REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIR

MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEURE ET DE LA REVHERCHE SCIENTIFIQUE

UNIVERSITE DE MEDEA

FACULTE DES SCIENCES



Mémoire

Présenté pour obtenir le diplôme de **Master**

En science de la nature et de la vie

Spécialité : Biologie et pathologie cellulaire.

Par :

Melle BENSADA Maroua

Thème :

Etude morpho-analytique de l'activité testiculaire (cycle séminifère) Pendant La reproduction chez la gerbille gerbillus tarabuli

Soutenue publiquement le : 23/06/2024, Devant le jury composé de :

Mr NABI Ibrahim	MCB	U. Médéa	Président
Mr BENHAFRI Nadir	MCB	U. Médéa	Examinateur
Mme MOUZAOUI Fatma Zohra	MCB	U. Médéa	Promotrice

Remerciements

Je voudrais remercier ALLAH de m'avoir donné le courage, la volonté, la puissance et la patience pour réaliser ce travail.

Et tous mes remerciements à ma promotrice Mme MOUZAOUI.F/Z pour son encouragement, son orientation scientifique, son encadrement et pour sa patience afin de terminer cette mémoire, j'ai été honorée de l'avoir comme promotrice.

J'adresse également mes vifs remerciements à tous les membres du jury.

Mes remerciements les plus accordés vont également à monsieur BEAILLICHE Mohamed chef service de laboratoire anatomie pathologique et de cytologie au niveau de l'hôpital BOUDIAF Mohamed à Médéa. Ces conseils et ces orientations.

Mes chaleureux remerciements pour tous les employés du laboratoire de l'hôpital BOUDIAF Mohamed et plus particulièrement : la biologiste Khawla.

Aussi, je remercie vivement tous les enseignants et les enseignantes du Département de science de la nature et de la vie qui m'ont enseigné durant mon parcours universitaire spécialement Dr. NABI Ibrahim qui joue le rôle d'un catalyseur pour améliorer notre connaissance et notre savoir.

Mes profonds remerciements vont également à toutes les personnes qui m'ont aidé et soutenue de près ou loin.



Dédicace

Je dédié ce travail :

A ma source de bonheur, à mes prunelles de mes yeux, à mon refuge naturel contre mes frayeurs, la source de ma positivité à mes chers parents :

Pour mon père paix son âme, qui m'a donné de l'amour, qui a sacrifiés sa vie pour moi et mes frères afin de réussir c'était aussi mon premier enseignant.

Pour ma mère la plus forte femme qui m'encouragé tout le temps et ma donnée de l'énergie positive pour finir mon travail.

A ma chère sœur Chaïmaa mon bras droit et ma joie dans la vie.

A mon frère Mohamed mon soutien dans la vie.

A mes chères Aboubakr et Douaa.

A ma prunelle de mes yeux et mon petit prince Kinan.

A mon encourageante ma tante.

Enfin je dédie ce modeste travail à toutes les personnes que je partage avec eux des moments de joie et de bonheur.



Résumé

Gerbillus tarabuli est un rongeur du désert reproducteur nocturne et saisonnier avec une saison de reproduction principale au printemps et en été et une quiescence sexuelle en hiver. Cette espèce constitue un modèle intéressant pour étudier la fonction testiculaire chez le rongeur. Par conséquent, la présente étude a été réalisée pour comparer le poids testiculaire au cours des différentes photopériodes telles qu'à la photopériode standard (12 L/12D) aussi au cours de la photopériode longue (16 L/8D) et au cours de la photopériode courte (8L/16D). Et de faire une étude comparative de tube séminifère pendant la période de repos et reproduction, les résultats obtenu montré que : dans la période de repos, les tubes séminifères présentent une régression de leur diamètre et une baisse de leur lumière et l'épaisseur de l'épithélium séminifère. La réduction de ces paramètres morphométrique, justifiant la perte du poids testiculaire, et au cours de l'activité testiculaire l'épithélium séminifère épais et stratifié et une spermatogenèse complète ainsi que la lumière est large remplie par des spermatozoïdes. Et aussi pour étudier et identifié les étapes du cycle de l'épithélium séminifère chez Gerbillus tarabuli à la période d'activité testiculaire (12 L/12D) avec une étude histologique, morphométrique et statistique. Nos résultats ont montré que le cycle de l'épithélium séminifère comprend 14 stades bien définis selon la méthode de la morphologie tubulaire. L'épaisseur de l'épithélium séminifère a montré une différence significative au cours du cycle de l'épithélium, c'était donc le seul critère de classification morphométrique du cycle de l'épithélium séminifère chez Gerbillus tarabuli. L'intérêt de l'étude de cycle de l'épithélium séminifère permet de comprendre les processus de la spermatogenèse et pour connais les différents types cellulaires de chaque stades et leur développent pendant le cycle épithéliale chez Gerbillus tarabuli.

Mots clés : Gerbillus tarabuli, cycle de l'épithélium séminifère, épithélium séminifère, photopériode, rythme circadien.

