



République algérienne démocratique et populaire

Ministère de l'enseignement supérieur et de la recherche scientifique

Université Saad Dahleb - Blida 1-

Département de Biologie et Physiologie des Organismes

Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie

Option : Biologie et Physiologie de la Reproduction Animale

Projet de fin d'études en vue d'obtention du

Diplôme de Master

Sous le thème :

**Etude comparative de l'appareil génital mâle
chez *Gallus gallus domesticus*, race locale et race
commerciale.**

Soutenu le : 24-09-2020

Présenté par :

RAMDANE Manelle

&

AHMED AISSA Yasmine Zineb

En présence du jury composé de :

Présidente	M^{me} BIREM Z.	MCB	SNV Blida-1
Examinatrice	M^{me} SAYAD M.	MCB	SNV Blida-1
Promotrice	M^{me} DEROUICHE L.	MCA	ESSAIA Alger
Co-promotrice	M^{me} ZATRA Y.	MCB	SNV Blida-1

Année universitaire 2019/2020

Remerciements

Au terme de ce travail, nous remercions d'abord DIEU le tout puissant, de nous avoir donné la volonté, la patience et la force pour élaborer ce travail et surmonter tous les obstacles.

Nous adresserons également nos vifs et sincères remerciements à M^{me} BIREM Z., Maître de conférences (B) à l'université de Blida 1, pour avoir accepté de présider le jury de cette soutenance.

Nos remerciements à M^{me} SAYAD M., Maître de conférences (B) à l'université de Blida 1, pour avoir accepté d'être examinatrice de ce travail, Nous vous serons, à jamais, redevables pour ce que vous nous avez apporté tout au long de notre cursus.

Nous tenons à exprimer nos chaleureux remerciements à notre promotrice M^{me} DEROUICHE L. Maître de conférences (A); Nous ne vous remercierons jamais assez pour vos précieux conseils et vos qualités scientifiques et humaines sans faille. Vous trouvez ici, l'expression de notre profond respect.

Nos sincères gratitudes et remerciements les plus distinguées vont à notre co-promotrice M^{me} ZATRA Y., Maître de conférences (B) pour la finesse de ses attitudes sur le plan aussi bien humain que scientifique. Ses remarques successives tout au long de notre étude ont permis d'améliorer ce travail.

Nous tenons à remercier D^r Khemsi et l'ensemble du personnel du laboratoire d'anatomie pathologique Blida, d'avoir accepté de nous accueillir, pour leur patience, leurs conseils et de nous mettre dans les meilleures conditions de travail.

Nous remerciant également D^r Ghelimi, pour le dosage de la testostérone plasmatique.

Enfin, nous n'oserons oublier de remercier tous les enseignants de l'Université de Blida -1- particulièrement les enseignants de la spécialité de Biologie et physiologie de la reproduction.

Merci

Dédicaces

J'ai le plaisir et l'honneur de dédier ce modeste travail :

- ♥ *A la mémoire de **mon grand-père** qui a toujours rêvé de me voir un jour réussir, que dieu l'accueille dans son vaste paradis.*
- ♥ *A mon grand-père..* ♥ *A mes grands-mères..*
- ♥ *A mon très cher père..* ♥ *A ma très chère mère..*
- ♥ *A ma sœur.. WIDAD*
- ♥ *A mes chers frères.. WASSIM, ABOU BAKRE et ABD EL MOUIZ*
- ♥ *A mes cousines.. ASMAA, RYMA, NADA, NAIMA, NIHAD,
CHAIMA, OUMAIMA et HOURIA*
- ♥ *A toute la famille RAMDANE et BOUCHENAFFA*
- ♥ *A ma voisine.. et ses filles ASMA et MEROUA*
- ♥ *A mes chères Amies, RAOUNAK, WERDA, DJAZIA, ASMAA,
FATIMA, SERINE, MOUFIDA, et CHAHINEZ*
- ♥ *A mon binôme « YASMINE »..*
- ♥ *Pour tous les jours ensemble.. Pour les souvenirs.. Et les moments inoubliables..*

♥♥ MANELLE ♥♥

Dédicaces

Je dédie ce mémoire...

♥ *À MES CHERS PARENTS*

Aucune dédicace ne saurait exprimer mon respect, mon amour éternel et ma considération pour les sacrifices que vous avez consenti pour mon instruction et mon bien être.

Je vous remercie pour tout le soutien, les sacrifices, les prières et l'amour que vous me portez depuis mon enfance et j'espère que votre bénédiction m'accompagne toujours.

Puisse Dieu, le Très Haut, vous accorder santé, bonheur et longue vie et faire en sorte que jamais je ne vous déçoive.

♥ *A MES CHERS ET ADORABLES FRÈRE ET SOEURS*

Abderahmane, Merieme et Chaima

En témoignage de mon affection fraternelle, de ma profonde tendresse et reconnaissance, je vous souhaite une vie pleine de bonheur et de succès et que Dieu, le tout puissant, vous protège et vous garde.

♥ *A TOUTE MA FAMILLE, MES GRAND-PERES, MES GRANDS-MERES*

MES CHERS ONCLES, TANTES, LEURS EPOUX ET EPOUSES

A MES CHERS COUSINS COUSINES

Veillez trouver dans ce travail l'expression de mon respect le plus profond et mon affection la plus sincère.

♥ *À MES AMIS DE TOUJOURS : Asma, Amina, Chaima, Houda, Hanaa et sa petite fille Dania, Maroua, Manelle, Mahdia...*

En souvenir de notre sincère et profonde amitié et des moments agréables que nous avons passés ensemble.

Veillez trouver dans ce travail l'expression de mon respect le plus profond et mon affection la plus sincère.

♥ *A Mon BINOME RAMDANE Manelle et toute sa famille.*

♥♥ *Yasmine* ♥♥

Liste des figures

Figure 01 : Morphologie du coq doré (<i>Gallus gallus domesticus</i>)	3
Figure 02 : Les différentes formes corporelles des races commerciales de la poule.....	5
Figure 03 : L'appareil reproducteur du coq	7
Figure 04 : Vascularisation du testicule du coq.....	10
Figure 05 : Coupe d'un tube séminifère	11
Figure 06 : Schéma d'un spermatozoïde du coq	12
Figure 07 : Les voies déférentes du testicule de coq	13
Figure 08 : Présentation schématique de différentes catégories cellulaires observées dans les voies déférentes chez le coq	14
Figure 09 : Appareil copulatoire du coq	14
Figure 10 : Coq local (à gauche) et poulet de chair (à droite)	16
Figure 11 : Localisation anatomique des testicules chez la poule de ferme (à gauche) et le poulet (à droite).....	16
Figure 12 : Mesure de la longueur et la largeur des testicules.....	17
Figure 13 : Le poids corporel chez les deux souches (locale et commerciale).....	22
Figure 14 : Dimorphisme testiculaire (poids et volume chez les deux races).....	24
Figure 15 : Le poids moyen des testicules (en valeur absolue et relative) chez les deux souches étudiées.....	25
Figure 16 : Le volume testiculaire chez la poule de ferme et de poulet de chair.....	28
Figure 17 : Les régions de coupures effectuées au niveau des différentes parties de l'appareil génital de chaque race étudiée.....	29
Figure 18 : Aspect structural du testicule chez <i>Gallus gallus domesticus</i> , coloré par hématoxyline éosine (HE) et observé au microscope photonique. G×4 et G×10.....	31
Figure 19 : Aspect structurale du testicule chez <i>Gallus gallus domesticus</i> , coloré par hématoxyline éosine (HE) et observé au microscope photonique. G×40 et G×100.....	32

Liste des figures

Figure 20 : Aspect structural de l'épididyme chez *Gallus gallus domesticus*, coloré par l'hématoxyline éosine (HE) et observé au microscope photonique. G×40 et G×100.....37

Figure 21 : Aspect structural du canal déférent chez *Gallus gallus domesticus*, colorée par hématoxyline éosine (HE) et observé au microscope photonique. G×4 et G×10.....40

Figure 22 : Aspect structural du canal déférent chez *Gallus gallus domesticus*, colorée par hématoxyline éosine (HE) et observé au microscope photonique. G×40 et G×100.....41

Figure 23 : Le taux de testostérone chez les deux souches étudiées.....43

Liste des tableaux

Tableau I : Les paramètres morphologique des testicules de chaque race.....	23
--	----

Liste des abréviations

- % : Pourcentage
- **CB** : Cellule Basale
- **CD** : Cellule de Leydig
- **CGP** : Cellules Germinales Primordiales
- **cm³** : Centimètre cube
- **CS** : Cellule de Sertoli
- **ES** : Epithélium Séminifère
- **FSH** : Follicle Stimulating Hormone
- **g** : Gramme
- **GnIH**: Gonadotropin Inhibiting Hormone
- **GnRH** : Gonadotropin Releasing Hormone
- **h** : Heure
- **J** : Jour
- **LH** : Luteinizing Hormone
- **LRZA** : Laboratoire de Recherche des Zones Arides
- **LU** : Lumière
- **MB** : Membrane Basale
- **Mg** : Milligramme
- **min** : Minute
- **PC** : Poids Corporel
- **PT** : Poids Testiculaire
- **PTA** : Poids Testiculaire Absolu
- **PTR** : Poids Testiculaire Relatif
- **SD** : Spermatide
- **SG** : Spermatogonie
- **Spz** : Spermatozoïde
- **TI** : Tissu Interstitiel
- **TS** : Tube Séminifère
- **V**: Volume
- **VT** : Volume Testiculaire
- **µm** : Micromètre.

Résumé

La production avicole en Algérie connaît un réel développement pour assurer l'autosatisfaction en œufs de consommation et en viande blanche. De ce fait l'aviculture est passée d'un système de production traditionnel vers un système intensif. Notre étude est basée sur la comparaison entre l'appareil génital mâle de la poule de race locale « coq de ferme » et de race commerciale « poulet de chair » sur le plan morphologique et histologique ainsi que la réalisation d'un dosage de la testostérone a pour but de déterminer l'effet des différents denrées alimentaires et des conditions d'élevage sur la reproduction des poules, nous avons utilisé 6 coqs réparties en deux lots de 3 coqs pour chacun. Le premier lot, de race locale de type poulet de ferme élevé en liberté et le second lot, de race de production de type poulet de chair élevé dans le poulailler. Après la saignée des animaux, le sang est récupéré sur tube lithium hépariné, dans le but de doser la testostérone. L'ensemble des organes, testicules, épидидyme et canal déférent ont été prélevés, pesés et fixés dans le formol à 10% afin de réaliser une étude histologique topographique, les coupes sont colorées à l'Héματοxyline éosine.

Il ressort de cette étude, que le poids testiculaire du coq de ferme est très élevé par rapport au poids testiculaire du poulet de chair. L'aspect structural des organes étudiés diffère entre deux races de poulet. En effet, chez la race locale, les tubes séminifères des testicules sont volumineux avec une lumière occupées par les spermatozoïdes et la présence de tous les types cellulaires de la lignée germinale (présence de processus de la spermatogenèse), l'épithélium épидидymaire et du canal déférent semble très développé alors que chez le poulet 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 est plus élevée chez le coq de ferme comparée au poulet de chair.

Une Croissance rapide des individus sélectionnés, l'obésité, la réduction de la photopériode est presque toujours accompagnée d'une altération des capacités de reproduction.

Mots clés : Poule local, poulet de chair, testicules, épидидyme, canaux déférents, testostéronémie.

يشهد إنتاج الدواجن في الجزائر تطورا حقيقيا لضمان الاكتفاء الذاتي من بيض المائدة واللحم الأبيض. ونتيجة لهذا، تحولت زراعة الدواجن من نظام إنتاج تقليدي إلى نظام إنتاج مكثف. وتستند دراستنا إلى مقارنة بين نظام الذكور الإنجابية من سلالة الدجاج المحلية "روستير المزرعة" والأنجاب التجاري "دجاج المرجل" المورفولوجيا والنسج بالإضافة إلى إجراء فحص هرمون التستوستيرون المقصود منه تحديد تأثير المواد الغذائية المختلفة و ظروف التربية على الانجاب عند الدجاج ، استخدمنا 6 أسراب مقسمة إلى اثنين من 3 ديوك لكل منها. المجموعة الأولى من السلالة المحلية نشأت في مزرعة منزل و المجموعة الثانية من نوع إنتاج الدجاج اللحم نشأت في مدجنة. تمت التضحية بالحيوانات، الدم يسترد في أنبوب ليثيوم الهبارين ، من أجل قياس التاستوستيرون ثم جمع الغدد التناسلية، ووزنها، ووضعها في المثبت الفورمول بنسبة 10% بغرض إعدادها للدراسة النسيجية. تم قياس ابعاد الخصيتين لإجراء دراسة عيانية، وتم إجراء تحليل نسيجي لهياكل الغدد التناسلية والقنوات البربخية والناقلة بعد استعمال ملون « Hématoxyline éosine » .

ويبدو من هذه الدراسة، وفقا لملاحظتنا، أن الوزن الخصيتين للديك المحلي مرتفع جدا مقارنة بوزن الخصيتين لدجاج اللحم. يُظهر التحليل النسيجي فرقا هيستولوجيا بين السلالتين المدروستين على مستوى الخصيتين، فيما يخص السلالة المحلية، تكون الأنابيب المنوية كثيفة مع ضوء يشغله الحيوان المنوي ووجود جميع أنواع الخلايا في خط جرثومي (وجود عملية تنوية الحيوانات المنوية)، ويبدو أن ظاهرة القناة البربخية و القناة الناقلة في تطور ملحوظ دليل على وجود نشاط جنسي. اما عند سلالة الدجاج اللحم فان الأنابيب المنوية صغيرة، وضوء مركزي بدون الحيوانات المنوية والقنوات البربخية و الناقلة لا تظهر أي علامة على النشاط الجنسي. تظهر نتائج الفحص الهرموني أن نسبة التاستوستيرون لدى سلالة الدجاج المحلي أعلى من نسبة التاستوستيرون لدى الدجاج المنتج للحوم.

النمو السريع لأفراد مختارين، السمنة، انخفاض معامل الصور تقريبا دائما ما يكون مصحوبا بتغيير القدرات الإنجابية.

الكلمات المفتاحية : الدجاج المحلي ،الدجاج المنتج للحوم، الخصيتين، البربخ، القناة الناقلة، التاستوستيرون.

Abstract

Poultry production in Algeria is experiencing a real development to ensure self-sufficiency in table eggs and white meat. As a result, poultry farming has shifted from a traditional production system to an intensive one. Our study is based on a comparison between the male reproductive system of the local breed chicken "farm rooster" and the commercial breed "broiler chicken" morphologically and histologically as well as performing a testosterone assay is intended to determine the effect of different foodstuffs and rearing conditions on the reproduction of hens, we used 6 roosters divided into two batches of 3 roosters each. The first batch was a local free-range farm chicken type breed and the second batch was a broiler type production breed raised in the poultry house. After the animals are sacrificed, the blood is collected on a lithium heparinized tube, in order to measure testosterone. All the organs, testicles, epididymis and vas deferens were collected, weighed and fixed in 10% formalin in order to carry out a topographical histological study. The sections were stained with hematoxylin eosin.

This study shows that the testicular weight of the domestic cockerel is very high compared to the testicular weight of the broiler cockerel. The structural aspect of the organs studied differs between two breeds of hen. Indeed, in the domestic rooster, the seminal tubes of the testicles are voluminous with a lumen occupied by spermatozoa and the presence of all the cell types of the germ line (presence of spermatogenesis processes), the epididymal epithelium and vas deferens appear to be highly developed, whereas in the broiler cock the seminal tubes are small, a central lumen without spermatozoa, and the epididymis and vas deferens show no sign of sexual activity. Testosterolemia is higher in the farm cock compared to the flesh type cock.

Fast growth of selected individuals, obesity, and reduction of photoperiod is almost always accompanied by alteration of reproductive capacities.

Key words: Local chicken, broiler chicken, testicles, epididymis, vas deferens, testosteronemia.

Sommaire

REMERCIEMENTS

DEDICACES

LISTE DES FIGURES

LISTE DES TABLEAUX

LISTE DES ABREVIATIONS

RÉSUMÉ

INTRODUCTION..... 1

Chapitre I: RAPPELS BIBLIOGRAPHIQUES

1.	PRESENTATION DE L'ESPECE	3
1.1.	Volaille.....	3
1.2.	Poule	3
1.3.	Origine et domestication	4
1.4.	Races de poules.....	4
1.5.	Alimentation	5
1.5.1.	Élevage traditionnel	5
1.5.2.	Elevage moderne.....	6
2.	PHYSIOLOGIE DE LA REPRODUCTION	7
2.1.	Testicules	7
2.1.1.	Ontogenèse, embryologie et développement post-natal du testicule	8
2.1.1.1.	Phase pré pubère.....	9
2.1.1.2.	Phase pubère.....	9
2.1.1.3.	Phase adulte.....	9
2.1.2.	Facteurs externes qui influencent le développement testiculaire.....	9
2.1.2.1.	Photopériode.....	9
2.1.2.2.	Température.....	9
2.1.2.3.	Alimentation.....	9
2.1.3.	Vascularisation du testicule	10
2.1.4.	Histologie des testicules.....	10
2.1.4.1.	Tubes séminifères (compartiment tubulaire).....	10
2.1.4.2.	Tissu interstitiel (compartiment intertubulaire).....	11
2.1.5.	Physiologie des testicules	11
2.1.5.1.	Spermatogenèse.....	11
2.1.5.2.	Spermatozoïde.....	12
2.1.5.3.	Stéroïdogenèse.....	12
2.2.	Voies déférentes.....	13
2.2.1.	Histologie des voies déférentes.....	13
2.3.	Appareil copulateur.....	14

Chapitre II : MATERIEL ET METHODES

1.	MATERIEL	15
1.1.	Matériel non Biologique	15
1.2.	Matériel Biologique	15
2.	METHODES	16

Sommaire

2.1. Mesures des organes	16
2.1.1. Protocole du prélèvement des organes.....	16
2.1.2. Poids testiculaire	17
2.1.3. Détermination du volume testiculaire.....	17
2.2. Technique histologique.....	17
2.2.1. Fixation	18
2.2.2. Inclusion.....	18
2.2.3. Emparaffinage	18
2.2.4. Microtomie.....	19
2.2.5. Coloration	19
2.2.6. Montage	19
2.2.7. Observation au microscope photonique.....	19
2.3. Dosage de testostérone.....	20
2.3.1. Méthode d'analyse.....	20
2.3.2. Principe.....	20
2.4. Analyse statistique des résultats	20

Chapitre III : RESULTATS ET DISCUSSION

1. ETUDE DES PARAMETRES MACROSCOPIQUES	22
1.1. Poids corporel.....	22
1.2. Aspect général de l'appareil reproducteur.....	23
1.2.1. Testicule.....	23
1.3. Effet de la race sur les testicules.....	24
1.3.1. Dimorphisme testiculaire.....	24
1.3.2. Poids testiculaire	25
1.3.3. Volume testiculaire	28
2. ETUDE MICROSCOPIQUE	29
2.1. Testicules	29
2.2. Epididyme.....	36
2.3. Canal déférent.....	39
3. EVALUATION DU TAUX DE TESTOSTERONE PLASMATIQUE	43

CONCLUSION ET PERSPECTIVES.....	45
--	-----------

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

ANNEXES

La poule domestique (*Gallus gallus domesticus*) a immigré d'Extrême-Orient et s'est adaptée à divers écosystèmes dans le monde (**Sonaiya et Swan, 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'œufs et de viande (**Leroy et al., 2003**). Les volailles constituent une source de protéines animales appréciable et économique, notamment pour les pays en voie de développement, ce qui a justifié son développement très rapide sur l'ensemble du globe depuis une trentaine d'années (**Sahraoui et al., 2015**). 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 20^{ème} siècle et a mené à la spécialisation de souches commerciales soit pour la viande, soit pour les œufs (**Larivière et Leroy, 2008**).

