

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE  
MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE  
Université Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou  
Faculté des Sciences Biologiques et Sciences Agronomiques  
Département de Biologie



**MEMOIRE DE FIN D'ETUDES**  
**EN VUE DE L'OBTENTION DU DIPLOME DE MASTER EN**  
**SCIENCES BIOLOGIQUES**

**Spécialité : Biologie et physiologie de la reproduction (BPR)**

**THEME**

**Etude structurale du testicule après une  
exposition à l'obscurité chez le lapin adulte**

Mlle OUANANI Melissa

**Soutenu devant le jury composé de :**

<b>Mme LAKABIL</b>	M.C.A-UMMTO	Présidente
<b>Mme AKDADER.S</b>	M.C.B-UMMTO	Promotrice
<b>Mme KAMELA</b>	M.C.B-USTHB	Co- promotrice
<b>Mme CHOUGAR.S</b>	M.C.A-UMMTO	Examinatrice

**Année universitaire : 2021/2022.**

## *Remerciements*

*Tout d'abord, j'adresse mes sincères remerciements à toutes les personnes qui ont contribué et aidé à la rédaction de ce mémoire.*

*Ce travail n'aurait pas vu le jour sans l'encadrement de qualité, l'aide, la présence, l'écoute, la patience et la gentillesse de Mme AKDADER,S maitre de conférences catégorie B au sein de l'UMMTO.*

*Je tiens à exprimer ma reconnaissance à ma Co-promotrice Mme KAMEL.A pour son aide et sa contribution dans la réalisation de ce travail.*

*Je remercie particulièrement Mme LAKABI.L, qui mas fait honneur en acceptant de présider et d'évaluer ce modeste travail.*

*J'exprime également mes sincères remerciements à Mme CHOUGAR,S d'avoir accepté d'examiner ce travail.*

## *Dédicaces*

*Je dédie ce modeste travail*

*A mon défunt père parti trop tôt,*

*Que j'aurais tant voulu avoir à mes côtés en ce jour si spécial. Lui, qui aurait aimé voir son unique fille réussir et atteindre son objectif. Je le remercierai jamais assez pour tout le savoir, l'éducation et les valeurs qu'il m'a inculqué ; j'espère qu'il est fier de moi de là où il est.*

*A ma chère mère,*

*Que j'admire énormément pour son courage, sa force et sa bravoure. Elle, qui m'a tant soutenu, épaulé et encouragé durant ces années d'études et surtout poussé à devenir la meilleure version de moi-même.*

*A mes chers frères,*

*Qui ont toujours répondu présents, qui ont été de bons conseils et d'un énorme soutien moral.*

*A mes ami(e)s,*

*Qui se reconnaîtront sans que j'aie à citer leurs noms, pour leurs encouragements et leur bienveillance.*

## **Abréviations**

**Ad** : Dark

**Ap** : Pale

**ESM** : Erreur standard à la moyenne

**F** : Flagelle

**2F** : Deux flagelles

**FA** : Flagelle angulé

**FSH**: Hormone folliculo-stimulante

**G**: Gramme

**GnRH**: Gonadotrophin releasing hormone

**GRP**: Gastrin-Releasing Peptide

**IRMA** : Radio- immunométrique

**J1** : Début du traitement

**J7** : Milieu du traitement

**J15** : Fin du traitement

**Kg** : Kilogramme

**LU**: Lumière

**LH** : Luteinizing hormone

**NSC** : Noyau suprachiasmatique

**PC** : Poids corporel

**PI** : Pièce intermédiaire

**PR**: Poids relatif

**R-GnRh**: Gonadotrophin-releasing hormone receptor

**S** : Traité

**S<sup>2</sup>** : Estimation de la variance

**Sg** : Spermatogonies

**Spz** : Spermatozoïdes

**SRD** : Surrénale droite

**SRG** : Surrénale gauche

**2SR** : Deux surrénales

**T** : Témoin/ Tête

**2T** : Deux têtes

**TC** : Tissu conjonctif

**TD** : Testicule droit

**TG** : Testicule gauche

**TI** : Tissu interstitiel

## Liste des figures

<b>Figure 1</b> : Paramètres caractéristiques d'une fonction rythmique .....	2
<b>Figure 2</b> : Réponses du rythme circadien à la lumière. ....	3
<b>Figure 3</b> : Représentation schématique des fonctions biologiques contrôlées par l'horloge circadienne. ....	4
<b>Figure 4</b> : Biosynthèse de la mélatonine. ....	5
<b>Figure 5</b> : Catabolisme hépatique et cérébral de la mélatonine.....	6
<b>Figure 6</b> : Appareil reproducteur du lapin male. ....	8
<b>Figure 7</b> : Organisation anatomique du testicule et de l'épididyme. ....	9
<b>Figure 8</b> : Structure intra-testiculaire. ....	11
<b>Figure 9</b> : Caractéristiques structurales du spermatozoïde.....	14
<b>Figure 10</b> : Structure et sécrétion apocrine des cellules principales. ....	15
<b>Figure 11</b> : Cellules souches et spermatogénèse. ....	17
<b>Figure 12</b> : Stéroïdogénèse : la voie de synthèse des stéroïdes sexuels. ....	18
<b>Figure 13</b> : Régulation de la fonction reproductrice chez l'homme. ....	19
<b>Figure 14</b> : Lapins en cage individuelle munie d'aliment et d'eau. ....	22
<b>Figure 15</b> : Pesée des lapins. ....	23
<b>Figure 16</b> : Lapin sur le point d'être sacrifié. ....	23
<b>Figure 17</b> : Dissection du lapin après sacrifice et prélèvement des organes. ....	24
<b>Figure 18</b> : Centrifugation du sang.....	24
<b>Figure 19</b> : Pesée et fixation des organes dans le bouin Hollande. ....	25
<b>Figure 20</b> : Etapes de la fixation d'organes. ....	26
<b>Figure 21</b> : Bains d'alcool.....	26
<b>Figure 22</b> : Organes placés dans des moules à paraffine.....	27
<b>Figure 23</b> : Etapes de la réalisation des coupes histologiques au microtome. ....	28
<b>Figure 24</b> : Etapes de la coloration trichrome de MASSON.....	29
<b>Figure 25</b> : Observation des lames au microscope photonique. ....	29
<b>Figure 26</b> : Etalement d'une goutte de sperme sur une lame.....	30
<b>Figure 27</b> : Variations du poids corporel des lapins témoins (T) et soumis à l'obscurité (S) âgés de 5 mois. ....	37
<b>Figure 28</b> : Représentation graphique du poids absolu des glandes surrénales droites et gauches des lapins âgés de 5 mois. ....	38
<b>Figure 29</b> : Représentation graphique du poids surrénalien relatif des lapins âgés de 5 mois.....	39

<b>Figure 30</b> : Représentation graphique du poids absolu testiculaire des lapins témoins et traités. ....	40
<b>Figure 31</b> : Représentation graphique du poids relatif testiculaire des lapins témoins et traités. ....	41
<b>Figure 32</b> : Représentation graphique montrant l'évolution des taux sériques en FSH et LH des lapins témoins et traités.....	42
<b>Figure 33</b> : Observation des spermatozoïdes de lapins témoins au microscope photonique au G X 40. ....	44
<b>Figure 34</b> : Observation des spermatozoïdes de lapins témoins au microscope photonique au G X 100. ....	44
<b>Figure 36</b> : Observation des spermatozoïdes de lapins traités au microscope optique au G X 100. ....	44
<b>Figure 35</b> : Observation des spermatozoïdes de lapins traités au microscope photonique au G X 40. ....	44
<b>Figure 37</b> : Coupe histologique du testicule de lapins témoins âgés de 5 mois observée au microscope photonique au G X 40. ....	46
<b>Figure 38</b> : Coupe histologique du testicule de lapins témoins observée au microscope photonique au G X 100. ....	46
<b>Figure 40</b> : Coupe histologique du testicule de lapins traités observée au microscope photonique au G X 100. ....	46
<b>Figure 39</b> : Coupe histologique du testicule de lapins traités observée au microscope photonique au G X 40. ....	46

#### **Liste des tableaux**

<b>Tableau I</b> : Etapes de déshydratation des organes. ....	26
<b>Tableau II</b> : Etapes d'emparaffinage des organes. ....	27
<b>Tableau III</b> : Etapes de la coloration des coupes tissulaire au trichrome de MASSON.....	28
<b>Tableau IV</b> : Etapes de la coloration Hématoxyline/éosine.....	31
<b>Tableau V</b> : Variation du poids corporel des lapins témoins (T) et soumis à l'obscurité (S)..	36
<b>Tableau VI</b> : Variation des poids absolus et relatifs des surrénales des lapins témoins (T) et soumis à l'obscurité (S). ....	38
<b>Tableau VII</b> : Variation des poids absolus et relatifs des testicules des lapins témoins (T) et soumis à l'obscurité (S). ....	40
<b>Tableau VIII</b> : Variation des taux sériques en FSH et LH des lapins témoins (T) et soumis à l'obscurité (S) (Moyenne $\pm$ ESM). ....	42

## *Sommaire*

**Abréviation**

**Liste des figures**

**Liste des tableaux**

**INTRODUCTION.....1**

### **RAPPELS BIBLIOGRAPHIQUES**

**I. Rythmes biologiques ..... 2**

I.1. Définition ..... 2

I.2. Rythmes circadiens et horloge interne ..... 2

I.3. Mélatonine..... 4

I.3.1. Biosynthèse de la mélatonine ..... 4

I.3.2. Mécanismes d'action ..... 5

I.3.3. Métabolisme ..... 6

I.3.4. Régulation de l'horloge interne ..... 6

I.4. Effets de la mélatonine ..... 7

**II. Anatomie de l'appareil reproduction chez le lapin mâle adulte ..... 7**

II.1. Testicule ..... 8

II.2. Epididyme ..... 9

II.3. Canal déférent ..... 9

II.4. Vésicule séminale ..... 10

II.5. Prostate..... 10

II.6. Glandes de cowper ..... 10

II.7. Pénis ..... 10

**III. Histologie de l'appareil reproducteur du lapin ..... 10**

III.1. Histologie du testicule ..... 10

III.1.1. Tubes séminifères ..... 11

III.1.1.1. Cellules de Sertoli ..... 11

III.1.1.2. Tissu interstitiel ..... 12

III.2. Histologie de l'épididyme .....	14
III.2.1. Epithélium et lumière du canal épидидymaire .....	14
III.2.1.1. Cellules basales .....	15
III.2.1.2. Cellules principales .....	15
III.2.1.3. Cellules en halos.....	15
III.2.1.4. Cellules apicales .....	16
<b>IV. Fonctions physiologiques du testicule .....</b>	<b>16</b>
IV.1. Fonctions exocrine .....	16
IV.1.1. Spermatogénèse .....	16
IV.1.1.2. Spermatocytogènese.....	17
IV.1.1.3. Méiose .....	17
IV.1.1.4. Spermiogènèse .....	17
IV.2. Fonction endocrine .....	18
IV.2.1. Stéroïdogènèse .....	18
<b>V. Fonctions de l'épididyme .....</b>	<b>18</b>
<b>VI. Régulation hormonale de la fonction reproductrice.....</b>	<b>19</b>
VI.1. Régulation par l'axe hypothalamo-hypophysaire.....	19
VI .1.1. Au niveau hypothalamique .....	19
VI.1.2. Au niveau hypophysaire .....	20
VI.2. Rétrocontrôle par les sécrétions testiculaires .....	20
VI.2.1. Inhibine .....	20
VI.3. Régulation de l'épididyme par quelques facteurs .....	20
<b>VII. Effets de quelques facteurs sur la reproduction.....</b>	<b>20</b>
VII.1. Température .....	20
VII.2. Alimentation.....	21
VII.3. Age .....	21
VII.4. Saison .....	21

VII.5. Eclairage et photopériodisme .....	21
<b>I. MATERIEL.....</b>	<b>22</b>
I.1. Modèle animal.....	22
I.2. Prélèvement de sang et d'organes .....	23
<b>II. METHODES.....</b>	<b>25</b>
II.1. Histologie.....	25
II.1.1. Fixation.....	25
II.1.2. Deshydratation .....	26
II.1.3. Eclaircissement.....	27
II.1.4. Emparaffinage .....	27
II.1.5. Inclusion .....	27
II.2. Confection des coupes et étalement.....	27
II.2.1. Coloration des lames .....	28
II.2.2. Montage et observation des lames au microscope photonique .....	29
<b>III. Prélèvement de spermés .....</b>	<b>29</b>
III.1. Matériel utilisé.....	29
III.2. Méthode de collecte.....	30
<b>IV. Réalisation de frottis .....</b>	<b>30</b>
IV.1. Coloration des lames .....	31
IV.2. Observation des lames.....	32
<b>V. Dosages hormonaux .....</b>	<b>32</b>
V.1. Principes des dosages radio-immunométrique (IRMA) .....	32
<b>VI. Analyse statistique des résultats .....</b>	<b>32</b>
<b>I. Variations du poids corporel, surrénalien et testiculaire.....</b>	<b>36</b>
I.1. Variation du poids corporel.....	36
I.2. Variations du poids des glandes surrénales.....	38
I.2.1. Poids absolus des surrénales.....	39

I.2.2. Poids relatifs des surrénales.....	39
I.3. Variations du poids testiculaire absolus et relatifs .....	40
I.3.1. Poids absolus des testicules .....	41
I.3.2. Poids relatifs des testicules .....	41
I.4. Teneurs sériques en LH et FSH.....	42
<b>II. Aspect morphologique des spermatozoïdes et structure histologique testiculaire .....</b>	<b>43</b>
II.1. Aspect morphologique des spermatozoïdes.....	43
II.2. Structure histologique des testicules .....	45
<b>III. Discussion .....</b>	<b>47</b>
III.1. Variations des poids corporel , surrénalien et testiculaire .....	47
III.2. Teneurs sériques en LH et FSH.....	47
III.3. Aspect morphologique des spermatozoïdes et structure histologique testiculaire .....	48
<b>Conclusion .....</b>	<b>49</b>
<b>Références bibliographiques .....</b>	<b>50</b>
<b>Annexes</b>	
<b>Résumé/Abstract</b>	



***Introduction***

## *Introduction*

---

Les rythmes biologiques régulent de multiples processus physiologiques et comportementaux chez les mammifères tels que l'horloge biologique, l'homéostasie et la reproduction. Au cours du développement de l'appareil reproducteur, la croissance testiculaire dépend essentiellement de la photopériode, qui à son tour dépend étroitement de la sécrétion circadienne de la mélatonine (**Czeisler et Klerman, 1999**).

Le testicule constitué de tubes séminifères, représente le compartiment tubulaire qui assure la production de spermatozoïdes autrement dit la spermatogenèse maintenue principalement grâce à la testostérone, synthétisée auparavant par les cellules de Leydig (**Curtis et Amann, 1981 ; Eurell et Frappier, 2006**).

Le lapin est un animal rustique considéré comme un modèle essentiel dans la recherche scientifique, en raison de ses nombreux avantages dans le domaine de reproductivité qui permet la mise en évidence de certains processus reproducteurs (**Ewuola et Equnike, 2010**).

De nombreux travaux ont permis de mettre en évidence l'impact de l'obscurité sur le développement de l'appareil reproducteur chez le lapin, en examinant l'effet du désalignement du rythme circadien par l'évaluation des anomalies spermatiques, la capacité testiculaire ainsi les niveaux hormonaux de reproduction (**Moustafa 2020**).

Notre travail a été réalisé au niveau du laboratoire de **Dr LAKABI** au département des sciences agronomiques et biologiques de l'université de Tizi-Ouzou et a porté sur l'effet de l'obscurité sur la structure fonction testiculaire des lapins âgés de cinq mois. Cette étude s'est intéressée à la structure et l'activité du testicule après une exposition à une période d'obscurité permanente pendant 15 jours ainsi que sur les variations du poids pondéral, surrénalien.

Ce travail s'organise en trois principaux chapitres. Le premier traitera les rappels bibliographiques de l'anatomie et l'histologie de l'appareil reproducteur male, le 2<sup>ème</sup> chapitre portera sur la partie pratique donc matériel et méthode et le troisième chapitre traitera les résultats et discussion, ainsi pour finir une conclusion globale viendra clôturer ce document.

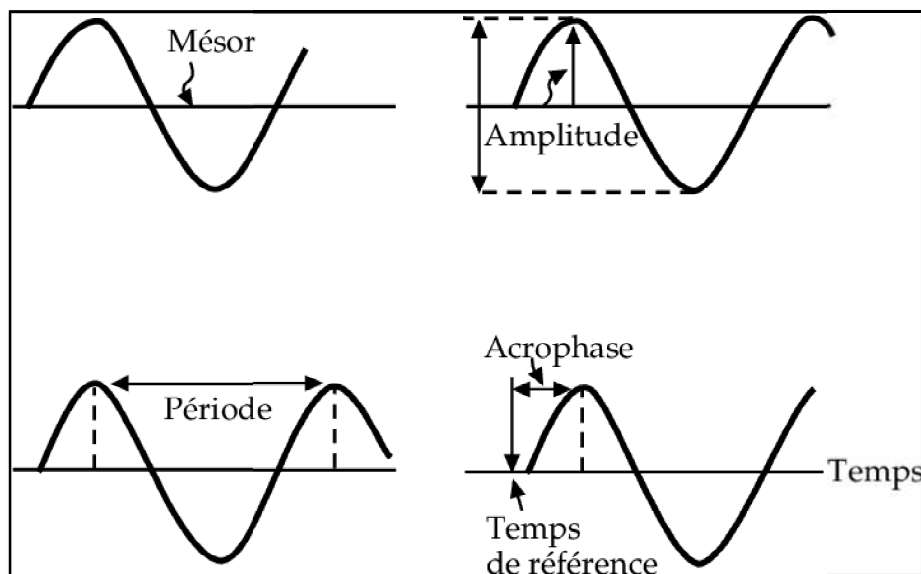


***Rappels bibliographiques***

## I. Rythmes biologiques

### I.1. Définition

Les rythmes biologiques se définissent comme une suite de variations physiologiques déterminant des oscillations de forme reproductible en fonction du temps. Ils comptent parmi les propriétés fondamentales de la matière vivante soit sur une base journalière (rythme circadien) ou annuelle (rythme saisonnier). Ils sont caractérisés par la période, l'amplitude, le méso et l'acrophase (**Bogdan et Toutou, 2001**), orchestrés et dépendant d'une horloge centrale ainsi que d'autres nommées périphériques (**Dubois et Bureau, 2020**) (figure1).



**Figure 1** : Paramètres caractéristiques d'une fonction rythmique (**Toutou et Haus, 1993**).

### I.2. Rythmes circadiens et horloge interne

Un rythme circadien se définit par la répétition d'une chaîne d'événements qui se produit dans le même ordre et dans le même intervalle au cours du temps. C'est également une organisation temporelle sur 24h, essentielle dans la plupart des processus physiologiques, il est généré par une horloge moléculaire présente au sein de chaque cellule de l'organisme (**Pévet, 2005**).

Ce système est composé d'un réseau d'horloges biologiques circadiennes, articulé autour d'une horloge située dans les noyaux supra-chiasmatiques de l'hypothalamus et d'une multitude d'horloges périphériques, situées dans presque tous les tissus de l'organisme, tels que la rétine, le foie, le cœur, le poumon et la peau (**Leger et al., 2018**) (figure 2).

