : 531-546.
29. **De Reviere M., (1974).** Le développement testiculaire chez le coq : 111- Influence de la durée d'éclaircissement appliquée en photopériodes constantes. *Ann. Biol. Bioch. Biophys.*, **14**, 591-600.
30. **De Reviere M., (1977).** Le développement testiculaire chez le coq : V- Action de variations progressives de la durée quotidienne d'éclaircissement. *Ann. Biol. Anim. Bioch. Biophys.*, **17**, 179-186.
31. **De Reviere M., (1988).** Appareil génital mâle et production des spermatozoïdes. In Sauveur B et de Reviere M. Eds. *Reproduction des volailles et production d'œufs.* Paris, Fr. : INRA ; 141-181.

32. **De Reviens M., Richetin C., Brillard J. P., (1971).** Le développement testiculaire chez le coq -I- croissance pondérale des testicules et développement des tubes séminifères. *Ann. Biol. Anim. Biochi. Biophys.*, Paris, **11 (4)** : 519-530.
33. **Diop A., (1982).** Le poulet de chair au Sénégal production commercialisation perspectives de développement. Thèse Doc. Vét., E.I. Sci. Méd. Vét., Sénégal, 213p.
34. **Dubois R., (1969).** Le mécanisme d'entrée des cellules germinales primordiales dans le réseau vasculaire, chez l'embryon de Poulet. France, **21(2)** : 255-270.
35. **Dunnington E.A, Siegel P.B., (1984).** Age and body weight at sexualmaturity in female white Leghorn chickens. *Poult. Sci.*, **63**, 828-830.
36. **Educagri., (2005).** Reproduction des animaux d'élevage. *Anato. Physiol. Repro.*, Dijon, 407p.
37. **Elagib, H. A. A., Ahmed, A. D. A. (2011).** Comparative study on haematological values of blood of indigenous chickens in Sudan. *Asian Journal of Poultry Science*, **5(1)**, 41-45.
38. **Estermann, M. A., Major, A. T., Smith, C. A. (2021).** Genetic regulation of avian testis development. *Genes*, **12(9)**, 1459.
39. **Etim, N. N., Williams, M. E., Akpabio, U., Offiong, E. E. (2014).** Haematological parameters and factors affecting their values. *Agricultural Science*, **2(1)**, 37-47.
40. **Fao., (2009).** Comment nourrir le monde en 2050 ? Organisation des nations unies pour l'alimentation et l'agriculture, Forum d'experts, Rome, 2p.
41. **Fao., (2014).** La situation mondiale de l'alimentation et de l'agriculture : ouvrir l'agriculture familiale à l'innovation. Organisation des nations unies pour l'alimentation et l'agriculture, Rome, 157p.
42. **Faure, M., Edith, G., Sabine, C., Pascal, C., Jean-Pierre, B., Anne, C., Pascal F. (2015).** Differentialproliferation and metabolicactivity of Sertolicells in the testes of broiler and layer breeder chickens. PRC, INRA, CNRS, IFCE, Université de Tours, 37380 Nouzilly, France ; and URA, INRA 37380 Nouzilly, France.
43. **Ferrouk, M., Boukenaoui, N., Smaili, I., Abd Al Samad, I., Exbrayat, J. M. (2015).** Étude morphométrique et histologique du testicule de la caille du japon (*Coturnix Japonica*) au cours de la croissance post-natale. *Bull. Soc. zool. Fr.*, **140(1)**, 45-60.
44. **Fosta J.C., (2008).** Caractérisation des populations de poules locales (*Gallus gallus*) au Cameroun. Thèse de Doctorat, I.N.R.A., Paris, 301p.
45. **Fournier A., (2005).** Elevage des poules. Ectoparasitisme et parasitémie du poulet de ferme (*Gallus gallusdomesticus*, linnaeus 1758) dans la région d'Oran, Mémoire de Magister en parasitologie. Université d'Oran. Algérie.
46. **Furuta G. T., Turner J. R., Taylor C. T., Hershberg R.M., Comerford K., Narravula S., Podolsky D.K., Colgan S.P., (2001).** Hypoxia-inducible factor 1-dependenttrefoil factor protectsbarrierfunctionduringhypoxia. *J. Exp. Med.*, USA, **193(9)**: 1027-1034
47. **Gaston KE (1979).** Lack of interoculartransfer of pattern discrimination-learning in chicks. *Brain Res*171:339–343
48. **Halbouche M., Dahloum L., Mouats A., Didi M., Ghali S., Boudjenah W., Fellahi A., (2009).**Inventaire phénotypique des populations avicoles locales dans le Nord-

