

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE
Ministère de L'enseignement Supérieur et de la Recherche
Scientifique
Université Mouloud Mammeri de Tizi Ouzou
Faculté des Sciences Biologiques et des Sciences Agronomiques
Département de Biologie Animale et Végétale



MEMOIRE DE MASTER EN BIOLOGIE

Option: Biologie et Physiologie de la Reproduction

Thème

Développement histologique de la gonade mâle chez le poulet reproducteur du type *Cobb 500* en élevage rationnel dans la région d'Azazga : essai préliminaire

Présenté par :

BOUZIDA Samira

Devant le jury :

Président : Mme BENABDESSELAM R.

MCA (UMMTO)

Encadreur : Mme HAMIDOUCHE Z.

MCA (UMMTO)

Examineur : Mme LAKABI L.

MCB (UMMTO)

Examineur : Mme GUENDOUIZI S.

MAA (UMMTO)

Année universitaire : 2016 / 2017

REMERCIEMENTS

Avant tout, je remercie grandement et infiniment, avec grande croyance et conviction, le BON DIEU tout puissant, le créateur de toutes les créatures, mobiles soient elles ou immobiles, de m'avoir donné le courage pour dépasser tout obstacle, de franchir toute difficulté, pour aboutir, enfin, à ce modeste travail, fruit d'un long sacrifice.

Mon dieu, nous ne savons rien, sauf ce que tu nous as fait savoir, c'est toi le Savant c'est toi le Sage.

Mes remerciements les plus chaleureux pour mon encadreur Mme HAMIDOUCHE Z. pour son aide colossal, ces sacrifices, sa patience ainsi que pour toutes les qualités humaines, pédagogiques et scientifiques qu'elle m'éprouve. Qu'elle trouve ici, l'expression de mon profond respect.

Merci pour Mme ABDESLAM d'avoir accepté de présider le jury d'évaluation de ce travail de recherche. Qu'elle trouve ici l'expression de mon profond respect.

Je remercie vivement Madame LAKABI L. d'être à mon coté, pour me guider. Merci pour son aide et sa sympathie. Je la remercie également d'avoir accepté d'examiner ce travail. Qu'elle trouve ici l'expression de mon profond respect.

Je remercie Madame GUENDOUI d'avoir accepté d'examiner ce travail. Qu'elle trouve ici les expressions de mon profond respect.

Merci pour Mme ABDESLAM d'avoir accepté de présider le jury d'évaluation de ce travail de recherche. Qu'elle trouve ici l'expression de mon profond respect.

Je remercie également Madame YAKOUB de nous avoir accueilli dans son laboratoire de recherche de Biotechnologie Végétale sis à la faculté de Médecine de l'UMMTO et de nous mettre dans les meilleures conditions de travail, merci pour la confiance totale qu'elle nous a donné durant nos expériences avec l'équipement nécessaire. Qu'elle trouve ici l'expression de mon profond respect.

Je tiens à remercier Mr Bouahmed abdelkader et Mme Simouhammed-Hamidouche Chafia pour leur aide dans notre étude statistique et leurs conseils. Nous voudrions vous témoigner ici l'expression de notre profond respect.

Un grand merci pour Hassina ABROUSSE pour l'installation de la plate forme d'observation microscopique

Un grand merci pour AIT CHERIF L. qui nous a appris le fonctionnement du microtome.

Je remercie vivement mon professeur Mr AMROUN de m'avoir accueilli dans son laboratoire de recherche de Zoologie, de la faculté des sciences biologiques de l'UMMTO. Qu'il trouve ici l'expression de mon profond respect.

Un grand merci pour M. HAMIDOUCHE Ch., vétérinaire de la région d'Azazga (W. T.Ouzou) de nous avoir fourni les poulets reproducteurs et de nous avoir accueilli dans son poulailler avec toute sympathie et rigueur.

Je remercie également M. HOUALI K. de nous avoir accueilli avec confiance dans son laboratoire de recherche (Biochimie Analytique et Biotechnologies, Equipe : Microbiologie Appliquée) qui nous a permis de s'installer et de travailler dans les meilleures conditions. Qu'il trouve ici, l'expression de mon profond respect.

Merci pour toute l'équipe LABAB pour leur accueil chaleureux et cette ambiance familiale, je cite : M. TITOUCHE Y., Mme DERMECHE S., Mme SALMI D., Mme AILI D., M. SEBBANE H., M. BARIZ K.

Un grand merci pour mon Oncle Yacine de m'avoir apporté son soutien sans conditions, merci khali.

Liste des abréviations

A : Activité.

CL : Cellule de Leydig.

CM : Cellule myocytaire.

DMR1 : double sex and mab-3 related trancript factor 1.

ESM : erreur standard a la moyenne.

FSH: hormone folliculo-stimulante.

G: grossissement.

g: gramme.

GnRh : Gonadotropin-releasing hormone.

LH : hormone lutéinisante.

LU : Lumière.

R : repos.

SC : Spermatoocyte.

SDa : Spermatoide allongée.

SDr : Spermatoide ronde.

SG : Spermato gonie.

SPZ : Spermatozoïde.

TS : Tube séminifère.

VS : Vaisseau sanguin.

µm : micromètre.

Liste des figures

Figure 1 : Testicules et voies déférentes chez le poulet reproducteur	4
Figure 2 : Situation des cellules de Sertoli et des cellules germinales dans l'épithélium séminifère chez la souris	7
Figure 3 : Schéma représentatif des jonctions intercellulaires et la membrane de la cellule de Sertoli	7
Figure 4 : Aspects de la spermatogenèse.....	9
Figure 5 : Ultrastructure du spermatozoïde de coq	10
Figure 6 : Effet de la lumière sur la fonction de reproduction	14
Figure 7 : Coq blanc	20
Figure 8 : Aspect de la patte du mâle avec le quatrième doigt débité	21
Figure 10 : Poulet reproducteur adulte (à gauche) et poulet reproducteur jeune (à droite)	22
Figure 11 : Bâtiment d'élevage.....	22
Figure 12: Mécanisme de contrôle de l'éclairage et de la température	23
Figure 13 : Bâtiments d'élevage. A : Bâtiment d'élevage de l'éclosion jusqu'à 21 semaine, B: Bâtiment de reproduction	23
Figure 14: Distribution de l'alimentation par des chaînes alimentaires.....	25
Figure 15: Sacrifice des poulets pesés (A) dissection et prélèvement des testicules (B) et leur pesée (C)	26
Figure 16 : Testicules <i>in situ</i> de différents âges	24
Figure 17 : Echantillons fixés dans le Bouin hollandaise à gauche et échantillons conservés dans l'alcool 70° à droite	26
Figure 18 : Organe mis dans une cassette d'inclusion (à gauche cassette ouverte, à droite cassette fermée).....	27
Figure 19 : Technique de coloration pour préparations histologiques	28
Figure 20: image montrant le matériel utilisé pour l'observation microscopique et la prise de photos	29
Figure 21 : Evolution pondérale moyenne des animaux en fonction de l'âge	32
Figure 22 : Evolution de poids moyens des testicules gauche et droit en fonction de l'âge.....	33
Figure 23 : évolution des Testicules en fonction de l'âge et de la photostimulation.....	33
Figure 24 : Evolution du poids testiculaire par rapport au poids corporel	35
Figure 25: Evolution du poids testiculaire moyen relatif à 100g de poids corporel.....	36
Figure 26 : Vascularisation de l'albuginée	37

Liste des planches

Planche I : Structure histologique du testicule observée au microscope photonique (coloration : Trichrome de Masson) au grossissement Gx40.	39
Planche II : Coupe histologique montrant la structure globale du testicule à différents âges à grossissement Gx40 (coloration : Trichrome de Masson)	41
Planche III : la structure histologique du testicule à différents âges Grossissement x40 et x100 (coloration : Trichrome de Masson	44
Planche IV : Structure du testicule du poulet reproducteur à 25 semaines 49semaines d'âge. Grossissement 40 etx100 (coloration : Trichrome de Masson).....	46
Planche V : Evolution de la structure du testicule entre le poulet de 49 semaines en activité sexuelle et celui de 49 semaines au repos sexuel. Grossissement x400 et x1000 (coloration : Trichrome de Masson)	48

Liste des tableaux

Tableau I : Evolution de diamètre testiculaire des poulets en fonction de l'âge.....32

Liste des annexes

Fiche technique N° 1 :

-Composition chimique du fixateur Bouin hollandaise.

Fiche technique N° 2:

-Composition chimique du réactif de Trichrome de Masson.

-Composition chimique du Hématoxyline de Groat.

-Composition chimique du Mélange fuchsine acide ponceau.

-Composition chimique du réactif Orange G.

-Composition chimique du réactif de Vert lumière.

Planche I : structure histologique du testicule observée au microscope photonique (coloration : Trichrome de Masson).

A : Observation au grossissement x10x4

B : Observation au grossissement x10x10

C : Observation au grossissement x10x40

D : Observation au grossissement x10x40 Différents âges correspondants à différents stades de la maturité sexuelle (a : 19 S, b : 24 S, c : 49 S).

ES : Epithélium séminifère, LU : Lumière, TS : Tube séminifère, VS : Vaisseau sanguin.

Planche III : la structure histologique du testicule à différents âges Grossissement x40 et x100 (coloration : Trichrome de Masson).

A: la structure histologique du testicule à 19,

B: la structure histologique du testicule à 21

C: la structure histologique du testicule à 22 Semaines.

Planche IV : Structure du testicule du poulet reproducteur à 25 semaines 49 semaines d'âge. Grossissement x40 et x100 (coloration : Trichrome de Masson).

A : Testicule du poulet de 25 semaines ;

B : Testicule du poulet de 49 semaines en activité sexuelle.

LU : Lumière, SC: Spermatoocyte, SG : Spermatogonie, SPZ : Spermatozoïde, SDR : Spermatoïde ronde, SDA : Spermatoïde allongée

Planche V : Evolution de la structure du testicule entre le poulet de 49 semaines en activité sexuelle et celui de 49 semaines au repos sexuel. Grossissement x400 et x1000 (coloration : Trichrome de Masson).

A : Testicule du poulet de 45 semaines en activité sexuelle.

B : Testicule du poulet de 45 semaines au sexuel.

LU : Lumière, CL : Cellule de Leydig, SC : Spermatoocyte, SG : Spermatogonie, SPZ : Spermatozoïde, SDr : Spermatoide ronde, SDA : Spermatoide allongée

Sommaire

Introduction générale	1
------------------------------------	----------

Chapitre I : Synthèse Bibliographique

1. Généralités sur l'appareil reproducteur chez le poulet reproducteur	3
2. Anatomie du testicule	3
2.1. Développement du testicule.....	4
3. Histologie du testicule.....	5
3.1. Organisation de l'épithélium du tube séminifère	5
3.1.1. Cellule de Sertoli	6
3.1.2. Cellules germinales	8
3.2. Tissu interstitiel.....	13
3.2.1. Cellule de Leydig	13
4. Physiologie du testicule	13
4.1. Activité testiculaire	13
4.1.1. Fonction exocrine du testicule : Production de spermatozoïdes	14
4.1.2. Fonction endocrine du testicule : Production des stéroïdes	15
4.2. Influence de photopériode	15
5. Contrôle endocrinien de la fonction de reproduction et sa régulation	17

Chapitre II : Matériels et méthodes

1. Description morphologique et Systématique du poulet.....	20
2. Site d'échantillonnage.....	21
3. Matériel biologique : Le modèle animal	21
4. Mode d'élevage.....	22
4.1. Bâtiment d'élevage	22
4.2. Programme d'éclairage.....	24
4.3. Alimentation.....	24
4.4. Température.....	25
5. Méthodes.....	25
5.1. Techniques histologiques.....	26

5.1.1. Fixation	26
5.1.2. Déshydratation	27
5.1.3. Eclaircissement.....	28
5.1.4. Imprégnation dans la paraffine	28
5.1.5. Inclusion en paraffine et enrobage pour la confection des coupes minces	29
5.1.6. Déparaffinage et réhydratation	29
5.1.7. Coloration.....	29
5.1.8. Montage et observation des coupes	29
6. Etude statistique	30

Chapitre III : Résultats.

1. Eude des paramètres macroscopiques	32
1.1. Evolution du poids des animaux.....	32
1.2. Evolution des poids et diamètres des testicules.....	33
1.2.1. Poids des testicules.....	33
1.2.2. Diamètre des testicules	34
1.3. Evolution du poids testiculaire par rapport au poids corporel.....	35
1.4. Evolution du poids testiculaire relatif à 100 g de poids corporel.....	35
2. Etude microscopique	36
2.1. Aspect histologique général du testicule chez le poulet reproducteur	36
2.2. Evolution histologique du testicule du poulet reproducteur en fonction de la maturité sexuelle.....	40
2.3. Développement histologique des testicules en rapport avec la maturité sexuelle	42
2.3.1. Animal pré-pubère.....	42
2.3.1.1. à 19 S : animale non soumis à la photostimulation	42
2.3.1.2. A 21 Semaines d'âge: la stimulation lumineuse.....	42
2.3.2. Animal pubère	43
2.3.2.1. Age 22 Semaines : Engagement des animaux dans la phase de la puberté.....	43
2.3.2.2. Age 25 semaines : Animal pubère entrant en activité sexuelle.....	45
2.3.3. Age 49 semaines: animal adulte	47
2.3.3.1. Animal adulte en activité sexuelle optimale.....	47
2.3.3.2. Animal adulte en repos sexuelle.....	47

Chapitre IV : Discussions

Conclusion.....

Références bibliographiques.

Annexes.

Le poulet est un animal à intérêt socio-économique importante et stratégique en Algérie et dans le monde (**Djelil,2012**). tant il offre des avantages sur le plan de sa consommation et de sa production. C'est un animal à cycle d'élevage très court de 6 à 8 semaines comparé à 3 ans pour le bœuf par exemple (**Educagri, 2005**). Il constitue, entre autres, une source non négligeable de viande blanche. L'amélioration des performances de reproduction de ces animaux à la fois chez le mâle et chez la femelle est un défi important à relever. D'autant plus qu'en Algérie, l'aviculture se développe de plus en plus grâce à aux encouragements des autorités par le financement et l'ouverture des portes de la recherche scientifique en ce qui concerne cette filière (**Djelil, 2012**).

Dans le cadre de l'évaluation des performances de reproduction du poulet reproducteur de type Cobb500 en élevage rationnel nous avons réalisé une étude sur le développement histologique du testicule chez le poulet reproducteur mâle durant la période postnatale de maturation sexuelle en ciblant la période qui recouvre des stades clés de la mise en place de la spermatogenèse active soient pré-puberté-puberté-maturité.

La puberté est une étape clé du développement chez les vertébrés. L'appareil reproducteur prend ses marques de maturité à partir de cette période de la vie de l'animal. La lumière est un facteur de l'environnement qui affecte fortement la puberté. Elle est liée au rythme nyctéméral (**Educagri, 2005**).

La spermatogenèse, processus physiologique responsable de la formation et de la production des spermatozoïdes, cellules males de la reproduction sexuée, est fondamentalement associée à la maturité du testicule.

La production des spermatozoïdes, leur quantité et leur qualité dépendent de nombreux facteurs intrinsèques et extrinsèques (Sauveur, 1988). La compréhension des différents effets et leurs mécanismes respectifs permettraient de mettre en place des stratégies ciblées dont le but est d'obtenir des reproducteurs performants.

Notre travail est une étude histologique du développement du testicule chez le poulet reproducteur en système intensif de reproduction. L'objectif est de caractériser la mise en place de la spermatogenèse chez ces animaux en vue d'optimiser leurs performances de reproduction dans les conditions d'élevage auxquelles ils sont soumis.

Notre travail se présente sous forme de quatre chapitres incluant en premier chapitre une synthèse bibliographique qui reprend l'état de la question et des connaissances sur le poulet en général et le poulet reproducteur en particulier, et de mettre en avant l'intérêt de l'amélioration de sa production par une meilleure connaissance de sa physiologie de la reproduction dans des conditions spécifiques.

Le second chapitre concerne le matériel et méthodes, dans lequel nous avons signalé notamment le modèle animal et son mode d'élevage et les techniques de travail.

Les chapitres trois et quatre sont consacrés aux résultats obtenus au cours de notre étude, à leur analyse et discussion. Nous terminons par une conclusion et des perspectives.

1. Généralités sur l'appareil reproducteur chez le poulet reproducteur

L'appareil reproducteur mâle des oiseaux est relativement plus simple que celui des mammifères (**Nicaise, 2015**). Les gonades mâles sont représentées par les deux testicules (**Sauveur, 1988**).

Chaque testicule est recouvert par une capsule conjonctive blanche, l'albuginée, dont la surface est parcourue par des vaisseaux sanguins.

Les testicules sont liés aux canaux efférents qui gagnent les canaux épидидymaires. Ces derniers se prolongent par les canaux déférents qui débouchent dans l'urètre lequel aboutit au cloaque (**Pichereau, 2012 et Meyer et Rouvier, 2009**) (Figure 1).

2. Anatomie du testicule

Les gonades mâles des oiseaux sont en situation intra-abdominale, en position antérieure par rapport aux reins. La taille du testicule se multiplie d'une manière importante au cours de la période de reproduction, en dehors de laquelle cette taille régresse, (**Walter, 2007, Villate, 2001 et Beghoul, 2006**).

Chez les oiseaux, la température des testicules est la même que celle du corps : 41 à 43° C chez le coq (**Beghoul, 2006**). Au cours de leur développement, les testicules peuvent aussi bouger dans la cavité abdominale, glisser légèrement vers l'arrière et se retrouver enveloppés dans les champs dorsaux des sacs aériens abdominaux, ce qui crée des conditions de refroidissement par air, favorables à la spermatogenèse (**Nicaise, 2015**).

Chaque testicule est entouré par une fine enveloppe dite albuginée. Elle présente une épaisseur de 20 à 60 μ chez le coq. 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. (**Nicaise, 2015, Sauveur 1988**)

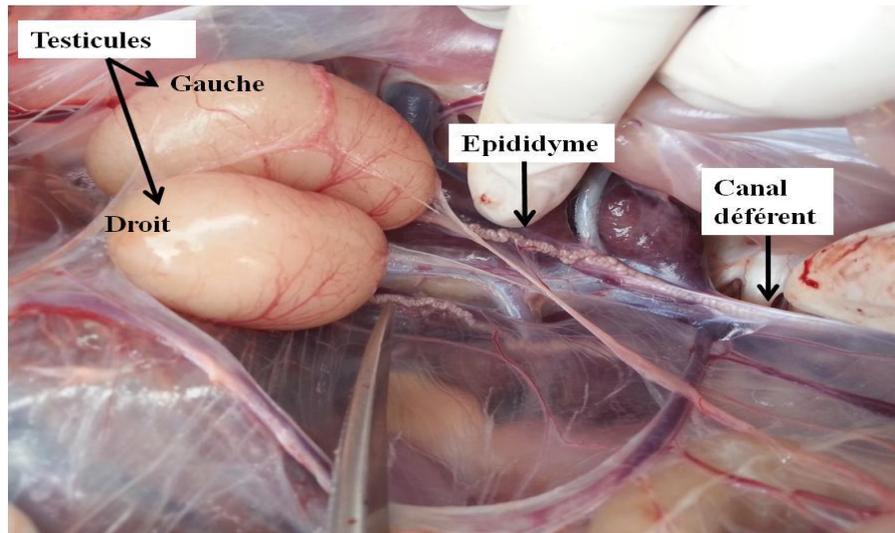


Figure 1 : Testicules et voies déférentes chez le poulet reproducteur (**Photo originale, 2017**)

2.1. Développement du testicule

Chez les oiseaux, 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 (**Hien, 2002**).