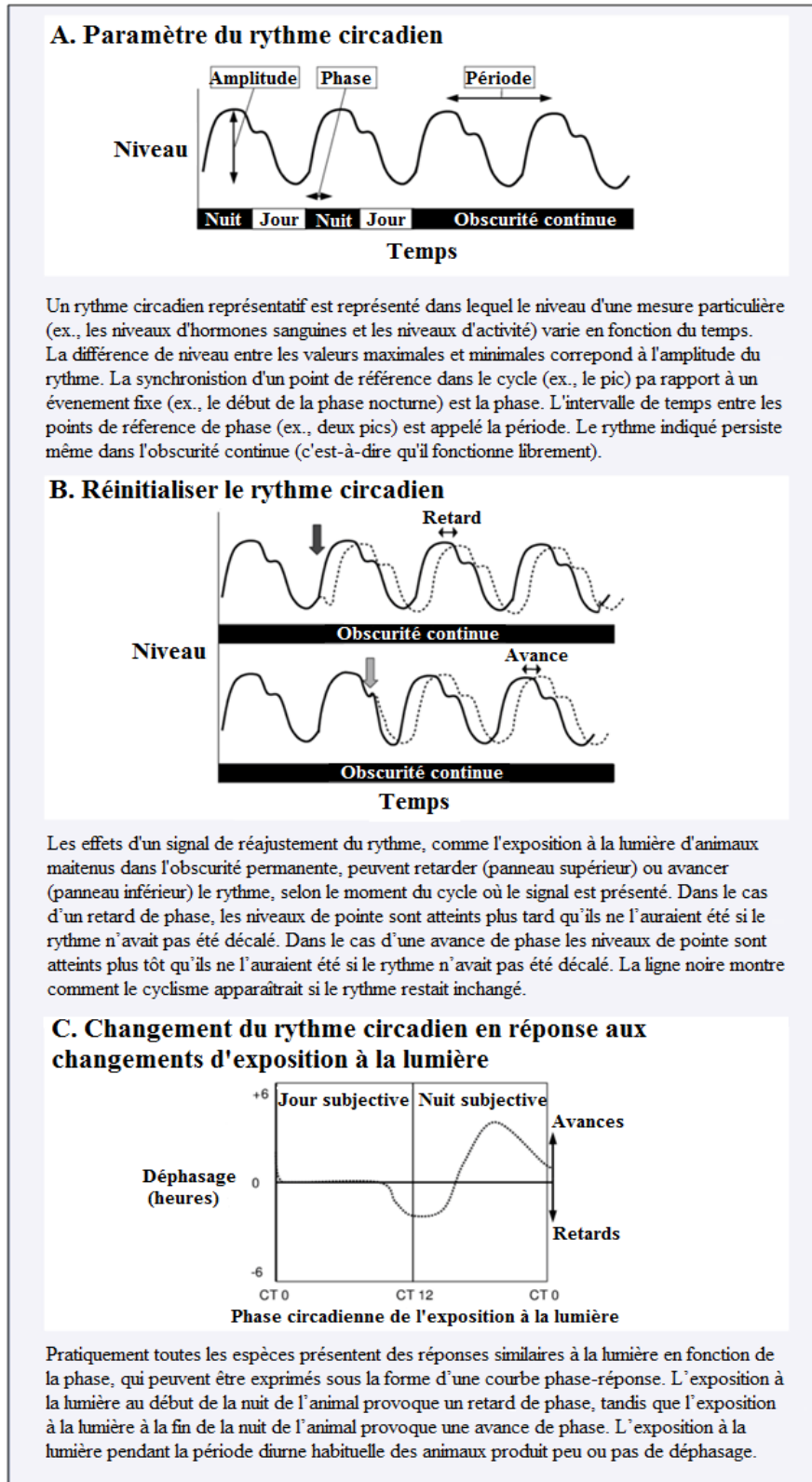
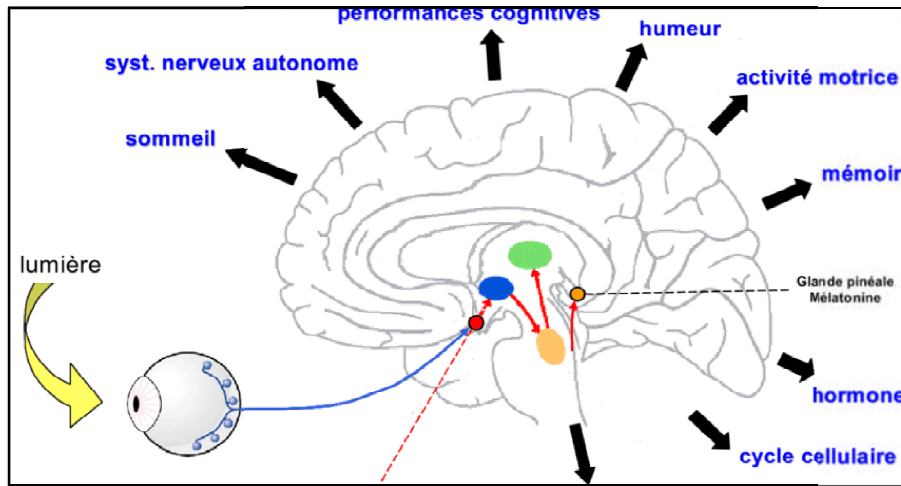


Figure 2 : Réponses du rythme circadien à la lumière (Vitamema et al., 2001).

L'horloge interne est située dans l'hypothalamus antérieur, représentée par deux noyaux suprachiasmatiques NSC constitués par des groupes de neurones d'environ 100000 chacun. Ces derniers contrôlent de nombreux cycles circadiens et permettent la régulation des fonctions de l'organisme. Certaines expériences ont permis de déterminer son propre rythme qui dure entre 23h30 et 24h30, selon les individus (Leger et al., 2018) (figure 3).



**Figure 3 :** Représentation schématique des fonctions biologiques contrôlées par l'horloge circadienne (Mignot et al (2002); Taillard et Gronfier (2012)).

Chez les mammifères et l'homme, le rythme circadien est gouverné par les NSC. Ces derniers sont composés de plusieurs populations neuronales qui présentent des afférences et des efférences distinctes. Les NSC transmettent par la suite ce signal aux autres structures du système nerveux via la sécrétion rythmique de divers neurotransmetteurs à partir des terminaisons des voies nerveuses efférentes qui constitue une petite structure paire, située dans l'hypothalamus antérieur au-dessus du chiasma optique (Varin, 2016), les NSC sont considérés comme le siège de la principale horloge biologique (circadienne) (Ralph et al., 1990).

### I.3. Mélatonine

#### I.3.1. Biosynthèse de la mélatonine

La biosynthèse de la mélatonine s'effectue en quatre étapes. Elle dérive de la sérotonine (5-HT) et est synthétisée dans les pinéaloctes à partir du tryptophane. La sécrétion de mélatonine s'effectue pendant la phase nocturne, elle est sous l'étroit contrôle de l'alternance lumière-obscurité qui s'exerce par l'intermédiaire du tractus rétino-hypothalamique. Elle est bloquée par la lumière du jour, joue un grand rôle dans la régulation

du sommeil et de la température corporelle (Zhang *et al.*, 2021). Les analyses des rythmes biologiques, dites majeures ou encore messager endocrine photopériodique (Pévet, 2008) (Figure 4).

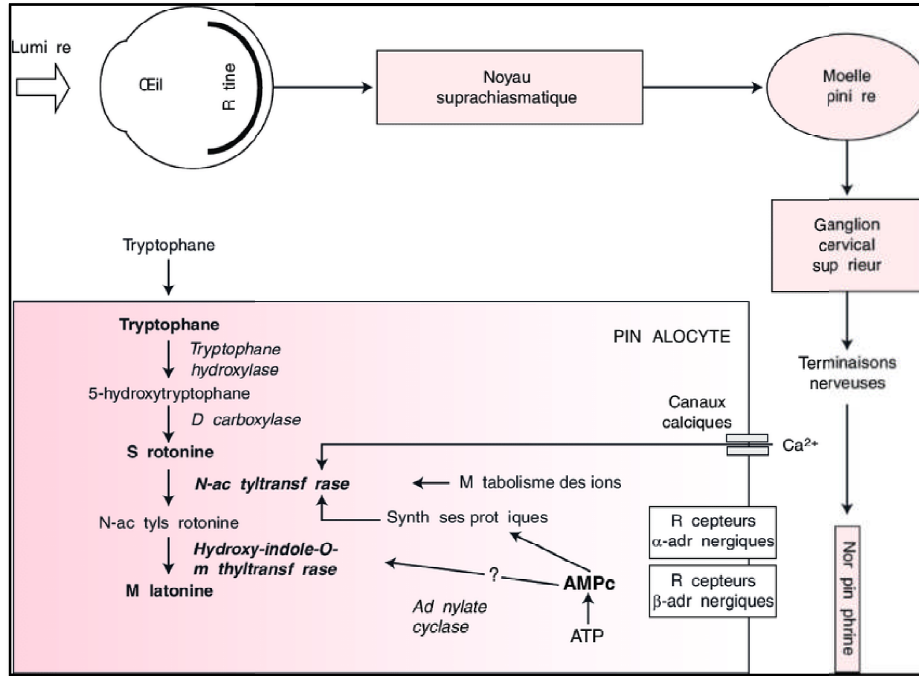


Figure 4 : Biosynthèse de la mélatonine (Touitou et Haus, 1993).

### I.3.2. Mécanismes d'action

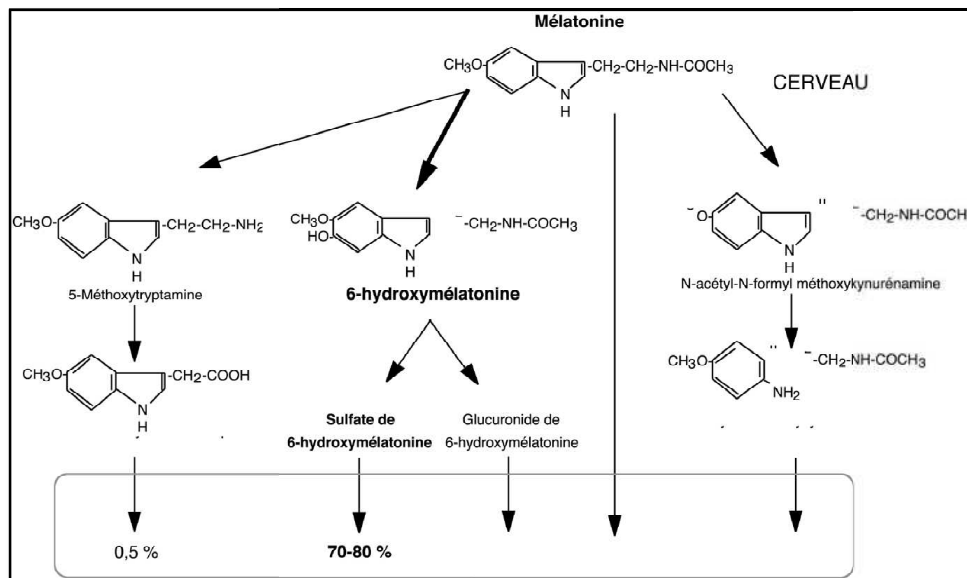
La mélatonine joue un rôle clé dans la synchronisation des fonctions circadiennes et saisonnières avec les variations cycliques de l'environnement en agissant sur des structures cibles par l'intermédiaire de mécanismes dépendants de récepteurs (Klein et Moore, 1979 ; Goldman et Davison 1983 ; Tamarkin *et al.*, 1985 ; Pévet, 1988 ; Cassone, 1990).

Ses récepteurs nommés MT1 et MT2 sont présents chez les mammifères et se composent de 350 à 365 acides aminés couplés à la protéine G. En raison de leur structure moléculaire de sept domaines transmembranaires reliés par des boucles intra et extracellulaires, ils sont considérés comme sous-types uniques (Kokkola et Laitinen, 1998 ; Reppert *et al.*, 1994, 1995a, b ; Slangenaupt *et al.*, 1995). Ils présentent une haute affinité pour le ligand 2-125I-mélatonine (Reppert *et al.*, 1994, 1995a, b ; Roca *et al.*, 1996 ; Weaver *et al.*, 1996 ; Barrett *et al.*, 1997 ; Gauer *et al.*, 1998).

Selon **Jockers et al (2016)**, le récepteur MT1 est exprimé dans le noyau surrachiasmatique de l'hypothalamus et le lobe tubéral (pars tuberalis) de l'hypophyse alors que le MT2 est situé dans le cerveau et la rétine.

### I.3.3. Métabolisme

Le métabolisme de la mélatonine circulante se fait dans le foie par hydroxylation de l'hormone en position 6 grâce à des enzymes à cytochrome P 450, suivie d'une sulfo-conjugaison ou d'une glucuro-conjugaison. Le principal métabolite urinaire est la 6-sulfatoxymélatonine. La première collecte urinaire du matin est un bon index de la sécrétion nocturne de l'hormone. (**Touitou, 2003**) (Figure 5).



**Figure 5** : Catabolisme hépatique et cérébral de la mélatonine (**Selmaoui et Touitou, 2003**).

### I.3.4. Régulation de l'horloge interne

Bien que l'horloge centrale soit autonome, ses oscillations sont continuellement asservies à divers synchroniseurs externes (**Challet et Pévet, 2003**), et en particulier au cycle d'alternance jour/nuit de 24 h, grâce aux afférences rétinienne qui arrivent par le tractus rétino-hypothalamique aux NSC, transmettant l'information lumineuse donneuse de temps.

Les mêmes auteurs rajoutent que la lumière est le synchroniseur le plus vigoureux de l'horloge. Elle agit sur les boucles moléculaires à la base des oscillations et active pendant la transcription des deux gènes *Per1* et *Per2*. D'autres facteurs peuvent jouer le rôle de synchroniseur, comme la restriction alimentaire, l'activité locomotrice ou encore des drogues,

dites chronobiotiques. Ces facteurs appelés non photiques, activent notamment les gènes *Per1* et *Per2* (**Challet et Pévet 2003**).

Les NSC, une petite structure paire au-dessus du chiasma optique (d'où leur nom) contiennent des neurones qui expriment différents neurotransmetteurs : vasopressine, VIP (peptide intestinal vaso-actif), GRP (peptide libérant la gastrine), ou encore la somatostatine (**Moore et al., 2002**). Chaque neurone semble constituer une unité rythmique indépendante puisque l'activité électrique rythmique persiste avec une période propre dans chaque neurone dissocié de NSC (**Welsch et al., 1995**).

#### **I.4. Effets de la mélatonine**

Les effets de la mélatonine peuvent être endogènes et concernent principalement le rythme biologique ou exogène, lié au mécanisme de synchronisation. Selon **Lerner (1978)**, les effets de cette hormone peuvent avoir un effet aigu (somnifères). Certains auteurs ont rapporté les mêmes effets chez les sujets se couchant avec une lumière assez faible (**Deacon et Arendt., 1995 ; Cajochen et al, 1996**). D'autres effets biologiques de déphasage ont été rapportés dans une étude dont l'intensité dépend de la dose administrée de mélatonine (**Arendt et al., 1985**) qui selon certains auteurs, elle permet d'induire une somnolence, un avancement ou un retard de quelques heures du rythme biologique (**Lewy et al., 1992**).

Chez les mâles, la mélatonine a notamment un effet sur leur reproduction, une fois l'hormone libérée par la glande pinéale ; celle-ci est absorbée par le testicule et de là est modulée l'activité testiculaire. Effectivement l'interrelation de cette hormone avec l'axe gonadotrope est la plus étudiée (**Tijmes et al., 1996 ; Gonzalez- Arto et al., 2016**).

## **II. Anatomie de l'appareil reproduction chez le lapin mâle adulte**

L'anatomie de l'appareil reproducteur du lapin mâle possède beaucoup de similarités avec celle des autres mammifères, mais aussi des différences. Il est constitué de plusieurs organes et assure la production des spermatozoïdes et leur acheminement dans les voies génitales femelles. Il se compose de glandes génitales, de voies spermatiques et de glandes annexes (**Gianinetti, 1984**) (Figure 6). Il est constitué de quatre parties fonctionnelles :

- Testicules : qui constituent les glandes génitales masculines.
- Conduits génitaux formés par l'épididyme, canal défèrent et l'urètre.

- Glandes annexes formées par les vésicules séminales, la prostate et les glandes bulbouretrales, qui jouent un rôle dans la formation du plasma séminal qui permet la dilution des spermatozoïdes et par conséquent leur survie ainsi que leur évacuations complètes dans les voies génitales femelles (**Dacheux et al., 2001**).
- Le pénis : constitue l'organe de copulation.

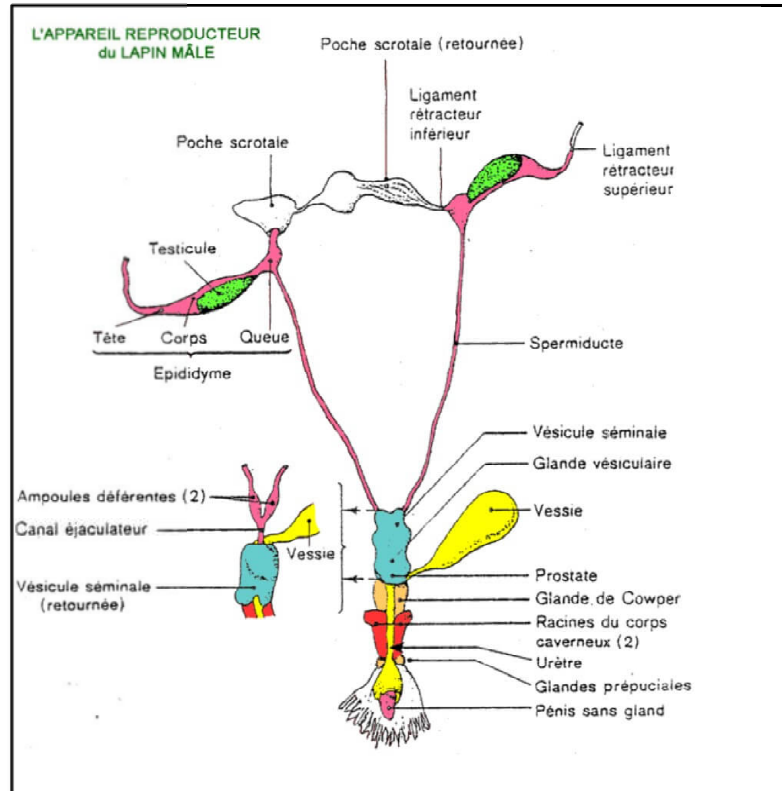


Figure 6 : Appareil reproducteur du lapin mâle (**Lebas, 2000**).

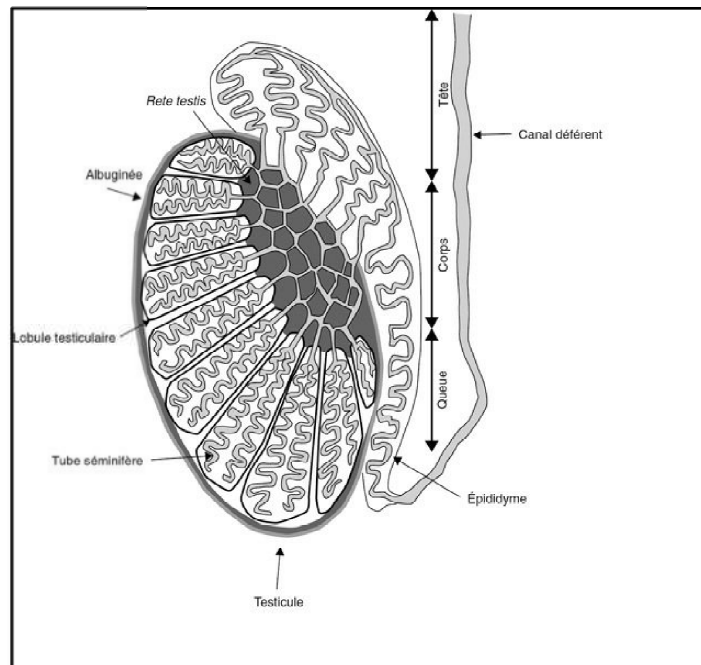
## II.1. Testicule

Le testicule est un organe pair, de forme ovoïde, de 2 à 4cm de long, logé dans des sacs scrotaux en communication avec la cavité péritonéale (abdominale). Il se compose de deux tissus différents, le tissu glandulaire représenté par les cellules de Leydig qui ont pour rôle la sécrétion d'hormones sexuelles et le tissu épithélial composé des cellules de Sertoli et des cellules germinales (**Gianinetti, 1984**). Il est entouré par une enveloppe correspondant à un sac allongé de façon verticale, située au-dessus du pénis et du périnée qui soutient et protège le testicule, les vaisseaux ainsi que l'épididyme et le début du conduit déférent (**Barone, 2001**).