- Ouest Algérien, caractérisation morphologique des animaux et des oeufs. *Physiol. Anim., U.M.A.B., Mostaganem*, (2) : 7-12.
49. **Harper HA, Rodwell VW Mayes PA. (1987)** Review of Biochemistry Ed 19. Ege. Jakarta.
  50. **Hien C. O., (2002).** Effet d'amélioration des conditions sanitaires sur le développement testiculaire, la LH et la ponte de la pintade locale du Burkina Faso. Thèse doctorat ,Sci. Biol., *Physiol. Anim., F.A.S.T., Ouagadougou*, 103p..
  51. **Hien O. C., (1999).** Lutte intégrée contre la mortalité des pintadeaux au Centre-Ouest du Burkina Faso. Mémoire DEA Sci. Biol., *Physiol. Anim., F.A.S.T., Ouagadougou*, 54 p.
  52. **Hien O. C., Diarra B., Brillard J. P., Boly H., Sawadogo L., (2011).** Effects of improving health status on testicular development of guinea fowl (*Numidameleagris*) reared under natural photoperiod in the Sudanian zone of Burkina Faso. *International Journal of Poultry Science*, 10 p : 113-119.
  53. **Hocking P. M., (1991)** .Effects of controlling body weight on the semen production of large white turkey males. *Br. Poult. Sc.*, **33**: 211-218.
  54. **Iemvt., (1991)** .Aviculture en zone tropicale. Ministère français de la coopération et du développement. Institut d'élevage et de médecine vétérinaire des pays tropicaux, Collection manuel et précis d'élevage, Paris, 186 p.
  55. **ITAVI., (2005).** Rapport mission filière volaille de chair. *Journal of Cell and Animal Biology*, **4(5)**, 81-90.
  56. **Julian R. J., (1996)** - La régie de l'élevage des volailles. Université de Guelph, Ontario, Canada, Fondation du XXXIII, Congrès Mondial Vétérinaire.
  57. **Kamar, G.A.R. (1960).**-Development of the testis tubule in the fowl. *Quart. J. Micr. Sci.*, **101**, 401-406.
  58. **Kokore, B. A., Bleyere, N. M., Kamagate, S., Yapo, P. A. (2021).** Blood Biochemical Parameters Exploration in Broilers and Local Chickens in Korhogo, Côte d'Ivoire. *American Journal of Food and Nutrition*, **9(2)** : 82-86.
  59. **Kolb, E., (1974).** *Physiologie des animaux domestiques*, éditions Vigot Frères. Paris, 974p.
  60. **Lake, P. E. (1971).** The male in reproduction. Pp. 1411-1447. Bell B. M. Freeman (eds.), *Physiology and Biochemistry of the Domestic Fowl*. **3**. Academic Press, London and New York.
  61. **Larbier M., Leclercq B., (1992).** *Nutrition and feeding of poultry*. I.N.R.A., Paris, 368p.
  62. **Larivière J. M., Leroy P., (2008).** Conservation et valorisation de la diversité des ressources génétiques du poulet en Europe : initiatives et perspectives. *Ann. Méd. Vét.*, **152** : 203-220.
  63. **Leroy P., Thewis A., Huart A., (2003).** *Troupeaux et cultures des tropiques. Dossier spécial volaille*, C.A.V.T., Kinshasa, 96p.
  64. **Lofts B., Murton R. K., (1973).** Reproduction in birds. In *Avian Biology*, Ed. Farner D.S., King J.R., Academic Press Inc., N.Y., **3**: 5-40.

65. **Luna M., Martínez-Moreno C. G., Ahumada-Solórzano M. S., Harvey S., Carranza M., Arámburo C., (2014).** Extra pituitary growth hormone in the chicken reproductive system. *Gen. Comp. Endocrinol.*, **203**: 60-68.
66. **Mahammi F.H., (2015)** - Caractérisation phénotypique et moléculaire des populations de poules locales (*Gallus gallusdomesticus*) de l'Ouest Algérien. Université des Sciences et de la Technologie d'Oran « Mohamed Boudiaf ». Doctorat LMD, 180.
67. **Marvan, Fr. (1969).** Postnatal development of the male genital tract of the *Gallus domesticus*. *Anatomischer Anzeiger* **124**: 443-462.
68. **Meddour Z., (2010)** .Effet de la mélatonine sur la reproduction chez le pigeon domestique : *Columbalivia*. D.E.S., B.A., U.B.M., Annaba, 40p.
69. **Messabhia M.,(2016).** Caractérisation phénotypique et profil biochimique de quelques souches locales de poules .Université des frères mentouri constantine .Magistère P249
70. **Meyer C., Roger R., (2009).** L'insémination artificielle des volailles. C.I.R.A.D., France, 28p.
71. **Møller, A. P. (1994).** Directional selection on directional asymmetry: testes size and secondary sexual characters in birds. *Proceedings of the Royal Society of London. Series B : Biological Sciences*, **258 (1352)**, 147-151.
72. **Moula N., Antoine-Moussiaux N., Farnir F., Detilleux J., Leroy P., (2009).** Réhabilitation socioéconomique d'une poule locale en voie d'extinction : la poule Kabyle (Thayazitlekvayel). *Anna.Méd.Vété.*, **153** : 178-186
73. **Mpupu B., (2012)** .Guide pratique et scientifique de l'élevage de poules pondeuses et poulet de chair. Paris, Harmattan, 120p
74. **Nguyen Van D., (2016).** Caractérisation de la race de poule HO dans sa région d'origine : province de bac ninh (vietnam). M.G.F.D., université de liège, 22p. 106.
75. **Nicaise C., (2015).** Système génital mâle. S.V.E.T.B., 303 p.
76. **Nikolov B, Manov V, Pepovich R, Mehmedov T, Hristov K, Genova K, Nikolova E, Petrova R, Georgieva A, Kril A. (2017).**Hematological and blood biochemistry parameters of guinea fowls in early stage of nitrosodiethylamine induced hepatocarcinogenesis. *Tradition and Modernity in VeterinaryMedicine* **2(3)**, 27-32.
77. **Noirault, J., Brillard, J.P. Bakst, M.R. (2006).**- Spermatogenesis in the turkey (*Meleagrisgallopavo*): Quantitative approach in immature and adult males subjected to variousphoto periods. *Theriogenology*, **65**, 845–859.
78. **Pascal de Pury.,(1968).**comment élever les poules.la poule, son anatomie, ses races.editionscléyaounde1968 , 123p
79. **Peebles, F. D., Cheaney, J. D., Brake, J. D., Boyle, C. R., Latour, M. A. (1997).** Effects of added dietary lard on body weight and serum glucose and low density lipoprotein cholesterol in randombred broiler chickens. *Poultry science*, **76(1)**, 29-36.
80. **Pichereau A., (2012).** Les techniques de prélèvement et d'insémination artificielle chez les oiseaux. Thèse de Doctorat, E.N.V., Alfort, 83p. 114.
81. **Ramdane, M. et Ahmed Aissa Y. Z. (2020).** Etude comparative de l'appareil génital mâle chez *Gallus gallusdomesticus*, race locale et race commerciale (Mémoire de Master, Université de Blida 1).80p.