Abstract

Gerbillus tarabuli is a nocturnal and seasonal breeding desert rodent with a main breeding season in spring and summer and sexual quiescence in winter. This species constitutes an interesting model for studying testicular function in rodents. Therefore, the present study was carried out to compare the testicular weight during the different photoperiods such as at the standard photoperiod (12 L/12D) also during the long photoperiod (16 L/8D) and short photoperiod (8L/16D). And to make a comparative study of the seminiferous tube during the period of rest and reproduction, the results obtained showed that: in the period of rest, the seminiferous tubes present a regression in their diameter and a drop in their lumen and the thickness of the seminiferous epithelium. The reduction of these morphometric parameters, justifying the loss of testicular weight, and during testicular activity the thick and stratified seminiferous epithelium and complete spermatogenesis as well as the lumen is wide filled by spermatozoa. And also to study and identify the stages of the cycle of the seminiferous epithelium in Gerbillus tarabuli during the period of testicular activity (12 L/12D) with a histological, morphometric and statistical study. Our results showed that the cycle of the seminiferous epithelium includes 14 well-defined stages according to the tubular morphology method. The thickness of the seminiferous epithelium showed a significant difference during the cycle of the epithelium, so it was the only criterion for morphometric classification of the cycle of the seminiferous epithelium in Gerbillus tarabuli. The interest in studying the cycle of the seminiferous epithelium allows us to understand the processes of spermatogenesis and to know the different cell types of each stage and their development during the epithelial cycle in Gerbillus tarabuli.

Key words : Gerbillus tarabuli, cycle of the seminiferous epithelium, seminiferous epithelium, photoperiod, circadian rhythm.

ملخص

جربيلس ترابولي هو من القوارض الصحراوية التي تتكاثر ليلاً وموسمًا مع موسم تكاثر رئيسي في الربيع والصيف وهدوء جنسي في الشتاء. يشكل هذا النوع نموذجًا مثيرًا للاهتمام لدراسة وظيفة الخصية في القوارض. لذلك، أجريت هذه الدراسة لمقارنة وزن الخصية خلال فترات الضوء المختلفة مثل فترة الضوء القياسية (12ضوء / 12ظلام) أيضا خلال فترة الضوء الطويلة (16ضوء/ 8 ظلام) وخلال الفترة الضوئية القصيرة (8ضوء/ 16ظلام). ولإجراء دراسة مقارنة للأنبوب المنوي خلال فترة الراحة والتكاثر أظهرت النتائج التي تم الحصول عليها أنه: في فترة الراحة تظهر الأنابيب المنوية تراجعا في قطرها وانخفاضا في تجويفها وسمك الأنبوب المنوي. ظهارة منوية. إن انخفاض هذه المعلمات المورفومترية، الذي يبرر فقدان وزن الخصية، وأثناء نشاط الخصية، تمتلئ الظهارة المنوية السميكة والطبقية وتكوين الحيوانات المنوية الكامل وكذلك التجويف بالحيوانات المنوية على نطاق واسع. وكذلك دراسة وتحديد مراحل دورة الظهارة المنوية في Gerbillus trabuli خلال فترة نشاط الخصية (12 لتر/ 12 عمق) مع دراسة نسيجية ومورفومترية وإحصائية. أظهرت نتائجنا أن دورة الظهارة المنوية تتضمن 14 مرحلة محددة جيدًا وفقًا لطريقة التشكل الأنبوبي. أظهر سمك الظهارة المنوية اختلافًا كبيرًا خلال دورة الظهارة، لذلك كان المعيار الوحيد للتصنيف المورفومتري لدورة الظهارة المنوية في Gerbillus tarbuli. إن الاهتمام بدراسة دورة الظهارة المنوية يسمح لنا بفهم عمليات تكوين الحيوانات المنوية ومعرفة أنواع الخلايا المختلفة لكل مرحلة وتطورها خلال الدورة الظهارية في جربيلوس ترابولي.

الكلمات المفتاحية : جربليس ترابولية, دورة الظهارة المنوية , ظهارة منوية, فترة ضوئية, إيقاع الساعة البيولوجية.

Listes des figures

Figure 01 : Structure intra testiculaire.

Figure 02 : Schéma de la paroi d'un tube séminifère des mammaliens.

Figure 03 : Biosynthèse de la testostérone par les cellules de Leydig chez rat adulte.

Figure 04 : Tissus interstitiel de rat.

Figure 05 : Représente les différentes étapes de la spermatogenèse.

Figure 06 : Etapes de la méiose.

Figure 07 : Spermiogenèse chez le rat.

Figure 08 : Anatomie des NSC chez le rat et localisation histologiques des principaux neuropeptides.

Figure 09 : La morphologie de gerbillus tarabuli.

Figure 10 : Confection des blocs par les barres de LEUCKART.

Figure 11 : Variation de l'indice gonadosomatique(%) sous les trois photopériodes étudiées**.**

Figure 12 : Coupe transversale du testicule de gerbillus tarabuli au période de repos A et période de reproduction B au microscope photonique.

Figure 13 : Aspect histologique du testicule de gerbillus tarabuli pendant la période de reproduction.

Figure 14 : Représentation graphique des variations de diamètre des tubes séminifères au cours de la reproduction chez Gerbillus tarabuli.

Figure 15 : Représentation graphique des variations de l'épithélium séminifère au cours de la reproduction chez Gerbillus tarabuli.

Figure 16 : Représentation graphique des variations de la lumière au cours de la reproduction chez Gerbillus tarabuli.