Le développement du poulet passe par trois phases, prépuberté, puberté et âge adulte.

Durant la prépuberté, la gonade mâle est caractérisée par l'absence de production de spermatozoïdes. Les cellules de Sertoli prolifèrent à partir des cellules de soutien et se différencient progressivement tout en augmentant leur espace cytoplasmique. Une fois leur nombre est optimal, ces cellules cessent de se multiplier. ; La multiplication des cellules de Sertoli induit une augmentation très importante du diamètre et de la longueur des tubes séminifères, cependant, la croissance pondérale du testicule est lente à la fin de cette phase. La prépuberté se termine à différents âges selon les conditions du milieu extérieur (**De Reviers, 1996**).

La puberté est caractérisée par une croissance très rapide durant laquelle le poids testiculaire augmente d'une manière significative. Elle est accompagnée par des taux plasmatiques élevés de testostérone et des gonadotropines hypophysaires, LH et FSH. L'activité testiculaire est très importante et toutes les étapes de la spermatogenèse sont

observables. Les spermatozoïdes produits au début de cette phase ont un mauvais pouvoir fécondant (**De Reviere, 1996**).

La troisième phase du développement gonadique est la maturité sexuelle le nombre et la qualité des spermatozoïdes augmentent successivement ; la maturité sexuelle est atteinte peu avant que le nombre de spermatozoïdes ne soit maximum. Cette étape s'arrête à l'âge de réforme chez le coq, à 54 semaines (**De Reviere, 1996**).

3. Histologie du testicule

Selon **Sauveur (1988)**, le testicule se compose de deux compartiments ; le premier est le parenchyme tubulaire qui constitue environ 85 à 95 pour cent du volume testiculaire. Il est constitué par les tubes séminifères qui sont le siège de la spermatogenèse. Chez le coq les tubes séminifères sont interconnectés et non complètement individualisés. À l'âge adulte, les tubes séminifères présentent un diamètre moyen compris entre 250 à 300 µm et totalisent une longueur qui peut atteindre les 100 à 300 m.

Le deuxième compartiment du testicule est le compartiment conjonctif intertubulaire, composé d'un tissu interstitiel. C'est un tissu qui contient toute la composante fibroblastique productrice de la matrice extra-cellulaire riche en fibres de collagène. Il renferme les cellules endocrines appelées cellules de Leydig qui produisent et secrètent les stéroïdes androgènes, en particulier la testostérone.

Le testicule est très bien vascularisé, le sang efférent est drainé par une artère testiculaire très courte, issue directement de l'aorte parfois doublée d'une artère accessoire. Cette ou ces artères plongent directement dans la masse testiculaire ou elles se ramifient. Les veinules allant de l'intérieur 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, cette forte vascularisation provoque souvent une importante hémorragie lors de la castration d'un coq adulte (**Sauveur, 1988**).

3.1. Organisation du tube séminifère

Le tube séminifère est entouré par une lame basale au niveau de laquelle se trouvent 3 ou 4 assises concentriques de cellules dites pérítubulaires ou myoïdes, de type musculaires lisses douées d'une capacité contractile. Chaque tube séminifère est entouré par des faisceaux denses de collagène (**Kohler 2012**).

L'intérieur du tube séminifère est tapissé par un épithélium séminifère formé par les cellules somatiques de Sertoli et renferme les cellules de la lignée germinale mâles, les spermatogonies souches, les spermatocytes et les spermatoïdes. (Educagri, 2005).

Son épaisseur est de l'ordre de 80 à 100 μm et une surface de 0,2 à 0,6 μm^2 chez le coq.

3.1.1. Cellule de Sertoli

Les cellules de Sertoli, apparaissent avant le début de la différenciation des cellules germinales, sont de grande cellule qui reposent sur la lame basale et dont le pôle apical est au niveau de la lumière du tube séminifère. Elles présentent un contour irrégulier avec des prolongements cytoplasmiques entre les cellules germinales (Figure 2). (Kohler 2012).

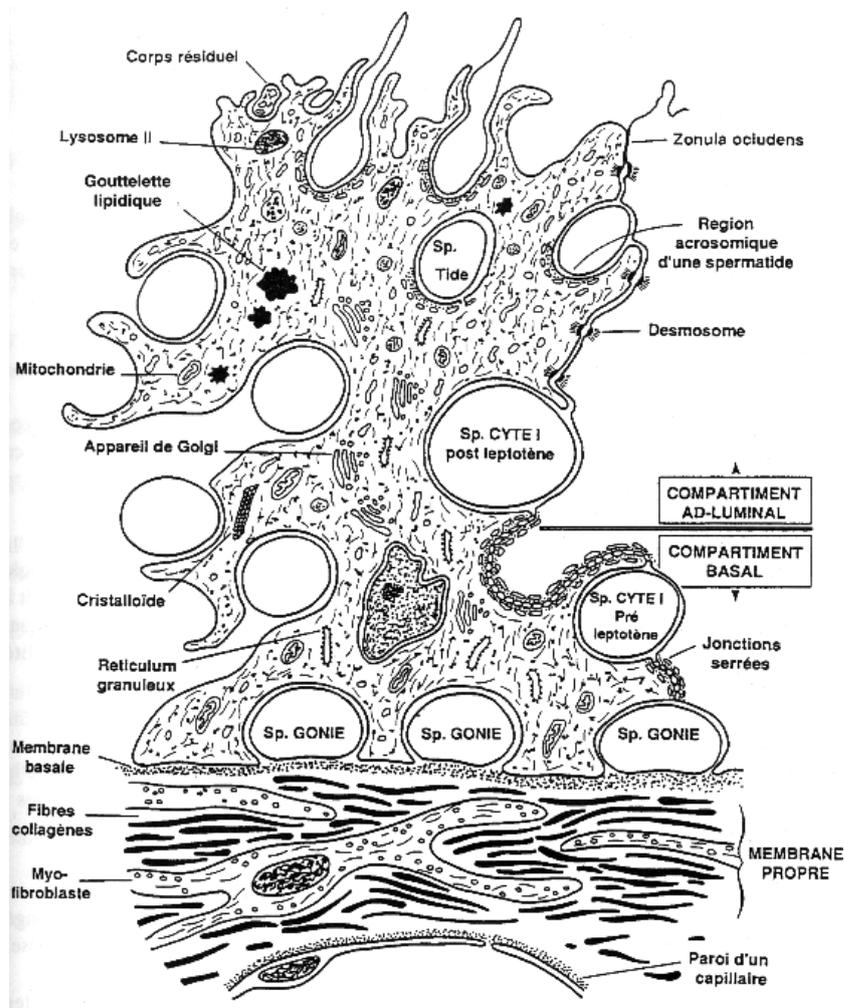
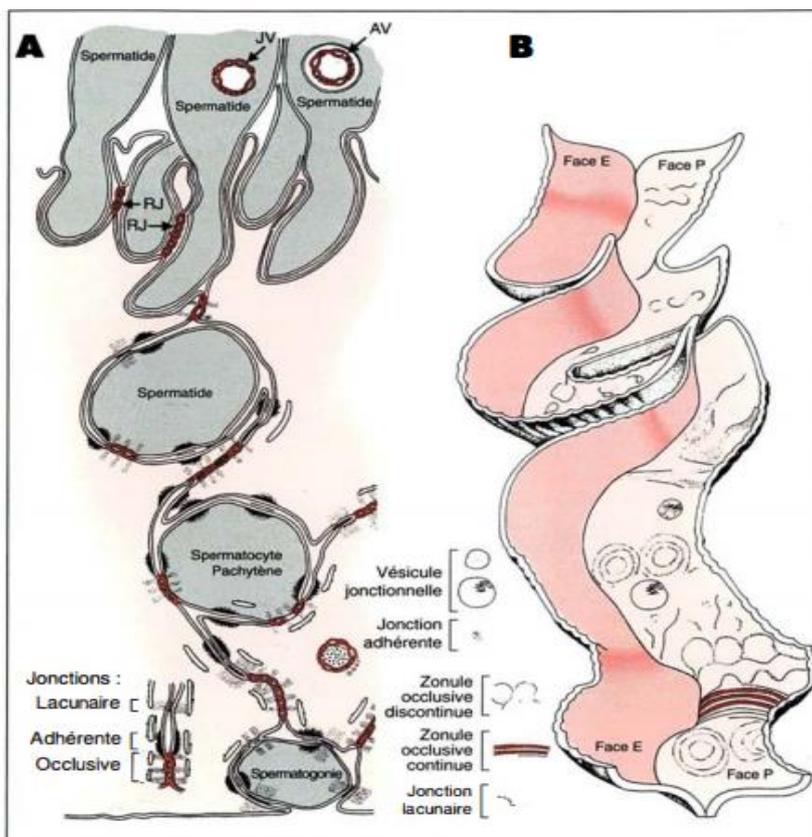


Figure 2 : Représentation schématique de la cellule de Sertoli et des cellules germinales dans l'épithélium séminifère (anonyme 1)

Sur le plan cytologique, Les cellules de Sertoli sont de grandes cellules qui présentent une grande surface et un cytoplasme abondant. Le noyau des cellules de Sertoli est polymorphe. Et volumineux. Il se trouve en position basale ou légèrement en avant. Il apparaît triangulaire, conique ou ovoïde, sa membrane présente des invaginations et sa chromatine est peu dense dans l'ensemble du noyau, Dans ces cellules le réticulum endoplasmique est très développé. (**Hien, 2002** et **Kohler 2012**).

Les cellules de Sertoli communiquent entre-elles et avec les cellules germinales qu'elles supportent par deux types de jonctions, les jonctions serrées qui relient les cellules de Sertoli entre-elles et les jonctions communicantes de type gap et desmosomes qui se forment entre les cellules de Sertoli et les cellules germinales (Figure 2).

Les jonctions serrées permettent la mise en place d'une barrière hémotesticulaire étanche qui subdivise l'épithélium séminifère en un compartiment basal et un compartiment adluminal et le sépare du milieu intérieur (**Sauveur, 1988**). Seules les spermatogonies sont contenues dans le compartiment basal (**Kohler, 2012**) (Figure 3).



A : Vue schématique des jonctions intercellulaires établies le long de la membrane plasmique des cellules de Sertoli RJ : jonction occlusive. AV : vacuole autophagique dans lesquelles se trouvent des jonctions vétustes. JV : jonction occlusive annulaire vétuste.

B : Membrane d'une cellule de Sertoli : vue d'une préparation de cryodécapage. Face E: face externe, face P : face plasmique.

Figure 3 : Schéma représentatif des jonctions intercellulaires et la membrane de la cellule de Sertoli (**Pelletier 1995**)

Les cellules de Sertoli ont une activité mitotique nulle ou bien faible chez le coq adulte. Leur nombre total est de 100 à 300 millions par testicule. Chez le coq en activité sexuelle, le nombre total des cellules de Sertoli est en corrélation étroite avec celui des cellules germinales des différents stades et la longueur totale des tubes séminifères. **(De Reviere, 1971, Sauveur, 1988 et Nguyen, 2015).**

Les cellules de Sertoli ont un rôle endocrine, elles sécrètent l'hormone antimüllérienne (AMH) responsable de la régression des canaux de Müller. Chez l'adulte, les cellules de Sertoli sécrètent aussi l'inhibine, l'ABP (androgen binding protein), le lactate et le pyruvate. Ces derniers étant des métabolites énergétiques qui alimentent la chaîne mitochondriale de transport des électrons et intermédiaires dans la synthèse *de novo*, du glucose, à travers la néoglucogenèse. Ils interviennent dans le développement et la différenciation des cellules germinales

L'inhibine, exerce un rétrocontrôle négatif sur la sécrétion hypophysaire de FSH et l'ABP assure le transport de la testostérone vers l'épithélium séminifère.

Aussi ces cellules interviennent-elles dans le maintien de l'architecture générale du tube séminifère et jouent un rôle phagocytaire dans la résorption des résidus cytoplasmiques laissés par les spermatozoïdes au moment de leur différenciation **(Hien, 2002 ; Kohler, 2012 ; Nguyen, 2015 et Josso, 1995)**

3.1.2. Cellules germinales

Chez les vertébrés, les cellules germinales souches sont localisées à la périphérie du tube séminifère. Les différentes lignées germinales issues des spermatogonies souches se distribuent de façon centripète en rapport avec la spermatogenèse : spermatogonies, spermatocytes et spermatides. Les cellules de la lignée germinale des différents stades restent reliées entre elles par des ponts cytoplasmiques par rapport aux cellules d'origines. (figure 4)

L'évolution des cellules germinales des autres espèces d'oiseaux domestiques est presque la même que celle du coq. Elle a été étudiée chez le canard, le mulard et la pintade **(Sauveur, 1988).**

3.1.2. 1. Les spermatogonies

Les spermatogonies sont localisées à la périphérie des tubes séminifères. Elles sont reconnues par leurs noyaux qui présentent une chromatine avec des petits granules plus ou moins nombreux en forme de réseau ainsi que deux nucléoles de petite taille (**Griswold, 2015**).

Selon **Hien, 2002, De Reviere, 1971 et Griswold, 2015**, les spermatogonies souches subissent plusieurs divisions et donnent deux contingents cellulaires :

- a- des cellules qui arrêtent de proliférer et assurent le renouvellement des spermatogonies souches, en attendant un besoin ultérieur
- b- des cellules qui continuent de se diviser puis se différencient en s'engageant dans le processus de la spermatogenèse, ces dernières vont se multiplier pour donner les spermatogonies de type A à noyaux ovoïdes de différentes tailles qui donnent les spermatogonies B, à noyaux arrondis, à l'origine des spermatocytes de premier ordre.

L'apparition de ces dernières cellules annonce le début de la méiose, division qui assure la production des cellules germinales fécondantes, haploïdes : les spermatozoïdes

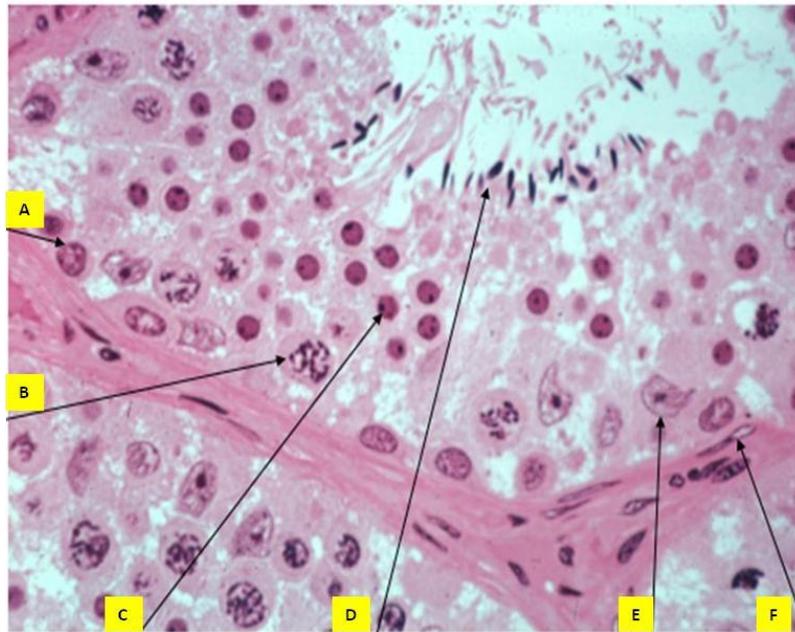
3.1.2. 2. Spermatocytes I

L'évolution des spermatocytes lors de la prophase méiotique est la même chez les oiseaux et les mammifère.

Après la dernière division mitotique, l'ADN est dupliqué pendant le stade préleptotène, les cellules germinales deviennent des spermatocytes I qui sont en prophase de méiose. Par une dissociation transitoire des jonctions serrées entre les cellules de Sertoli, elles passent alors du compartiment externe (basal) dans le compartiment central (adluminal) du tube séminifère isolé du milieu intérieur.

Pendant les phases pachytène et diplotène, la chromatine apparaît fortement déspiralisée, Les nucléoles sont volumineux et la taille des cellules augmente.

Après la dernière division spermatogoniale, les spermatocytes I sont au stade Pré-leptotène et peuvent être confondus avec les spermatogonies B. Ils s'en distinguent par un noyau plus grand et une position plus avancées dans l'épithélium séminifère (**Sauveur, 1988**).



A: spermatogonie,
B: Spermatocytes I,
C: Spermatides rondes,
D: Spermatides allongées
E: Noyau de la cellule de Sertoli,
F: Cellule myoïdes

Figure 4 : Aspects de la spermatogenèse chez la souris (**Anonyme 2, 2011**)

3.1.2. 3. Spermatocytes secondaires

La première division méiotique donne naissance aux spermatocytes haploïdes, de taille deux fois plus réduite et un noyau plus petit par rapport aux spermatocytes I.

La durée de vie des spermatocytes II est très courte, elle est de 0,5 jour chez le coq, ce qui les rend difficile à observer sur les coupes histologiques. (**Sauveur, 1988, Hien, 2002 et Le Moigne et Foucrier, 2009**).

3.1.2. 4. -Spermatides et spermiogenèse

Les spermatides issues des spermatocytes II sont des cellules de petite taille, ovoïde à noyau rond et clair, avec un appareil de Golgi juxta nucléaire.

Les premiers signes de l'évolution des spermatides sont la disparition du réseau puis des granules de chromatines intranucléaires, aussitôt après, les noyaux deviennent pyriformes avec une pointe orientée vers les noyaux des cellules de Sertoli, et dans des stades plus avancés, les noyaux spermatiques continuent de s'allonger en forme d'hélice tandis que la

chromatine passe d'un état poussiéreux à un état granuleux pour donner des spermatides allongés qui se différencient profondément en spermatozoïdes (**Le Moigneet Foucrier, 2009**)

La différenciation des spermatides chez le coq est presque la même que chez les mammifères, la seule différence réside dans l'allongement des noyaux des spermatides, ce dernier est rond comme celui des spermatocytes II avec une taille moindre chez les mammifères.

3.1.2. 5. Spermatozoïdes

a- Structure du spermatozoïde

Chez les oiseaux les spermatozoïdes sont filiformes, ils contiennent peu de cytoplasme. Leur protéome contient environ 822 protéines (**Lebas et al., 2015**). Ils sont composés de trois parties : la tête, la pièce intermédiaire et le flagelle (Figure 5).

