**République Algérienne Démocratique et Populaire**
**Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique**
**Université de MEDEA**
**Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie**

**Mémoire de fin d'étude**
**En vue de l'obtention d'un diplôme de Master en**
**Domaine :** Science de la Nature et de la Vie
**Filière :** Biologie
**Spécialité :** Biologie et Pathologie Cellulaire

**Thème du Mémoire**

# *Etude de l'Activité testiculaire au cours des saisons différentes (inversé et reproduction) chez la Gerbille Gerbillus tarabuli*

*Présenté par* **:**

***Melle ZAITRI Amina & Melle OUAIL Ikram***

***& Melle BOUNEBBAL Fatma Zohra***

*Devant le jury composé de :*

***-Présidente : Mme SALEM.S***

***-Examinateur : Mr BENHAFRI. N***

***-Examinateur : Mr NABI.***

***-Promotrice : Mme MOUZAOUI.F/Z***

**Année Universitaire 2020/2021**

# *Remerciements*

*Nous tenons préalablement à exprimer notre profonde gratitude en premier lieu envers **ALLAH** de nous avoir donné la santé, la rigueur et surtout le courage afin de réaliser ce modeste travail.*

*Nous tenons à exprimer nos vifs remerciements à **Mme MOUZAOUI F/Z**, qui nous a fait l'honneur d'accepter d'être notre promotrice, de nous diriger tout au long de notre travail, pour toute l'aide et le temps qu'elle nous a consacrée. Nous vous remercions très sincèrement pour votre patience.*

*De même, nous remercions vivement **Mr.BENHAFRI Nadhir**. Pour son disponibilité sans conditions, ses remarques pertinentes et ses conseils précieux. Merci Monsieur d'avoir accepté de nous codiriger. Nous voudrions vous témoigner ici l'expression de notre profond respect.*

*Nos mêmes remerciements sont adressés aux membres du jury pour avoir bien étudié et évalué notre travail.*

*Nous tenons également à remercier tous les enseignants sans exception de département de Biologie qui nous ont guidés tout au long du cours.*

*Enfin, notre grande reconnaissance aux membres de laboratoire universitaire de l'université, et à toute personne contribué de près ou de loin à la réalisation de ce projet de fin d'étude.*

# *Dédicace*

***Je dédié ce travail :***

***A ma source de tendresse et de patience qui se sont toujours sacrifiés pour me voir réussir, à la lumière de mes jours, la source de mes efforts, la flamme de mon cœur, ma vie et mon bonheur ; « Mes chères parents que j'adore ».***

***A mes chers frères « Abdel Ghani et Ishak ».***

***A ma petite princesse que j'aime « Rawdha ».***

***A ma chère grand-mère que Allah nous la protège.***

***A mes chers oncles et tantes, cousins et cousines.***

***A ma meilleure amie, qui était toujours présente dans les bons et les moins bons moments, à toi ma fidèle «Ikram»***

***A mon soutien, merci pour ta disponibilité, ton amitié, tes conseils et ces liens de fraternité qui nous lient depuis ces années. Éternelle reconnaissance « Aissa ».***

***A mon trinôme « Bouchra et Ikram ».***

***A mes adorables amies « Amira, Fatma Zohra, Bouchra.K ».***

***A tous mes amies et mes collègues.***

***Enfin à toutes les personnes avec lesquelles j'ai partagé des moments de joie et de bonheur.***

*Mina*

# *Dédicace*

*Je tiens à remercier « ALLAH » qui m'a donné la volonté, pour pouvoir réaliser ce travail.*

*Je dédie le fruit de mon modeste travail en signe de reconnaissance et de respect à :*

*- Mes très chers parents: SLIMANE ET H, qui m'a donné le courage et la patience pour finir mes études.*

*- Ma grand-mère maternelle que Allah nous la protégé, et ma grand- mère paternelle « Allah yerhamha ».*

*- Mes frères Chamssou, Houda, Zineb, et ma petite bonus Israa.*

*- Mes tantes et oncles, ainsi que tous mes cousins et cousines et à toute ma famille en générales.*

*-Mes chères amies * AMINA et IKRAM* que j'aime ☺ .*

*- A tous ce que je porte dans mon ceour, je vous dis merci.*

*Bouchra*

# *Résumé*

Les rythmes circadiens sont contrôlés par l'horloge centrale située dans le noyau suprachiasmatique de l'hypothalamus. Ils sont aussi imposés aux horloges périphériques localisées dans chaque organe, comme le testicule.

L'objectif de notre travail est d'étudier l'activité testiculaire, d'analyser les variations morpho structurales des gonades male de notre espèce à des différentes saisons : photopériode standard 12L/12D simulant la photopériode du printemps, photopériode longue 16L/8D relative à la photopériode d'été et la photopériode courte de 8L/16D correspondant à la photopériode de l'hiver chez la gerbille *Gerbillus tarabuli*, espèce désertique nocturne.

Notre expérimentation consistera à exposé nos animaux à des photopériodes artificielles différentes : une photopériode standard 12L/12D, une photopériode longue 16L/8D et une photopériode courte 8L/16D et cela pendent 10 semaine.

Les résultats obtenu au cours de notre étude dévoilent des modifications structurales corrélées à une activité fonctionnelles gonadiques sous le cycle de 12L/12D et le cycle de 16L/8D avec une augmentation de l'indice gonado-somatique et une architecture très développée du tissu testiculaire traduit par une spermatogenèse active ainsi que la présence de nombreux spermatozoïdes dans la lumière des tubes. Ces observations indiquent que le testicule est en activité sexuelle au cours de ces deux photopériodes de 12L/12D et 16L/8D. Par ailleurs, l'exposition de la gerbille à une photopériode courte de 8L/16D à noter une baisse de l'indice gonado-somatique, la spermatogenèse est régressée associe à une atrophie de l'épithélium séminifère, peu de spermatozoïdes ont été observés dans lumière des tubes. Ces changements structuraux attribués au testicule semblent être la conséquence d'une régression testiculaire induite par la photopériode courte.

En conclusion, l'étude de l'activité testiculaire est la première à fournir une analyse morpho structurale du testicule chez *Gerbillus tarabuli*, révélant la présence d'une reproduction au cours de la photopériode standard 12L/12D relative au printemps et longue 16L/8D correspondant à la saison d'été et une régression de l'activité testiculaire pendant la photopériode courte de 8L/16D

**Mots clés :** *Gerbillus tarabuli*, rythme circadien, photopériode, reproduction testicule.

# *Abstract*

The circadian rhythms are controlled by the central clock located in the suprachiasmatic nucleus of the hypothalamus. They are also imposed on peripheral clocks located in each organ, such as the testicle.

The objective of our work is to study testicular activity, to analyze the morpho-structural variations of the male gonads of our species at different seasons: standard photoperiod 12L/12D simulating the spring photoperiod, 16L/8D long photoperiod relative to the summer photoperiod and the 8L/16D short photoperiod corresponding to the winter photoperiod in the *gerbillus tarabuli*, nocturnal desert species.

Our experiment will consist in exposing our animals to different artificial photoperiods: a standard photoperiod 12L/12D, a long photoperiod 16L/8D and a short photoperiod 8L/16D and this lasts 10 weeks.

The results obtained during our study reveal structural changes correlated with gonadal functional activity under the 12L/12D and 16L/8D cycles with an increase in gonad-somatic and highly developed testicular tissue architecture translated by active spermatogenesis as well as the presence of numerous spermatozoa in the light of the tubes. These observations indicate that the testis is in sexual activity during these two photoperiods of 12L/12D and 16L/8D. Moreover, the exposure of the gerbil to a short photoperiod of 8L/16D to note a decrease in the gonad-somatic index, spermatogenesis is regressed associated with atrophy of the seminiferous epithelium; few sperm were observed in light of the tubes. These structural changes attributed to the testis appear to be the result of testicular regression induced by short photoperiod.

In conclusion, the study of testicular activity is the first to provide a morpho-structural analysis of the testis in *Gerbillus tarabuli*, showing reproduction during the standard 12L/12D spring and long 16L/8D summer photoperiod and regression of testicular activity during the short 8L/16D photoperiod.

**Key words:** *Gebillus Tarabuli*, circadian rhythm, photoperiod, testicular reproduction.

# الملخص


يتم التحكم في الإيقاعات الدورانية بواسطة الساعة المركزية الموجودة في النواة فوق الأسية للفكين .وهي تفرض أيضا على الساعات الطرفية الموجودة في كل جهاز، مثل الخصية.

إن الهدف من عملنا يتلخص في دراسة نشاط الخصية ، وتحليل الاختلافات التركيبية المورفوميترية بين الغدد التناسلية من الذكور في فصولنا المختلفة: الفترة الضوئية العادية 12ومحاكاة الفترة الضوئية الربيعية ، L/8D 16الفترة الضوئية الطويل نسبة إلى الفترة الضوئية الصيفية ، والفترة الضوئية القصيرة L/16D المناظر للفترة الضوئية الشتوية في النوع المصور في الصحراء النابية.

وسوف تتألف تجربتنا من تعريض حيواناتنا لأشكال فوتوغرافية اصطناعية مختلفة: 12L/12Dصورة ضوئية قياسي L/8D 16 فترة ضوئية طويل ، 16L/ 8D فترة ضوئية قصير ، ويستمر هذا 10 أسابيع.

وتكشف النتائج التي تم التوصل إليها خلال دراستنا عن تغيرات هيكلية مرتبطة بالنشاط الوظيفي للغدة الكظرية في إطار الدورتين L/12D 16L/8D 12، مع زيادة في بنية الأنسجة الكظرية السنية والمتطورة للغاية المترجمة عن طريق التوليد المنوي النشط ، فضلا عن وجود العديد من الغدد الكظرية في ضوء الأنابيب. هذه الملاحظة تشير إلى أن الخصيتين في النشاط الجنسي خلال هذين النوعين من L/12D 12و L/8D16

وعلاوة على ذلك ، فإن تعرض الجربيل لمادة صورة ضوئية قصيرة من 8L/16D لملاحظة حدوث انخفاض في مؤشر الغدد التناسلية ، يتراجع تولد الجربيل المنوي المرتبط بالتهاب الغدد الصماء ، وقد لوحظ وجود عدد قليل من الحيوانات المنوية في الأنابيب الخفيفة .ويبدو أن هذه التغيرات الهيكلية المنسوبة إلى الخصيتين هي نتيجة لانحسار الخصية الناتج عن قصر التصوير الضوئي.

وفي الختام ، فإن دراسة نشاط الخصية هي أول دراسة تقدم تحليلا هيكليا مورفوميتريا للخصيتين في جيربيلوس تارابولي ، ويظهر التكاثر خلال الربيع 12L/12Dالمعياري والفترة الطويلة L/8D 16الصيف والارتداد في نشاط الخصية خلال 8L/16Dالضوئي القصير.



***الكلمات المفتاحية*** : "جيربيلوس ترابولي" ، "إيقاع الدائرة" ، "الفترة الضوئية" ، "استنساخ" "الخصية"

# Liste des figures


**Figure 01:** Schéma représentatif de l'appareil reproducteur male chez la souris.
**Figure 02:** Organisation anatomique des vésicules séminales et des lobes prostatique ou carrefour urogénital chez la souris
**Figure 03:** Schémas structurale de l'épididyme du testicule chez *Gerbillus Tarabuli.*
**Figure 04:** Schéma anatomique et structural du testicule chez les Mammaliens
**Figure 05:** Coupe transversale d'un tube séminifère d'une souris adulte
**Figure 06:** Schéma histologique qui représente la gaine péritubilaire de la paroi de tube séminifère.
**Figure 07:** Schéma anatomique et structurel de la gaine péri-tubulaire et l'épithélium
**Figure 08:** Dessins d'un spermatozoïde de souris
**Figure 09:** Schémas anatomique et structurels de tissu interstitiel et cellule de Leydig
**Figure 10:** Etape de la spermatogenèse chez le Rat
**Figure 11:** Représente les différentes étapes de la spermatogenèse
**Figure 12:** Régulation hormonale de la fonction de reproduction chez le mâle
**Figure 13:** Organisation génétique et principaux domaines fonctionnels du récepteur aux androgènes
**Figure 14:** Anatomie des NSCs chez le rat et localisation histologique des principaux neuropeptides.
**Figure 15:** La morphologie de *Gerbillus tarabuli*
**Figure 16:** Schéma représentant le protocole de conditionnement des animaux.
**Figure 17:** Confection des blocs par les barres de LEUCKART.
**Figure 18:** Station d'observation microscopique et de traitement d'images.
**Figure 19:** Mesure des épaisseurs de l'épithélium et la lumière de tube séminifère à l'aide du logiciel Axio Vision Rel.4.8.
**Figure 20:** Variation de l'indice gonado-somatique (%).sous les trois photopériodes étudiés.
**Figure 21:** Représentation graphique des variations du diamètre des tubes séminifères sous les trois photopériodes.
**Figure 22:** Représentation graphique des modifications de l'espace inter-tubulaire sous les trois photopériodes.
**Figure 23:** Représentation graphique des variations de l'épaisseur de l'épithélium séminifère sous les trios photopériodes.
**Figure 24:** Représentation graphique de la variation de la largeur des lumières des tubes séminifères au cours des trois photopériodes.
**Figure 25:** Micrographies photoniques illustrant l'aspect structural du testicule chez la gerbille *( gerbillus tarabuli*) male adulte.
**Figure 26:** Micrographies photoniques illustrant l'aspect structural des épithéliums séminifères chez la gerbille *( gerbillus tarabuli*) male adulte.
**Figure 27:** Micrographies photoniques représentant la cellule de leydig chez la gerbille *( gerbillus tarabuli*) male adulte.

# *Liste des Tableaux*


| | |
|---|---|
| **Tableau I** | Différentes étapes de la prophase I de méiose chez les Mammaliens |
| **Tableau II** | Valeurs moyennes du diamètre tubulaire, de l'épaisseur de l'épithélium séminifère, du diamètre de lumière et espace inter-tubulaire du lot1 chez *Gerbillus tarabuli* |
| **Tableau III** | Valeurs moyennes du diamètre tubulaire, de l'épaisseur de l'épithélium séminifère, du diamètre de lumière et espace inter-tubulaire du lot2 chez *Gerbillus tarabuli* |
| **Tableau IV** | Valeurs moyennes du diamètre tubulaire, de l'épaisseur de l'épithélium séminifère, du diamètre de lumière et espace inter-tubulaire du lot3 chez *Gerbillus tarabuli* |
| **Tableau V** | Intensité des mesures des poids testiculaires et l'indice gonadosomatique au cours de la photopériode standard chez *Gerbillus Tarabuli.* |
| **Tableau VI** | Intensité des mesures des poids testiculaires et l'indice gonadosomatique au cours de la photopériode courte chez *Gerbillus Tarabuli* |
| **Tableau VII** | Intensité des mesures des poids testiculaires et l'indice gonadosomatique au cours de la photopériode longue chez *GerbillusTarabuli.* |

# *Liste des Abréviations*

**$A_1$ :** Spermatogonie $A_1$

**$A_2$ :** Spermatogonie $A_2$

**$A_3$ :** Spermatogonie $A_3$

**$A_4$ :** Spermatogonie $A_4$

**$A_{al}$** : Spermatogonie A alignée

**Ad** : Spermatogonie A sombre

**AP :** Spermatogoni**e** A Pâle

**AP** : Cellule germinale apoptotique

**$A_{pr}$ :** Spermatogonie A Paire

**B :** Spermatogonie B.

**CL** : Cellule de Leydig.

**CPG** : cellules germinales primordiales

**CS** : Cellule Sertoli

**C-terminal :** Carboxyle-terminal.

**ES :** Epithélium séminifère.

**ESM** : erreur standard à la moyenne

**FSH**: hormone folliculo-stimulante

**g**: Gramme

**G**: Grossissement

**GnRh**: Gonadotropin-releasing hormone

**IGS** : Indice Gonado-Somatique

**LH** : hormone lutéinisante

**LU** : Lumière.

**MOY :** Moyenne

**NSC** : Noyau suprachiasmatique

**P**: Student test

**R**: repos

**SC**: Spermatocyte.

**SP I**: Spermatocyte I.

**SP:** Photopériode courte.

**SPD: S**permatide.

**SPG**: Spermatogonie.

**SPII**: Spermatocyte II.

**SPZ:** Spermatozoïde.

**TS**: Tube séminifère.

**VS** : Vaisseau sanguin.

**µm** : micromètre.

# *Sommaire*

**Introduction**……... 1

## Chapitre I : Rappel bibliographique

I Rappel anatomo-physiologique ……... 2
I.1. Reproduction et abondance..……... 2
I.2 Anatomie de l'appareil reproducteur mâle …..…… 3
I.2.A. Les glands annexes ……..…. 3
I.2.B. Les vésicules séminales ….……. 4
I.2.C. La prostate ...……..…….. 4
I.2.D. Epididyme …… 5
I.3.Testicule…… 6
I.3.A. Tube séminifère ……. ……. 7
I.3.A.a. La gaine péri-tubulaire ……..... 8
I.3A.b. L'épithélium séminifère …….. 9
I.3.A.c. Cellules germinales …… 10
I.3.A.d. Spermatogonie …..……..…… 10
I.3.A.e. Spermatocytes ……..…. 12
I.3.A.f. Spermatides ……..…….. 12
I.3.A.g. Spermatozoïdes ……..…… 12
I.3.A.h. Cellule de Sertoli …..…… 13
I.3.A.i. Tissu interstitiel et cellule de Leydig . ……... 13
I.3.A.j. Cellule péri-tubulaire …….. 14
I.3.B.1. La spermatogenèse ……..…… 15
I.3.B.2. Les phases de la spermatogenèse ……... 16
I.3.C.1. La spermiogénèse …….. 18
I.3.C.2. Le cycle de la spermatogenèse ……... 21
I.3.C.3. Régulation neuroendocrinienne ……..……... 19
I.4. Cycle de l'épithélium séminifère ……. 21
I.5. Récepteurs aux androgènes ……..……..... 24

## II. Historique et propriétés des rythmes circadiens


II.2. Les rythmes biologiques …… 22
II.3. La Rythmicité …… 22
II.4. Le rythme circadien…… 23
II.5. Les horloges circadien …… 24
II.6. Les noyaux suprachiasmatique…… 24
III. La mélatonine ……..... 26
VI. Photopériode et la mélatonine ……..…… 27


## Chapitre II : Matériels et Méthodes


I-MATERIELS BIOLOGIQUE ……. 30
I-1 Modèle animale ……..……. 30
I-2 La systématique de l'animal …… 30
I-3 Mode de vie et reproduction ……..…… 31
I-4 Conditionnement des animaux……. 31
II. METHODES ……. 33
II.1. Technique histologique ……...……... 33
II.1.1. Anesthésie et perfusion du fixateur……..……... 33
II.1.2. Prélèvement et post fixation ……. 33
II.1.3. Préparation des tissus pour la coupe …… 33
a. Lavage et déshydratation des organes …… 33
b. Imprégnation à la paraffine ……. 34
c. Inclusion et confection des blocs …… 34
d. Réalisation des coupes …… 35
e. Déparaffinage et réhydratation …… 35
f. Coloration des coupes …….. 35
g. Montage et observation au microscope photonique ……. 35

II.2 Etude morphométrique ……... 36
II.3 Analyse statistique …… 37

## Chapitre III : Résultats et Discussions


I.RESULTATS …….. 38
1. Indice gonadosomatique…… ……..... 38
II- Analyse morpho métrique du testicule……... 39
1- Diamètre du tube séminifère……... 39
2- Espace inter-tubulaire…… 40
3- Epaisseur de l'épithélium…… 41

4- Lumière des tubes séminifères …..……..... 42
III - Analyse structurale du tissu testiculaire……... 43
1-Au niveau des tubes séminifères…….. 44
2-Au niveau de l'épithélium séminal……..... 46
3-Au niveau du tissu interstitiel……... 46
II. DISCUSSION ……..…….. 49
1 Poids du testicule ……..... 57
2 Structure testiculaire ……... 52
A- tube séminifère ……..…… 53
B-Epithélium séminal …… 53

C-Cellule de Sertoli…… 54
D- Tissu interstitiel …… 55

**CONCLUSION……. 57**
**REFERENCE**
**ANNEXES**

# *Introduction*

# *Introduction*

Les variations annuelles de la durée du jour, ou la photopériode, sont responsables de l'alternance entre une saison sexuelle et une saison de repos dans la plupart des espèces animales. Selon sa durée, la photopériode peut exercer une action stimulante ou inhibitrice sur l'activité de reproduction.

Toutefois, en l'absence d'information photopériodique, l'animal exprime un rythme endogène de reproduction et le rôle principal de la photopériode dans les conditions naturelles semble• être de synchroniser ce rythme interne des animaux.

De plus, l'action de la photopériode sur l'activité de reproduction est un modèle d'interaction entre des rythmes endogènes de périodes différentes : un rythme circadien de sécrétion de mélatonine qui permet de synchroniser un rythme circannuel de reproduction dont les différentes phases se caractérisent par des fréquences variables de libération de LHRH. (***Malpaux et al .,1996***).

Notre espèce présente une reproduction saisonnière caractérisée par l'alternance d'une période d'activité et d'une période de repos sexuel. Au fil de la période d'activité sexuelle, l'appareil reproducteur subit des modifications structurales, ultra-structurales et hormonales, comme chez plusieurs espèces de la famille des gerbillidés tel est le cas chez *Gerbillus gerbillus* (***Amirate et al., 1977***).

L'objectif de la présente étude est d'évaluer l'effet de la photopériode artificielle sur la variation saisonnière de l'activité testiculaire chez la gerbille male *Gerbillus tarabuli* rongeur déserticole de mœurs nocturne.

Cette étude est basée sur l'analyse morphométrique et structurale du testicule au cours de trois photopériodes artificielle différentes :

- Photopériode standard de 12L/12D simule la saison de printemps, correspond à la période de reproduction de l'espèce.
- Photopériode courte de 8L/16D simule la saison d'hiver, en procédant une saison inversée (printemps- hiver).
- Photopériode longue de 16L/8D simule la saison d'été pour l'espèce.

Le manuscrit s'articule autour de quatre grandes parties. La partie rappel bibliographique, apporte les notions fondamentales nécessaires à la compréhension de ce travail. La seconde partie présente l'ensemble des matériels et méthodes utilisés pour la réalisation de ce mémoire.

La troisième partie expose les résultats suivie par une discussion. Enfin, la quatrième partie conclusion et perspectives.

# *Rappel bibliographique*

# I. RAPPEL ANATOMO-PHYSIOLOGIQUE

## I.1. Reproduction et abondance

En biologie, la reproduction est un processus biologique qui permet la production de nouveaux organismes d'une éspèce à partir d'individus préexistants de cette espèce.

## I.2. Anatomie de l'appareil reproducteur mâle

Se compose de deux gonades (testicules), des conduits excréteurs (*Rete testis*, canaux efférents, épididymes, canaux déférents, et urètre) et des glandes annexes (vésicules séminales, prostate, glandes bulbo-urétrales et préputiales ou glande de Tyson) (**Figure1**).

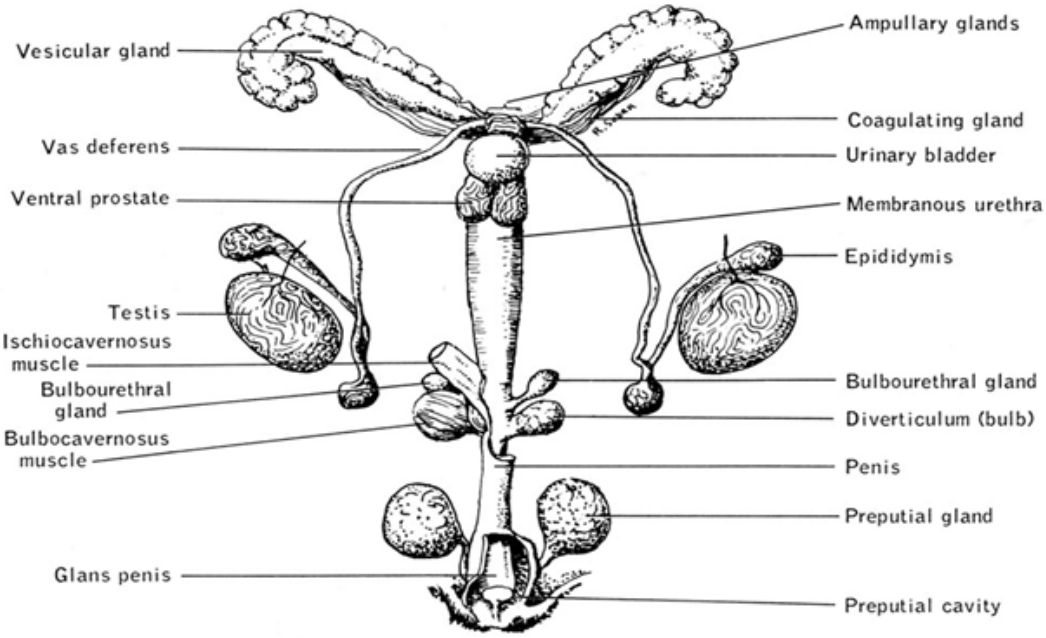



**Figure 1 :** Schéma représentatif de l'appareil reproducteur mâle chez la souris **(*Roscoe etal, 1941*).**

## I.2.A. Les glands annexes :

Les sécrétions des glandes annexes participent à la formation du plasma séminal et représentent 50 à 95% du volume total du plasma séminal. Les glandes les plus actives sont les vésicules séminales et la prostate.

### I.2.B. Les vésicules séminales

Les vésicules séminales, sont deux sacs constitués de lobes multiples qui s'ouvrent soit dans la partie terminale des canaux déférents soit dans l'urètre. Ces glandes sont très développées chez certains singes mais réduites chez l'homme. Elles sont absentes chez les monotrèmes, marsupiaux, carnivores, cétacés, certains insectivores, chiroptères et pratiquement inexistantes chez les lagomorphes (***Thibault et Levasseur, 2001***).

Chez les rongeurs, ce sont les glandes annexes les plus évidentes par leur grand développement et leur lobulation caractéristique. Elles se présentent sous forme de deux sacs lobulés enroulés en cornes de bélier. La lobulation est due aux excroissances alvéolaires d'une vaste cavité centrale (***Beaumont et Cassier, 1998***).

### I.2.C. La prostate

Chez les rongeurs, la glande prostatique se présente sous forme d'une structure multilobée, entourant l'urètre à la base de la vessie. On parle habituellement de complexe prostatique, composé de quatre lobes distincts selon leur disposition autour de la vessie (**Figure 2)**.

La prostate antérieure ou glande coagulante (AP, Anterior Prostate), étroitement apposée le long de la courbure intérieure de la vésicule séminale la prostate ventrale (VP, Ventral Prostate), la prostate dorsale (DP, Dorsal Prostate), la prostate latérale (LP, LatéralProstate). Le lobe dorsal et le lobe latéral sont souvent réunis sous le terme de prostate dorso-latérale (DLP, Dorso-Latéral Prostate) **(Oliveira et *al.*, 2016).**

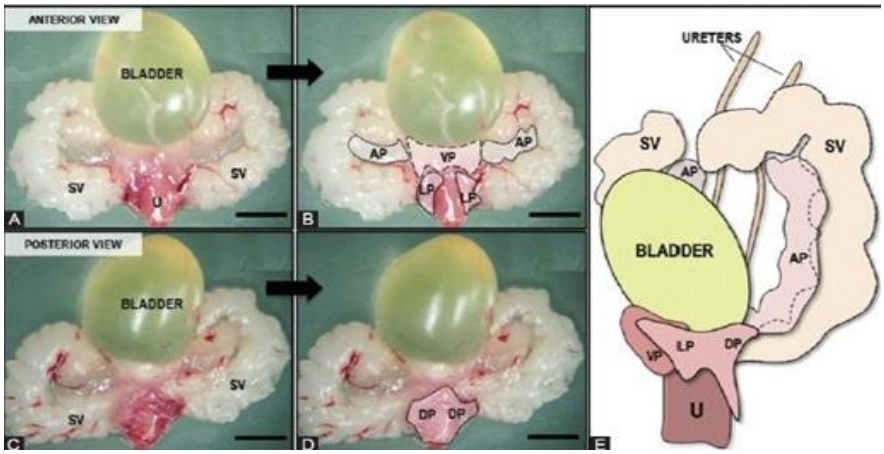



**Figure 2 :** Organisation anatomique des vésicules séminales et des lobes prostatiques au carrefour urogénital chez la souris (***Oliveira et al., 2016***).