Figure 17 : Structure histologique montrant les cellules M1 et M2 de stade XIV.

Liste des tableaux

Tableau I	Identification des différents stades de l'épithélium séminifère chez Gerbillus tarabuli au période de reproduction 12L/12D.
Tableau II	Valeurs moyennes, écart types et ESM des diamètres tubulaire, : épithélium séminifère et la lumière au cours de 12L/12D chez Gerbillus tarabuli. (Tube séminifère, 2 : épithélium séminifère, 3 : la lumière : 1).
Tableau III	Intensité des mesures des poids testiculaires et l'indice : gonadosomatique au cours de la photopériode standard chez gerbillus tarabuli.
Tableau IV	Intensité des mesures des poids testiculaires et l'indice : gonadosomatique au cours de la photopériode longue chez gerbillus tarabuli.
Tableau V	Intensité des mesures des poids testiculaires et l'indice gonadosomatique au cours de la photopériode courte chez Gerbillus tarabuli.
Tableau VI	Les valeurs de P des tubes séminifères au cours des 14 stades chez gerbillus tarabuli.
Tableau VII	Les valeurs de P de l'épithélium séminifères au cours des 14 stades chez gerbillus tarabuli.
Tableau VIII	Les valeurs de P de la lumières tubulaires au cours des 14 stades chez gerbillus tarabuli.

Liste des abréviations

Aal : Spermatogonie de type A alignées.

ADN : Acide désoxyribonucléique.

Apr : Spermatogonie de type A appariées.

As : Spermatogonie de type A isolée.

AVP : Arginine vasopressine.

CT : Temps circadien.

CSS : Cellules souches spermatogoniale.

D : obscurité.

Erα et β : Récepteur estrogène α et β.

ESM : Erreur standard moyenne.

FSH : Hormone folliculo-somatique.

IGS : Indice gonadosomatique.

In : Spermatogonie intermédiaire.

GABA : Acide gamma-yaminobutirique.

GnRH : Facteur des échanges des hormones gonadotropes.

GRP : Gastrin releasing peptide.

LH : Hormone lutéinisante.

MOY : Moyenne.

NSC : Noyaux suprachiasmatiques.

PIV : Le peptide intestinal vasoactif.

SOM : Somatostatine.

ZT : Temps de Zeitgeber.

µm : micromètre.

Sommaire

Introduction 1

Rappel bibliographique

I. Anatomie 4

II. Histologie 4

II.1. Tube séminifère 5

II.2. Cellules somatique 6

II.2.1. Cellules péritubulaires 6

II.2.2. Cellules de Sertoli 6

II.2.3. Cellules de Leydig 7

II.3. Tissus interstitiel 7

II.4. Ligne germinale 8

III. Physiologie 9

III.1. Spermatogenèse 9

III.2. Déroulement de spermatogenèse 9

III.2.A. Prolifération spermatogoniale 9

III.2.B. Méiose spermatocytaire 10

III.2.C. Spermiogenèse 11

III.2.C.1. Phase golgienne 12

III.2.C.2. Phase de formation de la cape 12

III.2.C.3. Phase acrosomiale 13

III.3. Cycle spermatogénétique 14

III.4. Cycle de l'épithélium séminifère 15

IV. Les rythmes 15

IV.1. Les rythmes biologiques 15

IV.2. La rythmicité 15

IV.3. Le rythme circadien 16

IV.4. L'horloge circadien 17

IV.5. Les noyaux suprachiasmatiques 17

V. Mélatonine 19

VI. Photopériode et mélatonine 19

Matériels & méthodes

I. Matériel biologique 22

I.2. Modèle animale 22

I.2. La systématique de l'animal 22

I.3. Mode de vie et reproduction 23

I.4. Conditionnement 23

II. Méthode 24

II.1. Technique histologique 24

II.1.1. Anesthésie et perfusion du fixateur 24

II.1.3. Prélèvement et post fixateur 24

II.1.4. Préparation des tissus pour la coupe 25

II.1.4.a. Lavage et déshydratation des organes 25

II.1.4.b. Imprégnation à la paraffine 25

II.1.4.C. Inclusion et confection des blocs 25

II.1.4.d. Réalisation des coupes 26

II.1.4.e. Déparaffinages et réhydratation 26

II.1.4.f. Coloration des coupes 26

II.1.4.g. Montages et observation au microscope photonique 27

II.2. Etude morphométrique 27

II.3. Analyse statistique 27

Résultats

I. Indice gonadosomatique 29

II. Comparaison entre la période de repos et reproduction 30

III. Cycle de l'épithélium séminifère 30

IV. Etude morphométrique 39

Discussion

I. Poids du testicule 43

II. Comparaison entre la période de repos et reproduction 43

III. Cycle de l'épithélium séminifère 44

Introduction

Gerbillus tarabuli est un rongeur saharien nocturne dont le cycle reproductif annuel est caractérisé par une activité reproductive au printemps et une longue phase de quiescence sexuelle pendant les autres saisons **(Kheddache et al, 2017)**. La reproduction saisonnière de cette espèce alterne entre une période d'activité et une période de repos sexuel. Pendant la période d'activité sexuelle, l'appareil reproducteur subit des changements structurels, ultra structuraux et hormonaux, comme observé chez plusieurs espèces de la famille des gerbillidés, y compris Gerbillus tarabuli **(Amirate et al, 1977)**.