La tête contient le noyau et l'acrosome, qui mesure environ 2,5 μm de long et 0,5 μm de large chez le coq, est un organite dont la membrane enveloppe partiellement le noyau du spermatozoïde. Celle-ci se forme à partir des vésicules golgiennes lors de la spermiogenèse. Ces vésicules, dites proacrosomiques, vont s'étaler sur le pôle antérieur du noyau et confluer pour former un granule acrosomique qui s'accole au noyau encore sphérique. Ce granule va prendre une forme hémisphérique et s'aplatit contre le noyau tandis que sa membrane va s'étendre le long de la membrane nucléaire formant ainsi la coiffe céphalique ou capuchon. L'ensemble forme alors l'acrosome avec une membrane externe et une membrane interne. L'acrosome se prolonge en arrière par la cape post-acrosomique. (**Brown, 1976**).

La pièce intermédiaire mesure 5 à 6 μm . Elle est présentée par une gaine amorphe remplacée chez les mammifères par des colonnes striées et des fibres denses. Elle commence à la base du noyau et se termine à la frontière du flagelle. Elle est riche en mitochondries qui produisent de l'ATP et contribuent à la mobilité d'un flagelle très long mesurant entre 70 et 90 μm chez le coq et le dindon (**Korn, 2000** et **Sauveur, 1988**) (figure 5).

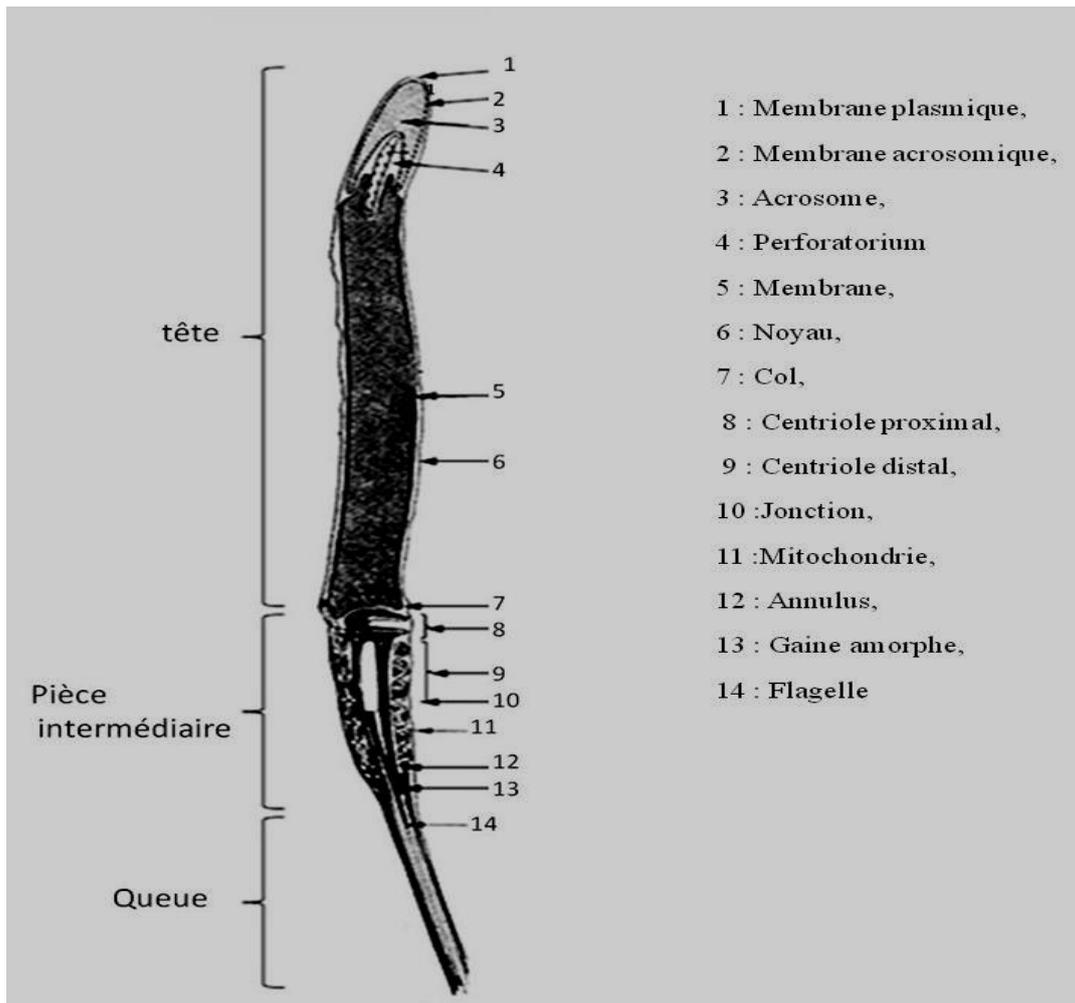


Figure 5 : Ultrastructure du spermatozoïde de coq (De Reviere, 1988).

b- Transport, maturation et stockage des spermatozoïdes dans l'appareil reproducteur mâle

Les spermatozoïdes produits sont collectés par le *rete testis*, transitent dans les voies déférentes, où s'achève l'acquisition de leurs compétences de mobilité et de fécondation (De Reviere, 1988).

Les spermatozoïdes de coq sont stockés dans la partie distale de l'ampoule du canal déférent. Un stockage prolongé dans le tractus génital mâle altère leur pouvoir fécondant ainsi que leur mobilité (Petit Jean, 1970).

Chez les oiseaux, les spermatozoïdes sont capables de survivre plusieurs semaines après leur arrivée dans le tractus génital femelle. Les spermatozoïdes de coq survivent jusqu'à

trois semaines dans le tractus génital femelle et féconde ainsi en continu, les ovules qui arrive dans l'oviducte (**Brillard, 1986**).

3.2. Tissu interstitiel

Le tissu interstitiel est un tissu conjonctif lâche très vascularisé, retrouvé entre les tubes séminifères, au sein duquel sont localisées des cellules endocrines de Leydig.

Dans le tissu interstitiel, à part les cellules de Leydig et les vaisseaux sanguins il ya un grand nombre de fibroblastes, de macrophages et de lymphocytes et des cellules myoïdes allongées dans une matrice extracellulaire riche en collagène

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 (**Hien, 2002**)

3.2.1. Cellules de Leydig

Les cellules de Leydig, aussi nommées cellules interstitielles situées en amas ou dispersées dans l'espace interstitiel testiculaire, entre les tubules séminifères, assurent la biosynthèse des stéroïdes dont le plus important est la testostérone. Leur forme peut être aplatie ou polyédrique Elles expriment sur leur membrane des récepteurs à la LH

Durant la phase active, le cytoplasme des cellules de Leydig est riche en réticulum endoplasmique lisse et en mitochondries. Des inclusions lipidiques s'accumulent dans le cytoplasme qui montre de nombreux signes de dégénérescence lorsque l'animal est non actif sexuellement (**Nicaise, 2015 Hien, 2002 et José 1995**).

4. Physiologie du testicule

4.1. Activité testiculaire

Le testicule est une glande mixte au niveau de laquelle sont produits les spermatozoïdes en assurant la production de l'hormone nécessaire à la spermatogenèse, à savoir la testostérone. Son fonctionnement dépend de l'axe hypothalamo-hypophysaire via la LH et la FSH hypophysaires sécrétées en réponse à la libération de GnRH hypothalamique (**Hien, 2002**).

Comme chez toutes les espèces, la spermatogenèse s'effectue dans l'épithélium séminifère chez le coq. Elle dure 20 à 21 jours, (**Soltener, 2001**). Elle constitue l'ensemble des transformations des cellules germinales depuis le stade spermatogonie souches jusqu'au stade spermatozoïdes. Ces transformations se font au contact avec les cellules de l'épithélium séminifère, cellules de Sertoli et cellules de Leydig, le tout sous le contrôle des hormones gonadotropes hypophysaires (**Sauveur, 1988**).

4.1.1. Fonction exocrine du testicule: Production de spermatozoïdes

La spermatogenèse s'installe à la puberté. C'est le processus physiologique qui permet la production des spermatozoïdes à partir des spermatogonies souches. Il se déroule en trois phases principales :

La phase proliférative qui correspond à la multiplication, par mitose, des spermatogonies souches issues des cellules germinales primordiales. Cette phase permet d'amplifier le contingent des cellules germinales diploïdes (**Sauveur, 1988**).

La phase méiotique durant laquelle les spermatogonies entrent en méiose, une division réductionnelle qui conduit à la formation des spermatides, cellules germinales haploïdes, en passant par les stades de spermatocytes I, puis spermatocytes II qui termineront la méiose pour donner des spermatides.

La spermiogenèse est le processus différenciateur qui transforme les spermatides rondes en spermatozoïdes par des modifications morphologiques et fonctionnelles avec la réorganisation du noyau, la mise en place et le développement de l'acrosome et l'assemblage des structures du flagelle. La spermatide ronde devient une spermatide allongée. La spermiogenèse sera alors suivie de la spermiation, processus de libération des spermatozoïdes dans la lumière des tubes séminifères (**Nguyen, 2015**).

La spermatogenèse est régulé par les hormones gonadotropes hypophysaires, FSH et LH, qui agissent sur les cellules de Sertoli et les cellules de Leydig respectivement (**Hien, 2002**). Chez le poulet on rencontre, dans la même section du tube séminifère, tous les stades de la maturation des cellules germinales, elles sont ajustées en colonnes qui évoluent chacune indépendamment de l'autre (**Nicaise, 2015**). Les associations cellulaires nombreuses dans le testicule des mammifères sont le résultat de la synchronisation de la division mitotique des spermatogonies souches permettant d'avoir à chaque instant toutes les étapes de la

spermatogenèse qui progresse de manière concentrique et centripète. Chez le coq, et les oiseaux en général, cette synchronisation n'existerait pas ce qui donne des associations cellulaires petites contigües qui n'offrent pas toutes les générations de cellules à un moment déterminé (Sauveur, 1988). Les cellules de la lignée germinale entrent séparément en activité individuellement, ou par petits groupes (De Reviers et al, 1971). Cette absence de coordination serait à l'origine de la désorganisation de l'épithélium séminifères non connu chez les mammifères (Sauveur, 1988).

4.1.2. Fonction endocrine du testicule: Production des stéroïdes

En plus de la production de spermatozoïdes, le testicule présente une fonction endocrine importante qui assure le bon déroulement de la spermatogenèse. Sous le contrôle des hormones gonadotropes, le testicule des oiseaux, comme chez les autres vertébrés, sécrète des stéroïdes et en particulier la testostérone (Hein, 2002).

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

Une fonction endocrine du testicule est également présente au niveau des cellules de Sertoli qui coordonne l'activité des tubes séminifères via plusieurs molécules tel que l'ABP (AndrogenBindingProtein), protéine de transport des androgènes qui concentre la testostérone dans l'épithélium séminifère et transporte la testostérone vers la lumière (De Reviers, 1971).

La cellule de Sertoli produit aussi des hormones dont l'inhibine et l'activine. Ce sont des hormones peptidiques antagonistes qui régulent les effets de la testostérone sur la fonction testiculaire. Il s'agit d'un rétrocontrôle du système hypothalamo-hypophyso-gonadique. Les récepteurs de l'inhibine sont localisés sur les cellules de Leydig. L'inhibine possède un effet de rétrocontrôle négatif sur la sécrétion de FSH par l'hypophyse et agit par deux voies, une voie paracrine en favorisant la production d'androgène par les cellules de Leydig, en ralentissant l'activité aromatique sur la testostérone et en diminuant la mitose des cellules germinales et une voie endocrine, en abaissant la production de FSH (Nicaise, 2015).

4.2.. Influence de la photopériode

Les oiseaux, comme les mammifères présentent une sensibilité à la lumière qui influence leur reproduction par reflexe photo-sexuel (Sauveur, 1988).

Chez les mammifères, L'information photopériodique est transmise par l'intermédiaire de la rétine, jusqu'à la glande pinéale, appelée aussi épiphyse, par voie nerveuse.

La perception de l'obscurité par des pinéalocytes (cellules sécrétrices de la pinéale), entraîne la synthèse et la libération de la mélatonine, considérée actuellement comme le messager permettant au système nerveux central d'interpréter le signal photopériodique. La mélatonine n'est synthétisée et sécrétée que pendant la nuit.

Lorsque les nuits sont courtes et donc les jours longs, la durée de sécrétion de mélatonine est réduite; A l'inverse, en jours courts, soit nuits longues, la durée de sécrétion de mélatonine est longue. C'est par la durée de cette sécrétion que les animaux connaissent la durée du jour.

La mélatonine est le messager intermédiaire entre l'information photopériodique et les cellules à LH-RH de l'hypothalamus.

Un certain temps après le passage sous une photopériode stimulatrice, leur activité de décharge pulsatile augmente fortement, ce qui entraîne l'accroissement de la fréquence des pulses de LH par l'hypophyse, puis la stimulation gonadique et enfin la reprise de l'activité sexuelle. (**Chemineau et al, 1992**)

Par contre, chez les Oiseaux, le rôle de la mélatonine n'est pas clairement établi, cependant des études faites sur le pigeon domestique montrent que le traitement à la mélatonine, provoque une augmentation du poids corporel et le poids des testicules augmente régulièrement chez les individus traités (**Meddour, 2010**), la lumière perçue par l'œil ou par voie transcrânienne agit via des récepteurs photosensibles qui agissent sur l'hypothalamus en transformant la lumière en signaux électriques. Ce qui conduit à la sécrétion de la GnRH par l'hypothalamus qui stimule, à son tour l'hypophyse. Au niveau hypophysaire, la réponse au premier signal se fait par la production des hormones gonadotropines LH et FSH. La LH et la FSH libérées vont agir sur les testicules qui, à leur tour synthétisent et secrètent les stéroïdes sexuels, essentiellement la testostérone (**Hien, 2002 et sauveur, 1988**).

Selon **Sauveur (1988)** c'est surtout la durée de la photopériode, période claire du jour, qui règle le cycle sexuel. La diminution progressive de la durée d'éclairement chez le coq entraîne un retard important dans la mise en place du développement testiculaire sans altérer la vitesse de croissance ultérieure (**De Reviere, 1977; Brillard et De Reviere, 1985**).

L'inverse, une augmentation progressive de la durée d'éclairage chez le coq augmente la rapidité du développement testiculaire par rapport à des photopériodes constantes

(Hien, 2002). Les jours croissants favorisent un développement testiculaire maximum plus précoce et plus élevé **(Brillard, 1988)**.

Le phénomène physiologique de la photo-stimulation en jours croissants chez les oiseaux a conduit à l'établissement de programmes lumineux utilisés par les éleveurs pour améliorer la ponte chez des espèces qui étaient fortement saisonnées **(Sauveur, 1988)**.

5. Contrôle endocrinien de la fonction de reproduction et sa régulation

L'activité gonadique est représentée par un axe qui comprend trois points de contrôle à savoir l'hypothalamus, l'hypophyse et la gonade en question, l'axe hypophysogonadotrope. Le rôle de l'hypothalamus est centré sur la transformation de l'information électrique émise par les photorécepteurs rétiniens et/ou hypothalamiques, en une information hormonale au niveau de l'éminence médiane sous forme de LH-RH (Luteinizing Hormone Release Hormone) et de FSH-RH (Follicle-stimulating Hormone Release Hormone), souvent regroupées sous le terme de GnRH (Gonadotropin Releasing Hormone). La GnRH est libérée dans la circulation et emprunte le système porte veineux jusqu'à l'hypophyse **(Brillard, 1981)** laquelle libère dans la circulation générale les hormones gonadotropes, l'hormone lutéinisante (LH) et l'hormone folliculo-stimulante (FSH). Ces deux hormones vont contrôler la sécrétion des hormones sexuelles par les gonades.

La GnRH, en se fixant sur les récepteurs hypophysaires induit la sécrétion de LH et de FSH qui se déversent dans la circulation sanguine.

Au niveau du testicule, la LH agirait sur la formation de ses propres récepteurs et sur la multiplication et la différenciation des cellules de Leydig lesquelles, secrètent de la testostérone. La FSH induirait la différenciation des cellules de Sertoli et stimulerait, avec l'aide de la testostérone, la formation de ses propres récepteurs au niveau des cellules de Sertoli **(Hien, 2002)**.

Les taux circulants de testostérone ont une évolution comparable à celle observée pour la LH, avec un profil sécrétoire pulsatile et un pic sécrétoire transitoire après photo stimulation, la testostérone agit en synergie avec la FSH au niveau des cellules de Sertoli pour

stimuler la spermatogénèse et agit par un rétrocontrôle négatif sur l'axe hypothalamo-hypophysaire pour réguler les sécrétions de LH et de FSH (**Figure 6**).

Ce rétrocontrôle s'exerce directement au niveau de l'hypothalamus et de l'hypophyse en diminuant à la fois les sécrétions de GnRH et la sensibilité des récepteurs à GnRH avec pour conséquence, une diminution des sécrétions de LH. La testostérone agit également au niveau de l'hypophyse en diminuant directement les sécrétions de LH. Le feed-back des hormones gonadiques est levé après deux ou trois mois de régression partielle des testicules chez le coq domestique (**De Reviere 1996**). Il semble que l'augmentation des pulses de LH en relation avec une augmentation de la durée d'éclaircissement soit à l'origine d'une augmentation transitoire du taux moyen journalier de cette hormone (**Hien, 2002**).

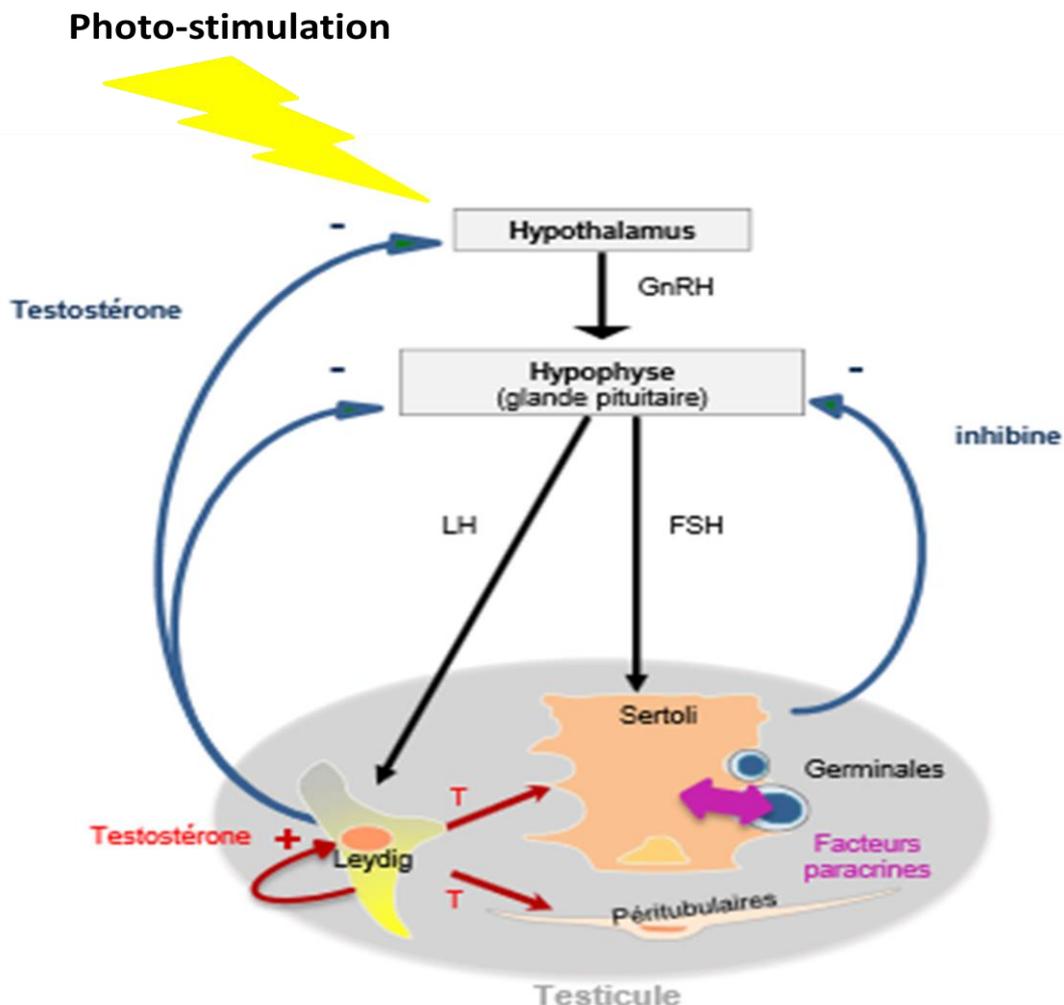


Figure 6 : Effet de la lumière sur la fonction de reproduction (Anonyme 3, 2017)

Si la lumière stimule l'entrée des oiseaux en reproduction via les sécrétions d'hormones gonadotropes, leur maintien en jours longs entraîne une diminution progressive et irréversible des taux plasmatiques de LH. Cette diminution s'accompagne d'une régression testiculaire irréversible chez le moineau et le dindon, on l'appelle période «photo réfractaire». Toutefois, le type de situation observé chez le moineau ne semble exister ni chez le coq ni chez le dindon domestique (**Wilson et Follet, 1974**).