Vues antérieure (Anterior view , A) et postérieure (Posterior view , C). Urètre (U), vésicules séminales (SV); (B) et (D) montrent les mêmes images avec des lignes et pointillés délimitant les lobes prostatiques ventraux (VP), latéraux (LP), antérieurs (AP) et dorsaux (DP). Vue antérolatérale (E) (côté gauche) des lobes prostatiques par rapport à la vessie (bladder), l'urétères (ureters).Barre d'échelle est de 1 cm.

## I.2.D. Epididyme

L'épididyme coiffe le testicule et présente à partir du pole supérieur, trois parties anatomique et fonctionnelles d'épaisseur décroissantes : la tête « caput », qui reçoit les spermatozoïdes des canaux efférents, est située à la face supérieure du testicule, le corps « corpus » et la queue « cauda » qui reposent sur la face postéro-latérale du testicule **(Figure 3).** Il contient deux types de canaux : les cônes efférents. Ce canal occupe le corps et la queue et se prolonge hors de l'épididyme par le canal déférent. Chez les mammifères, la durée de séjour le plus long correspond au temps de résidence dans la queue de l'épididyme (***Aitken et De Iuiis, 2010***).

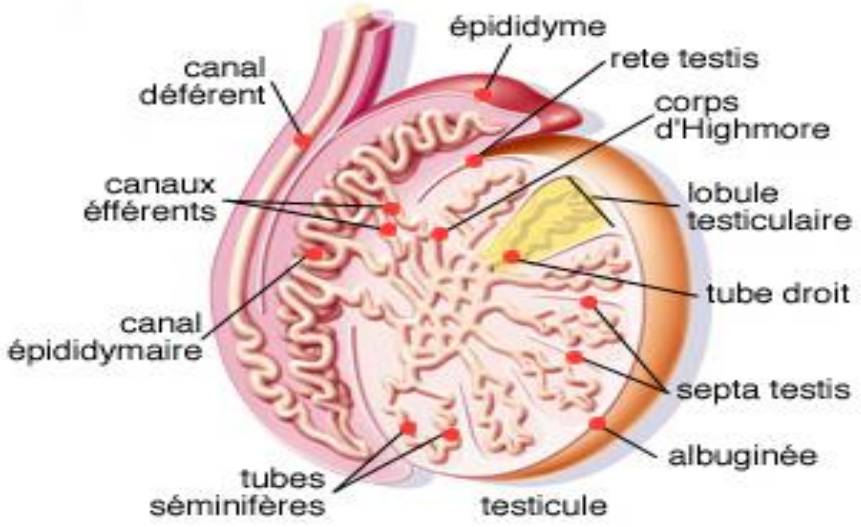



**Figure 3 :** shémas structurale de l'épididyme du testicule chez *Gerbillus Tarabuli*.

## I.3.Testicule

Le testicule est un organe à la consistance ferme, enveloppé par une membrane fibreuse lisse, l'albuginée, qui forme une gaine protectrice autour du testicule, elle est doublée intérieurement d'une tunique très vascularisée et contient des fibres musculaires lisses (***Heffnerand Schust, 2006***). Elle peut, chez certaines espèces comme l'Homme émettre des cloisons qui divisent le testicule en lobules ***(Setchell and Brooks, 1988***). L'albuginée s'enfonce dans le testicule pour constituer le corps de Highmore ou le *médiastinum testis* perforé par des vaisseaux et le *rete testis* ou réseau de Haller (***Bourbon et al., 1993; Saint-Dizier and Chastant-Maillard, 2014).*** Le tissu séminifère est organisé en tubes séminifères qui convergent vers le hile du testicule et entrent en relation avec les tubes droits puis avec les tubes anastomosés du *rete testis*. L'ensemble constitue les voies spermatiques intra-testiculaires (***Bourbon et al., 1993***). Les tubes séminifères sont entourés du tissu conjonctif ou tissu interstitiel contenant des cellules à fonction endocrine, les cellules interstitielles ou de *Leydig* qui sécrètent principalement de la testostérone (***Le Moigne and Foucrier, 2009***). Ainsi, le testicule présente deux compartiments, le compartiment tubulaire correspondant à l'ensemble des tubes séminifères et le compartiment interstitiel (**Figure 4**).

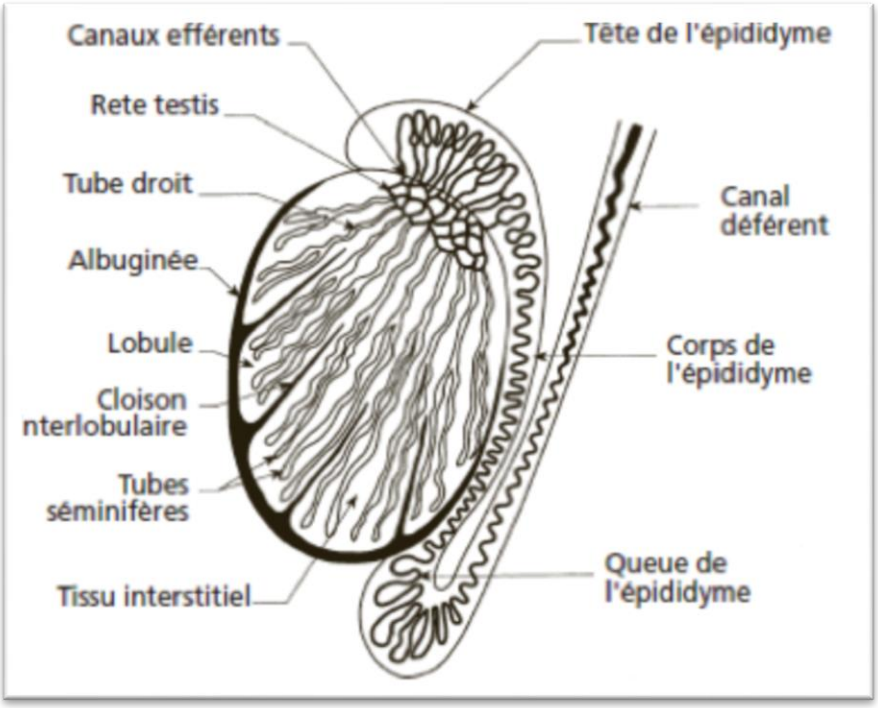



**Figure 4 :** Schémas anatomique et structural du testicule chez les Mammaliens (***Le Moigne and Foucrier, 2009***)

## I.3.A. Tube séminifère

Les tubes séminifères contiennent des cellules germinales à différents stades leur développements ainsi que des cellules somatiques, les cellules de sertoli **(*Dadoune et Demoulin, 1991 ; Brennan et al., 2003 ; Jeays-Ward et al., 2003*)**, cette association de cellules germinales et de cellules de sertoli forme l'épithélium séminifère ( **Figure 5**).

Les cellules germinales sont hautement organisée dans l'épithélium séminifére.les cellules les moins différenciées sont situées du coté basal du tube séminifère (vers la lame basale) et les cellules les plus matures sont situées du coté apical du tube séminifère vers lalumière l'épithélium séminifère.

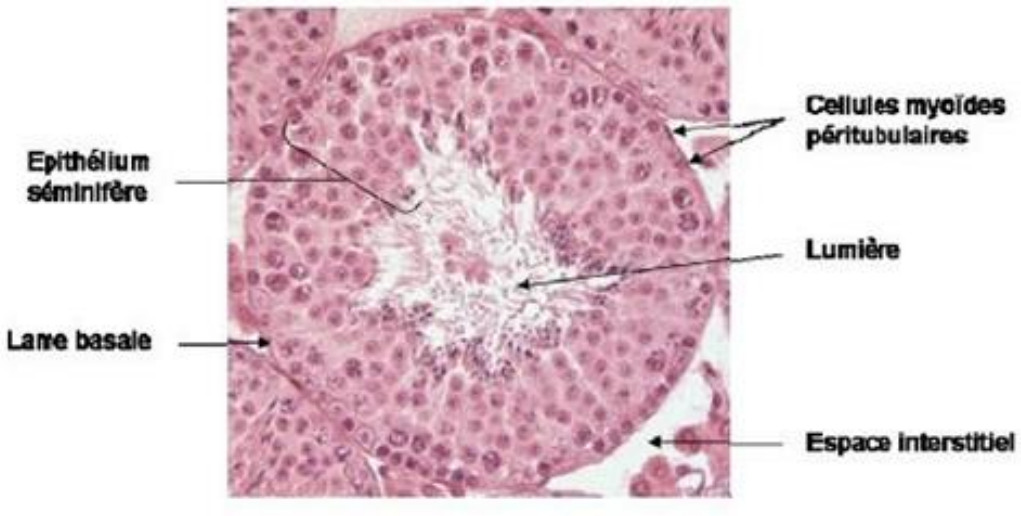



**Figure 5 :** Coupe transversale d'un tube séminifère d'une souris adulte (***Hôte, 2009***).

### I.3.A.a. La gaine peri-tubulaire

Les tubes séminifères sont de longues structures à l'intérieur des testicules, délimitées par une gaine tubulaire mince (lamina propria) formée de la membrane basale, de fibroblastes, de fibres de collagène et de cellules myoïdes (***Holstein, A.F., W. Schulzee et al., 2003***). Ces dernières cellules, de par leur activité contractile, participent à l'évacuation des spermatozoïdes non mobiles dans le testicule [167] (**Figure 6**).

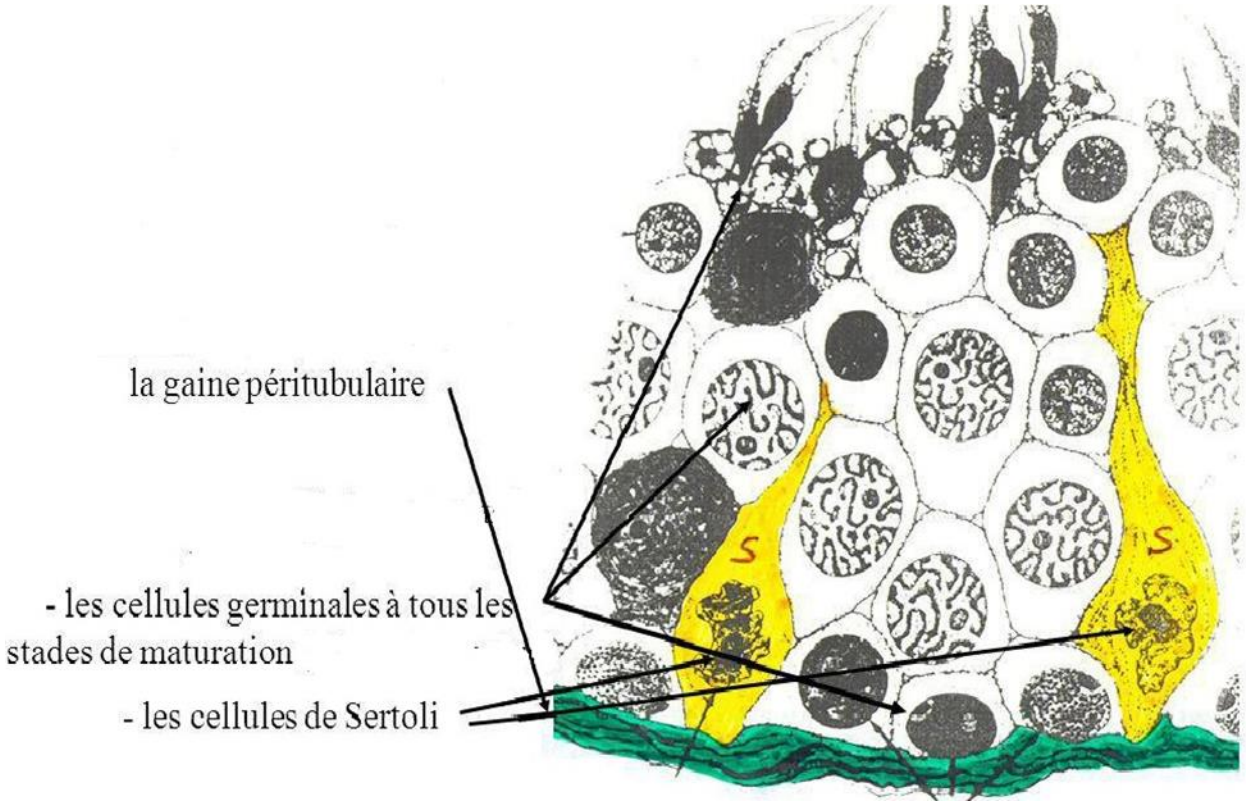



**Figure 6 :** Shémas histologique qui represente la gaine péritubulaire de la paroi de tube séminifère.

### I.3A.b. L'épithélium séminifère

L'épithélium séminifère est formé par l'association de deux types de cellules majoritaires : les cellules germinales à différents stades de leur développement qui participent au processus de spermatogenèse, et les cellules de Sertoli, cellules somatiques jouant le rôle de cellules de soutien aux cellules germinales. Au niveau de l'épithélium séminifère, les cellules germinales logées dans les invaginations des cellules de Sertoli, sont hautement organisées et suivent une maturation dite "centripète". Les cellules les moins différenciées sont situées du côté basal, c'est-à-dire en périphérie du tube séminifère ; tandis qu'au cours de leur maturation les cellules différenciées se dirigent vers le côté apical de ce tube, c'est-à-dire vers la lumière (***Holstein, A.F., W. Schulzee et al., 2003***) (**Figure 7**).

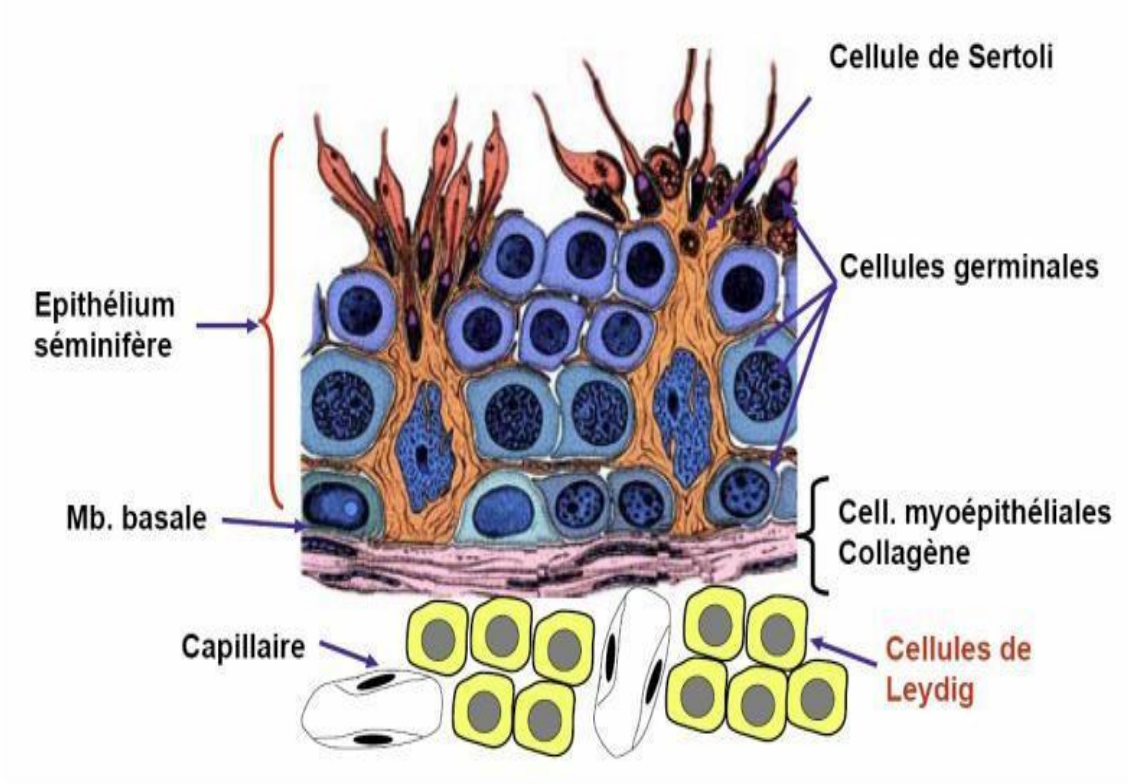



**Figure 7 :** structure histologique de l'épithélium séminifère et du tissu interstitiel (***anonyme 1***)

### I.3.A.c. Cellules germinales

L'épithélium séminifère présente des cellules germinales à différentes étapes de la spermatogenèse. Ce processus, centripète, est observé de la lame basale jusqu'à la lumière du tube. On y trouve les spermatogonies, les spermatocytes I et II, les spermatides et enfin les spermatozoïdes qui sont libérés dans la lumière.

### I.3.A.d. Spermatogonies

Il s'agit de cellules dipoidesse divisant par mitoses (Cellules de la phase de multiplication) disposées en périphérie des tubes séminifères, Ce sont des cellules arrondies ou ovalaires, avec un cytoplasme clair et un noyau ovoïde. il existe trois types cellulaires : spermatogonie Ad,

spermatogonie Ap, spermatogonie B. (***Holstein, A.F., W. Schulzee et al., 2003***).

Chez l'Homme, il s'agit des spermatogonies A sombres ou A *dark* (A*d*), spermatogonies A pâles (Ap) et spermatogonies B. Les Ad sont caractérisées par un noyau sphérique et dense avec une chromatine finement granuleuse possédant une forte proportion d'hétérochromatine. Les Ap à noyau ovoïde contenant une chromatine granulaire diffuse et pâle. Les B présentent un noyau ovalaire clair contenant une chromatine en mottes et un nucléole bien visible (***Johnsonand Everitt, 2002; Nihi et al., 2017***).

Chez le Rat, la nomenclature est plus complexe et décrit selon (***De Rooij and Russell, 2000; Dettin et al., 2003; Aponte et al., 2005; Hermann et al., 2010; Jan et al., 2012***).

**Les spermatogonies $A_s$, $A_{pr}$ et $A_{al}$** sont considérées indifférenciées et présentent des noyaux avec une chromatine visible en motte.

-**Les spermatogonies A *single* ($A_s$)** sont situées au-dessus de la lame basale des tubes séminifères (***Weber and Russell, 1987***).

-**Les spermatogonies A *paired* ($A_{pr}$)** disposées par paire avec cytokinèse incomplète et restant liées via des ponts intercellulaires.

-**Les spermatogonies A *Aligned* ($A_{al}$)** sont alignées en chaines. De ces spermatogonies, dérivent 4 générations successives $A_1$, $A_2$, $A_3$ et $A_4$. Leur cyto-morpholgie est bien élucidée par Chiarini-Garcia and Russell (2001) **:**

-**Les spermatogonies $A_1$** possèdent de gros noyaux ovalaires mais légèrement plus sphériques que ceux des cellules précédentes et jusqu'aux 3 nucléoles réticulaires sont présents.

-**Les spermatogonies $A_2$** montrant des noyaux avec un peu d'hétérochromatine tapissant l'enveloppe nucléaire. Les nucléoles sont plus allongés.

-**Les spermatogonies $A_3$** présentent des noyaux plus arrondis. L'1/4 de l'enveloppe nucléaire est tapissé d'hétérochromatine. Les nucléoles sont réticulés et s'étendent profondément dans le nucléoplasme.

-**Les spermatogonies $A_4$** possèdent les noyaux les plus arrondis de la séquence goniale développementale. Ces noyaux deviennent d'un aspect plus marbré avec l'augmentation de la taille et du nombre des amas d'hétérochromatine qui restent toujours attachés à l'enveloppe nucléaire.

**-Les spermatogonies intermédiaires** chez lesquelles l'hétérochromatine recouvre presque la totalité du noyau, délimitant ainsi la frontière nucléo-cytoplasmique. 1 à 2 nucléolescompacts sont retrouvés.

-Et enfin **les spermatogonies B** avec des noyaux plus sphériques, et une euchromatine plus homogène. L'hétérochromatine, sous forme de petites mottes, tapisse moins l'enveloppe nucléaire.

### I.3.A.e. Spermatocytes

Cellules de phase méiose, il existe deux types :

Les **spermatocytes I** sont les premières cellules à migrer vers le compartiment adluminal situé à distance de la lame basale. Ils sont de grande taille (résultat de l'accroissement cytoplasmique) et de forme sphérique à noyau arrondi.

Les **spermatocytes II** ces cellules sont rarement visualisées sur les coupes histologiques du testicule a cause de leurs durée de vie très brève (1jour), elles se presentent comme des cellules de petits de taille avec un noyau arrondi à chromatine en motte. Elles sont issues de Télophase I (après la 1ère division méiose) (***Holstein and Roosen-Runge, 1981; Nihi et al., 2017***).

### I.3.A.f. Spermatides

Les spermatides rondes sont de taille réduite et de forme arrondie, à noyau sphérique etclair à chromatine finement granuleuse et à cytoplasme peu abondant ayant un appareil de Golgi juxta-nucléaire. Les spermatides allongées présentent un noyau ovalaire, triangulaire ou allongé. Elles sont repoussées de plus en plus vers la lumière du tube séminifère. Elles restenten contact étroit avec la cellule de Sertoli (***Holstein and Roosen-Runge, 1981; Nihi et al., 2017***).

### I.3.A.g. Spermatozoïdes

Ce sont des cellules hautement différenciées, allongées, avec très peu du cytoplasme et comprenant **la tête**, organe de pénétration, avec un noyau haploïde, **la pièce intermédiaire** et le **flagelle** qui représentent l'organe locomoteur. Les spermatozoïdes sont situés en bordure de la

lumière du tube, prêts à quitter l'épithélium séminifère. Un spermatozoïde mesure de 40 à 250µm chez les Mammaliens (53 µm chez l'Homme). Sa structure définitive s'acquiert hors du testicule, lors de son passage dans l'épididyme ***(Kierszenbaum, 2006; Saint-Dizier and Chastant-Maillard, 2014)*** (***Figure 8***).

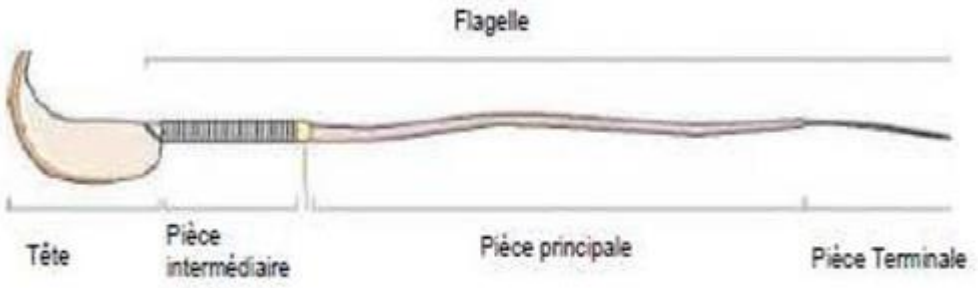



**Figure 8 :** Dessins d'un spermatozoïde de souris **(*Toshimori et Ito, 2003*).**

### I.3.A.h. Cellule de Sertoli

Une cellule de Sertoli soutient plusieurs cellules germinales à des stades de maturation différents. Elles sont caractérisées par un cytoplasme allongé s'étend de la lame basale du tube, où la membrane de la cellule est en contact avec les populations préméiotiques, jusqu'à la lumière du tube, dans laquelle les spermatozoïdes sont libérés. À leur base, les cellules de Sertoli établissent entre elles des contacts étanches formant la barrière hémato testiculaire. Celle-ci protège les cellules germinales post-méiotiques de l'immunité somatique. Les cellules germinales sont maintenues en contact avec la cellule de Sertoli par différentes structures cytosquelettiques et jonctionnelles, dont la spécialisation ectoplasmique apicale (***Vogl et al. 2000***).

### I.3.A.i. Tissu interstitiel et cellule de leydig

Les espaces compris entre les tubes séminifères sont occupés par : **un tissu interstitiel** de nature conjonctif, des vaisseaux sanguins et lymphatiques, des nerfs et des ilots de cellules endocrines appeler **cellule de leydig** ou cellules interstitielles qui déversent leurs produits de synthese dans le sang. Ces dernières secrètent essentiellement des testostérones hormone indispensable à la croissance et au fonctionnement de l'appareil génital.

Les cellules de leydig sont caractérisées par une grande taille et de forme polygonale. Elles sont soit isolées ou regroupées en amas autour des capillaires sanguins (***Winnall and Hedger, 2013***; S***mith and Walker, 2014***). Le noyau est rond en position excentrée et le cytoplasme est riche en réticulum endoplasmique lisse. Les enclaves lipidiques sont abondantes dans le cytoplasme des cellules matures. Leur présence est considérée comme un signe d'activité fonctionnelle: synthèse et sécrétion des hormones stéroïdes (***Saez et al., 2011; Zirkin and Papadopoulos, 2018***). Chez les animaux à reproduction saisonnière, les cellules de Leydig ne présentent l'aspect typiquement fonctionnel que lors de la saison de reproduction. En dehors de cette période, elles apparaissent à l'état de dédifférenciation ***(Le Moigne and Foucrier, 2009***) (**Figure 9**).

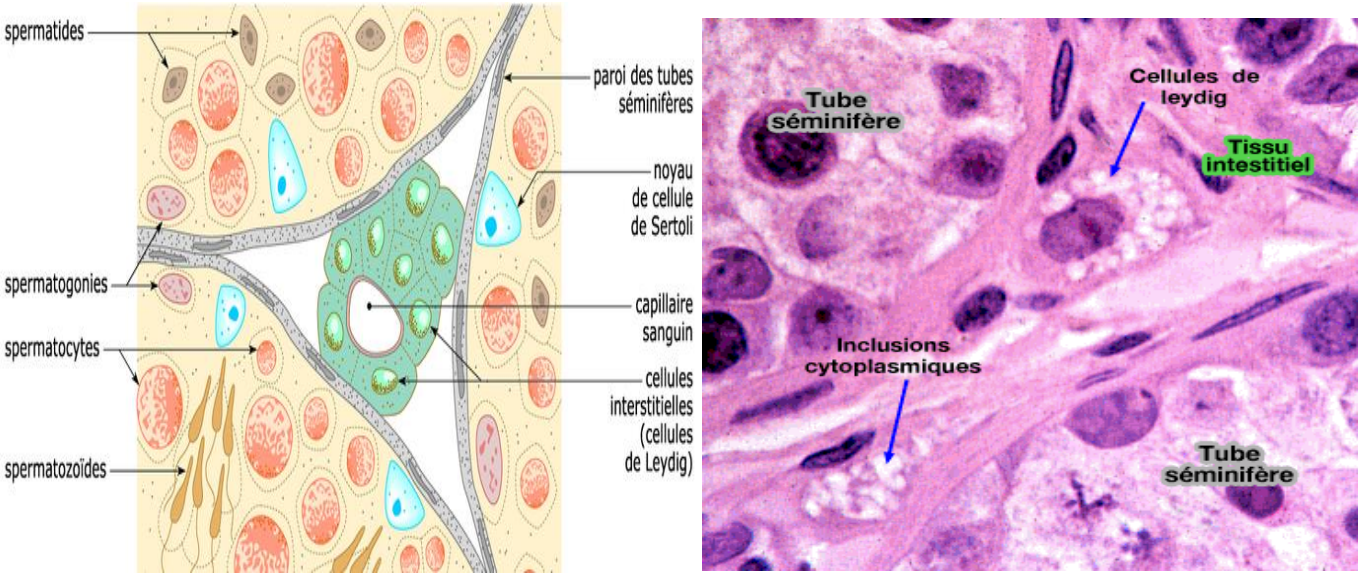



**Figure 9 :** Schémas anatomiques et structurales de tissu interstitiel et cellule de leydig

## I.3.A.j. Cellule péritubulaire

La cellule péritubulaire est une cellule myofibroblastique, c'est-à-dire un myocyte relativement peu différencié, aplatie, étirée et dont la capacité à se contracter est à l'origine des mouvements péristaltiques des tubes séminifères. Les cellules péritubulaires sont organisées de façon stratifiée chez l'Homme et concentrique et jointive chez les Rongeurs formant une seule assise (***Verhoeven and Hoeben, 1995***).