La photopériode, ou les variations annuelles de la durée du jour, joue un rôle crucial dans l'activité de reproduction. Elle est un modèle d'interaction entre des rythmes endogènes de périodes différentes **(Malpaux et al, 1996)**. Un rythme circadien implique un ensemble de processus partant de l'œil et aboutissant à la glande pinéale, laquelle produit la mélatonine, une neurohormone essentielle au fonctionnement de l'horloge biologique **(Touitou, 2016)**.

Gerbillus tarabuli est un modèle intéressant pour l'étude de la fonction testiculaire chez les rongeurs du désert, bien que la biologie reproductive de cette espèce soit encore peu connue. La spermatogenèse est un processus cyclique très organisé dans lequel une spermatogonie diploïde subit une série d'événements pour devenir des spermatozoïdes haploïdes capables de se mouvoir **(Hamidatou Khati et al, 2018)**.

Cette étude examine le poids du testicule sous différentes photopériodes : standard (12L/12D) longue (16L/8D) et courte (8L/16D), en comparant les périodes de repos et de reproduction. Elle inclut également une analyse morphométrique du testicule, portant sur le tube séminifère, l'épithélium séminifère et la lumière tubulaire, ainsi que l'identification des différents stades du cycle de l'épithélium séminifère chez Gerbillus tarabuli.

Le mémoire est structuré en quatre sections :

Rappel Bibliographique : Présentation de l'anatomie, de l'histologie et de la physiologie du testicule.

Matériel et Méthode : Description des techniques et outils utilisés pour la recherche.

Résultats : Présentation des données obtenues.

Discussion : Analyse et interprétation des résultats.

Cette structure permet d'approfondir notre compréhension des mécanismes de la reproduction saisonnière chez Gerbillus tarabuli et des facteurs influençant la fonction testiculaire.

Rappel bibliographique

I. Testicule :

I.1. Anatomie :

Chaque testicule est entouré de trois enveloppes, la plus intérieure étant l'albuginée **(Titi-Lartey et Khan, 2022 ; Tiwana et Leslie, 2022)**. Dans le scrotum, à l'extérieur du pelvis. Celle-ci constituée de tissu conjonctive et de fibres musculaires, s'enfonce dans le testicule pour constituer des parois septales, qui définissent des lobules. Les lobules renferment les tubes séminifères. Les tubes séminifères sont séparés par un tissu conjonctif appelé le tissu interstitiel. Ils radient vers une structure appelée le rete testis, lui-même relié à l'épididyme via les canaux efférents.

Le canal déférent prolonge l'épididyme, qui est constitué d'une tête, d'un corps et d'une queue, qui quitte le scrotum pour se connecter aux autres organes de l'appareil reproducteur **(Sullivan et al, 2019).** La maturation des spermatozoïdes produit dans le testicule est facilitée par l'épididyme, qui leur permet d'acquérir leur mobilité et leur capacité à féconder ultérieurement l'ovocyte. Il facilite aussi leur conservation et leur survie avant l'éjaculation.

Dans le testicule, deux compartiments, correspondant aux deux fonctions testiculaires principales. La production des hormones, principalement des androgènes, est la première, appelée endocrine. Les cellules de Leydig, qui se trouvent dans le tissus interstitiel, assurent cette fonction, appelée exocrine, consiste à produire des spermatozoïdes capable de féconder un ovocyte après avoir été maturés dans l'épididyme et les vois génitales femelles. Elle se trouve dans les canalisations séminifères. Malgré leur différence histologique, les deux compartiments sont étroitement liés les uns aux autres. Il est essentiel d'avoir un dialogue moléculaire à travers les sécrétions paracrines et une architecture morphologique précise afin d'assurer l'équilibre du tissu testiculaire et de garantir la fonction de reproduction **(Figure 01).**

II. Histologie :

On distingue deux compartiments distincts le testicule : le compartiment interstitiel (cellule de Leydig) et le compartiment tubulaire (tubes séminifères).

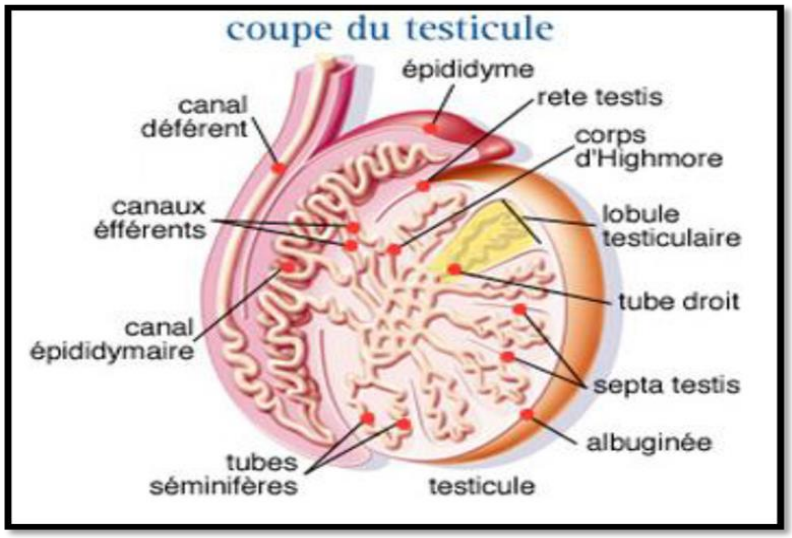


Figure 01 : Structure intra testiculaire **(Muller et Clos, 1997).**

II.1. Tube séminifère :