## II.2. Epididyme

L'épididyme est un organe accolé au testicule, formé d'un très long tubule, fortement contourné, qui est en communication le testicule en amont *via* le *rete testis* et les canaux efférents avec le canal déférent en aval. (**Barone, 1978**). Il comprend trois parties : une tête volumineuse en position antéro-supérieure, le corps (partie moyenne) et se termine par une queue (partie inférieure) (**Abe et al., 1983 ; Abouhaila et Fain-Maurel, 1984**).

L'épididyme est impliqué dans le transport et la maturation des spermatozoïdes ainsi que, dans sa partie terminale (queue ou *cauda*), dans le stockage des spermatozoïdes entre deux éjaculations (figure 7).



**Figure 7** : Organisation anatomique du testicule et de l'épididyme (**Gidenne et al., 2008**).

## II.3. Canal déférent

Le canal déférent, fait suite à la queue de l'épididyme. Il mesure entre 12 et 15cm de long chez le lapin (**Barone, 2001**). Ce canal assure l'acheminement des spermatozoïdes vers l'ampoule différentielle se trouvant au-dessus de la vessie (**Boussit, 1989**).

#### **II.4. Vésicule séminale**

La vésicule séminale chez le lapin, est impaire et d'un aspect ajouré. Elle mesure environ 2.5 cm et permet la formation du plasma séminal afin de diluer les spermatozoïdes (**Abraham et Kierzembaum, 2002; Welsh, 2002**).

#### **II.5. Prostate**

La prostate est considérée comme la glande accessoire principale de l'appareil génital mâle ; elle est volumineuse, de forme allongée et de couleur blanc jaunâtre. (**Lesson et Lesson, 1976 ; Dadoune et al., 2000 ; Marieb, 2008**). Elle présente une partie diffuse disséminée dans la paroi de l'urètre et une autre qui est conglomérée (**Roger, 2002**).

#### **II.6. Glandes de Cowper**

Les glandes de Cowper ont une forme sphérique, paire et volumineuse chez le lapin. Elles se positionnent postérieurement à la prostate et dorsalement à l'urètre et chacune est entourée par une capsule conjonctive (**Sabbagh, 1983 ; Boussit, 1989**).

#### **II.7. Pénis**

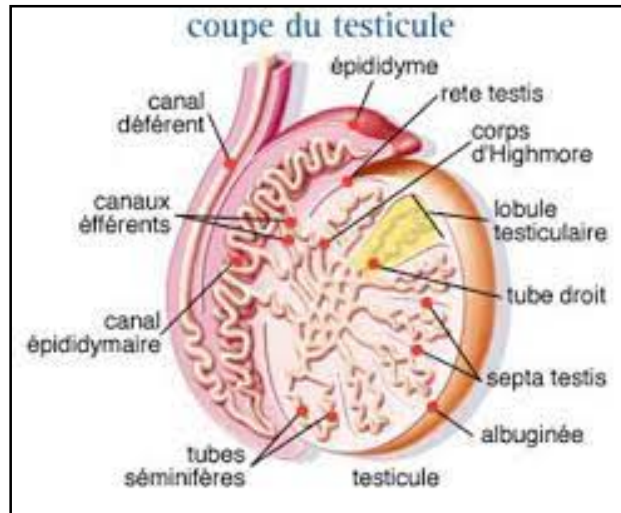
Le pénis chez le lapin, est rétrofléchi, court, de forme tubulaire légèrement en pointe d'une longueur de 8cm, il est logé au niveau du prépuce et ne sort que lors de l'accouplement (**Roger, 2002**).

### **III. Histologie de l'appareil reproducteur du lapin**

#### **III.1. Histologie du testicule**

Selon **Dadoune et al (2000)**, le testicule est constitué d'une membrane conjonctive blanche nommée albuginée. Cette dernière est résistante, épaisse et parcourue par les vaisseaux sanguins. Elle forme le corps d'Highmore ou cône fibreux au niveau du *rete testis* ; en s'épaississant d'avantage au sein de la coiffe épидидymaire et en s'enfonçant à l'intérieur du testicule.

Le testicule comprend deux compartiments cellulaires distincts : un compartiment interstitiel composé uniquement de cellules endocrines dites cellules de Leydig et un autre compartiment germinal composé de cellules germinales et de cellules somatiques appelées cellules de Sertoli (**Thibault et Levasseur, 2001**) (Figure 8).



**Figure 8 :** Structure intra-testiculaire (Muller et Clos, 1997).

### III.1.1. Tubes séminifères

Les tubes séminifères sont flexueux, très longs ; atteignent jusqu'à 7 mètres chez le lapin. Unité fonctionnelle du testicule, ces derniers comprennent deux types de cellules, germinales et Sertoli reposant sur une lame basale (Frend et al., 1973 ; Barone, 2001).

#### III.1.1.1. Cellules de Sertoli

Les cellules de Sertoli sont grandes, prolifératives et cylindriques, elles sont dotées d'un noyau volumineux de différentes formes ; ovalaire ou triangulaire en coupe. Elles s'étendent de la lame basale jusqu'à la lumière du tube séminifère et jouent le rôle de pont entre cette dernière et l'espace inter-tubulaire (Frend et al., 1973 ; Abraham et kierszenbaum, 2006).

Chaque cellule de Sertoli est reliée aux cellules adjacentes via des jonctions intercellulaires particulières (des jonctions serrées) ce qui délimitent deux compartiments au sein du tubule séminifère : le compartiment basal, siège de la spermatocytogenèse, et le compartiment adluminal qui contient les spermatoctes secondaires, les spermatoctes et les spermatozoïdes.

La barrière ainsi constituée, appelée barrière hémato-testiculaire, sépare les spermatoctes et les spermatozoïdes de la circulation générale sanguine et lymphatique, en empêchant les cellules de système immunitaire de la traverser. Ceci revient au fait que les spermatoctes et les spermatozoïdes présentent des caractéristiques antigéniques reconnues

comme étrangères par ce système. En effet, lorsque cette barrière ne remplit pas son rôle, des anticorps anti spermatiques peuvent se développer et être responsables d'une orchite auto-immune et donc d'une stérilité (**Little et Holyoak, 1992 ; Amann, 1993**).

### **III.1.1.2. Tissu interstitiel**

Le tissu interstitiel correspond à un tissu conjonctif lâche situé entre les tubes séminifères. Il est constitué de cellules de Leydig productrices de testostérone, de vaisseaux sanguins, lymphatiques, de nerfs ainsi que de lymphocytes, macrophages et de fibroblastes (**Frend et al., 1973**).

#### **III.1.1.2.1. Cellules de Leydig**

Les cellules de Leydig sont des cellules polygonales, dotées d'un noyau ovoïde et d'un cytoplasme dense. (**Dadoune et demoulin, 2001**). Elles sont entourées par une lame basale discontinue et peuvent être soit dispersées, soit groupées en amas autour des capillaires sanguins (**Lakabi, 2017**).

Selon **Dizier et Maillard (2014)**, Ces cellules synthétisent et libèrent des androgènes particulièrement la testostérone.

#### **III.1.1.2.2. Cellules germinales**

Les cellules germinales de tous types, s'organisent en plusieurs assises au niveau de l'épithélium séminifère soient ; les spermatogonies, spermatocytes, spermatides et pour finir les spermatozoïdes. (**Vacheret, 1999 ; Siffroi, 2001**).

#### **III.1.1.2.3. Spermatogonies**

Appelés cellules de la phase de multiplication, les spermatogonies sont de petite taille de 9 à 15 $\mu$  de diamètre (**Burgos et Fawcett, 1956 ; Kholer, 2012**). Elles se divisent en deux catégories :

- Spermatogonies de type A qui présente un noyau condensé, subdivisé en 2 sous-groupes : Ad (dark) munies d'un noyau sombre, de nucléoles périphériques et de vacuoles nucléaires et Ap (pale) qui présentent un noyau pale, des nucléoles centraux.
- Spermatogonies de type B dotées d'un noyau bien visible et de chromatine mottée.

**III.1.1.2.4. Spermatoocytes**

Les spermatoocytes se produisent en deux types, spermatoocyte de 1<sup>er</sup> ordre, qui se caractérise par un cytoplasme abondant et un noyau volumineux composé d'une chromatine en amas grossiers ou en filaments fins et spermatoocytes de 2<sup>ème</sup> ordre de petite taille qui deviennent des spermatides au cours de la méiose. (**Marthin et Barry, 2001**).

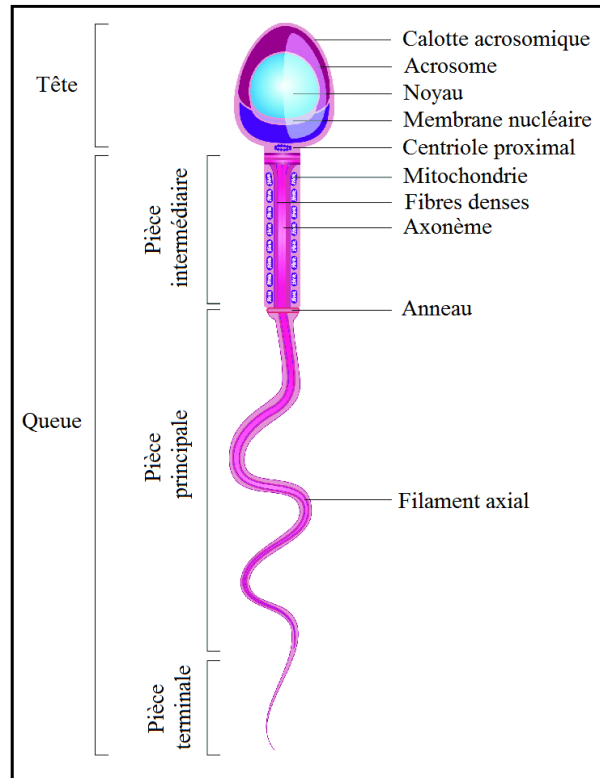
**III.1.1.2.5. Spermatides**

Les spermatides sont des cellules de petite taille, de 6 à 7 µm de diamètre, très nombreuses, situées en position interne, de forme ovoïde avec un noyau rond et clair, ainsi qu'un appareil de golgi juxta nucléaire. Chaque spermatide subit une maturation et donne un spermatozoïde, ce processus est appelé la spermiogénèse. (**Vacheret, 1999 ; Siffroi, 2001**).

**III.1.1.2.6. Spermatozoïdes**

Les spermatozoïdes sont le résultat final de la spermatogénèse, ils correspondent à des cellules allongés, de 55 à 57 µm de diamètre chez le lapin, ils comportent une tête et une queue unies par un col très bref (pièce intermédiaire).

Selon **Vaissaire (1977)**, les spermatozoïdes sont des cellules profondément transformées aptes à féconder un ovule maternel d'une même espèce. (Figure 9).



**Figure 9** : Caractéristiques structurales du spermatozoïde (Boerke et al., 2007).

### III.2. Histologie de l'épididyme

Le canal épидидymaire comprend deux compartiments, un épithélium pseudo stratifié entouré de 2 à 6 couches de fibres musculaires et d'un tissu conjonctif contenant des terminaisons nerveuses, des capillaires sanguins et une lumière bordée par cet épithélium (Robaire et Hermo, 1988).

#### III.2.1. Epithélium et lumière du canal épидидymaire

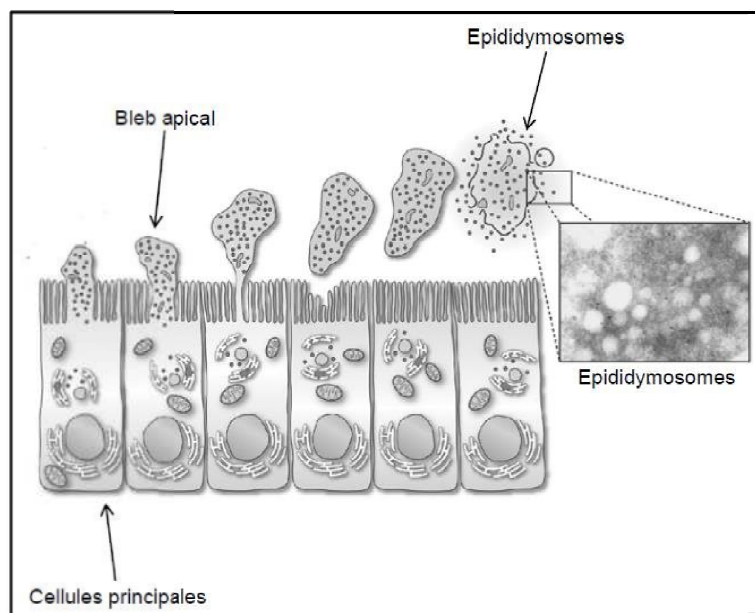
L'épithélium épидидymaire borde une lumière qui, à son niveau transite les spermatozoïdes (Adamali et al., 1999 ; Hermo et Robaire, 2002). Six types cellulaires entrent dans la composition de cet épithélium : cellules basales, étroites, apicales, claires, en halos et principales ; qui présentent des caractéristiques structurales et fonctionnelles très variées de la région proximale à la région distale du tubule (Robaire et al., 2006).

### III.2.1.1. Cellules basales

Les cellules basales sont de petites cellules allongées, localisées tout au long du canal épидидymaire. Elles reposent sur la lame basale (**Robaire et Hinton, 2015**), sont dotées d'un noyau irrégulier et d'un cytoplasme pauvre en organites (**Soranzo et al, 1982 ; Veri et al., 1993 ; Cooper,1998 ; Seiler et al., 2000**). Elles jouent un rôle dans les défenses immunitaires des spermatozoïdes et dans l'élimination des radicaux libres (**Veri et al., 1993 ; Cooper et al., 1998 ; Seiler et al.,2000**).

### III.2.1.2. Cellules principales

Les cellules principales appartiennent à la classe de cellules sécrétrices de constitution (**Moore et Kelly, 1985**). C'est les plus abondantes de l'épithélium épидидymaire (**Trasler et al., 1988**). Leurs structures diffèrent d'un segment à un autre. Selon certains auteurs, elles sont reliées entre elles par des jonctions serrées et des desmosomes, la tête est plus en hauteur par rapport à la queue et il est de même pour les microvillosités du pôle apical (**Ramos et Dym, 1977 ; Flickinger et al., 1978 ; Jones et al., 1979**) (Figure 10).



**Figure 10** : Structure et sécrétion apocrine des cellules principales. (**Sullivan et al., 2007**).

### III.2.1.3. Cellules en halos

Les cellules en halos représentent de petites cellules à bord étroit, muni d'un cytoplasme clair et d'un noyau dense. Elles se situent à la base de l'épithélium (**Robaire et al., 2006**).

#### **III.2.1.4. Cellules apicales**

Les cellules apicales doivent leur nom à la localisation de leur noyau qui se trouve au pôle apical de l'épithélium. Elles sont dotées d'un cytoplasme dense, riche en mitochondries et sont localisées essentiellement dans le segment initial (**Adamali et Hermo, 1996**).

### **IV. Fonctions physiologiques du testicule**

Le testicule possède deux fonctions, déclenchées à la puberté et contrôlées en permanence par un système de régulation neuroendocrinienne qui est assuré par une glande située à la base du cerveau : l'hypophyse et par une formation cérébrale : l'hypothalamus, obéissant elle-même à un rétrocontrôle hormonal.

Il exerce deux fonctions distinctes : exocrine (spermatogénèse) et endocrine (production d'androgènes). Cette double fonction correspond à une organisation anatomique du testicule en deux compartiments fonctionnels, le tissu interstitiel, conjonctif et vascularisé (**Livera et al., 2002**).

#### **IV.1. Fonctions exocrine**

La fonction exocrine du testicule a lieu au sein des tubules séminifères qui se trouvent enroulés dans des lobules dont les conduits excrétoires sortent tous des testicules pour s'aboucher à la tête de l'épididyme par l'intermédiaire du *rete testis* et des canaux efférents.

##### **IV.1.1. Spermatogénèse**

La spermatogénèse englobe l'ensemble du processus de formation de cellules germinales depuis les cellules souches, spermatogonies jusqu'aux spermatozoïdes matures. Elle comprend la spermatocytogénèse, la méiose et la spermiogénèse et se déroule au niveau des tubes séminifères des testicules (**Amman, 1993**). Chez le lapin, elle débute à 40 ou 50 jours d'âge (**Lebas, 2009**) et dure environ 38 à 41 jours (**Martinet, 1973**) (Figure 11).

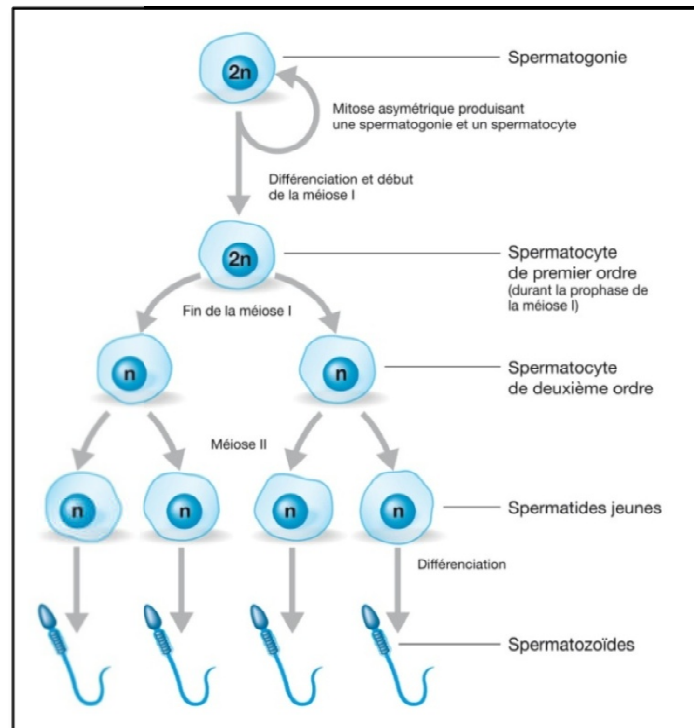


Figure 11 : Cellules souches et spermatogénèse (Campeau-Péloquin et Roy, 2019).

#### IV.1.1.2. Spermatocytogénèse

La spermatocytogénèse est caractérisée par deux phases, la multiplication et la différenciation des spermatogonies aboutissant ainsi à la formation de spermatocytes primaires (Martinet, 1973).

#### IV.1.1.3. Méiose

La méiose est un phénomène complexe qui comporte plusieurs aspects : cytologiques, chromosomiques et génétiques liés physiologiquement. Cette étape est caractérisée par l'échange du matériel génétique entre les chromosomes homologues des spermatocytes primaires. La phase proliférative de la spermatogénèse a lieu dans le compartiment basal du testicule (Johnson et everitt, 2002).

#### IV.1.1.4. Spermiogénèse

Lors de la spermiogénèse, il n'y a plus de divisions cellulaires mais plutôt des métamorphoses à l'échelle cellulaire et moléculaire ; c'est l'étape des modifications des spermatides qui aboutissent à la libération de spermatozoïdes murs (Barone, Schulz et al., 2005).

## IV.2. Fonction endocrine

### IV.2.1. Stéroïdogénèse

La stéroïdogénèse correspond à la sécrétion hormonale de la testostérone, qui non seulement induit la spermatogénèse mais est responsable des importantes modifications pubertaires et du développement des caractères sexuels secondaires masculins (pilosité, mue de la voix, répartition musculaire (Larousse, 2006). Cette sécrétion est assurée par des endocrinocytes interstitielles sous forme d'amas nommées cellules de Leydig qui secrètent les androgènes spécialement la testostérone qui est indispensable à la spermatogénèse, au développement, maintien fonctionnel et morphologique des glandes annexes de l'appareil génital mâle (Barone, 2001).

Certains enzymes interviennent dans la biosynthèse des androgènes en cascade à partir d'un stéroïde le cholestérol (Saez, 1994) (Figure 12).