## I.3.B.1. La spermatogenèse

La spermatogenèse est un processus biologique complexe, qui a lieu dans les tubes séminifères des testicules. Elle consiste en la production des spermatozoïdes ou gamètes mâles haploïdes à partir des spermatogonies, cellules souches germinales diploïdes (***Tulsiani et al., 1998***) (**Figure 10 et 11**).

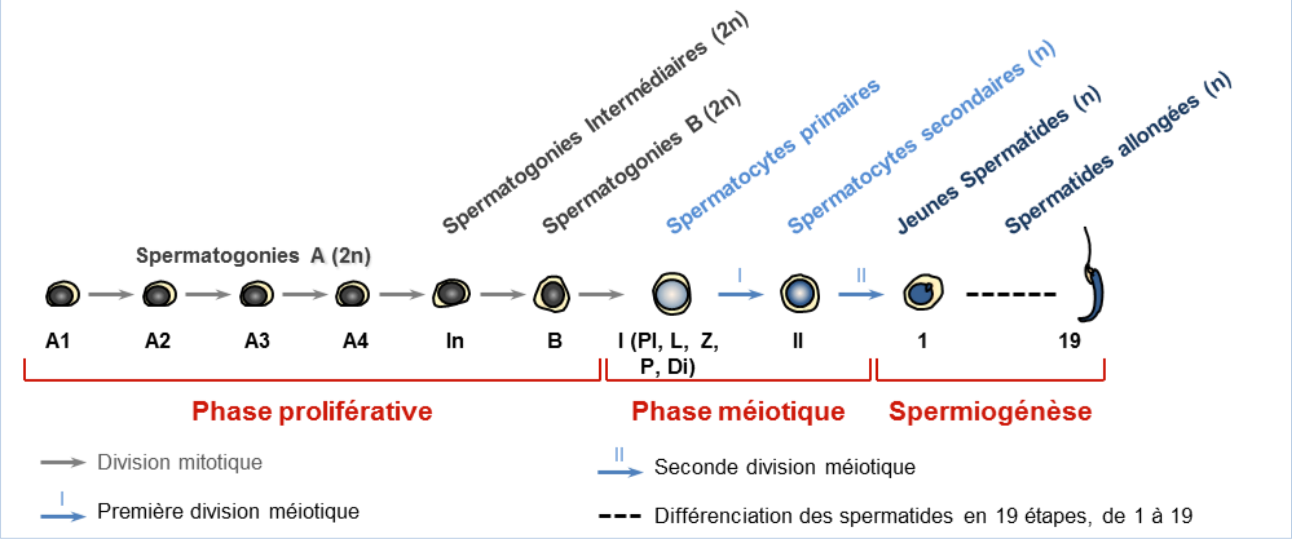



**Figure 10 :** Etapes de la spermatogenèse chez le Rat (***Chocu, 2014***).

In: intermédiaire, Pl: préleptotène, L: leptotène, Z: zygotène, P: pachytène, Di: diplotène, n:nombre de chromosomes.

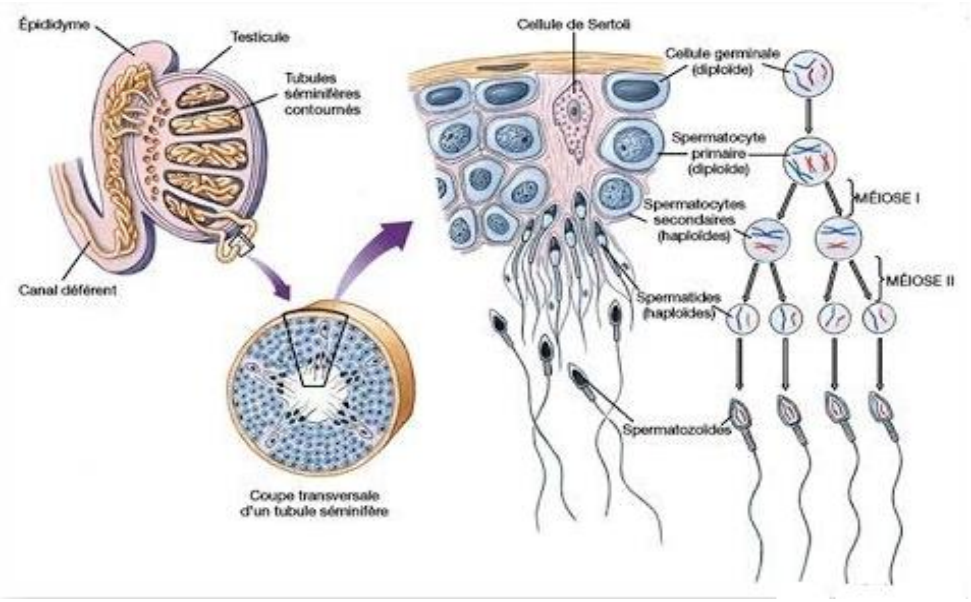



**Figure 11 :** Représente les différentes étapes de la spermatogenèse **(*Allais--Bonnet et P ailhoux, 2014*).**

## I.3.B.2. Les phases de la spermatogenèse

### Prolifération des spermatogonies

Chez l'Homme, chaque spermatogonie Ad diploïde se divise asymétriquement en donnant naissance à une spermatogonie Ad souche constituant le stock des spermatogonies souches de réserve, et une spermatogonie Ap, cellule progénitrice active capable de s'auto- renouveler et d'engendrer une Ap adressée à la spermatogenèse. Ces derniers subits 3 à 4 cyclesmitotiques puis se différencie en spermatogonie B qui donnera naissance au spermatocyte I après 8 divisions successives (***Amann, 2008***).

Chez le Rat, la spermatogonie $A_s$ représente la cellule diploïde souche de réserve, elle se divise en donnant naissance à une paire de spermatogonies $A_{pr}$ qui à son tour se divise pour engendrer 4 spermatogonies $A_{al}$ (***De Rooji and Russell, 2000; Dettin et al., 2003; Aponte et al., 2005***). Ces dernières sont disposées en chaines de 4, 8, 16 et occasionnellement 32 cellules indifférenciées (***Huckins, 1971***). La spermatogonie $A_1$ dérive uniquement de la différenciationde la dernière génération de $A_{al}$ alors que les spermatogonies $A_2$, $A_3$ et $A_4$ naissent après une série

de divisions mitotiques des spermatogonies $A_1$ (***Aponte et al., 2005***). La spermatogonie intermédiaire résultant de la mitose d'A4 se divise et génère la spermatogonie B puis le spermatocyte I (***Dym and Fawcett, 1971***). Au total, les cellules souches spermatogoniales ($A_s$ à $A_4$) ont 3 destinées possibles: l'auto-renouvellement pour maintenir le pool de cellules souches ou l'entrée en différenciation pour aboutir à la production de spermatozoïdes matures ou bien la mort cellulaire par apoptose (***Dym, 1994; de Rooji, 1998***).

## Accroissement et maturation méiotique

Avant l'entrée en méiose, le spermatocyte I subit l'interphase, générant une grande cellule appelée auxocyte I. L'interphase comprend i) la phase *GAP* 1 (G1), pendant laquelle, la cellule s'accroit et synthétise les protéines et les organites nécessaires au fonctionnement normal de la synthèse d'Acide désoxyribo-nucléique (ADN), en plus du centromère et des composants du centrosome, ii) la phase de synthèse (S), phase de réplication d'ADN et de la synthèse des protéines de sa compaction, les histones. Dans le cytoplasme, le centrosome est dupliqué, formant les deux pôles. Et iii) la phase G2, durant laquelle, la cellule reconstitue ses réserves d'énergie et synthétise les protéines nécessaires à la mitose. La croissance cellulaire se poursuit (***Rosenberg and Rosenberg, 2012; Touati, 2014***). Ensuite, l'auxocyte I subit la prophase I (de la mitose réductionnelle), duplique sa quantité d'ADN (4q ADN) à la phase préleptotène et passe progressivement par les étapes suivantes: leptotène, zygotène, pachytène et diplotène (**Tab1**) puis poursuit sa première division en donnant naissance à 2 spermatocytes II, à n chromosomes et à 2q ADN et de taille deux fois plus réduite, et qui subissent rapidement chacun la deuxième division de méiose (mitose équationnelle) avant de donner naissance à 4 spermatides rondes haploïdes, à n chromosomes recombinés et à q ADN (***Heyting et al., 1988;Whitney and Suttie, 2018***).

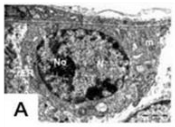
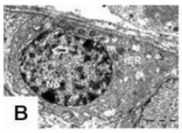
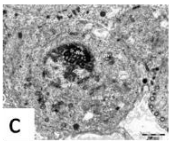
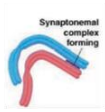
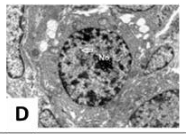
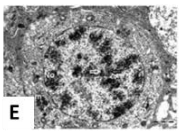
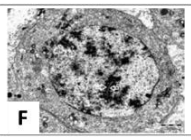
| Phase méiotique | | Illustration | | Schéma | Description |
|---|---|---|---|---|---|
| Prophase I | Préleptotène |  | ⁻x | ⁻ς | Cellule sphérique à noyau rond contenant une chromatine homogène. Le cytoplasme contient quelques petits organites. Ce stade correspond à la phase S: Réplication de l'ADN. |
| | Leptotène |  |  |  | Le noyau est plus grand montrant le début de la condensation de la chromatine : Individualisation des chromosomes, qui se poursuit progressivement de la phase zygotène à la diacinèse. |
| | Zygotène |  |  |  | Les chromosomes s'apparient d'abord du coté de l'enveloppe nucléaire puis sur toute la longueur du chromosome lors d'un phénomène appelé synapsis. Chaque paire de chromosomes est maintenue par le complexe synaptonémal. |
| | Pachytène |  |  |  | Les paires de chromosomes se sont condensées et enroulées. Les *Crossing-over* surviennent à cette phase. La rupture du nucléole a commencé. |
| | Diplotène |  |  |  | Le complexe synaptonémal commence à s'effondrer, les paires de chromosomes homologues se séparent partiellement et ne deviennent liés ensemble qu'aux points, appelés chiasma. |
| | Diacinèse |  |  |  | La condensation des chromosomes est maximale. Ces derniers migrent vers la périphérie des noyaux. |

**Tableau I** : Différentes étapes de la prophase I de méiose chez les Mammaliens (***Santos et al., 2014; Touati, 2014 modifié***).

## I.3.C.1. La spermiogenèse

C'est un processus complexe par lequel la spermatide ronde se différencie en spermatozoïde (***Oatley and Brinster, 2008***), cellule ayant pour rôle le transfert du patrimoine génétique mâle vers l'ovocyte II métaphasique (***Hao et al., 2019***). Il dure environ 3 semaines chez l'Homme et 2-3 semaines chez le Rat et la Souris (***O'Donelle, 2014***). Ce processus implique des changements majeurs:

La mise en place de l'acrosome contenant des enzymes protéolytiques à partir du complexe golgien et qui sont impliquées dans la fécondation ***(Ikawa et al., 2010; Isotani et al., 2017; Khawar et al., 2019***) telles que l'acrosine, la *corona radiata penetrating enzyme* et l'hyaluronidase.

La formation du flagelle qui permet la mobilité à partir du centrosome (centriole distal).

Le réarrangement mitochondrial fournissant la pièce intermédiaire du spermatozoïde.

L'élimination de l'excès du cytoplasme grâce à l'activité phagocytaire de la cellule de Sertoli.

La spermiogenèse étudiée chez le Rat par la technique de coloration *Periodic Acid- Fuchsin Sulfurous Acid* (PA-FSA) (Leblond and Clermont, 1952b) et par microscopie électronique (***Santos et al., 2014***) indique l'existence de 4 phases principales qui sont subdivisées en 19 étapes (***Adebayo et al., 2019; Khawar et al., 2019***).

**A) Phase Golgienne** correspond à la formation du granule acrosomique et renferme les étapes de 1 à 3.

**L'étape 1** est caractérisée par la présence de l'idiosome dans la zone de Golgi. Le corps chromatoïde et le complexe de Golgi sont étroitement liés. Les centrioles sont près de la membrane plasmique et les mitochondries sont dispersées dans le cytoplasme. Les microtubules provenant du centriole distal, émergent du cytoplasme et forment l'axonèmedu futur flagelle.

**L'étape 2** est la synthèse des granules proacrosomiques dans l'idiosome. Les centrioles sont situés au voisinage du complexe de Golgi.

**L'étape 3** représente la fusion des granules proacrosomiques en un large granule acrosomique et le déplacement polaire des centrioles facilitant le développement del'axonème.

**B) Phase de formation de la cape** à partir du granule acrosomique avec une orientation aléatoire. Elle comprend les étapes de 4 à 7.

**L'étape 4** est l'aplatissement du granule acrosomique au-dessus du noyau.

**L'étape 5** concerne l'expansion de la membrane du granule qui recouvre partiellement la surface apicale du noyau.

**L'étape 6** coïncide avec la présence d'une cape bien formée, le rapprochement des deux centrioles du noyau et la condensation et l'expansion de l'acrosome.

**L'étape 7** où la cape atteint sa taille maximale. Le noyau migre vers la membrane plasmique. Le centriole proximal adhère au noyau, tandis que le flagelle reste attaché au centriole distal. Le corps chromatoïde flotte librement dans le cytoplasme.

**C) Phase acrosomiale**, elle est composée de 7 étapes, au cours desquelles la cape et le granule

acrosomique s'orientent vers la membrane basale du tube séminifère et le flagelle devient bien visible.

**L'étape 8** où le granule et la cape de l'acrosome s'orientent vers la membrane basale, tandisque le cytoplasme migre vers le pole opposé. Le centriole proximal est attaché au noyau dans une zone diamétralement opposée au granule acrosomique, le centriole distal reste proche du flagelle qui s'étend hors du cytoplasme.

**L'étape 9** où se produit un léger aplatissement du noyau avec une saillie nucléaire recouverte par la cape. La région saillante deviendra l'apex de la cellule. Le granule acrosomique s'allonge et, dès lors, sera désigné comme un véritable acrosome.

**L'étape 10** durant laquelle, la partie en saillie de la cape acquit un point plus net, l'apex. L'extrémité opposée est la «région caudale» du noyau.

**L'étape 11** représente l'élongation du noyau et d'acrosome. L'apex devient rond.

**L'étape 12** où le noyau atteint sa longueur maximale. Au début de cette étape, l'acrosome recouvre seulement 1/3 du noyau alors qu'à la fin, les 2/3 sont tapissés. Le sommet de l'acrosome a une forme de coin (⅃).

**L'étape 13** où le noyau devient plus mince, avec un sommet pointu. Le cytoplasme se condense le long de la queue. Le matériel acrosomique glisse vers le bas.

**L'étape 14,** le noyau se rétrécit à environ 2/3 de sa longueur et devient plus incurvé.

**D) Phase de maturation** durant laquelle les spermatides allongées sont souvent appelées spermatozoïdes immatures. Après leur spermiation, ces cellules seront nommées: spermatozoïdes libres (Fig.12H). Cette phase comprend 5 étapes.

**L'étape 15** implique l'apparition d'une membrane fine entre l'acrosome et le flagelle, et la formation de la pièce intermédiaire.

**L'étape 16** où la membrane fine disparaît, tandis que l'acrosome s'étend caudalementjusqu'à l'angle dorsal de la cellule.

**L'étape 17** indique le déplacement de l'acrosome et de la cape en amant du noyau.

**L'étape 18** durant laquelle le cytoplasme, précédemment situé le long de la pièce intermédiaire, glisse vers l'avant pour s'accumuler dans la concavité de la tête. Le cytoplasme n'est pas contigu à la tête mais semble en continuité avec elle. Le cytoplasme se séparera de la cellule sous forme de corps résiduel.

**L'étape 19** montre que les spermatozoïdes immatures sont maintenant sur le point de quitter l'épithélium séminifère.

### I.3.C.2. Le cycle de la spermatogenèse

La spermatogenèse proprement dite est l'étape de prolifération des cellules souches (spermatogonies) par mitose pour conserver un stock constant de cellules, jusqu'à leur différenciation en spermatides. Les spermatogonies sont disposées en périphérie de l'épithélium séminal et entre les cellules de Sertoli avec lesquelles elles ont un contact étroit. Régulièrement, des spermatogonies rentrent en phase de différenciation pour donner des spermatocytes de premier ordre (spermatocytes I).

Les spermatocytes I répliquent leur ADN avant de rentrer en méiose. C'est au cours de cette étape que le phénomène de crossing-over se produit, permettant l'échange de portions de chromosomes entre les chromosomes homologues paternels et maternels. Cela concourt au brassage des gènes caractéristique de la reproduction sexuée. La première division de méiose réduit le nombre de chromosomes et donne des spermatocytes de deuxième ordre (spermatocytes II). Ils subissent rapidement la deuxième division de méiose qui sépare les deux chromatides de chaque chromosome pour donner des cellules haploïdes : les spermatides.

### I.3.C.3. Régulaion neuro-endocrinièn ne

Les principales hormones impliquées dans la régulation de la fonction sexuelle chez le rat ont plusieurs origines : testiculaire, hypothalamo-hypophysaire et épiphysaire. La testostérone est synthétisée par les cellules de Leydig. Elle contrôle les caractères sexuels spécifiques du mâle. La spermatogenèse, les sécrétions des glandes annexes et le comportement sexuel sont

directement sous son influence. Elle régule également les caractères sexuels secondaires (développement musculaire, odeurs ...). Les cellules de Sertoli produisent l'inhibine et l'ABP (Androgen Binding Protein) qui se lie à la testostérone et la transporte vers l'épididyme. Le rôle de l'ABP n'est pas encore totalement élucidé. La GnRH est produite par l'hypothalamus sous l'action des facteurs environnementaux, en particulier la photopériode. L'épiphyse synthétise et sécrète la mélatonine pendant les périodes d'obscurité. La sécrétion de mélatonine influe sur la libération de LH (stimulée en jours courts et inhibée en jours longs) (***Chemineau et Delgadillo***, ***1994***). La GnRH stimule la synthèse et la libération de FSH et de LH par l'hypophyse. Ces dernières agissent au niveau du testicule : FSH active la spermatogenèse et la production par Les cellules de Sertoli, d'inhibine et d'ABP. LH stimule la synthèse d'androgènes par les cellules de Leydig (***Derivaux et Ectors, 1985***). L'antéhypophyse, sous le contrôle de l'hypothalamus, produit la prolactine (PRL) qui exerce son action sur Les cellules de Leydig en augmentant la synthèse de testostérone, en augmentant le nombre de récepteur à LH et en favorisant la fixation de LH sur ses récepteurs (***Dadoune et Demoulin, 2001***). De nombreuses autres hormones comme les hormones thyroïdiennes, surrénaliennes, pancréatiques interviennent aussi dans la régulation des fonctions testiculaires directement ou indirectement (***Dadoune et Demoulin***, ***2001***). Deux rétrocontrôles négatifs au niveau du cortex et de l'hypothalamus, via la testosterone et l'inhibine régulent la fonction sexuelle (***Derivaux et Ectors, 1985***) (**Figure 12**).

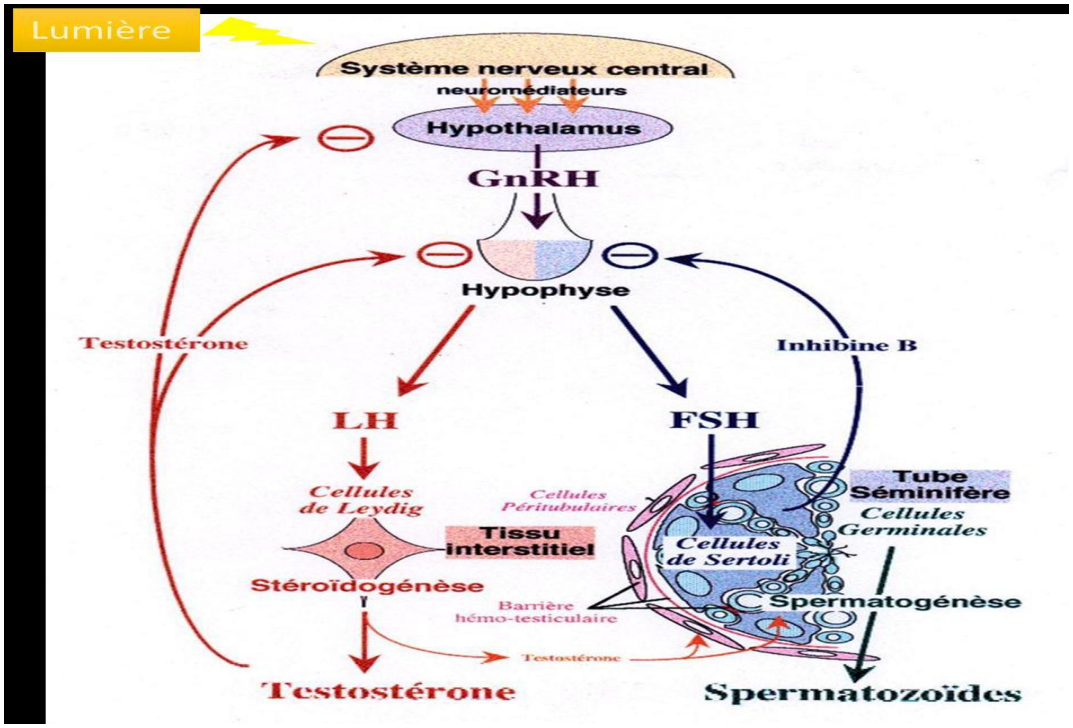



**Figure 12:** Régulation hormonale de la fonction de reproduction chez le mâle

## I.4.

La superposition de ces générations germinales successives, citées précédemment, désigne des associations cellulaires constantes et de durée déterminée (***Amann, 1962; Courot et al., 1970***; ***Ortavant et al., 1977***) et qui sont définies par les étapes de la spermiogénèse. Chacune de ces associations définit un stade (***Leblond and Clermont, 1952***) dont la durée dépend de la durée de développement des catégories germinales. Elles se répètent à des distances régulières tout le long du tube séminifère (***Clermont, 1963; Chocu, 2014***). La succession chronologique d'une série complète d'associations en un point donné du tube séminifère, jusqu'à la réapparition de la première, constitue un cycle de l'épithélium séminifère. La durée de ce dernier correspond à l'intervalle de temps qui sépare les deux vagues mitotiques des spermatogonies. Le cycle d'épithélium séminifère est de 12 stades chez la Souris (***Oakberg, 1956***) et 14 chez le Rat (***Leblond and Clermont, 1952***). Chez l'Homme, les données sont conflictuelles puisque 6 (***Clermont, 1963; Amann, 2008; Nihi et al., 2017***) ou parfois 12 (***Muciaccia et al., 2013***) stades sont définis.

Dans le sens longitudinal, les associations cellulaires qui se succèdent selon l'ordre numérique des stades du cycle se font selon une onde linéaire chez la plupart des Mammaliens étudiés. Chez les Rongeurs, cette disposition successive le long du tube séminifère permet l'observation d'un seul stade sur une coupe transversale contrairement à leur organisation hélicoïdale chez l'Homme qui permet de distinguer plusieurs stades sur une coupe transversale (***Kierszenbaum, 2006; Chocu, 2014; Saint-Dizier and Chastant-Maillard, 2014***).

## I.5. Récepteurs aux androgènes

Le récepteur aux androgènes (ARs) fut cloné et localisé à la fin des années 1980chez l'homme et le rat (***Chang et al.,1988; Tan et al., 1988; Trapman et al., 1988***). Le récepteur aux androgènes est codé par un gène localisé sur le chromosome X, en position q11-q12. Il comporte 8 exons codants et son organisation structurale estsimilaire à celle des autres récepteurs aux hormones stéroïdiennes (***Brinkmann et al., 1989***). C'est un récepteur nucléaire ligand inductible de 110 kDa, responsable de la régulation de gènes cibles en se liant à des éléments de réponse spécifiques, élément de réponse aux androgènes (ARE), en réponse a un ligand spécifique. Des mutationsde récepteur aux androgènes, modifiant sa capacité de liaison aux androgènes ou son activité transcriptionnelle, peuvent aboutir à une infertilité masculine ainsi qu'a une insensibilité partielle ou complète, aux androgènes (***Quigley et al. 1995; Gottlieb et al. 2001***). Chez l'homme plusieurs isoformes d'ARNm ont été décrites. Le récepteur AR est largement distribué dans l'organisme (***Quigley et al. 1995***) et il est exprimé en grande quantité dans les organes sexuels (testicules, prostate, vésicules séminales,épididyme) (**Figure 13**).

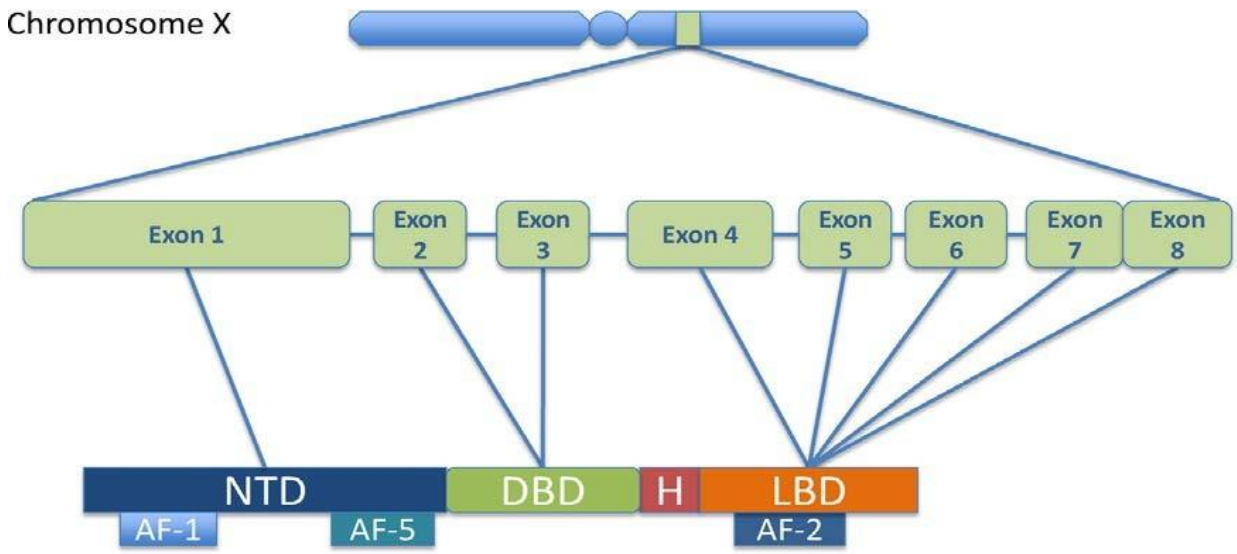



**Figure 13:** Organisation génique et principaux domaines fonctionnels du récepteur aux androgènes **(*Quero et al., 2015*)**

# II. Les rythmes :

## II.1. Les rythmes biologiques

Les rythmes biologiques font partie des propriétés fondamentales du vivant. Ils peuvent être ajustés à 24 heures par divers facteurs, dont l'alternance jour/nuit. Toutefois, en l'absence de repère temporel, les rythmes perdurent avec une très grande précision, indiquant que l'organisme possède un système endogène de mesure du temps. Chez les mammifères, l'horloge centrale est située dans les noyaux suprachiasmatiques (NSC) de l'hypothalamus. Nous nous proposons ici de faire le point sur les mécanismes moléculaires qui sous-tendent la rythmicité et la remise à l'heure de cette horloge, en mettant l'accent sur son organisation cellulaire et fonctionnelle. Effectivement, des données récentes amènent à repenser l'horloge non pas comme une entité uniforme, mais comme un ensemble cohérent d'unités fonctionnelles distinctes et interconnectées. Le rôle des NSC comme générateur fondamental de la rythmicité sera également discuté à la lumière de résultats récents. (Hugues Dardente French National Institute for Agriculture, Food, and Environment (INRAE) (***Nicolas Cermakian McGill University, January2005***).