Notre travail porte sur l'étude du développement testiculaire chez le poulet reproducteur de type Cobb 500 en élevage rationnel.

Le matériel biologique soient 10 poulets reproducteurs nous a été fourni par Monsieur HAMIDOUCHE Ch., Docteur vétérinaire et éleveur au niveau de la région d'Azazga à 40 Km de l'Est de Tizi-Ouzou.

La collecte des animaux, les sacrifices et les prélèvements biologiques ont été réalisés sur le site de l'élevage. L'expérimentation fondamentale s'est déroulée au laboratoire commun de notre faculté et au laboratoire de recherche de biotechnologie végétale dirigé par M Yacoub, dans lesquels nous avons réalisé l'étude histologique et les observations microscopiques avec prise de photos.

1. Description morphologique et Systématique du poulet

Le poulet est un animal domestique qui fait partie de la classe des oiseaux. Son corps est couvert de plume. Il possède une petite tête surmontée d'une crête dont la taille et la forme sont très variables. La crête est plus développée chez le male que chez la femelle. Elle est caractérisé par deux bourbillons qui sont deux masses rouges, fines et charnues qui retombent de chaque coté du bec. Ses ailes sont recouvertes par trois types de plumes. Les membres postérieurs possèdent quatre doigts robustes chez le male. (Fournier, 2005).

Le poulet est connu sous le nom de *Gallus gallus domesticus*. Selon Djelil (2012), il a été classé par le naturaliste suédois Linné 1758 comme suit :

Règne : Animal

Sous règne : métazoaires

Embranchement : Chordés

Sous-embranchement : vertébrés

Classe : oiseaux

Ordre : Galliformes

Famille : Phasianidés

Genre : Gallus

Espèce : *Gallus gallus domesticus*



Figure 7 : Coq blanc

2. Site d'échantillonnage

La station d'élevage du poulet reproducteur est située à Azazga, commune de 77,05 km², située à 37 km du chef lieu de Tizi Ouzou, elle se trouve à 550 mètres d'altitude (Figure 7).

3. Matériel biologique : Le modèle animal

Notre étude porte sur le poulet reproducteur de la race Cobb 500 en élevage rationnel. Il s'agit d'une race lourde et résistante. Selon l'éleveur, c'est la race la plus élevée en Algérie et la plus demandée sur le marché.

Morphologiquement, avant l'âge adulte, les mâles sont identiques aux femelles. Pour les différencier, les éleveurs brûlent ou débitent le quatrième doigt chez le male. Cette astuce a également un intérêt très important dans l'empêchement des blessures lors de l'accouplement (Figure 8).



Figure 8 : Aspect de la patte du mâle avec le quatrième doigt débité (Photo originale, 2017).

Le poulet reproducteur mature est caractérisé par une crête d'un rouge vif et très développée, bien levée ainsi qu'un bourbillon bien rouge et très développé aussi comme le montre la figure 10.



Figure 10 : Poulet reproducteur adulte (à gauche) et poulet reproducteur jeune (à droite)
(Photo originale, 2017).

4. Mode d'élevage

Les animaux sont élevés dans des conditions qui tiennent compte de plusieurs paramètres, notamment le bâtiment d'élevage, son éclairage, la température et l'alimentation. Ces différentes conditions nous ont été précisées par l'éleveur sur le site.

4.1. Bâtiment d'élevage

Le bâtiment d'élevage est dit « poulailler obscur », il est appelé ainsi car il est fermé à la lumière du jour. Son éclairage est artificiel.



Figure 11 : Bâtiment d'élevage (photo originale, 2017).

Le bâtiment est soumis à une aération dynamique et un chauffage contrôlé. Un dispositif adéquat est dédié à ces contrôles (Figure 12).



Figure 12: Mécanisme de contrôle de l'éclairage et de la température (**Photo originale, 2017**).

Jusqu'à 21 semaines d'âge, les animaux sont repartis dans les blocs d'élevage à raison de 8 poulets par mètre carré, les mâles et les femelles étant séparés.

A partir de 21 semaines, en préparation à la mise en reproduction, les mâles reproducteurs et les femelles sont mélangés, à raison de cinq sujets par mètre carré.

Les mâles ne dépassent pas 10 % dans la population totale.



Figure 13 : Bâtiments d'élevage. **A :** Bâtiment d'élevage de l'éclosion jusqu'à 21 semaine, **B :** Bâtiment de reproduction (**Image originale, 2017**).

4.2. Programme d'éclairage

Le programme d'éclairage du bâtiment d'élevage est strictement contrôlé. La maturité sexuelle des poulets reproducteurs est tributaire de la photopériode, phase durant laquelle l'animal est exposé à la lumière.

Dès leur réception, les poussins dits J0 sont exposés à une lumière intense de 40 lux par mètre carré sur les 24 heures, jusqu'à l'âge d'une semaine, puis l'intensité de la lumière est diminuée à 10 lux par mètre carré et la durée d'exposition à 8 heures. Ces conditions permettent de contrôler le comportement des animaux et d'éviter le cannibalisme.

À 21 semaines se fera l'induction de la maturité sexuelle. Les deux sexes sont mélangés pour les soumettre à la photostimulation, le programme d'éclairage étant le même, la maturité sexuelle, dite période de chaleur, sera atteinte dans la même période pour les deux sexes.

À partir de 21 semaines d'âge, l'intensité de la lumière est augmentée progressivement de 10 lux jusqu'à 60-70 lux par mètre carré, en étalant même la durée d'éclairage d'une heure par jour, jusqu'à atteindre une durée de 22h/24h. Cette intensité et durée de lumière sont maintenues 23^{ème} semaine, au-delà de cette âge, les animaux sont remis à nouveau à 10 Lux par m².

4.3. Alimentation

Dès l'éclosion jusqu'à 21S, l'alimentation du poulet reproducteur est servie à l'aide d'un dispositif automatique appelé « chaînes d'aliments » qui distribuent les aliments à travers un dispositif sous forme de rails qui parcourent le poulailler et permettant à l'aliment de tourner pendant 3 minutes une fois par jour. Tous les animaux présents dans le poulailler accèdent à la même quantité d'aliment. De cette façon, le cheptel est homogène. La quantité de l'aliment est définie et validée par l'éleveur en fonction d'un programme qui lui permet d'ajuster la quantité d'aliment aux besoins de son élevage.

A partir de 21 semaine, qui est l'âge de l'introduction des mâles dans le poulailler de reproduction des femelles, le régime alimentaire des deux sexes change, pour les mâles on favorise une alimentation très riche en protéines et pour la femelle une alimentation très riche en calcaire, pour cette raison, on trouve dans le bâtiment de reproduction deux dispositifs de distribution des aliments ; les chaînes d'aliments, basses utilisées pour les femelles sont elles

même de petites taille contrairement aux mâles qui ont, à cet âge, une taille et une tête plus importantes leur permettant d'accéder à l'aliment sur le système d'assiettes suspendues, plus élevées en hauteur (Figure 14).

Les animaux sont rationnés d'une manière spécifique pour chacun des deux sexes



Figure 14: Distribution de l'alimentation par des chaînes alimentaires
(Photo originale, 2017).

4.4. Température

Comme chez toutes les espèces, la température aussi joue un rôle très important pour l'activité sexuelle des poulets. Une température du bâtiment élevée ou basse inhibe la maturité sexuelle chez ce dernier, celle-ci doit être de 32 °C au cours de la première semaine, puis elle sera diminuée jusqu'à 24 °C et à l'âge adulte on doit aller jusqu'à 16 °C.

5. Méthodes

Afin de pouvoir suivre le développement testiculaire du poulet reproducteur durant la période de la mise en place de la maturité sexuelle, nous avons travaillé sur un échantillon d'animaux âgés de 19, 21, 22, 25 et 49 semaines (S).

A 19S, les poulets sont pré-pubères et ils ne sont soumis à la photostimulation qu'à l'âge de 21S. Les poulets de 22S, de 25S et ceux de 49S correspondent respectivement aux

périodes d'entrée en puberté, de la puberté accomplie et de la maturité sexuelle de l'adulte. Notre échantillonnage comporte en outre, un poulet adulte de 49S, en repos sexuel.

Pour chaque âge et condition d'élevage, nous avons sacrifié deux poulets, nous les avons pesés, puis nous les avons disséqués pour prélever les testicules (Figure 15).

Ces derniers sont aussi pesés séparément avec une balance de précision à 0,01 gramme (g) avant de les mettre dans des piluliers étiquetés et remplis par le fixateur de Bouin Hollande avec un volume au moins dix fois supérieur à celui du testicule, dans le but de préserver les organes.

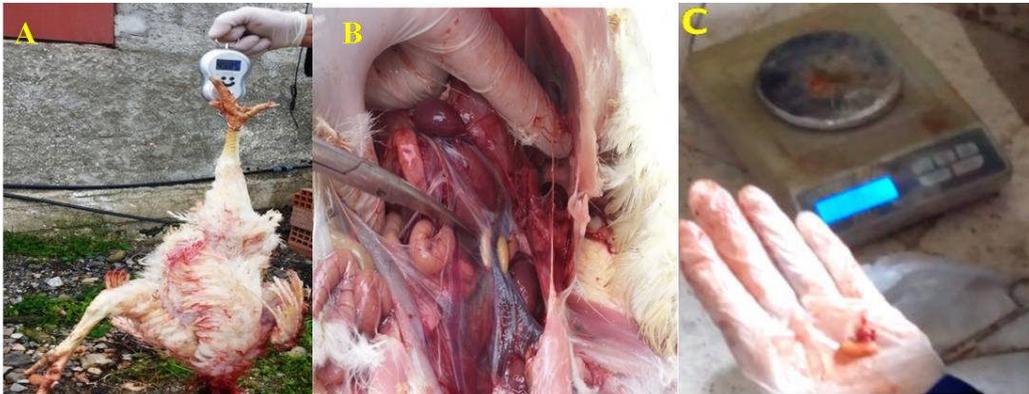


Figure 15: Sacrifice des poulets pesés (A) dissection et prélèvement des testicules (B) et leur pesée (C) (Photo originale, 2017).

5.1. Techniques histologiques

Afin de réaliser des coupes histologiques de l'échantillon étudié, plusieurs étapes doivent être suivies. La technique utilisée est inspirée de celle de **Martoja et Martoja (1967)**, elle se résume selon les étapes ci-après :

5.1.1. 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 Bouin Hollande (**Gabe, 1967**).

Nous avons laissé les testicules dans le fixateur pendant deux à dix jours selon le volume du testicule. Les organes fixés sont conservés dans l'alcool 70° (**Figure 17**).



Figure 17 : Echantillons fixés dans le Bouin hollandaise à gauche et échantillons conservés dans l'alcool 70° à droite (**Photo originale, 2017**).

Les organes ont été mis dans des cassettes d'inclusion bien identifiées (Figure 18) en préparation de l'étape de circulation.

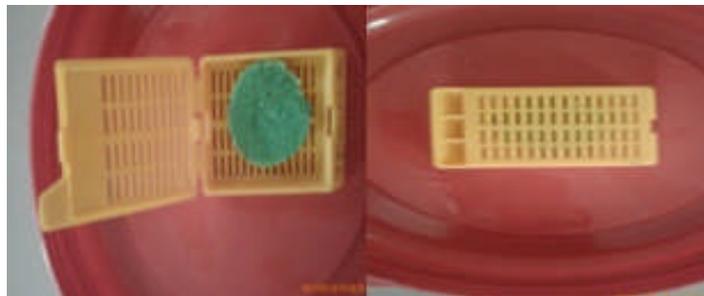


Figure 18 : Organe mis dans une cassette d'inclusion (à gauche cassette ouverte, à droite cassette fermée) (**Photo originale, 2017**).

5.1.2. Déshydratation

Cette étape consiste à éliminer toute l'eau contenue dans les organes en vue de l'imprégnation ultérieure dans la paraffine, la paraffine n'étant pas miscible à l'eau.

Les pièces anatomiques fixées sont passées dans des bains d'alcool de différents degrés (50°,70°,80°,90°,100°) (Figure 19, A).

5.1.3 .Éclaircissement

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 ou du toluène qui sont des solvants miscibles à la paraffine. L'éclaircissement passe par deux temps successifs en utilisant deux bains de xylène.

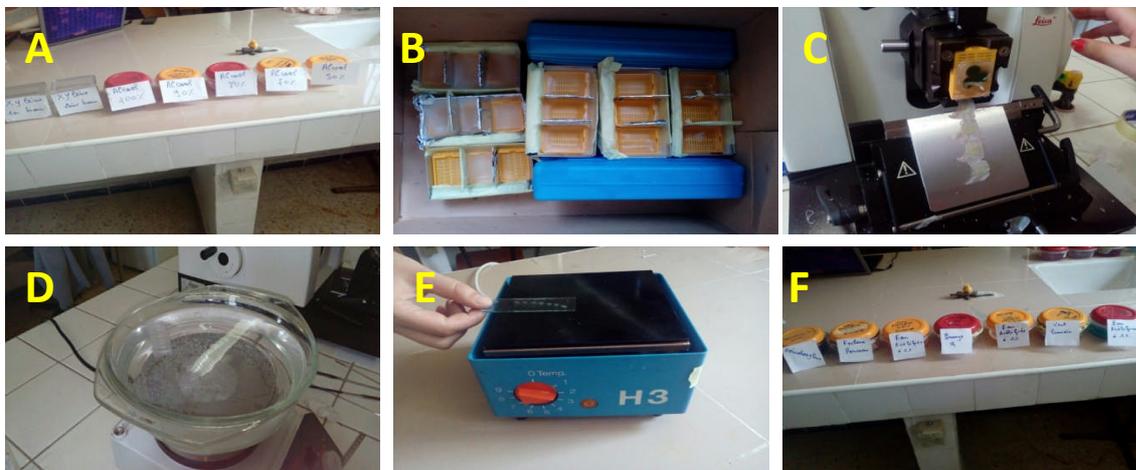


Figure 19 : Technique de coloration pour préparations histologiques (Photo originale, 2017)

A :Batterie de déshydratation, **B** : Enrobage en paraffine, **C** : Confection de coupes au microtome, **D** : Etalement des coupes, **E** : Fixation des coupes sur lame, **F** : Batterie de coloration.

5.1.4. Imprégnation dans la paraffine

Les organes sont immergés dans deux bains successifs, le premier bain mi-xylène/mi-paraffine, et le deuxième contient de la paraffine pure afin d'éliminer totalement le solvant intermédiaire.

L'imprégnation se fait à chaud, en étuve réglée à la température du point de fusion de la paraffine qui est de 58° à 60°C. Elle sert à remplacer les espaces initialement remplis d'eau par la paraffine.

5.1.5. Inclusion en paraffine et enrobage pour la confection des coupes minces

L'inclusion consiste à enfermer la pièce dans des moules remplis de paraffine pure fondue. Le bloc formé est identifié par les cassettes initiales (figure 19, B).

L'épaisseur des coupes est entre 3 et 4 μm . Les rubans de paraffine obtenus à la coupe sont étalés, dans un bain marie à 40°C afin d'éviter la présence de plis au niveau des coupes minces (figure 19, C et D). Les coupes sont ensuite recueillies sur des lames en verre propres nettoyées à l'alcool.

5.1.6. Déparaffinage et réhydratation

Les colorants en histologie sont généralement aqueux. Avant d'entamer la coloration d'une lame, il faut donc la déparaffiner et la réhydrater. Les coupes doivent donc être débarrassées de la paraffine par un passage dans 2 bains de xylène pendant 15 minutes.

Les coupes sont ensuite hydratées dans des bains d'alcools à degrés décroissants (100°, 95°, 80°, 70°, 50°), puis dans deux bains d'eau distillée.

5.1.7. Coloration

Nous avons choisi la coloration par le trichrome de Masson qui est une coloration histologique topographique qui permet de visualiser la morphologie des cellules, noyau, cytoplasme et matrice de collagène notamment afin de déterminer leur répartition tissulaires, architecture et structures (Figure 19, F).

Elle s'effectue avec trois colorants : l'hématoxyline, fuchsine-ponceau, orange G et vert lumière et un rinçage avec de l'eau courante et à l'eau acétifiée.

Les noyaux sont colorés en noir, les cytoplasmes acidophiles et les nucléoles en rose, les sécrétions sont soit rouges soit vertes, les muscles sont rouges et les fibres collagènes vertes.

5.1.8. Montage et observation des coupes

Le montage consiste une lamelle en verre sur l'échantillon histologique avec une goutte de l'Eukitt. Après montage, les lames sont nettoyées par du xylène pour l'observation au microscope. Nous avons disposé d'une station d'observation microscopique à l'aide d'un microscope photonique de type Optika lié à une caméra également de type Optika, le tout

relié à un ordinateur pour prise de photos et analyse d'images à l'aide du logiciel « Optika Vision Lite 2.1 (Figure 20).