82. **Ramdani M., Rafil C., (2017).** Etude histo-morphométrique de la gonade mâle chez le poulet reproducteur de type Cobb 500 en élevage rationnel dans la région d'Azazga : essai préliminaire. D.E.S., UMM, Tizi-Ouzou, 49p.
83. **Razi, M., Hassanzadeh S. H., Najafi G. R., Feyzi, S., Amin M., Moshtagion M., Janbaz H., (2010)** .Histological and anatomical study of the White Rooster of testis, epididymis and ductus deferens. *Int. J. Vet. Res., Urmia University, Iran*, **4**: 229-236.
84. **Reviere, M. de (1971).**- Le développement testiculaire chez le coq. I. Croissance pondérale des testicules et développement des tubes séminifères. *Ann. Biol. Anim. Bioch. Biophys.*, **11 (4)**, 519-530.
85. **Roitt I.M., Brostoff J. and Male D.K., (1998).** Immunology. 4th Ed., Mosby, London, England.
86. **Sauveur B., (1987).** L'aviculture en méditerranée. C.I.H.E.A.M., options méditerranéennes, Montpellier, Belgrade, 314p.
87. **Sauveur B., (1988).** Reproduction des volailles et Production d'œufs. I.N.R.A., Paris, 449p.
88. **Scanes, C. G. Christensen, K. D. (2014).** Comparison of meta-analysis of the hematological parameters of commercial and indigenous poultry to wild birds: Implications to domestication and development of commercial breeds/lines. *Journal of Veterinary Science and Animal Health*, **1(1)**:1-12.
89. **Scheib, D. (1973).** Les cellules sécrétrices testiculaires du poussin de la caille japonaise : Différenciation de leur ultrastructure et rapport avec leurs potentialités stéroïdogènes. *Dev. Growth Diff.*, **15**, 315-328.
90. **Schinckel A., Johnson R.K., Pumfrey R.A. Zimmerman D.R. (1983).** Testicular growth in boars of different genetic lines and its relationship to reproductive performance. *J. Anim. Sci.* **56 (5)**:1065-76
91. **Singhapol C. (2003).** Genetic characterization by microsatellite polymorphism in Thai native chicken compared with broiler and layer fowls. University of Technology. ISBN 974-533-292-5. p17
92. **Smith C. A., Sinclair A. H., (2004).** Sex determination: insights from the chicken. *Bioessays*, **26**: 120-132.
93. **Smith, C. A., Roeszler, K. N., Ohnesorg, T., Cummins, D. M., Farlie, P. G., Doran, T. J., Sinclair, A. H. (2009).** The avian Z-linked gene DMRT1 is required for male sex determination in the chicken. *Nature*, **461(7261)**, 267-271.
94. **Soltner D., (2001).** La reproduction des animaux d'élevage. Sciences techniques agricoles, 242p.
95. **Sonaiya E. B., Swan S. E., (2004)** .Production en Aviculture familiale. O.N.U.A.A., F.A.O., Rome, 134p.
96. **Talebi, A., Asri-Rezaei, S., Rozeh-Chai, R., Sahraei, R. (2005).** Comparative studies on haematological values of broiler strains (Ross, Cobb, Arbor-acres and Arian). *International journal of poultry science*, **4(8)**, 573-579.
97. **Tegegne A., Entwistle K.W. et Mukasamugerwa E. (1991).** A quantitative histological study of testicular and epididymal development in boran and boran-x Friesian bulls in Ethiopia. *Theriogenology*; **35 (5)**: 991-1000