## II.2. La Rhytmicité

Tous les organismes vivants sont caractérisés par une rythmicité endogène et cyclique d'une grande variété de processus biologiques et comportementaux. La rythmicité cyclique d'un processus moléculaire ou biologique donné est produite par un oscillateur ou un système de composants qui interagissent pour produire une sortie rythmique (***Bell-Pedersen et al., 2005***).

Il s'agit d'une variation périodique ou cyclique d'une fonction d'ordre physiologique, biochimique ou comportemental particulière d'un être vivant (***Amdaoud, 2007***).

Les rythmes biologiques sont souvent désignés par rapport à leur période (***Boissin et Canguilhem, 1998***). On distingue ainsi les rythmes :

- ultradiens : période inférieure à 20 h,

- circadiens : période de 24 ± 4 h,

- infradien : période supérieure à 28 h.

Par ailleurs, quatre rythmes sont couramment nommés « circa- ». Il s'agit de rythmes qui, en conditions naturelles, sont synchronisés par des facteurs environnementaux (***Aschoff, 1981***).

Les rythmes qui se rapprochent du cycle de 24 heures de lumière sombre sont appelés rythmes circadiens (à partir de circa diem), tandis que les cycles qui sont plus courts ou plus longs que le cycle de 24 heures sont référés à la rythmicité ultradienne et infradienne, respectivement (***Aschoff, 1967; Aschoff and Wever, 1976; Mills, 1964; Mills et al., 1974***).

## II.3.Le rythme circadien

Le terme circadien renvoie à l'observation selon laquelle, dans des conditions extérieures constantes (sans indication de temps), les rythmes fonctionnent librement avec une période endogène proche de 24 heures (***Ikonomov et al., 1998***)

Le terme circadien (circa : autour et diest : jour) est utilisé pour décrire un phénomène qui se répète de façon cyclique, avec une période Tau proche de 24 h (comprise entre 20 et 28 h). Les 24 heures sont divisées en un jour subjectif qui correspond à la période du rythme circadien où l'animal se comporte comme s'il faisait jour (phase de repos pour un animal nocturne, phase d'activité pour les espèces diurnes) et en une nuit subjective correspondant à la période du rythme circadien où l'animal se comporte comme s'il faisait nuit. La période endogène Tau est alors divisée en 24 heures circadiennes et chaque heure circadienne a une durée d'un vingt-quatrième de Tau. Par convention, l'arrivée du jour définit le ZT 0 (Zeitgeber Time 0) et CT 12 (temps circadien 12) correspond au début de la nuit subjective. Si les animaux sont placés en conditions d'alternance jour/nuit (Light-Dark 12:12, 12 heures de lumière et 12 heures d'obscurité), la période du rythme d'activité est égale à exactement 24 heures, l'horloge endogène est donc capable de se synchroniser avec le monde extérieur pour être totalement en phase avec celui-ci. Les rythmes ayant une période inférieure à 20 h (allant jusqu'à la milliseconde), sont qualifiés d'ultradiens et les rythmes ayant une période supérieure à 28 h sont infradiens ***(TOUATTI Hanane., 2010).***

## II.4. L'horloges circadien

Chez les mammifères l'horloge circadienne est un système de régulation qui signifie un ensemble de structures neuronales apparentées dont la fonction est de créer une organisation temporelle des processus et des comportements (***Moore, 1995***).

Constitué principalement de trois composants majeurs : le tractus rétino-hypothalamique, les oscillateurs localisés dans le SNC (pacemaker) et les projections efférentes du SNC (***Moore,***

***1991, 1995***)

Il est généralement accepté que les noyaux suprachiasmatiques (SCN) sont la seule région du cerveau sans équivoque impliqué dans la régulation des rythmes circadiens. Cependant, contrairement à la neurobiologie détaillée de RHT et SCN, la régulation du rythme circadien par SCN est mal comprise (***Miller et al., 1996***).

Par la suite, des horloges secondaires ont été identifiés dans d'autres régions du cerveau et dans la majorité des tissus périphériques (***Schibler et al., 2003 ; Lowrey et Takahashi, 2004 ; Hastings et al.,2007*** ).

## II.5. Les noyaux suprachiasmatiques

Chez les mammifères, l'horloge circadienne principale est localisée dans les noyaux suprachiasmatiques de l'hypothalamus (***J. Soc, 2007***).

Les NSC sont une structure paire à l'aplomb du chiasma optique. Chez le rat, ils contiennent environ 10 500 neurones chacun, organisés en un réseau très dense de petits neurones, et mesurent 400 µm de haut, 425 µm de large et 900 µm de longueur rostro-caudale (***Van den Pol, 1980***). Les NSC n'ont pas une structure homogène et peuvent être subdivisés morphologiquement en plusieurs parties en fonction du contenu en neuropeptides, une partie dorso-médiane (neurones à « Arginine vasopressin », AVP) appelée dmNSC ou « *shell*» et une partie ventro-latérale (neurones à « Vasoactive intestinal peptide », VIP) appelée vlNSC ou « *core*» (***Leak et al., 1999***).D'autres neuropeptides sont exprimés comme le GRP (« Gastrin releasing peptide » dont les neurones se

situent dans le SCN ventrolatéral; les neurones à somatostatine se situent entre le SCN ventrolatéral et le SCN dorsomédian. Des enregistrements d'activité électrique ont montré que l'activité spontanée des neurones du SCN est circadienne (***Véronique Gayrard*** ) (**Figure**).

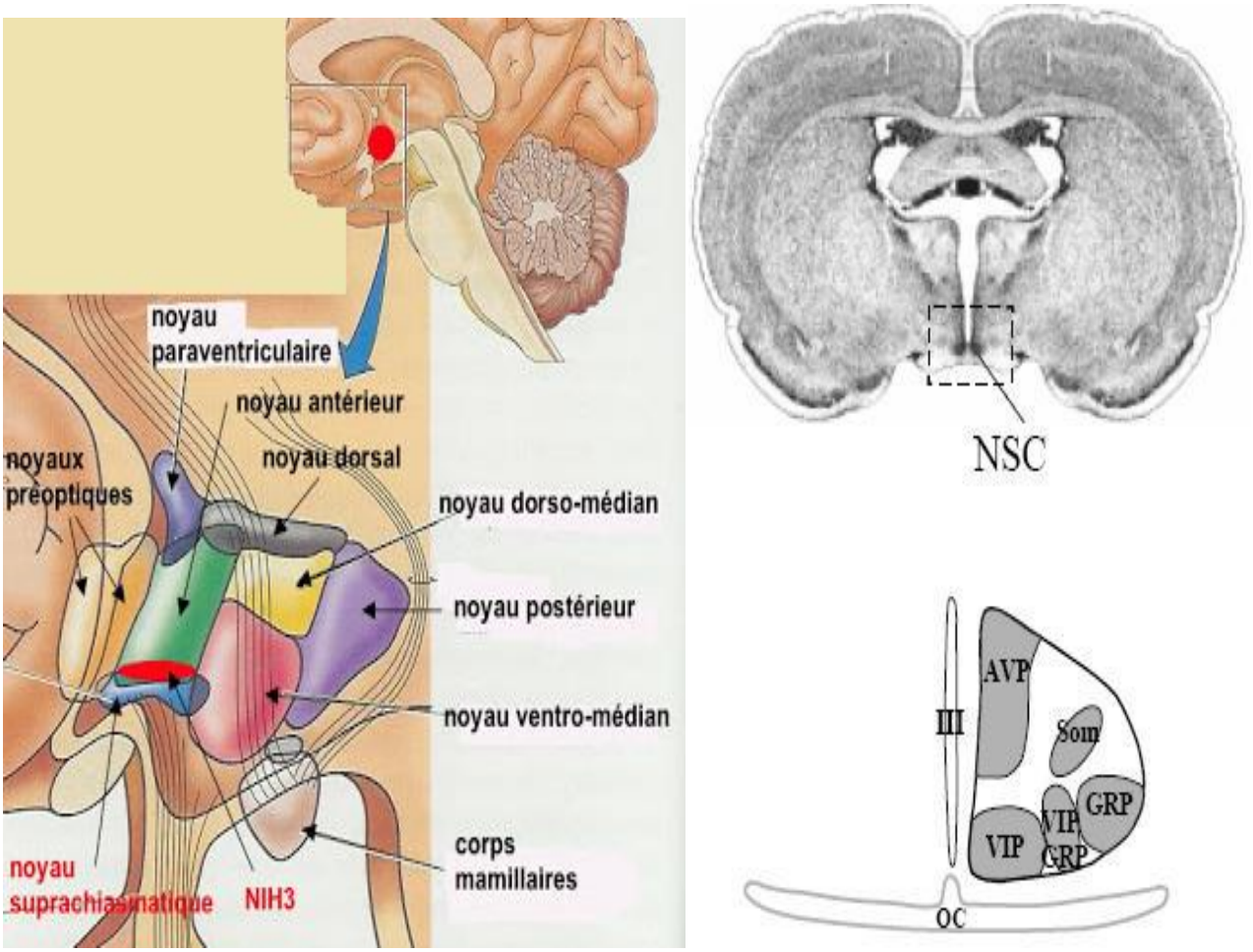



**Figure 15 :** Anatomie des NSCs chez le rat et localisation histologique des principaux neuropeptides.

AVP : arginine vasopressine; GRP : gastrin releasing peptide ; OC : chiasma optique ; Som : somatostatine ; VIP : vasoactive intestinal peptide ; III : troisième ventricule (***adapté de Romijn et al., 1997, Brainmaps***).

AVP : arginine vasopressine; GRP : gastrin releasing peptide ; OC : chiasma optique ; Som : somatostatine ; VIP : vasoactive intestinal peptide ; III : troisième ventricule (***adapté de Romijn et al., 1997, Brainmaps***).

Ces deux parties se distinguent par des marquages immunoréactifs différents pour les neuropeptides dont l'arginine vasopressine (AVP) ou le peptide intestinal vasoactif (PIV). Cependant, la grande majorité des neurones exprime un neurotransmetteur commun : l'acideγ-amino-butirique (GABA) qui est ainsi co-localisé avec l'ensemble des neuropeptides présents dans les NSC (***Moore et Speh, 1993***). Chez le rat, la plupart des neurones du dmNSC synthétisent l'AVP alors que les neurones du vlNSC synthétisent le PIV, le peptide histidineisoleucine et/ou le gastrin releasing peptide (GRP) (***Swaab et al., 1975***). Une petite proportion de neurones produisant la somatostatine (SOM) est trouvée dans ces deux populations (***Card et al., 1981***). Par ailleurs, la présence de quelques neurones glutamatergiques chez le rat, a été montrée dans les NSC (***Hermes et al., 1996***).Ces neurones projettent essentiellement sur les noyaux paraventriculaires de l'hypothalamus (NPV) (***Csaki et al., 2000***).

Enfin, cette régionalisation est également retrouvée au niveau de la localisation des récepteurs de la mélatonine qui seraient préférentiellement exprimés dans les zones vasopressinergiques de la partie dorso-médiale des NSC (***Maywood et al., 1995***).

## III. La mélatonine

MEL est une hormone de la glande pinéale synthétisée et sécrétée la nuit en réponse à des signaux transmis par l'horloge circadienne. La durée de sa sécrétion est proportionnelle à celle de la nuit. La MEL transmet donc à l'organisme un signal temporel journalier (la nuit) et saisonnier (la longueur de la nuit). Chez les mammifères, c'est l'interaction complexe entre les signaux nerveux, endocriniens ou comportementaux eff érents de l'horloge circadienne située dans les noyaux suprachiasmatiques de l'hypothalamus (NSC) qui permet l'organisation temporelle des fonctions, et ce soit par une action directe, soit indirectement, par une coordination de la phase des diff érents oscillateurs périphériques. La MEL est un signal hormonal eff érent de l'horloge qui défi nit la "nuit biologique". De ce fait, elle est un synchroniseur endogène capable d'imposer

un rythme circadien à certaines structures, ou encore de synchroniser le fonctionnement rythmique de certaines autres, et elle joue un rôle majeur dans l'homéostasie temporelle des fonctions. La présence de récepteurs de la MEL dans les NSC indique que l'hormone rétroagit sur l'horloge elle-même. Elle implique également que la MEL exogène puisse aff ecter directement le système circadien (eff et chronobiotique). Les récepteurs de la MEL sont des récepteurs membranaires couplés à une protéine G. Tous les agonistes des récepteurs MT1 ou MT2 sont donc potentiellement des drogues chronobiotiques.(P.Pévet, La Lettre du Psychiatre - Vol. IV - n°1 - janvier-février 2008).

## VI. Photopériode et la mélatonine

Chez les mammifères, les voies de transmission de l'information photopériodique, de l'œil à la glande pinéale, sont maintenant bien connues (voir l'article de Malpaux et al dans ce numéro), et c'est par un rythme circadien de sécrétion nocturne de la mélatonine, par la glande pinéale, que s'établit, via les modifications de la fréquence des décharges pulsatiles de GnRH (Gonadotrophin Releasing Hormone ou Facteur de décharge des hormones gonadotropes), le rythme circannuel de reproduction aussi bien chez les petits ruminants (***Karsch et al 1984***) que chez les équins. Il est curieux de noter qu'une même durée de sécrétion de mélatonine peut avoir des effets complètement opposés suivant l'espèce (un signal inducteur de l'activité de reproduction chez les brebis est inhibiteur chez la jument) ou suivant le passé photopériodique au sein de la même espèce ***(Robinson et Karsch 1987).*** De même, il est intéressant d'indiquer que les états réfractaires à une photopériode constante inductrice ou inhibitrice de l'activité sexuelle s'établissent sans que la durée de sécrétion de la mélatonine soit modifiée.

Enfin, il faut signaler que l'interruption de la phase obscure par la lumière (qui peut être lue physiologiquement comme un jour long) induit l'arrêt de sécrétion de la mélatonine qui peut de nouveau être sécrétée durant la deuxième période d'obscurité ***(Thimonier 1989, Palmer et Guillaume 1992).*** Il faut supposer que la deuxième phase de sécrétion de la mélatonine est sans signification physiologique pour l'animal.Il reste qu'il est possible de mimer des jours courts par administration de mélatonine, que ce soit par injection, ingestion ou système de libération constante

(implants, dispositifs intra-ruminaux, éponges vaginales, etc), chez tous les mammifères. ***(J. Thimonier ensa.m-inra Productions Animales, février 1996).***

# *Matériels & Méthodes*

# I-MATERIELS BIOLOGIQUE

## I-1 Modèle animale

Le model animal choisi pour réaliser cette étude est un rongeur nocturne déserticole, la gerbille (*Gerbillus tarabuli*) appartenant à la famille des Muridae.

Ces animaux ont été capturés à la station de Béni-Abbès dans le Sahara Algérien (Sud-est de Béchar) le mois de janvier 2019 dans la hamada du Guire, à cinquante kilomètres à l'ouest de l'oasis de Béni Abbés.

En Algérie, la localité de Béni Abbés qui représente le biotope de cette espèce, est une région caractérisée par un climat désertique de type méditerranéen avec des saisons pluvieuses au printemps et en automne. La température moyenne annuelle est voisine de 22°C. Les animaux ont été transportés puis gardés en captivité au niveau de l'animalerie de L' FSB/ USTHB.

## I-2 La systématique de l'animal : (GRAY, 1825)

Règne : Animalia

Sous-régne : Metazoa

Super embranchement : Deuterostomia

Embranchement : Chordata

Sous-embranchement : Vertebrata

Classe : Mammalia

Sous-classe : Theria

Infra-classe : Eutheria

Ordre : Rodenta

Sous-ordre : Myomorpha

Famille : Muridae

Sous-famille : Gerbillidae

Genre *: Gerbillus*

Espéce: *Tarabuli*



**Figure 15** : la morphologie de *Gerbillus tarabuli*

## I-3 Mode de vie et reproduction

*Gerbillus tarabuli* est une espèce nocturne, restant tous les jours dans leurs terrier ou l'air est saturé en humidité, elle sort pendant la nuit, quand le degré hygrométrique extérieur est le plus élevé (***POULET, 2004***).

Une grande homogénéité morphologique est observée chez cette espèce (*Gerbillus tarabuli*), caractérisé par une grande taille, un pelage dorsal de couleur sable à brun-orange clair, un pelage ventral blanchâtre a blanc pur, de gros yeux noir et des pattes longues à soles plantaire couvertes de poils, ainsi qu'une queue longue se terminant par un pinceau de poils sombres généralement bien visible.

Chez ce rongeur la période principale de reproduction s'étale du printemps jusqu'au début de l'automne avec une moyenne de quatre portées successives. Chaque portée comporte de 3 à 6 embryons par femelles, la durée de la gestation est de 22 à 28 jours (***PETTER, 1961***) et le repos sexuel est en janvier-février (***Klein et al., 1975***) .L'éspéce *tarabuli* se distingue des autres gerbilles par un caryotype de 2n = 40 (***Grangeon 2002 ; Chevret et Dobigny, 2005***).

## I-4 Conditionnement des animaux

Dés leur arrivée à Alger, les gerbilles ont été pesées, sexées et placées dans des cages individuelles (35 cm longueur, 22cm largeur et 15 cm hauteur) et logées au niveau de l'animalerie FSB/USTHB pour une période d'adaptation de 2 semaines sous un cycle artificiel de 12 Lumière /12 Obscurité (12L/12D).

- **Constitution des lots expérimentaux**

Au terme des 2 semaines, nous avons procédé à la constitution des groupes expérimentaux pour ce, Neuf Gerbilles mâles d'un poids corporel compris entre (30 g-60g) ont été transférés dans 3 chambres chronobiotiques :

- Lot 1 (n=3) est gardé sous le cycle de (12L /12D) simulant la photopériode du printemps, saison de reproduction de l'espèce dans son biotope. Dans cette chambre, le début de l'éclairage est 10h00 matin et définit le zeitgeber time ZT 0= et la fin de l'éclairage est à 22h00 (ZT 12).

- Lot 2 (n= 3) est placé sous un cycle de 8L/16D correspondant à la photopériode courte de la saison d'hiver. Dans le but d'effectuer une évolution saisonnière inversée (printemps-hiver), avec un début de l'éclairage ZT 0 = 10h00 matin et la fin de l'éclairage ZT 8=18h00.

- Lot 3 (n= 3) est placé sous un cycle de 16L/8D correspondant à la photopériode longue de la saison d'été avec un début de l'éclairage ZT 0 = 10h00 matin et la fin de l'éclairage ZT16=02h00.

La photopériode choisit a été réglée à l'aide d'une minuterie et l'éclairage est donné, par l'utilisation deux ampoules blanches Néon a 50 watts.

Tous les animaux reçoivent une nourriture constituée de grains d'orge et une source d'hydratation (carottes) *ad libitum* et sont suivis pendant 10 semaines.

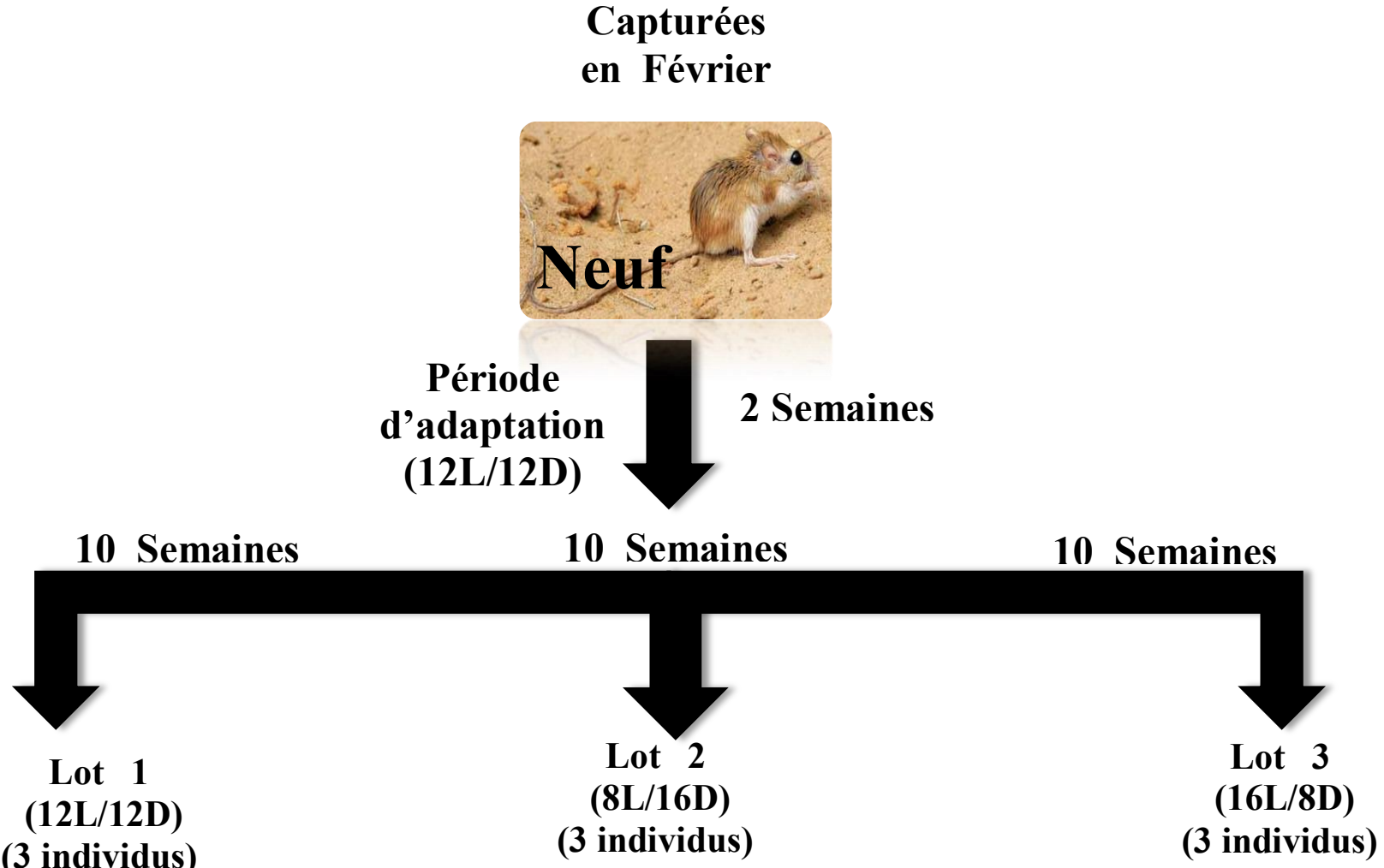



**Figure 16 :** Schéma représentant le protocole de conditionnement des animaux.

# II. METHODES

Dans le but de rechercher les variations structurales des testicules en photopériode standard (12L/12D), en photopériode courte (8L/16D) et en photopériode longue (16L/8D) nos échantillons ont été traités par la technique histologique.

## II.1. Technique histologique

La technique histologique comporte un certain nombre de manipulations aboutissant à la confection de coupes histologiques de 3-5 µm d'épaisseurs prêtes à l'observation au microscopique photonique après coloration.

### II.1.1. Anesthésie et perfusion du fixateur

Les gerbilles ont été anesthésiées par une injection intra péritonéale d'uréthane à 25% (1ml/100g de poids corporel) suivie d'une fixation par perfusion intracardiaque qui débute par une solution d'héparine (1250UI100g) suivi du liquide fixateur fraichement préparé PAF a 4% (para formaldéhyde a 4% dans du tampon phosphate a 0.1M). Cette étape est réalisée par l'introduction d'une aiguille du système de perfusion au niveau du ventricule gauche, l'oreillette droite étant simultanément perforée pour éviter l'éclatement des organes par la surcharge du fixateur.

La perfusion a été réalisée avec un volume total de fixateur d'environ 150ml/ animal et à un débit d'une gouttes /seconde pendant 15 minutes.

### II.1.2. Prélèvement et post fixation

Après dissection, les testicules sont immédiatement prélevés, dégraissés et pesés puis post fixés dans le même liquide fixateur. Pendant 48h. La fixation consiste à préparer le tissu de manière à le préserver dans un état aussi proche que possible de l'état vivant. Le volume du fixateur doit représenter 10 fois le volume de la pièce.

### II.1.3. Préparation des tissus pour la coupe

#### a. Lavage et déshydratation des organes

Le rinçage des testicules a pour intérêt d'éliminé l'excès du fixateur, et se fait avec un tampon Phosphate de 5 bains de 5 minutes pour chaque lavage (Annexes II).

La déshydratation a pour but de substituer progressivement l'eau contenue dans les cellules. Elle se déroule dans des bains d'alcool éthylique à concentration croissante (70°.96°.100°).

- 2 bains d'éthanol à70° pendant 10 minutes chacun.
- 2 bains d'éthanol à 96° pendant 10 minutes chacun.
- 3 bains d'éthanol à 100° pendant 15 minutes chacun.

Après la déshydratation, les testicules séjournent dans 3 bains successifs de butanol 8 heures chacun. Le butanol est un solvant miscible à a la paraffine qui sert à l'éclaircissement les pièces.

### b. Imprégnation à la paraffine

Cette étape assure aux tissus une structure ferme nécessaire à la réalisation des coupes. Pour ce, les testicules ont été placés dans deux bains de paraffine pure fondue à 60°C dans l'étuve pendant 2h chacun (Annexes II).

### c. Inclusion et confection des blocs

Les testicules ont été ensuite orientés de façon à obtenir des coupes transversales, dans un moule formé par les barres de LEUCKART et rempli de paraffine pure. Après étiquetage, les blocs sont laissés à température ambiante jusqu'à ce qu'ils refroidissent (Annexes II).

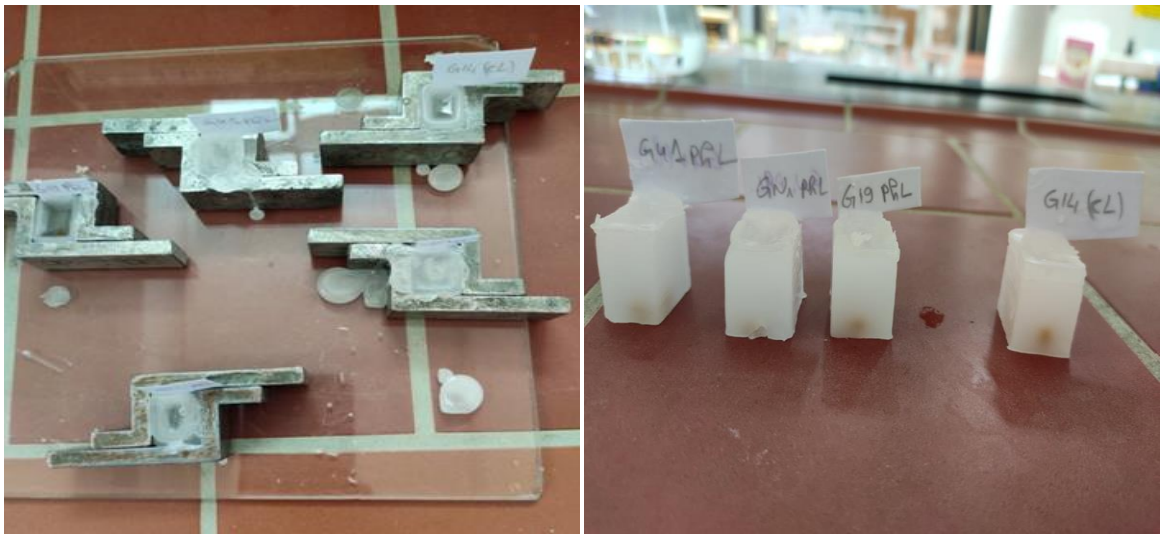



**Figure 17 :** Confection des blocs par les barres de LEUCKART

### d. Réalisation des coupes

Les blocs ainsi formés ont été débités en coupes transversales de 3µm d'épaisseur à l'aide d'un microtome de type " AMIRICAN OPTICAL ". Les rubans de coupes obtenus ont été étalés à l'aide d'une solution d'eau gélatinée à 0.4 % sur des lames en verre numérotées. Ces dernières sont ensuite mises à sécher pendant 48 heures à l'étuve à 37°C (Annexes II).