En Algérie, la consommation des ménages est caractérisée par un déficit en matières protéiques d'origine animale (33g/hab/j) (**Kaci et Boukella, 2007**). Cette valeur est similaire à celle de la majorité des pays en voie de développement. La forte demande en protéines animales de la population a conduit les pouvoirs publics à s'orienter vers une autre politique de production de viandes en exploitant des espèces à cycle court telle que la volaille (**Ferrah, 2010**).

En effet, depuis plusieurs années déjà, la production avicole en Algérie connaît un réel développement, soutenu par l'engouement des consommateurs pour les produits d'origine avicole. La production de poulet de chair et d'œufs de consommation s'est accrue considérablement grâce aux importants investissements consentis par le secteur privé et public (**Larabi et al., 2016**), de ce fait l'aviculture est passée d'une production fermière à une production industrielle organisée et plus spécialisée (**Kaci, 2014**).

Pour des raisons économiques, la sélection des volailles destinées au marché de la viande a été principalement basée sur le critère de vitesse de croissance exacerbée des descendants. Ainsi, la compétition entre sélectionneurs laisse peu de place à une amélioration d'autres caractères comme celui de la fertilité des poules et des coqs (**Hocking, 2010**).

Alors quel est l'effet de l'intensification de l'élevage sur la reproduction du poulet de chair ? Existe-t-il une relation entre les conditions d'élevage et le régime alimentaire avec l'âge de la maturité sexuelle chez le coq de race locale de ferme et le coq de race commerciale de type chair ? Pour essayer de répondre aux questions fondamentales, nous nous sommes intéressés à réaliser ce travail sur les deux souches des coqs.

Le présent mémoire est composé : D'un premier chapitre qui est consacré à une étude bibliographique sur l'étude de l'espèce, la physiologie de la reproduction chez le coq. Le deuxième chapitre est dédié au travail expérimental, dans lequel sont exposés le matériel et les méthodes utilisés. Nous présenterons dans le dernier chapitre nos résultats, ensuite nous discuterons les points les plus importants des résultats. Nous terminerons par une conclusion, à la fin, les perspectives de notre travail seront évoquées.

Chapitre I

Rappels Bibliographiques

1. PRESENTATION DE L'ESPECE

1.1. Volaille

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

1.2. Poule

La poule « *Gallus gallus domesticus* » est de la famille des Phasianidae, de l'ordre des Galliformes, la classe des Aves issue d'embranchement des Chordata. Dans la plupart des cas, l'espèce poule désigne les deux sexes (Georges, 1892).

Le poulet domestique est adapté à la vie terrestre comme tous les gallinacés, il se caractérise par un corps trapu, un sternum très développé, des membres abdominaux solidement musclés et des ailes courtes et arrondies. La tête est ornementée par la crête, les barbillons, les oreillons et souvent par une huppe de plumes colorées. Le bec est court et épais, souvent un peu recourbé. Le corps est recouvert de plumes et les pattes d'écailles ; celles-ci se terminent par quatre doigts dont trois sont en avant et un vers l'arrière. Au niveau du tarse se trouve l'éperon ou l'ergot qui est bien développé chez le coq adulte (Diop, 1982), (figure 01).

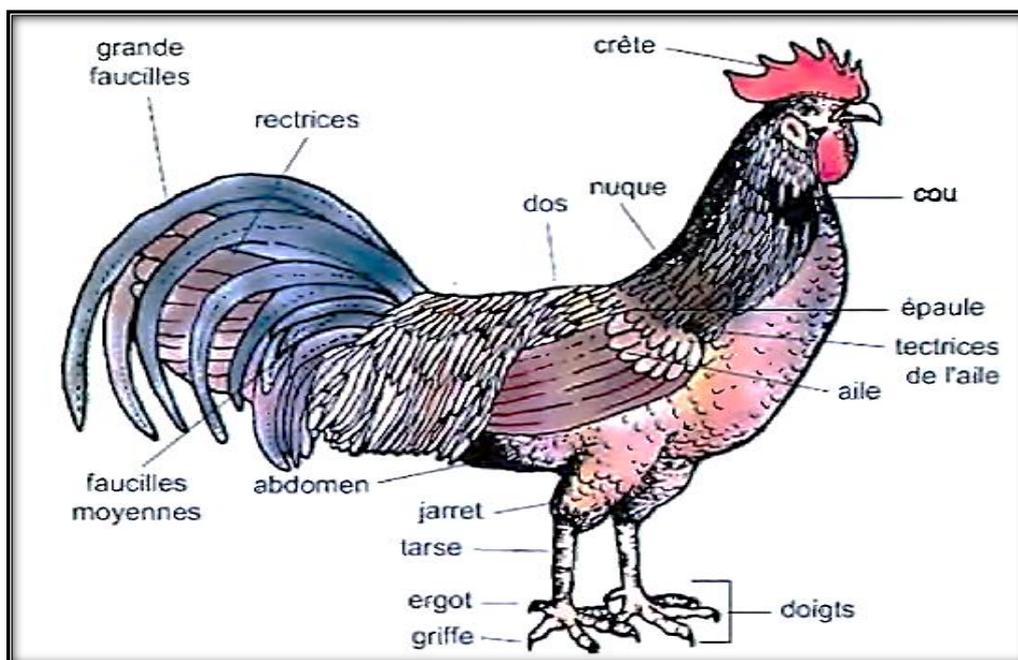


Figure 01 : Morphologie du coq doré (*Gallus gallus domesticus*) (Fettah, 2008).

1.3. Origine et domestication

Il y a plus d'un million d'années, le genre *Gallus* formait probablement une seule population qui occupait le continent eurasiatique mais les périodes de glaciation ont divisé ce genre en trois groupes : le groupe méditerranéen ou moyen-oriental, le groupe indien et celui de l'Asie de l'est (Coquerelle, 2000). Les poulets présents en Afrique ont des origines indiennes, favorisées par les échanges commerciaux entre l'Inde et l'Afrique de l'Est (Fotsa, 2008). La diversité génétique de l'espèce *Gallus gallus domesticus*, constituée d'un ensemble de populations, serait le résultat d'une domestication de 7 à 8 millénaires à travers une dissémination qui fût assurée par les migrations humaines (West et Zhou, 1988). Quatre espèces sauvages de jungle sont classifiées : coq rouge (*Gallus gallus*), coq gris (*Gallus sonnerati*), coq vert (*Gallus varius*) et coq de Ceylan (*Gallus lafayetti*). Bien que l'origine exacte de la poule domestique soit contestée depuis des siècles, Darwin et Hutt cités par Coquerelles (2000). Une étude plus récente semble confirmer que de multiples ancêtres seraient à l'origine de cette espèce (Eriksson *et al.*, 2008).

1.4. 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).

A. Races locales

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

B. Races de production

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

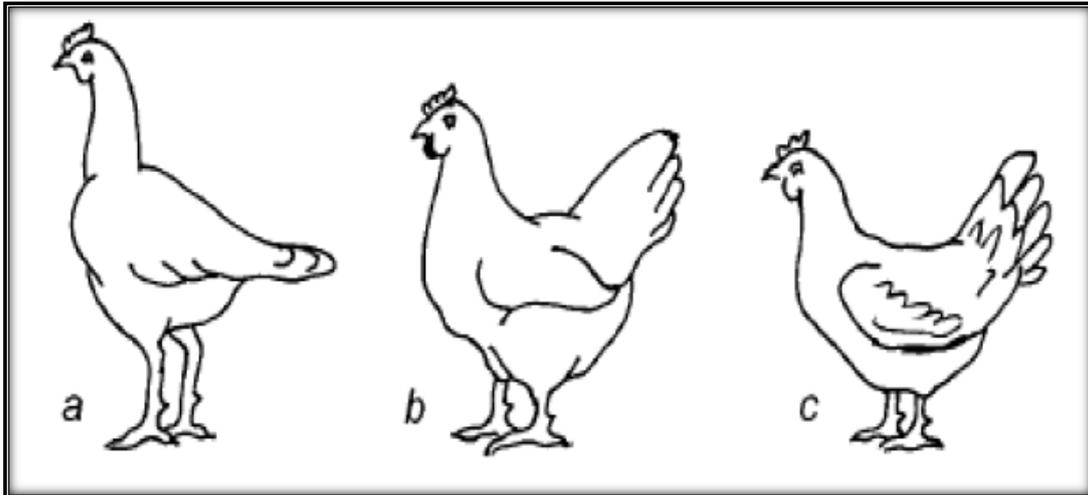


Figure 02 : Les différentes formes corporelles des races commerciales de la poule (**Van Eekeren et al., 2006**).

(a) : Les souches **pondeuses** : uniquement pour la ponte d'œufs.

(b) : Les souches **poulets de chair** : principalement pour la production de viande.

(c) : Les souches **mixte** : pour la production de viande et la ponte d'œufs.

C. 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**).

1.5. Alimentation

1.5.1. Élevage traditionnel

L'aviculture extensive nécessite peu d'investissement financier et peu de travail. Le meilleur exemple est celui des poules vivant en liberté dans la cour de la ferme. Traditionnellement les poules vivent en liberté autour de la maison et vont elles-mêmes à la recherche de leur nourriture. Ce type d'aviculture exige peu de travail et permet le recyclage des résidus de cuisine. Les frais très bas compensent la production basse (**Van Eekeren et al., 2004**).

1.5.2. Elevage moderne (Poulet de chair)

Les poulets de chair sont des animaux à croissance rapide. La durée d'élevage réglementaire est de 45 jours (**Ferrah, 2010**). Au-delà de ce délai les sujets sont exposés à des coups de chaleur et le taux de mortalité est élevé (**Dhar et al., 2007**). La sélection génétique et la maîtrise de l'alimentation et des conditions sanitaires ont contribué à accélérer la vitesse de croissance des poulets de chair (**Nitsan et al., 1991**). Les aliments pour poulet de chair sont généralement classés selon leurs particularités, à savoir ceux qui fournissent de l'énergie, les sources de protéines, de calcium et de phosphore et enfin, ceux qui apportent d'autres minéraux, les oligo-éléments et les vitamines (**Buldgen et al., 1992**).

A. Alimentation en phase de démarrage

La première semaine de vie des poussins représente aujourd'hui presque 20% de la durée de vie d'un poulet de chair à croissance rapide abattu vers 39-40 jours à un poids vif de 2 kg environ. Durant cette période, le poids des poussins augmente considérablement (**Nitsan et al., 1991**). Il faut un apport d'azote maximum pendant les premiers jours de vie des poussins car une carence en azote se traduit par un arrêt de croissance et une perte d'appétit. Les besoins protéiques correspondent à l'apport nécessaire en acides aminés indispensables, d'où la notion de besoin protéique remplacée de plus en plus par la notion de besoin en acides aminés (**Loul, 1998**).

B. Alimentation en phase de croissance

Durant cette période d'élevage, l'aliment de démarrage sera remplacé par une ration moins riche en protéines (**Buldgen et al., 1992**). L'accroissement du niveau énergétique conduit toujours à une amélioration de l'indice de consommation. Son effet sur la croissance variable selon les croisements, est perceptible jusqu'à 3000 kcal/kg pour les poulets âgés de 4 à 8 semaines.

C. Alimentation en phase de finition

L'aliment de croissance sera remplacé durant cette période, par un aliment de finition moins concentré en protéines et plus riche en énergie tout en respectant l'équilibre énergétique/protéique (**Larbier et Leclercq, 1992**).

2. PHYSIOLOGIE DE LA REPRODUCTION

L'appareil génital mâle des oiseaux (**figure 03**) est organisé en trois unités morphologiques et fonctionnelles qui sont les testicules, les voies déférentes et l'appareil copulateur (**Sauveur, 1988**). Les testicules sont liés aux canaux efférents qui gagnent les canaux épидидymaire. Ces derniers se prolongent par les canaux déférents qui débouchent dans l'urètre lequel aboutit au cloaque (**Meyer et Roger, 2009 ; Pichereau, 2012**).

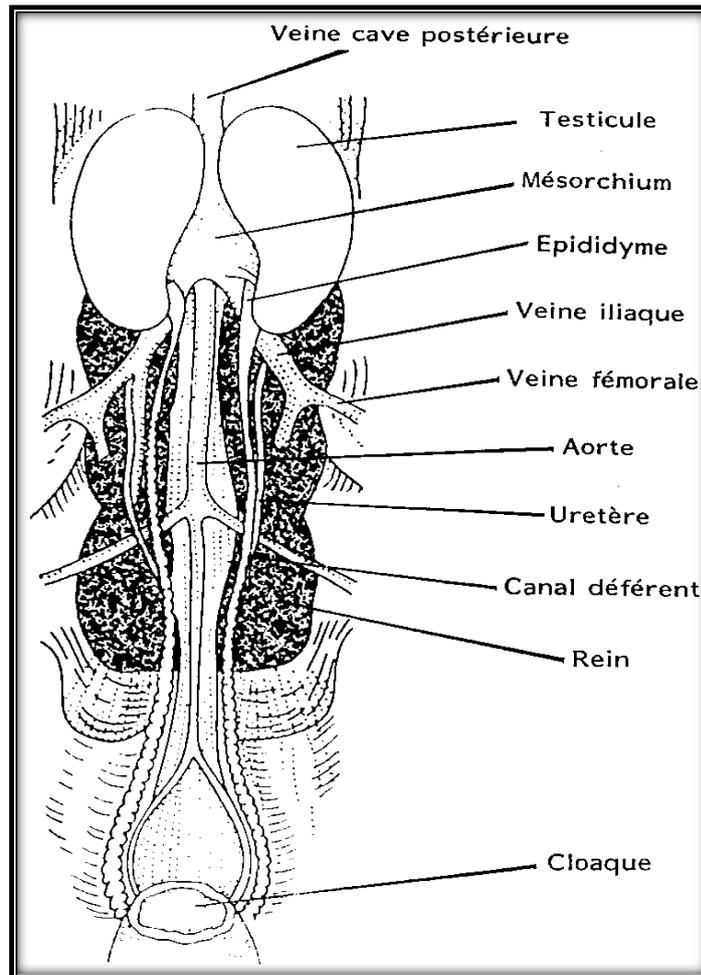


Figure 03 : L'appareil reproducteur du coq (**Sauveur, 1988**).

2.1. Testicules

Les testicules sont internes, situés entre la base des poumons et le segment intermédiaire des reins. Bien qu'ils soient voisins des sacs aérifères, leur température est la même que la température centrale de l'animal (41-43°C) (**Sauveur, 1988**). Les testicules sont deux organes blanchâtres, en forme d'haricots entourés d'une capsule conjonctive fine et

fragile (**Pichereau, 2012**). Ils sont suspendus à la paroi abdominale par un court mésorchium, très près de l'aorte et de la veine cave (**Doneley, 2011**).

2.1.1. Ontogenèse, embryologie et développement post-natal du testicule

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 mâle, en rapport avec l'existence de deux copies du gène (**Smith, 1992**).

D'après les travaux réalisés chez l'embryon de poulet (**Chérubin, 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. Au 3^{ème} jour, 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^{ème} heure d'incubation (**Dubois, 1969**).

Les CPG 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. La différenciation gonadique commence alors à s'opérer dès le 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**).

Le développement post-natal des gonades est conditionné par l'environnement et en particulier par la lumière et l'alimentation (**Brillard, 1988**). La LH et la FSH agissent en synergie pour induire la croissance des testicules et l'augmentation des taux circulants de testostérone (**Chérubin, 2002**). Le développement testiculaire se fait en deux phases pré pubère et pubère (**Sauveur, 1988**).

2.1.1.1. Phase pré pubère

Le poids testiculaire augmente lentement de 2 à 60 mg (entre l'éclosion et l'âge de 6 semaines).

2.1.1.2. Phase pubère

Le poids testiculaire augmente rapidement jusqu'à 9.5 g (de 6^{ème} à 15^{ème} semaine).

2.1.1.3. Phase adulte

Au-delà de 9.5 g, la croissance testiculaire est marquée par un ralentissement important après l'âge de 20 semaines, ce poids est alors en moyenne de 10 g (**De Reviers, 1971**).

2.1.2. Facteurs externes qui influencent le développement testiculaire

2.1.2.1. 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**).

2.1.2.2. Température

Il est aujourd'hui admis qu'une élévation ou un abaissement important de la température d'ambiance 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**).

2.1.2.3. 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 dans chacun des deux sexes (**Educagri, 2005**). En 1990, **Reddy et Sadjadi** estimaient 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

hyperphagiques dus à une surconsommation alimentaire par rapport à leurs besoins (Briere *et al.*, 2011).

2.1.3. Vascularisation du testicule

La vascularisation du testicule a été bien décrite (**figure 04**) le sang efférent est drainé par une artère testiculaire très courte, issue directement de l'aorte. Cette artère plonge directement dans la masse testiculaire où elle se ramifie. Les veinules allant de l'antérieur du testicule vers la périphérie s'y rassemblent en plusieurs veines testiculaires sous albuginéennes qui débouchent dans la veine cave par un collecteur très court (Sauveur, 1988).