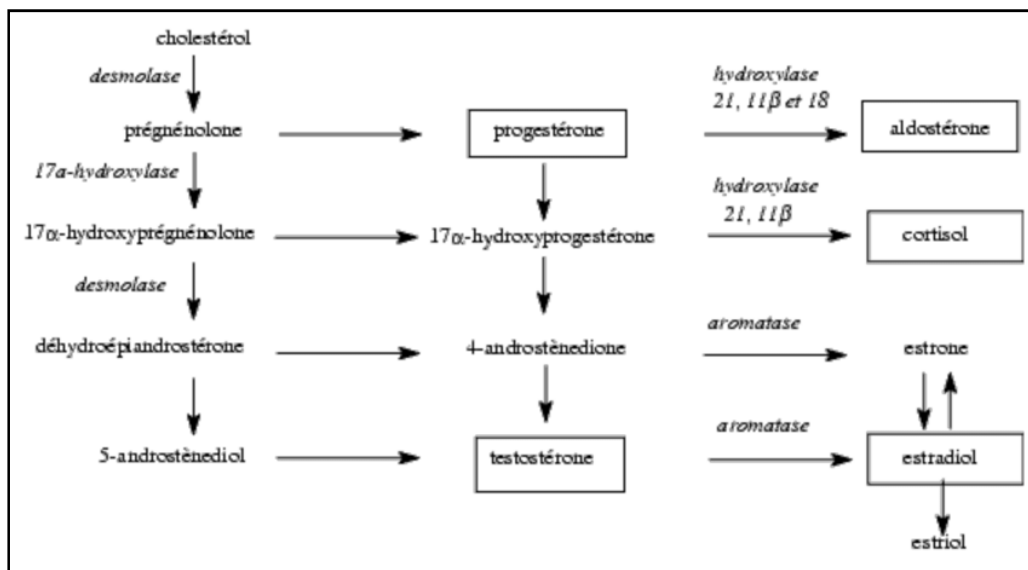


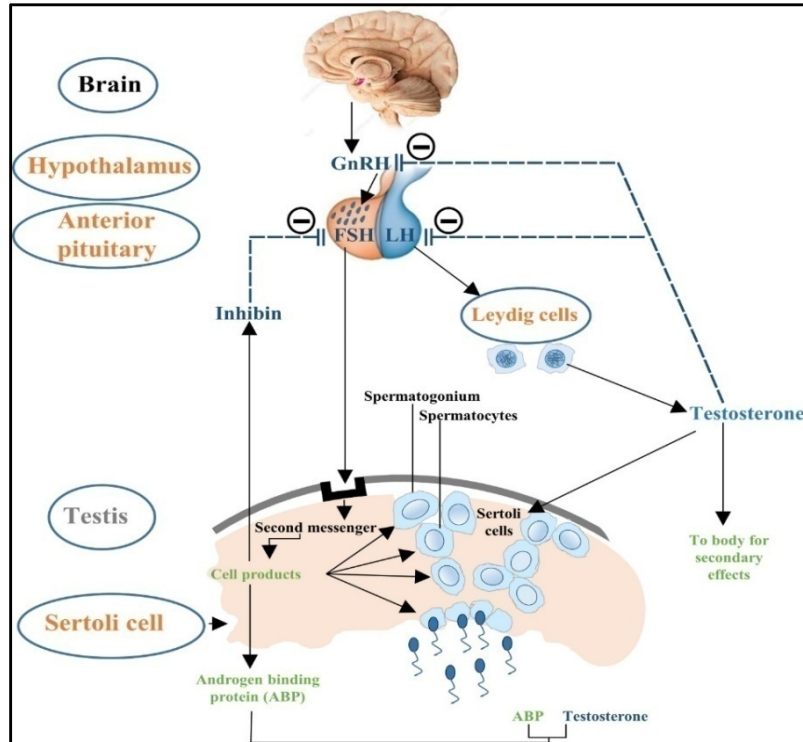
Figure 12 : Stéroïdogénèse : la voie de synthèse des stéroïdes sexuels (Fontaine, 2014).

## V. Fonctions de l'épididyme

L'épididyme assure plusieurs fonctions : maturation des spermatozoïdes, l'acquisition de la motilité, protection ainsi que le stockage des spermatozoïdes (Yeung et al., 1991 ; Badran et Hermo, 2002).

## VI. Régulation hormonale de la fonction reproductrice

La régulation neuroendocrinienne caractérise la fonction sexuelle du lapin mâle, et ceci par l'intervention d'hormones de l'axe hypothalamo-hypophysaire et testiculaire (**Bonnes et al., 2005**) (Figure 13).



**Figure 13** : Régulation de la fonction reproductrice chez l'homme (**Shah et al., 2021**).

### VI.1. Régulation par l'axe hypothalamo-hypophysaire

Le lapin fait l'objet d'une régulation neuroendocrinienne par l'intervention d'hormones de deux origines différentes. D'une part le complexe hypothalamo-hypophysaire via GnRH qui par la suite stimule et permet la sécrétion de deux gonadotrophines FSH et LH et d'autre part la régulation par les sécrétions testiculaires (**Thibault et Levasseur, 2001**).

#### VI .1.1. Au niveau hypothalamique

L'hypothalamus fait intervenir une gonadolibérine d'un poids moléculaire faible (**Houmadi, 2007**) qui est la GnRH, sécrétée de façon pulsatile par l'hypothalamus plus précisément par trois types de noyaux : arqué, pré et supra optiques, conduisant à la sécrétion de LH et FSH par le biais de récepteurs membranaires spécifiques R-GnRH localisées au niveau des cellules gonadotropes de l'antéhypophyse (**Micheline et al., 1999**).

### **VI.1.2. Au niveau hypophysaire**

Après libération de la GnRH dans l'antéhypophyse (hypophyse antérieure), celle-ci se lie à un récepteur spécifique R-GnRH, ce qui permet la production et la sécrétion de deux gonadotrophines LH (Luteinizing Hormone) et FSH (Follicule Stimulating Hormone) (Migaud *et al.*, 2016).

### **VI.2. Rétrocontrôle par les sécrétions testiculaires**

Le rétrocontrôle gonadique est assuré par les sécrétions testiculaires stéroïdiennes à savoir la testostérone et l'inhibine (Roser, 2008).

#### **VI.2.1. Inhibine**

L'inhibine est une hormone de nature glycoprotéique, formée de deux sous unités  $\alpha$  et  $\beta$ . Elle appartient à la famille des TGF- $\beta$ . *In vitro*, la production de la testostérone par les cellules de Leydig est bloquée par l'inhibine et stimulée par l'activine (Lin *et al.*, 1989). Les cellules de Sertoli secrètent l'inhibine B qui accorde un rétrocontrôle négatif de la FSH par l'hypophyse (Ying, 1988 ; Tilbrook et Clark, 2001 ; Dohle *et al.*, 2003).

### **VI.3. Régulation de l'épididyme par quelques facteurs**

Plusieurs facteurs entrent dans la régulation de l'épididyme, on distingue des facteurs endocrines advenant par la voie systémique, des facteurs lumicrines apportés par la lumière du canal épидидymaire et d'autres qui sont paracrines (autocrines) produits par les cellules elles même et celles avoisinantes (Britan et Drevet, 2016).

## **VII. Effets de quelques facteurs sur la reproduction**

Chez les mammifères, plusieurs facteurs peuvent entrainer des atteintes de l'appareil reproducteur conduisant ainsi à une altération de la fonction reproductrice, tels que les facteurs environnementaux, saisonniers, l'alimentation et l'âge (Theau-clément, 2005).

### **VII.1. Température**

La température est l'un des facteurs ayant le plus d'influence sur la fonction reproductrice. En effet les élévations de température (hyperthermie) perturbent le comportement sexuel des lapins contrairement à l'hypothermie (Boussit, 1989).

**VII.2. Alimentation**

Les variations de la disponibilité alimentaire jouent un rôle dans la régulation de l'activité sexuelle. Lorsque le niveau d'apport nutritionnel est insuffisant, les caractéristiques de la semence sont affectées (**Joly et Theau, 2000**).

**VII.3. Age**

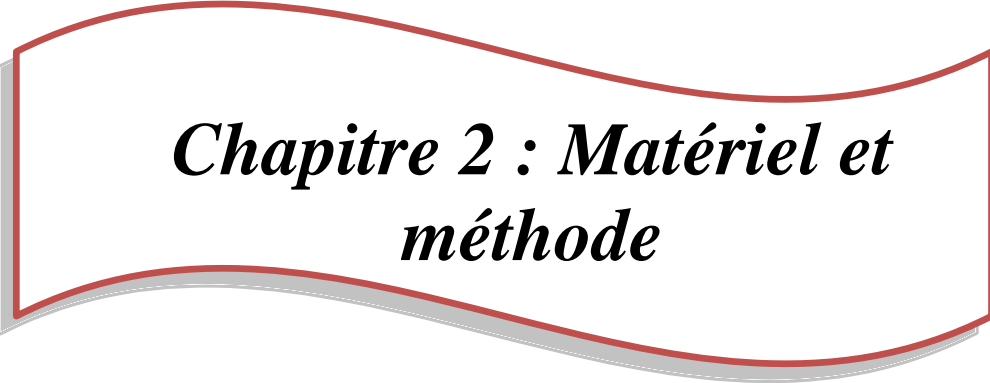
L'âge des lapins mâles a un impact significatif sur la concentration et le nombre de spermatozoïdes actifs obtenus par éjaculat. En effet plus le mâle est âgé (9 à 12 mois) plus la qualité de la semence est meilleure (**Theau et al., 2009**).

**VII.4. Saison**

Le volume des éjaculats et sa concentration varient selon les mois (**Frolich, 1948**). Ils atteignent le maximum en mars et le minimum en mois de Juillet (**Brambell, 1944**), par conséquent la taille des testicules diminue pendant cette période et s'accroît en mois d'Aout.

**VII.5. Eclairage et photopériodisme**

L'éclairage et le photopériodisme sont des facteurs qui jouent un grand rôle dans la reproduction des lapins. D'après **Lebas et al (1990)**, une augmentation du poids testiculaire et du pourcentage de spermatozoïdes vivants est observée après un passage de 8h à 16h d'éclairage et l'inverse donc une diminution de ces mêmes paramètres de 8 à 16h d'obscurité.



***Chapitre 2 : Matériel et  
méthode***

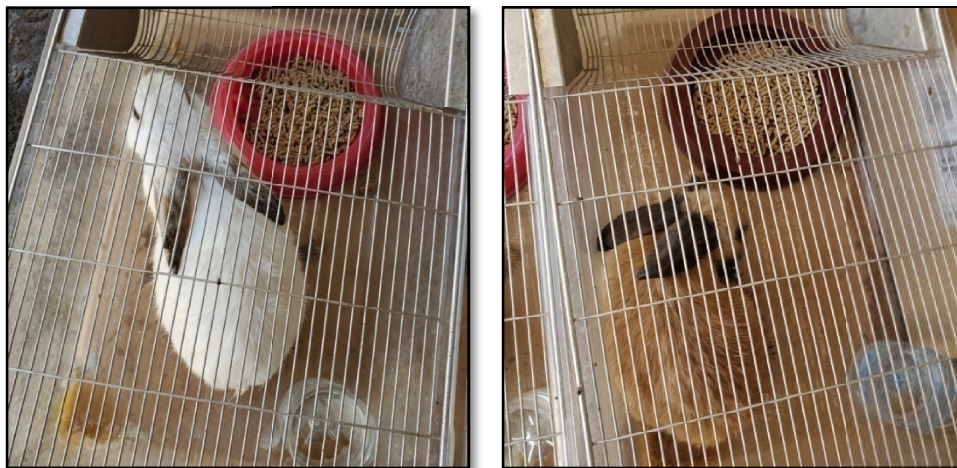
L'objectif de ce travail est l'étude de l'effet de l'obscurité sur la structure et la fonction testiculaire des lapins mâles âgés de 5 mois après une exposition à une période d'obscurité permanente durant 15 jours.

## **I. MATERIEL**

### **I.1. Modèle animal**

L'étude a été réalisée au niveau de l'institut de technologie moyen agricole spécialisée de Boukhalfa Tizi-Ouzou (ITMAS), les sacrifices ont eu lieu au sein du laboratoire de protection, sauvegarde des espèces menacés et des récoltes, influence des variations climatiques (PSEMRVC) de l'université de Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou.

Notre étude s'est déroulée du mois d'Avril au mois de Juillet 2022. Huit lapins mâles de 5 mois, ont été inclus dans notre travail, adaptés aux conditions de température (20-25°C) et gardés en cage individuelle en recevant de l'eau et une alimentation standard, composée de protéines (23,3%), lipides (9%) , glucides (48%) et complexe minéral vitaminé (3%), à volonté (Figure 14).



**Figure 14** : Lapins en cage individuelle munie d'aliment et d'eau (Photo personnelle).

Les lapins ont été divisés en deux lots :

- Un lot témoin T : n'ayant reçu aucun traitement.
- Un lot traité S : Soumis à l'obscurité permanente pendant 15 jours.

Les poids corporels, les quantités d'eau ingerée et d'aliment consommées chaque jour ont été mesuré et ceci durant toute la durée de l'expérimentation (Figure 15).



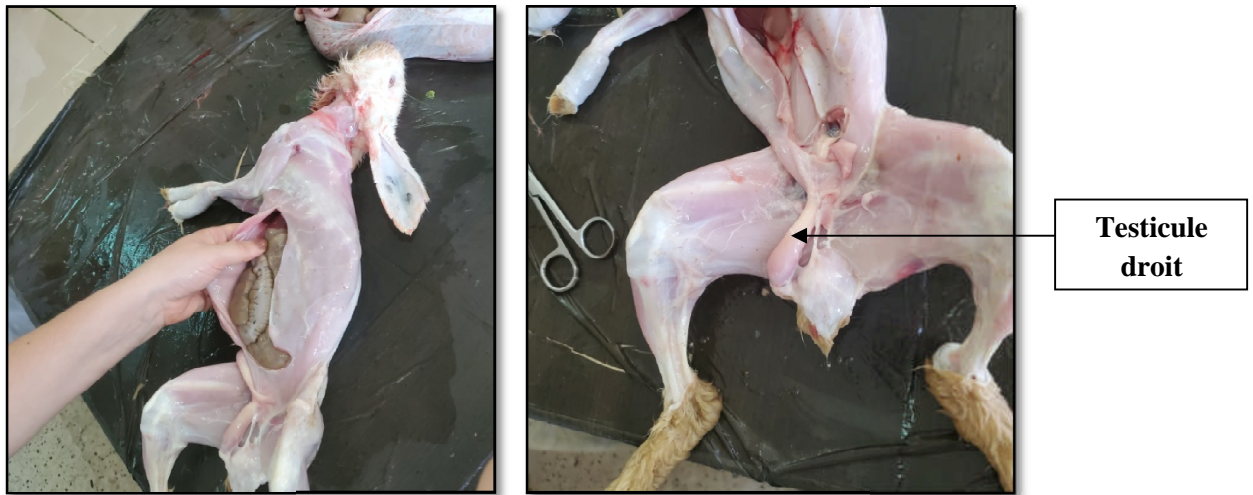
Figure 15 : Pesée des lapins (Photo personnelle).

### I.2. Prélèvement de sang et d'organes

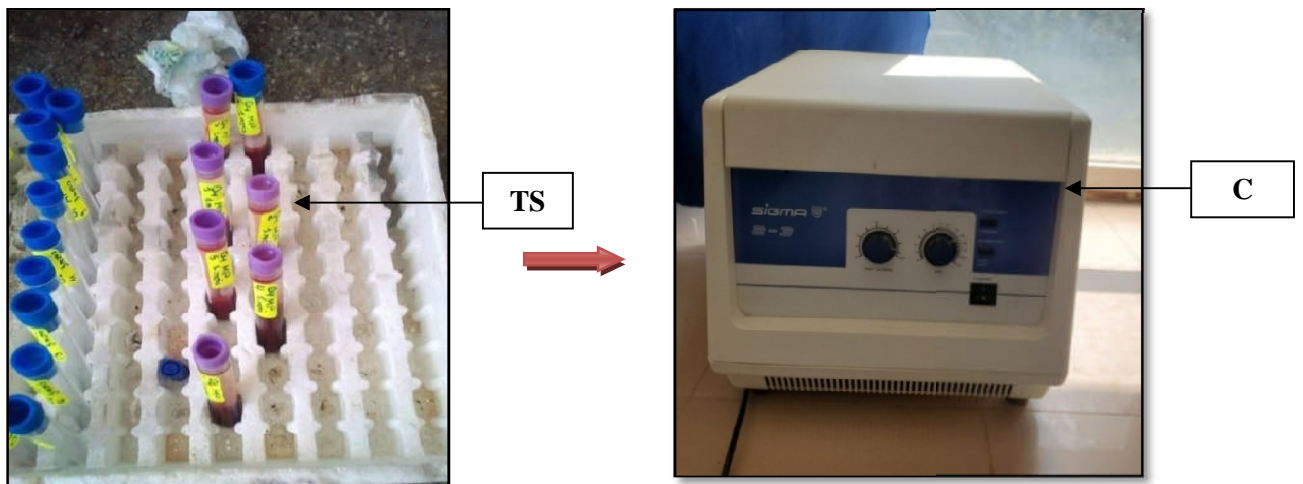
Les lapins sont sacrifiés entre 9h et 11h. Le sang est recueilli dans des tubes puis centrifugé à 2500 tours/min pendant 20 min. Le plasma obtenu est aliquoté dans des tubes secs puis congelé à  $-20^{\circ}\text{C}$  pour des dosages hormonaux (Figure 16, 17 et 18).



Figure 16 : Lapin sur le point d'être sacrifié (Photo personnelle).



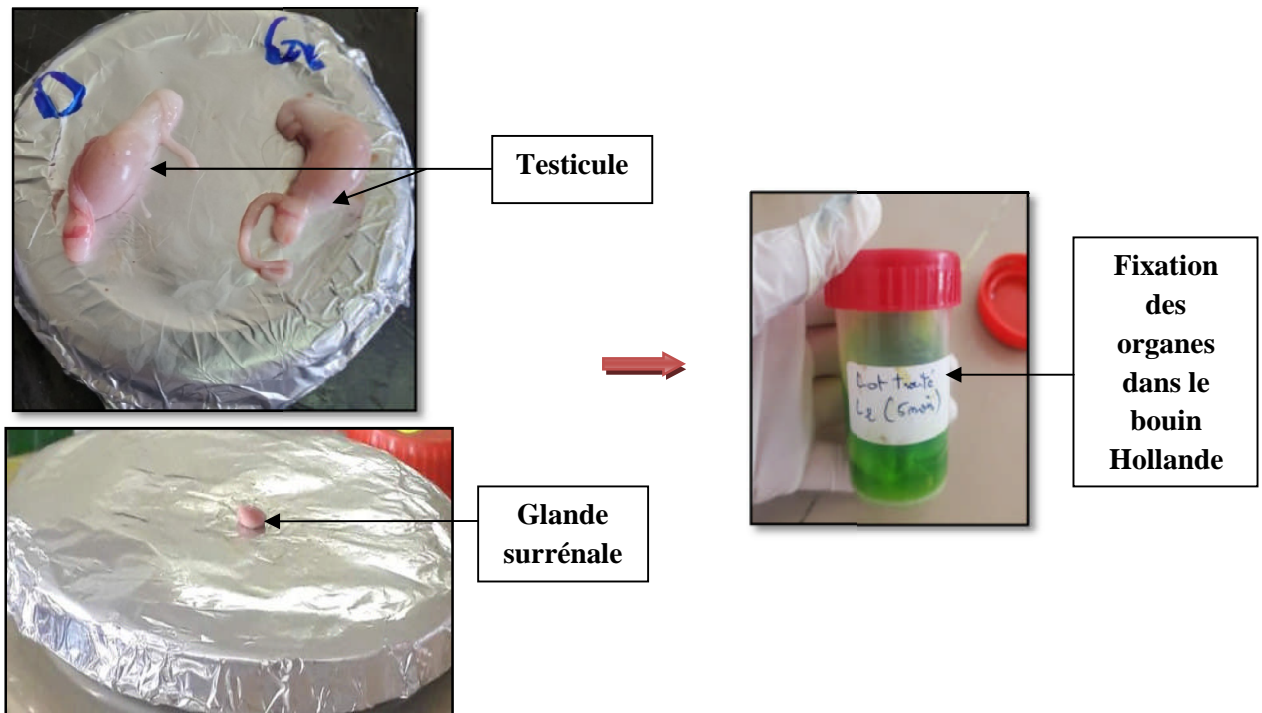
**Figure 17 :** Dissection du lapin après sacrifice et prélèvement des organes (Photo personnelle).