### e. Déparaffinage et réhydratation

Le déparaffinage se fait dans deux bains de xylène 10 minutes chacun, puis une réhydratation des coupes dans des bains d'alcools à degré décroissant (3 bains de 2 minutes chacun), et un rinçage à l'eau distillée assurant la réhydratation finale des coupes (Annexes II).

### f. Coloration des coupes

La coloration au Van Gieson consiste en une coloration nucléaire à l'hématoxyline de Groat (5min), suivie d'une coloration de fond à la picrofuschine (5min), le passage d'un colorant à l'autre se fait après rinçage par un filet d'eau courante.

Les coupes sont par la suite déshydratées par des passages dans des bains d'alcool à concentration croissante (70°, 96°, 100°) puis dans le xylène.

La coloration au Van Gieson consiste à une coloration nucléaire à l'hématoxyline de Groat (5min), suivie d'une coloration de fond à la picrofuschine (5min), le passage d'un colorant à l'autre se fait après rinçage par un filet d'eau courante.

Les coupes sont par la suite déshydratées par des passages dans des bains d'alcool à concentration croissante (70°, 96°, 100°) puis dans le xylène (Annexes II).

#### g. Montage et observation au microscope photonique

Les lames colorées et déshydratées sont ensuite montées entre lame et lamelle par le dépôt d'une goutte d'Eukitt (Annexes II).

L'observation des coupes à été effectué au microscope photonique (Zeiss-axio-plan) et les photos ont été prises au grossissement x20, x40, x100 à l'aide d'un appareil numérique **(Figure18).**



**Figure 18:** Station d'observation microscopique et de traitement d'images

## II.2 Etude morphométrique

Cette étude est réalisée en effectuant, sur les photos prises, des mesures répétées sur 8 coupes (4 mesures/coupe) du diamètre des tubes séminifères, de la largeur de l'espace inter-tubulaire, de la largeur de la lumière des tubes séminifères et de l'épaisseur de l'épithélium séminifères en utilisant le logiciel Axio Vision **(Figure 19).**

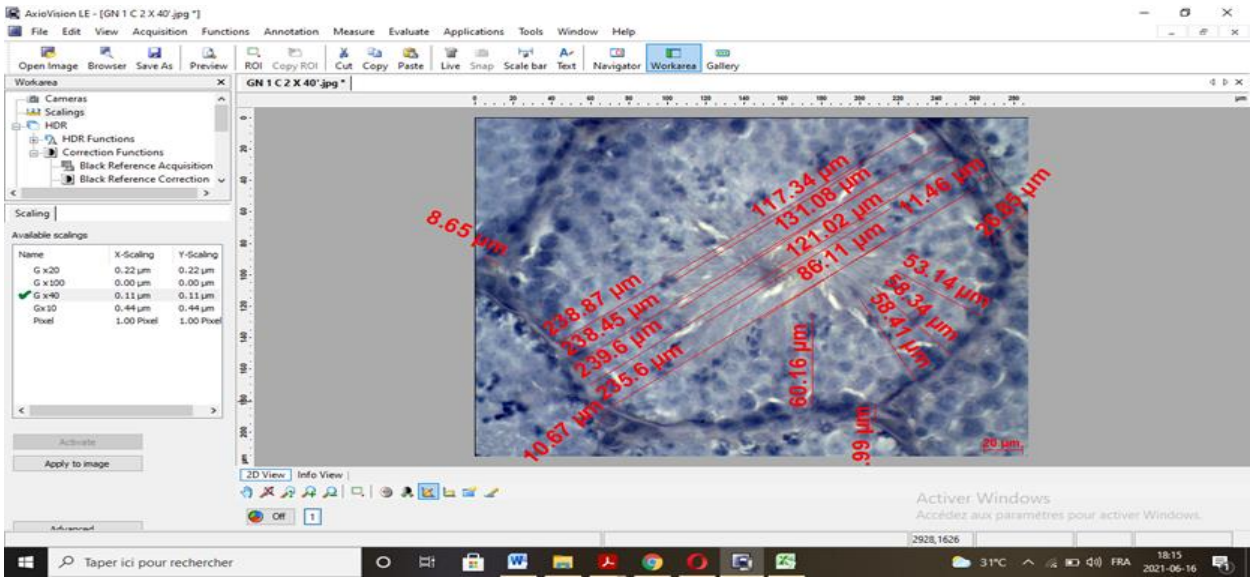



**Figure 19 :** Mesure des épaisseurs de l'épithéluim et la lumière de tube séminifère à l'aide du logiciel Axio Vision Rel. 4.8

## II.3 Analyse statistique

Les résultats sont exprimés sous forme de moyenne plus ou moins erreur standard à la moyenne (SEM). La signification statistique des différences entre les groupes expérimentaux est évaluée par le test t de Fisher-Student à un seuil de 0.05. La différence entre deux moyennes comparées est statistiquement significative (*) si la probabilité p, lu en fonction du nombre de degrés de liberté (ddl=n1+n2-2) est égale ou inférieur à 5%.

Si $p > 0.05$, la différence est non significative (NS).

Si $0.001 < p < 0.01$: la différence est très significative (**).

Si $p < 0.001$, la différence est hautement significative (***).

# *Résultats & Discussion*

# I. RESULTATS

Dans cette partie nous allons présenter les résultats de nos expérimentations qui sont répartis en trois parties : - Etude de la masse reproductive de l'animal,

-Analyse morpho métrique du testicule

- Analyse structurale du tissu testiculaire

Dans le but d'effectuer une mise en évidence des variations saisonnières du testicule au cours de trois photopériodes différentes ; (**12L/12D)** (correspondant à leur période d'activité sexuelle à son biotope) et (**16L/8D)** correspondant à la photopériode longue de la saison d'étéet (**8L/16 D)** correspondant à la photopériode courte de la saison d'hiver en effectuant une évolution saisonnière inversée (printemps- hiver). Chez la gerbille *Gerbillus Tarabuli.*

## I.1. Indicegonado-somatique (IGS)

L'indice gonadosomatique de la gerbille en photopériode de 12L/12D, correspondant à la phase d'activité sexuelle de l'espèce, est de 0,77 ±0,07% et celui de la gerbille exposé à une photopériode longue (16L/8D) est de0,68± 0,05 %g. Cependant chez la gerbille exposée à une photopériode de 8 L/16D exprime une valeur de 0,50± 0,03%.

L'analyse statistique indique que la différence de l'indice gonado-somatique chez les deux lots est significative en faveur de la gerbille en période d'activité sexuelle (photopériode 12L/12D) en comparaison avec la gerbille en photopériode courte (8L/16D) conduisant à l'inactivité sexuelle, avec P=0,05.

Par ailleurs, le test statistique révèle une différence d'une façon significative entre les deux lots : d'une photopériode longue (16L/8D) et celui de la gerbille en photopériode courte (8L/16D).avec un P=0,04.

Une différence non significative a été noté chez les deux lots de :12L/12D et 16L/8D avec un P=0, 38

Le test Student indique qu'il n'existe pas une différence significative entre l'indice gonado-somatique du testicule gauche et droit, testé chez les trois lots.

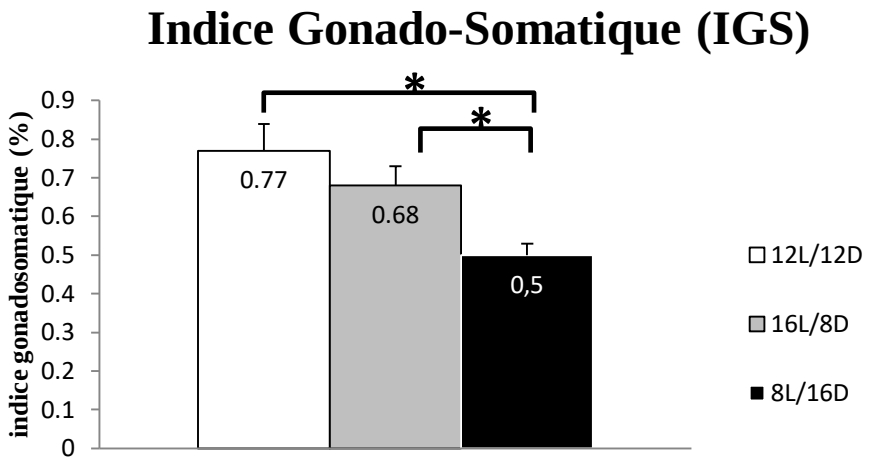



**Figure 20**: Variation de l'indice gonado-somatique (%).sous les trois photopériodes étudiés. Les données sont exprimées en moyenne ± SEM. * représente une différence significative entre les deux lots (12L/12D, 16L/8D et 8L/16D) (P< 0,05).

## II- Analyse morpho métrique du testicule

### 1) Diamètre du tube séminifère

L'analyse statistique de la morphométrie réalisée sur le diamètre des tubes séminifères dévoile des valeurs significativement hautement supérieures chez le lot en photopériode 12L/12D (activité sexuelle) avec (239.91±3.50µm), contre(227.11±1.39µm) retrouvée chez le lot de la photopériode (8L/16D).Variation de diamètre est de 5,33% et un P=0,0009.

Cependant, la valeur moyenne du diamètre des tubes séminifères mesuré chez le lot en photopériode de 16L/8D et hautement significative de (237,98 ± 1,76µm),par rapport au lot en photopériode de 8L/16D, avec une moyenne de (227.11±1.39µm), avec une variation de diamètre estimée de 4,57%. P=2,5 $10^{-06}$.

Une diminution d'une manière non significative du diamètre des tubes séminifères a été analysé chez le lot en photopériode de 16L/8D, (237,98 ± 1,76µm),envers à des mesures effectuées sur

le lot en photopériode de 12L/12D, (239.91±3.50µm),avec une variation de diamètre estimée de 0,80 %. P=0,94.

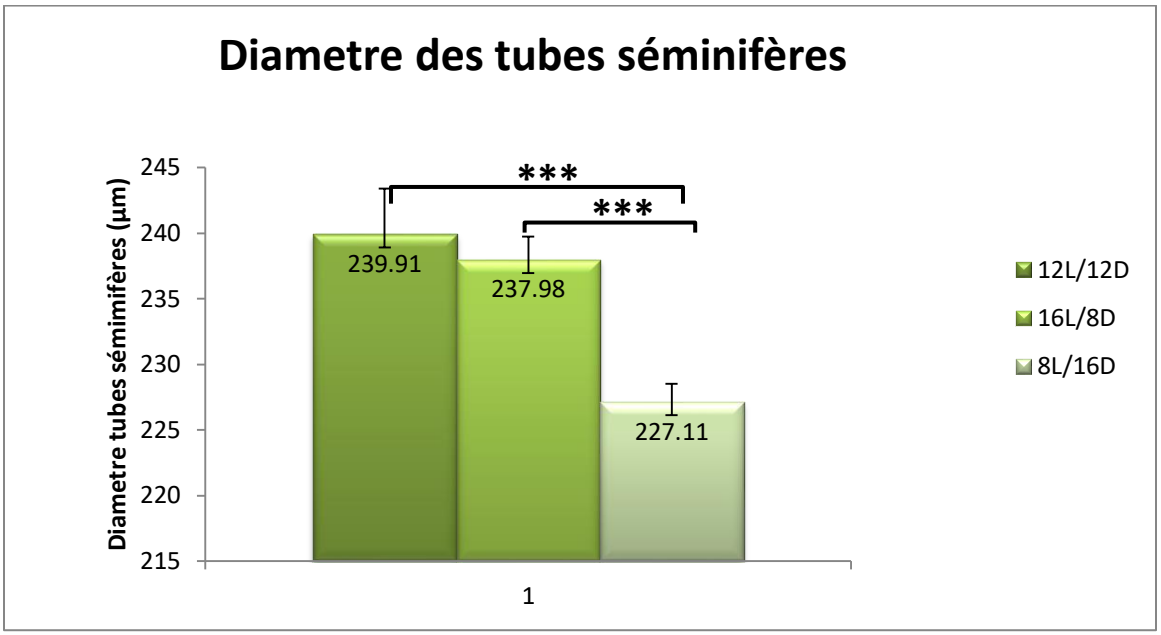



**Figure 21**: Représentation graphique des variations du diamètre des tubes séminifères sous les trois photopériodes.Les données sont exprimées en moyenne± SEM. * représente une différence significative entre les trois lots (12L/12D, 16L/8D et 8L/16D) (P< 0,05).

## 2) Espace inter-tubulaire

L'analyse des données illustrées dans l'histogramme ci-dessous de l'espace inter-tubulaire, montre une légère diminution non significative de celui-ci chez la gerbille soumise à une photopériode longue (16L/8D) d'une moyenne de 13,71± 0,65 µm ; à l' opposé, chez la gerbille maintenue en photopériode (12L/12D) (activité reproductive), la valeur moyenne de cet espace est de 14,59±0,79 mµ avec une variation de 6,03 % et P=0,67.

Les données statistiques révèle une augmentation hautement significative de celui-ci chez la gerbille en photopériode courte (8L/16D) d'une moyenne de 29,83 ± 1,58 mµ en comparaison

avec la gerbille en activité sexuelle (photopériode 12L/12D) la valeur moyenne de cet espace est de 14,59±0,79 mμ, avec une variation de 51,09 % et $P < 0,0001$.

En revanche, La comparaison des données statistiques de l'espace inter-tubulaire affiche un élargissement d'une significativité hautement supérieure de 29,83 ± 1,58 mμ montré chez la gerbille en photopériode courte (8L/16D), contre 13,71± 0,65 µm observé chez la gerbille soumise à une photopériode longue (16L/8D). avec une variation de 54,03 % et $P < 0,0001$.

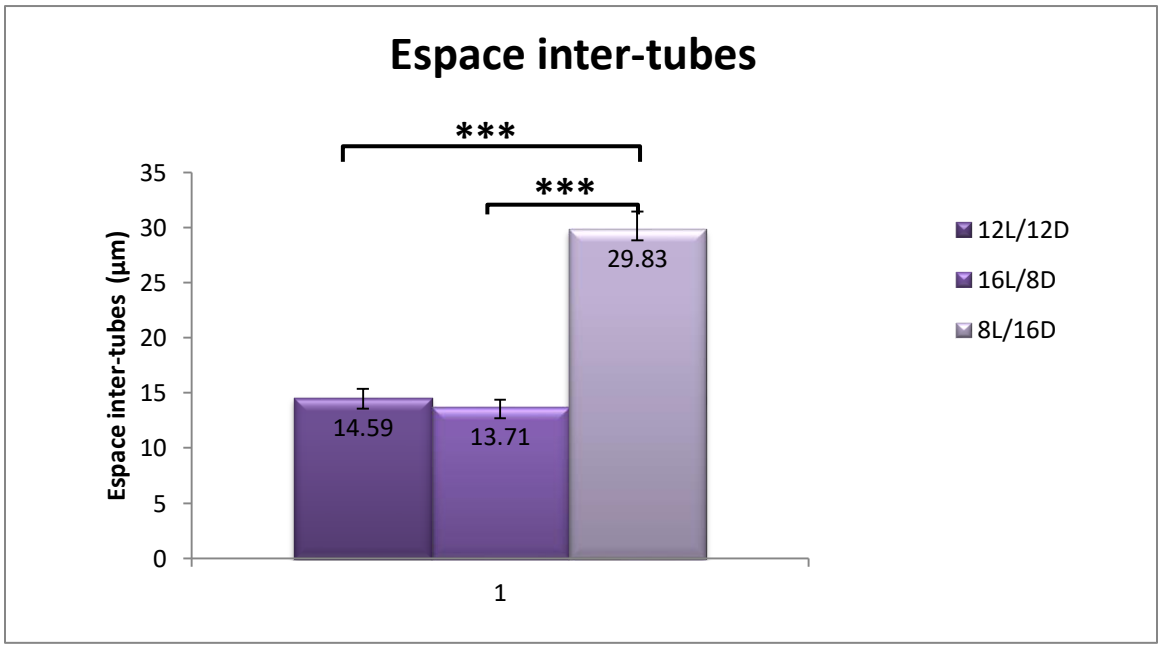



**Figure 22**: Représentation graphique des modifications de l'espace inter-tubulaire sous les trois photopériodes.Les données sont exprimées en moyenne± SEM. * représente une différence significative entre les trois lots (12L/12D, 16L/8D et 8L/16D) ($P< 0,05$).

## 3) Epaisseur de l'épithélium séminifère

L'étude morpho métrique de l'épaisseur d'épithélium séminifère, dévoile que celui-ci subit une régression hautement significative au cours de la photopériode courte (8L/16D) Les valeurs moyennes passent de 80,40±1,19 µm en photopériode 12L/12D à 69,64± 4,78µm. avec une variation de 13,38 %. $P< 0,0001$.

Néanmoins, une régression hautement significative de l'épaisseur d'épithélium séminifère,a été analysée entre les lots : de laphotopériode longue (16L/8D) et la photopériode courte (8L/16D) Les valeurs moyennes passent de 78,96± 1µmà69,64± 4,78µm respectivement,avec une variation de 10,80 %. P< 0,0001.

Les mesures morpho métrique de l'épaisseur d'épithélium séminifère démontre une faible régression non significative de ce dernier chez le lot soumis à une photopériode longue (16L/8D)

De 78,96± 1µmà 80,40±1,19 µm en photopériode standard de 12L/12D.Lavariation est de 1,79 %. P=0,07.

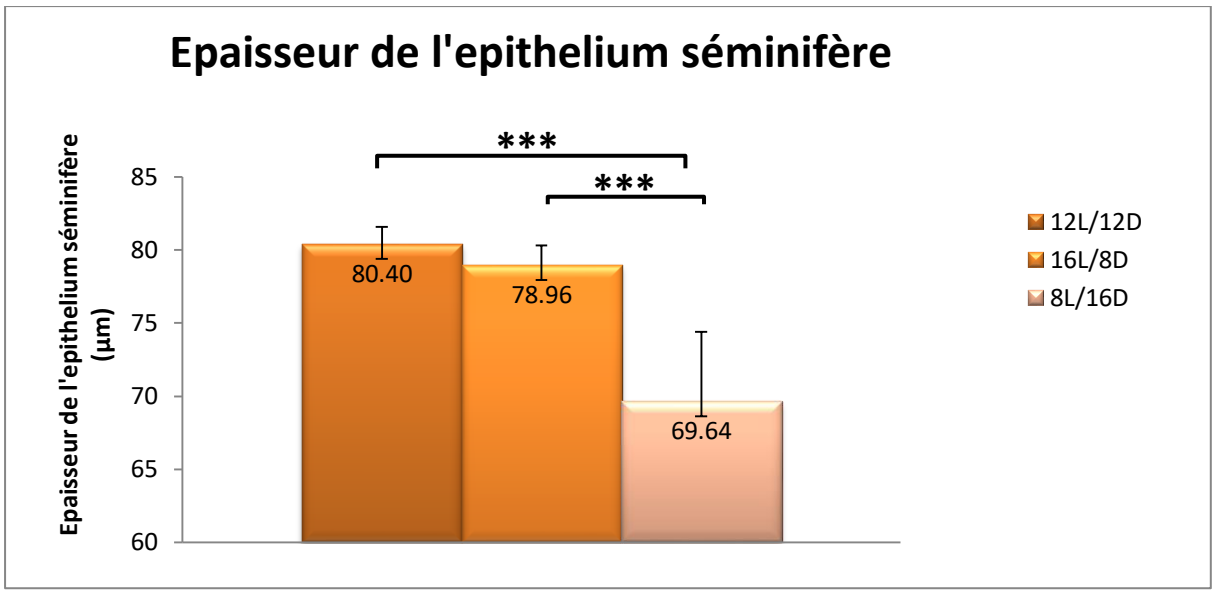



**Figure 23** : Représentation graphique des variations de l'épaisseur de l'épithélium séminifère Sous les trios photopériodes.Les données sont exprimées en moyenne± SEM. * représente une différence significative entre les trois lots (12L/12D, 16L/8D et 8L/16D) (P< 0,05).

## 4) Lumière des tubes séminifères

L'analyse des mesures effectuées sur la lumière des tubes est illustrée dans la figure 24.

Ces résultats montrent des lumières plus larges en photopériode courte (8L/16D) avec un diamètre de 99,86± 9,55µm contre 73,15 ± 1,95 µm en photopériode (12 L/12D).

Cette analyse montre une différence hautement significative entre les deux lots, estimée de 26,75%. P= 0,007.

Les résultats statistiques montrent des lumières plus larges en photopériode courte (8L/16D) avec un diamètre de 99,86± 9,55µm contre 81,61 ± 1,71 µm en photopériode longue (16 L/8D). Montre une augmentation hautement significative, Toutefois cette différence estimée à 18,27 %. P= 0,001.

Le lot soumis à une photopériode longue (16 L/8D) présente une lumière large d'un diamètre de 81,61 ± 1,71 µm, par rapport à la valeur mesuré chez le lot de la photopériode (12 L/12D) noté 73,15 ± 1,95 µm. cette différence est n'est pas significative. Avec un P= 0,07 est une variation de 10,37%.

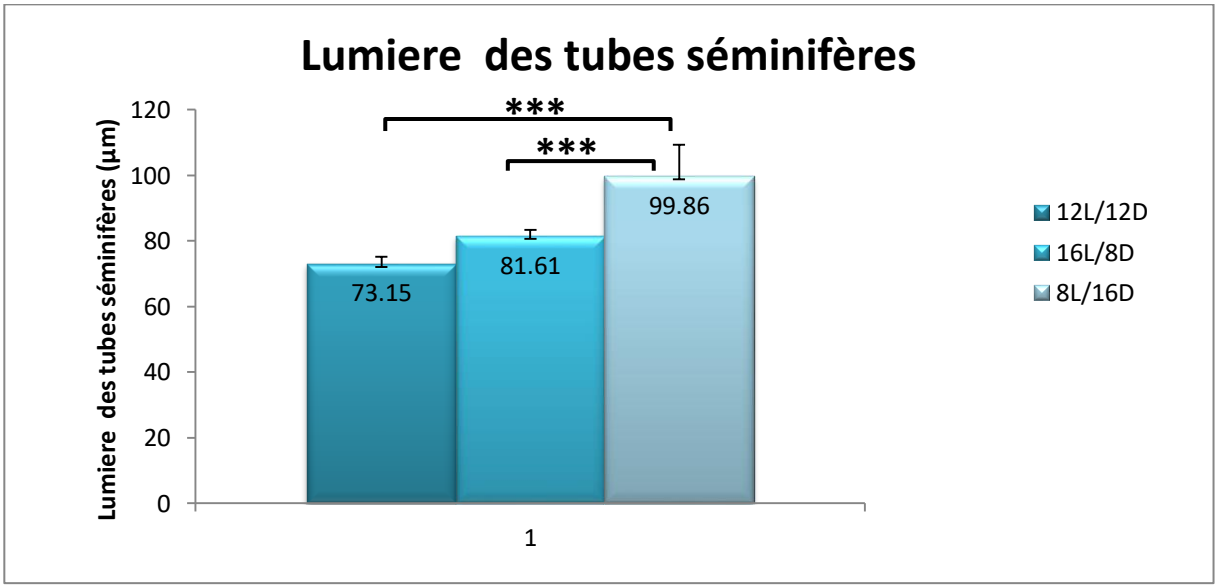



**Figure 24 :** Représentation graphique de la variation de la largeur des lumières des tubes séminifères au cours des trois photopériodes.Les données sont exprimées en moyenne± SEM. * représente une différence significative entre les trois lots (12L/12D, 16L/8D et 8L/16D) (P< 0,05).

## III - Analyse structurale du tissu testiculaire

L'histologie du testicule de notre animal a été observé sur des sections transversales à l'aide d'un microscopique photonique, à des différents grossissements (Gx 10, 20 et 40), montrant des

différents aspects du tube séminifère, en fonction de la photopériode notamment en activité sexuelle ou au repos.

Les tubules séminifères ont subit des modifications morphologiques pendant les trois périodes (activité sexuelle 12L/12D, 16L/8D et repos sexuel 8L/16D) où les testicules de ces animaux ont été analysés

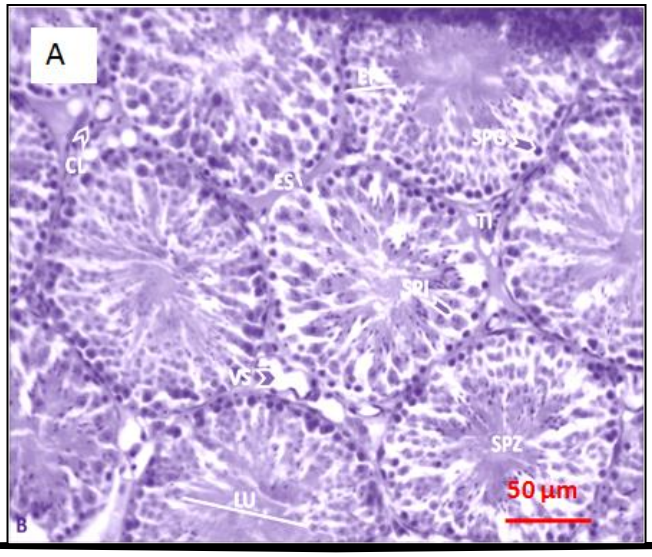
Sur les coupes transversales de testicule, nous pouvons reconnaitre les sections des tubes séminifères séparés par de fines travées de tissu conjonctif qui se dilatent par endroit en espaces interstitiels fibrocellulaires. Nous présenterons nos analyses sur ces deux composants.

## 1-Au niveau des tubes séminifères

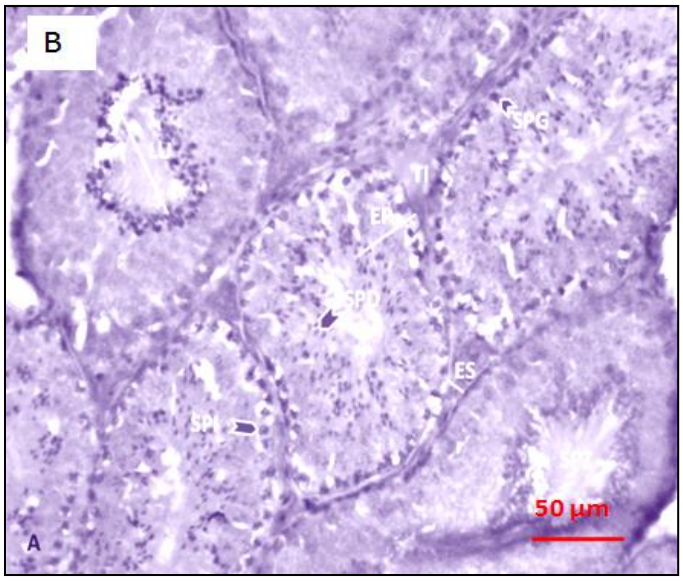
L'analyse des résultats obtenus indique chez la gerbille soumise à une photopériode standard (12 L/12D) que les tubes séminifères sont de sections circulaires ou ovoïdes, de contours bien réguliers et délimités par une lame basale bordée extérieurement par une couche de cellules myoïdes **(Fig.25.A).** Dans la lumière de la plupart des tubes, de nombreux flagelles de spermatozoïdes sont observés. **(Fig.25.A).** Comparativement sous la photopériode longue (16L/8D), plus les sections des tubes sont de contours légèrement irréguliers et de diamètre plus petit. Ils apparaissent serrés les uns aux autres **(Fig. 25.B).** Un contenu d'aspect colloïdal occupe le centre des tubes et de flagelles des spermatozoïdes y sont observés **(Fig.25.B).**

Pour le lot en photopériode courte (8L/16D), plus les sections des tubes sont de contours irréguliers et de diamètre plus petit. **(Fig. 25.C ).** Un contenu d'aspect colloïdal occupe le centre des tubes et très peu e flagelles y sont observés **(Fig.25.C).**

**12L/12D**



**16L/8D**




**8L/16D**

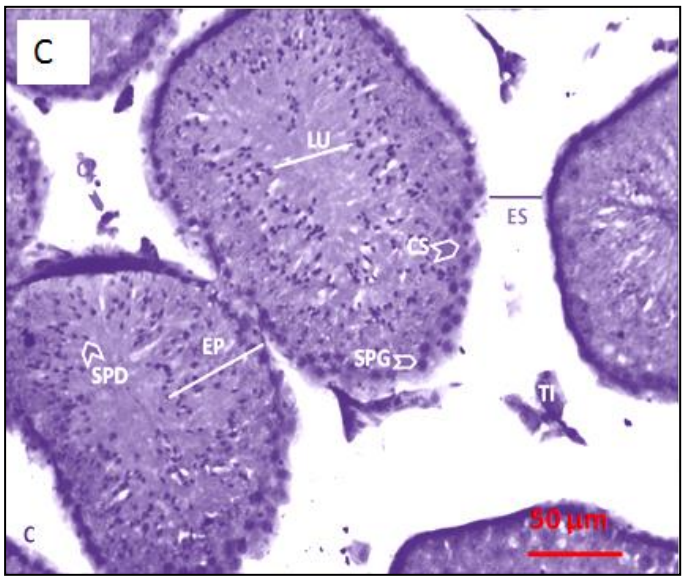



**Figure 25 :** Micrographies photoniques illustrant l'aspect structural du testicule chez la gerbille *( gerbillus tarabuli*) male adulte soumis à une photopériode standard (période de reproduction), une photopériode longue (16L/8D) et une photopériode courte (8L/16D)

Les photographies A, B, C représentent une vue d'ensemble du testicule en coupe transversale chez la gerbille à des photopériodes différentes (12L/12D, 16L/8D et 8L/16D).