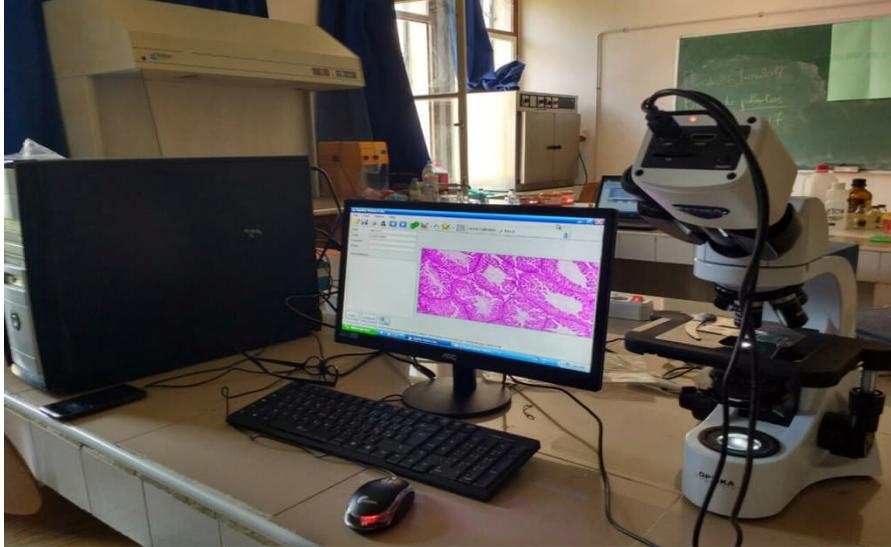


Figure 20: image montrant le matériel utilisé pour l'observation microscopique et la prise de photos **(Photo originale, 2017).**

L'observation microscopique a été effectuée avec quatre grossissements différents :

- Au faible grossissement ($\times 40$ et $\times 100$) pour une observation globale) ;
- Au moyen grossissement ($\times 400$) pour une observation bien détaillée des structures cellulaires ;
- Au fort grossissement ($\times 1000$) pour une observation du noyau des cellules.

6. Etude statistique

Le traitement statistique des données et les présentations graphiques des résultats ont été réalisés sous Microsoft Office Excel 2007.

La moyenne arithmétique des valeurs individuelles est calculée pour chaque série et pour chaque paramètre et les valeurs de l'erreur standard à la moyenne « ESM » ont été calculées par Excel pour les résultats de l'analyse morphométrique. L'analyse de la variance a été réalisée sur le logiciel « R » 2015. Après collection des données, les tests de Shapiro Wilk et Bartlett ont été appliqués pour une vérification de la normalité et de l'égalité des variances. Le test non paramétrique de Kruskal-Wallis a été appliqué à nos résultats par défaut de la normalité, ce test démontre une différence des moyennes ($P < 0,0000$) d'où la possibilité

d'appliquer un test de comparaison des moyennes deux à deux. Nos données ont été, a ce fait, soumise au test de Tukey.

Les valeurs des probabilités considérées « p » sont les suivant :

- Si $P < 0.001$: La différence est hautement significative***.
- Si $P < 0.01$: La différence est très significative**.
- Si $P < 0.05$: La différence est significative*.
- Si $P > 0.05$: La différence est non significative.

Notre travail porte sur le développement du testicule du poulet reproducteur de type Cobb 500 en élevage rationnel. Notre objectif est de réaliser une étude histologique descriptive du testicule au moment de la mise en place de la Spermatogenèse, préliminaires à l'amélioration des performances de reproduction du poulet reproducteur mâle. Les animaux impliqués dans cette études sont des poulets pré-pubères âgés de 19 et 21 semaines, des poulets en début de puberté, de 22 semaines, des poulets pubères de 25 semaines et enfin adultes matures âgés de 49 semaines en activité et en repos sexuel.

Les résultats rapportés dans ce travail concernent le poids des animaux au sacrifice, le poids des testicules et le développement histologique du testicule durant les périodes citées plus haut.

1. Etude des paramètres macroscopiques

1.1. Evolution du poids des animaux

La figure ci-dessous (Figure 21) représente l'évolution du poids des animaux (en gramme) en fonction de leur âge (en semaines). Le résultat montre une augmentation proportionnelle du poids corporel selon l'âge des individus durant la période allant de la 21ème à la 49^{ème} semaine, avec une valeur élevée de 5150 g pour le poulet sexuellement actif (A). Par ailleurs, Nous avons remarqué une légère réduction du poids de poulet en phase de repos sexuel (R), post activité, par rapport à celui en activité (A).

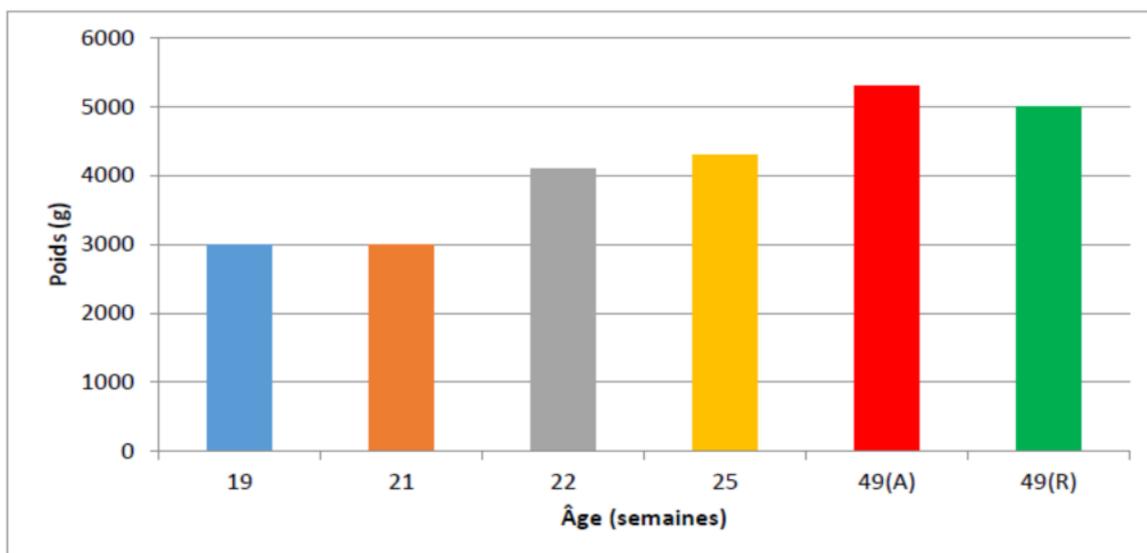


Figure 21 : Evolution pondérale moyenne des animaux en fonction de l'âge.

1.2. Evolution des poids et diamètres des testicules

1.2.1. Poids des testicules

L'histogramme de la figure 22 illustre l'évolution du poids des deux testicules droit et gauche en fonction de l'âge, chez les animaux étudiés. Selon les résultats obtenus, le poids testiculaire augmente progressivement à partir de 22 semaines. Le plus grand poids est atteint à la 49^{ème} semaine chez le poulet adulte en activité sexuelle intense (A).

D'autre part, nous avons comparé le poids testiculaire entre les différents stades de la maturité sexuelle où nous avons constaté que le testicule double de poids entre la phase de pré-puberté et après une semaine de stimulation lumineuse, celle-ci durant deux semaines. Ainsi, le poids des testicules de l'animal pubère subit une augmentation 25 fois supérieur au poids initial. Par contre, chez le poulet en repos sexuel, le poids testiculaire constaté est très bas, avec une valeur inférieure à 2g par rapport à celui en activité (A) qui dépasse 12g.

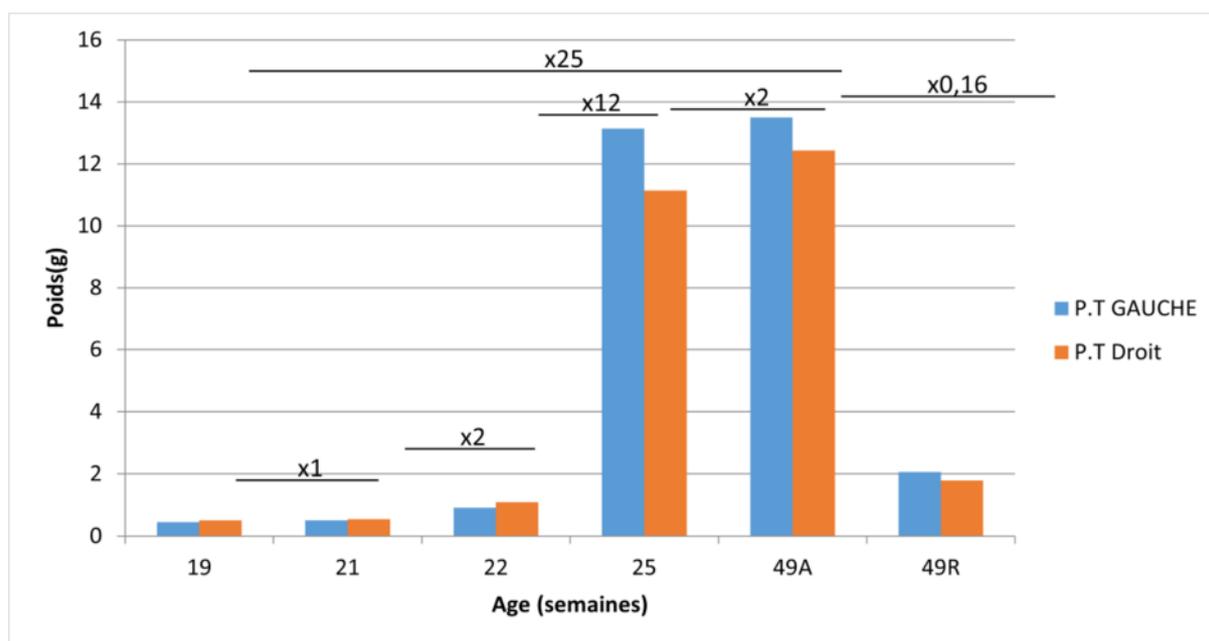
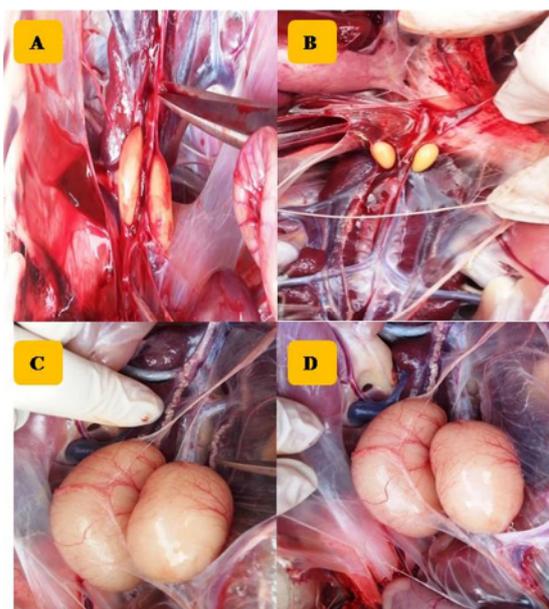


Figure 22 : Evolution de poids moyens des testicules gauche et droit en fonction de l'âge.

Enfin, la comparaison entre les poids des testicules gauche et droit des animaux en fonction de l'âge montre que le testicule gauche est plus grand que le testicule droit dans 60% des cas que nous avons étudié (figure 23).



A : testicules de 19 semaines,
B : testicules de 21 semaines,
C : testicules de 25 semaines
D : testicules de 49 semaines

Figure 23 : évolution des Testicules en fonction de l'âge et de la photostimulation (Photo originale, 2017).

1.2.2. Diamètre des testicules

Le Tableau I représente l'évolution du diamètre testiculaire des poulets en fonction de l'âge.

Tableau I : Evolution de diamètre testiculaire des poulets en fonction de l'âge.

Age (semaines)	19	21	22	25	49 (A)	49 (R)
Diamètres des testicules (mm)	4	6	9	17	22	10

Une évolution remarquable du développement du diamètre des testicules du poulet reproducteur en fonction de l'âge a été enregistrée (**tableau I**). Il est à savoir que le diamètre du testicule de l'animal adulte en activité atteint 22 mm, soit cinq fois supérieur à celui des individus pré-pubères de 19 semaines. A noter que le diamètre testiculaire du poulet adulte du même âge, mais au repos, est de moitié réduit par rapport au poulet actif. Nous avons enregistré un diamètre moyen pour les testicules des animaux pubère de 25S de 17mm, proche de celui du poulet adulte, en activité, ce qui justifie l'importance de cette phase pour la réussite de la fonction de reproduction.

1.3. Evolution du poids testiculaire par rapport au poids corporel

La figure ci-après représente l'évolution du poids testiculaire et du poids corporel des animaux étudié en fonction de l'âge et de l'état physiologique des poulets matures.

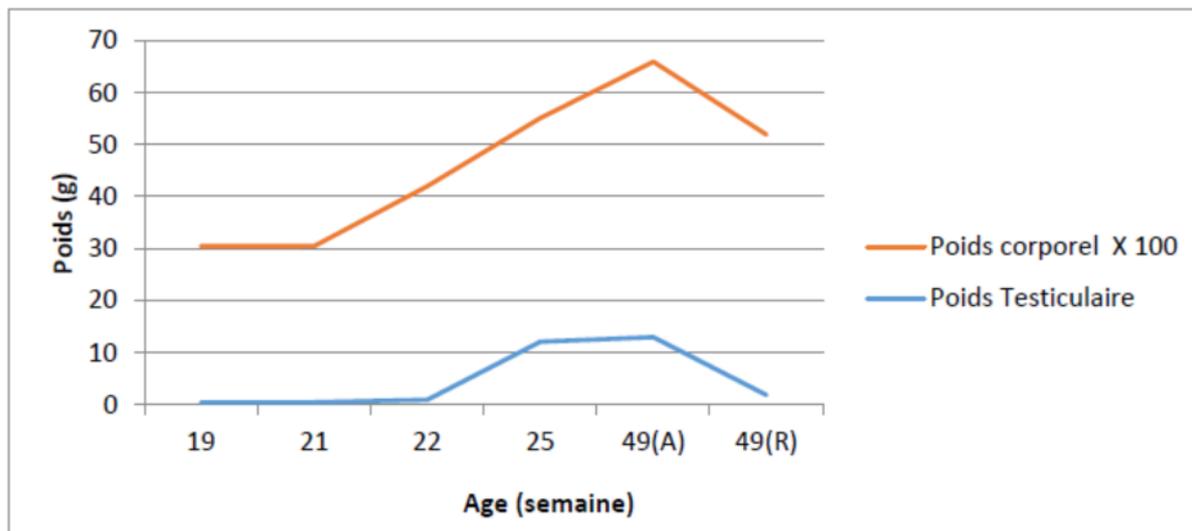


Figure 24 : Evolution du poids testiculaire par rapport au poids corporel.

Nous avons remarqué un développement testiculaire parallèle avec le développement corporel des animaux étudiés. Au début de la stimulation lumineuse, le poids corporel augmente d'une manière exponentielle, alors que le poids testiculaire subit une augmentation faible. Après une semaine d'excitation par la lumière, le développement des testicules suit une évolution exponentielle. Par la suite, le poids corporel et testiculaire chez les animaux post-actifs de 49 semaines diminue.

1.4. Evolution du poids testiculaire relatif à 100 g de poids corporel

La mesure de ce paramètre nous permet d'apprécier l'évolution du poids des testicules par rapport au poids corporel. L'histogramme de la figure 25 illustre le résultat obtenu.

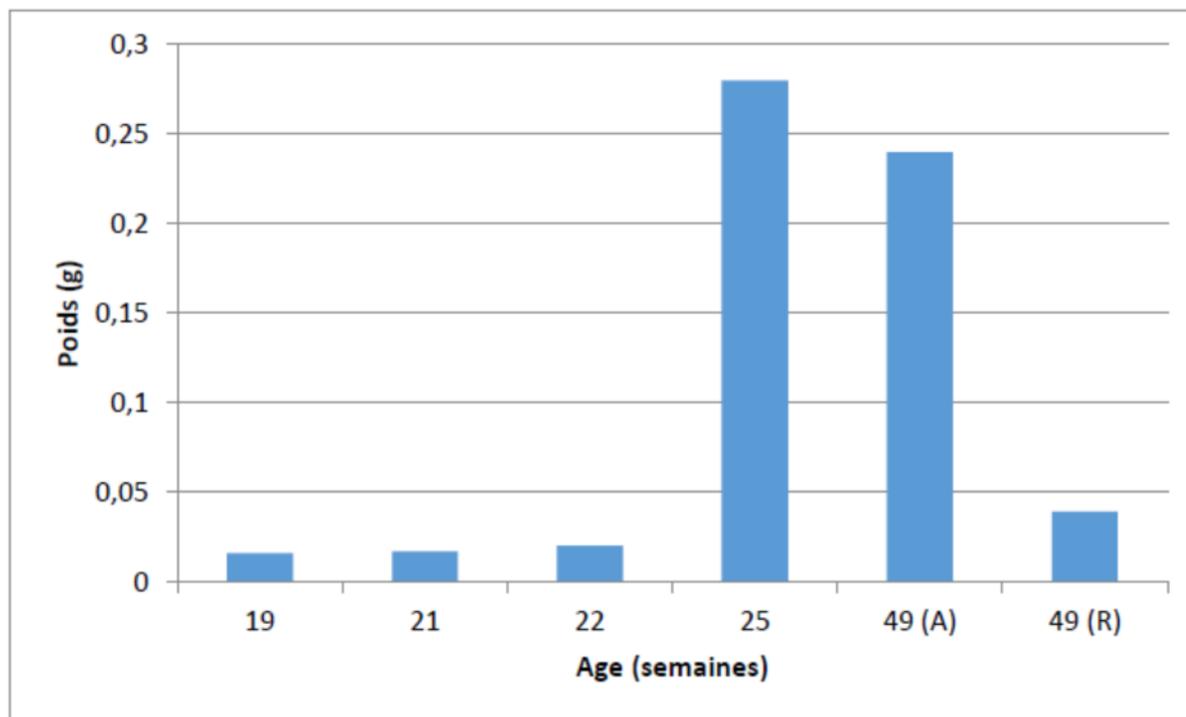


Figure 25 : Evolution du poids testiculaire moyen relatif à 100g de poids corporel.

Nous avons enregistré la plus grande valeur pour les animaux âgés de 25 semaines avec une moyenne de 0,28 g. , le poulet âgé de 49 semaines, en phase d'activité sexuelle (A), Les poulets âgés respectivement de 19S, 21S et 22S donnent des valeurs inférieures à 0,05 g.

Le poulet de 49S en phase de repos sexuel enregistre une valeur très proche à celle des individus immatures, ce qui renforce la valeur de ce paramètre pour justifier l'importance de la condition physique des animaux pour le développement des performances sexuelles. ,

2. Etude microscopique

Nous avons réalisé une étude histologique du testicule du poulet reproducteur de type Cobb 500 à différents temps du développement postnatal comme déjà indiqué dans la première partie de notre travail.

Notre analyse s'articule autour de l'aspect histo-cytologique du tissu testiculaire notamment les tubes séminifères.

2.1. Aspect histologique général du testicule chez le poulet reproducteur

Nous avons réalisé des coupes transversales du testicule du poulet reproducteur aux différents âges 19-21, 22, 25 et 49 semaines correspondant à des états physiologiques

respectivement de pré-puberté, d'entrée en puberté, puberté et adulte . La planche 1 représente l'aspect général de la structure testiculaire.

L'observation microscopique, au faible grossissement, du testicule (Planche I, A et B) montre des tubes séminifères avec des sections e différentes formes, arrondies, allongées et/ou contournées en rapport avec le plan de coupe sur chaque tube séminifère. Cette structure témoigne de l'état contourné des tubes séminifères dans le testicule.