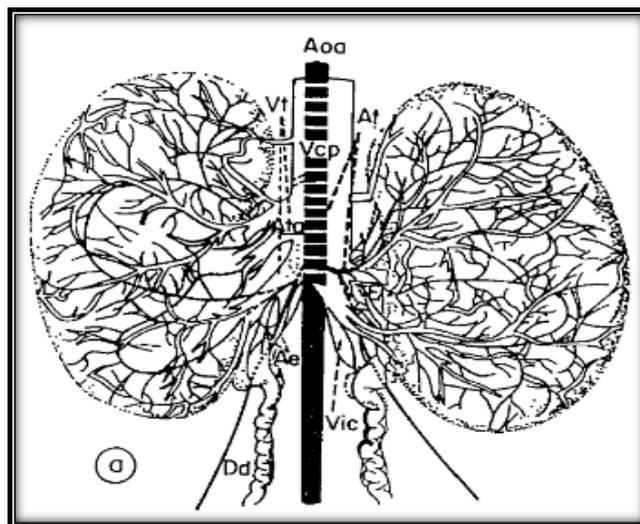


Figure 04 : Vascularisation du testicule du coq (Nishida, 1964).

Dd : Canal déférent ; **E** : Epididyme ; **Aoa** : Aorte ; **Ata** : Artère testiculaire accessoire ; **Vic** : Veine cave inférieure ; **Ae** : Artère épидидymaire ; **Vt** : Veines testiculaire ; **At** : Artère testiculaire accessoire.

2.1.4. Histologie des testicules

Le parenchyme testiculaire est constitué de deux parties bien distinctes : les tubes séminifères et le tissu intertubulaire (aussi appelé interstitiel).

2.1.4.1. Tubes séminifères (compartiment tubulaire)

Chez l'adulte, ils occupent environ 90% du volume total des testicules. Dans les espèces avicoles, leurs diamètre est de 250 à 300 μm et leur longueur d'environ 10 m par gramme de testicule (Educagri, 2005). Les tubes séminifères renferment deux catégories de cellules somatiques ou des cellules germinales. Le tube séminifère est entouré par une lame basale au niveau de laquelle se trouvent 3 ou 4 assises concentriques de cellules dites

péritubulaires ou myoïdes, de type musculaires lisses douées d'une capacité contractile. Chaque tube séminifère est entouré par des faisceaux denses de collagène (Kohler, 2012).

2.1.4.2. Tissu interstitiel (compartiment intertubulaire)

A l'éclosion, ce tissu occupe environ 40% du contenu testiculaire, mais il ne représente qu'environ 10% de ce même tissu chez l'adulte. Le tissu intertubulaire contient essentiellement des capillaires sanguins et des cellules plus ou moins chromophiles, à noyau arrondi, les cellules de Leydig.

2.1.5. Physiologie des testicules

2.1.5.1. Spermatogenèse

Au cours de la spermatogenèse, les cellules de la lignée germinale passent par cinq stades cellulaires caractéristiques : spermatogonies, spermatocytes I et II, spermatides et spermatozoïdes, on les rencontre dans cet ordre dans la paroi du tube séminifère (figure 05), en partant de la membrane basale limitant le tube à sa périphérie vers la lumière central du tube. La spermatogenèse est pratiquement constituée de deux étapes successives : la méiose et la spermiogénèse (Educagri, 2005).

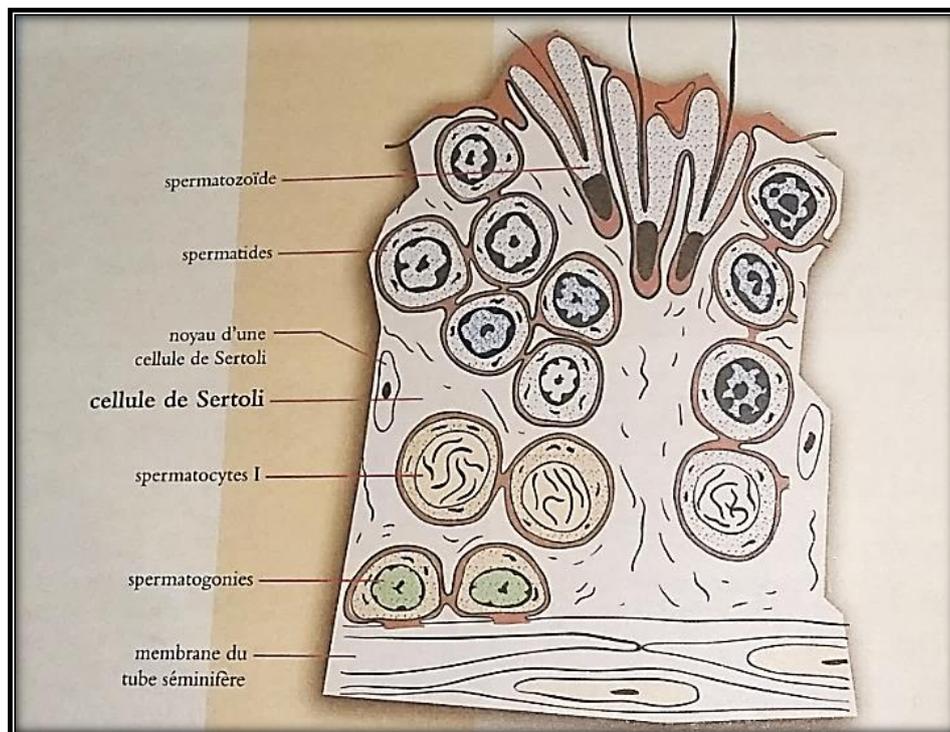


Figure 05 : Coupe d'un tube séminifère (Educagri, 2005).

2.1.5.2. Spermatozoïde

Les spermatozoïdes des espèces avicoles ont un morphotype assez proche les uns des autres. Chez le coq, les spermatozoïdes (**figure 06**) ont un noyau filiforme et mesurent en total de 75 à 90 μm (**Educagri, 2005**).

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. En outre la pièce intermédiaire des spermatozoïdes du coq ne contient que peu de mitochondries et un flagelle de grande longueur atteignant (90 μm) (**Cherubin, 2002**).

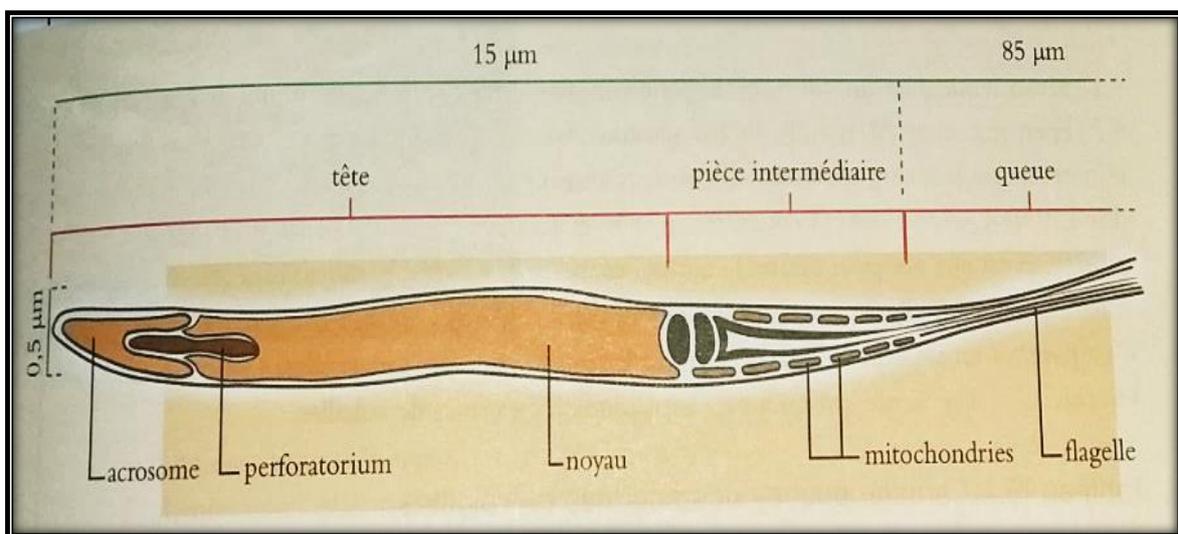


Figure 06 : Schéma d'un spermatozoïde du coq (**Educagri, 2005**).

2.1.5.3. Stéroïdogénèse

Le testicule présente une fonction endocrine importante qui assure le bon déroulement de la spermatogénèse. Sous le contrôle des hormones gonadotropes, le testicule des oiseaux, comme chez les autres vertébrés, sécrète des stéroïdes et en particulier la testostérone (**Cherubin, 2002**).

La testostérone, produite par les cellules de Leydig, est indispensable à la spermatogénèse et à la maturation des spermatozoïdes dans l'épididyme (**Bacon et al., 2000**).

Les cellules de Leydig disposent de récepteurs à LH et produisent des androgènes en réponse à leur stimulation, alors que les cellules de Sertoli sont elles-mêmes stimulées par FSH et par les androgènes issus des cellules de Leydig. Les stéroïdes testiculaires exercent en retour un contrôle négatif sur la production de GnRH, limitant ainsi la production des hormones gonadotropes LH et FSH par l'hypophyse (**Educagri, 2005**).

2.2. Voies déférentes

Les voies déférentes comportent (**figure 07**) le rete testis, les canaux efférents, les canaux épидидymaires, les canaux déférents. 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**).

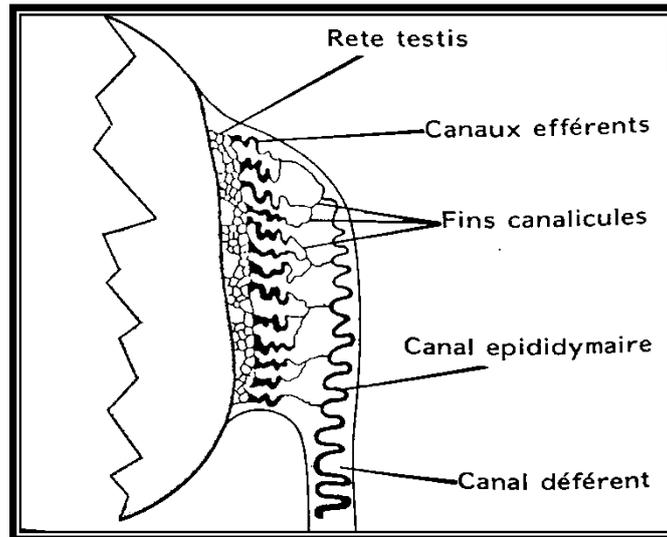


Figure 07: Voies déférentes chez le coq (**Soltner, 2001**).

2.2.1. Histologie des voies déférentes

Les tubules du 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. 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**) (**figure 08**).

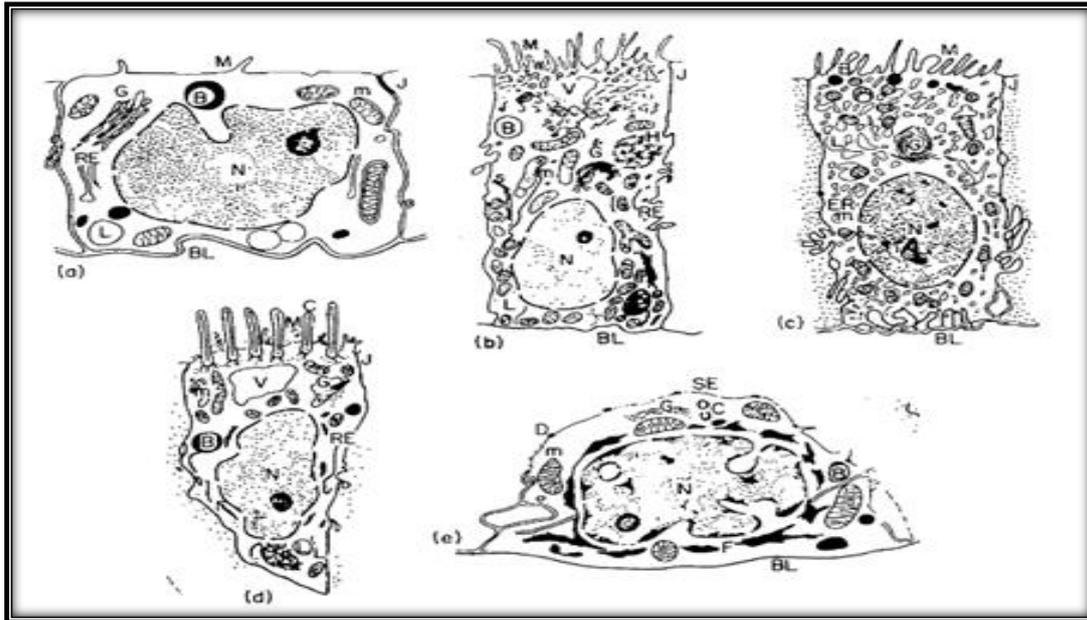


Figure 08 : Présentation schématique de différentes catégories cellulaires observées dans les voies déférentes chez le coq (Tingari, 1972).

- | | |
|--|---|
| <ul style="list-style-type: none"> (a) Cellule cuboïde (b) Cellule non ciliée de type I (c) Cellule non ciliée de type II (d) Cellule ciliée (e) Cellule basale | <p>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.</p> |
|--|---|

2.3. Appareil copulateur

Cette dénomination regroupe l'ensemble des replis arrondis et lymphatiques du cloaque, le phallus et les corps vasculaires paracloacaux (Sauveur, 1988). Le phallus s'éverse 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 09).

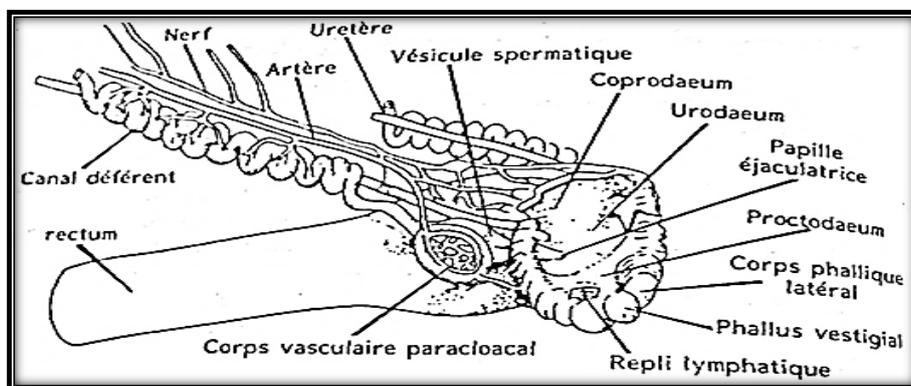


Figure 09 : Appareil copulateur du coq (Sauveur, 1988).

Chapitre II

Matériel et Méthodes

*L'objectif de cette étude était de faire une enquête sur la qualité des aliments et des types d'antibiotiques fournis au poulet de chair dans la région de BLIDA, puis faire une étude histologique des appareils génitaux afin d'étudier l'effet des différents denrées alimentaires et des conditions d'élevage sur la reproduction des poules. Malheureusement, et à cause de la pandémie du Covid 19, nous n'avons pas pu mener à terme cette partie expérimentale à cause de la situation sanitaire que nous vivons actuellement.

Notre étude a été réalisée pendant une durée de trois mois, du mois de juillet au mois de septembre 2020. Afin d'étudier l'aspect structural de l'appareil génital mâle et de comparer le taux de testostéronémie chez la poule domestique « *Gallus gallus domesticus* » (deux races étudiées, race locale et race de production). Le travail a été divisé en deux volets :

- Le premier volet, porte sur l'aspect macroscopique et histologique réalisé au niveau du laboratoire de recherche sur les zones arides (LRZA), USTHB, ALGER, et du laboratoire privé d'Anatomie Pathologie de D^r KHEMSI, BLIDA.
- Le deuxième volet, porte le dosage de la testostérone plasmatique réalisé au niveau du laboratoire privé d'analyses médicales GHELIM, L'ARBAA.

1. MATÉRIEL

1.1. Matériel non Biologique

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

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 de 6-8 mois et des coqs de souche industrielle à l'âge d'abattage, soit de 8-10 semaines. Au total, 06 coqs (03 pour chaque race) ont été utilisés dans ce travail (**figure 10**).

- Les coqs de ferme de race locale élevés 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 légumes).
- Les poulets de chair de race de production achetés 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.



Figure 10 : Coq local (à gauche) et poulet de chair (à droite) (Original, 2020).

2. METHODES

2.1. Mesures des organes

2.1.1. 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 (figure 11).

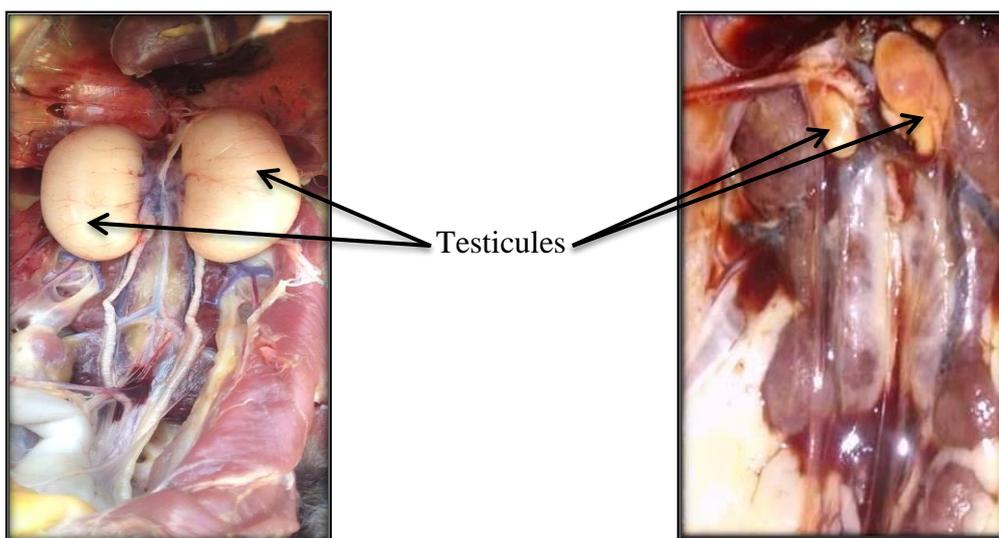


Figure 11 : Localisation anatomique des testicules chez la poule de ferme (à gauche) et le poulet de chair (à droite) (Original, 2020).

2.1.2. Poids testiculaire

Les deux testicules (droit et gauche) de chaque race ont été prélevés rapidement à l'aide d'une pince fine, pesés séparément à l'aide d'une balance électronique puis sont fixés dans le formol à 10% en vue d'une étude histologique.