La photographie **A** en période de reproduction (photopériode 12L/12D) montrant le testicule qui est organisé en plusieurs tube séminifère entouré par une lame basale (**LB**) et séparés les uns des autres par un tissu interstitiel (**Ti**) (**A).**

La photographie **B** représente L'architecture d'une coupe transversale au niveau de tube séminifère de la gerbille exposée à une photopériode longue (16 L/8D) ou les tubes séminifères serrés entouré par une lame basale (LB). Et sont séparés les une des autres par un tissu interstitiel (**B**).

La photographie **C** représente une coupe transversale de testicule Chez la gerbille exposée à une photopériode courte (8L/16D) conduisant à l'inactivité reproductive, Montrant des tubes séminifères régressés, l'espace inter-tubulaire plus large, peu de tissu interstitiel (**Ti**) et les tubes sont séparés les uns des autres.une lumière de tube est très large chez la gerbille exposée à une photopériode courte (8L/16D) en comparaison avec celle qui est en photopériode standard (12 L/12D)

**SPZ :** spermatozoïde**/lu :** lumière**/SPI :** spermatocyte I **/VS :** vaisseaux sanguin /**CL :** cellule leydig**/TI :** tissu interstitiel **/CS :** cellule sertoli **/EP :** épithélium **/SPD :** spermatide**/ES :** espace séminifère / **SPG :** spermartogonie /**AP :** cellule germinale supposée apoptotique.

## 2-Au niveau de l'épithélium séminal

Les testicules du *gerbillus tarabuli* (12L/12D), en pleine d'activité sexuelle présentent une structure très développée. L'épithélium séminifère est très actif, cela se traduit par la présence de toutes les lignés de cellules germinales en abondance, les spermatogonies, spermatocytes, spermatides arrondies et allongés. Les spermatozoïdes sont bien visibles. Ils remplissent la lumière des tubes séminifères de façon abondante dans la plupart des sections observées (**Figue 26.A'**).les cellules sertoli devient facilement reconnaissables.

Les cellules de Leydig en amas ou dispersées sont bien visibles aussi, elles occupent les espaces inter-tubulaires dans lesquels des vaisseaux sanguins sont souvent apparent.et tissus interstitiel très développée.

Au cours de la photopériode longue de 16L/8D, L'épithélium séminifère est légèrement différencié. Nous observons tous les types de cellules de la lignée germinale. De nombreuses

spermatogonies, occupent la périphérie des tubes séminifères, puis viennent les spermatocytes de type I et les spermatides arrondies dont la densité témoigne d'une spermatogenèse active. Et des spermatozoïdes à forte densité qui s'accumulent dans la lumière centrale des tubes séminifères. (**Figure 26.B'**).

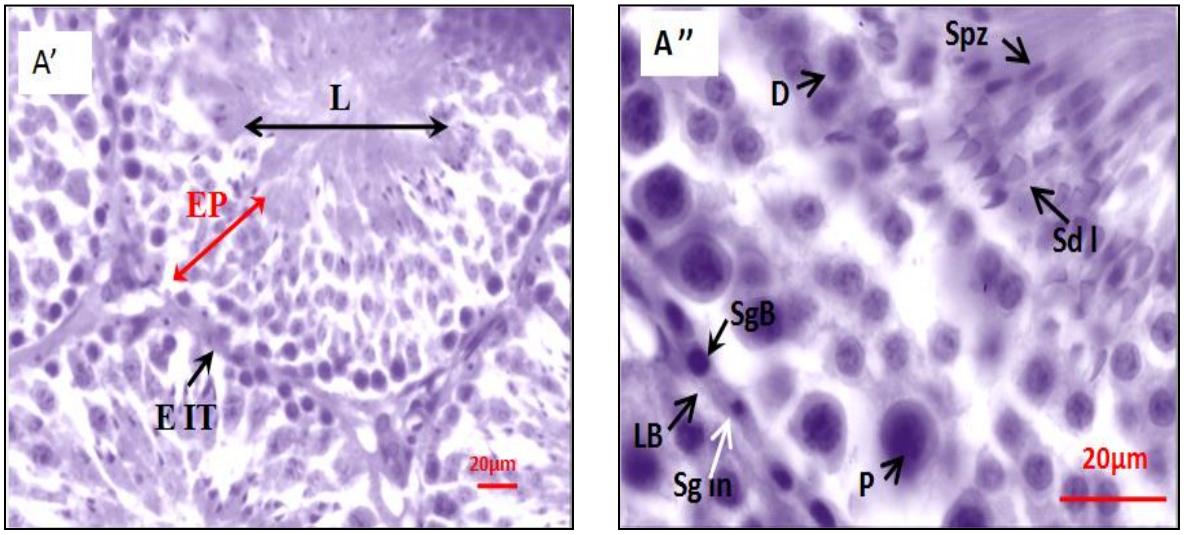
Le tissu interstitiel bien développée et richement vascularisée, contient de grandes cellules de Leydig isolées ou disposée en amas.

Pour le lot en photopériode courte de 8L/16D, nous avons observé une très remarquable régression dans la structure des tubes séminifères par rapport à ceux du sujet en activité sexuelle.

L'épithélium séminifère est constitué de spermatogonies alignées à la périphérie des tubes, des spermatocytes I pachytène et des spermatides arrondies qui deviennent rares. Nous n'avons pas observé de spermatides allongées et quasiment pas détecté de spermatozoïdes dans les lumières des tubes séminifères, devenues réduites, les cellules de Sertoli est en toujours en position basale.

Une atrophie du tissu interstitiel a été nettement observé, il est peu développé et les cellules de Leydig expriment un rapport nucléo-cytoplasmique plus réduit **(Figure 26.C').**

**12L12D**



**16L8D**

**8L/16D**

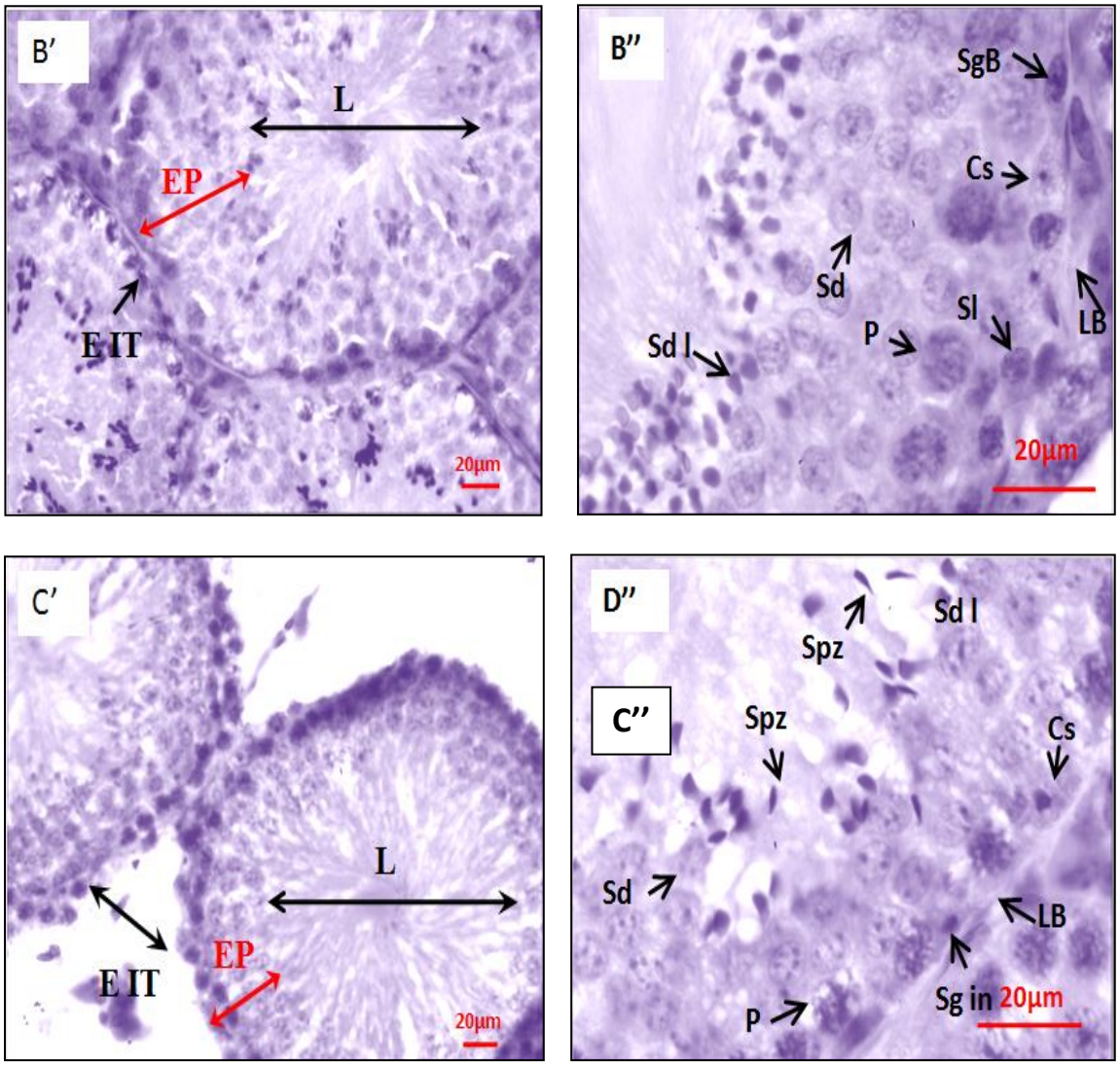



**Figure 26:** Micrographies photoniques illustrant l'aspect structural des épithéliums séminifères chez la gerbille *( gerbillus tarabuli*) male adulte soumis à une photopériode standard (période de reproduction), une photopériode longue (16L/8D) et une photopériode courte (8L/16D)

Au fort grossissement (**A'/A'', B'/B'', C'/C''**) illustrant l'architecture de l'épithélium séminifère (**EP**) pendant les trois photopériodes.

Nous observons en **A'/A''** , les spermatogonies (**Sg**), qui sont : les spermatogonies types B (**Sg B**), et Intermédiaire (**Sg in**) a la périphérie de tube, les spermatocytes de stade pachytène (**P**), leptotène (**Sl**), déplotène (**D**) et zygotène (**Sz**) de la prophase distingués en position avancée dans l'épithélium, des spermatides arrondis (**Sd**) et allonges ( **Sdl**), un nombre important des spermatozoïdes **(Spz**). chez la gerbille en période de reproduction photopériode (12L/12D).

Les photographies **B'/B''**, Chez la gerbille en photopériode longue (16L/8D) montre :les spermatogonies (**Sg**) qui sont les spermatogonies types B (**Sg B**), et Intermédiaire (**Sg in**) a la périphérie de tube, les spermatocytes de stade pachytène (**P**), leptotène (**Sl**), zygotène (**Sz**) de la prophase, quelques spermatides arrondis (**Sd**) et allonges ( **Sdl**), et des spermatozoïdes **(Spz**).

Les photographies **C'/C''**enphotopériode 8L/16D, analyse une régression de l'épithélium séminifère (**EP**), spermatogenèse incomplète marquée par la présence de quelques stades de son cycle: les spermatogonies indifférenciés (**Sg und**), les spermatogonies B (**Sg B**), des spermatocytes I au stade pachytène (**P**) et diplotène (**D**) des spermatides arrondies(**Sd**) et allongés (**Sdl**) a proximités de la lumière et peu de spermatozoïdes **(Spz**) qui n'atteignent pas la lumière de tube.

**Ts** : Tube séminifère, **Ti** : Tissu interstitiel, **Cs** : Cellule de sertoli, **M** : cellule myoïde

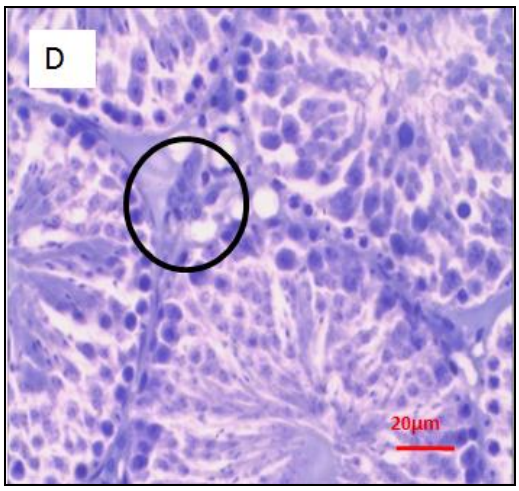
## 3-Au niveau du tissu interstitiel

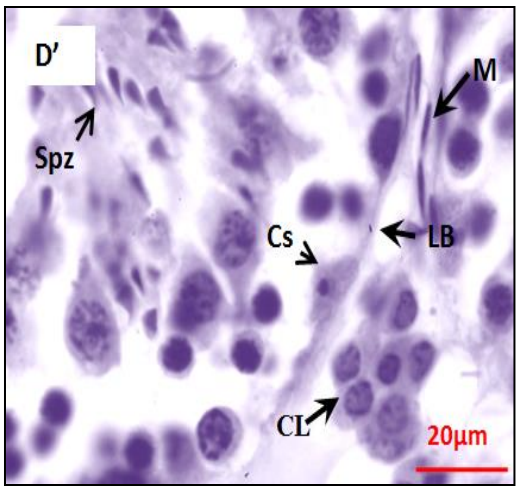
En dehors des tubes séminifères, notre analyse montre chez les gerbilles en période de reproduction (photopériode 12L/12D) des espaces interstitiels dilates de tissu conjonctif richement vascularisé et de cellules de Leydig. Celles-ci se distinguent des fibroblastes par leur forme arrondie et leurs noyaux ovoïde proéminent. Elles sont souvent regroupées en amas adossés aux parois des capillaires sanguins **(Fig.27.D.D').**

En photopériode longue (16L/8D) les cellules de leydig sont en amas et prennent une forme légèrement allongée et un noyau clair **(Fig 27.E.E')**

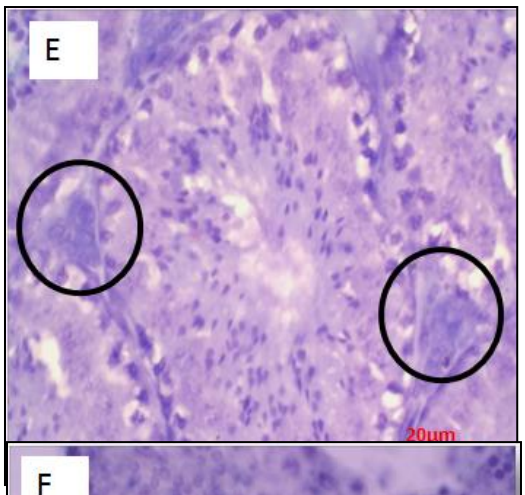
En période de l'inactivité reproductive, photopériode courte (8L/16D), ces cellules sont isolées et prennent une forme allongée et un noyau clair **(Fig 27. F. F').**

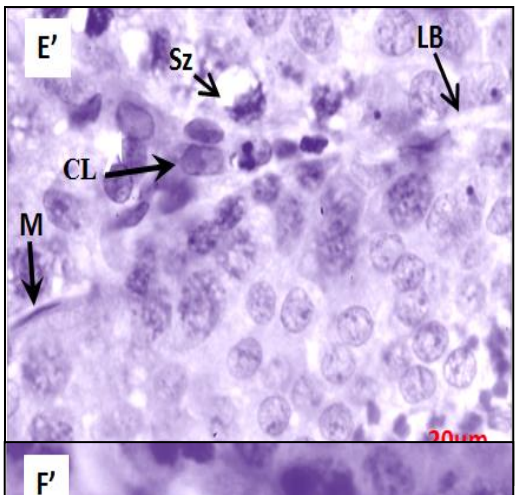
**12L/12D**



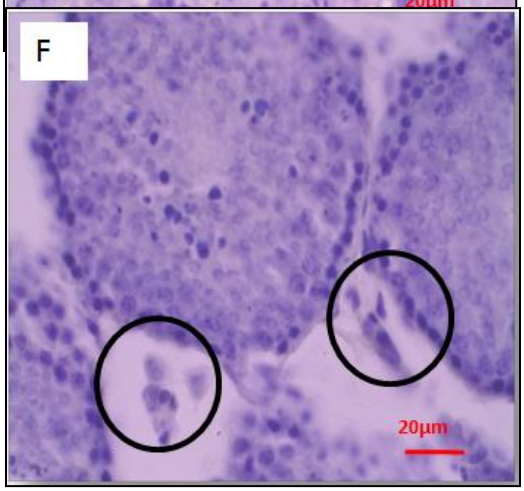




**16L/8D**




**8L/16D**



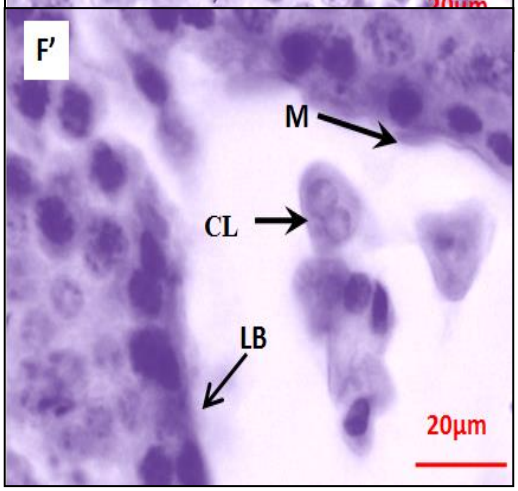



**Figure 27:** Micrographies photoniques représentant la cellule de leydig chez la gerbille *( gerbillus tarabuli*) male adulte soumis à une photopériode standard (période de reproduction), et en photopériode longue (16L/8D)

Au fort grossissement (**D', E', F'**) nous avons observés l'aspect des cellules de leydig pendant les trois photopériodes.

Nous observons en **D'**, les cellules de Leydig, groupées en amas, à proximités des tubes. Cette cellule est distinguée par un noyau ovoïde proéminent chez la gerbille en période de reproduction photopériode standard (12L/12D).

La photographie **E'** Les cellules de Leydig sont présentent dans le tissu interstitiel avec une forme légèrement allongée, regroupées en amas.

En revanche, la photographie **F'** montre les cellules de Leydig qui sont isolées et prennent une forme allongée et un noyau clair.

**TS** : Tube séminifère, **Ti** : Tissu interstitiel, **CL** : Cellule de leydig, **M** : cellule myoïde.

# II. DISCUSSION

*Gerbillus tarabuli* est un rongeur déserticole de mœurs nocturnes, il se reproduit selon un mode saisonnier caractérisé par une période de pleine activité testiculaire au printemps correspond à la photopériode 12L/12D et une période de régression et repos gonadique aux autres saisons ***(Keddache et al., 2017)***.

Les résultats rapportés dans cette étude concernent l'activité testiculaire saisonnière chez la gerbille mâle *Gerbillus tarabuli* soumis à une photopériode de 12L/12D simulant la photopériode du printemps (correspondant à la période reproductive de cette espèce à son biotope ) comparé à celui exposé à une photopériode courte imposé de 8hL/16hD (saison d'hiver), et une photopériode longue 16L/8D (Saison d'été) pendant 10 semaines pour chaque lot dont le but d'effectuer une évolution saisonnière inversée (printemps-hiver).

## 1 Poids du testicule

La gerbille en activité sexuelle (12L/12D) a un poids testiculaire supérieur à celui de la photopériode courte (8L/16D). Nos résultats rejoignent ceux obtenus dans de nombreux autres laboratoires ***(Kheddache. A et al., 2017), (Seco-Rovira et al., 2015) et (Sinha Hikim et al., 1988***).

Selon Olayaki., 2008, l'effet de la photopériode courte provoque une suppression sur le poids testiculaire, chez le rat *Sprague-Dawley*.

Dans d'autre Travaux antérieurs sur les rats jeunes mâles de la souche F344 et BN ont indiqué que les masses reproductives ont été réduites exposé à une photopériode courte (***Lorincz et al., 2001; Heideman et Sylvester., 1997***).

En effet, plusieurs auteurs rapportent sur la reproduction saisonnière dépendant de la photopériode chez les mammifères ont décrit une forte diminution de poids testicules (***Lincoln, 1981***).

Par ailleurs, l'exposition des rongeurs de 6–14 semaines de photopériodes courte typiques de l'hiver ou de la saison non reproductrice induit une régression testiculaire (***Furuta et al., 1994; Young et al., 1999)*** provoquer par la mort cellulaire apoptotique chez les hamsters djungariens, L'incidence de l'apoptose augmente plus de trois fois après 6, 8 et 10 semaines d'exposition à cette photopériode (***Young et al., 2001***).

## 2 Structure testiculaire

Chez la gerbille, l'aspect histologique du testicule présente d'importantes variations saisonnières qui confirment les résultats morphométriques obtenus dans notre étude.

## A- tube séminifère

Des coupes transversales de testicule nous a permis d'établir des modifications dans les tubes séminifères chez les trois lots étudiés (photopériode courte de 8L/16D inactivité sexuelle, photopériode longue 16L/8D et standard d'activité sexuelle 12L/12D).

Pendant la période de l'activité sexuelle chez la gerbille (photopériode de 12L/12D et en photopériode de 16L/8D), le testicule apparait très actif, caractérisé par des tubes séminifères de grand diamètre et une large lumière contenant de nombreux spermatozoïdes.

En revanche, le diamètre des tubes séminifères réduit avec une lumière pauvre en spermatozoïdes ce qui traduit la régression testiculaire induite par la photopériode courte imposée 8L/16D. Nos résultats corroborent avec les travaux de (***Boufermes et al ., 2019***) chez *Meriones libycus,* (***Seco-Rovira et al., 2015***) chez *Hamster Syrien* (*Mesocricetus auratus*), et (***Khammar et al., 1987***) chez *Gerbillus gerbillus*.

Nous avons également révélé un contour des tubes séminifères d'aspect régulier chez la gerbille en période reproductive (12L/12D) et en photopériode longue (16L/8D) comparé à celle en photopériode courte 8L/16D, qui montre un contour des tube d'aspect irrégulier, ce résultats est en accord avec l'étude de (***Boufermes et al ., 2019***).

## B- Epithélium séminal

D'après les résultats obtenus nous révélons une activité testiculaire chez la gerbille en photopériode 12L/12D se caractérisent par un épithélium séminal épais, stratifié et une spermatogenèse complète (différents stades de la spermatogenèse), une lumière de tube large remplie de nombreux spermatozoïdes.

Par opposition, chez le la gerbille en exposé à une photopériode courte (8L/16D) (inactivité sexuelle) nous observons, un rétrécissement de l'épaisseur de l'épithélium séminal, non stratifiés traduit par la forte régression de la spermatogenèse. Cette dernière est liée aux modifications abordant les spermatogonies, spermatocytes et les spermatides induite par la photopériode courte 8L/16D. Le nombre de ces cellules est plus faible (spermatocytes leptotène, pachytène, zygotène et les spermatides arrondies). De plus, les spermatozoïdes restent peu nombreux et n'atteignent pas la lumières. Ces résultats sont en accord avec les travaux (***Seco-Rovira et al., 2015)*** , (***Godoy Pierib et al., 2014***), (***Do Nascimento et al., 2009***) et (***Young et al., 2001***).

Par analogue, le travail de Do Nascimento et ces collaborateurs ., 2009, démontrent que l'exposition de le hamster doré à une photopériode courte conduisant à l'inactivité sexuelle traduite par la forte régression de la spermatogenèse.

Des études antérieures ont montré que la régression de la spermatogenèse conduisant à la régression testiculaire traduite par l'augmentation du taux de la mort cellulaire, chez le hamster doré exposé à une photopériode courte. (***Young et al., 2001***).

## C- Cellule de Sertoli

Au cours de la photopériode courte 12L/12D (activité sexuelle de l'espèce) Les cellules de Sertoli sont nombreuses comparés à celles observés pendant la photopériode 12L/12D (repos). Nos résultats obtenus sont en concordance avec les travaux de (***Boufermes et al ., 2019) (Martínez-Hernández et al., 2019***) et (***Seco-Rovira et al., 2014***).

Les processus de régression testiculaire après exposition à une photopériode courte entraînent une augmentation de l'activité proliférative des cellules de Sertoli afin de rétablir la population normale. (***Martínez-Hernández et al., 2019***).

Les travaux de Martínez-Hernández et ces collaborateurs, 2019 chez le hamster syrien, expriment des modifications importantes de la population des cellules de Sertoli qui sont produites par l'équilibre entre l'apoptose et la prolifération pendant les changements testiculaires provoqués par la photopériode courte.

Les Altérations de la cellule de Sertoli induites par la photopériode courte 8L/16D chez la gerbille comprennent ces modifications : une réduction de la taille cellulaire par rapport à la gerbille gonadiquement active (12L/12D).

Cette cellule présente un noyau sphérique plus petit, en comparaison avec un noyau de la gerbille en 12L/12D. Ce qui corrobore le résultat de (***Sinha Hikim et al. 1988), (Hodgson et al., 1979***) et (***Irby et al., 1984***).

## D- Tissu interstitiel

L'analyse des coupes histologiques du testicule dévoile chez la gerbille en activité sexuelle (12L/12D), une quantité abondante du tissu interstitiel richement vascularisé et des cellules de Leydig observé a proximités des tubes séminifères. ce résultat est similaire à l'étude de (***Boufermes et al ., 2019***).

En effet, nous avons remarqué une diminution de volume de l'intérstitium testiculaire ainsi que le nombre des cellules de leydig est limité chez la gerbille exposée à une photopériode courte (8L/16D). Ces résultats sont en accord avec les travaux de (***Boufermes et al ., 2019***) et (***Seco-Rovira et al., 2015).***

Une étude de Beltr-an-Frutos et ces collaborateurs. 2016, indique que la diminution du volume du tissu interstitiel et le nombre des cellules de Leydig sont probablement liés aux faibles activités synthétiques des cellules de Leydig.

***Denduchis et al. 1996***, ont démontré l'influence mutuelle entre la matrice extracellulaire et la cellule de Leydig interstitielle productrice d'androgène.

D'autres travaux suggèrent que les protéines de la matrice extracellulaire sont capables de moduler la stéroïdogenèse des cellules de Leydig. (***Dıaz et al., 2002***)

Les travaux de Boufermes et ces collaborateurs ., 2019 chez *Meriones libycus*, ont remarqué que Les cellules de Leydig productrices de testostérone sont petites et d'un nombre limitées. Ces caractéristiques morphologiques reflètent l'inhibition des activités de la spermatogénèse et stéroïdogénèse du testicule corrélé avec les changements des taux androgènes testiculaires et les niveaux de testostérone plasmatique.