L'espace intra-testiculaire apparaît non compartimenté. L'ensemble du testicule est entouré par une enveloppe conjonctive, l'albuginée, bien vascularisée observé sur le testicule entier (Figure26). L'albuginée délimite l'espace intra-testiculaire, mais elle n'émet aucun prolongement vers l'intérieur du testicule pour le subdiviser en lobules comme c'est le cas chez les mammifères par exemple.

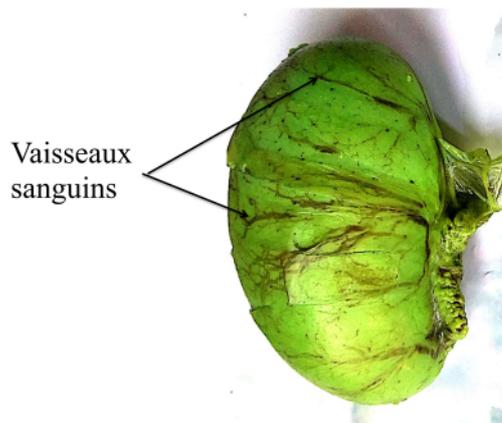


Figure 26 : Vascularisation de l'albuginée (photo original, 2017)

Une matrice conjonctive remplit les espaces inter-tubulaires, elle contient des fibroblastes et des fibres de collagènes que la technique de coloration du trichrome de Masson révèle en vert. Cet espace interstitiel renferme aussi des vaisseaux sanguins. Ils irriguent notamment les cellules de Leydig observées d'une manière distincte, regroupés en amas ou dispersées dans les espaces inter-tubulaires notamment délimités par trois tubes séminifères adjacents. (Planche II, C).

Chaque tube séminifère est entouré par une lame basale au niveau de laquelle sont disposée des cellules fusiformes appelées cellules myoïdes qui forme une sorte de ceinture

péritubulaires des tubes séminifères, se répartissent parfois en rangées entourant les tubes séminifères (Planche I, C).

Les tubes séminifères contiennent un épithélium séminifère formé par les cellules de Sertoli organisées en une seule couche de cellules géantes. Ces dernières supportent l'ensemble des cellules germinales du tube séminifère et dont le nombre et la position dépendent de l'état de développement du testicule.

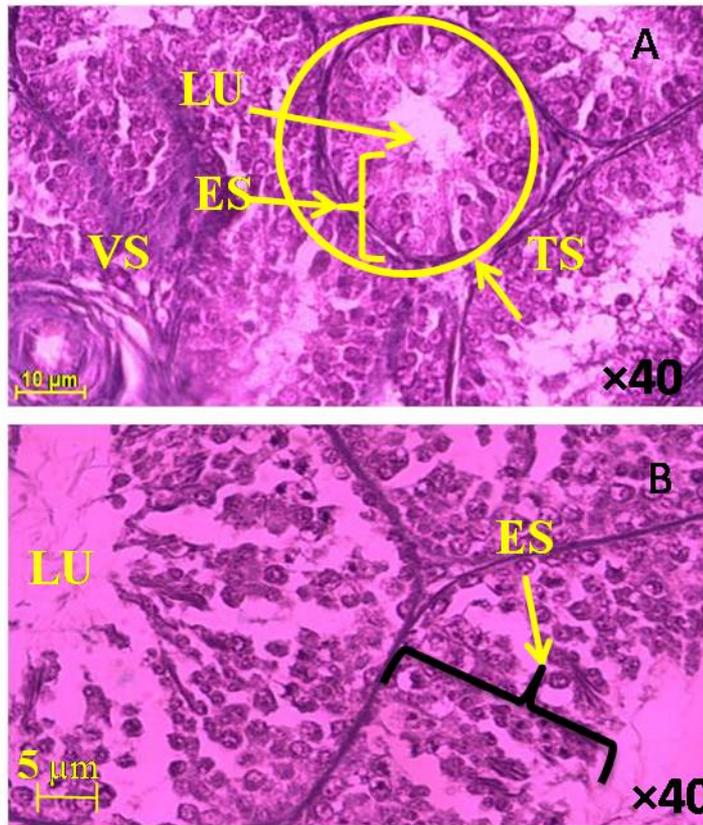


Planche I : Structure histologique du testicule observée au microscope photonique (coloration : Trichrome de Masson).

A : Observation au grossissement Gx40 de la structure histologique du testicule d'un poulet au stade pré-puber, observée au microscope photonique.

B : Observation au grossissement Gx40 de la structure histologique du testicule d'un poulet à la maturité sexuelle, observée au microscope photonique.

ES : Epithélium séminifère, LU : Lumière, TS : Tube séminifère, VS : Vaisseau sanguin.

2.2. Evolution histologique du testicule du poulet reproducteur en fonction de la maturité sexuelle

La maturité sexuelle est définie dans notre travail par les âges des animaux calibrés par la stimulation lumineuse.

Elle assure le passage des animaux de l'état pré-pubère, sexuellement immature et l'état pubère puis adulte, sexuellement actifs.

Le parallélisme âge/phase de maturation est défini auparavant dans matériels et méthode.

Nous rappelons les phases suivantes : la prépuberté 19, 21 et 22 semaines (S), puberté 25 S et maturité 49 S

La structure histologique et les paramètres morphométriques des tubes séminifères, le diamètre, la lumière et la hauteur des tubes séminifères, évoluent en fonction de l'âge, suivant ainsi, les phases qui conduisent la maturité sexuelle. La planche II résume les changements majeurs qui accompagnent ce développement.

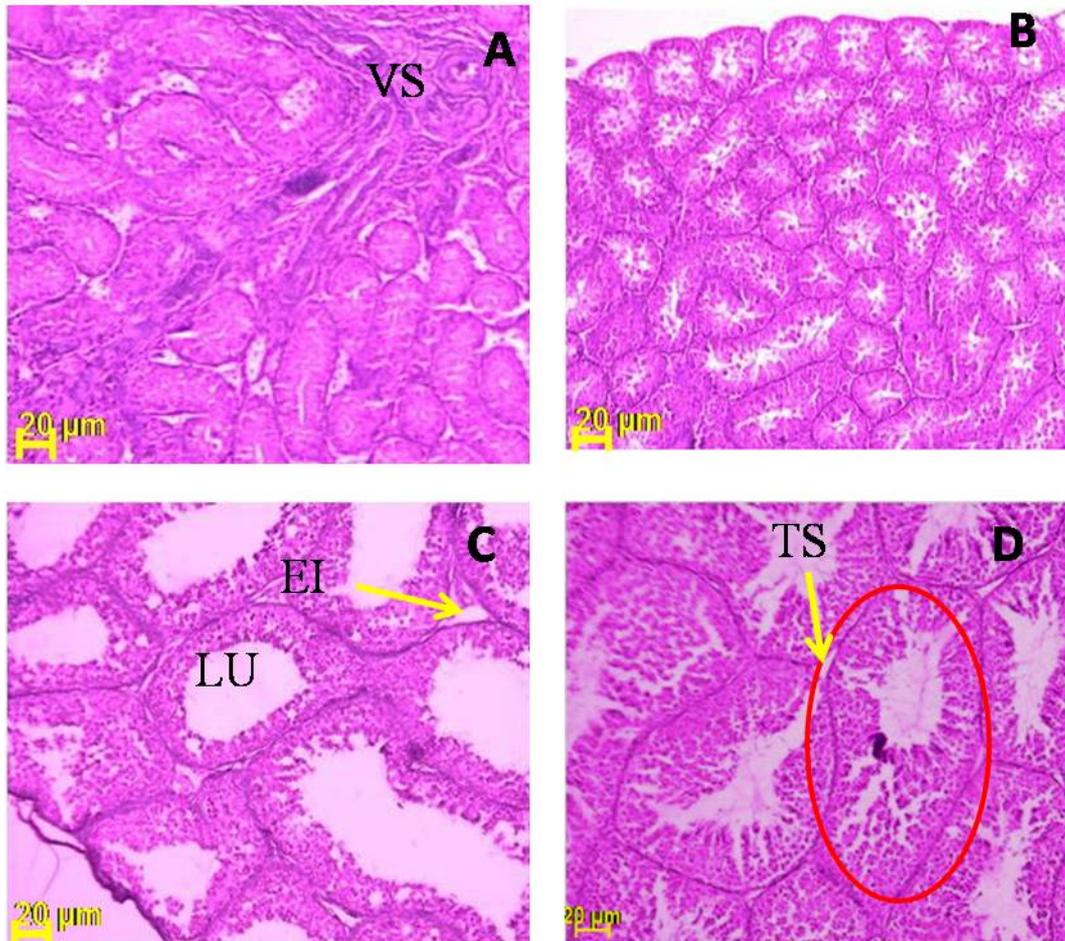


Planche II : Coupe histologique montrant la structure globale du testicule à différents âges au grossissement GX10 (coloration : Trichrome de Masson)

A : coupe histologique du testicule du poulet de 19 semaines ; B : coupe histologique du testicule du poulet de 22 semaines ; C : coupe histologique du testicule du poulet de 25 semaines ; D : coupe histologique du testicule du poulet de 49 semaines en activité sexuelle.

LU : Lumière, TS : Tube séminifère, EI: Espace interstitiel, VS : Vaisseau sanguin.

2.3. Développement histologique du testicule en rapport avec la maturité sexuelle

2.3.1. Animal pré-pubère

2.3.1.1. 19 S d'âge : avant photostimulation

A cet âge des animaux, nous n'avons observé dans l'épithélium séminifère que les cellules de Sertoli et les spermatogonies pour représenter les cellules germinales.

Les cellules de Sertoli reposent sur la lame basale, dont elles devinent les contours en suivant la masse cytoplasmique colorée, Elles émettent des expansions cytoplasmiques qui se prolongent jusqu'au centre du tube séminifère. Les noyaux de ces cellules sont difficiles à détecter sur nos coupes

Les spermatogonies de petite taille, à noyaux arrondis bien visibles renfermant une chromatine condensée sont distribuées sur toute la surface du tube séminifère, au centre et à la périphérie, ce sont les spermatogonies souches.

De petites plages, claires au microscope, apparaissent au centre dans certains tubes séminifères. Ce sont les ébauches de la future lumière du tube .

2.3.1.2. A 21 Semaines d'âge: Stimulation lumineuse

Jusqu'à la vingt et unième semaine d'âge, l'aspect du tissu testiculaire sur les coupes histologiques est semblable à celui de l'âge précédent. La plupart des tubes séminifères montrent une partie centrale creusée de petits espaces clairs, initiation à la mise en place de la lumière.

Au fort grossissement, l'épithélium séminifère contient des spermatogonies souches à noyau ronds et condensés et des spermatogonies à noyaux plus clairs occupant toute la section du tube, cependant on remarque un début d'alignement vers la périphérie. Dans l'espace interstitiel nous observons de nombreux vaisseaux sanguins, des cellules de Leydig, les myocytes bordant les tubes séminifères. .

A ce stade du développement post-natal, nous notons l'absence de spermatocytes, de spermatides ou de spermatozoïdes.

2.3.2. Animal pubère

2.3.2.1. Age 22 Semaines : Engagement des animaux dans la phase de la puberté

Après une semaine d'exposition à la lumière de stimulation, la structure histologique montre des tubes séminifères de diamètres nettement plus importants que ceux des deux âges précédents, creusés d'une véritable lumière dont la taille occupe presque un quart du tube séminifère (Planche III, C). Nous avons observé un enrichissement du réseau vasculaire dans la partie interstitielle par la présence de vaisseaux sanguins plus nombreux.

Au grossissement 400 (Planche III, C), nous observons un épithélium séminifère comprenant deux types de cellules de la lignée germinale: spermatogonies à noyaux ronds et condensés localisés en grande partie vers la périphérie, des spermatogonies à noyau clair. Les spermatogonies occupent la partie périphérique des tubes séminifères. Des spermatocytes I, peu nombreux, sont très reconnaissables. Grosses cellules arrondies avec des noyaux ronds et volumineux qui contiennent une chromatine condensée. Ils occupent une position centripète dans le tube séminifère, Cette évènement signe le début du processus de la spermatogenèse.

Le tissu conjonctif intertubulaire vascularisé, est riche en cellules péritubulaires de type myoïdes à noyaux aplatis. Nous remarquons déjà que l'espace interstitiel se resserre sous l'effet du développement des tubes séminifères et dessine progressivement la forme triangulaire typique, occupée notamment par les cellules de Leydig à noyaux arrondis, disposées en amas ou dispersées.

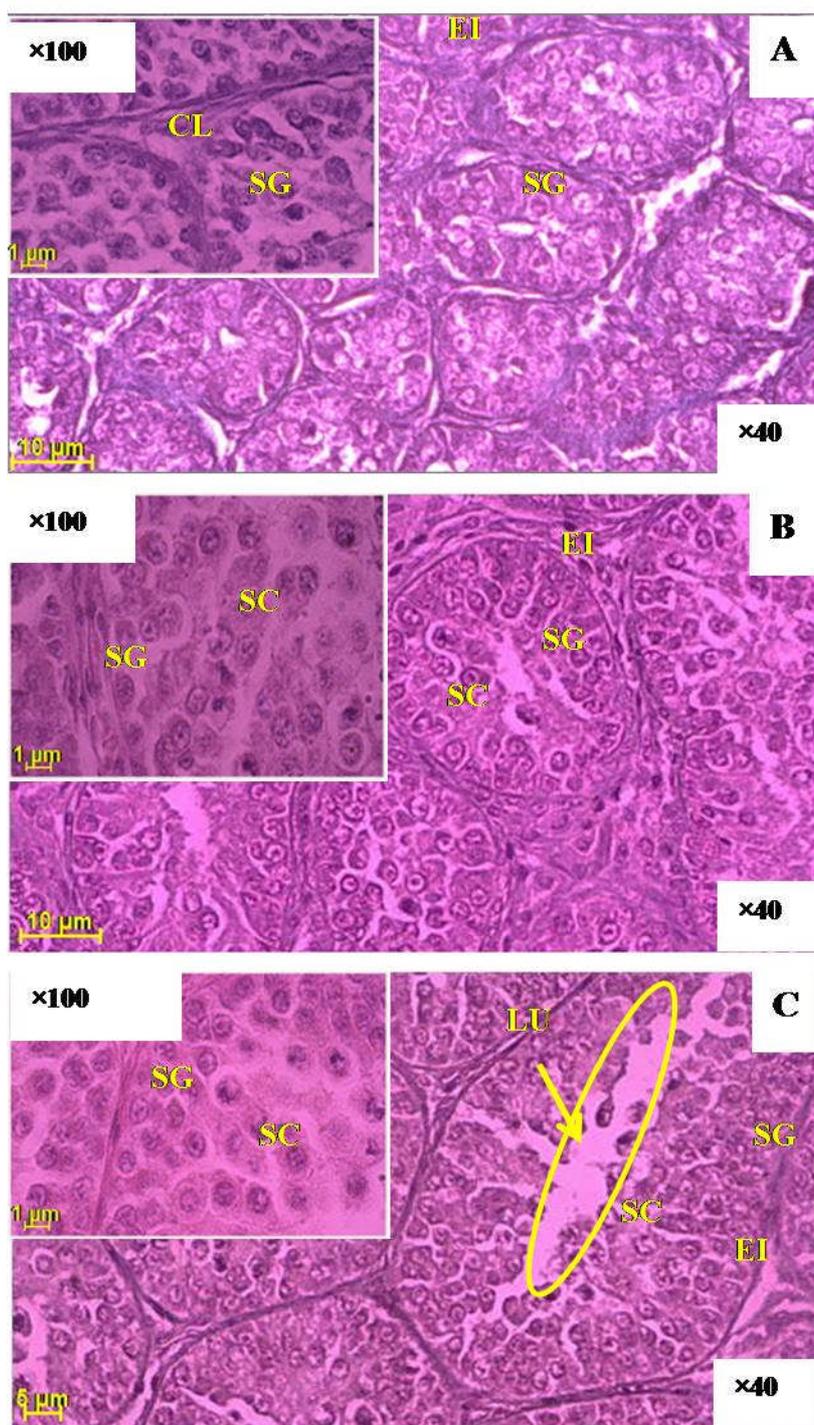


Planche III : la structure histologique du testicule à différents âges Grossissement x40 et x100 (coloration : Trichrome de Masson).

A: la structure histologique du testicule à 19,

B: la structure histologique du testicule à 21

C: la structure histologique du testicule à 22 Semaines.

Age 25 semaines : Animal pubère, début d'activité sexuelle

Chez l'animal pubère, les tubes séminifères ont un diamètre plus important ainsi que la lumière par rapport à l'animal pré-pubère.

Au grossissement 400, nous observons au niveau de l'épithélium séminifère, des spermatogonies à noyaux ronds et condensés, repoussées vers la lame basale, les autres spermatogonies à noyaux clairs, les spermatocytes I plus nombreux des spermatides rondes, de petite taille avec des noyaux à chromatine dense sont organisées en tétrades. Les spermatides allongées encore attachées en grappes à la membrane de la cellule de Sertoli. Des spermatozoïdes commencent à apparaître

Toutes ces cellules de la lignée germinale sont en position centripète dans le tube séminifère, commençant par les spermatogonies à partir de la lame basale suivie des spermatocytes I, puis des spermatides arrondies et de spermatides allongées enfin, les spermatozoïdes, très rares à ce stade de développement.

Les cellules de Sertoli, où toutes les cellules de la lignée germinale, reposent aussi sur la lame basal s'étalent jusqu'à la lumière du tube séminifère, ce qui rend leur identification difficile (Planche IV, A).