Les tubes séminifères sont de 150 à 200 µm de diamètre et constituent 60 à 80 % du volume testiculaire. Les cellules péritubulaires, également connues sous le nom de cellules myoïdes, entourent chaque tube et sont attachées à la membrane basale (lamina propria). Le contenu cellulaire intratubulaire est constitué de cellules de Sertoli et de cellules de ligne germinale **(Sertoli, 2018) (Figure 02)**.

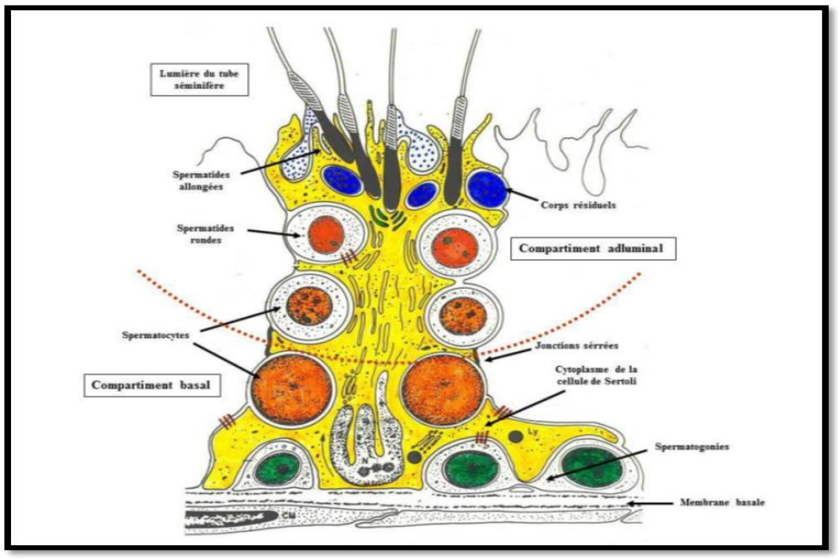


Figure 02 : Schéma de la paroi d'un tube séminifère des mammaliens **(Siffroi, 2001).**

II.2. Cellules somatiques :

II.2.1. Cellules péritubulaires :

De par leur nature myofibroblastique, les cellules myoïdes ont la capacité de générer une contraction des tubes séminifères qu'elles entourent. Ces cellules sont à l'origine des contractions péristaltiques jouant un rôle dans le transport des spermatozoïdes testiculaires et du fluide tubulaire vers le rete testis (Wang et al, 2018). Différents facteurs sont produits par les cellules myoïdes, tels que la contractilité cellulaire, la prolifération et les espèces réactives de l'oxygène, ce qui leur permet d'exercer une activité paracrine sur les cellules environnants **(Mayerhofer, 2013 ; Zhou et al, 2019)**.

II.2.2. Cellules de Sertoli :

La barrière hémato-testiculaire produite par la cellule de Sertoli adulte, qui est polarisée, avec de nombreuses extensions cytoplasmiques ramifiées et jonction cellulaires. Sa forme géométrique, généralement allongée et anatomiquement proche de la lame basale, permet de reconnaître son noyau. Elle est en contact permanent avec plusieurs générations de cellule germinales via son cytoplasme. S'étendant de la lame basale jusqu'à la lumière tubulaire. Ses nombreux prolongements cytoplasmiques s'adaptent pour permettre le développement des cellules germinales qui l'entourent **(França et al, 2016)**. La cellule de Sertoli est l'unique cellule testiculaire de communiquer avec tous les types cellulaires présents dans les tubes séminifères, qui permet une régulation fine des cellules environnantes. Le terme (cellule nourricière) lui est donné en raison de sa relation morphologique avec les cellules germinales en pleine croissance **(França et al, 2016)**, elle joue un rôle essentiel dans la stabilité structurelle, biochimique, ionique et métabolique, et elle est responsable de la synchronisation de l'activité de toutes les cellules intra-tubulaires **(França et al, 2016)**. L'activité phagocytaire des cellules de Sertoli est nécessaire afin d'éliminer les cellules germinales apoptotiques et les corps résiduels issus des spermatides allongées. La cellule de Sertoli fournit le fluide tubulaire ainsi que de nombreux autres composés. En plus d'être ionique et nutritif, ce liquide facilite le transport de molécules produites par les diverses cellules, depuis la lame basale jusqu'à la lumière du tube **(Rato et al 2010)**. Il joue également un rôle dans le déplacement des spermatozoïdes non mobiles vers le réseau testis puis l'épididyme. La cellule de Sertoli est essentielle pour la survie des cellules germinales et le bon déroulement de la spermatogenèse en raison de ses multiples fonctions de soutien, de nutrition et de sécrétion.