Chez les animaux à reproduction saisonnière, la diminution du taux de testostérone dans certaines saisons (photopériode courte) sont accompagnées d'une atrophie apparente des cellules de Leydig, qui affecte leur morphologie et leurs organites cytoplasmiques ***(Wing et Lin 1977 ; Sinha Hikim et al. 1988***).

# *Conclusion*

# CONCLUSION

La gerbille (*gerbillus tarabuli*) se reproduit selon un cycle saisonnier caractérisé par une période d'activité sexuelle au printemps et une période de repos sexuel aux autres saisons.

Notre travail porte Dans le but de rechercher les variations structurales des testicules en photopériode standard (12L/12D), en photopériode courte (8L/16D) et en photopériode longue (16L/8D).Au cours de notre étude, nous avons mesuré différentes variables dont la masse des gonades, puis nous avons réalisés une étude histologique et histo-morphométrique des tubes séminifères durant la période de développement saisonnières du testicule sur laquelle s'étend notre étude.

Nos résultats démontrés lors d'une photopériode standard de 12L /12D et photopériode longue 16L/8D, une élévation du poids gonadique. Par ailleurs, l'exposition de la gerbille à photopériode courte de 8L/16D, a noté une baisse du poids gonadique, le diamètre des tubes séminifères dévoile des valeurs significativement hautement supérieures chez le lot en photopériode 12L/12D et 16L/8D par rapport au lot en photopériode de 8L/16D.

L'étude morphométrique de l'épaisseur d'épithélium séminifère, dévoile que celui-ci subit une régression hautement significative au cours de la photopériode courte (8L/16D) Les valeurs moyennes passent de 80,40±1,19 µm en photopériode 12L/12D à 69,64± 4,78 µm. avec une variation de 13,38 %. $P< 0,0001$.

Néanmoins, une régression hautement significative de l'épaisseur d'épithélium séminifère, a été analysée entre les lots : de la photopériode longue (16L/8D) et la photopériode courte (8L/16D) Les valeurs moyennes passent de 78,96± 1 µm à 69,64± 4,78 µm respectivement, avec une variation de 10,80 %. $P< 0,0001$.Les mesures morpho métrique de l'épaisseur d'épithélium séminifère démontre une faible régression non significative de ce dernier chez le lot soumis à une photopériode longue (16L/8D) de 78,96± 1 µm à 80,40±1,19 µm en photopériode standard de 12L/12D, la variation est de 1,79 %. $P=0,07$, la lumières du tubes séminifères plus larges en photopériode courte (8L/16D) par contre en photopériode longue (16L/8D) et photopériode standard (12L/12D).

Les testicules du *gerbillus tarabuli* (12L /12D), en pleine d'activité sexuelle présentent une structure très développée, la plupart des tubes séminifères sont très larges, L'épithélium est très actif comprend des spermatogonies souvent en division, des spermatocytes I diplotènes, de nombreuses spermatides rondes et allongées et de SPZS. Les cellules de Sertoli deviennent facilement reconnaissables, le tissu interstitiel richement vascularisé, contient de grandes cellules de Leydig isolées ou disposées en amas.

Au cours de la photoperiode 16L/8D, L'épithélium séminifère est légèrement différencié. Nous observons tous les types de cellules de la lignée germinale. De nombreuses spermatogonies, occupent la périphérie des tubes séminifères, puis viennent les spermatocytes de type I et les spermatides arrondies dont la densité témoigne d'une spermatogenèse active. Et des spermatozoïdes à forte densité et s'accumulent dans la lumière centrale des tubes

séminifères, le tissu interstitiel bien développée et richement vascularisée, contient de grandes cellules de leydig isolées ou disposée en amas. L'épithélium séminifère est constitué de spermatogonies alignées à la périphérie des tubes, des spermatocytes I pachytène et des spermatides arrondies qui deviennent rares. Nous n'avons pas observé de spermatides allongées et quasiment pas détecté de spermatozoïdes dans les lumières des tubes séminifères, devenues réduites, les cellules de Sertoli est en toujours en position basale. Dans le tissu interstitiel, toujours peu développé ; atrophie du tissu interstitiel. Les cellules de Leydig expriment un rapport nucléo-cytoplasmique plus réduit.

Par ailleurs, l'exposition de la gerbille à photopériode courte de 8L/16D, a noté une baisse du poids gonadique. Néanmoins, nos résultats histologiques montrent une architecture différente à celle observé durant la photopériode courte 8L/16D. Les tubes séminifères sont significativement plus grands. Cette augmentation est justifiée par une augmentation non significative de L'épaisseur de l'épithélium séminifères mais surtout par l'apparition d'une nette lumière. Dans l'épithélium séminifère, les cellules de Sertoli restent toujours en position basale, la lignée germinale est représentée par les mms cellules. Le nombre des spermatocytes I pachytènes considérés apoptotiques augmente significativement. Dans le tissu interstitiel, toujours peu développé, les cellules de leydig expriment un rapport nucléo-cytoplasmique plus réduit, d'une manière significative.

L'ensemble de nos résultats dévoilent la variation saisonnière dès l'activité testiculaire qui dépend de l'espèce de la photopériode, qui est le signal environnemental le plus important pour synchroniser les changements physiologiques et reproductifs de l'espèce. En perspective, cette étude mérite d'être approfondie par une analyse histomorphométrique des différents stades du cycle de l'épithélium séminal au cours des trois photopériodes étudiés.

Une étude cytologique complémentaire sera souhaitable, sur des coupes semi-fines pour évoquer l'évaluation des changements qui se produisent dans les cellules de leydig et Sertoli pendant la régression testiculaire.

En conclusion, l'étude de l'activité testiculaire au cours des saisons différentes (inversé et reproduction) chez la Gerbille *Gerbillus tarabuli* démontre la présence d'une reproduction au cours de la photopériode standard 12L/12D relative au printemps et longue 16L/8D correspondant à la saison d'été et une régression de l'activité testiculaire pendant la photopériode courte de 8L/16D.

# *Références*

# Liste des Références


1) **Adapté de Romijn et al., 1997, Brainmaps.** Anatomie des NSCs chez le rat et localisation histologique des principaux neuropeptides.
2) **Adebayo,A.,Akinloye,A.,Ihunwo,A.,Taiwo,V.andOke,B.2019.**Ultrastructuralstudiesofacroso malformationinthetestisofmalegreatercanerat(*Thryonomysswinderianus*).
3) **Aitken et De Iuiis, 2010.** Anatomie de l'épididyme
4) **Allais--Bonnet et Pailhoux,2014,** les différentes étapes de la spermatogenèse
5) **Amann, R. P. 1962.** Reproductive capacity of Dairy bulls. III. The effect of ejaculation frequency, unilateral vasectomy, and age on spermatogenesis. *Amer. J. Anat.*, **110**:19-62.https://doi.org/10.1002/aja.1001100106
6) **Amann, R.P. 2008.** The cycle of the seminiferous epithelium in humans: a need to revisit? *J.Androl*., **29:469**–487. DOI:10.2164/jandrol.107.004655
7) **Amdaoud, 2007 .**La variation périodique ou cyclique d'une fonction d'ordre physiologique, biochimique ou comportemental particulière d'un être vivant
8) **Aponte, P.M., Soda, T., Teerds, K.J., Mizrak, S.C., van de Kant, H.J. and de Rooij, D.G.2008.**Propagation of bovine spermatogonial stem cells invitro.*Reproduction*,**136**:543–557.doi: 10.1530/REP-07-0419.
9) **Aschoff, 1967; Aschoff and Wever, 1976; Mills, 1964; Mills et al., 1974.** Les rythmes circadiens.
10) **Beaumont A. and Cassier P., 1998**. Travaux pratiques de biologie animale. *EdsDunod***P:101-115**
11) **Bell-Pedersen et al., 2005.** La rythmicité
12) **Berrevoets C.A. and Trapman J., 1999.** Mechanisms of androgen receptor activation and function. *J Steroid Biochem Mol Biol*,69(1-6):307-313.
13) **Block, C. H., Santos, R. A., Brosnihan, K. B. and Ferrario, C. M. (1988**). Immuno cytochemical localization of angiotensin-(1-7) in the rat forebrain. *Peptides*9, 1395-1401 .
14) **Boissin et Canguilhem, 1998.** Les rythmes biologiques par rapport à leur période.
15) **Bouazza Sofiane &MeddahBenabou. 2ee013.**Régulation hormonale de la fonction de reproduction chez le mâle.

16) **Bourbon, J., Freminet, A., Garel, J.M. and Dupouy, J.P. 1993.** Hormones et grandes fonctions .Edition **1**:230-250.

17) **BrinkmannA.O.BlokL.J.DeRuiterP.E.DoesburgP.SteketeeK.**

18) **Card, J. P., Brecha, N., Karten, H. J. and Moore, R. Y. (1981).** Immunocytochemical localization of vasoactive intestinal polypeptide-containing cells and processes in the suprachiasmatic nucleus of the rat: light and electron microscopic analysis. JNeurosci1, 1289-1303.

19) **Chang C.S. Kokontis J. and Liao S.T., 1988.** Molecular cloning of human and rat complementary DNA encoding androgen receptors. *Science,* 240:324-6.

20) **Cheniti-Lamine**, T. and Olivereau, M. 1974. Cycle testiculaire chez la Gerboise (Jaculus orientalis). CR Seances Soc. Biol. Ses. Fil, 168:428-433.

21) **Chocu, S., 2014.** Découverte de nouvelles protéines impliquées dans la spermatogenèse chez le rat. *Thèse de Doctorat, Université de Rennes 1*, p3-9.

22) **Clermont, Y. 1963.** The cycle of the seminiferous epithelium in man. *American Journal of Anatomy,* **112 (1)**:35–51. doi:10.1002/aja.1001120103.

23) **Courot, M., Hochereau-De-Reviers, M.T. and Ortavant, R. 1970.** Spermatogenesis. In : Johnson AD, Gomer WR, Vandemark NL, editors. The Testis. *New York: Academic Press.* 399–432.

24) **Csaki,A.,Kocsis,K.,Halasz,B.andKiss,J.(2000).**Localization of glutamatergic/aspartatergic neurons projecting to the hypothalamic para ventricular nucleus studied by retrograde transport of [3H]D aspartate auto radiography.Neuroscience101, 637-655.

25) **D.G.andVicini,E.2013.**NovelStageClassificationofHumanSpermatogenesisBased

26) **Dadoune J.P; Démolin A., 1991.** Structura et fonction du testicule. In la reproduction chez les Mammifére

27) **deRooij, D.G. 1998.** Stem cells in the testis. *International journal of experimental pathology*,79(2):67–80.10.1046/j.1365-2613.1998.00057.x

28) **deRooij,D.G.andRussell,L.D.2000.**All you wanted to know about spermatogonial but wereafraidtoask, *J.Androl*.,**21**:776–798. https://doi.org/10.1002/j.1939-4640.2000.tb03408.x

29) **Dettin,L.,Ravindranath,N.,Hofmann,M.C.andDym,M.2003.**Morphological Characterization of the Spermatogonial Subtypes in the Neonatal Mouse Testis1. *Biology of Reproduction*, **69**:1565–1571.https://doi.org/10.1095/biolreprod.103.016394

30) **Dym, M. 1994.** Spermatogonial stem cells of the testis. *Proceedings of the National Academyof Sciences of the United States of America*, **91**(24):11287-11289.doi:10.1073/pnas.91.24.11287

31) **Dym, M. and Fawcett, D. W. 1971.** Further observations on the numbers of spermatogonia ,spermatocytes, and spermatids connected by intercellular bridges in the Mammalian testis. *Biology of reproduction*, **4**(2),195-215. DOI:10.1093/ boil report /4.2.195 *Editions Quae*, 275-301.

32) **F.S. and Wilson E.M., 1988.**The rat androgen receptor: primary structure, autoregulation of its messenger ribonucleic acid, and immune-cyto-chemical localization of the receptor protein.*MolEndocrinol*2**:**1276-85.

33) **FOLLET B.K., ROBINSON J.E., 1980**. Photoperiod and gonado-trophin secretion in birds. Prog. Reprod. Biol., 5 : 39-61.

34) **GottliebB.BeitelL.K.andTrifiroM.A.2001.**Variableexpressivityandmutationdatabases:The androgen receptor genemutations database.*HumMutat*,17(5):382-8.

35) **Hao, S. L., Ni, F. D. and Yang, W. X. 2019.** The dynamics and regulation of chromatin remodeling during spermiogenesis.*Gene*,**706**:201-210.doi:10.1016/j.gene.2019.05.027.

36) **Heffner, L. J. and Schust, D. J. 2006.** The Reproductive System at a Glance. 22-26. ISBN10: 1405129832

37) **Hermann, B.P., Sukhwani, M., Hansel, M.C. and Orwig, K.E. 2010.** Spermatogonial stem cells in higher primates: are there differences from those in rodents? *Reproduction*, **139:479**–493.https://doi.org/10.1530/REP-09-0255

38) **Hermes, M. L., Coderre, E. M., Buijs, R. M., Renaud, L. P (1996).** GABA and glutamatemediaterapidneurotransmissionfromsuprachiasmaticnucleustohypothalami cparaventricularnucleusin rat.JPhysiol.496:749-57.

39) **Heyting,C.,Dettmers,R.J.,Dietrich,A.J.,Redeker,E.J.andVink,A.C.1988.**Twomajorcompone ntsofsynaptonemalcomplexesarespecificformeioticprophasenuclei.*Chromosoma*,**96**:325–332. https://doi.org/10.1007/BF00286921

40) **Hoffman, R. A. and Reiter, R. J**. 1965. Pineal Gland: Influence on Gonads of Male Hamsters. Science, 148:1609– 1611. DOI: 10.1126/science.148.3677.1609

41) **Hoffmann, K. 1973**. The influence of photoperiod and melatonin on testis size, body weight, and pelage colour in the Djungarian hamster (Phodopus sungorus). J. comp. Physiol. 85:267-282. https://doi.org/10.1007/BF0069**Holstein, A.S. and Roosen-Runge, E.C. 1981.** Atlas of Human Spermatogenesis. *GrosseVerlag*,14–224. https://trove.nla.gov.au/version/30841421

42) **Huckins, C. 1971.** Cell Cycle Properties of Differentiating Spermatogonia in Adult Sprague-DawleyRats.*CellProliferation*,**4**:139–154.https://doi.org/10.1111/j.1365-2184.1971.tb01524.x

43) **Ikawa, M., Inoue, N., Benham, A. M. and Okabe, M. 2010.** Fertilization: a sperm's journeytoandinteractionwiththeoocyte.*J.Clin.Invest.*,**120**:984–994.doi:10.1172/JCI41585.

44) **Ikonomov et al., 1998.** les rythmes avec une période endogène proche de 24 heures.

45) **Isotani,A.,Matsumura,T.,Ogawa,M.,Tanaka,T.,Yamagata,K.,Ikawa,M.andOkabe**, **A. Assis Neto,A.C.2014.**Ultrastructure ofspermatogenesisinSpix'syellow-toothedcavy(*Galeaspixii*).*Reproduction*,**147**(1):13–19.doi:10.1530/rep-13-0452.

46) **J. Soc, 2007.** localisation de l'horloge circadienne.

47) **J. Thimonierensa.m-inra Productions Animales, février 1996**. sécrétion de la mélatonine chez tous les mammifères.

48) **Jan, S.Z., Hamer, G., Repping, S., de Rooij, D.G., van Pelt, A.M.M. and Vormer, T.L.2012.** Molecular control of rodent spermatogenesis. Biochimica et Biophysica Acta(BBA)-MolecularBasisofDisease,**1822**:1838–1850.doi:10.1016/j.bbadis.2012.02.008.

49) **Johnson,M-H.andEveritt,B-J.2002.**Reproduction,*DeBoeck*.ISBN10:274450131X.125-147.

50) **Karsch et al., 1984.** le rythme circannuel de reproduction chez les petits ruminants.

51) **KeddacheA.,2018.** Variations Morpho physiologiques Saisonnières des Glandes Annexes (Prostate et Vésicules Séminales) chez un Rongeur Saharien, *Gerbillus tarabuli Journal of Reproduction;**4***(3):179–187.

52) **Khawar,M.B.,Gao,H.andLi,W.2019.**MechanismofAcrosomeBiogenesisinMammals.*Front. Cell Dev. Biol.*, **7**:195. doi:10.3389/fcell.2019.00195.

53) **Khammar, F. 1987.** Variations saisonnières de l'activité endocrine du testicule de deux espèces de rongeurs désertiques, le Rat des sables (*Psammomys obesus*) et la gerbille (*Gerbillus gerbillus*). *Thèse Doctorat en Sciences*. p202.

54) **Kierszenbaum, A.L. 2006.** Histologie et biologie cellulaire: Une introduction à l'anatomie pathologique. *De Boeck Supérieur*. 531-550.

55) **Leak, R. K., Card, J.P. and Moore, R. Y. (1999)**. Suprachiasmatic pacemaker organization analyzed by viral transynaptic transport. BrainRes819,23-32

56) **Leblond, C.P. and Clermont, Y. 1952a.** Spermiogenesis of rat, mouse, hamster and guineapigasrevealedbythe)periodicacidfuchsinsulfurousacid?technique.*AmericanJournalofAnatomy*, **90:**167–215.https://doi.org/10.1002/aja.1000900202.

57) **Leblond,C.P.andClermont,Y.1952b.**Definitionofthestagesofthecycleoftheseminiferousepithelium intherat.*Ann.N.Y.Acad.Sci*.,**55**:548–573.DOI:10.1111/j.1749-6632.1952.tb26576.x

58) **Le Moigne, A. and Foucrier,J.2009.** Biologiedudéveloppement.*Dunod*,Paris.1-30.

59) **M. 2017.** A delayed sperm penetration of cumulus layers by disruption of acrosin geneinrats.*BiologyofReproduction*,**97**:61–68.https://doi.org/10.1093/biolre/iox066.

60) **Maywood,E.S.,Bittman,E.L.,Ebling,F.J.,Barrett,P.,Morgan,P.andHastings,M.H.(1995).** Regionaldistributionofiodomelatoninbindingsiteswithinthesuprachiasmatic nucleus of the Syrian hamster and the Siberian hamster.*JNeuroendocrinol*7, 215-223.

61) **Mikkelsen, J. D. and Larsen, P. J. (1993).** Substance P in the suprachiasmatic nucleus of the rat: an immunohistochemical and insitu hybridization study. *Histochemistry*100,3-16.

62) **Miller et al., 1996**, **Schibler et al., 2003 ; Lowrey et Takahashi, 2004 ; Hastings et al.,2007** . les noyaux supra-chiasmatiques.

63) **Moore, 1991, 1995.** Les horloges circadiennes.

64) **Moore, R.Y and Speh, J.C. (1993)**. GABA is the principal neurotransmitter of the Circadian system. *NeurosciLett*150,112-116.

65) **Muciaccia,B.,Boitani,C.,Berloco,B.P.,Nudo,F.,Spadetta,G.,Stefanini,M.,deRooji,**

66) ***Nicolas Cermakian McGill University, January2005*** .Les rythmes biologiques.

67) **Nihi,F.,Gomes,M.L.M.,Carvalho,F.A.R.,Reis,A.B.,Martello,R.,Melo,R.C.N.,Almeida,F.R. C.L.andChiarini-Garcia,H.2017.**Revisitingthehumanseminiferous epithelium cycle *HumanReproduction*,**32**:1170–1182.https://doi.org/10.1093/humrep/dex064.

68) **O'Donnell, L.2014** Mechanisms of spermatogenesis and spermiation and how they are disturbed. *Spermatogenesis*, **4**(2):e979623.https://doi.org/10.4161/21565562.2014.979623

69) **Oakberg, E.F. 1956**. A description of spermatogenesis in the mouse and its use in analysis of the cycle of the seminiferous epithelium and germ cell renewal. *American Journal ofAnatomy*,99: 391–413. https://doi.org/10.1002/aja.1000990303.

70) **Oatley, J. M., and Brinster, R. L. 2008.** Regulation of spermatogonial stem cell self-renewalinmammals.*Annu.Rev.Cell.Dev.Biol*.,**24**:263286.DOI:10.1146/annurev.cellbio.24.110707.175355.

71) **Oliveira et *al*., 2016.** Anatomie des vésicules séminales et des lobes prostatiques au carrefour urogénital chez la souris**.**

72) **Ortavant, R., Courot, M. and Hochereau-De-Reviers, M.T. 1977.** Spermatogenesis in domestic cmammals. In: ColeHH,CuppsPT, editors. Reproduction in Domestic Animals. New

York: Academic Press, 203–227.

73) **P.Pévet, La Lettre du Psychiatre - Vol. IV - n°1 - janvier-février 2000.**The melatonin. Dialogues Clin Neurosci 2002;4:57-72.

74) **P.W. Van Rooij H.C. Geurts Van Kessel A. Voorhorst M.M. Mulder E.and Brinkmann A. O., 1988.** Cloning structure and expression of a cDNAencoding the human androgen receptor. *Biochem Biophys Res Commun,* 153**:**241-8.

75) **Pr Jean Pierre Siffroi** Service d'Histologie, Biologie de la Reproduction et Cytogénétique Hôpital Tenon, Publié par **AdelpheDelaunay, 2004 ,**Schéma anatomique et structural de la gaine péri-tubulaire et l'épithélium séminifèr

76) **QuigleyC.A.DeBellisA.MarschkeK.B.El-AwadyM.k.WilsonE.M.andFrench F.S., 1995.** Androgen receptor defects: historical, clinical, and molecularperspectives.*EndocrRev*,16(3):271-321**.**

77) **Rosenberg, L.E.andRosenberg, D.D.2012.HumanGenesandGenomes: Science, Health, Society.AcademicPress.1:19**-26. https://doi.org/10.1016/C2010-0-65755-5

78) **Saint-Dizier,M.andChastant-Maillard,S.2014**.Lareproductionanimaleethumaine. Editions Quae, 275-301.

79) **Santos,P.R.S.,Oliveira,M.F.,Arroyo,M.A.M.,Silva,A.R.,Rici,R.E.G.,Miglino,M. A. andAssisNeto,A.C.2014.Ultrastructureofspermatogenesisin Spix'syellow-toothedcavy(*Galeaspixii*).*Reproduction*,147(1):13–19.doi:10.1530/rep-13-0452.**

80) **Setchell, B.P. and Brooks, D.E., 1988.** Anatomy, vasculature, innervation, and fluids of the male reproductive tract. *In: second ed. Knobil, E., Neill, J.D. (Eds.), The Physiology ofReproduction,***1**:753-836.

81) **Silver, R., Romero, M.T., Besmer, H.R., Leak, R., Nunez, J.M. and Le Sauter, J. (1996a).**Calbindin-D28Kcellsinthehamster SCN express light-induced Fos.Neuroreport7, 1224-1228.

82) **Smith, L.B.andWalker, W.H.2014.The** regulation of spermatogenesis by androgens. *Semin. Cell.Dev.Biol.*,**30**:2-13.DOI:10.1016/j.semcdb.2014.02.012.

83) **Swaab,D.F.,Nijveldt,F.andPool,C.W.(1975)**.Distributionofoxytocinandvasopressin intherat supraoptic and Para ventricular nucleus. J Endocrinol67,461-462.

84) **TanJ. A.Joseph D.R.Quarmby V.E.LubahnD.B.SarM.French.**

85) **ThibaultC.andLevasseurM.C., 2001.La** reproduction chez les Mammifères et l'homme .*Eds Ellipses Marketing s.*a: **290-315**.

86) **Thimonier 1989, Palmer et Guillaume 1992.** la phase obscure par la lumière induit l'arrêt de sécrétion de la mélatonine.

87) **ToshimorietIto,2003,** Dessins d'un spermatozoïde de souris **.**

88) **Touati, S. 2014.** Mécanismes de séparation des chromosomes dans l'ovocyte de souris. *Thèse de Doctorat, Institut de Biologie Paris Seine, Université Pierre et Marie Curie*, p 14-15.

89) **TrapmanJ.KlaassenP.KuiperG.G.VanDerKorputJ.A.Faber.**

90) **Tulsiani et*al*., 1998,** la spermatogenèse

91) **Van Esseveldt, K. E., Lehman, M. N. and Boer, G. J. (2000).** The suprachiasmatic nucleus and the circadian time-keeping system revisited. *Brain Res Brain Res Rev* 33,34-77.

92) **VandenPol, A.N.(1980).**The hypothalamic suprachiasmatic nucleus frat: intrinsic anatomy. JCompNeurol191, 661-702.

93) **Verhoeven, G. and Hoeben, E. 1995.** Les cellules péritubulaires. *médecine/sciences*, **11**:6014.

94) **Young, K. A., Ball, G. F. and Nelson, R. J. 2001.** Photoperiod-induced testicular apoptosis in European starlings (Sturnus vulgaris), Biol. Reprod., 64:706–713. DOI: 10.1095/biolreprod64.2.706

95) **Young, K. A. and Nelson, R. J. 2001**. Mediation of seasonal testicular regression by apoptosis.

Reproduction, 122:677–685. DOI: 10.1530/rep.0.1220677

96) **Whitney, K. M. and Suttie, A. W. 2018.** Testis and Epididymis. In Boorman's Pathology of the Rat, 563-578.DOI:http://dx.doi.org/10.1016/B978-0-12-391448-4.00028-9

97) **Winnall, W.R. and M.P. Hedger. 2013.** Phenotypic and functional heterogeneity of the testicular macrophage population: a new regulatory model. J.Reprod.Immunol., **97:147-**158.doi:10.1016/j.jri.2013.01.001.J.Microsc.Ultrastruct.,**7**:14.https://doi.org/10.4103/JMAU.JMAU_28_18.

98) **Zamir,N., Palkovits, M., Brownstein, M.J. (1983)**. Distribution of immune reactive dynorphin in the central nervous system of the rat Brain Res280, 81-93.

99) **Ghobrial, L.I. and Hodieb, A.S. 1973**. Climate and seasonal variations in the breeding of the desert jerboa, Jaculus jaculus, in the Sudan. Journal of reproduction and fertility. Supplement, 19:221–33.

100) **Gouat, J. 1985.** Notes sur la reproduction de Ctenodactylus gundi rongeur Ctenodactylidae. Zeitschrift für Säugetierkunde, 50:285-293.

101) **Le Berre, M,. 1990.** Guépard. In: Le Berre M, editor. Faune du Sahara - 2 - Mammifères. Paris: Lechevalier Chabaud; 360p..