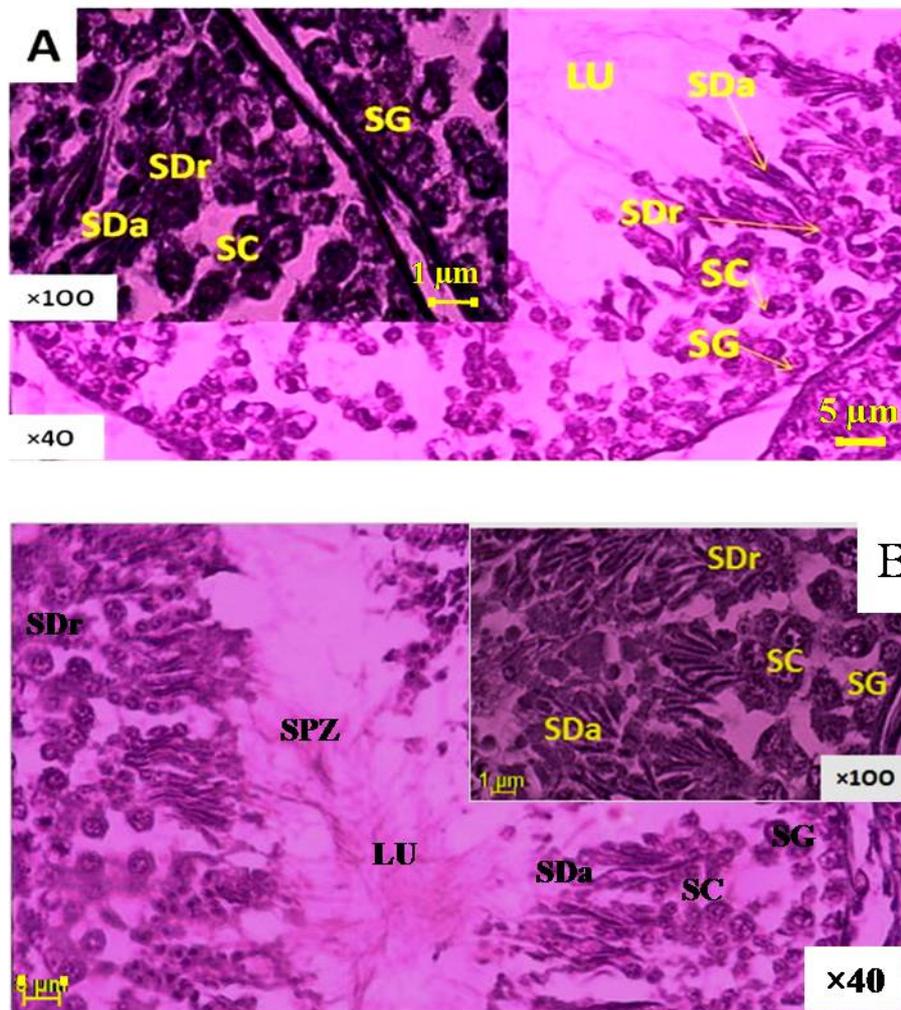


Planche IV : Structure du testicule du poulet reproducteur à 25 semaines 49 semaines d'âge. Grossissement x40 et x100 (coloration : Trichrome de Masson).

A : Testicule du poulet de 25 semaines ;

B : Testicule du poulet de 49 semaines en activité sexuelle.

LU : Lumière, SC: Spermatocyte, SG : Spermatogonie, SPZ : Spermatozoïde, SDr : Spermatide ronde, SDa : Spermatide allongée.

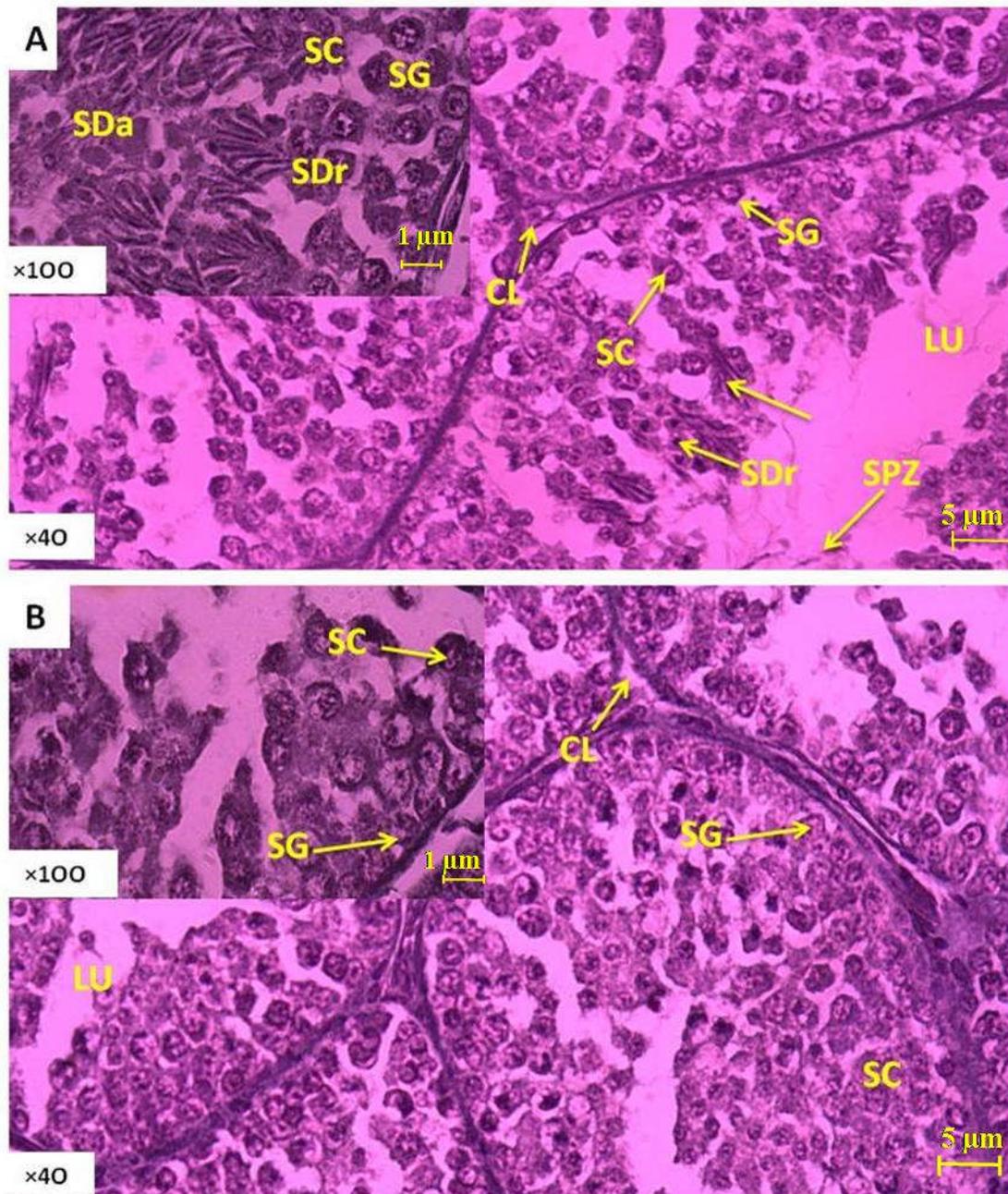
2.3.3. Age 49 semaines: animal adulte

2.3.3.1. Animal adulte en activité sexuelle optimale

Nous observons chez l'animal adulte en activité sexuelle intense, les tubes séminifères de diamètres très importants avec une grande lumière pleine, remplie par les spermatozoïdes, qui apparaissent comme des structures filamenteuses dans une lumière riche en sécrétions testiculaires qui constituent le fluide testiculaire. Tous les types des cellules de la lignée germinale sont présents. , Nous observons des spermatogonies à la périphérie, suivie de façon centripète d'une ou plusieurs couche de spermatocytes de type I, puis de spermatides rondes présentes en abondance très souvent reconnaissables par leur organisation en tétrades, signe d'une division de méiose achevée. Les spermatides allongées apparaissent sous la forme de grappes très caractéristiques suspendues au cytoplasme des cellules de Sertoli qui les prennent en charge. La lumière des tubes séminifères est occupée par les spermatozoïdes enfin libérés des cellules de Sertoli, la spermiogenèse étant achevée (Planche V, B)

2.3.3.2. Animal adulte en repos sexuelle

L'observation des coupes testiculaires du poulet reproducteur en repos sexuel (Planche V, B) révèle des tubes séminifères de diamètre et lumière inférieurs à son équivalent actif. Nous observons des spermatogonies qui occupent tout l'épithélium séminifère, les spermatocytes I sont rares et les spermatides rondes et allongées, les spermatozoïdes sont totalement absents.



. **Planche V** : Evolution de la structure du testicule entre le poulet de 49 semaines en activité sexuelle et celui de 49 semaines au repos sexuel. Grossissement x400 et x1000 (coloration : Trichrome de Masson).

A : Testicule du poulet de 45 semaines en activité sexuelle.

B : Testicule du poulet de 45 semaines au sexuel.

LU : Lumière, CL : Cellule de Leydig, SC : Spermatocyte, SG : Spermatogonie, SPZ : Spermatozoïde, SDr : Spermatide ronde, SDa : Spermatide allongée.

L'ensemble des résultats que nous avons obtenus au cours de cette étude concernent le développement du testicule du poulet reproducteur en élevage rationnel, en Algérie. Nous avons considéré les paramètres pondéraux corporels et testiculaires ainsi que les changements histologiques des structures testiculaires

1- Evolution des poids corporel et testiculaires

La croissance pondérale d'un animal résulte du développement du poids de chacun des organes constitutifs de son corps, cette croissance est un caractère extrêmement variable en fonction de facteurs génétiques, alimentaires et /ou environnementaux (**Sauveur 1988**)

Nos résultats montrent d'une manière générale un parallélisme dans l'augmentation des poids corporel et testiculaire des animaux en fonction de l'âge avec une augmentation continue en passant par une phase d'augmentation importante allant de 21S début de l'excitation lumineuse à 22S, et une phase plus ralentie mais progressive jusqu'à l'âge adulte de 49S. Ces résultats corroborent bien avec ceux trouvés par **Faure et al., (2016)**, qui constate que le poids du testicule évolue d'une façon isométrique avec le poids corporel.

Après exposition des animaux à la stimulation lumineuse inductrice de la puberté, ces paramètres pondéraux augmentent de façon plus importante et atteignent les valeurs les plus élevées, en un temps réduit. Selon **Taylor et Francis (2007)**, la stimulation lumineuse consiste à augmenter l'intensité lumineuse et la durée d'éclairage d'une façon brusque dans le but d'induire une maturité sexuelle, celle-ci est alors accompagnée d'une augmentation exponentielle des poids testiculaires. Le poids testiculaires maximal est atteint rapidement lorsque la photopériode est tardive. Néanmoins selon **De Reviere et Brillard (1975)** la croissance corporelle des coqs s'effectue, à peu près, aux mêmes taux quelque soit l'âge de la photo-stimulation. De plus, une fertilité maximale est positivement liée à un poids corporel optimal (**Taylor et Francis 2007**).

Selon ces mêmes auteurs des variations du régime alimentaires sont appliquées pour optimiser tout le temps le poids des animaux. Il a été montré que des mâles soumis à une intensité lumineuse avoisinant 10 lux ont montré un meilleur gain corporel accompagné d'une consommation alimentaire réduite due à un besoin plus faible d'énergie d'entretien par rapport à ceux élevés sous une intensité lumineuse plus élevée (**Boivin, 2007**).

La croissance pondérale des testicules s'effectue suivant trois phases consécutives chez le jeune coq. Phase de la prépuberté durant laquelle la croissance testiculaire est lente, proportionnelle à celle du corps, une phase de la puberté pendant laquelle la croissance testiculaire est rapide et enfin la phase adulte qui achève cette croissance (**De Revier, 1971**).

La croissance pondérale des testicules est lente, en valeur absolue, pendant la phase de la prépuberté, celle-ci aboutit à un poids testiculaire moyen de l'ordre de 500 mg à 1 g, correspondant à un âge de 10 semaines chez les coqs de ponte et 16 semaines chez les coqs de chair suivant les conditions de milieu.

La croissance pondérale absolue des testicules durant la puberté est d'abord très rapide pendant cette période, atteignant 150 à 600 mg/j. Puis elle ralentit, et cesse vers 20 ou 24 semaines d'âge suivant le type de coqs. (**De Reviere, 1996**).

Nos résultats montrent que les valeurs des poids testiculaire relatifs à 100 g de poids corporel ainsi que le poids testiculaire augmentent après la photostimulation. Selon **Vizcarra et al., (2010)**, après photostimulation il y a un développement exponentiel des poids testiculaires.

Selon **De Reviere et Brillard (1975)**, chez le coq soumis depuis le très jeune âge à des photopériodes quotidiennes constantes de 8 ou 16 h, l'âge moyen auquel démarre la phase pubère du développement testiculaire, évaluée à 16 semaines, est peu affectée par la durée d'éclairage. Pendant cette phase, les jours longs induisent une vitesse de croissance testiculaire 2 fois plus élevée qu'en jours courts.

Les variations des poids testiculaires en fonction de la durée d'éclairage journalier reflètent, pour l'essentiel, celles de l'activité spermatogénique.

Selon **De Reviere (1971)**, la croissance des testicules est due essentiellement au développement des tubes séminifères, ce qui est évident sur le plan histologique. Les structures séminifères sont bien développées, les lumières sont très importantes et l'épithélium séminifère contient tous les types de cellules de la lignée germinale, signe d'une importante activité sexuelle. Le nombre de cellules germinales est en relation linéaire avec le poids testiculaire (**De Reviere, 1971**).

Luna et al. (2014) ont observé une forte activité testiculaire, chez le poulet, accompagnée par une augmentation des poids testiculaires, ainsi que celle des concentrations plasmatiques des LH, FSH, testostérone et de l'hormone de croissance GH.

Les variables microscopiques comme l'apparition de spermatides allongées et de spermatozoïdes dans les tubes séminifères, le diamètre, le nombre et la taille des cellules interstitielles et germinales ont été utilisés comme indicateurs de maturité (**Schinckel et al., 1983 ; Tegegne et al., 1991 in Lakabi, 2017**), ces paramètres concordent modérément avec les variables macroscopiques (**Schinckel et al., 1983 ; Chemes, 2001 in Lakabi, 2017**).

Notre étude histologique sur le développement post-natal testiculaire chez le poulet reproducteur prépubère âgé de 19 et 21 semaines a révélé des tubes séminifères d'un petit diamètre présentant des ébauches de lumière initiatrices de la mise en place de la future lumière, et des spermatogonies qui occupent pratiquement toute la surface du tube séminifères. Cet état indique que l'activité sexuelle n'a pas encore commencé.

A 22 semaines, le diamètre des tubes séminifères commence à croître, une véritable lumière est visible, à ce stade, les spermatogonies constituent la population germinales majoritaire.

Au moment de l'éclosion, chez le coq, les testicules très petits (moyenne : 2.5 mg par testicule), sont déjà organisés en tubes séminifères, constitués d'une membrane basale périphérique, et d'un épithélium comprenant d'une part des cellules somatiques, les cellules de Sertoli, nombreuses mais peu différenciées, et d'autre part des cellules germinales, bien moins abondantes. Les plus évoluées peuvent être des spermatogonies chez le coq de type chair ou des spermatocytes primaires chez le Coqs de type ponte, plus précoces (**De reviers, 1996**).

Pendant la période postnatale, le développement des testicules se poursuit en 3 phases, suivant une courbe pondérale d'allure sigmoïdale. La première phase, dite prépubère, est caractérisée par l'absence de production de spermatozoïdes (**De Reviers 1996**).

La spermatogenèse est alors limitée et la production de spermatocytes primaires, de plus en plus nombreux. Au même temps, les cellules de Sertoli cessent de se multiplier, et se différencient progressivement avec augmentation de leur taille cytoplasmique. . Il en résulte une augmentation très importante du diamètre et de la longueur totale des tubes séminifères,

qui occupent la quasi-totalité (85 à 95 %) du volume testiculaire en fin de phase de la prépuberté (**De reviers 1996 et Hien, 2002**).

L'établissement de la spermatogenèse se produit d'une manière très analogue chez le coq et les mammifères et est en relation étroite avec le développement pondéral des testicules (**De Reviers, 1971**).

L'apparition des différentes cellules de la lignée germinale n'a pas eu lieu au même moment dans tous les segments de tubes séminifères du coq ; ce qui a été observé aussi chez plusieurs espèces de mammifères. L'établissement de la spermatogenèse est un phénomène progressif à la fois dans le temps et dans l'espace (**De Reviers, 1971 et Bowling et al., 2003**).

L'augmentation du nombre total de toutes les catégories de cellules germinales au cours de la croissance testiculaire provient en grande partie de l'entrée en activité sexuelle. **De Reviers (1971)** a montré chez le Taureau que le nombre de spermatogonies souches contenues dans les testicules augmente bien après la puberté.

Au début de la phase de la puberté, les premiers spermatozoïdes produits sont de mauvaise qualité et par conséquent peu féconds. Avec un accroissement simultané du nombre des lignées germinales fonctionnelles et du rendement des différentes étapes de la spermatogenèse (**De reviers, 1996**).

Selon **Pichereau (2012)**, le développement gonadique et la ponte sont stimulés par l'augmentation de la durée de l'éclairage et son intensité.

Contrairement au commencement de la ponte du premier œuf qui est un événement bien tranché de la maturité sexuelle de la poule, chez le coq la limite l'est moins. En effet, le nombre et la qualité des spermatozoïdes produits augmentent progressivement pendant la phase de la puberté, de sorte que la maturité sexuelle est atteinte peu avant que le nombre de spermatozoïdes produits soit maximum ce qui peut durer (**Pichereau, 2012**). **De Reviers (1996)** a en effet montré que la fécondance des premiers spermatozoïdes produits par le jeune coq est faible, et qu'elle augmente progressivement avec l'âge des animaux.

Durant la vie adulte, il est souhaitable que l'activité spermatogénique soit maintenue à un niveau élevé. En effet, les coqs reproducteurs de type chair mis en place en reproduction naturelle avec les poules, sont censés les féconder depuis l'entrée en ponte, âge correspondant à 24 semaines ou moins, jusqu'à l'âge de leur réforme qui est de 64 semaines environ. Les poules, et par conséquent les coqs, sont soumis pendant ce temps à des jours longs, réputés favorables au maintien d'une bonne ponte (**De Reviere, 1996**).

Selon **Nalbandov (1967)**, le développement testiculaire du coq est peu sensible aux variations de la durée quotidienne d'éclairement. En effet, il peut avoir lieu dans la quasi-obscurité, à 30 minutes d'éclairement par jour. Mais, dans ces conditions, le développement testiculaire est très retardé, ce qui est incompatible en pratique avec une bonne reproduction.

D'autre part selon **De Reviere (1996)**, chez le coq soumis depuis le très jeune âge à des photopériodes quotidiennes constantes de 8 ou 16 h, l'âge moyen auquel démarre la phase pubère du développement testiculaire, 16 semaines est peu affecté par la durée d'éclairement.

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**)

Nous avons donc pour le coq une situation différente de celle observée chez les oiseaux sauvages car le développement testiculaire y est possible en jours de moins de 9 heures de luminosité. Par contre le poids testiculaire régresse chez les coqs adultes maintenus sous des jours longs, même quand la durée d'éclairement est augmentée de 16 à 20 h (**De Reviere, 1996**).

Chez le coq en croissance, les variations de la durée quotidienne d'éclairement ont une influence considérable sur l'âge auquel démarre la phase de la puberté du développement testiculaire (**De Reviere ; 1996**)

La maturité sexuelle peut être atteinte dès l'âge de 16 semaines, en les photostimulant par des jours croissant rapidement à partir de l'âge de 8 semaines. Cela représente près de 4 semaines d'avance par rapport aux coqs de l'âge de la même origine lorsqu'ils sont placés en jours longs depuis l'éclosion. (**De Reviere et Brillard ; 1975**)

En ce qui concerne le photopériodisme, des études montrent que des jours croissant rapidement, appliqués suffisamment tôt dans la vie de l'animal, ont une plus grande efficacité sur la précocité sexuelle que les jours longs même s'ils sont appliqués dès le très jeune âge.