**Figure 18 :** Centrifugation du sang (Photo personnelle).

TS : tube sec ; C : centrifugeuse

Les testicules et surrénales prélevées sont rapidement dégraissées puis pesées. Le testicule et la surrénale droite sont immédiatement immergés dans le liquide fixateur, le bouin Hollande et y séjournent pendant 4 à 5 jours contrairement à la surrénale et les testicule gauche qui sont rapidement congelés dans 200 $\mu$ l d'eau bi-distillée.



**Figure 19 :** Pesée et fixation des organes dans le bouin Hollande (Photo personnelle).

## II. METHODES

### II.1. Histologie

Les réactifs utilisés pour la fixation, inclusion, déshydratation, hydratation et la coloration sont des produits Riedel-de haen, la gélatine (Merck) pour l'étalement des coupes et l'eukitt (Fluka) pour le montage des lames histologiques.

Les techniques histologiques ont été réalisées sur le testicule et les surrénales droites des lapins témoins et ceux soumis à l'obscurité selon les étapes suivantes :

#### II.1.1. Fixation

Les organes prélevés sont maintenus dans le bouin Hollande pendant 4 à 5 jours ensuite rincés abondamment à l'eau courante puis conservés dans l'éthanol 70°.



Figure 20 : Etapes de la fixation d'organes (Photos personnelles).

### II.1.2. Deshydratation

Les organes sont déshydratés par passage dans des bains d'alcool de concentrations croissantes (Tableau I).

Tableau I : Etapes de déshydratation des organes.

	Bains d'éthanol		Temps
Déshydratation	1	70°	20 min
	2	90°	20 min
	3	100°	20 min

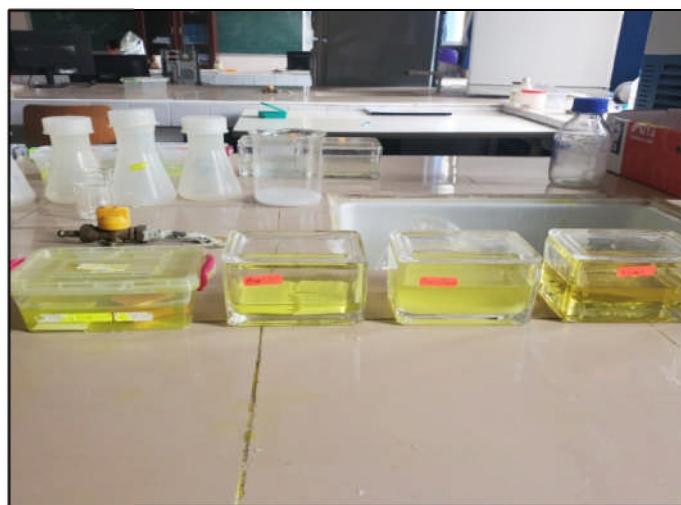


Figure 21 : Bains d'alcool (Photo personnelle).

### II.1.3. Eclaircissement

L'éclaircissement est une étape intermédiaire permettant d'éliminer l'alcool, elle se fait par un passage dans un bain de xylène pendant 20min.

### II.1.4. Emparaffinage

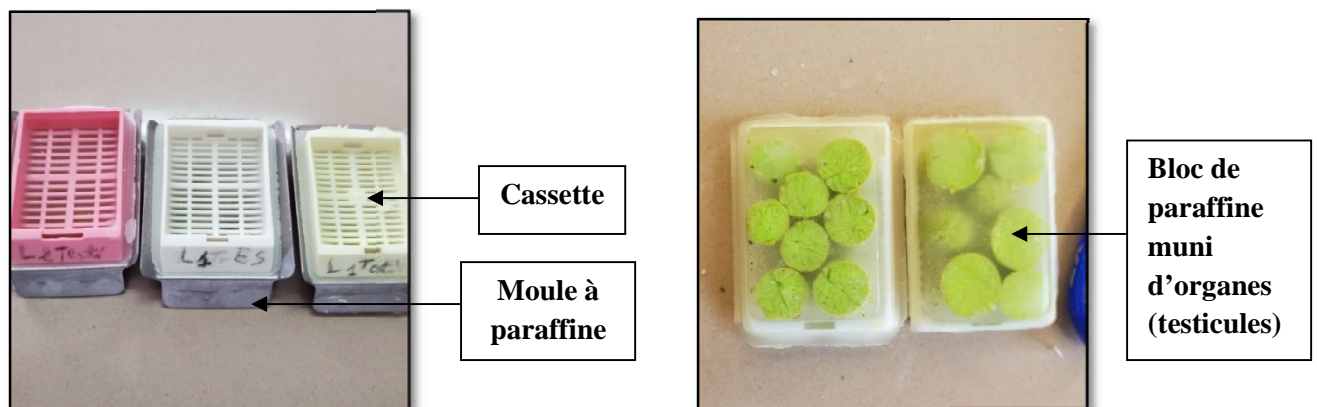
L'emparaffinage est réalisé dans un bain paraffine-xylène (V/V) et deux bains de paraffine afin de remplacer progressivement le xylène par la paraffine chaude à 60 °C (Tableau II).

**Tableau II :** Etapes d'emparaffinage des organes.

Bains	Xylène/Paraffine (V/V)	Paraffine 1	Paraffine 2
Temps (Min)	20	20	20

### II.1.5. Inclusion

L'inclusion permet de confectionner des blocs contenant l'organe soigneusement déposé dans de la paraffine chaude coulée dans des cassettes.

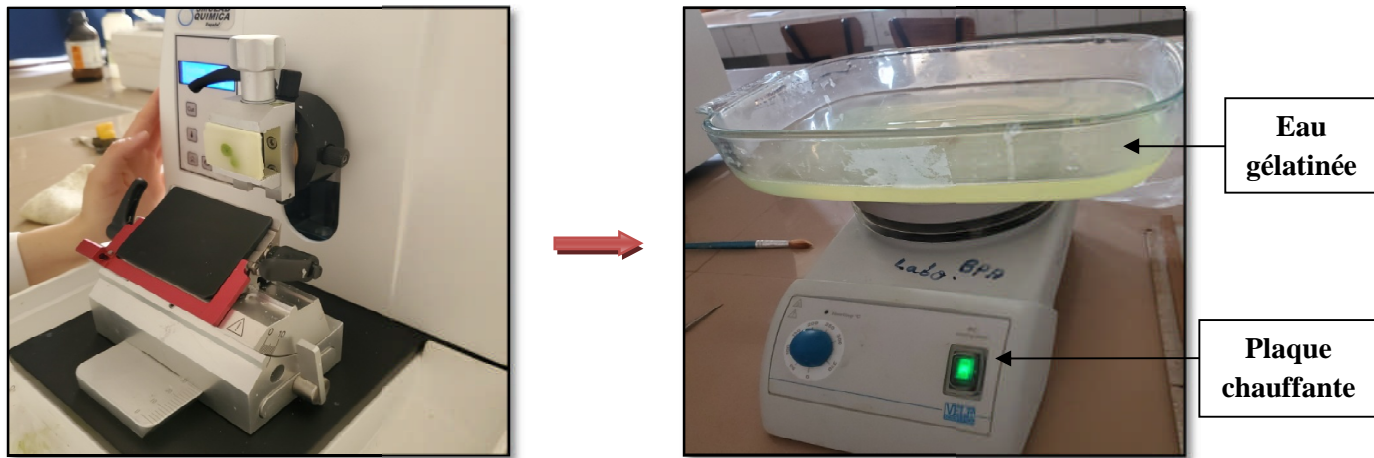


**Figure 22 :** Organes placés dans des moules à paraffine (Photos personnelles).

## II.2. Confection des coupes et étalement

Des coupes de 5µm d'épaisseur sont effectuées au microtome de type SmclabQuimicaEspaña ensuite étalées dans de l'eau gélatinée préalablement chauffée, puis

déposées sur une lame précocement gravée (lot, numéro de lapin). Les lames sont mises à sécher pendant 24h à température ambiante.



**Figure 23 :** Etapes de la réalisation des coupes histologiques au microtome (Photos personnelles).

**II.2.1. Coloration des lames**

Après déparaffinage et réhydratation par passage dans des bains d'alcool de concentrations décroissantes (figure précédente 21), les lames sont colorées au trichrome de MASSON (Tableau III).

**Tableau III :** Etapes de la coloration des coupes tissulaire au trichrome de MASSON.

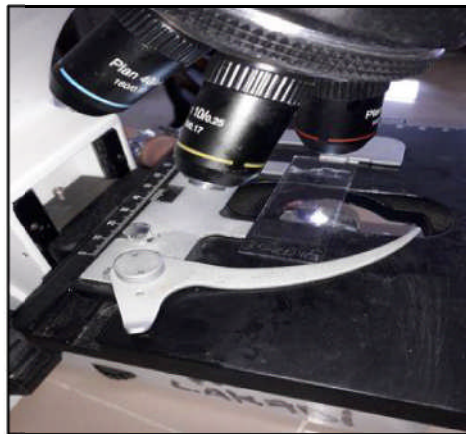
	<b>Bains</b>	<b>Temps</b>
<b>Réhydratation</b>	Xylène Ethanol 100°, 90°, 70°	10 min 15 min chacun
<b>Coloration</b>	Hématoxyline de Groat Eau courante Fushine-Ponceau Eau acétifiée à 1% Orange G Eau acétifiée à 1% Vert lumière Eau acétifiée à 1% Eau acétifiée à 1%	5 min 5 min 1 min Rinçage (5 min) 30s Rinçage (5 min) Passage Rinçage (5 min) pour enlever le surplus
<b>Déshydratation</b>	Ethanol 70°, 90°, 100° Xylène 1, Xylène 2	15 min chacun 15 min chacun



**Figure 24 :** Etapes de la coloration trichrome de MASSON (Photo personnelle).

### II.2.2. Montage et observation des lames au microscope photonique

Les coupes sont de nouveau déshydratées, séchées et recouvertes de liquide de montage (EUKITT) puis d'une lamelle. Elles sont observées au microscope photonique de type Optica à différents grossissements (100 puis 400).



**Figure 25 :** Observation des lames au microscope photonique (Photo personnelle).

## III. Prélèvement de spermes

La production gamétique fait en sorte de mettre en évidence l'effet de l'obscurité permanente sur la fertilité des lapins. Afin d'évaluer l'activité sécrétoire, un prélèvement de sperme a été fait.

### III.1. Matériel utilisé

Une lame de rasoir, une seringue, un épendorff, eau physiologique, papier aluminium, papier absorbant et gants en latex.

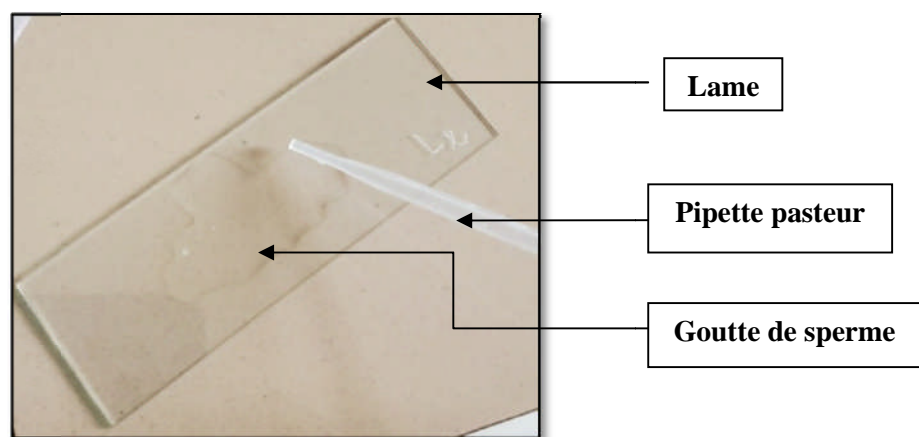
**III.2. Méthode de collecte**

La collecte du sperme a été réalisée selon les étapes suivantes :

- Réalisation d'une série de ponctions sur la queue de l'épididyme à l'aide d'une seringue contenant de l'eau physiologique dans le but d'éliminer le sang qui peut être à l'origine d'une contamination de la semence.
- Incision profonde avec une lame de rasoir et placement d'un épindorff gradué à son niveau.
- Introduction d'une seringue remplie d'1 ml de solution physiologique dans la lumière du canal déférent.
- Création d'une pression en appuyant sur le piston de la seringue remplie auparavant d'eau physiologique pour permettre l'écoulement de la semence dans l'épindorff.

**IV. Réalisation de frottis**

Une goutte du sperme collecté est étalée sur une lame, puis séchée pendant 24h. Cette opération a été faite plusieurs fois, deux à trois lames ont été préparées pour chaque lapin (témoin et traité).




**Figure 26** : Etalement d'une goutte de sperme sur une lame (Photo personnelle).

## IV.1. Coloration des lames

La coloration des lames a été faite à l'Hématoxyline/éosine (HE).

**Tableau IV :** Etapes de la coloration Hématoxyline/éosine.

Bains	Temps	Image correspondante
- 1 Bain d'éthanol	20 min	
- 1 bain d'hématoxyline	15 min	
- Rinçage à l'eau courante		
- 1 bain d'éosine	5 min	
- 2 bains successifs de xylène	2 min chacun	

Après la réalisation des frottis et leur coloration à l'Hématoxyline/éosine, la morphologie des spermatozoïdes des lapins a été déterminée par l'analyse microscopique et a permis donc la classification des spermatozoïdes normaux et anormaux.

Les anomalies morphologiques sont classées comme primaire et secondaire selon **Johnston et al., 2001**. Elles peuvent touchées les trois parties du spermatozoïde à savoir la tête, la pièce intermédiaire et même la queue (flagelle) (**Morera et al., 1996**).

- Les anomalies de la tête :
  - Acrosome contenant plusieurs gonflements
  - Double acrosome.
  - Acrosome déformé.
  - Acrosome rétracté avec cordes gonflées.
  - Acrosome vésiculaire contenant des gouttelettes.
  - Double tête.
- Anomalies de la pièce intermédiaire :
  - Pièce intermédiaire déformée.
  - Pièce intermédiaire réduite.
  - Pièce intermédiaire gonflée.

- Anomalies de la queue (flagelle) :
  - Queue contenant des gouttelettes.
  - Queue contenant une double corde.
  - Queue enroulée.
  - Double queue.

La motilité massale représente les mouvements de la masse de spermatozoïdes, elle s'évalue par observation microscopique d'une goutte de sperme brute sur une lame (**Bencheikh, 1995**). L'observation se fait au grossissement 100 selon **Najjar et Ben Mrad, (2013)**.

#### **IV.2. Observation des lames**

Après réalisation des frottis de sperme et leur coloration par HE et séchage des lames préparées, l'observation a été effectuée au microscope optique aux deux grossissements (x400 et x1000).

#### **V. Dosages hormonaux**

Les dosages hormonaux ont été réalisés à l'aide de kits immunotech SAS (Marseille, France), et cela par deux méthodes : radio-immunométrique (IRMA) pour le dosage de la FSH et de LH.

##### **V.1. Principes des dosages radio-immunométrique (IRMA)**

Les dosages de la FSH et de LH reposent sur un principe commun permettant une liaison de l'hormone marquée à l'anticorps de manière inversement proportionnelle à la quantité d'hormone non marquée contenue dans le tube, suite à une compétition entre l'hormone contenue dans l'échantillon à doser et l'hormone marquée vis à vis de l'anticorps fixé à la paroi du tube.

#### **VI. Analyse statistique des résultats**

Les résultats des données pondérales et des dosages hormonaux sont présentés en moyenne  $\pm$  ESM. L'analyse statistique permet d'estimer les variations par comparaison des moyennes obtenues entre les populations témoin et expérimentale par le test ORIGIN LAB, 2007 avec un seuil de 0,05. Les paramètres statistiques utilisés sont :

- **Moyenne**

Soit  $x_i$  une variable quantitative d'effectif  $n$ , la moyenne est égale au rapport de toutes les données  $x_i$  sur l'effectif.

$$\bar{x} = \frac{1}{n} \sum_{i=1}^n x_i$$

- **Ecart type**

L'écart type  $S$  ou déviation standard est la racine carrée de la variance ou  $S^2$  exprimée par l'expression suivante :

$$s = \sqrt{\frac{1}{n-1} \sum_{i=1}^n (x_i - \bar{x})^2}$$

- **Erreur standard à la moyenne (ESM)**

$$ES(M) = \frac{\sigma}{\sqrt{n}} \cong \frac{s}{\sqrt{n-1}}$$

- **Comparaison de deux moyennes**

La comparaison entre deux moyennes  $m_1$  et  $m_2$  observées sur deux échantillons d'effectifs respectifs  $n_1$  et  $n_2$ , dont l'un au moins est petit, est basée sur la valeur de

$$t = \frac{m_1 - m_2}{\sqrt{\frac{s^2}{n_1} + \frac{s^2}{n_2}}}$$

Où  $S^2$  désigne l'estimation de la variance, supposée commune, par la formule :

$$S^2 = \frac{1}{(n_1 + n_2 - 2)} \left[ \sum_{i=0}^{n_1} (x_{1i} - \bar{x}_1)^2 + \sum_{j=0}^{n_2} (x_{2j} - \bar{x}_2)^2 \right]$$

- **Le poids relatif (PR) des organes**

$$PR = \frac{\text{Poids absolu} \times 100}{\text{Poids corporel}} *$$

La valeur de  $|t|$  calculée est comparée avec des valeurs de  $t$  pour d.d.l =  $n_1+n_2-2$ , avec un risque 5%.

Si la valeur  $|t|$  calculée est inférieure à la valeur attendue, la différence n'est pas significative et  $p \geq 0,05$ .

Dans le cas contraire, elle est significative et le risque pour la valeur de  $|t|$  calculée fixe le degré de significativité, soit :

$p < 0,001$  : la différence entre les deux moyennes est hautement significative (HS, \*\*\*)

$p < 0,01$  : la différence entre les deux moyennes est très significative (TS, \*\*)

$p < 0,02$  : la différence entre les deux moyennes est significative (S, \*)

$p < 0,05$  : la différence entre les deux moyennes est peu significative (PS, \*).



***Résultats et discussion***

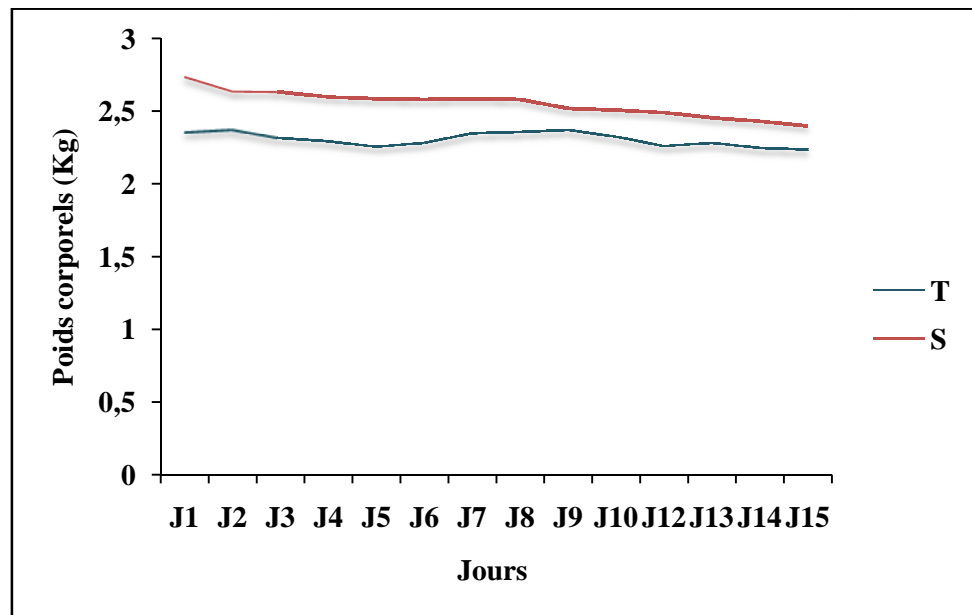
## I. Variations du poids corporel, surrénalien et testiculaire

### I.1. Variation du poids corporel

Les variations du poids corporel des lapins ont été évaluées durant la période de traitement qui a consisté en une période permanente d'obscurité pendant 15 jours. Les résultats sont représentés dans le Tableau V et Figure 27.