II.2.3. Cellules de Leydig :

On trouve les cellules de Leydig autour des capillaires sanguins. Les échanges actifs entre l'environnement testiculaire et la circulation générale sont facilités par cette conformation péri-vasculaire. Ces cellules représentent entre 1 et 5% du volume du testicule. Elles possèdent un cytoplasme riche en inclusions lipidiques, qui sont des sources de cholestérol **(Fawcett et al, 1973)**. Les cellules de Leydig jouent un rôle endocrine et un rôle paracrine en produisent des androgène essentiels à la masculinisation des organes androgèno-dépendants pendant le développement et en stimulant la spermatogenèse **(Sansone et al, 2019).** La testostérone, parmi toutes les molécules produites par les cellules de Leydig, a été la plus étudiée en raison de son rôle crucial dans la régulation de la spermatogenèse **(Zhou et al, 2019).** Les cellules de Leydig produisent de la testostérone en recrutant le cholestérol présent dans les gouttelettes lipidiques stockées au sein de la cellule. On transportera ce cholestérol vers les mitochondries ou il sera converti en prégnénolone. Une cascade de réactions enzymatique se produit au sein du réticulum endoplasmique lisse, ce qui entraîne la synthèse de testostérone **(Aghazadeh et al, 2015) (Figure 03).**

A l'âge adulte, les cellules de Leydig vont commencer à synthétiser des œstrogènes, par aromatisation de la testostérone. L'œstradiol produit va induire un rétrocontrôle sur la production de LH mais aussi sur les cellules testiculaires présentant les récepteurs ERα et β (Estogen receptor α/β) **(Carreau et Hess, 2010)**.

II.3. Tissus interstitiel :

Autour des tubes séminifères, l'espace interstitiel est constitué d'un tissu conjonctif lâche, très vascularisé et innervé. Il est composé de nombreux capillaires sanguins, qui assurent le flux hormonal périphérique et testiculaires, d'éléments figurés du sang, de fibroblastes, de macrophage et de cellules de Leydig. Le rat présente un endothélium lymphatique très développé, discontinu, qui entoure partiellement les cellules de Leydig périvasculaires **(Fawcett et al, 1973) (Figure 04).**

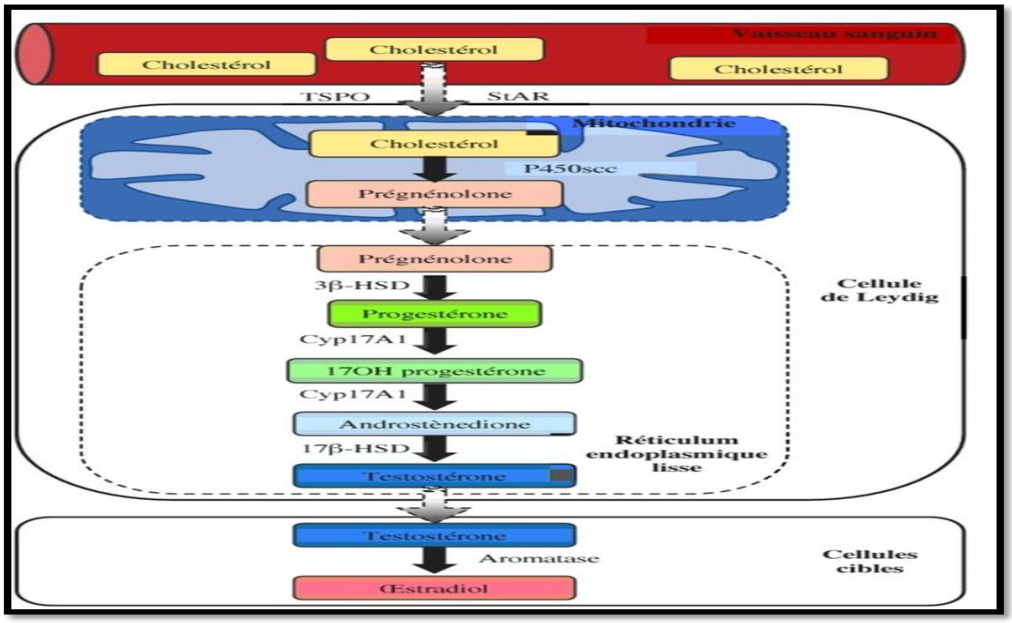


Figure 03 : Biosynthèse de la testostérone par les cellules de Leydig chez le rat adulte **(Saint-Dizier et al, 2014).**