Chez les oiseaux immatures exposés à des jours courts, une augmentation du taux de mélatonine stimule la production de GnIH qui, en parallèle à l'exposition à une lumière de faible intensité, réduit la sécrétion de GnRH-I ce qui entraîne une faible sécrétion de gonadotropines (LH, FSH) (**Pichereau, 2012**)

Chez le coq, les variations de la durée quotidienne d'éclairement ont donc une plus grande influence sur la maturité sexuelle ceci montre que la quantité totale de lumière reçue pendant la vie de l'animal, le rapport de la durée de la nuit à la durée du jour, la durée propre de la période sombre, et même celle de la période claire sont des facteurs insuffisant pour déclencher la maturité sexuelle, mais principalement l'efficacité de la lumière en tant que facteur gonadostimulant pourra la déclencher (**De Reviere et Brillard, 1975**).

Le poids testiculaire ainsi que les concentrations de LH, FSH et testostérone sont significativement augmenté après la photo-stimulation. Chez les poulets, comme chez la plupart des reproducteurs saisonniers, la stimulation de l'axe gonadotropique est influencée par la photopériode. Les photorécepteurs rétiniens et transcraniens transforment l'énergie de la lumière en un signal biologique comme une hormone qui régule la sécrétion des gonadotropin-releasing hormone (GnRH) (**Brillard , 1981**).

Les photorécepteurs encephaliques sont peut être impliqués dans la stimulation gonadotropique induite. Cependant, les photorécepteurs hypothalamiques n'ont pas été identifiés. Dans l'espèce aviaire, les photorécepteurs peuvent être localisés dans l'hypothalamus basal moyen dans la même région où le générateur d'impulsion GnRH est localisé.

Chez le poulet, la glande pinéale ou épiphyse, exprime un rythme circadien de mélatonine sous des cycles clair sombres et qu'elles peuvent avoir des capacités photoréceptives avec un rythme circadien (**Luna, 2014**).

Les sécrétions de LH et FSH avant et après la photostimulation, suggère que la sécrétion des gonadotropines puisse être différenciellement régulée chez le poulet reproducteur .

Une régulation autocrine-paracrine de la sécrétion de la FSH au niveau pituitaire par les activines, inhibines et follistatines ne peut pas être négligée (**Luna, 2014**). .

Chez les mammifères, la FSH est le régulateur le plus important pour la prolifération et la différenciation cellulaire des cellules de Sertoli. De plus, la testostérone potentialise les effets de la FSH sur les cellules de Sertoli chez les caillies (**Ferrouk, 2015**).

Selon **Luna (2014)**, bien que la production de spermatozoïdes dépende du nombre de cellules de Sertoli, le processus est contrôlé par l'axe hypothalamo-hypophyso-testiculaire.

Bien que l'effet principal de la FSH soit exercé sur des cellules de Sertoli, la LH stimule principalement les cellules Leydig qui produisent la testostérone.

Cette dernière est aussi un bon indicateur de l'activité des testicules. Les cellules de Leydig du poulet reproducteur contiennent toutes les enzymes qui sont nécessaires pour la production de testostérone et répond rapidement à la stimulation par la LH.

Bien que la LH, FSH et la testostérone soient essentielles pour la spermatogenèse chez les oiseaux, il apparaît que la FSH est le meilleur indicateur de l'activité du testicule (**Luna, 2014**).

Notre travail concerne l'étude préliminaire du développement histologique du testicule de poulet reproducteur de type Cobb 500. Elle nous a permis de montrer que le développement des gonades, de la pré-puberté à la maturité sexuelle chez le poulet, est fortement influencée par la photopériode.

Les résultats de l'analyse des paramètres macroscopiques montrent une augmentation linéaire des poids des animaux et des poids et diamètres des testicules en fonction de l'âge. La photostimulation engendre une très forte augmentation du poids et du diamètre des gonades. Le poids des gonades est multiplié par 25 fois entre le début et la fin de la photostimulation.

L'analyse histologique montre la présence de spermatocytes I à partir 22S avec une densité très importante à 25S, âge à partir duquel apparaissent les spermatides rondes et les premières spermatides allongées ainsi que les premiers spermatozoïdes. A 49S le tissu testiculaire témoigne d'une spermatogenèse optimale avec tous les types cellulaires de la lignée germinale. Les spermatides allongées sont abondantes sur l'ensemble de l'épithélium séminifère et la lumière remplie de spermatozoïdes.

Les animaux mis au repos après une intense activité sexuelle montrent des tubes séminifères atrophiés avec une lumière vide rappelant la structure observée chez les animaux de 22S, initiés par la photostimulation.

Au vu de nos résultats, nous suggérons des essais d'optimisation de la photostimulation à un âge plus précoce et une utilisation du mâle actif de manière plus contrôlée afin de préserver ses performances de reproducteur plus longtemps.

Il serait d'un très grand intérêt de se pencher sur les possibilités de sélectionner des parentaux robustes et entièrement adaptés aux conditions naturelles de nos régions et dont on maîtrisera les performances de reproductions sur la base d'études de physiologie et de génétique pour hisser notre production, dans ce secteur économiquement stratégique à un niveau concurrentiel.

Anonyme 1. <http://nte-serveur.univ-lyon1.fr/nte/lejeune/pcem2/SertoliSptg.html>

Anonyme 2, 2011. Imae web

Anonyme 3, 2017. Imae web

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.

Beghoul S., 2006, Bilan lésionnel des autopsies des volailles effectuées au niveau du laboratoire vétérinaire régional de Constantine. Mémoire de Magister en médecine vétérinaire. Faculté des sciences. Université Mentouri de Constantine -.Algérie.

Boivin C., 2007, Effet de l'intensité lumineuse sur le contrôle de la reproduction chez la brebis et sur la croissance des agneaux. Mémoire pour l'obtention du grade de maître ès sciences. Université Laval. Québec.

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, 212 p.

Brillard J.P., 1981. Influence de la photopériode quotidienne sur le développement des testicules et sur l'établissement de la spermatogenèse chez la pintade. Thèse, Faculté des Sciences exactes et Naturelles de l'Université de Tours, 68 p.

Brillard J.P., 1986, Influence of spermatozoa numbers and insemination frequency on fertility in dwarf broiler breeder hens. *Poultry science*, **65** (12): 2330-2334.

Brown C. R. 1976, Comparison of neutral proteinase activities in cock and ram spermatozoa and observations on a proacrosin in cock spermatozoa. *Journal of reproduction and fertility*. **46** (1): 155-164.

Chemineau P, Malpaux B Guérin Y Maurice F Daveau A Pelletier J., 1992 Lumière et mélatonine pour la maîtrise de la reproduction des ovins et des caprins. INRA, physiologie de la reproduction, 37380 Nouzilly, 41,247-261, elsevier/inra

Coujard R, Poirier J, Racadot J. 1980. Précis d'Histologie Humaine. Paris: Masson/Québec: Presses de l'Université Laval. 752 p.

De Reviere M.,1988. Appareil génital mâle et production des spermatozoïdes. *In* Sauveur B et de Reviere M. Eds. Reproduction des volailles et production d'œufs. Paris, Fr. : INRA; 141-181.

De Reviers M., 1971. Le développement testiculaire chez le coq : 1- croissance pondéral des testicules et développement des tubes séminifères. *Ann. Biol. Anim. Bioch. Biophys.*, 11, 513-530.

De Reviers M., 1977. Le développement testiculaire chez le coq : V- Action de variations progressives de la durée quotidienne d'éclaircissement. *Ann. Biol. Anim. Bioch. Biophys.*, 17, 179-186

Djelil H., 2012. Ectoparasitisme et parasitémie du poulet de ferme (*Gallus gallus domesticus*, linnaeus 1758) dans la région d'Oran. Mémoire de Magister en parasitologie. Université d'Oran. Algérie.

Educagri, 2005; reproduction des animaux d'élevage, deuxième édition, éditions educagri, ;407 p

Faure M, Guibert E, Crochet S, Chartrin P, Brillard J.P., Collin A., et Froment P. ,2015. Differential proliferation and metabolic activity of Sertoli cells in the testes of broiler and layer breeder chickens. PRC, INRA, CNRS, IFCE, Université de Tours, 37380 Nouzilly, France ; and URA, INRA 37380 Nouzilly, France

Ferrouk M., Boukenaoui N., Smaili I., Abd Al Samad I., et 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.

Fournier A. 2005. Elevage des poules. *In* Ectoparasitisme et parasitémie du poulet de ferme (*Gallus gallus domesticus*, linnaeus 1758) dans la région d'Oran, Mémoire de Magister en parasitologie. Université d'Oran. Algérie.

Gabe M. 1968. Techniques histologiques. Eds *Masson* Paris 1, 1113p.

José M., Saez H., Le jeune O., René H., 1995, Le contrôle des fonctions différenciées des cellules de Leydig, *midecine/sciences*; li: 547-53

Josso N. et Rey R. 1 995. La cellule de Sertoli, une cellule endocrine *médecine/sciences*; 1 1 : 537-46

Kohler Ch ., 2012, L'appareil génital masculin, Collège universitaire et hospitalier des histologistes, embryologistes, cytologistes et cytogénéticiens (CHEC), Université Médicale Virtuelle Francophone, p 15.

Korn N. (2000). Ultrastructure of spermatozoa from Japanese quail. *Poult Science*. **79** (3): 86-93.

Labas V., Grasseau I., Cahier K., Gargaros A., Harichaux G., Teixeira-Gomes A., Alves S, Bourin M, Gerard N, Blesbois E. (2015). Qualitative and quantitative peptidomic and proteomic approaches to phenotyping chicken semen. *Journal of Proteomics*. **1**; (112): 313-35.

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 : Biologie et physiologie animale : Université Mouloud Maameri de Tizi Ouzou, 2017.

Le Moigne A. et Foucrier J. ,2009.biologie du développement, edition dunod, 7e édition, 399p.

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.*

Martoja R. et Martoja M., 1967. Initiation aux techniques de l'histologie animale. Eds *Masson et Cie*, Paris, 343p.

Marvan F. Postnatal development of the male genital tract of the *Gallus domesticus*. *Anat. Anz. Bd.* 1969 ; 443-462.

MEDDOUR Z., 2010, Effet de la mélatonine sur la reproduction chez le pigeon domestique : *Columba livia* Mémoire de Magister en Biologie Animale, Université Badji Mokhtar, Annaba

Meyer CH. et Rouvier R., 2009. L'insémination artificielle des volailles, Note bibliographique, *Cirad Campus de Baillarguet*, Montpellier, France.

Nguyen T. M. (2015). Rôle de protéines clés de signalisation dans la qualité de cellules de reproduction destinées à être cryopréservées, thèse de Doctorat. Université François – Rabelais de Tours.

Nicaise C., 2015 ; Système génital mâle, , SVETB303, p9.

Nishiyama H. (1955). Studies on the accessory reproductive organs in the cock. *J.F.Agric*, 10: 277-305.

Okamura F.,1978. The passage of spermatozoa through the vitelline membrane in the domestic fowl *Gallus gallus*. *Cell Tiss Res*, 188: 497–508

Pelletier R.M., 1995 ; Le rôle des jonctions intercellulaires dans le fonctionnement de la barrière hémato-testiculaire. médecine/sciences ; 4 (11) : 605-9

Petit jean M. 1970, Résultats expérimentaux sur la subfertilité liée à la crête rosacée chez le coq. *Cong. Mond. Avic.* Madrid, 1: 302-303

Sauveur B. (1982). Notions de physiologie de la reproduction femelle en relation avec l'insémination artificielle. In: Fertilité et insémination artificielle en aviculture. Station de recherches avicoles INRA, BP n°1, 37380 Monnaie / ITAVI. p. 61-75.

Sauveur B. (1988). Reproduction des volailles et production d'œufs. Paris. Eds. *INRA.*, vol. 1, 449 p.

Soltner D. (2001). La reproduction des animaux d'élevage. Sciences et Techniques Agricoles, Collec. Sciences et Techniques Agricoles, 49130 Eds. *Ste-Gemmes-sur-Loire*, vol. 1, 232 p.

Villate D. (2001). Maladie des volailles. Eds. *France Agricole*. 2ème éd. 400p.

Vizcarra J. A., Kirby J. D., Kreider D. L. Testis development and gonadotropin secretion in broiler breeder males. Food and Animal Sciences, Alabama A&M University. Poultry Science Association Inc 2010.

Walter JB. (2007). Reproductive Biology and Phylogeny of Birds: Phylogeny, Morphology, Hormones, Fertilization, Barrie GM. Jamieson Eds. *Enfield, NH: Science Publishers*. vol.6 609 p

Wilson F.E. et Follet B.K., 1974. Plasma and pituitary luteinizing hormone in intact and castrated tree sparrows (*Spizella arborea*) during a photo-induced gonadal cycle. *Gen. Comp. Endocrinol.*

Fiche technique N° 1 :

Bouin hollandaise : fixateur (GABE, 1968)

Broyer à froid dans un mortier :

Acétate de cuivre 2,5 g

Eau distillée..... 100 ml

Agiter puis ajouter peu à peu :

Acide picrique..... 4 g

Le liquide se conserve indéfiniment.

Filtrer après complète dissolution et ajouter :

Formaldéhyde 36- 40% (en solution saturée) 10ml

Acide acétique cristallisable..... 1ml

Pour obtenir 1 litre de Bouin Hollandaise, préparer au moment de l'emploi (ou la veille, si nécessaire)

Une conservation de plusieurs semaines dans le fixateur est possible à condition qu'il n'y ait pas d'évaporation (flacons bouchés, éviter l'utilisation de bouchons métalliques qui seraient très rapidement oxydés). Les tissus peuvent être conservés plusieurs semaines dans le fixateur.

Fiche technique N° 2:

Trichrome de Masson (MARTOJA et MARTOJA, 1967)

Mode opératoire :

Les coupes déparaffinées hydratées passent successivement dans :

L'hématoxyline de Groat.. 3 minutes.

Lavage à l'eau courante 5 minutes.

Mélange fuchsine ponceau 5 minutes.

Eau acétifiée à 1% Rinçage.

Orange G 5 minutes.

Eau acétifiée à 1% Rinçage.

Vert lumière 5 minutes.

Eau acétifiée à 1% Rinçage.

Ensuite les coupes sont déshydratées et montées au baume de Canada.

Résultats :

Les noyaux sont colorés en brun noir.

Les cytoplasmes en rouge vif ou bleu.

Hématoxyline de Groat (MARTOJA et MARTOJA, 1967) :

Préparation à froid :

Première solution :

1. Acide sulfurique concentré.....0,8 ml
2. Alun de fer.....1 g
3. Eau distillée.....50 ml

Deuxième solution :

1. Hématoxyline.....0,5g
2. Alcool à 95°.....50 ml

Après dissolution, mélanger les deux solutions, laisser reposer pendant une heure et filtrer.
Se conserve pendant trois mois environ.

Mélange fuchsine acide ponceau (MARTOJA et MARTOJA, 1967) :

Préparation à froid :

1. Fuchsine acide.....0,1g
2. Ponceau.....0,2g
3. Eau distillée.....300 ml

Après dissolution ajouter :

Acide acétique.....0,6 m

Conservation illimitée

Orange G (MARTOJA et MARTOJA, 1967) :

1. Acide phosphomolybdique ou phosphotungstique.....3 à 5g
2. Eau distillée.....100 ml
3. Orange G.....2g

Conservation illimitée

Vert lumière (MARTOJA et MARTOJA, 1967) :

1. Vert lumière.....1g
2. Eau distillée.....100 ml
3. Acide acétique.....0,2 ml

Conservation illimitée

Résumé

Dans le cadre de l'évaluation des performances de reproduction du poulet reproducteur de type Cobb500 en élevage rationnel nous avons réalisé une étude sur le développement histologique du testicule chez le poulet reproducteur mâle durant la période postnatale de maturation sexuelle en ciblant la période qui recouvre des stades clés de la mise en place de la maturité sexuelle soient pré-puberté-puberté-maturité. Dix poulets âgés entre 19 et 49 semaines (S) ont été sacrifiées, pesés, les gonades prélevées, pesées et fixées pour une étude histologique. Les variables mesurées sont le poids de l'animal, poids des testicules suivis d'une analyse histologique des structures gonadiques après coloration au trichrome de Masson.

Les résultats de l'analyse des paramètres macroscopiques montrent une augmentation linéaire des poids des animaux et des poids et diamètres des testicules en fonction de l'âge. Le poids et le diamètre gonadiques augmentent drastiquement à la puberté. Nous avons enregistré une augmentation de 2 fois et de 25 fois le poids testiculaire (PT) respectivement au début et à fin de la photo-stimulation et une diminution de 6 fois le PT chez l'animal mis au repos par rapport à l'animal actif.

L'analyse histologique montre la présence de spermatocytes I à partir 22S avec une densité très importante à 25S âge à partir duquel apparaissent les spermatides rondes et les premières spermatides allongées ainsi que les premiers spermatozoïdes. A 49S le tissu testiculaire témoigne d'une spermatogenèse optimale avec tous les types cellulaires de la lignée germinale. Les spermatides allongées sont abondantes sur l'ensemble de l'épithélium séminifère et la lumière remplie de spermatozoïdes.

Les animaux mis au repos après une intense activité sexuelle montrent des tubes séminifères atrophiés avec une lumière vide rappelant la structure observée chez les animaux de 22S, initié par la photo-stimulation.

Nos résultats montrent un effet drastique de la stimulation lumineuse sur la maturation gonadique chez le poulet reproducteur mâle de type Cobb500. Nous suggérons des essais d'optimisation de la photo-stimulation à un âge plus précoce et une utilisation du mâle actif de manière plus contrôlée afin de préserver ses performances de reproducteur plus longtemps.

Mots Clés : Reproduction, Testicule, Photo-stimulation, Spermatogenèse, Maturation

Abstract

As part of the evaluation of the reproductive performance of the Cobb500 breeding chicken in rational breeding, we conducted a study on the histological development of the testis in the male breeding chicken during the postnatal period of sexual maturation by targeting the period that covers key stages of sexual maturity development are pre-puberty-puberty-maturity. Ten chickens aged between 19 and 49 weeks (S) were sacrificed, weighed, the gonads removed, weighed and fixed for histological study. The variables measured are the weight of the animal, the weight of the testes followed by an histological analysis of the gonadal structures after staining with Trichrome Masson.

The results of the macroscopic parameters analysis show a linear increase in animal weights and testicular weights and diameters as a function of age. Gonadal weight and diameter increase drastically at puberty. We recorded a 2-fold and 25-fold increase in testicular weight (TW) at the beginning and end of the photo-stimulation, respectively, and a 6-fold decrease in TW in the resting animal compared to the active animal.

The histological analysis shows the presence of spermatocytes I from 22S with a very high density at 25S age from which appear the round spermatids and the first elongated spermatids as well as the first spermatozoa. At 49S the testicular tissue demonstrates optimal spermatogenesis with all cell types of the germ line. Elongated spermatids are abundant throughout the seminiferous epithelium and the light filled with spermatozoa.

Animals resting after intense sexual activity show seminiferous tubules atrophied with an empty light recalling the structure observed in 22S animals, initiated by photo-stimulation.

Our results show a dramatic effect of light stimulation on gonadal maturation in Cobb500 male breeding brood. We suggest photostimulation optimization trials at an earlier age and use of the active male in a more controlled manner to preserve reproductive performance for longer.

Key words: Reproduction, Testicle, Photo-stimulation, Spermatogenesis, Maturation.