**Tableau V :** Variation du poids corporel des lapins témoins (T) et soumis à l'obscurité (S)  
(Moyenne  $\pm$  ESM).

	Poids corporel (kg)			Poids corporel (kg)	
	T	S		T	S
<b>J1</b>	2,35 $\pm$ 0,28 n=4	2,73 $\pm$ 0,20 n=4	<b>J9</b>	2,42 $\pm$ 0,19 n=4	2,52 $\pm$ 0,12 n=4
<b>J2</b>	2,43 $\pm$ 0,26 n=4	2,63 $\pm$ 0,18 n=4	<b>J10</b>	2,38 $\pm$ 0,18 n=4	2,51 $\pm$ 0,18 n=4
<b>J3</b>	2,39 $\pm$ 0,24 n=4	2,63 $\pm$ 0,14 n=4	<b>J11</b>	2,32 $\pm$ 0,12 n=4	2,51 $\pm$ 0,19 n=4
<b>J4</b>	2,32 $\pm$ 0,23 n=4	2,6 $\pm$ 0,16 n=4	<b>J12</b>	2,28 $\pm$ 0,32 n=4	2,49 $\pm$ 0,19 n=4
<b>J5</b>	2,44 $\pm$ 0,23 n=4	2,58 $\pm$ 0,19 n=4	<b>J13</b>	2,26 $\pm$ 0,19 n=4	2,45 $\pm$ 0,18 n=4
<b>J6</b>	2,30 $\pm$ 0,18 n=4	2,58 $\pm$ 0,12 n=4	<b>J14</b>	2,24 $\pm$ 0,36 n=4	2,43 $\pm$ 0,16 n=4
<b>J7</b>	2,44 $\pm$ 0,23 n=4	2,59 $\pm$ 0,20 n=4	<b>J15</b>	2,23 $\pm$ 0,31 n=4	2,4 $\pm$ 0,17 n=4
<b>J8</b>	2,43 $\pm$ 0,21 n=4	2,58 $\pm$ 0,17 n=4			



**Figure 27** : Variations du poids corporel des lapins témoins (T) et soumis à l'obscurité (S) âgés de 5 mois.

T : témoins ; S : traités

Les résultats des variations du poids corporel présentés dans le tableau et la figure précédemment cités, montrent que :

- A **J1**, les poids corporels moyens sont estimés à  $2,35 \pm 0,28$  Kg et à  $2,73 \pm 0,20$  Kg respectivement pour les lots T et S.

- A **J7**, le poids corporel moyen des lapins soumis à l'obscurité pendant 15 jours a atteint la valeur de  $2,59 \pm 0,20$  Kg, celui du lot témoin  $2,44 \pm 0,23$  Kg. Aucune différence significative n'est observée entre les deux moyennes bien qu'une diminution plus conséquente est notée par rapport au jour J1 chez les lapins soumis à l'obscurité par rapport aux témoins.

- A **J15** la perte de poids, par rapport à **J14** des lapins soumis à l'obscurité est similaire à celle des témoins. En fin de traitement, les poids corporels moyens des deux lots sont différents : T :  $2,23 \pm 0,31$  Kg et S :  $2,4 \pm 0,17$  Kg; la différence entre les deux moyennes reste, cependant, non significative ( $p > 0,05$ ) (Tableaux V ; Figure 27).

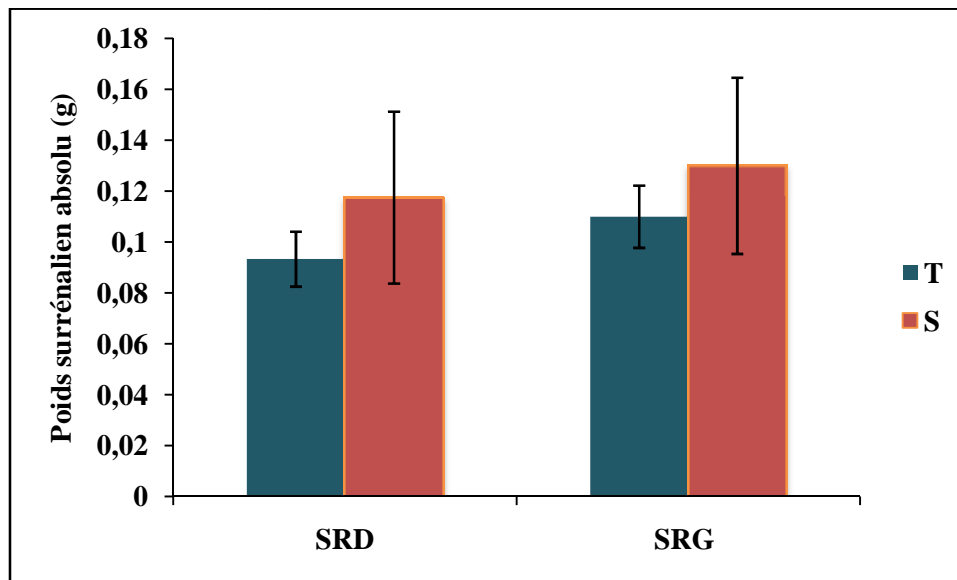
I.2. Variations du poids des glandes surrénales

Les variations du poids absolu et relatif des glandes surrénales ont été présentées dans le tableau (VI), et les figure 28 et 29.

**Tableau VI :** Variation des poids absolus et relatifs des surrénales des lapins témoins (T) et soumis à l'obscurité (S).

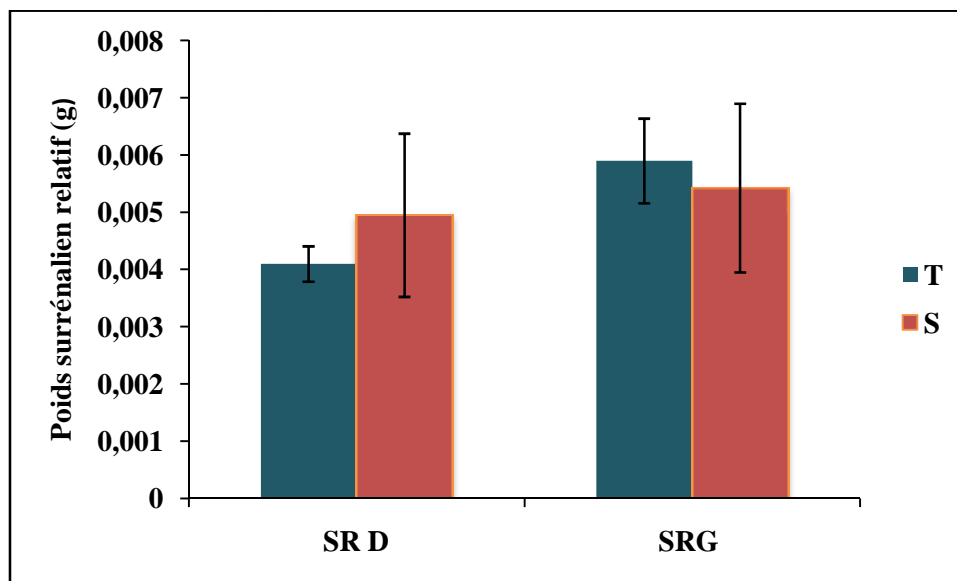
(Moyenne  $\pm$  ESM ; **SR D** : surrénale droite, **SRG** : surrénale gauche, **2SR** : les deux surrénales).

Lots	Poids absolu (g)		Poids relatif (g/100g PC)	
	T	S	T	S
<b>SR D</b>	0,093 $\pm$ 0,01 n=8	0,117 $\pm$ 0,03 n=8	0,0041 $\pm$ 0,00034 n=8	0,0048 $\pm$ 0,0012 n=8
<b>SR G</b>	0,11 $\pm$ 0,01 n=8	0,13 $\pm$ 0,03 n=8	0,0049 $\pm$ 0,00058 n=8	0,0053 $\pm$ 0,0012 n=8
<b>2 SR</b>	0.203 $\pm$ 0.02 n=8	0.247 $\pm$ 0.06 n=8	0.009 $\pm$ 0.0056 n=8	0.01 $\pm$ 0.0024 n=8



**Figure 28 :** Représentation graphique du poids absolu des glandes surrénales droites et gauches des lapins âgés de 5 mois.

**SRD** : Surrénale droite ; **SRG** : Surrénale gauche ; **T** : Témoins ; **S** : Traités



**Figure 29** : Représentation graphique du poids surrénalien relatif des lapins âgés de 5 mois.

**SRD** : surrénale droite ; **SRG** : Surrénale gauche ; **T** :témoins ; **S** :traités

### I.2.1. Poids absolus des surrénales

Les moyennes des poids absolus des glandes surrénales droites, gauches ainsi que celles des deux surénales de chaque lot ne présentent aucune différence statistique ( $p > 0,05$ ) (Tableaux VI ; Figure 28).

### I.2.2. Poids relatifs des surrénales

La différence entre les moyennes des poids relatifs des surrénales droites et gauches est également non significative aussi bien dans le lot des lapins soumis à l'obscurité pendant 15 jours et que celui des témoins ( $p > 0,05$ ) (Tableaux VI ; Figure 29).

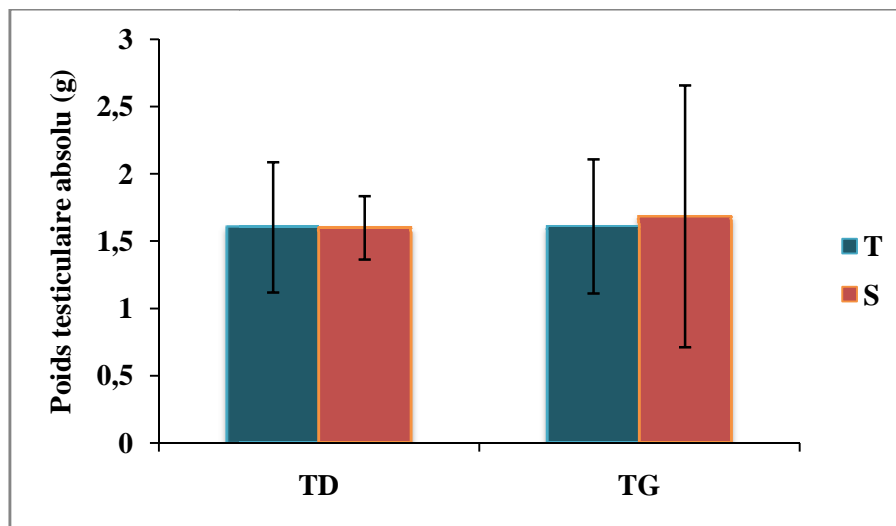
I.3. Variations du poids testiculaire absolu et relatifs

Les variations du poids testiculaire absolu et relatif sont présentées dans le tableau (VII) et les figures 30 et 31.

**Tableau VII :** Variation des poids absolus et relatifs des testicules des lapins témoins (T) et soumis à l'obscurité (S).

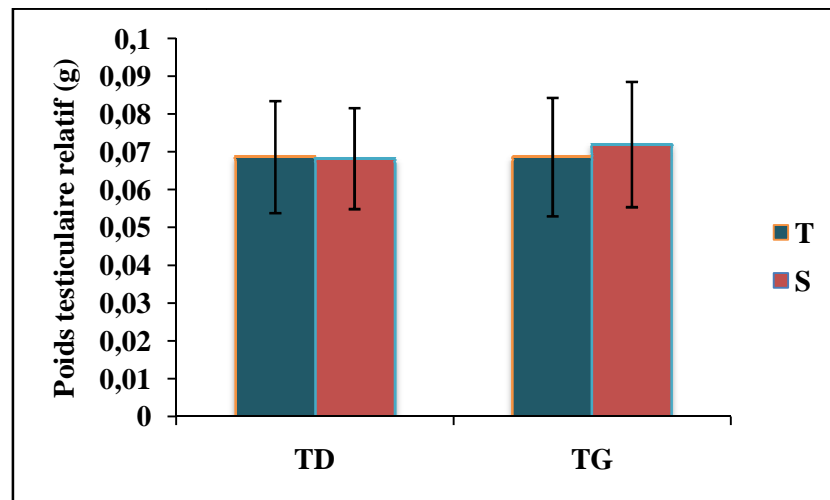
(Moyenne ± ESM ; **TD** : testicule droit, **TG** : testicule gauche, **2T** : les deux testicules).

Lots	Poids absolu (g)		Poids relatif (g/100g PC)	
	T	S	T	S
<b>TD</b>	1,60 ± 0,48 n=8	1,6 ± 0,23 n=8	0,071 ± 0.02 n=8	0,068±0.02 n=8
<b>TG</b>	1,61 ± 0,49 n=8	1,68 ± 0,97 n=8	0,069± 0,0156897 n=8	0,072±0.017 n=8
<b>2T</b>	3.21± 0.98 n=8	0.25± 0.068 n=8	0.14 ± 0.03052771 n=8	0.14± 0.03 n=8



**Figure 30 :** Représentation graphique du poids absolu testiculaire des lapins témoins et traités.

**TD** : Testicule droit ; **TG** : Testicule gauche. **T** :Témoin ; **S** : Traités



**Figure 31** : Représentation graphique du poids relatif testiculaire des lapins témoins et traités.

**TD** : Testicule droit ; **TG** : Testicule gauche. **T** : Témoins ; **S** : Traités.

### I.3.1. Poids absolus des testicules

Les moyennes des poids absolus testiculaires droits et gauches de chaque lot des lapins témoins et ceux soumis à l'obscurité permanente pendant 15 jours lapins traités sont presque similaires et sont estimées à  $1,60 \pm 0,48$  g et  $1,6 \pm 0,23$  g pour le testicule droit et de  $1,61 \pm 0,49$  g et  $1,68 \pm 0,97$  g pour le testicule gauche respectivement chez les lapins témoins et ceux soumis à l'obscurité, aucune différence statistique ( $p > 0,05$ ) (Tableau VII ; Figure 30).

### I.3.2. Poids relatifs des testicules

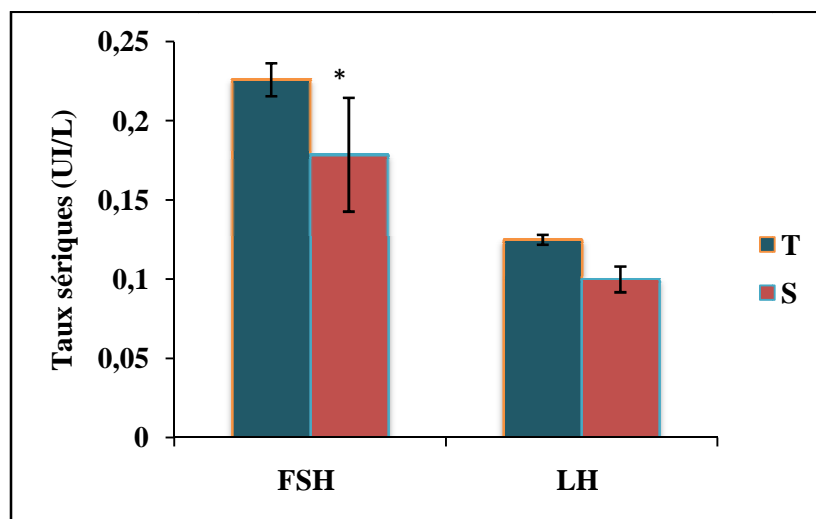
Les variations du poids testiculaire droit et gauche relatif est presque similaire entre le lot témoin et traité (soumis à l'obscurité). La différence entre les moyennes des poids relatifs des testicules droites et gauches est également non significative aussi bien dans le lot des lapins témoins et ceux soumis à l'obscurité ( $p > 0,05$ ) (Tableau VII ; Figure 31).

#### I.4. Teneurs sériques en LH et FSH

Les variations des teneurs sériques en LH et FSH sont représentées sur le tableau (VIII) et la figure 32.

**Tableau VIII :** Variation des taux sériques en FSH et LH des lapins témoins (T) et soumis à l'obscurité (S) (Moyenne  $\pm$  ESM).

Lots	T	S
<b>FSH (UI/L)</b>	0,23 $\pm$ 0,010 n=4	0,17 $\pm$ 0,03 n=4
<b>LH (UI/L)</b>	0,125 $\pm$ 0,003 n=4	0,10 $\pm$ 0,009 n=4



**Figure 32 :** Représentation graphique montrant l'évolution des taux sériques en FSH et LH des lapins témoins et traités.

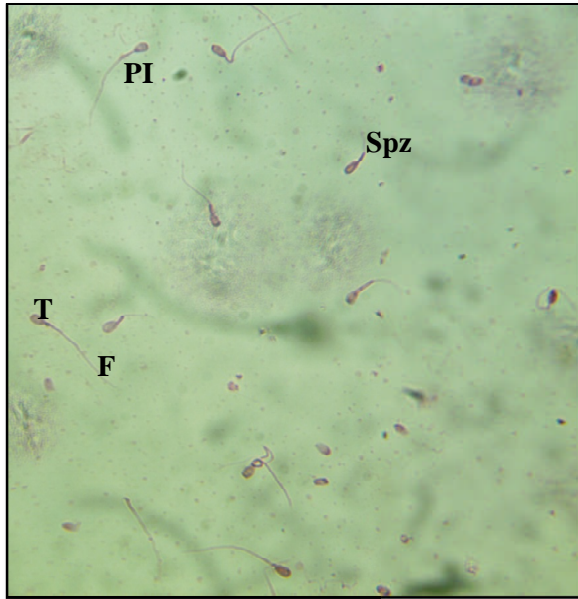
**T :** Témoins ; **S :** Traités.

L'obscurité permanente soumise aux lapins âgés de 5 mois pendant 15 jours a pour effet une différence significative des teneurs sériques en FSH ( $P=0.03$ ) ( $0,17 \pm 0,03$  UI/L chez les lapins traités contre  $0,23 \pm 0,010$  chez les lapins témoins). Alors que les teneurs sériques en LH montrent une légère diminution chez les lapins traités comparés aux témoins. Aucune différence statistique n'est observée ( $P>0.05$ ) (Tableau VIII; Figure 32).

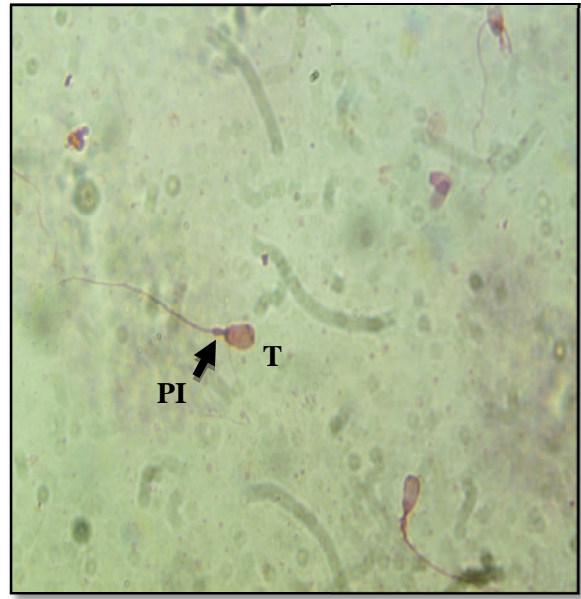
**II. Aspect morphologique des spermatozoïdes et structure histologique testiculaire****II.1. Aspect morphologique des spermatozoïdes**

La réalisation d'un frottis spermatique chez les lapins exposés à l'obscurité pendant 15 jours, a permis de mettre en évidence quelques anomalies morphologiques des spermatozoïdes.