2.1.3. Détermination du volume testiculaire

La longueur et la largeur des testicules droit et gauche ont été mesurées à l'aide d'un mètre ruban pour déterminer le volume testiculaire (**figure 12**).

Le volume testiculaire total est déterminé par l'équation mathématique suivante :

$$V (\text{cm}^3) = 4/3 \times \pi \times ab^2$$

- **a** et **b** représentent la moitié du grand et petit diamètre testiculaire (**Moller, 1991**).



Figure 12 : Mesure de la longueur et la largeur des testicules (**Original, 2020**).

2.2. 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 et Martoja (1967)** et **Gabe (1968)**.

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

2.2.1. 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.

2.2.2. 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.

○ *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 1**).

○ *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 2**).

○ *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**).

2.2.3. Emparaffinage

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.

2.2.4. 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.

2.2.5. 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 4**). 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).

2.2.6. 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.

2.2.7. 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.

2.3. Dosage de testostérone

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.

2.3.1. 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.

2.3.2. Principe

Durée totale du test : 18 minutes.

- 1^{ère} 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).
- 2^{ème} 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.

2.4. Analyse statistique des résultats

Le traitement statistique des données et les présentations graphiques des résultats ont été réalisés sous Microsoft Office Excel 2010.

Les résultats numériques sont représentés sous forme de moyenne arithmétique accompagnée de l'erreur standard à la moyenne (ESM), (**Annex II**).

❖ Moyenne arithmétique

Σxi : Somme des valeurs individuelles.
 n : Nombre de valeurs.

$$X = \Sigma xi / n$$

❖ Erreur standard à la moyenne

δ : Écart type.
 xi : Valeurs individuelles.

$$ESM = \delta / \sqrt{n}$$

avec

$$\delta = \sqrt{\Sigma (xi - x)^2 / n - 1}$$

❖ Poids relatif des testicules

PA : Poids absolu.
 $p.c.$: Poids corporel.

$$PR = (PA / p.c.) \times 100$$

La validité statistique des différences entre les moyennes est calculée par le test « t » de Student en utilisant le logiciel Statistica.

- Si $p > 0,05$: résultat non significatif.
- Si $0,01 < p < 0,05$: résultat significatif.
- Si $0,001 < p < 0,01$: résultat très significatif.
- Si $p < 0,001$: résultat hautement significatif.

Chapitre III

Résultats et Discussion

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

Notre étude est divisée en trois 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 ».
- La deuxième partie concerne une étude microscopique des coupes histologique des testicules, des épидидymes et des canaux déférents des deux souches.
- La dernière partie concerne le dosage hormonal afin de comparer le taux de la testostérone plasmatique chez les animaux étudiés.

1. ETUDE DES PARAMETRES MACROSCOPIQUES

Nous avons effectué une comparaison des paramètres morphologiques chez les deux races étudiées.

1.1. Poids corporel

La figure 13 représente le poids corporel moyen chez les deux races étudiées. Il ressort que le poids vif de poule de ferme est très faible par rapport à celui du poulet de chair, cette différence est statistiquement significative (1,73 kg vs. 2,83 kg ; -38,2% ; $p=0,012$).

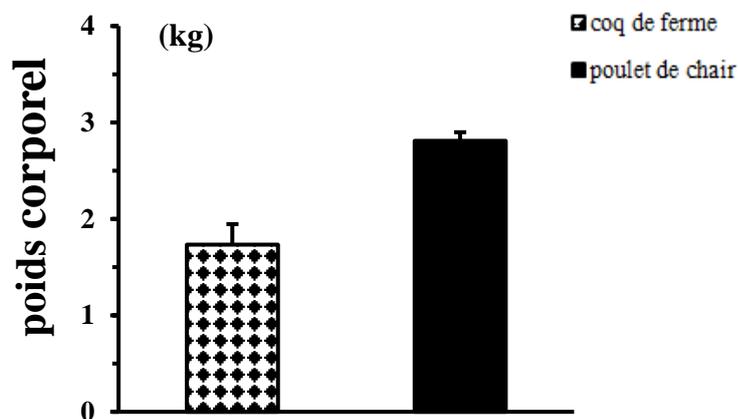


Figure 13 : Poids corporel chez les deux souches (locale et commerciale).

Les résultats du poids corporel des coqs de ferme sont similaires à ceux obtenus par **Moula et al. (2009)**, **Halbouche et al. (2009)** et **Dahloume et al. (2016)**, et différents de ceux de **Ngou Ngoupayou (1990)** dont le poids corporel peut atteindre jusqu'à 2,5 kg et de **Claude (2008)**, qui a noté un poids de 1,5 kg. Au Cameroun, les poules locales sont caractérisées par un faible poids qui varie de 1,2 kg à 1,7 kg (**Mpupu, 2012 ; Nguyen Van, 2016**).

La valeur du poids corporel moyen enregistrée chez les poulets de chair est similaire à ceux trouvées par (Djebbouri et Hamrini, 2017), Le poids moyen des poulets de 70 j est de 2,8 kg. Selon Belaid en (2015), les poulets de chair sont mis en abattage quand leurs poids atteint plus de 2,29 kg.

Ce fort poids est dû à la sélection, l'amélioration et les conditions d'élevage (la photopériode), des variations du régime alimentaires sont appliquées pour optimiser tout le temps leurs poids. Ils sont caractérisés par une croissance très rapide (un lourd poids au petit âge). Les poulets de chair sont des animaux à croissance rapide (Ferrah, 2010). D'après Briere et al. (2011), pour des raisons économiques, la sélection des volailles destinées au marché de la viande a été principalement basée sur le critère de vitesse de croissance. Alors, le cas des lignées de poulets de chair est typique : la sélection de lignées à croissance rapide, mise en œuvre 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). Contrairement chez la poule locale, la croissance est lente (Moula et al., 2009). Cette dernière est vraisemblablement due en partie à une sous-alimentation et aux conditions d'élevage traditionnelles (IEMVT, 1991). Dans les élevages traditionnels familiaux, les poules relèvent de faibles performances (FAO, 2014).

1.2. Aspect général de l'appareil reproducteur

1.2.1. Du testicule

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

Tableau I : Les paramètres morphologique des testicules de chaque race.

	Coq de race locale poule de ferme	Coq de race de production poulet de chair
		
Longueur	De 3,5 à 4,5 cm	De 1,5 à 3 cm
Forme	Ovoïde	Ovoïde plus allongé
Couleur	Blanchâtre très vascularisé	Blanchâtre peu de vascularisation

Les testicules des deux races ont une forme d'haricot de couleur blanchâtre. Ces mêmes observations ont été rapportées par **Waltter (2007)** et **Sauveur (1988)**.

Chaque testicule est recouvert par une capsule conjonctive blanche, l'albuginée. Elle est généralement très mince. Selon **Waltter (2007)**, l'épaisseur de la capsule testiculaire est en moyenne de 81,5 μm chez le coq, 578,1 μm chez l'autruche, 91,7 μm chez la caille japonaise et 91,8 μm chez le Drake. D'après **Nicaise (2015)** et **Sauveur (1988)**, elle est constituée par un tissu fibro-élastique très souple. Contrairement aux mammifères, aucune cloison conjonctive n'est émise par l'albuginée, ce qui fait que le parenchyme testiculaire aviaire n'est pas compartimenté en lobules.

Contrairement à ceux des poulets de chair, les testicules des coqs de ferme semblent très vascularisés, signe d'une grande activité sécrétrice par le testicule. **Luna et al. (2014)** ont observé une forte activité testiculaire, chez le coq, accompagnée par une augmentation des poids testiculaires, ainsi que celle des concentrations plasmatiques des LH, FSH, testostérone et de l'hormone de croissance GH.

1.3. Effet de la race sur les testicules

1.3.1. Dimorphisme testiculaire

La figure 14 représente la différence du poids et du volume testiculaire moyen du testicule gauche comparée au testicule droit chez les deux races.

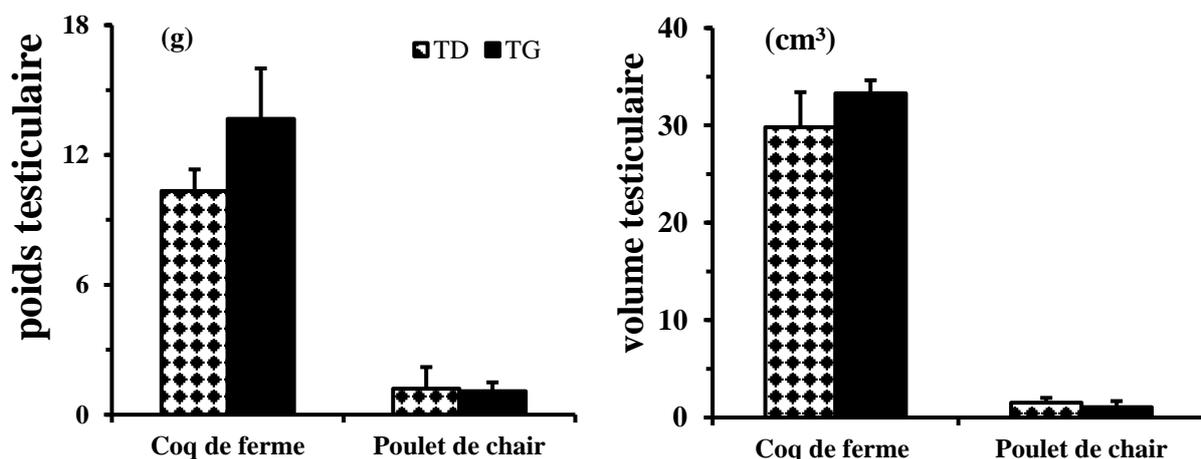


Figure 14 : Dimorphisme testiculaire (poids et volume chez les deux races).

○ **Chez la race locale** : Le poids et le volume du testicule gauche semble légèrement supérieur à celui du testicule droit. La différence est statistiquement non significative, pour le poids et le volume respectivement (13,7g vs. 10,3g ; 24,4%. $p=0,27$) et (33,3 vs. 29,8 ; -10,43%. $p=0,4176$).

Ces résultats sont similaires aux données cités par **Walter** en (2007), le testicule gauche est généralement plus grand que le droit chez de nombreuses espèces d'oiseaux, dans environ 60% des individus chez le coq domestique. D'ailleurs, **Marvane** en (1969) a observé que le testicule gauche est plus grand chez 65% des poules. Le même résultat signalé par **Kamar** (1960) et **Bull et al.** (2007) chez le coq, et chez d'autres espèces d'oiseaux comme le dindon (**Noirault et al.**, 2006), chez la caille japonaise (**Ferrouk et al.**, 2015 ; **Skrobanek et al.**, 2009 ; **Vatsalya et Arora**, 2012) et chez l'oiseau Jungle babbler (**Bhavna et Geeta**, 2010).

○ **Chez la race commerciale** : Le poids et le volume du testicule gauche chez le poulet de chair semble légèrement inférieur à celui du testicule droit. La différence est statistiquement non significative, pour le poids et le volume respectivement (1,1g vs. 1,2g ; 10,8%. $p=0,86$) et (1,1g vs. 1,5g ; 43,2% ; $p=0,6048$). Cette différence peut être due à l'âge des coqs, selon (**Schmidt et Reavil**, 2003), chez les immatures, le testicule droit est souvent plus volumineux.

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. Elle pourrait aussi être due à un nombre inégal de cellules germinales primordiales apparaissant durant la vie embryonnaire (**Hocking**, 1991).

1.3.2. Poids testiculaire

La figure 15 représente le poids testiculaire moyen en valeur absolue et relative chez les deux races.

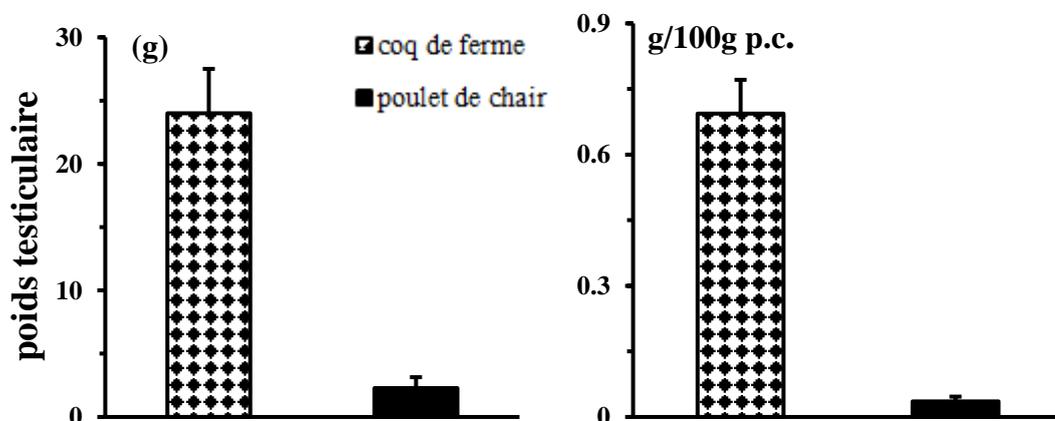


Figure 15 : Poids moyen des testicules (en valeur absolue et relative) chez les deux souches étudiées.

Le poids testiculaire moyen chez la souche locale est de $24 \pm 3,5$ g et de $0,69 \pm 0,8$ g/100g p.c. en valeur absolue et en valeur relative respectivement. Alors que le poids moyen des testicules chez la souche commerciale est de $2,3 \pm 0,9$ en valeur absolue et de $0,04 \pm 0,01$ g/100g p.c. en valeur relative. On constate donc que le poids testiculaire chez le coq de ferme est plus élevé que celui du poulet de chair, les différences sont statistiquement très significatives que ce soit en valeur absolue qu'en valeur relative respectivement de 951%, $p=0.004$ et 1851%, $p=0.0011$.

Selon **Sauveur (1988)**, 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.

D'après **De Reviere et al. (1971)** le poids testiculaire moyen évolue en 3 phases successives: croissance lente (1 mg/j) jusqu'à 5 semaines, de 2 à 40 mg puis une croissance rapide de 6 à 20 semaines (78 mg/j), de 60 mg à 9,5 g. Cette croissance est linéaire à partir de 10^{ème} semaine et enfin une croissance lente entre 20 et 34 semaines, de 9,5 à 10,5 g.

Le poids testiculaire chez les coqs de ferme est de 24 g, c'est similaire à ceux obtenu par **Bouzida (2017)** et **Remdani et Rafil (2017)** chez le poulet reproducteur du type Cobb 500. Et environ 23 g chez la pintade (**Hien, 1999**), supérieur de celui de pigeon environ 1,4 g (**Meddour, 2010**), et de caille du japon de 0.88 g (**Ferrouk et al., 2015**).

Le fort poids testiculaire enregistré chez les coqs de ferme est un signe de 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. Les mêmes résultats ont été signalés par **Lofts et Murton (1973)**, **Bhavna et Geeta (2010)** chez la caille japonaise.

Le poids testiculaire enregistré chez les poulets de chair est très faible par rapport à leurs poids corporel élevé, déclaré ci-dessus. Mais on ne peut pas affirmer comme **Brillard et**

De Reviere (1981), que la connaissance du poids corporel permet une bonne estimation de l'état de développement pondéral des gonades.

Ainsi, chez le coq, une obésité induite par gavage diminue le poids testiculaire (environ - 30% en 4 semaines) (**Nir et al., 1975**). Une fertilité maximale est positivement liée à un poids corporel optimal, mais la sélection sur la croissance a engendré des reproducteurs très lourds qui sont peu aptes à se reproduire et qui présentent également des perturbations testiculaires (**Hocking, 2010**).

L'élevage des poulets de chair exige différents programmes d'éclairage depuis son installation à l'âge d'un jour jusqu'à son abattage (**Julian, 1996**). Pour le poulet de chair, la lumière permet aux poussins de voir les abreuvoirs et les mangeoires ou les chaînes d'alimentation. Il convient que les poulets de chair doivent demeurer dans une semi obscurité afin de diminuer au maximum leur activité et améliorer aussi leur croissance. En général, il convient en élevage de poulet de chair, d'assurer une forte intensité lumineuse les premiers jours (environ 50 lux), ensuite réduire progressivement l'intensité pour atteindre une valeur de 5 à 10 lux. Le poulet de chair poursuit une croissance optimale à une intensité lumineuse aussi basse que deux lux (**Sonaiya et Swan, 2004**). Programme lumineux chez les poussins de chair prévoit une régression plutôt lente et progressive de 24 heures d'éclairage depuis la mise en place jusqu'à 12 heures à l'âge de 14 jours, dont le but est d'augmenter l'indice de consommation et assure une meilleure prise alimentaire et une croissance plus uniforme. Selon **Ingkasuwan et Ogasawara (1966)** chez le jeune coq, une réduction de la photopériode retarde le développement des testicules et peut même en provoquer la régression (**Harrison et al., 1970**), ce qui explique le faible poids gonadique enregistré chez cette souche.

1.3.3. Volume testiculaire

La souche locale présente un volume testiculaire plus élevé que celui de la souche commerciale d'une différenciation hautement significative de 2366% ($1,28\text{cm}^3$ vs. $31,55\text{cm}^3$; $p=0,00017$) (figure 16).

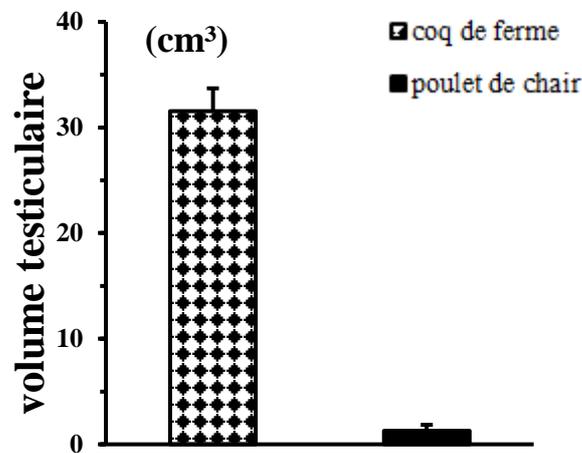


Figure 16 : Le volume testiculaire chez la poule de ferme et le poulet de chair.

Dans le cas des poulets de chair, la croissance testiculaire connaît un ralentissement remarquable alors une maturité sexuelle tardive, des fois absente, selon (Geraert, 1991), chez la plupart des espèces d'oiseaux, le développement des gonades est un signe de maturité et d'activité sexuelle sous des conditions favorables telles que la lumière et la photopériode. Bien que chez les volailles il n'y a pas de véritable obésité contrairement aux mammifères, le surpoids observé est plutôt associé aux lignées à croissance rapide (souche viande) qui peuvent avoir un comportement d'hyperphagie. Comme décrit ci-dessus, l'efficacité de la sélection a conduit à avoir une croissance rapide tout en minimisant les dépenses énergétiques (Hocking *et al.*, 1989).