# *Annexes*

# Annexes I

**Tableau II :** Valeurs moyennes du diamètre tubulaire, de l'épaisseur de l'épithélium séminifère, du diamètre de lumière et espace inter-tubulairedu lot 1 (12L/12D) chez*Gerbillustarabuli*

| Gerbilles | Diamétre tube | Epaiss- epithelè semi | Lumiere | Espace inter tube |
|---|---|---|---|---|
| **G 45 CL 7 C1 X10** | 246.44 | 79.58 | 92.32 | 19.88 |
| | 259.62 | 75.15 | 75.42 | 15.62 |
| | 250.61 | 71.37 | 88.21 | 33.43 |
| | | 76.99 | | |
| **T2** | 260.54 | 73.18 | 97.24 | 13.44 |
| | 267.47 | 78.08 | 94.36 | |
| | 262.05 | 70.32 | 91.39 | 21.08 |
| **G 45 CL 7 C2 X20** | 26.99 | 90.4 | 82.11 | 25.14 |
| | 260.31 | 96.2 | 74.71 | 12.64 |
| | 231.6 | 96.55 | 54.85 | |
| **G 45 CL ''X40** | 247.54 | 86.67 | 91.87 | 24.31 |
| | 246.02 | 79.37 | 84.34 | |
| | 236.15 | 84.36 | 77.4 | |
| | | 77.4 | | |
| **G 45 CL 9 C1 X10** | 264.75 | 81.37 | 95.08 | 25.97 |
| | 261.15 | 82.08 | 91.74 | |
| | 255.99 | | 72.01 | 2.49 |
| **G 45 CL 9 C1 X20** | 258.58 | 70.28 | 97.28 | 25.85 |
| | 269.18 | 77.67 | 85.53 | 25.94 |
| | 249.67 | 78.67 | 90.11 | 19.11 |
| | | 82.27 | | |
| **G 45 CL 7 C X10** | 245.03 | 70.71 | 87.3 | 7.69 |
| | 242.05 | 74.86 | 82.53 | |
| | 239.28 | 83.94 | | 20.82 |
| | 215.84 | 87.3 | | |
| **G 45 CL 7 ' X40** | 248.28 | 77.83 | 77.82 | 17.87 |
| | 248.02 | 74.3 | 81.74 | 2.1 |

| | | | | |
|---|---|---|---|---|
| | 243.52 | 76.43 | 68.44 | 30 |
| **G 45 CL 7'' X40** | 243.49 | 70.64 | 71.1 | 15.68 |
| | 242.36 | 80.59 | 72.39 | 13.82 |
| | 205.66 | 71.76 | 73.68 | 13.6 |
| | 222.18 | 87.46 | | |
| **G 45 C1 X10 az** | 245.11 | 88.07 | 75.91 | 14.47 |
| **T1** | 213 | 82.88 | 66.82 | 14.2 |
| | 236.81 | 68 | 55.95 | 11.59 |
| | 263.3 | 77.95 | 50.69 | 7.65 |
| **T2** | 216.64 | 91.08 | 73.07 | 12.58 |
| | 237.82 | 86.48 | 72.24 | 11.67 |
| | 208.15 | 75.024 | 59.04 | 9.76 |
| | 222.52 | 64.04 | | 8.16 |
| **T3** | 227.75 | 89.15 | 77.08 | 13.4 |
| | 218.91 | 87.82 | 35.69 | 8.27 |
| | 218.62 | 81.26 | 47.08 | 6.67 |
| | 208.58 | 80.25 | | 3.2 |
| **G 45 c2 X20** | 228.98 | 73.35 | 80.27 | 10 |
| | 232.88 | 86.7 | 96.79 | 3.5 |
| | 303.81 | 60.80 | 80.12 | |
| | 268.42 | | 78.73 | 24.09 |
| **G 45 CL1 C1 X20 T1** | 225.83 | 91.95 | 33.53 | 8.59 |
| | 225.46 | 92.5 | | 10.78 |
| | 222.4 | 82.63 | | 12.42 |
| | 205.64 | 98.2 | | 14.68 |
| **T2** | 234.64 | 99.29 | 36.58 | 13.64 |
| | 241.52 | 97.11 | 34.43 | 22.19 |
| | 215.29 | 79.02 | | 7.21 |
| | | 66.91 | | 6.51 |
| **G 45 CL1 C1 X40''** | 224.91 | 90.72 | 48.13 | 28.46 |
| | 223.93 | 83.97 | | 13.93 |
| | 216.95 | 65.31 | | 9.81 |
| | 216.16 | 55.19 | | |
| **G 45 CL1 C2 X20** | 253.62 | 65.87 | 70.54 | 12.98 |
| | 252.13 | 99.9 | 64.56 | 11.88 |

| | | | | |
|---|---|---|---|---|
| | 251.8 | 77.25 | 46.9 | 11.65 |
| | 224.55 | 71.34 | | 6.85 |
| **G 45 C3 x20** | 213.56 | 71.74 | 69.47 | 10.06 |
| | 208.38 | 59.53 | 67.57 | 6.89 |
| | 207.43 | 58.19 | 66.31 | 5.98 |
| | 201.16 | 55.17 | | 5.08 |
| **T2** | 249.59 | 69.29 | 76.55 | 16.53 |
| | 238.27 | 80.94 | 59.95 | 9.35 |
| | 234.71 | 76.22 | 45.89 | 8.37 |
| **G 47 CL9 C1 X20** | 299.08 | 105.76 | 75.55 | 18.54 |
| **T1** | 287.74 | 87.91 | 69.56 | 15.61 |
| | 276.28 | 79.78 | 62.81 | 14.53 |
| **T2** | 267.86 | 108.75 | 104.61 | 24.05 |
| | 263.52 | 98.32 | 88.61 | 18.54 |
| | 262 | 89.73 | 70.98 | 15.61 |
| | 252.99 | 66.69 | 69.41 | 9.38 |
| **T3** | 264.89 | 85.8 | 79.35 | 12 |
| | 275.24 | 55.8 | 78.3 | 17.18 |
| | 288.27 | 83.8 | 87 | 23.4 |
| **G 45 CL1 C2 X20** | 275.7 | 95.4 | 85.84 | 18 |
| **T1** | | 88.86 | | 15.41 |
| | 270.02 | 87.81 | 61.19 | 14.23 |
| | 192.09 | 76.27 | 90 | 9.24 |
| **T2** | 264.83 | 97.11 | 82.28 | 31.62 |
| | 261.87 | 91.57 | 80.76 | 17.5 |
| | 250.02 | 81.08 | 73.23 | 13.96 |
| | 226.36 | 75.54 | 46.1 | 8.09 |
| **T3** | 240.76 | 93.8 | 67.09 | 25.17 |
| | 237.69 | 83.03 | | 18.92 |
| | 225.09 | 71.35 | | 17.53 |
| | | 67.73 | | 9.07 |
| **MOY** | **239.91** | **80.40** | **73.15** | **14.59** |
| **ECT** | **32.69** | **11.38** | **16.44** | **7.04** |
| **ESM** | **3.50** | **1.19** | **1.95** | **0.79** |

| | | | | |
|---|---|---|---|---|
| P 12L/12D-16L/8D | 0.94 | 0.07 | 0.07 | 0.67 |

**Tableau III:** Valeurs moyennes du diamètre tubulaire, de l'épaisseur de l'épithélium séminifère, du diamètre de lumière et espace inter-tubulairedu lot 2 (8L/16D) chez*Gerbillustarabuli*

| Gerbilles | Diametre tube | epaiss- epithelè semi | Lumiere | espace inter tube |
|---|---|---|---|---|
| GML2 A C2 X10 Z -57 T1 | 260.87 | 64.89 | 97.52 | 16.98 |
| | 264.7 | 71.28 | 91.46 | 32.37 |
| | 234.07 | 68.7 | 111.29 | |
| | 254.22 | 67.52 | | 15.55 |
| T2 | 223.08 | 85.89 | 42.03 | 29.83 |
| | 228.28 | 80.04 | 75.79 | 27.27 |
| | 225.92 | 83.72 | 63.82 | 10.03 |
| | | 68.1 | | |
| GML2 A C2 X40 Z -59 | 221.63 | 74.56 | 62.74 | 15.85 |
| | 232.77 | 71.75 | 81.43 | 17.8 |
| | 231.18 | 82 | 41.68 | 16.84 |
| | | 76.68 | | |
| GML2 A C3 X10 Z -60 | 204.35 | 54.88 | 106.56 | 41.03 |
| | 233.24 | 55.26 | 94.9 | 45.98 |
| | 242.09 | 57.94 | 118.97 | 76 |
| GML2 A C3 X10 Z -61 | 233.6 | 80.97 | 81.12 | 18.17 |
| | 237.42 | 79.05 | 77.85 | 26.87 |
| | 248.56 | 79.92 | 75.25 | 27.83 |
| | 225.27 | 89.25 | | |
| GML2 A C5 X10 Z -56 T1 | 243.58 | 63.9 | 113.65 | 12.65 |
| | 248.42 | 61.46 | 99.68 | 12.01 |
| | 247.26 | 69.78 | 110.9 | 21.82 |
| | 250.9 | 56.09 | | |
| T2 | 243.9 | 68.91 | 55.8 | 16.28 |
| | 219.68 | 56.94 | 65.09 | 27.9 |
| | 242.16 | 86.62 | 53.77 | 13.69 |
| GML2 B C5 X10' Z -65 | 214.98 | 59.04 | 94.31 | 42.97 |
| | 221.07 | 55.8 | 78.61 | |
| | 206.49 | 54.42 | 97.64 | 47.03 |
| | | 68.37 | | 41.94 |
| T2 | 218.24 | 49.59 | 128 | 34.8 |

| | | | | |
|---|---|---|---|---|
| | 229.86 | 57.44 | 110.71 | 32.92 |
| | 220.04 | 65.85 | 125 | |
| **T3** | 242.47 | 87.48 | 77.6 | 11.14 |
| | 246.74 | 78.7 | 70.74 | 26.67 |
| **GML2 C4 X10 Z -54** | 233.84 | 77.78 | 85.1 | 45.11 |
| | 231.97 | 69.57 | 89.84 | 51.6 |
| | 222.05 | 71.17 | 93.34 | 10.31 |
| | 236.96 | 72.42 | 71 | 4 |
| **GML2 C3 X10 v** | 255.67 | 80.05 | 71.37 | 39.64 |
| | 224 | 61.3 | 83.9 | 17.94 |
| **T1** | 210.99 | 74.8 | 73.14 | 25.52 |
| | 218.76 | 56.86 | 89.74 | 15.75 |
| | | 78.71 | | |
| **T2** | 214.77 | 77.9 | 66.43 | 34.16 |
| | 223.57 | 66.24 | 70.74 | 39 |
| | 209.9 | 81.73 | 64.12 | 18.81 |
| **GML2 X10** | 233.9 | 48.21 | 124.67 | 31.38 |
| **T1** | 225.2 | 73.72 | | 33.66 |
| | 221.47 | 87.25 | 123.27 | 28.46 |
| **T2** | 207.77 | 88.41 | 72.34 | 25.43 |
| | 226.25 | 87.44 | 88.66 | 28.7 |
| | 260 | 6.71 | 68.77 | 15.76 |
| | | | 82.64 | |
| **T3** | 234.5 | 53.27 | 118.8 | 20.45 |
| | 217.5 | 46.71 | 108.34 | 11.76 |
| | 243.56 | 63.3 | | 25.6 |
| **T4** | 218.28 | 80.63 | 78.65 | 18.68 |
| | 238.7 | 73.55 | 86.16 | 38.4 |
| | 228.7 | 78.33 | 74.63 | 18.42 |
| | 237 | 58.66 | | 42.01 |
| **GML2 A C2 X10 Z -57 T1** | 248.47 | 64.89 | 97.52 | 23.8 |
| | 221.7 | 57.28 | 91.46 | 11.37 |
| | 248.07 | 58.7 | 89.86 | 32.2 |
| | | 67.52 | 93.04 | 29.55 |
| **T2** | 208.88 | 83.6 | 81 | 12.6 |
| | 215.88 | 75.74 | 66.7 | 23.8 |
| | 208.7 | 81 | 65.72 | 10.22 |
| **GML2 A C3 X10 Z -60** | 204.35 | 54.88 | 106.56 | 41.03 |
| | 233.24 | 55.26 | 94.9 | 45.98 |
| | 242.09 | 57.94 | 118.97 | |
| **T2** | 208.58 | 53.47 | 108.99 | 35.04 |

| | | | | |
|---|---|---|---|---|
| | 238.92 | 56.85 | 99 | |
| | 214.17 | 55.15 | | |
| **GML2 A C5 X10 Z -56** | 243.58 | 56.9 | 113.65 | 44.01 |
| | 234.42 | 61.46 | 99.68 | |
| | 237.26 | 69.78 | | 31.82 |
| | 231.86 | 56.09 | 111.72 | |
| **GML2 B C5 X10' Z -65** | 214.98 | 59.04 | 94.31 | 42.97 |
| | 221.07 | 55.8 | 78.61 | |
| | 206.49 | 54.42 | 97.64 | 47.03 |
| | | 68.37 | | 41.94 |
| **GML2 C4 X10 Z -54** | 209.84 | 67.78 | 85.1 | 45.11 |
| **T1** | 231.97 | 69.57 | 89.84 | 51.6 |
| | 222.05 | 71.17 | 93.34 | |
| | | 64.42 | | |
| **GML2 C3 X10 v** | 227.67 | 80.05 | 71.37 | 39.64 |
| **T1** | 224 | 61.3 | 83.9 | 40.7 |
| | 210.99 | 47.8 | 73.14 | |
| | | 56.86 | | 58.89 |
| **T2** | 214.77 | 56.03 | 105.43 | 25.52 |
| | 223.57 | 66.24 | 70.74 | 31.38 |
| | 209.9 | 81.73 | 96.08 | 53.67 |
| **G ML1 C1 X10 HE** | 216.49 | 37.95 | 113.5 | 35.58 |
| | 206.29 | | | 26.01 |
| **T1** | 217.05 | 38.81 | | |
| | 207.94 | 43 | 109.34 | 44.22 |
| **T2** | 204.62 | 41.05 | 103.32 | 22.78 |
| | 203.79 | | 119.05 | 5.97 |
| | 221.02 | 52.02 | 110.23 | 10.75 |
| | 228.2 | 38.87 | 97.79 | 28.27 |
| **T3** | 228.2 | 52.24 | 103.32 | 28.27 |
| | 221.02 | 52.02 | | 22.78 |
| | 204.62 | 41.05 | 110.23 | 10.75 |
| | | 38.87 | 97.79 | 5.97 |
| **T4** | 208.88 | 81.82 | 62.85 | 62.64 |
| | 212.42 | 67.13 | 63.07 | 54.72 |
| | 208.34 | 81.66 | | |
| **G ML 1 T1** | 225.35 | 59.99 | 109.77 | 57.69 |
| | 251.54 | 64.01 | 99.44 | 73.42 |
| | 220.72 | 71.57 | 116.88 | |
| **GML1 C3 X 20 HE T1** | 223.61 | 64.22 | 106.01 | 27 |
| | 224.69 | 57.57 | 104.24 | 12.99 |

| | | | | |
|---|---|---|---|---|
| | 237 | 74.32 | | |
| | 252.7 | 599.64 | | |
| GML1 C2 X 20 HE | 217.35 | 58 | 86.999 | 11.16 |
| | 223.75 | 57.69 | 107.8 | 42.2 |
| | 228.02 | 56.92 | 997.22 | |
| | 231.75 | 73.03 | | |
| **MOY** | **227.11** | **69.64** | **99.86** | **29.83** |
| **ECT** | **14.56** | **51.48** | **94.07** | **15.29** |
| **ESM** | **1.39** | **4.78** | **9.55** | **1.58** |
| **P 8/16D-12L/12D** | **0.001** | **3.99463E-15** | **0.007** | **2.63746E-14** |

**Tableau IV :** Valeurs moyennes du diamètre tubulaire, de l'épaisseur de l'épithélium séminifère, du diamètre de lumière et espace inter-tubulairedu lot 3 (16L/8D) chez*Gerbillustarabuli*

| Gerbilles | Diametre tube | epaiss- epithelè semi | Lumiere | espace inter tube |
|---|---|---|---|---|
| G 12 CO 12 X40 | 267.51 | 100 | 94.51 | 13.85 |
| | 263.57 | 105.27 | 81.49 | 6.97 |
| | 244.48 | 98 | 78.69 | 5.04 |
| G N 1 C5 X20' AZ | 251.44 | 84.14 | 56.7 | 10 |
| | 244.8 | 82.38 | 54.54 | 8.14 |
| | 238.46 | 64.66 | | 7.71 |
| G N 1 C2 X20 AZ | 225.62 | 102.32 | 57.51 | 15.53 |
| | 224.31 | | 54.59 | 8.83 |
| | 215.65 | 95.03 | 45.52 | 8.25 |
| G N 1 C2 X20 T3 | 252.77 | 78.44 | 106.24 | 12.05 |
| | 239.86 | 73.75 | 114.27 | 10.84 |
| | 238.84 | 72.19 | 111.41 | 6.41 |
| GN1 C2 X 40 T1 VG | 228.37 | 66.64 | 101.11 | 12.75 |
| | 246.42 | | 87.33 | 4.56 |
| | 245.21 | | 98.22 | 12.07 |
| | 251.02 | 80.86 | 74.1 | 13.6 |
| G N 1 C 1 X 20 az T1 | 228.39 | 70.83 | 87 | 13.86 |
| | 226.71 | 73.02 | 74.7 | 11.06 |
| | 225.37 | 58.95 | | 10.09 |
| T2 | 257.86 | 91.54 | 67.63 | 20.09 |
| | 251.58 | 75.04 | 55.4 | 13.46 |

| | | | | |
|---|---|---|---|---|
| | 224.32 | 87.34 | 47.79 | 9.94 |
| **G N 1 X 10' T1** | 236.64 | 49.82 | 105.29 | 16.89 |
| | 205.34 | 66.57 | 50.68 | 6.19 |
| | 254.53 | 73.25 | 55.8 | 3.58 |
| | 268.71 | 56.79 | | 16.89 |
| **GN1 X 20 AZ** | 218.83 | 59.67 | 93.99 | 6.76 |
| | 244.86 | 68.24 | 100.54 | 7.09 |
| | 243.19 | | 90.06 | 11.22 |
| | 252.34 | 79.38 | | 8.45 |
| **GN1 C 5 X 20 AZ** | 249.06 | 70.46 | 93.38 | 8.68 |
| | 232.84 | 80.41 | 72.58 | 27.76 |
| | 230.9 | 72.72 | 84.81 | 8.37 |
| | | 78.06 | | 29.46 |
| **GN1 C 6 X 20 T1** | 204.07 | 71.52 | | 13.33 |
| | 240.95 | 65.84 | 98.09 | 11.17 |
| | 258.07 | 57.29 | 105.14 | 20.19 |
| | 237.52 | 62.29 | | 23.07 |
| **T2** | 233.86 | 84.54 | 80.9 | 8.11 |
| | 219.86 | 60.75 | 93.23 | 12.59 |
| | 244.9 | 52.98 | | 23.3 |
| | 224.3 | 68.51 | | 12.9 |
| **G19 b2 C1 X 10 HE T1** | 239.18 | 95.83 | 75.12 | 30.08 |
| | 253.71 | 86.69 | 83.08 | 20.52 |
| | 239.31 | 87.12 | 52.41 | 38.2 |
| | | | 89.42 | 19.12 |
| **T2** | 243.33 | 81.7 | 75.82 | 15.1 |
| | 250.17 | 88.48 | 74.34 | 21.27 |
| | 233.65 | 90.26 | 77.32 | 17.36 |
| | 237.89 | 104.75 | 65.98 | 18.14 |
| **T3** | 256.82 | 85.01 | 85.74 | 20.95 |
| | 241.54 | 73.33 | 74.81 | 22.42 |
| | 231.56 | 84.34 | 66.08 | |
| | 228.39 | 72.61 | 91.19 | |
| **T4** | 239.52 | 66.54 | 76.88 | 12.92 |
| | 243.39 | 59.91 | 69.17 | 17.23 |
| | 247.63 | 64.8 | 67.36 | 9 |
| | | 64.35 | | |
| **G19 C3 X 10 HE T1** | 231.31 | 77.17 | 67.37 | 16.31 |
| | 261.54 | 84.12 | 94.55 | 25.98 |
| | 276.38 | 97.67 | 100.56 | 18.01 |

| | | | | |
|---|---|---|---|---|
| | 266.32 | 91.92 | | 19 |
| **T2** | 217.21 | 58.33 | 73.62 | 8.01 |
| | 228.66 | 63.83 | 87.8 | 21.37 |
| | 227.71 | 61.9 | | 16.06 |
| | 196.84 | 6.98 | | 12.52 |
| **T4** | 227.54 | 86.92 | 98.64 | 10.34 |
| | 215.18 | 72.86 | 66.96 | 7.91 |
| | 208.58 | 72.72 | 75.22 | 14.18 |
| | 205.1 | | | 7.76 |
| **G 19 C1 X 20'HE T1** | 243.44 | 75.57 | 98.23 | 7.47 |
| | 270.62 | 78.7 | 98.92 | 13.44 |
| | 278.59 | 68.67 | 97.88 | 13.47 |
| | | 96.86 | | 7.67 |
| **G 19 C2 HE X 20 T1** | 254.05 | 82.44 | 101.79 | 7.51 |
| | 254.63 | 78.71 | 97.3 | 19.82 |
| | 257.61 | 71.16 | 65 | 24.9 |
| | | 70.18 | | 2.89 |
| **T2** | 228.78 | 92.84 | 92.74 | 8.25 |
| | 248.66 | 83.09 | 86.25 | 18 |
| | 262.6 | 99.04 | 102.18 | 11.74 |
| | 222 | 91.59 | | |
| **G19 X 10" V T1** | 241.73 | 92.9 | 78.71 | 9.99 |
| | 243.47 | 94.15 | 99.8 | 7.17 |
| | 241.8 | 83.19 | 85.8 | 3.56 |
| | | 90.23 | | |
| **G 19 X 20 V T1** | 250.25 | 76.01 | 91.52 | 35.88 |
| | | 75.4 | 78.04 | 5.3 |
| | 258.32 | 73.03 | 80 | 8.45 |
| | 274.37 | 77.75 | | 15.25 |
| **T2** | 228.46 | 91.14 | 92.39 | 5.83 |
| | 217.64 | 70.05 | 83.33 | 4.01 |
| | 261.63 | 73.29 | 83.09 | 8.79 |
| | 260.04 | 81.86 | 94 | 10.18 |
| **G12 C3 X 10 HE T1** | 227.22 | 98.49 | 64.01 | 6.8 |
| | 197.03 | 79.56 | 65.8 | 8.01 |
| | 194.46 | 78.7 | 45.7 | 18.92 |
| | 213.19 | 100.08 | | 21.14 |
| **G 12 C 1 X 10 HE T1** | 248.9 | 69.13 | 107 | 11.93 |
| | 222.4 | 86.8 | 89.8 | 13.96 |
| | 209.82 | | | 12.29 |

| | | | | |
|---|---|---|---|---|
| | 260.31 | 86.7 | | 13.08 |
| T2 | 222.28 | 78.64 | 96.94 | 18.5 |
| | 232.17 | 76.06 | 78.3 | 18.45 |
| | 260.37 | 77.84 | 67.03 | 20.7 |
| | 234.62 | 81.72 | | |
| G12 C2 X 10' V T1 | 217.36 | 98.9 | 76.6 | 17.29 |
| | 224.89 | 84.45 | 99.58 | 13.84 |
| | 250.02 | 88.07 | 78 | 17.33 |
| | | 76.68 | 70 | 11.69 |
| T2 | 230.05 | 94 | 76 | 13.33 |
| | 224.03 | 89.06 | | |
| | 230.03 | 92.99 | 66.2 | |
| G12 X 10 V T1 | 218.53 | 93.04 | 91.52 | 10.56 |
| | 219.42 | 91.28 | 83.99 | 14.73 |
| | 224.43 | 97.38 | | 17.17 |
| **MOY** | **237.98** | **78.96** | **81.61** | **13.71** |
| **ECT** | **18.20** | **14.27** | **16.31** | **6.72** |
| **ESM** | **1.76** | **1.37** | **1.71** | **0.65** |
| **P 16L/8D-8L/16D** | **2.55317E-06** | **1.06539E-11** | **0.001823019** | **4.90322E-16** |

**Tableau V :** Intensité des mesures des poids testiculaires et l'indice gonadosomatique au cours de la photopériode standard chez *Gerbillus Tarabuli*

| | **Photopériode 12L/12D** | | | |
|---|---|---|---|---|
| | Testicu G | Testicu D | Poids Final | IGS |
| G43 L | 0.3038 | 0.3021 | 52.8 | 0.66 |
| G45 L | 0.3387 | 0.3371 | 50.3 | 0.72 |
| G5 O | 0.3632 | 0.36 | 39.9 | 0.91 |
| **MOY** | **0.34** | **0.33** | **47.67** | **0.77** |
| **ECT** | 0.02 | 0.02 | 5.59 | 0.11 |
| **ESM** | 0.01 | 0.01 | 3.23 | 0.06 |
| **p12/12-8.16** | | | | 0.052 |

**Tableau VI :** Intensité des mesures des poids testiculaires et l'indice gonadosomatique au cours de la photopériode courte chez *Gerbillus Tarabuli*

| | Photopériode 8L/16D | | | |
|---|---|---|---|---|
| | Testicu G | testicu D | Poids Final | IGS |
| GM L1 | 0.2387 | 0.2376 | 54.7 | 0.44 |
| GM L2 | 0.2218 | 0.2244 | 43.6 | 0.51 |
| G1 O | 0.1936 | 0.1972 | 35.3 | 0.55 |
| **MOY** | **0.22** | **0.22** | **44.53** | **0.50** |
| **ECT** | 0.02 | 0.02 | 7.95 | 0.05 |
| **ESM** | 0.01 | 0.01 | 4.59 | 0.03 |
| **P 8/16-16/8** | | | | 0.044 |

**Tableau VII :** Intensité des mesures des poids testiculaires et l'indice gonadosomatique au cours de la photopériode longue chez *Gerbillus Tarabuli*

| | Photopériode 16L/8D | | | |
|---|---|---|---|---|
| | Testicu G | testicu D | Poids Final | IGS |
| GN1 L | 0.2818 | 0.2801 | 37.2 | 0.76 |
| G12 O | 0.2882 | 0.289 | 48.7 | 0.59 |
| G19 L | 0.2621 | 0.2612 | 38.6 | 0.68 |
| **MOY** | **0.28** | **0.28** | **41.50** | **0.68** |
| **ECT** | 0.01 | 0.01 | 5.12 | 0.07 |
| **ESM** | 0.005 | 0.005 | 2.95 | 0.04 |
| **p16/8-12/12** | | | | 0.38 |

# Annexes II

## *FICHE TECHNIQUE N°1: Lavage et déshydratation*

Rinçage par tampon Phosphate …..5 Bain …….5 minute chacun.

| *N°* | *Degré des bains d'éthanol* | *Durée* |
|---|---|---|
| *2* | Bain d'alcool 70° | 10min |
| *2* | Bain d'alcool 96° | 10min |
| *3* | Bain d'alcool 100° | 15min |

Après la déshydratation:

3 bains de butanol …… 8 heures chacun

## *FICHE TECHNIQUE N°2: Imprégnation à la paraffine*

2 Bain de paraffine pure fondue à 60°C …….. 2h chacun

## *FICHE TECHNIQUE N°3: Déparaffinage et réhydratation*

Déparaffinage ……deux bains de xylène……. 10 minutes chacun

Réhydratation ……..bains d'alcools à degré décroissant ……..3 bains ……. 2 minutes chacun.

## *FICHE TECHNIQUE N°4: La coloration au Van Gieson*

Réactifs:

1.1- Hématoxyline de Groat: (préparation à froid)

Hématoxyline …… 0,5 g

Alcool 70° 96° et 100°……50ml

Laisser reposer pendant une heure et filtrer

- **Mode opératoire**:

Colorer par Hématoxyline de Goat 1 min 5min ; Laver à l'eau courante pendant ; Colorer par le mélange picrofuchsine pendant 5 min environ ; Rincer par un fulet d'eau courante. Déshydrater par des passages dans des bains d'alcool à concentration croissante (70°, 96°, 100°) puis dans le xylène, et monter à l'Eukit. ET observer par microscopique photonique.

**3 - Résultat:**

| | |
|---|---|
| Noyaux cellulaires | marron noir |
| Fibres élastiques | noir |
| Cytoplasme | rouge |
| Muscle | jaune |

## *MATERIEL NECESSAIRE POUR LA METHODE HISTOLOGIQUE*



**Microtome de marque LEIKA**



**Bain marine de marque SLEE**



**Cassette en plastique**



**Moule de métal**




**Paraffine solide**




**Alcool Éthanol**




**Xylène**



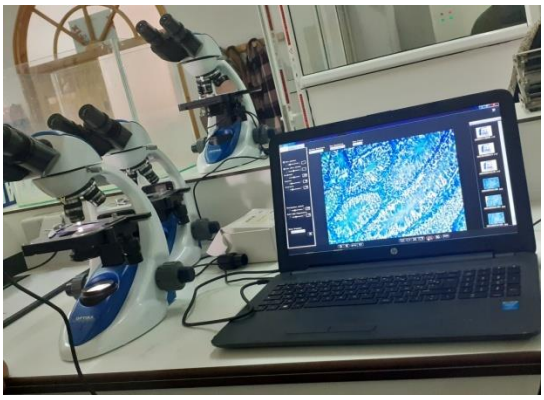

**Eukit**



**microscope photonique**



**Déparaffinage**



**Observation microscopique et prise des photos**




**Coloration topographique de violet de crisyl**