En effet, plusieurs anomalies ont été observées au niveau de la tête, pièce intermédiaire et le flagelle contrairement aux témoins où la plupart des spermatozoïdes étaient normaux (Figure 33,34,35,36).

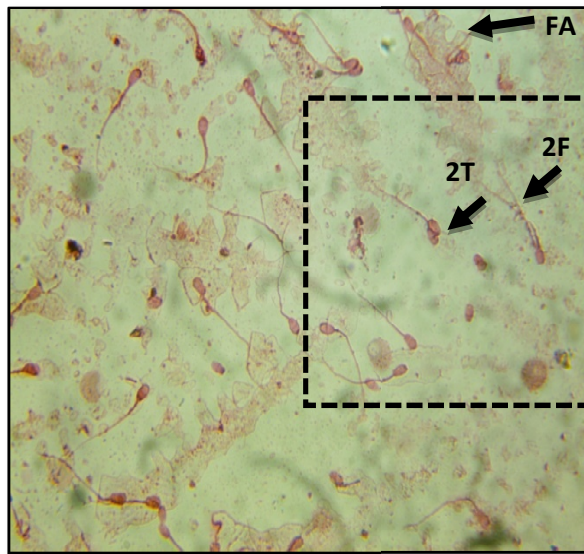


**Figure 33** : Observation des spermatozoïdes de lapins témoins au microscope photonique au G X 40.

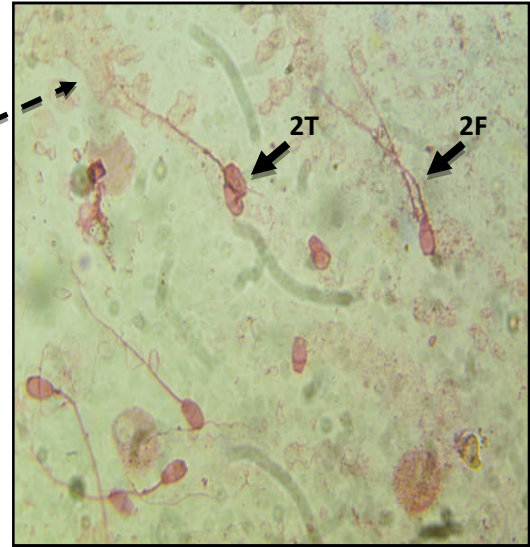


**Figure 34** : Observation des spermatozoïdes de lapins témoins au microscope photonique au G X 100.

**Spz** : Spermatozoïde ; **F** : Flagelle ; **PI** : Pièce intermédiaire ; **T** : tête.



**Figure 36** : Observation des spermatozoïdes de lapins traités au microscope photonique au G X 40.



**Figure 35** : Observation des spermatozoïdes de lapins traités au microscope optique au G X 100.

**FA**: flagelle angulé ; **2F**: 2 flagelles ; **2T**: 2 têtes.

**II.2. Structure histologique des testicules**

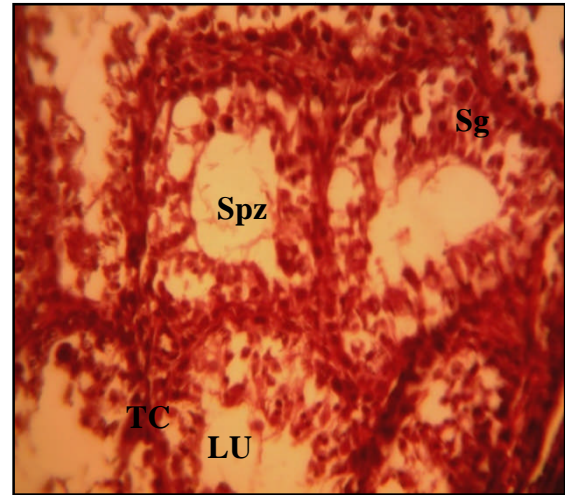
L'observation au microscope photonique des coupes histologiques transversales testicules de lapin témoin montrent au microscope photonique des tubes séminifères de forme variable, avec une lumière et un épithélium séminifère formé de plusieurs types cellulaires à savoir, les spermatogonies à la périphérie, cellules peu volumineuses à noyaux arrondis situées au niveau de la périphérie des tubes séminifères, des spermatozoïdes au niveau de la lumière de chaque tube séminifère, ainsi qu'un tissu interstitiel entourant les tubes (Figures 37; 38).

L'observation au microscope photonique des coupes histologiques transversales testicules de lapin soumis à l'obscurité permanente une structure très variable comparée aux lapins témoins. L'observation au microscope des coupes transversale montre un épithélium germinatif développé et plus fonctionnel avec des lignées germinales bien distinctes et une lumière contenant des spermatozoïdes (Figures 39 ; 40).



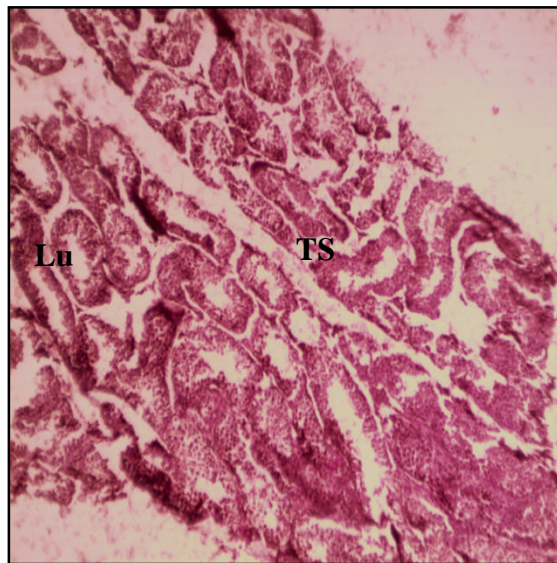
**Figure 37** : Coupe histologique du testicule de lapins témoins âgés de 5 mois observée au microscope photonique au G X 40.

LU : Lumière ; TS : Tube séminifère.



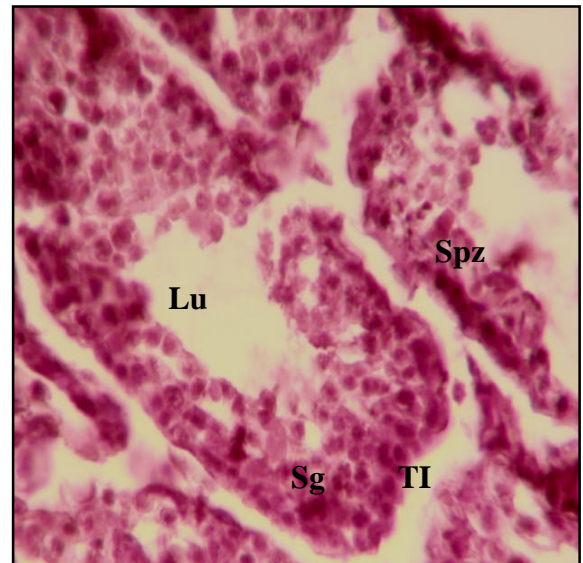
**Figure 38** : Coupe histologique du testicule de lapins témoins observée au microscope photonique au G X 100.

Sg : Spermatogonies ; LU : lumière ; TC : tissu conjonctif ; Spz : spermatozoïde.



**Figure 40** : Coupe histologique du testicule de lapins traités observée au microscope photonique au G X 40.

LU :Lumière ; TS : Tube séminifère.



**Figure 39** : Coupe histologique du testicule de lapins traités observée au microscope photonique au G X 100.

LU :Lumière ; TS : Tube séminifère ; TI : tissu interstitiel

### **III. Discussion**

#### **III.1. Variations des poids corporel , surrénalien et testiculaire**

Les résultats obtenus concernant le poids corporel, surrénalien et testiculaire des lapins témoins et traités n'ont pas montré de différence significative.

La croissance pondérale d'un animal varie énormément en fonction des facteurs génétiques, alimentaires et memes environnementaux (**Piles et al., 2003**).

Selon **Edmonds et Stetson (1995)**, les photopériodes longues stimulent le développement reproductif et les fonctions gonadiques chez les rats alors que les photopériodes courtes l'inhibent.

Les résultats obtenus sont donc contradictoires à ceux obtenus par **Tong et al (2004)**, qui ont démontré que l'exposition à l'obscurité continue induisait une régression gonadique et des changements dans les modèles d'expression des gènes d'horloge testiculaire chez les hamsters syriens.

Selon **Schelatt et al (1995)** ; **Young et al (2000)**, une exposition à l'obscurité constante chez les rats ou quotidienne (16h) chez les souris pendant 8 semaines a provoquée une inhibition de la spermatogenèse, une régression des testicules et par conséquent une diminution des taux sériques en testostérone.

#### **III.2. Teneurs sériques en LH et FSH**

Les résultats obtenus concernant les teneurs sériques en LH et FSH ont montré une différence significative chez les lapins traités par rapport aux témoins.

Le lot de lapin traité (soumis à l'obscurité) a montré une diminution des taux sériques en LH et FSH par rapport au lot témoin.

Une autre étude a montré qu'il y a reprise de l'activité testiculaire lorsque l'expérimentation a une durée de journée courte, alors que lorsque les jours expérimentaux sont longs cela inhiberait l'activité exocrine et endocrine testiculaire et dans lequel l'activation de la reproduction est élevée par les jours courts et la mélatonine et est inhibée par les jours longs (**Ben Saad et Maurel, 2002**). Cette diminution des taux de LH et FSH dans notre étude pourrait être expliquée par l'activité sécrétoire endocrine des testicules qui exercerait à son

tour un effet inhibiteur au niveau de l'hypophyse diminuant ainsi les taux sériques en FSH et LH observés chez le lot de lapin soumis à l'obscurité de 15 jours sont diminués par rapport au lot de lapin témoins.

Selon **Atanassova et al (1999)**, une exposition prolongée à la lumière ou à l'obscurité annule les niveaux d'E2 malgré une concentration importante en testostérone et que l'excès d'E2 fait diminuer le taux de testostérone et inhibe LH et FSH.

Selon **Gottfried et al (2000)** ; **Brown et al 2001**, les photopériodes de courte durée diminueraient le poids testiculaire et par conséquent les taux sériques de la testostérone et de la LH hypophysaire.

### **III.3. Aspect morphologique des spermatozoïdes et structure histologique testiculaire**

Les résultats obtenus ont montré quelques anomalies morphologiques au niveau des différentes parties des spermatozoïdes.

Les lapins exposés à une courte durée (15 jours) à l'obscurité ont montré beaucoup d'anomalies spermatiques.

Les résultats obtenus corroborent avec ceux obtenus par **Olayaki et al (2008)** qui ont montré que les rats exposés à une photopériode courte ont subi des réductions significatives de la masse des organes reproducteurs et de la viabilité, du nombre et de la motilité des spermatozoïdes.

Selon **Yie et al (1994)** ; **Awad et al (2006)**, des taux de mélatonines faibles ont induits à une régression de la motilité des spermatozoïdes ainsi qu'à une progression anormale de ces derniers.

Le stress oxydatif a des effets destructeurs sur la reproduction, il a été démontré que les anomalies spermatiques, la réduction du nombre et de mobilité des spermatozoïdes ainsi que la fragmentation de leur ADN entraîne l'infertilité (**Peltola et al., 1994**).

De ce fait, les résultats obtenus sont contradictoires à ceux rapportés par (**Theau-Clement et al., 1994**) qui ont montrés que l'exposition de lapins à des jours longs (16HL:8HD) a induit à une obtention meilleure de spermatozoïdes en terme de qualité et de quantité par rapport à ceux recueillis chez des lapins exposés à des jours courts (8HL:16H



***Conclusion***

## *Conclusion*

---

L'étude de la photopériode, essentiellement de l'obscurité sur des lapins mâles adultes de races différentes, nous a permis d'évaluer expérimentalement les changements qu'elle a apporté sur le plan macroscopique à savoir le poids corporel, surrénalien et testiculaire ainsi que microscopique c'est à dire fortis spermatiques et structure histologique des testicules.

L'objectif de travail est d'étudier les effets de l'obscurité permanente pendant 15 jours chez les lapins mâles âgés de 5 mois.

Nos résultats ont révélé, une similitude entre les poids corporels, surrénaliens et testiculaires des lapins témoins et ceux soumis à l'obscurité permanente durant 15 jours, des modifications morphologiques spermatiques et histologiques testiculaires qui se caractérisent par des anomalies morphologiques des spermatozoïdes au sein de leur différentes parties à savoir la tête, la pièce intermédiaire et le flagelle. Une activité testiculaire chez le lot de lapins traités et une diminution significative des teneurs sériques en FSH et LH chez les lapins traités par rapport aux témoins.

Les résultats obtenus dans notre étude ont donc permis de mettre en évidence le rôle impliqué de la mélatonine en tant que synchronisateur de l'axe gonadotrope. Afin de comprendre le rôle joué par cette hormone, il serait intéressant d'augmenter la durée de traitement (l'obscurité) pour confirmer ou infirmer ces résultats. Il serait également d'un grand intérêt de mesurer le taux sériques de testostérone dans le but d'expliquer la diminution des taux sériques en FSH et LH.



*Références bibliographiques*

## Références bibliographiques

---

### A

- **Abe K., Takano H. et Ito T. (1983).** Ultrastructure of the mouse epididymal duct with special reference to the regional differences of the principal cells. *Arch. Histol.Jpn.*46:51-68.
- **Abou-Haila A. et Fain- Maurel M.A. (1984).** Regional differences of the proximal part of mouse epididymis: morphological and histochemical characterization. *Anat. Rec.* 209 : 197-208.
- **Abraham L. et Kierszenbaum A. (2002).** Histologie et biologie cellulaire : une introduction à l'anatomie pathologique. De Boeck, Paris : 529p.
- **Abraham L. et Kierszenbaum A. (2006).** Histologie et biologie cellulaire :une introduction à l'anatomie pathologique. Boeck université rue du Minimes 529p.
- **Adamali H.I et Hermo L.(1996).** Apical and narrow cells are distinct cell types differing in their structure, distribution, and functions in the adult rat epididymis. *J. Androl.*, 17:208-222p.
- **Adamli H.I., Somani I.H., Huang J.Q., Gravel R.A., Trasler J.M. et Hermo L. (1999).**II. characterization and development of the regional-and cellular-specific abnormalities in the epididymis of mice with beta-hexosaminidase deficiency.*J. Androl.*20:803-824.
- **Amman R.P. (1993).** Physiology and endocrinology. In :Mc KINNONAO, VOSS JL (eds), *Equine Rep*, 1ed., Lea et Febigereds., philadelphia: 1137-1154 5.
- **Arendt J., Bojkowski C., Folkard S., Franey C., Marks V., Minors D., Waterhouse J., Wever R.A., Wildgraber C. et Wright J. (1985).** Some effects of melatonin and the control of its secretion in humans. *Ciba found symp* 117: 226-283p.
- **Atanassova N., McKinnell C., Walker M. et al (1999).** “Permanent effects of neonatal estrogen exposure in rats on reproductive hormone levels, Sertoli cell number, and the efficiency of spermatogenesis in Adulthood1,” *Endocrinology*, vol. 140, no. 11, 5364–5373p.

### B

- **Barone R. (1978).** Anatomie comparée des Mammifères domestiques : Tome 3 :Splanchnologie 2 : Appareil uro-génital, fœtus et ses annexes, péritoine et topographie abdominale.*Vigot.* Paris, 896p.

## Références bibliographiques

---

- **Barone R. (2001).**Anatomie comparée des mammifères domestiques. Tome 4 : splanchnologie 2. Edition vigot frères : 241-561p.
- **Badran H.H et Hermo L. (2002).**Expresion and regulation of qouaporins 1,8 and 9 in the testis efferent ducts, and epididymis of adult rats and during postnatal development.*J.andro.*, 23: 358-373p.
- **Barrett P., Conway S., Jockers R., Strosberg A.D., Guardiola- Lemaitre B., Delagrance P. et Morgan P. J. (1997).** Cloning andfunctional analysis of a polymorphic variant of the ovineMel 1a melatonin receptor. *Biochem. Biophys. Acta*, 1356, 299-307p.
- **Ben Saad M.M. et Maurel D.L. (2002).** Inhibition de la reproduction pendant les jours longs et photogonadosensibilité circadienne chez les lapins sauvages de l'île de Zembra( *Oryctolagus cuniculus* ) *Biologie de la reproduction* , vol 66, no 2, 1er février, 415–420p.
- **Boerke, A., Dieleman, S.J. et Gadella, B.M. (2007).** Un rôle possible de l'ARN du sperme dans le développement précoce de l'embryon. *Thériogénologie* 68 (Suppl. 1), S147–S155. doi: 10.1016/j.theriogenology.05.058
- **Bogdan A. et Toutou Y. (2001).** Rythmes biologiques, nutrition et métabolisme.*Revue française des laboratoires*, (334), 59-63p.
- **Boussit D. (1989).** Reproduction et insémination artificielle en coniculture. Edition association française de coniculture, France, diffusion Lavoisier TEC et DOC , 17-34.240P.
- **Bonnes G., Des claude J., Drogoul., Gadoud R., Jussian R., Le lo'h A., Montémas L. et Robin G. (2005).** Reproduction des animaux d'élevage. 2<sup>ème</sup> Ed. Ed du cagri. 470p.
- **Burgos M.M. et Fawcett V. (1956).** An electron microscope study of spermatid differentiation in the toad *Bufo Arenarum* HENSEL . *J. Biophys. Biochem. Cytol.*, 2, 223 -40.
- **Brambell F.W.R. (1994).** The reproduction of the wild rabbit, *oryctologus cuniculus*. *Proc. Zool. Soc. lond.* 114, 1-114p.
- **Brown D.I, Garyfallou V.T. et Urbanski H.F. (2001).** “Photoperiodicmodulation of gnrhmrna in the male syrianhamster,”*Molecular Brain Research*, vol. 89, no. 1-2, 119–125p.

## Références bibliographiques

---

### C

- **Cajochen C., Krauchi K., Von Arx M.A., Mori D., Graw P. et Wirz-Justice A. (1996).** Daytime melatonin administration enhances sleepiness and theta/alpha activity in the waking EEG. *Neurosci.Lett.*, 207:209-213p.
- **Cassone V. M. (1990).** Effects of melatonin on vertebrate circadian systems. *Trends Neurosci.*, vol13, 457-464p.
- **Curtis S.K. et Amann R.P. (1981).** Testicular development and establishment of spermatogenesis in Holstein bulls. *J. Anim .sci.*, vol 53, 1645-1657p.
- **Challet E., Pévet P. (2003).** Interactions between photic and nophotic stimuli to synchronize the mammalian circadian clock. *Frontiers in Bioscience*;8:s246-57.
- **Czeisler C.A. et Klerman E.B. (1999).** “Circadian and sleep-dependent regulation of hormone release in humans,” *Recent Progress in Hormone Research*, vol. 54, 97–102p.

### D

- **Dadoune J.P., Hadjhsjy P., Siffroi J.P. et Vendrel E. (2000).** Histologie. Edition médecine science flammarion. 2ème Edition. 229-246p.
- **Dadoune J.P. et Demoulin A. (2001).** Structure et fonction du testicule in Thibault C. et Levasseur M.C.(2001). La reproduction chez les mammiferes et chez l’homme. Ed. INRA, Paris : 256-289p.
- **Deacon S. et Arendt J. (1995).** La suppression de la température induite par la mélatonine et ses effets aigus de déphasage sont liés de manière dose- dépendante chez les humains. *Brain Res* 688 : 77-85p.
- **Dizier M., Chastant- Maillard S.Coord.(2014).** La reproduction animale et humaine. Ed. Quae, France, 750p.
- **Dohle GR., Smit M. et Weber RF.(2003).** Androgens and male fertility. *world J Urol*, 21 (5): 341-345p.
- **Dubois G. et Bureau L. (2020).** Rythmes et horloges biologiques de l’organisme. supplément préparateur no 597, 11p.