98. **Tingari M. D., (1972).** The fine structure of the epithelial lining of the excurrent duct system of the testis of the domestic fowl. *Q. Jd. Exp. Physiol.*, 57: 271-295.
99. **Tufan, K. Ramazan, C. (2011).** Haematological and biochemical values of blood of pheasants (*Phasianus colchicus*) at different ages. *Turkey Journal of veterinary and Animal Science*, 35(3): 149
100. **Van Eekeren N., Maas A., Saatkamp H., Verschuur M., (2004).** L'aviculture à petite échelle dans les zones tropicales. Agromisa, Wageningen, Pays-bas, 83p.
101. **Vatsalya, V. Arora, K.L. (2012).**-Allometric growth of testes in relation to age, body weight and selected blood parameters in male Japanese quail (*Coturnix japonica*). *Int. J. Poult. Sci.*, 11, 251-258.
102. **Venzke W.G. (1964).** The morphogenesis of the indifferent gonads of chickens embryos.
103. **Villate, D. (2001).** Maladies des volailles. 2e éd. France agricole, 320-345.
104. **Vizcarra, J. A., Kirby, J. D., & Kreider, D. L. (2010).** Testis development and gonadotropin secretion in broiler breeder males. *Poultry Science*, 89(2), 328-334.
105. **Walzem, R. L. (1996).** Lipoproteins and the laying hen: form follows function. *Poultry and Avian Biology Reviews*, 7, 31-64.
106. **Wei, L., Peng, K.M., Liu, H., Song, H., Wang, Y. Tang, L. (2011).**-Histological examination of testicular cell development and apoptosis in the ostrich chick. *Turk. J. Vet. Anim. Sci.*, 35, 7- 14.
107. **Wilson et Follet ., (1974).** Plasma and pituitary luteinizing hormone in intact and castrated reesparrows (*Spizella arborea*) during a photoinduced gonadal cycle P 82-93
108. **Witschi, E. (1935).** Origin of asymmetry in the reproductive system of birds. *Am. J. Anat.*, 56, 119-141.
109. **Wren A., Seal L., Cohen M., Brynes A., (2001)** . Ghrelin enhances appetite and increases food intake in humans. *J. endocrinol. Metabol.*, 86(12): 92 - 97.
110. **Youbi Ibrahim., (2009).** Conduite de l'élevage avicole. Cas de la poule pondeuse dans le souf. Mémoire de fin d'étude. Université kasdi merbeh, ouargla.
111. **Zhang, X.Y., Wen, X.X., Zhao, L. He, J.P. (2012).** Immunolocalization of Smad 4 protein in the testis of domestic fowl (*Gallus domesticus*) during postnatal development. *Acta Histochem.*, 114, 429-433.

## LE PROTOCOLE UTILISE POUR L'HISTOLOGIE

### **FICHE TECHNIQUE N°1 : DÉSHYDRATATION**

*Durée*

- |                           |         |
|---------------------------|---------|
| 1. Bain formol 10%.....   | 1 heure |
| 2. Bain d'alcool 65°..... | 1 heure |
| 3. Bain d'alcool 75°..... | 1 heure |
| 4. Bain d'alcool 90°..... | 1 heure |
| 5. Bain d'alcool 96°..... | 1 heure |

### **FICHE TECHNIQUE N°2 : ECLAIRCISSEMENT**

*Durée*

- |                    |         |
|--------------------|---------|
| 1. BainXylène..... | 1heure  |
| 2. BainXylène..... | 1 heure |
| 3. BainXylène..... | 1 heure |
| 4. BainXylène..... | 1 heure |
| 5. BainXylène..... | 1 heure |

### **FICHE TECHNIQUE N°3 : IMPREGNATION (Pénétration Des Pièces Par Paraffinage)**

*Durée*

- |                           |         |
|---------------------------|---------|
| 1. Bain de paraffine..... | 1 heure |
| 2. Bain de paraffine..... | 1 heure |

### **FICHE TECHNIQUE N°4 : COLORATION TOPOGRAPHIQUE AU HEMATOXYLINE EOSINE**

#### **1. Réactifs :**

- 1.1.Hématoxyline de Groat.
- 1.2.L'éosine à 1%.

#### **2. Mode opératoire :**

##### **➤ Hydratation**

*Durée*

- |                        |         |
|------------------------|---------|
| ▪ 3 bains xylène ..... | 20min   |
| ▪ 3 bain d'alcool..... | passage |
| ▪ L'eau.....           | Rinçage |

##### **➤ Coloration**

*Durée*

- |   |         |
|---|---------|
| ▪ Colorer par Hématoxyline de Goat..... |         |
| ▪ L'eau.....                            | Rinçage |

- L'éosine..... 1 min
- L'eau..... Rinçage
- **Déshydratation**

*Durée*

- 3 baign' alcool..... passage
- 3 baigns xylène..... passage
- Monter à l'Eukit.

**3. Résultats :**

Noyaux bleus à bleus-noirs, cytoplasmes roses à rouges, hématies roses vifs, collagène roses très pâle, fibres élastiques roses vifs.

**FICHE TECHNIQUE N°5 : COLORATION TOPOGRAPHIQUE AU TRICHOME DE MASSON****1. Réactifs :**

- 1.1. Hématoxyline de Groat
- 1.2. Fuchsine acide-Ponceau
- 1.3. Orange G acide phosphomolybdique
- 1.4. Vert lumière acétique
- 1.5. Eau acétifiée à 1%

**2. Mode opératoire :**➤ **Hydratation***Durée*

- 3 baigns xylène..... 20 min
- 3 baign' alcool..... Rinçage
- L'eau courante pendant ..... 5 min

➤ **Coloration***Durée*

- Colorer par Hématoxyline de Goat..... 10 min
- Rincer à l'eau courante pendant..... 5 min
- Colorer par la fuchsine Ponceau pendant..... 10 min
- Rincer à l'eau acétifiée à..... 1%
- Colorer par l'acide phosphomolybdique pendant..... 10 min
- Rincer à l'eau acétifiée à..... 1%
- Colorer par vert lumière pendant. .... 5 min
- Rincer à l'eau acétifiée à..... 1%

➤ **Déshydratation**

*Durée*

- 4 baidn'alcool.....passage
- 3 bains xylène.....passage
- Monter à l'Eukit.

**3. Résultats :**

Noyaux bleus-noirs, mucus vert, cytoplasme rose à rouge, kératine rouge vif, hématies rouges vifs, collagène vert, fibres élastiques roses.