Contrairement aux coqs qui se reproduisant en liberté, le confinement des coqs dans les cages individuelles diminue leurs dépenses énergétiques d'environ 10 %. Le principal inconvénient de ce mode d'élevage est qu'il ne permet pas d'évaluer plusieurs aspects importants de l'aptitude à la reproduction, la claustration par elle-même n'est peut-être pas sans effet sur le développement testiculaire et le maintien de ce développement à l'âge adulte (De Revers, 1990).

2. ETUDE MICROSCOPIQUE

La deuxième partie de notre travail concerne les aspects microscopiques de l'appareil génital (testicules, épидидyme et canal déférent) chez les deux races *Gallus gallus domesticus* (locale de type poule de ferme et de production de type poulet de chair).

Nous avons effectué des coupes longitudinales au niveau des testicules et des épидидymes, et transversales au niveau des canaux déférents (**figure 17**).

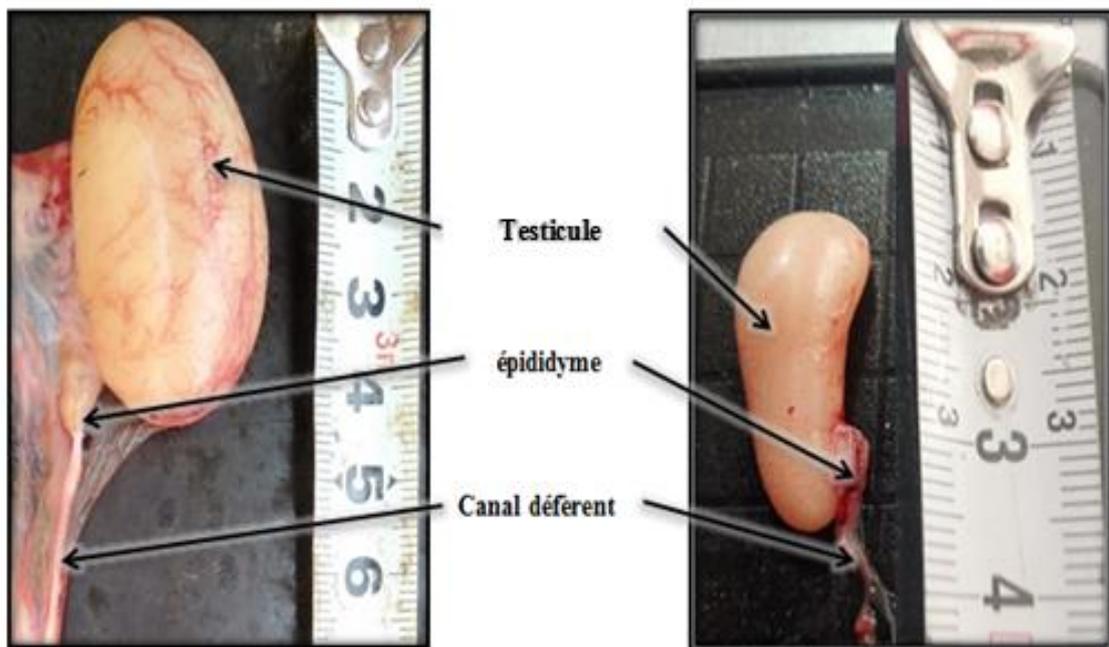


Figure 17 : Régions de coupes effectuées au niveau des différentes parties d'appareil génital de chaque race étudiée (**Original, 2020**).

2.1. Testicules

Pour mettre en évidence les différentes structures et constituants du parenchyme testiculaire, nous avons appliqué la coloration hématoxyline éosine.

Nous présenterons l'analyse histologique du testicule notamment les tubes séminifères. Les lames histologiques ont été observées sous le microscope photonique à différents grossissements :

- G×40 et G×100 : Pour voir la distribution des tubes séminifères.
- G×400 : Pour voir les cellules de tubes séminifères.
- G×1000 : Pour détecter le processus de spermatogenèse.

➤ *Vue aux faibles grossissements Gx40 et Gx100*

○ **Coq de ferme** : L'observation microscopique montre 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'intertubulaire, c'est un espace interstitiel qui sépare les tubes séminifères. On note aussi la présence d'un nombre important des vaisseaux sanguins (**figure 18. a et c**).

○ **Poulet 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 18. b et d**).

➤ *Vue au grossissement moyen Gx400*

○ **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 péritybulaire, les tubes séminifères sont séparés par un tissu interstitiel qui contient le tissu conjonctif où les cellules de Leydig sont disséminées (**figure 19. a**).

○ **Poulet 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 19. b**).

➤ *Vue au fort grossissement Gx1000*

○ **Coq de ferme** : L'épithélium séminifère est bien différencié, nous observons tous les types de cellules de la lignée germinale. De nombreuses spermatogonies, occupent la périphérie des tubes séminifères, puis viennent les spermatocytes et les spermatides dont la densité témoigne d'une spermatogenèse active. Une forte densité de spermatozoïdes s'accumule dans la lumière centrale des tubes séminifères (**figure 19. c**).

○ **Poulet de chair** : L'épithélium séminifère est constitué par des spermatogonies occupant toute la surface du tube, contenant les cellules germinales. On remarque aussi, la présence d'une large lumière et d'espace vide (**figure 19. d**).

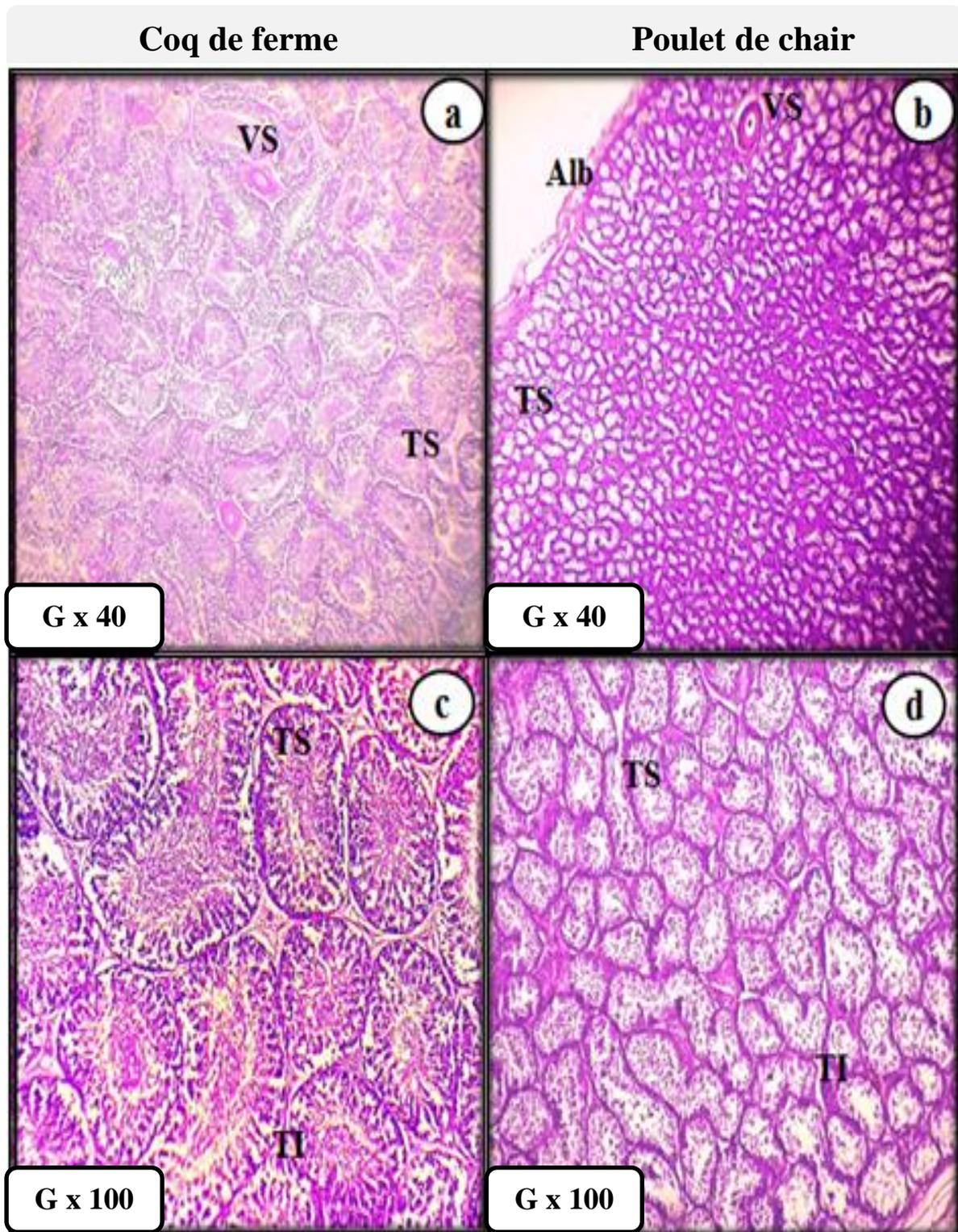


Figure 18 : Aspect structural du testicule chez *Gallus gallus domesticus*, coloré par hématoxyline éosine (HE) et observé au microscope photonique.

G×40. Scal bar: 200µm ; G×100. Scal bar : 100µm.

TI : Tissu interstitiel ; TS : Tube séminifère ; VS : Vaisseau sanguin ; Alb : Albuminé.

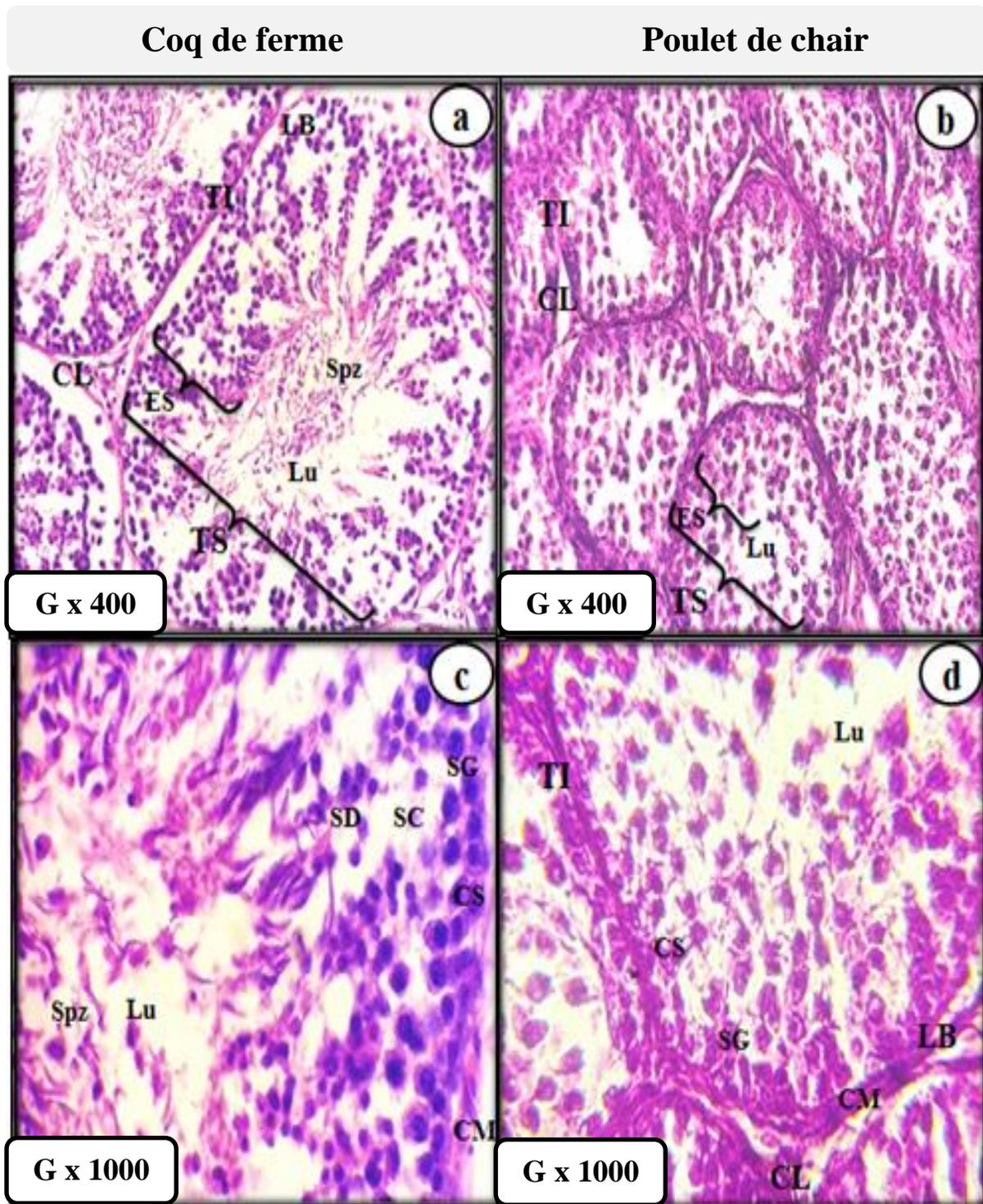


Figure 19 : Aspect structurale du testicule chez *Gallus gallus domesticus*, coloré par hématoxyline éosine (HE) et observé au microscope photonique. G×400. Scal bar : 50µm ; G×1000. Scal bar : 10µm.

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.

Nos observations générales des coupes histologiques ont révélé que le testicule du coq contient deux types de tissu parenchymateux : le tissu interstitiel et l'épithélium séminifère. Selon **Sauveur (1988)**, le testicule 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**).

- **Les tubes séminifères**

Le tube séminifère est entouré par une lame basale au niveau de laquelle se trouvent des cellules pérítubulaires ou myoïdes. L'intérieur du tube séminifère est tapissé par un épithélium séminifère formé par les cellules somatiques de Sertoli et renferme les cellules germinales, ces résultats sont identiques à ceux déclarés par **Educagri en 2005**.

La structuration globale des tubes séminifères est caractérisée par une formation complexe et très anastomotique, cet observation est comparable aux plusieurs espèces d'oiseaux (**Deviche et al., 2011 ; Zhang et al., 2012**) mais différente de celle des mammifères.

Selon **Hien (1999)**, chez le coq adulte le tissu interstitiel, particulièrement en période de reproduction, est réduit à un compartiment de petite taille qui ne représente que 5 à 15% du volume testiculaire.

D'après **De Reviers (1971)**, la croissance des testicules est due essentiellement au développement des tubes séminifères, ce qui est évident sur le plan histologique.

- **Les cellules de Sertoli**

L'épithélium séminifère contient des cellules de grandes tailles nommées cellules de Sertoli, qui forment des colonnes qui s'étendent de la lame basale à la limite de l'épithélium séminifère. Selon **Cooksey et Rothell (1973)** et **De Reviers et al. (1980)**, les cellules de Sertoli des volailles sont généralement similaires à celles qui ont été décrites chez les mammifères.

- **Les Cellules germinales**

On note que les différentes lignées germinales issues des spermatogonies souches se distribuent de façon centripète en rapport avec la spermatogénèse : spermatogonies, spermatocytes et spermatides. Ces résultats sont similaires à ceux obtenus par **De Reviers (1971)**.

Chez le coq de race locale, on note la présence de tous les types de cellules de la lignée germinale. De nombreuses spermatogonies, des spermatocytes et des spermatides dont la densité témoigne d'une spermatogénèse active. Quelques spermatides commencent à apparaître encore accrochées à la cellule de Sertoli et des spermatozoïdes s'accumulent dans la lumière centrale des tubes séminifères, signe d'une importante activité sexuelle. Cette observation est en accord avec les résultats de **De Reviers (1971)**. L'apparition de spermatozoïdes dans les tubes séminifères a été utilisée comme indicateurs de maturité (**Lakabi, 2017**).

- **La spermatogénèse**

La spermatogénèse est caractérisée d'abord par une série de divisions mitotiques des spermatogonies pour donner des spermatocytes. Ces cellules subissent une division méiotique aboutissant à la formation des spermatides. Ces dernières se différencient pour former des cellules mobiles, les spermatozoïdes (**Lin et al., 1990 ; Lin et Jones, 1993**).

L'épithélium séminifère des poulets de chair a révélé des spermatogonies qui occupent pratiquement toute la surface du tube séminifère ; cet état indique que l'activité sexuelle n'a pas encore commencé.

De Reviers a déclaré en **1971**, qu'aux poids testiculaires particuliers de 1 et 5 g correspondent respectivement à la formation des premiers spermatozoïdes, et au stade de développement testiculaire à partir duquel la méiose semble fonctionner au même rendement que chez l'adulte. Nous sommes donc dans une situation différente, malgré que le poids testiculaire des coqs de chair ait atteint environ de 2 g, les spermatogonies constituent la population germinale majoritaire, la spermatogénèse était bloquée alors ils ont un retard de maturité sexuelle.

Les lumières des tubes séminifères des coqs de ferme sont très importantes et pleines de spermatozoïdes, signe d'une spermatogénèse complète, contrairement à ceux des poulets de chair présentant des ébauches de lumière vide, ne présente aucun spermatozoïde.

Cette espèce, contrairement aux oiseaux sauvages, produit des spermatozoïdes toute l'année quand elle est soumise aux conditions climatiques naturelles, avec un maximum au printemps et un minimum en été-automne (**Bacon et al., 2000**).

Chez les poulets de chair, l'absence du phénomène de spermatogenèse est à cause de l'altération de la fonction de reproduction chez les lignées sélectionnées pour la production de viande. Selon **Nir et al. (1975)**, une obésité induite diminue la production de spermatozoïdes de 50%, chez le mâle, cette baisse de fertilité s'accompagne d'une augmentation de la température interne de 0,3°C et, contrairement aux mammifères, les oiseaux ne possèdent pas de complexe pampiniforme (complexe veineux et artériel qui permet de maintenir constante la température intra-testiculaire). Ainsi, l'augmentation de la température consécutive à l'augmentation d'énergie résultant du gavage conduirait à une altération de l'état fonctionnel des spermatogonies souches, entraînant par là-même une diminution de la production de spermatozoïdes (**Briere et al., 2011**).