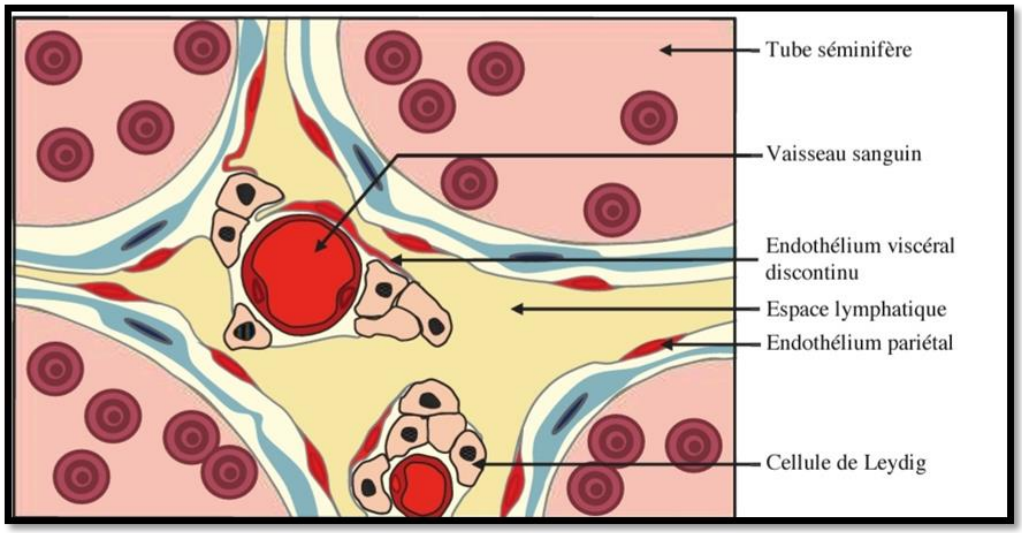


Figure 04 : Tissus interstitiel de rat **(Fawcett et al, 1973).**

II.4. La ligne germinale :

A la différence des cellules de Sertoli, les cellules germinales ne se multiplient qu'à partir de la puberté. Jusqu'à la sénescence. Au stade adulte, elles constituent la plupart des cellules de l'épithélium séminifère. Les cellules de Sertoli sont responsables de leur nutrition et leur soutien. Les cellules souche spermatogoniale, à l'origine des différentes cellules germinales se trouvent à la base du tube séminifère, accolées à la membrane basale. Il y aura plusieurs

vagues de prolifération/différenciation de ces cellules pour produire des cellules haploïdes hyperspécialisées connues sous le nom de spermatozoïdes. Les cellules souche spermatogoniale vont se différencier en spermatogonies A, intermédiaires et B. les spermatogonies vont ensuite devenir des spermatocytes l puis ll via le processus de méiose, pour aboutir à la formation de spermatides et spermatozoïdes. Les spermatozoïdes sont libérés dans la lumière tubulaire, et par contraction des cellules myoïdes, redirigés vers le rete testis puis l'épididyme **(Saint-Dizier et al, 2014).**

III. Physiologie du testicule :

A partir de la puberté, le testicule assure double fonction : une fonction exocrine correspondant à la spermatogenèse, et une fonction endocrine qui consiste en la synthèse et la sécrétion des androgènes, la testostérone principalement **(Kierszenbaum, 2006).**

III.1. Spermatogenèse :

La spermatogenèse englobe toutes les étapes successives de division et de différenciation des cellules, qui conduisent à la création et à la libération de spermatozoïdes dans la lumière des tubes séminifères. Il s'agit d'un processus complexe qui demande une préparation prolongée qui débute pendant le développement embryonnaire et se déroule de manière pleinement activent à la puberté. De la puberté à la sénescence, les mâles produisent des gamètes de manière continue grâce au renouvellement et à la différenciation des cellules souches spermatogoniale. **Selon (Noto et al, 2016),** la qualité des gamètes peut fluctuer en fonction des conditions environnementales ou hormonales de l'individu. L'âge joue un rôle essentiel dans cette variation.

III.2. Déroulements de la spermatogenèse :

A. Prolifération spermatogoniale

Selon **(Clermont, 1963)**, différentes générations de spermatogonies ont été décrite en fonction de la condensation et de la position de la chromatine nucléaire, ainsi que leur localisation dans les tubes séminifères. Selon **(Zhou et Griswold, 2008)**, les spermatogonies sont classées en trois catégories de leur fonction : les spermatogonies souches, les spermatogonies prolifératives et les spermatogonies en différenciation, qui se trouvent dans le compartiment bas de l'épithélium séminifère. Les spermatogonies isolés de type A (single, As, A single spermatogonia) chez le rat reste attachés à la membrane basale des tubes

séminifères. Selon **(Oatley et Brinster, 2012)**, Il y'a peu de cellules souches spermatogoniale dans le testicule adulte. Les CSS sont caractérisés par deux types de division :(i) division symétrique, qui vise à restituer le pool de CSS, principalement après une exposition toxique et (iii). Durant la spermatogenèse, les divisions asymétriques des A donnent naissance aux spermatogonies A appariées (A paired, A pr, A paired spermatogonia). Ces dernières vont réaliser des divisions mitotique successives afin de former un pool de spermatogonies alignées de type À (Aaligned, Aal, À aligned spermatogonia). Les spermatogonies A al vont se diviser et se différencier en spermatogonies de type A 1-4 puis en spermatogonies de type intermédiaire (In). Après une dernière division, les spermatogonies In se différencient en spermatogonies B qui entreront en prophase de première division méiotique **(Oatley et Brinster, 2012) (Figure 05).**