**MATERIEL NECESSAIRE POUR L'HISTOLOGIE**

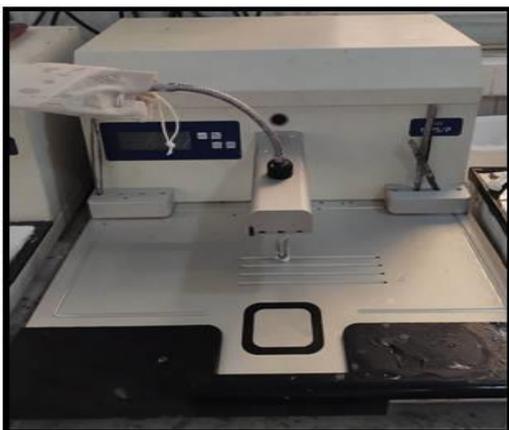
➤ **Appareillages**



**Appareil de circulation de marque Leica**



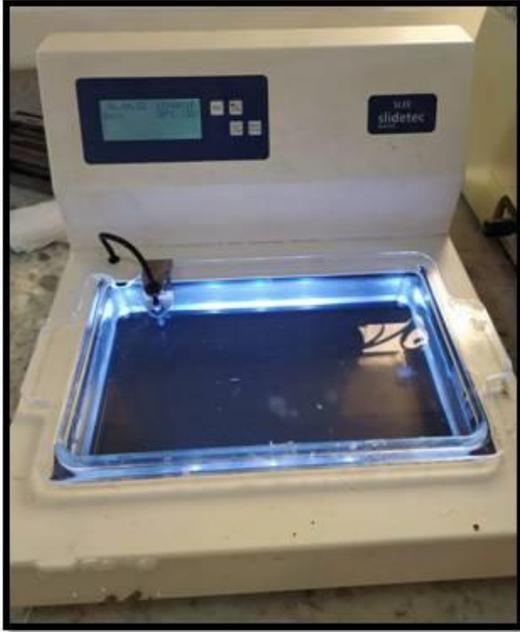
**Plaque froide de marque Leica**



**Appareil de l'enrobage**



**appareil d'inclusion de marque Leica**



Bain marie de marque SLEE



Etuve de séchage à 72°C de marque BINDER

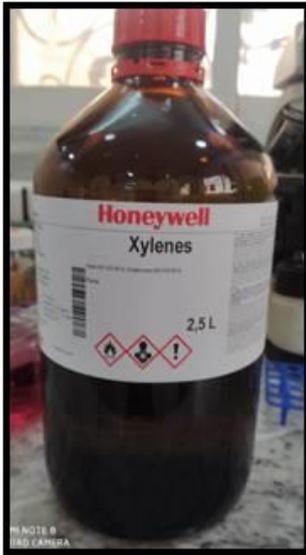


Balance électronique



Microtome de marque Leica

➤ Verreries



Xylènes



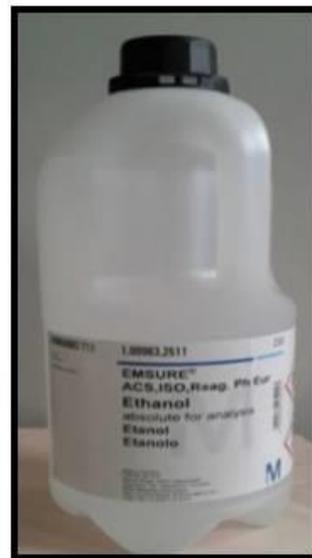
Paraffine



Eukitt



Formol Alcool



Collage des cassettes en plastique sur les moules de métal



Les différents types des moules

## LE PROTOCOLE UTILISE POUR LES DOSAGE BIOCHIMIQUE

### FICHE TECHNIQUE N°1

Les dosages biochimiques ont été réalisés en utilisant des kits BIOLABO, la composition et le mode de préparation de chaque réactif de travail est présenté ci-dessous :

#### 1-Mode opératoire

	Blanc	Etalon	Dosage
<i>Réactif</i>	1 mL	1 mL	1 mL
<i>Eau déminéralisée</i>	10 µL	-	-
<i>Etalon</i>		10 µL	
<i>Spécimen</i>			10 µL

#### 2- Lecture

- Bien Mélanger, incuber pendant 10 min à une température ambiante.
- Ajuster le zéro du spectrophotomètre sur le blanc réactif et lire les DO.
- Longueur d'onde : 500 nm.
- Température : (37) °C.
- Cuve : 1 cm d'épaisseur.

### FICHE TECHNIQUE N°2 : Protocole utilisé pour le dosage de Glucose

<b>Réactif 1</b>	<b>Tampon-Enzymes</b>	<b>Tampon phosphate Glucose oxydase (GOD) Peroxydase (POD) 4-Amino-antipyrine (PAP)</b>
<b>Réactif 2</b>	<b>Chromogène</b>	<b>Chloro-4-phénol</b>
<b>Réactif 3</b>	<b>Etalon</b>	<b>Glucose</b>

#### 1-Mode opératoire

Réactif	1000µL
Blanc, Calibrateur, Contrôle	10µL
spécimen(1)	

#### 2-Lecture

Bien mélanger. Incuber 10 minutes à 37°C ou 20 minutes à température ambiante. Lire les absorbances à 500 nm (460-560) contre le blanc réactif. La coloration est stable 15-20 minutes à 37°C, puis décroît lentement.