Le rôle du niveau nutritionnel sur la reproduction dépend de la qualité et de la quantité de l'alimentation, alors l'effet de l'alimentation sur la reproduction a été étudié chez plusieurs espèces, une déficience en vitamine A, D ou E peut provoquer des perturbations des fonctions de reproduction du canard (**Benoît, 1936**). De la même manière, un manque d'apport protéique et de lipides peut induire des retards plus ou moins importants dans l'apparition de la maturité sexuelle chez l'étourneau (**Bissonriette, 1933**) ou le dindon (**Cecil, 1981**). Il est également admis (Notamment chez le dindon), qu'une restriction alimentaire entraîne un retard plus ou moins important de développement testiculaire (**Krueger et al., 1977 ; Moran et al., 1983**) et de production de sperme sans qu'il y ait diminution réelle du poids vif du sujet adulte (**Hocking, 1988**). Elle peut être responsable d'une entrée en mue associée à un arrêt de reproduction (**Hocking, 1991**).

La reproduction du coq peut être dans une large mesure contrôlée par la durée quotidienne d'éclaircissement, ce sont les variations de cette durée qui permettent le mieux de maîtriser la précocité de la production de spermatozoïdes (**De Reviere et Brillard, 1977**). D'après **De Reviere et Brillard (1974)** chez le coq, la durée quotidienne d'éclaircissement a un rôle non négligeable à la fois dans l'évolution pondérale des testicules et dans le fonctionnement de la spermatogenèse.

Traditionnellement, la volaille vivait sous la lumière du soleil, dont le spectre diffère sensiblement de celui de la lumière incandescente, ce qui favorise le bon déroulement de la spermatogénèse, en fonction des saisons. Selon **Sonaiya et Swan (2004)**, la lumière représente également un facteur important pour la maturation sexuelle, la lumière naturelle est préférable. Un accroissement de la lumière diurne, ainsi que cela apparaît naturellement dès la moitié de l'hiver jusqu'à la moitié de l'été en pays tempérés, va accélérer la maturité sexuelle. L'effet contraire se vérifie également si la luminosité diurne diminue, comme cela se produit naturellement dès la moitié de l'été jusqu'à la moitié de l'hiver, alors la maturité sexuelle est retardée.

2.2. Epididyme

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.

La coloration hémato-éosine nous a permis de voir la taille et la forme générale des canaux épидидymaire ainsi que les cellules de l'épithélium épидидymaire.

➤ *Vue au grossissement Gx400*

○ **Coq de ferme** : Les canaux épидидymaire 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 20. a**).

○ **Poulet de chair** : Les canaux épидидymaire sont moins développés et nettement séparés par un tissu conjonctif interstitiel. La lumière est claire, ne montre aucune présence des spermatozoïdes (**figure 20. b**).

➤ *Vue au grossissement Gx1000*

○ **Coq de ferme** : La lumière des canaux épидидymaire est entourée par un épithélium cylindrique pseudostratifié. 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 20. c**).

○ **Poulet 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 épидидymaire où les stéréocils sont moins abondantes. Les segments épидидymaire sont moins développés (**figure 20. d**).

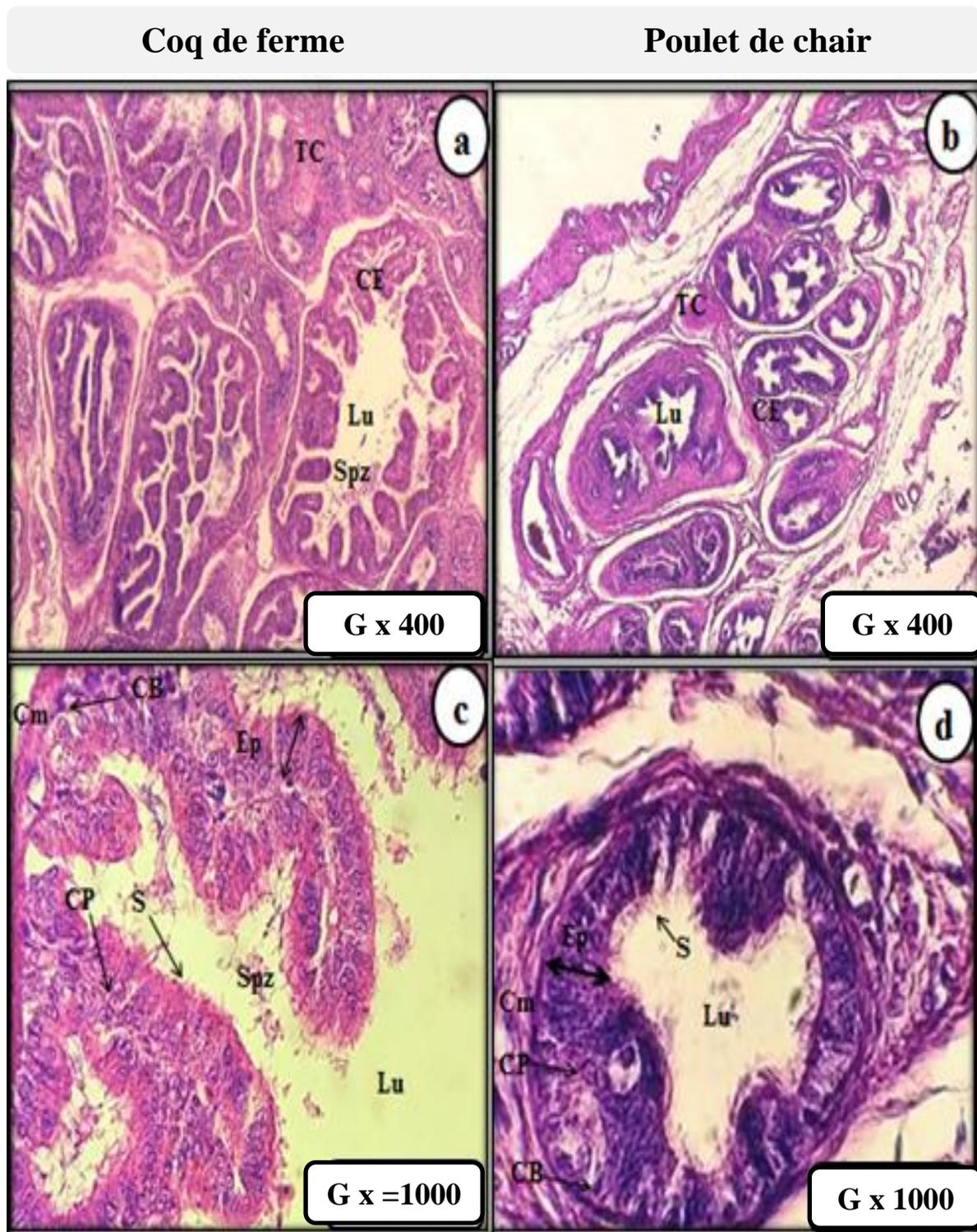


Figure 20 : Aspect structural d'épididyme chez *Gallus gallus domesticus*, coloré par hématoxyline éosine (HE) et observé au microscope photonique. G×400 Scal bar : 50µm. G×1000. Scal bar : 10µm

CE : Canal épидидymaire ; **Lu :** Lumière du canal épидидymaire ; **Spz :** spermatozoïdes ; **TC :** tissu conjonctif. **EP :** Épithélium épидидymaire ; **CP :** Cellules principales, **CB :** Cellules basales ; **Cm :** Couche circulaire de cellule musculaire lisse ; **S :** Stéréocils.

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 des canaux épидидymaire est entourée par un épithélium pseudostratifié dont les cellules principales ont une forme allongées avec extrémité libre à la lumière présentant des stéréocils. D'après **Sauveur en 1988**, chez les oiseaux, le canal épидидymaire montre un épithélium colonnaire pseudostratifié à cellules basales et cellules non ciliées. Le même résultat a été fourni par **Tingary en 1972**, et aussi **Budras et Sauer (1975)** ont montré que 90% de toutes les cellules épithéliales sont ciliées.

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 du **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.

Chez le coq de ferme ainsi que chez le poulet de chair, la muqueuse du canal épithéliale est la même. La différence est au niveau du l'épithélium qui est à deux rangs chez les coqs immatures et à plusieurs rangs chez les coqs sexuellement matures. Aussi au niveau du diamètre de lumière, elle semble plus large chez les matures et presque complètement rempli de spermatozoïdes. Nos résultats sont similaires à ceux obtenu par **Budras et Sauer (1975)**.

2.3. Canal déférent

Le canal déférent fait suite au canal épидидymaire, 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 observées sous le microscope photonique à différents grossissements :

- G×40 et G×100 : Pour voir l'aspect global du canal déférent.
- G×400 et G×1000 : Pour voir les couches de la paroi canalaire et les différentes catégories des cellules du canal déférent.

➤ *Vue au faible grossissement Gx40 et Gx100*

- **Coq de ferme** : Le canal présente une très large lumière entourée par un épithélium possédant de courtes invaginations (**figure 21. a et c**).
- **Poulet de chair** : Le canal apparaît sous forme ovale avec une lumière étroite entourée par un épithélium possédant un contour en courbe (**figure 21. b et d**).

➤ *Vue au fort grossissement Gx400 et Gx1000*

- **Coq de ferme** : Un épithélium prismatique pseudostratifié 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. a et c**).
- **Poulet de chair** : la présence d'une tunique musculuse 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 22. b et d**).

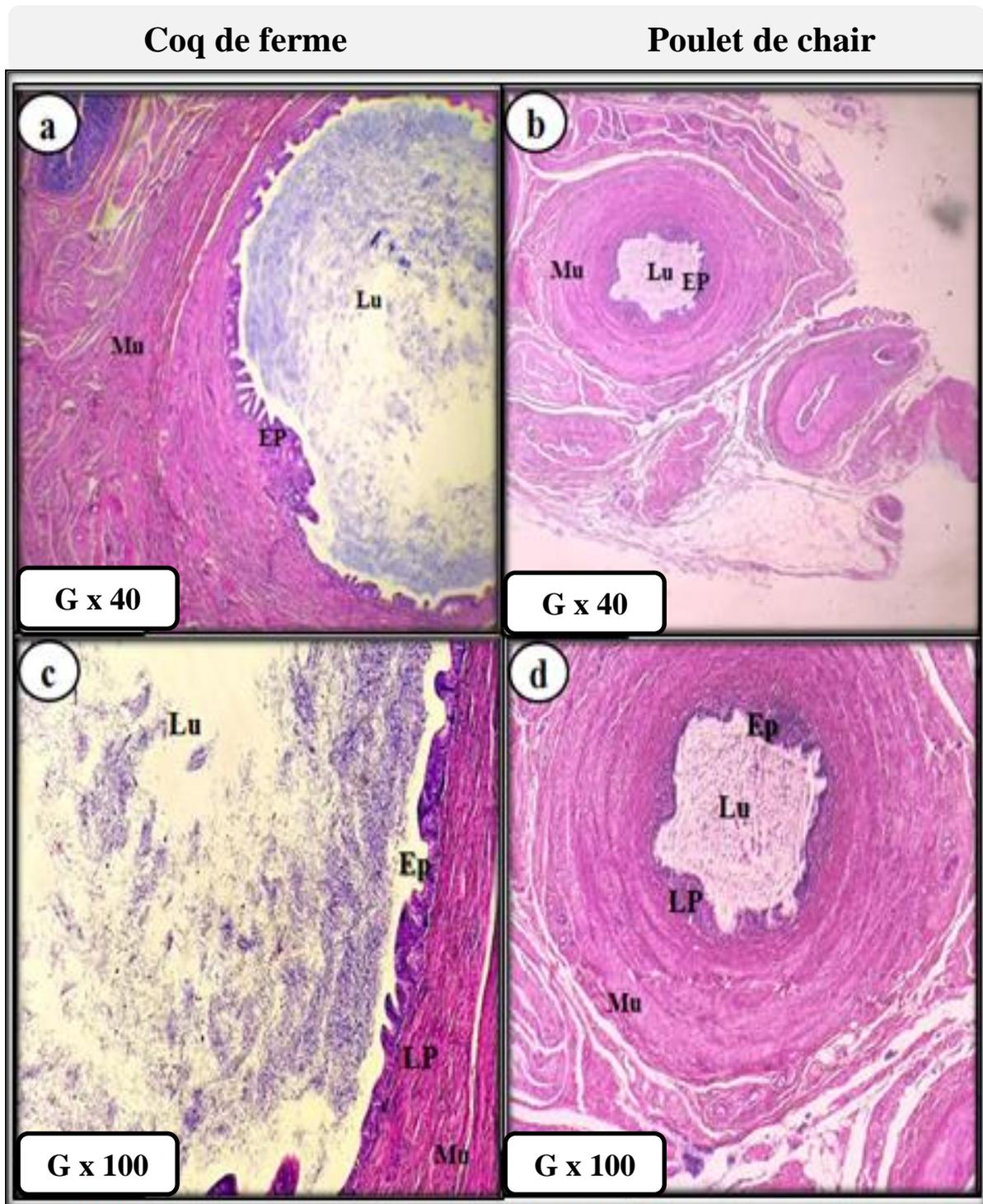


Figure 21 : Aspect structurale du canal déférent chez *Gallus gallus domesticus*, coloré par hématoxyline éosine (HE) et observé au microscope photonique. G×40. Scal bar: 200 µm; G×100. Scal bar: 100µm

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

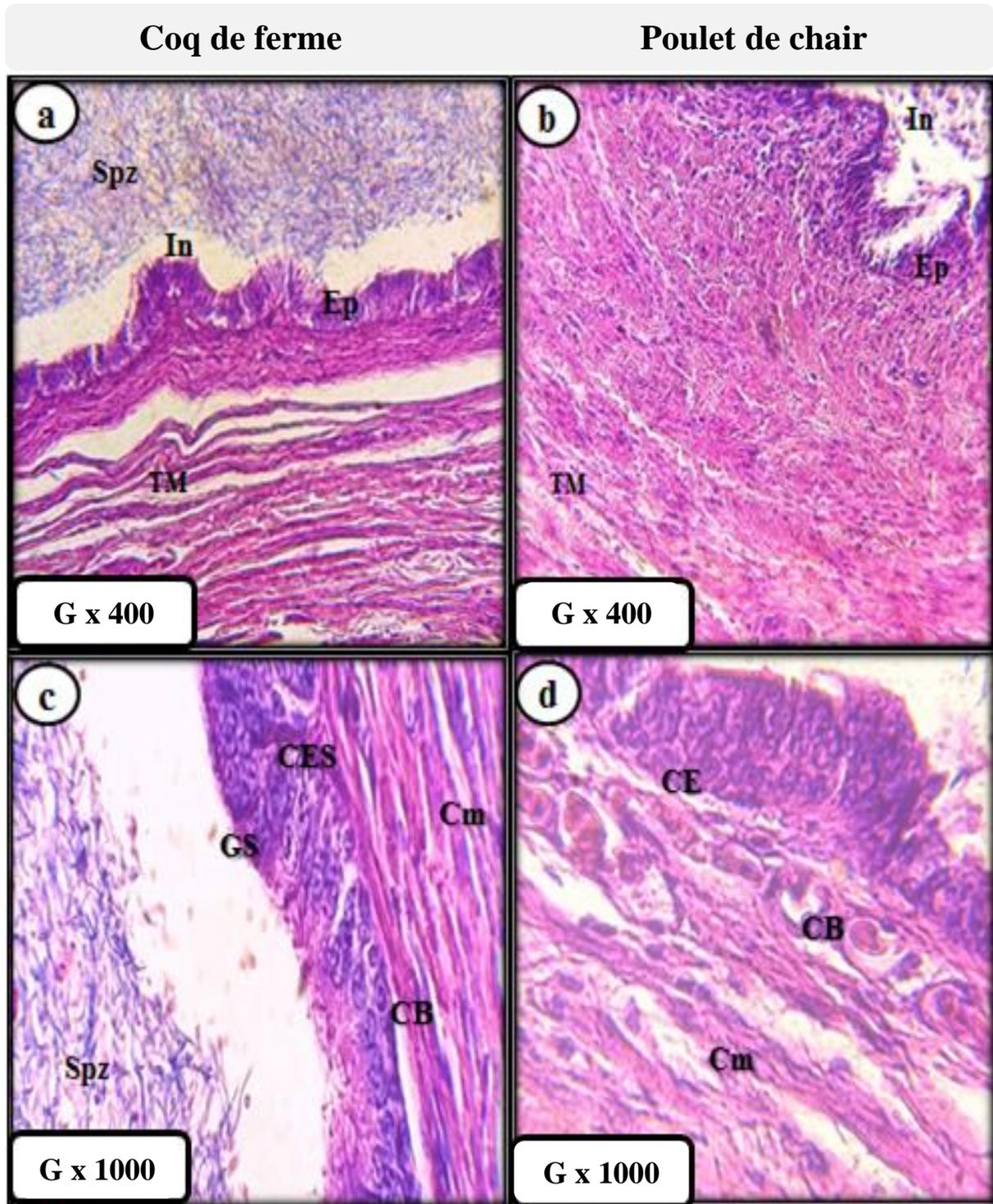


Figure 22 : Aspect structural du canal déférent chez *Gallus gallus domesticus* coloré par hématoxyline éosine (HE) et observé au microscope photonique. G×400. Scal bar: 50 μ m ; G×1000. Scal bar : 10 μ m
EP : épithélium cylindrique pseudostratifié ; **TM** : tunique musculouse ; **In** : invagination ; **CES** : cellules épithéliales prismatique à stéréocils ; **CE** : cellules épithéliales ; **GS** : grains de sécrétion ; **CB** : cellule basale ; **LU** : lumière ; **Cm** : Couche circulaire de cellules musculaires lisses ; **Spz** : spermatozoïdes.

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 était bordé par un épithélium pseudostratifié de trois types de cellules, y compris les cellules principales, non-ciliées et basales. C'est le même résultat fourni par **Sauveur (1988)**, chez les oiseaux, le canal déférent montre un épithélium colonnaire pseudostratifié à cellules basales et cellules non ciliées chez le coq blanc et le dindon **Razi et al. (2010)**.

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)**, à l'intérieur du canal déférent des coqs matures, des spermatozoïdes ont été fréquemment observés. D'autre part **Sauveur en 1988**, a déclaré qu'il est connu depuis longtemps que les canaux déférents du coq peuvent contenir de nombreux spermatozoïdes, c'est comme « un réservoir » où les spermatozoïdes sont stockés.

Les trois couches de la musculature « couche lisse externe longitudinale, moyenne circulaire et lisse interne longitudinale » étaient bien visualisées dans la paroi du canal déférent, aussi dans certaines régions du canal déférent, un pli muqueux a été observé, les mêmes observations ont été signalé par **Parker et al. (1942)** et **Aire et al. (1979)**. D'autre part, la présence de fibres musculaires autour de la lame basale favorise la contraction du canal déférent, il y avait aussi une large couche de muscles muqueux qui a suggéré que le canal a également joué un rôle dans la conduite du fluide produit par le testicule et l'épididyme (**Razi et al., 2010**).