### E

- **Edmonds K.E. et Stetson M.H. (1995).** “Pineal gland and melatonin affect testicular status in the adult marsh rice rat (*oryzomyspalustris*),” *General and Comparative Endocrinology*, vol. 99, no. 3,265–274p.

## *Références bibliographiques*

---

- **Ewuola E.O. et Equnike G.N. (2010).** Effects of dietary of fumonisin B1 on the Onset of puberty, semen quality, fertility rates and testicular morphology in male rabbits. *Reprod.* 139 : 439-45p.
- **Eurell J.N. et Frappier B.L. (2006).** Dellmann's textbook of veterinary histology. Blackwell pub. Ames. Iowa.

### *F*

- **Frend R., Bogerd J., Franca L. et Vilela D.A.R. (1973).** La fonction reproductive masculine. Organisation de la santé, Genève. 520 : 6-11p.
- **Frolich A. (1948).** Some factors affecting semen production in rabbits. *promo. congo intern. Fisiopat.h.iprod. Animal fecond. Artif, milano.*
- **Fontaine R. (2014).** Thèse de doctorat. Etude du système dopaminergique inhibiteur de la fonction gonadotrope chez le poisson-zèbre, 185p.

### *G*

- **Gauer F., Schuster C., Poirel V. J., Pévet P. et Masson-Pévet M. (1998).** Cloning experiments and developmental expression of both melatonin receptor Mel1A mRNA and melatonin binding sites in the Syrian hamster suprachiasmatic nuclei. *Brain Res. Mol. Brain Res.*, 60, 193-202p.
- **Gianinetti R. (1984).** L'élevage rentable des lapins : Anatomie, physiologie, milieu. Paris ed. Vecchi. S. A, 191p.
- **Gidenne T., Combes S., Licois D., Carabano R., Badiola I. et Garcia J.(2008).** Ecosystème caecal et nutrition du lapin : interactions avec la santé digestive. *Inra productions animales*, 21 (3), 239-249p.
- **Goldman B. D. et Darrow J. M (1983).** The pineal gland and mammalian photoperiodism. *Neuroendocrinology*, 37, 386-396p.
- **Gonzalez-Arto M., Hamilton T.R., Gallego M., Gaspar-Torrubia E., Aguilar D., Serrano-Blesa E., Abecia J.A., Pérez-Pé R., Muino-Blanco T., Cebrian-perez J.A. et al (2016).** Preuve de la synthèse de mélatonine dans l'appareil reproducteur du bélier. *Andrologie*, 4, 163-171p.
- **Gottreich, I. Hammel L., Yogev. Et Terkel J. (2000).** "Effect of photoperiod variation on testes and accessory sex organs in the male blind mole rat *spalaxehrenbergi*," *Life Sciences*, vol. 67, no. 5. 521-529p.

## Références bibliographiques

---

### H

- **Hermo L. et Robaire B. (2002).** Epididymal cell types and their functions. In: Robaire B., Hinton B.T. The epididymis: From Molecules to Clinical Practice. Kluwer Academic/Plenum Publishers, New York: 81-102p.
- **Houmadi A. Décembre. (2007).** Maitrise des cycles sexuels chez les bovins : application de traitements combinés à base de progesterone-PGF2-PMSG. Mémoire de master 2, zootechnie., IPR/IFRA de katibougou Mali.60p.

### J

- **Jockers R., Delagrangé P., Dubocovich M.L., Markus R.P., Renault N., Tosini G., Cecon E. et Zlotos D.P. (2016).** update on melatonin receptors: IUPHAR Review 20.*Br.J.pharmacol*, 173, 2702-2725p.

### K

- **Kohler C. (2012).** L'appareil génital masculin. C.H.E.C., U.M.V.F., Paris, 15p.
- **Kokkola T. et Laitinen J. T (1998).** Melatonin receptor genes. *Ann. Med.*, 30, 88-94p.
- **Klein D.C. et Moore R.Y. (1979).** Pineal N-acetyltransferase and hydroxyindole- O-methyltransferase: control by the retinohypothalamic tract and the suprachiasmatic nucleus. *Brain Res.*, 174, 245-262p.

### L

- **Lakabi L. (2017).** Etude du développement postnatal des structures testiculaires et épидидymaires du lapin mâle de la population blanche et qualité de la semence. Thèse de doctorat université Mouloud Mammeri Tizi-Ouzou : 161p.
- **Lebas F., Coudert P. et De Rochambeau H. (1990).** Le lapin : élevage et pathologie. Collection F.A.O : production et santé animale : 1-210p.
- **Lebas F. (2000).** Cuniculture : Biologie du lapin. Chapitre 7.INRA, 2000.
- **Leger, D., Metlaine, A. et Gronfier C.(2018).** Physiologie et l'horloge biologique. La presse médicale.
- **Leger, D. Metlaine, A. et Gronfier C.(2019).** Republication de physiologie de l'horloge.Medecine du sommeil.

## Références bibliographiques

---

- **Lesson T.S. et Lesson R.C. (1976).** Histologie. Masson.Barcelone Milan pages 388-403.luminal content. *Biol. Reprod.*61, 705-714p.
- **Lewy A.J., Ahmed S., Jackson J.M. et Sack R.L. ( 1992).** Melatonin shifts human circadien rythms according to a phase- reponse curve. *Chronobiol Int* 9: 380-392p.
- **Little T.V. et Holyoak Gr. (1992).** Reproductive anatomy and physiology of the stallion. *Vet clin North am equine Pract.*, vol. 8 (1): 1-29p.
- **Lin T., calkins J.K., Morris P.L., vale W. et Bardin C.W. (1989).** “Regulation of leydig cell function in primary culture by inhibin and activin”. *Endocrinology*, vol 125 no 4, 2134-40p.

### M

- **Marieb E.N. (2008).** Biologie humaine : principe d’anatomie et de physiologie. 8ème Ed.Ed. Pea son / Education. 571-578p.
- **Martinet L. (1993).** Quelques aspects de la physiologie de la reproduction du lapin. Conférence, Session ITAVI Toulouse.
- **Marthin H.J. et Barry J.E. (2001).** Reproduction. Ed. De Boeck, Paris.298p.
- **Migaud M., Dardente H., Keller M., Meurisse M.,Pillon D., PRC,CNRS,IFCE, et INRA.(2016).** Contrôle neuroendocrinien de la reproduction chez les mammifères .université de tours, 37380,Nouzilly, France.
- **Mignot E., Taheri S. et Nishino S.** Sleeping with the hypothalamus: Emerging therapeutic targets for sleep disorders. *Nat Neurosci*, 2002, 5 Suppl, 1071–1075p.
- **Micheline M.,Bernard V., Marie-Laure K., Serge C. et René H. (1999).**Gnrh et récepteur du Gnrh dans les gonades du rat : expression et régulation de leur ARN messagers chez les fœtus et chez le male adulte, thèse de doctorat : endocrinologie et intéractions cellulaires. Université de paris-sud. Faculté de medecine (Le kremlin Bicêtre, vol-de-Marne).121-154p.
- **Moore R. Y. (1983).** Organization and function of a central nervous systemcircadian oscillator: the suprachiasmatic hypothalamic nucleus. *Fed. Proc.*, 42, 2783-2789p.
- **Moore R. Y., Speh J. C. et Leak R.K (2002).** Suprachiasmatic nucleus organization. *Cell Tissue Res.*, 309, 89-98p.
- **Moustafa.A. (2020).** Effect of Light-Dark Cycle Misalignment on the Hypothalamic-Pituitary-Gonadal Axis, Testicular Oxidative Stress, and Expression of Clock Genes in

## *Références bibliographiques*

---

Adult Male Rats. *Department of Physiology, Faculty of Veterinary Medicine, Zagazig University, Zagazig 44519, Egypt, 17p.*

- **Muller Y. et Clos J. (1997).** La reproduction (Gonades, gamètes et fécondation). *Edition Nathan, Paris : 9-31p.*

### *O*

- **Olayaki. L.A, Soladoye A.O., Salman. T.M. et Joraiah B. (2008).** “Effects of photoperiod on testicular functions in male sprague-dawley rats,” *Nigerian Journal of Physiological Sciences*, vol. 23, no. 1-2,27–30p.

### *P*

- **Peltola V., Mantyla E., Huhtaniemi I. et Ahotupa M. (1994).** “Lipid peroxidation and antioxidant enzyme activities in the rat testis after cigarette smoke inhalation or administration of polychlorinated biphenyls or polychlorinated naphthalenes,” *Journal of Andrology*, vol. 15, 353–361p.
- **Pévet P. (1998).** The role of the pineal gland in the photoperiodic control of reproduction in different hamster species. *Reprod. Nutr.Dev.*28, 443-458p.
- **Pévet P.(1998).** La mélatonine : de la « folie » à la réalité scientifique. *La lettre du pharmacologue ;12 :142-4p.*
- **Pévet P.(2005).** Melatonin, a central neurohormone in biological rhythms. *La lettre du pharmacologue*, vol 19, n°4, 150p.
- **Pévet P. (2008).**Rythmes biologiques et mélatonine. *La lettre du psychiatre*, vol 5, n°1, 17p.

### *R*

- **Ralph M.R, FASTER R.G, Davis F.C. et Menaker M. (1990).** le noyau suprachiasmatique transplanté détermine le période circadienne. *Science* 247 : 975-978p.
- **Reppert S. M., Weaver D. R. et Ebisawa T. (1994).** Cloning and characterization of a mammalian melatonin receptor that mediates reproductive and circadian responses. *Neuron*, 13, 1177-1185p.
- **Reppert S. M., Godson C., Mahle C. D., Weaver D. R., Slaugenhaupt S. A. et Gusella J.F. (1995a).** Molecular characterization of a second melatonin receptor

## Références bibliographiques

---

expressed in human retina and brain: the Mel1b melatonin receptor. *Proc. Natl. Acad. Sci. USA*, 92, 8734-8738p.

- **Reppert S. M., Weaver D. R., Cassone V. M., Godson C. et Kolakowski L. F. Jr. (1995b)**. Melatonin receptors are for the birds: molecular analysis of two receptor subtypes differentially expressed in chick brain. *Neuron*, 15, 1003-1015p.
- **Robaire B. et Hermo L. (1988)**. Efferent ducts, epididymis and vas deferens: structure functions, and their regulation. In: Knobil E., Neill J. (éd.). *The physiology of reproduction*. New York: Raven press : 999-1080p.
- **Robaire B., Hinton B.T. et Orgebin Crist M.C. (2006)**. The epididymis. In: Neill J.D. eds. *Physiol. Of Reprod*. New York: 1071-1148p.
- **Roca A. L., Godson C., Weaver D.R. et Reppert S.M. (1996)**. Structure, characterization, and expression of the gene encoding the mouse Mel1a melatonin receptor. *Endocrinology*, 137, 3469-3477p.
- **Roger T. (2002)**. Anatomie compare des animaux de Laboratoire. Lyon : ENV : 20p.
- **Roser J.F. (2008)**. Regulation of testicular function in the stallion: an intricate network of endocrine, paracrine and autocrine systems. *Anim.Reprod.Sci.*, vol.107(3-4): 179-196p.

### S

- **Sabbagh M. (1983)**. Etude de la sexualité et de la reproduction du lapin domestique *oryctolagus cuniculus* à des températures élevées en corrélation avec la régulation thermique, le comportement alimentaire et le fonctionnement thyroïdien et surrénalien en période d'adaptation au stress thermique. Thèse de Doctorat vétérinaire, Université de DAKAR, Ecole inter-états des Sciences et vétérinaires. 113p.
- **Saez J.M. (1994)**. Leydig cells : endocrine, paracrine, and autocrine regulation. *Endocr.Rev.*, 15 (5) : 547-626p.
- **Schlatt S., De Geyter M., Kliesch S., Nieschlag E., et Bergmann M. (1995)**. "Spontaneous recrudescence of spermatogenesis in the photoinhibited male djungarian hamster, *phodopus Sungorus*1," *Biology of Reproduction*, vol. 53, no. 5, 1169-1177p.
- **Siffroi J.P. (2001)**. L'appareil génital masculin (en ligne). Service d'histologie, biologie de la reproduction et cytogénétique Hopital Teno. 1-45p.

## Références bibliographiques

---

- **Selmaoui B. et Touitou Y. (2003).** Reproducibility of the circadian rhythms of serum cortisol and melatonin in healthy subjects. a study of three different 24-h cycles over six weeks. *Life Sci*, 73 , 3339-3349p.
- **Shah W., Khan R., Shah B., Khan A., Dil S., Liu W., Wen J., Jiang X.(2021).** The molecular mechanism of sex hormones on sertoli cell development and proliferation *Front Endocrinol*, 12:648141.
- **Slaugenhaupt S.A., Roca A.L., Liebert C. B., Altherr M.R., Gusella J.F. et Reppert S.M. (1995).** Mapping of the gene for the Mella-melatonin receptor to human chromosome 4 (MTNR1A) and mouse chromosome 8 (Mtnr1a). *Genomics*, 27, 355-357p.

### T

- **Taillard J., Gronfier C. (2012).** Circadian and homeostatic control of sleep (Regulation homeostasiqueetcircadienne du sommeil). In *Sleep Disorders (Les troubles du Sommeil)*, Da (eds), Elsevier, Elsevier, 25–43p.
- **Tamarkin L., Baird C. J. et Almeida O. F. (1985).**Melatonin: a coordinatingsignal for mammalian reproduction? *Science*, 227, 714-720p.
- **Thibault C. et Levasseur M.C.(2001).** La reproduction chez les mammifères et l’homme. Nouvelle edition. Ed. Ellipses.Paris.258-260-276p.
- **Tilbrook A.J., Clarke I.J. (2001).** Negative feedback regulation of the secretion and actions of gonadotrophin-releasing hormone in males. *Biology of reproduction* volume 64, issue 3,1 march, 735-742p.
- **Tijmes M., Pedraza R. et Valladares L. (1996).** Melatonin in the rat testes: evidence of local synthesis. *Steroides*, 61, 65-68p.
- **Tong Y., Guo H., Brewer J.M., Lee H, Lehman M.N. et Bittman E.L. (2004).** “Expression of haper1 and habmall in Syrian hamsters: heterogeneity of transcripts and oscillations in the periphery,” *Journal of Biological Rhythms*, vol. 19, no. 2, 113–125p.
- **Touitou Y. et Haus E. (1993).** Biological rhythms in Clinical Laboratory and Medicine. Springer, New-York.

## Références bibliographiques

---

### V

- **Vacheret N. (1999).** Histologie fonctionnelle des organes. Faculté de Médecine. Laennec- Université Claude Bernard- Lyon 1 France : 1-4p.
- **Veri J.P., Hermo I. et Robaire B. (1993).** Immunocyto chemical localization of the Yf subunit of glutathione S- transferase P shows regional variation in the staining of epithelial cells of the testis, efferent ducts, and epididymis of the male rat. *J. androl.*14: 23-44p.
- **Varin C. (2016).** Contribution de noyaux hypothalamiques et de leur interconnexion à la régulation du sommeil. Thèse de doctorat, Université de Lyon, France.201p.
- **Vaissaire J.P. (1977).** Sexualité et reproduction des mammifères domestiques et de laboratoire. Edition Maloine S.A:101-200p.

### W

- **Weaver D.R., Liu C. et Reppert S.M. (1996).** Nature's knockout: the Mel1b receptor is not necessary for reproductive and circadian responses to melatonin in Siberian hamsters. *Mol. Endocrinol.*, 10, 1478-1487p.
- **Welsh D.K., Logothetis D.E., Meister M. et Reppert S.M. (1995).** Individual neurons dissociated from rat suprachiasmatic nucleus express independently phased circadian firing rhythms. *Neuron*, 14, 697-706p.
- **Welsh U. (2002).** Précis d'histologie. Cytologie, histologie, anatomie microscopique. ed. medical international, Tournai. Belgium. 260p.

### Y

- **Yie S.M., Daya S., Brown G.M., Deys L. et Young Lai E.V. (1991).** Melatonin and aromatase stimulating activity of human seminal plasma. *Andrologia*, 23, 227-231p.
- **Ying S.Y. (1988).** Inhibins, activins, and follistatins: gonadal proteins modulating the secretion of follicle stimulating-hormone. *endocrinology Rev* vol.9:267-293p.
- **Young K.A., Zirkin B.R., et Nelson R.J. (2000).** "Testicular regression in response to food restriction and short photoperiod in white-footed mice (*Peromyscus leucopus*) is mediated by Apoptosis 1," *Biology of Reproduction*, vol. 62, no. 2, 347-354p.

## *Références bibliographiques*

---

### *Z*





- **Zhang Y.F., Zhang N., Gam J.J., Zhang S. et Dong Z.Y. (2021).** Combinaison de stratégies d'ingénierie protéique et métabolique pour la biosynthèse de la mélatonine dans *Echerichia coli*. *Microb cell factories*, 20p.



*Annexes*

## Annexes

### Coloration par Hématoxyline/éosine

Produits	Images correspondantes
<b>Ethanol 96%</b>	
<b>Hématoxyline</b>	
<b>Eosine</b>	
<b>Xylène</b>	

## Résumé

Les rythmes biologiques régulent de nombreuses fonctions physiologiques et comportementales chez les mammifères tels que l'horloge biologique et la reproduction. Au cours du développement de l'appareil reproducteur, la croissance testiculaire dépend essentiellement de la photopériode, qui à son tour dépend étroitement de la sécrétion circadienne de la mélatonine. L'objectif de cette étude est de déterminer l'effet de l'obscurité sur les poids corporels, surrénaux et testiculaires chez lapins mâles âgés de 5 mois. Cette étude est portée sur huit lapins mâles répartis en deux lots : un lot témoin et un deuxième lot traité, soumis à l'obscurité permanente pendant 15 jours. Après sacrifice, les testicules et les glandes surrénales ont été pesés et fixés pour une étude histologique, les prélèvements sanguins réalisés ont permis d'effectuer les dosages hormonaux de LH et FSH par la méthode IRMA. Les frottis spermatiques faits nous ont permis d'étudier la structure morphologique des spermatozoïdes recueillis. Les résultats obtenus montrent des modifications morphologiques spermatiques et histologiques testiculaires, ainsi qu'une diminution significative des teneurs sériques en FSH et LH chez les lapins traités par rapport aux témoins en faveur d'une interrelation entre l'axe gonadotrope et la glande pinéale. Ces résultats démontrent que des facteurs activateurs de l'axe gonadotrope tel que l'obscurité sont capables de provoquer des modifications structurales et hormonales au niveau du testicule et que cela dépend également de la durée de la photopériode.

**Mots clés :** Lapin, Obscurité, testicule, spermatozoïdes, rythmes biologiques.

## Abstract

Biological rhythms regulate many physiological and behavioral functions in mammals such as biological clock and reproduction. During the development of the reproductive system, testicular growth depends mainly on the photoperiod, which in turn depends closely on the circadian secretion of melatonin. The aim of this study is to determine the effect of darkness on body, adrenal and testicular weights in male rabbits aged 5 months. This study is carried out on eight male rabbits divided into two groups: one control and a second treated group of rabbits subjected to permanent darkness for 15 days. After sacrifice, the testicles and adrenal glands were weighed and fixed for a histological study; hormonal levels of LH and FSH were determined by IRMA. The spermatic smears conducted were used to study the morphological structure of the collected sperm. The results obtained show spermatic morphological and testicular histological changes, as well as a significant decrease in serum FSH and LH levels in treated rabbits compared to control group in favor of an interrelation between the gonadotropic axis and the pineal gland. These results show that gonadotropic axis activating factors such as darkness can cause structural and hormonal changes in the testes and that this also depends on the duration of the photoperiod.

**Keywords:** Rabbit, Darkness, testicle, sperm, biological rhythms.