#### 3-Calcul

Sérum ou plasma

$$\text{Résultat} = \frac{\text{Abs (Dosage)}}{\text{Abs (Calibrateur)}} \times \text{concentration du Calibrateur}$$

### FICHE TECHNIQUE N°3 : Protocole utilisé pour le dosage de Cholestérol

<b>Réactif 1</b>	<b>Tampon</b>	<b>Tampon phosphate Chloro-4-phénol Sodium Cholate Conservateur</b>
<b>Réactif 2</b>	<b>Enzyme</b>	<b>Cholestérol oxydase (CO) Cholestérol estérase (CE) Péroxydase (POD) 4 - Amino –antipyrine(PAP PEG 6000</b>
<b>Réactif 3</b>	<b>Etalon</b>	<b>Cholestérol</b>

#### 1-Mode opératoire

Réactif	1000µL
Blanc, Etalon, Contrôle uspécimen	10µL

#### 2-Lectur

Mélanger. Laisser reposer 10 minutes à température ambiante ou 5 minutes à 37°C. Lire les absorbances à 500 nm (480-520) contre le blanc réactif. La coloration est stable une heure

#### 3-Calcul

$$\text{Résultat} = \frac{\text{Abs (Dosage)}}{\text{Abs (Etalon)}} \times \text{concentration de l'Etalon}$$

### FICHE TECHNIQUE N°4 : Protocole utilisé pour le dosage de triglycérides

<b>Réactif 1</b>	<b>Tampon</b>	<b>PIPES Chlorure de magnésium Chloro-4-phénol Conservateur</b>
<b>Réactif 2</b>	<b>Enzyme</b>	<b>Lipase Péroxydase (POD) Glycérol 3 phosphate oxydase (GPO) Glycérol Kinase (GK) 4 - Amino – antipyrine (PAP) Adénosine triphosphate Na (ATP)</b>
<b>Réactif 3</b>	<b>Etalon</b>	<b>triglycérides</b>

### 1-Mode opératoire

Réactif	1000µL
Blanc, Calibrateur, Contrôle ou spécimen	10µL

### 2-Lecture

Mélanger. Laisser reposer 10 minutes à température ambiante ou 5 minutes à 37°C. Lire les absorbances à 500 nm (480-520) contre le blanc réactif. La coloration est stable une heure

### 3-Calcul

$$\text{Résultat} = \frac{\text{Abs (Dosage)}}{\text{Abs (Calibrateur)}} \times \text{concentration du Calibrateur}$$

### MATERIEL NECESSAIRE POUR LES DOSAGE BIOCHIMIQUE

**Spectrophotomètre**

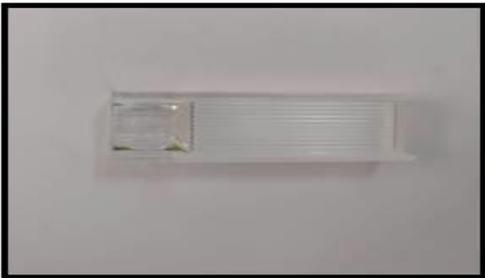
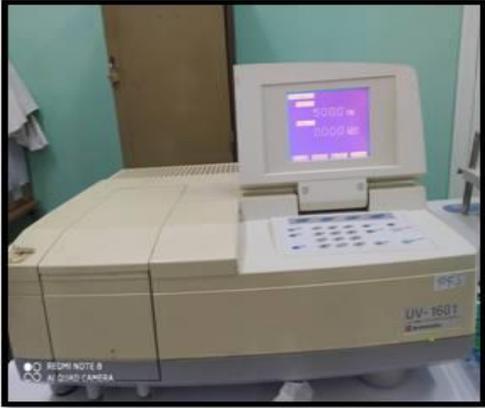
**Agitateur**