Chez la dinde, l'épithélium est une colonne pseudostratifiée. À l'extérieur de la muqueuse épithéliale, il y avait une épaisse couche de muscles lisses (**Parker et al., 1942; Aire et al., 1979**). Il a été démontré que le canal déférent des coqs blancs iraniens était bordé par un épithélium pseudostratifié. Contrairement aux résultats obtenus chez la dinde, la lame basale était très mince et il y avait un muscle muqueux avancé recouvrant la lame basale et l'épithélium du canal déférent du coq âgé. La musculature n'avait qu'une seule couche dans le canal déférent du jeune coq (**Razi et al., 2010**).

3. EVALUATION DU TAUX DE TESTOSTERONE 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.

La figure 23 représente la testostéronémie chez le coq de ferme et le poulet de chair. Chez le coq local, on a enregistré un taux de testostérone plus fort comparé au coq commercial. Cette différence est statistiquement significative (1382% ; 0,037 ng/ml vs. 0,543 ng/ml ; $p=0,0455$).

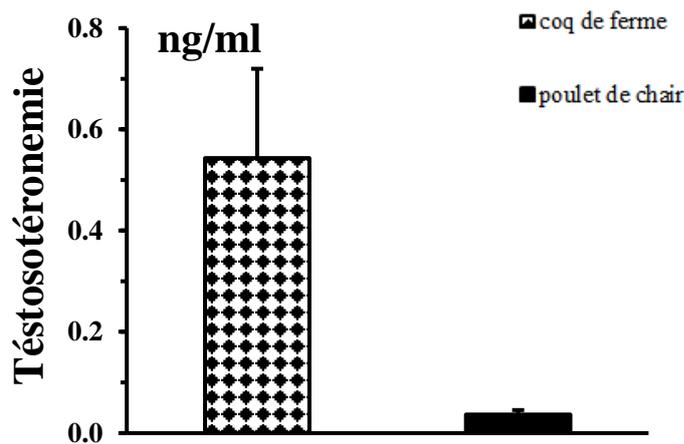


Figure 23 : Testostérone plasmatique chez les deux souches étudiées.

Sous le contrôle des hormones gonadotropes, le testicule des oiseaux sécrète des stéroïdes sexuels et en particulier la testostérone (Hien, 2002), la sécrétion de LH, responsable de la sécrétion de testostérone au niveau des testicules (Sedqyar *et al.*, 2008).

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_0,84) ; l'autruche (*Struthio camelus* : 3,63_1,35) ; dindon sauvage (*Meleagris gallopavo* : 5,60_0,60) ; oie à tête barrée (*Anser indicus* : 3,21_0,19) ; pigeon biset (*Columba livia* : 1,24_0,59) et chez le faucon crécerelle (*Falco tinnunculus* : 2,55_0,5).

La valeur enregistrée chez le poulet de 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. Et aussi plus inférieure que celle déclarée par Carrie-Lemoine *et al.* (1983) dans le résultat obtenu après la réalisation d'une

étude sur la variation de la concentration de testostérone plasmatique chez des coqs de souche Hubbard, la testostéronémie détectée à la 3^{ème} semaine été de 0,10 ng/ml, elle a continué d'évoluer pour atteindre 0,30 ng/ml à la 10^{ème} semaine.

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)**, chez les lignées à croissance rapide (souche viande) une obésité induite par gavage résulte une baisse de fertilité, qui est la conséquence d'une diminution du poids testiculaire, qui s'accompagne d'une baisse de la testostéronémie. Peut-être aussi due à l'exposition à une faible intensité lumineuse pendant une longue période, D'après **Pichereau (2012)**, chez les oiseaux immatures l'exposition à une lumière de faible intensité, réduit la sécrétion de GnRH-I ce qui entraîne une faible sécrétion de gonadotrophines (LH, FSH).

D'autre part **Furuta et al. (2001)**, ont déduit que la présence des hormones orexigènes (la ghréline et l'orexine) chez les poulets de 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**).

Les valeurs enregistrées de la testostéronémie plasmatique chez les coqs de ferme étaient en moyenne de 0,5 ng/ml, c'est une valeur inférieure à ce qui a été déclaré par **Hien (2002)**, à partir de 11 semaines d'âge, la testostéronémie augmente progressivement, de 0.25 ng/ml atteignant environ 2,5 ng/ml vers la fin de la période pubère. Aussi inférieure à **Pichereau (2012)**, les valeurs usuelles de testostérone au pic d'activité sexuelle chez *Gallus gallus* est de 7,83 ng/ml et en dehors de la période de reproduction la valeur basale est de 0,84 ng/ml.

Notant que ces coqs présentent un aspect histologique du testicule très développé par rapport à l'autre souche. Alors que le taux observé chez les coqs de ferme peut être due à la phase de sacrifice qui a été réalisée en dehors de la période de reproduction. Selon **Braun, (2004)**, ces dosages ne peuvent être entrepris qu'après la maturité sexuelle et ils sont plus discriminants lors de la période d'activité sexuelle.

CONCLUSION et PERSPECTIVES

Cette étude préliminaire sur la comparaison entre l'appareil génital mâle de la poule de race locale « coq de ferme » et de race commerciale « poulet de chair » sur le plan morphologique et histologique ainsi que la réalisation d'un dosage de la testostérone a pour but de déterminer l'effet des conditions d'élevage sur la maturité sexuelle. Nous avons obtenu les résultats suivants:

- Une croissance rapide des poulets de chair est presque toujours accompagnée d'une altération des capacités de reproduction.
- Une obésité induite par gavage diminue le poids testiculaire (environ - 30% en 4 semaines).
- La lumière du soleil favorise le bon déroulement de la spermatogenèse chez les coqs de ferme.
- Les hormones orexigènes (la ghréline et l'orexine) stimulent la prise alimentaire et inhibent la sécrétion des gonadotrophines alors diminution du taux plasmatique de la testostérone chez les poulets de chair.
- la sélection sur la croissance diminue la fertilité des lignées, qui seront peu aptes à se reproduire et présentent également des perturbations testiculaires.
- Une telle augmentation des performances de croissance s'est accompagnée, chez les mâles des lignées améliorés, d'un très grand retard de maturité sexuelle.

L'activité sexuelle des poules en générale est soumise à de nombreux paramètres environnementaux, on peut également envisager, à l'avenir, le développement des conditions d'élevage que ce soit traditionnel ou moderne pour maintenir leurs bien-être.

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.
- Réaliser une étude histologique de l'hypophyse.
- Réaliser une étude immuno-histochimique en utilisant des anticorps anti-récepteur des androgènes au niveau des testicules et des cellules gonadotropes de l'hypophyse.
- Faire un suivi de développement testiculaire dès l'éclosion jusqu'à l'âge de la puberté.
- Manipuler les coqs en période de reproduction et en période de repos.

Références Bibliographiques

1. **Al-Tememy H. S. A., 2010** - Histological study of testis in quail (*Coturnix coturnix japonica*). *Al-Anbar J. Vet. Sci.*, **3**: 36-44.
2. **Aire, T. A., 1979** - Micro-stereological study of the avian epididymal region. *J. Anat.*, **129(4)**: 703-706.
3. **Aire T. A., 1980** - The ductuli efferentes of the epididymal region of birds. *Anat.*, **130**: 707-723.
4. **Aire T. A., 1982** - The rete testis of birds. *J. Anat.*, **135**: 97- 100.
5. **Aire T. A., Ayen J.S., Olowo Okorun M.O., 1979** - The structure of the excurrent ducts of the testis of the guinea-fowl (*NUMIDA meleagris*). *Anat.*, **129**: 633-643.
6. **Bacon W. L., Kurginski-Noonan B. A., Yang J., 2000** - Effects of environmental lighting on early semen production and correlated hormonal responses in turkeys. *The Ohio State University*, **79 (11)**: 1669-1678.
7. **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.
8. **Belaid J., 2015** – Elevage avicole en Algérie. *collection dossiers agronomique*, **66p**.
9. **Ben Hamouda M., Lassoued N., Mahouachi M., Rekik M., Chafri N., 2011** - Effet de la nutrition sur les performances reproductives chez l'agneau et le bélier. In (Ed) Mutations des systèmes d'élevage des ovins et perspectives de leur durabilité. *IRESA, O.E.P., Tunisie*, **97** : 117-121.
10. **Benoît J., 1936** - Facteurs internes et externes de l'activité sexuelle 1 Stimulation par la lumière de l'activité sexuelle chez le canard et la cane domestique. *Bull. Biol.*, **70** : 487-534.
11. **Bhavna B., Geeta P., 2010** - Histological and histomorphometric study of gametogenesis in breeders and helpers of sub-tropical, co-operative breeder jungle babbler *Turdoides striatus*. *J. Cell. Anim. Biol.*, **4**: 81-90.
12. **Bisimwa C., 2003** - Les principales races en aviculture. *Troupeaux et Cultures des Tropiques*, **1**: 4-8.
13. **Bissonnette T. H., 1933** - Inhibition of the stimulating effect of red light on testis activity in *Sturnus vulgaris* (Starling) by a restricted diet. *Bull. Biol.*, **65**: 452-468.
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. **Boukenaoui F. N., 2013** - Etude de l'acquisition de la puberté chez l'agneau de race D'Man : mécanisme de régulation endocriniens et effets nutritionnels. *Thèse doctorat, F.S.B., U.S.T.H.B., Alger*, **117p**.
16. **Boussena S., 2013** - Performances de reproduction chez les ovins Ouled Djellal : Avènement de la puberté et évolution des caractéristiques séminales chez le mâle jusqu'à l'âge de 1 an. *Thèse doctorat, F.S.N., U.C.01, Constantine*, **184p**.
17. **Bouzida S., 2017** - Développement histologique de la gonade mâle chez le poulet reproducteur du type Cobb 500 en élevage rationnel dans la région d'Azazga : essai préliminaire. *D.E.S., F.S.B., U.M.M., Tizi Ouzou*, **56 p**.

Références Bibliographiques

18. **Bozkurt H. H., Aktas A., Ulkay M. B., Firat U. B., 2007** - Sertoli cell proliferation during the post-hatching period in domestic fowl. *J. Vet. Sci.*, **8 (3)** : 219-222.
19. **Braun L., 2004** - Physiologie et maîtrise de la reproduction chez les reptiles et les oiseaux. *Thèse docteur vétérinaire, Alfort*, **200p**.
20. **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.
21. **Brillard J. P., 1988** - La fertilité de la poule après insémination artificielle : essai d'analyse quantitative du devenir des spermatozoïdes dans les voies génitales femelles. *Thèse, Université François Rabelais de Tour*, **212p**.
22. **Brillard J. P., de Reviers M., 1981** - Testis development and daily sperm output in guinea fowl raised under constant daily photoperiods. *I.N.R.A., Reprod. Nutr. Dévelop.*, **21 (6B)** : 1105-1112.
23. **Budras K. D., Meier U., 1981** - The epididymis and its development in ratite birds (Ostrich, Emu, Rhea). *Anat. Embryol.*, **162**:281-299.
24. **Budras K. D., Sauer T., 1975** - Morphology of the epididymis of the cock (*Gallus domesticus*) and its effect upon the steroid sex hormone synthesis, ontogenesis, morphology and distribution of the epididymis. *Anat. Embryol.*, **148** : 175-196.
25. **Buldgen A., Detimmerman F., Sall B., Compere R., 1992** - Etude des paramètres démographiques et zootechniques de la poule locale dans le bassin arachidier sénégalais. *Revue Elev. Med. Vet. Pays. Trop.*, **45**: 341-647.
26. **Bull L., Martins M. R., Cesario M. D., Padovani C. R., Mendes A. A., 2007** - Anatomical study on domestical fowl (*Gallus domesticus*): Reproductive system. *Int. J. Morphol.*, **25**: 709-716.
27. **Burrows W. H., Quinn J. P., 1936** - The Collection of Spermatozoa from the Domestic Fowl and Turkey. *N.A.R.C., Beltsville, Maryland*, **16(1)**:19-24.
28. **Carrie-Lemoine J., Hélène Garnier D., Richard Yris A. M., 1983** - Evolution des taux plasmatiques de testostérone et de δ 4-androstènedione chez le coq Hubbard en croissance. *Comptes rendus de l'Académie des science, Série III, Sciences de la vie, Elsevier*, **296 (15)** : 701-718.
29. **Cecil H. C., 1981** - Effects of dietary protein on body weight and reproductive performance of male turkeys fed low protein diets during the breeder periode. *Poult. Sci.*, **61**: 1866-1872.
30. **Cherubin H. O., 2002** - Effet de l'amélioration des conditions sanitaire sur le développement testiculaire, la LH et la ponte de la pintade locale de la Burkina Faso. *Thèse de Doctorat, université d'Ouagadougou, Burkina Faso*, **127p**.
31. **Claude J., 2008** - Caractérisation des populations de poules locales *Gallus gallus* au Cameroun. *Thèse doctorat, Université de Dschang, Cameroun*, **56p**.
32. **Cooksey E. J., Rothwell B., 1973** - The ultrastructure of the Sertoli cell and its differentiation in the domestic fowl (*Gallus domesticus*). *J. Anat.*, **114**: 329-345.
33. **Coquerelle G., 2000** - les poules : diversité génétique visibles. *I.N.R.A., Paris*, **184p**.

Références Bibliographiques

34. **Courot M., 1962** - Développement du testicule chez l'agneau. Etablissement de la spermatogénèse. *Ann. Biol. Anim. Biochim. Biophys.*, **2** : 25-41.
35. **Dahloum L., Moula N., Halbouche M., Mignon-Grasteau S., 2016** - Phenotypic characterization of the indigenous chickens (*Gallus gallus*) in the northwest of Algeria. *Archiv für Tierzucht*, **59**: 79-90.
36. **De Revier M., Brillard J. P., 1974** - Le développement testiculaire chez le coq : Influence de la durée quotidienne d'éclairage sous photopériodes constantes. *Ann. Biol. Bioch. Biophys.*, **14** : 591- 600.
37. **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.
38. **De Revier M., Brillard J. P., 1977** - Le développement testiculaire chez le coq : action de variations progressives de la durée quotidienne d'éclairage. *Ann. Biol. Bioch. Biophys.*, **17** : 179-186.
39. **De Reviere M., Richetin C., Brillard J. P., 1971** - Le développement testiculaire chez le coq -II- Morphologie de l'épithélium séminifère et établissement de la spermatogénèse. *Ann. Biol. Anim. Bioch. Biophys.*, **11(4)** : 531-546.
40. **De Reviere M., 1988** - Appareil génital mâle et production des spermatozoïdes. In : Reproduction des volailles et production d'œufs. *I.N.R.A., Paris*, **331p**.
41. **De Reviere M., 1990** - Effets du rationnement alimentaire chez le coq de type chair : Interactions avec la durée quotidienne d'éclairage. *I.N.R.A., Prod, Anim., Paris*, **3 (1)**: 21-30.
42. **De Reviere M., Hochereau M. T., Blanc M. R., Brillard J. P., Courot M., Pelletier J., 1980** - Control of Sertoli and germ cell populations in the cock and sheep testes. *Reprod. Nutr. Dev.*, **20 (1B)** : 241-249.
43. **De Reviere 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.
44. **Djebbouri D., Hamrani L., 2017** – Suivi d'élevage de poulet de chair dans la wilaya de Sidi Bel Abbas. *D.E.S., Ins. Sci. Vét., U.S.D.B.01*, **50p**.
45. **Deviche P., Hurley L. L., Bobby Fokidis H., 2011** - Avian testicular structure, function, and regulation. *Hor. Repro. Vert., Birds, Elsevier*, **4**: 27-70.
46. **Dhar M., Chowdhury S. D., Ali M. A., Khan M. J., Ogle A. H., Pramanik M., 2007** - Responses of semi-scavenging F1 crossbred (*Rhode Island Red male x Fayoumi female*) grower and prelayer chickens to diets of different nutrient density formulated with locally available feed ingredients. *Poult. Sci., Agricul. Univ., Bangladesh*, **44**: 42-51.
47. **Diop A., 1982** - Le poulet de chair au Sénégal production commercialisation perspectives de développement. *Thèse Doc. Vét., E.I. Sci. Méd. Vét., Sénégal*, **213p**.
48. **Doneley B., 2011** - Avian medicine and surgery practice companion and aviary birds. *Manson publishing, Londres*, **336p**.
49. **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.

Références Bibliographiques

50. **Educagri, 2005** - Reproduction des animaux d'élevage. *Anato. Physiol. Repro.*, Dijon, 407p.
51. **Eriksson J., Larson G., Gunnarsson U., Bed'hom B., Tixier-Boichard M., Strömstedt L., Wright D., Jungerius A., Vereijken A., Randi E., Jensen P., Andersson L., 2008** - Identification of the yellow skin gene reveals a hybrid origin of the domestic chicken. *Plo. Genet., Université du Liège, Belgium*, 4(2) :01-08.
52. **FAO., 2009** - Comment nourrir le monde en 2050 ? *Organisation des nations unies pour l'alimentation et l'agriculture, Forum d'experts, Rome*, 2p.
53. **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.
54. **Ferrah A., 2010** - La filière avicole Algérienne : Diagnostic et stratégies. *Cahier de l'I.N.A., Alger*, 11p.
55. **Ferrouk M., Boukenaoui N., Smaili I., Abd Al Samad I., Exbrayat J. M., 2015** - Etude 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.
56. **Fettah M. A., 2008** - Morphologie et anatomie de la poule. *Dz. Vet.*, 17p.
57. **Fosta J.C., 2008** - Caractérisation des populations de poules locales (*Gallus gallus*) au Cameroun. *Thèse de Doctorat, I.N.R.A., Paris*, 301p.
58. **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- dependent trefoil factor protects barrier function during hypoxia. *J. Exp. Med.*, USA, 193(9): 1027-1034.
59. **Gabe M., 1968** - Techniques histologiques. *Masson Eds., Paris*, 1113p.
60. **Georges L. L., 1892** - Œuvres complètes de Buffon avec la nomenclature linnéenne et la classification de cuvier. *Forgotten Books, paris*, 576p.
61. **Geraert P. A., 1991** - Métabolisme énergétique du poulet de chair en climat chaud. *I.N.R.A. Prod. Anim.*, Paris, 4(3) : 257-267.
62. **Goldsmith A. R., Nicholls T. J., 1985** - Thyroidectomy results in termination of photorefractoriness in starlings (*Sturnus vulgaris*) kept in long daylengths. *J. Reprod. Fertil.*, 74 : 527-533.
63. **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.
64. **Harrison P. C., Latshaw J. D., Casey J. M., Mcginnis J., 1970** - Influence of decreased length of different spectral photoperiods on testis development of the fowl. *J. Reprod. fert.*, 22 : 269-275.
65. **Hassan M. R., Pervage S., Ershaduzzaman M., Talukder M. A. I., 2009** - Influence of age on the spermiogramic parameters of native sheep. *J. Agril. Univ., Bangladesh*, 7: 301-304.
66. **Hassanzadeh B., Nabipour A., Behnam Rassouli A., Dehghani H., 2013** - Microanatomical study of testis in juvenile ostrich (*Struthio camelus*). *Japanese Association*

Références Bibliographiques

of Anatomists, *Anat. Sci. Int.*, **88**: 134–140.

67. 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.**

68. 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.**

69. Hien O. C., Diarra B., Brillard J. P., Boly H., Sawadogo L., 2011 - Effects of improving health status on testicular development of guinea fowl (*Numida meleagris*) reared under natural photoperiod in the Sudanian zone of Burkina Faso. *International Journal of Poultry Science*, **10 (2)**: 113-119.

70. Hocking P., Waddington D., Walker D., Gilbert A., 1989 - Control of the development of the ovarian follicular hierarchy in broiler breeder pullets by food restriction during rearing. *Brit. Poult. Sci.*, **30**: 161-173.

71. Hocking P. M., 1988 - Effect of restriction body weight gain or limiting the photoperiod during rearing on sexual maturity, viability and semen production in large white turkey males. *Br. Poult. Sci.*, **29**: 531-544.

72. Hocking P. M., 1991 - Effects of controlling body weight on the semen production of large white turkey males. *Br. Poult. Sc.*, **33**: 211-218.

73. Hocking P. M., 2010 - Developments in poultry genetic research 1960-2009. *Brit. Poult. Sci.*, **51 (1)**: 44-51.

74. 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.**

75. Ingkasuwan P., Ogasawara F. X., 1966 - The effect of light and temperature and their interaction on the semen production of White Leghorn males. *Poult. Sci.*, **45**: 1199-1206.

76. Julian R. J., 1996 - La régie de l'élevage des volailles. *Université de Guelph, Ontario, Canada, Fondation du XXXIII, Congrès Mondial Vétérinaire.*

77. Kaci A., 2014 - Les déterminants de la compétitivité des entreprises avicole algériennes. *Thèse de doctorat, E.N.S.A., El Harrach, Alger*, **243p.**

78. Kaci A., Boukella M., 2007 - L'aviculture intensive en Algérie. *Analyse d'une filière à 1^{ère} d'une mondialisation*, **13p.**

79. Kamar G. A. R., 1960 - Development of the testis tubule in the fowl. *Quart. J. Micr. Sci.*, **101**: 401-406.

80. Kohler C., 2012 - L'appareil génital masculin. *C.H.E.C., U.M.V.F., Paris*, **15p.**

81. Kokoszyński D., Bernacki Z., Cisowska A., 2011 - Growth and development of young game pheasants (*Phasianus colchicus*). *D.P.B., University of Technology and Life Sciences, Bydgoszcz, Poland*, **54 (1)**: 83-92.

82. Krueger K. K., Owen J. A., Krueger C. E., Ferguson T. M., 1977 - Effet of feed or lith restriction during the growing and breeding cycles in the reproductive performances of broad-breasted white tyrkey males. *Poult. Sci.*, **56 (5)**: 1566-1574.

83. Lakabi L., 2017 - Etudes du développement postnatal des structures gonadiques et qualité de la semence du lapin mâle de la population blanche. *Thèse de Doctorat, Biol.*

Références Bibliographiques

Physiol. Anim., U.M.M., Tizi Ouzou, 178p.

84. **Lake P. E., 1971** - The male in reproduction, physiology and biochemistry of the Fowl. *Academic Press, New York, 3* : 1411-1447.
85. **Lambio A. L., 2010** - Poultry Production in the topics. *The university of Philippines press, 261p.*
86. **Larabi L., Mefti Kortby H., Saadi M. A., 2016** - Effet de la phytase sur les performances de la poule pondeuse et la qualité de l'œuf dans les conditions d'élevage. *U.F.A., Sétif, (12)* : 34-39.
87. **Larbier M., Leclercq B., 1992** - Nutrition and feeding of poultry. *I.N.R.A., Paris, 368p.*
88. **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.
89. **Leclercq B., 1989** - Possibilités d'obtention et des génotypes maigres en aviculture. *I.N.R.A., Prod. Anim., 2* : 275-286.
90. **Leroy P., Thewis A., Huart A., 2003** - Troupeaux et cultures des tropiques. *Dossier spécial volaille, C.A.V.T., Kinshasa, 96p.*
91. **Lin M., Jones R. C., 1993** - Spermiogenesis and spermiation in the Japanese quail (*Coturnix coturnix japonica*). *J. Anat., 183 (3)*: 525-535.
92. **Lin M., Jones R. C., Blackshaw A. W., 1990** - The cycle of the seminiferous epithelium in the Japanese quail (*Coturnix coturnix japonica*) and estimation of its duration. *J. Reprod. Fertil., 88 (2)* : 481-490.
93. **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.
94. **Loul S., 1998** - Alimentation discontinue ou séparée en céréales chez les poulets de chair en zone tropicale. *Thèse Vétérinaire, E.I.S.M.V., 60p.*
95. **Luna M., Martínez-Moreno C. G., Ahumada-Solórzano M. S., Harvey S., Carranza M., Arámburo C., 2014** - Extrapituitary growth hormone in the chicken reproductive system. *Gen. Comp. Endocrinol., 203*: 60-68.
96. **Martoja R., Martoja M., 1967** - Initiation aux techniques de l'histologie animale. *Masson Eds., Paris, 1113p.*
97. **Marvan F., 1969** - Postnatal development of the male genital tract of the Gallus domesticus. *Anat. Anz. Bd., 124*: 443-462.
98. **Meddour Z., 2010** - Effet de la mélatonine sur la reproduction chez le pigeon domestique : *Columba livia*. *D.E.S., B.A., U.B.M., Annaba, 40p.*
99. **Meyer C., Roger R., 2009** - L'insémination artificielle des volailles. *C.I.R.A.D., France, 28p.*
100. **Moller A. P., 1991** - Sperm competition, sperm depletion, paternal care, and relative testis size in birds. *Am. Nat., 137*: 882-906.
101. **Moran E. T., Ferket P. R., Etehes R. J., Blackman J. R., 1983** - Influence of a low plane of nutrition during sexual development on subsequent reproductive performance of small white breeder toms. *Poult. Sci., 62* : 1093-1100.

Références Bibliographiques

- 102. 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 (Thayazit lekvayel). *Anna.Méd.Vét.*, **153** : 178-186.
- 103. Mpupu B., 2012** - Guide pratique et scientifique de l'élevage de poules pondeuses et poulet de chair. *Paris, Harmattan, 120p.*
- 104. Ngou Ngoupayou J. D., 1990** - Country report on smallholder rural poultry production in Cameroon. In *C.T.A., S.P.S.R.P.P., Thessalonica, Greece, 2*: 39-47.
- 105. 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. Nicaise C., 2015** - Système génital mâle. *S.V.E.T.B.*, **303 p.**
- 107. Nir I., Waites G. M., Cunningham F. J., 1975** - Obesity induced by force-feeding and accompanying changes in body temperature and fertility in the male domestic fowl. *Brit. Poult. Sci.*, **16**: 505-515.
- 108. Nishida T., 1964** - Comparative and topographical anatomy of the fowl. XLII. Blood vascular system of the male reproductive organs. *Jap. J. Vet. Sci.*, **26**: 211-221.
- 109. Nitsan Z., Ben-Avraham G., Zoref Z., Nir I., 1991** - Growth and development of the digestive organs and some enzymes in broiler chicks after hatching. *Brit. Poult. Sci.*, **32(3)**: 515-523.
- 110. Noirault J., Brillard J. P., Bakst M. R., 2006** - Spermatogenesis in the turkey (*Meleagris gallopavo*): Quantitative approach in immature and adult males subjected to various photoperiods. *Theriogenology*, **65**: 845–859.
- 111. Paplinska J. M., Moyle R. L. C., Wreford N. G., Temple-Smith P. D. M., Renfree M. B., 2007** - Puberty and the effects of season. *J. Anat.*, **211(4)**: 518-533.
- 112. Parker J. E., Mckenzie F. F., Kempster H. L., 1942** - Development of the testes and combs of White Leghorn and New Hampshire cockerels. *Poultry Sci.*, **21**: 35-44.
- 113. Pichereau A., 2012** - les techniques de prélèvement et d'insémination artificielle chez les oiseaux. *Thèse de Doctorat, E.N.V., Alfort, 83p.*
- 114. 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.*
- 115. Ramesh K. C., Craig M. L., Joachim W., Ching-Hei Y., Eberhard N., Manuela S., 2006** - Changes in endocrine profile and reproductive organs during puberty in the male marmoset monkey (*Callithrix jacchus*). *Reproduction*, **132**: 355-363.
- 116. 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.
- 117. Reddy R. P. K., Sajadi A., 1990** - Selection for growth and semen traits in the poultry industry: What can we expect in the future? In: Control of fertility in domestic birds. *I.N.R.A., Paris, 254p.*
- 118. Sahraoui N., Brahim Errahmani M., Ammi-Baaziz D., Hezil N., Bennadji M. A., Boulariah H., Chaouadi D., Hornick J. L., Guetarni D., 2015** - Effet de l'extrait végétal de *Yucca Schidigera* sur l'excrétion oocystale chez le poulet de chair. *Rev. Mar. Sci. Agron. Vét.*, **3 (2)**:53-57.

Références Bibliographiques

119. Sauveur B., 1987 - L'aviculture en méditerranée. *C.I.H.E.A.M., options méditerranéennes, Montpellier, Belgrade, 314p.*
120. Sauveur B., 1988 - Reproduction des volailles et Production d'œufs. *I.N.R.A., Paris, 449p.*
121. 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.
122. Schmidt R. E., Reavill D., 2003 - Selected lesions of the avian reproductive system. *Exotic, D.V.M.*, **5(1)**: 31-35.
123. Sedqyar M., Weng Q., Watanabe G., Kandiel M. M. M., 2008 – Secretion of inhibin in male Japanese quail (*Coturnix japonica*) from one week of age to sexual maturity. *Repro. Dev.*, **54(2)** : 100-106.
124. Skrobaneck P., Baranovska M., Sarnikova B., Jurani M., Zeman, M., Cigankova V., 2009 - Effect of Simulated Microgravity on Sexual Development of Male Japanese quail. *Acta. Vet. Brn.*, **78** : 563-569.
125. Smith A. J., 1992 - L'élevage de la Volaille. Agence de la coopération culturelle et technique. *édition Maisonneuve et Larose, Paris, 183p.*
126. Smith C. A., Sinclair A. H., 2004 - Sex determination: insights from the chicken. *Bioessays*, **26(2)**: 120-132.
127. Soltner D., 2001 - La reproduction des animaux d'élevage. *Sciences techniques agricoles, 242p.*
128. Sonaiya E. B., Swan S. E., 2004 - Production en Aviculture familiale. *O.N.U.A.A., F.A.O., Rome, 134p.*
129. 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.
130. Van Eekeren N., Maas A., Saatkamp H., Verschuur M., 2004 - L'aviculture à petite échelle dans les zones tropicales. *Agromisa, Wageiningen, Pays-bas, 83p.*
131. Van Eekren N., Maas A., Saatkamp H. W., Veerschuur M., 2006 - L'élevage des poules à petite échelle. *Série Agrodok 4, W.P.S.A., Pays-bas, 97p.*
132. 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.
133. Villate D., 2001 - Maladie des volailles. 2^{ème} éd., Agric. Ed., France, **400p.**
134. Walter J. B., 2007 - Reproductive Biology and Phylogeny of Birds: Phylogeny, Morphology, Hormones and Fertilization. *Jam. Ed., Enfield, N.H., Sci. Pub.*, **609p.**
135. Wei L., Peng K. M., Liu H., Song H., Wangy., Tang L., 2011 - Histological examination of testicular cell development and apoptosis in the ostrich chick. *Turk. J. Vet. Anim. Sci.*, **35**: 7-14.
136. West B., Zhou B. X., 1988 - Did chickens go north? New evidence for domestication. *World's poultry Sci. J.*, **4 (3)**: 205-218.
137. Witschi E., 1935 - Origin of asymmetry in the reproductive system of birds. *Am. J. Anat.*, **56**: 119-141.

Références Bibliographiques

- 138. 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.
- 139. 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.

Annexe I

FICHE TECHNIQUE N°1: Déshydratation

1 bain d'alcool 70°	1h
2 bains d'alcool 96°	1h
2 bains d'alcool 100°	1h

FICHE TECHNIQUE N°2: Eclaircissement

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

FICHE TECHNIQUE N°3 : Pénétration des pièces par paraffinage

1 ^{er} bain de paraffine/xylène v/v	1h
2 ^{eme} bain de paraffine	1h
3 ^{eme} bain de paraffine	1h

FICHE TECHNIQUE N°4: Coloration topographique Hémato-Eosine

Produit	Temps
Xylène	20min
Alcool100%	1min
Alcool95%	30sec
Alcool70%	30sec
Eau rinçage	10min
Hématoxyline	02min
Eau rinçage	05min
Ammoniaque	15min
Eau de rinçage	05min
Eosine	05min
Eau de rinçage	10min
Alcool90%	30sec
Xylène	20min

Annexe I

MATERIEL NECESSAIRE POUR L'HISTOLOGIE

❖ Appareillages



Balance électronique



Appareil d'inclusion de marque Leica



Plaque chauffante de marque Leica



Plaque froide de marque Leica

Annexe I



Microtome de marque Leica



Bain marie de marque GFL



Etuve de marque Binder



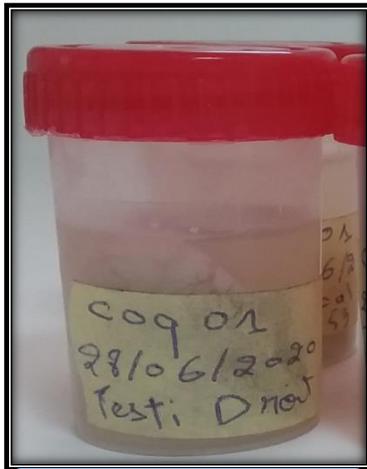
Microscope photonique



Appareil de coloration de marque Leica

Annexe I

❖ Verreries



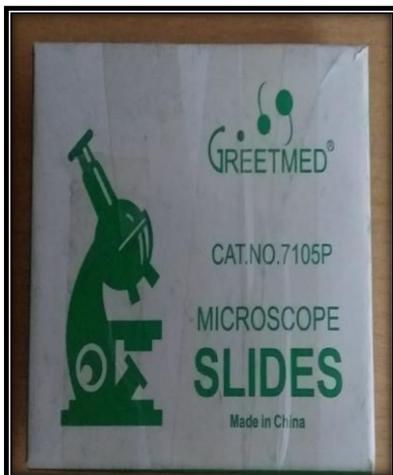
Boîtes stériles



Moules



Cassettes



Lames



**Eukitt de montage lame
lamelle**



Lamelles



Porte lames



Matériel de dissection

Annexe I

MATERIEL NECESSAIRE POUR LE DOSAGE

❖ Appareillages



Centrifugeuse de marque CENCE



Automate du dosage de la testostérone de marque COBAS e411

Annexe I

❖ Verreries



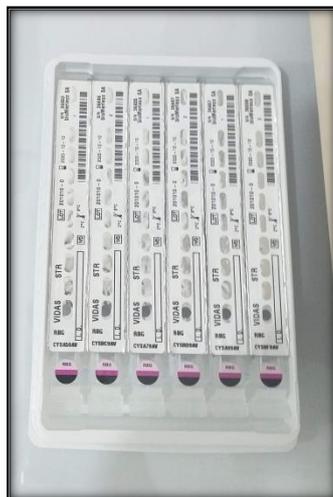
Tubes héparinés



Micropipette



Tubes secs



Barrettes



Portoir

Annexe II

Tableau I : Données pondérales (corporel et testiculaire) chez *Gallus gallus domesticus*.

Race	N°	Poids corporel	Poids testiculaire					
			TD (g)	TG (g)	TD+TG (g)	TD+TG (g/100g p.c.)	TD+TG/2 (g)	TD+TG/2 (g/100g p.c.)
Coq de ferme	Coq 01	1,6	11,0	16,0	27,0	1687,5	13,5	843,8
	Coq 02	1,5	8,0	9,0	17,0	1172,4	8,5	586,2
	Coq 03	2,2	12,0	16,0	28,0	1302,3	14,0	651,2
	moyenne	1,7±0,2	10,3±1,2	13,7±2,3	24,0±3,5	1387,4±154,7	12,0±1,8	693,7±77,3
poulet de chair	Coq 04	2,8	0,7	0,6	1,3	41,7	0,7	20,8
	Coq 05	2,7	0,8	0,8	1,6	57,4	0,8	28,7
	Coq 06	3	2,1	1,9	4,0	114,3	2,0	57,1
	moyenne	2,8±0,08	1,2±0,5	1,1±0,4	2,3±0,9	71,1±22,1	1,1±0,4	35,6±11,0

Tableau II : Données du volume testiculaire chez *Gallus gallus domesticus*.

Race	N°	Volume testiculaire			
		TD	TG	(TD+TG)	(TD+TG)/2
Coq de ferme	Coq 01	23,4	31,2	54,6	27,3
	Coq 02	35,8	32,8	68,6	34,3
	Coq 03	30,2	35,8	66,1	33,0
	moyenne	29,8±3,6	33,3±1,4	63,1±4,3	31,5±2,2
poulet de chair	Coq 04	1,1	0,5	1,6	0,8
	Coq 05	0,9	0,3	1,2	0,6
	Coq 06	2,5	2,3	4,8	2,4
	moyenne	1,5±0,5	1,1±0,6	2,6±1,1	1,3±0,6

Tableau III : Taux de testostéronémie chez *Gallus gallus domesticus*.

Race	N°	Testostérone ng/ml
Coq de ferme	Coq 01	0,21
	Coq 02	0,61
	Coq 03	0,81
	moyenne	0,54 ± 0,0176
poulet de chair	Coq 04	0,02
	Coq 05	0,04
	Coq 06	0,05
	moyenne	0,037 ± 0,009

Annexe II