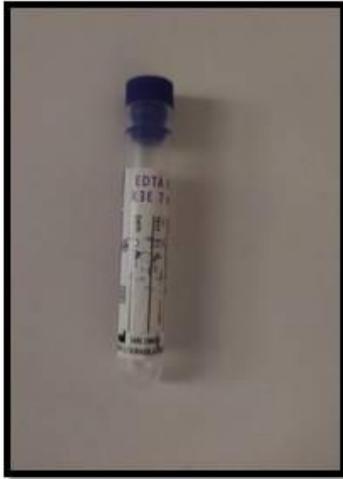
**Micropipette**

**Portoire**

**Cône pour pipette**

# Annex I





**Tube EDTA**



**Tube sec**



**Tube hépariné**

**Tableau A I** : Données pondérales chez Gallus gallusdomesticus➤ **Poids corporel et testiculaire :**

Race	N°	Poids corporel	Poids testiculaire			
			TD (g)	TG (g)	TD+TG (g)	TD+TG (g/100g p.c.)
<b>C o q d e f e r</b>	Coq 01	1,35	4,48	5,97	10,45	774,15
	Coq 02	1,52	5,11	4,82	9,94	653,68
	Coq 03	1,72	10,7	19,51	20,22	1175,47
	Coq 04	1,81	20,30	19,91	40,21	2221,66
	Coq 05	1,92	16,08	19,46	35,53	1850,73
	Coq 06	1,94	16,41	14,48	30,89	1592,06
	Coq 07	2,22	26,37	24,29	50,67	2282,25
	Coq 08	1,60	11,00	16,00	27,00	1687,50
<b>Moyenne</b>		<b>1,76±0,10</b>	<b>13,81±2,65</b>	<b>14,31±2,47</b>	<b>28,11±5,04</b>	<b>1529,69±217,15</b>
<b>C o q d e c h a i r</b>	Coq 01	3,66	0,59	0,50	1,09	29,78
	Coq 02	2,99	0,51	0,42	0,93	31,10
	Coq 03	3,32	0,61	0,59	1,20	36,20
	Coq 04	3,11	0,55	0,52	1,07	34,36
	Coq 05	2,10	0,23	0,20	0,43	20,28
	Coq 06	2,24	0,20	0,21	0,41	18,51
	Coq 07	2,80	0,70	0,90	1,60	57,14
	Coq 08	2,70	0,80	1,00	1,80	66,67
<b>Moyenne</b>		<b>2,86±0,19</b>	<b>0,52±0,07</b>	<b>0,54±0,10</b>	<b>1,07±0,7</b>	<b>36,75±5,98</b>
<b>C o q d e p r o d u c t i o n</b>	Coq 01	3,19	19,17	20,91	40,08	1256,39
	Coq 02	3,30	13,67	16,40	30,07	911,18
	Coq 03	3,80	15,94	18,43	34,37	904,34
	Coq 04	3,82	11,62	13,93	25,56	669,01
	Coq 05	3,56	12,65	15,26	27,90	783,71
	Coq 06	3,29	17,49	19,77	37,26	1132,52
	Coq 07	4,75	9,08	9,50	18,58	391,49
	Coq 08	4,33	8,95	10,29	19,23	444,11
<b>Moyenne</b>		<b>3,75±0,19</b>	<b>13,57±1,33</b>	<b>15,56±1,48</b>	<b>29,13±2,80</b>	<b>1529,69±217,15</b>

## ➤ Poids epididymaire

Poids epididymaire						
Race	N°	Poids total	Ep D(g)	Ep G (g)	Ep D+Ep G (g)	Ep D+Ep G (g/100g p.c.)
<b>C oq de fe r</b>	Coq 01	1,35	0,223	0,259	0,482	35,7037037
	Coq 02	1,52	0,272	0,319	0,591	38,88157895
	Coq 03	1,72	0,29	0,304	0,594	34,53488372
	Coq 04	1,81	0,289	0,279	0,568	31,38121547
	Coq 05	1,92	0,265	0,3	0,565	29,42708333
	Coq 06	1,94	0,264	0,273	0,537	27,68041237
	Coq 07	2,22	0,342	0,382	0,724	32,61261261
<b>Moyenne</b>		<b>1,78±0,10</b>	<b>0,27±0,01</b>	<b>0,30±0,01</b>	<b>0,58±0,02</b>	<b>32,88±1,44</b>
<b>Co q de ch air</b>	Coq 01	3,66	0,09	0,08	0,17	4,644808743
	Coq 02	2,99	0,089	0,097	0,186	6,220735786
	Coq 03	3,315	0,067	0,068	0,135	4,07239819
	Coq 04	3,108	0,063	0,077	0,14	4,504504505
	Coq 05	2,101	0,086	0,07	0,156	7,425035697
	Coq 06	2,237	0,062	0,085	0,147	6,571300849
<b>Moyenne</b>		<b>2,90±0,25</b>	<b>0,07±0,005</b>	<b>0,07±0,004</b>	<b>0,15±0,007</b>	<b>5,57±0,55</b>
<b>Co q de re pr od uc tio</b>	Coq 01	3,19	0,175	0,195	0,37	11,59874608
	Coq 02	3,30	0,135	0,142	0,277	8,393939394
	Coq 03	3,80	0,22	0,217	0,437	11,5
	Coq 04	3,82	0,346	0,355	0,701	18,35078534
	Coq 05	3,56	0,609	0,625	1,234	34,66292135
	Coq 06	3,29	0,235	0,246	0,481	14,62006079
	Coq 07	4,75	0,579	0,592	1,171	24,67860906
	Coq 08	4,33	0,201	0,24	0,441	10,18475751
<b>Moyenne</b>		<b>3,75±0,18</b>	<b>0,31±0,065</b>	<b>0,32±0,065</b>	<b>0,639±0,130</b>	<b>16,74±3,15</b>

➤ **Poids canal déférent**

Poids canal déférent						
Race	N°	Poids total	Cd D(g)	Cd G (g)	Cd D+Ep G (g)	Cd D+Cd G (g/100g p.c.)
<b>C oq de fe r</b>	Coq 01	1,35	0,354	0,520	0,874	64,741
	Coq 02	1,52	0,379	0,399	0,778	51,184
	Coq 03	1,72	0,510	0,545	1,055	61,337
	Coq 04	1,81	0,465	0,414	0,879	48,564
	Coq 05	1,92	0,499	0,782	1,281	66,719
	Coq 06	1,94	0,583	0,525	1,108	57,113
	Coq 07	2,22	0,516	0,530	1,046	47,117
<b>Moyenne</b>		<b>1,78±0,11</b>	<b>0,472±0,030</b>	<b>0,531±0,047</b>	<b>1,003±0,065</b>	<b>56,682±2,989</b>
<b>Co q de ch air</b>	Coq 01	3,66	0,140	0,189	0,329	8,989
	Coq 02	2,99	0,076	0,080	0,156	5,217
	Coq 03	3,315	0,150	0,164	0,314	9,472
	Coq 04	3,108	0,124	0,131	0,255	8,205
	Coq 05	2,101	0,146	0,168	0,314	14,945
	Coq 06	2,237	0,159	0,177	0,336	15,020
<b>Moyenne</b>		<b>2,90±0,25</b>	<b>0,133±0,012</b>	<b>0,152±0,016</b>	<b>0,284±0,028</b>	<b>10,308±1,597</b>
<b>Co q de re pr od uc tio</b>	Coq 01	3,19	0,420	0,494	0,914	28,652
	Coq 02	3,30	0,592	0,736	1,328	40,242
	Coq 03	3,80	0,558	0,599	1,157	30,447
	Coq 04	3,82	0,576	0,607	1,183	30,969
	Coq 05	3,56	0,634	0,750	1,384	38,876
	Coq 06	3,29	0,295	0,345	0,640	19,453
	Coq 07	4,75	0,465	0,453	0,918	19,347
	Coq 08	4,33	0,580	0,700	1,280	29,561
<b>Moyenne</b>		<b>3,75±0,18</b>	<b>0,515±0,040</b>	<b>0,586±0,051</b>	<b>1,101±0,190</b>	<b>29,693±2,709</b>

**Tableau AII** : Données du volume testiculaire chez *Gallus gallusdomesticus*.

Race	N°	Volume testiculaire		
		TD	TG	TD+TG
<b>C oq de fe r</b>	Coq 01	28,28	50,27	78,55
	Coq 02	50,27	50,27	100,54
	Coq 03	91,63	91,63	183,26
	Coq 04	63,67	124,79	188,46
	Coq 05	104,72	169,65	274,37
	Coq 06	150,8	230,91	381,71
Moyenne		81,5617±15,4676	119,58±25,15	201,14±39,87
<b>Co q de ch air</b>	Coq 01	6,7	8,18	14,88
	Coq 02	6,79	4,11	10,9
	Coq 03	4,83	5,36	10,19
	Coq 04	4,29	3,9	8,19
	Coq 05	7,96	7,13	15,09
	Coq 06	1,57	6,79	8,36
	Coq 07	1,05	1,57	2,62
	Coq 08	2,46	4,11	6,57
Moyenne		4,456±0,914	5,143±0,760	9,6±1,472
<b>Co q de rep rod uct ion</b>	Coq 01	188,5	307,88	496,38
	Coq 02	117,81	130,9	248,71
	Coq 03	91,63	117,81	209,44
	Coq 04	67,02	117,81	184,83
	Coq 05	104,72	117,81	222,53
	Coq 06	125,66	256,56	382,22
	Coq 07	130,9	188,5	319,4
	Coq 08	67,02	169,65	236,67
Moyenne		111,658±13,9791	175,86±25,44	287,52±37,45

**Tableau III :** Paramètres biochimiques(testostérone , métabolique et hématologique ) chez *Gallus gallusdomesticus*

➤ **Testostérone**

Race	N°	Testostérone
<b>C oq de fe r</b>	Coq 01	0,31
	Coq 02	0,41
	Coq 03	0,61
	Coq 04	0,23
	Coq 05	0,23
	Coq 06	0,27
	Coq 06	0,32
<b>Moyenne</b>		<b>81,5617±15,4676</b>
<b>Co q de ch air</b>	Coq 01	0,02
	Coq 02	0,04
	Coq 03	0,05
	Coq 04	0,03
	Coq 05	0,02
	Coq 06	0,04
	Coq 07	0,03
	Coq 08	0,03
<b>Moyenne</b>		<b>4,456±0,914</b>
<b>Co q de rep rod uct ion</b>	Coq 01	0,13
	Coq 02	0,23
	Coq 03	0,21
	Coq 04	0,14
	Coq 05	0,35
	Coq 06	0,31
	Coq 07	0,29
<b>Moyenne</b>		<b>111,658±13,9791</b>

## ➤ Paramètres métaboliques

Dosage métabolique				
Race	N°	Glycémie cholestérol triglycérides		
<b>C o q d e f e r</b>	Coq 01	1,592134831	1,382488479	0,983050847
	Coq 02	1,280898876	1,479723502	0,990583804
	Coq 03	1,428089888	1,52688172	0,858757062
	Coq 04	1,047191011	1,356835637	0,790960452
	Coq 05	1,328089888	1,391705069	0,809792844
	Coq 06	1,45505618	1,677112135	1,014877589
			1,411235955	1,798310292
	<b>Moyenne</b>	<b>1,332±0,047</b>	<b>2,129±0,099</b>	<b>0,767±0,056</b>
<b>C o q d e c h a i r</b>	Coq 01	1,393258427	1,679109063	0,86252354
	Coq 02	1,468539326	2,539170507	0,952919021
	Coq 03	1,483146067	2,026113671	0,572504708
	Coq 04	1,234831461	2,159754224	0,677966102
	Coq 05	1,348314607	2,047619048	0,919020716
	Coq 06	1,156179775	2,176651306	0,764595104
	Coq 07	1,243820225	2,280952381	0,625235405
	<b>Moyenne</b>	<b>1,332±0,040</b>	<b>2,129±0,099</b>	<b>0,767±0,056</b>
<b>C o q d e r e p r o d u c t i o n</b>	Coq 01	1,183146067	1,339784946	0,77212806
	Coq 02	1,08988764	2,056835637	0,790960452
	Coq 03	1,247191011	1,969278034	1,028248588
	Coq 04	1,216853933	2,099539171	0,693032015
	Coq 05	1,387640449	1,562365591	0,629001883
	Coq 06	1,751685393	1,539170507	0,610169492
	Coq 07	1,565168539	1,658986175	0,949152542
	<b>Moyenne</b>	<b>1,348±0,040</b>	<b>1,805±0,127</b>	<b>0,782±0,057</b>