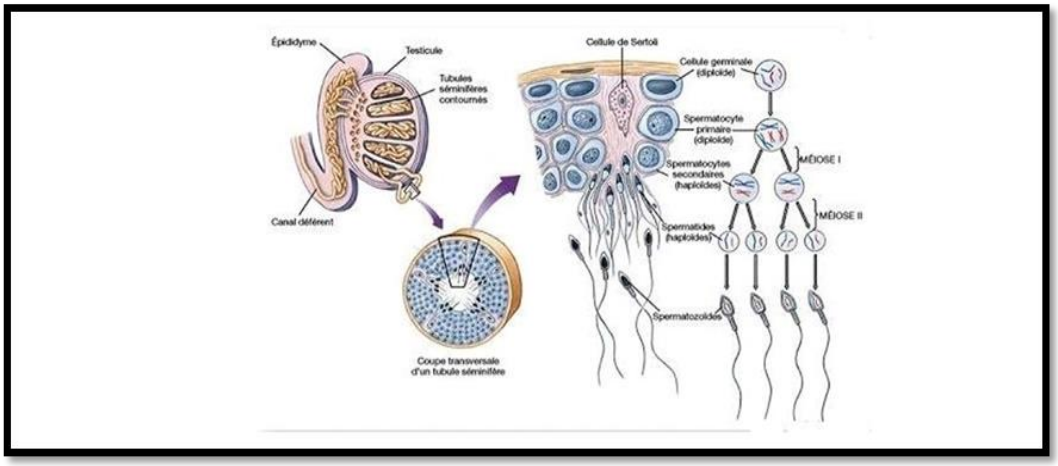


Figure 05 : Représentes les différentes étapes de la spermatogenèse **(Allais-Bonnet et Pailhoux, 2014).**

B. Méiose spermatocytaire :

Les spermatocytes se trouvent à proximité de la lame basale ou peuvent être séparés par une série de spermatogonies, et sont identifiables par la condensation de leur chromatine, qui est caractéristique de chaque étape. Au stade préleptotène, la méiose comprend une étape de réplication d'ADN au sein du spermatocyte primaire, suivi de deux divisions cellulaires successives. Les quatre étapes principales de chaque division cellulaire sont la prophase, la métaphase, l'anaphase et la télophase. Les chromosomes subissent des modifications morphologique significatives lors de la première division de méiose, appelée méiose I, en raison des processus d'appariement et de dissociation. La deuxième division de méiose, ou

méiose II, est dites équationnelle et s'apparente à une division mitotique sans synthèse d'ADN préable. **(Clermont, 1963)**.

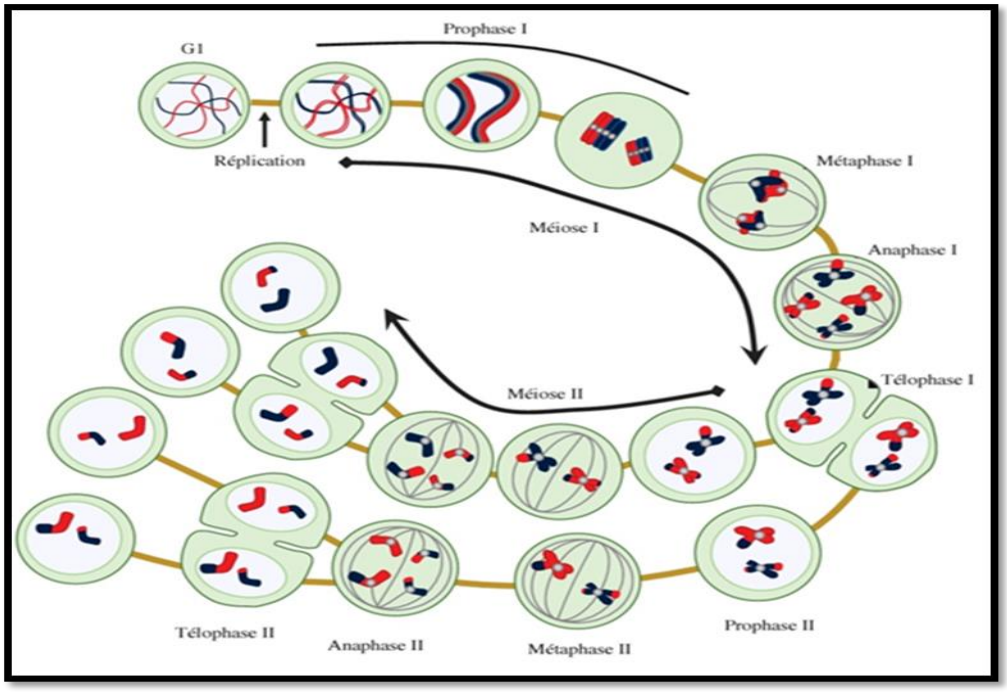


Figure 06 : Étape de la méiose **(Saulnier, 2016).**

(Au cours de la méiose, une unique étape de réplication d'ADN est suivie de deux étapes de division successives, la méiose I et la méiose II conduisant théoriquement à la production de 4 cellules haploïdes à partir d'une cellule diploïde) **(D'après Saint-Dizier et al, 2014).**

C. Spermiogenèse :

A la suite de la méiose, les spermatides se trouvent sur 3 à 4 assises cellulaires dans l'épithélium séminifères et entourent la lumière tubulaire. La production de spermatozoïdes est un processus complexe qui demande une différenciation morphologique et fonctionnelle pour former des cellules mobiles hautement spécialisées. Selon **(Hess et Renato de Franca, 2008)**, cette étape se compose de 4 grandes étapes connues sous le nom de phase de Golgi, phase du capuchon acrosomial, phase de l'acrosome et phase de maturation, qui sont réparties en 19 sous étapes **(Leblond et Clermont, 1950) (Figure 07).**

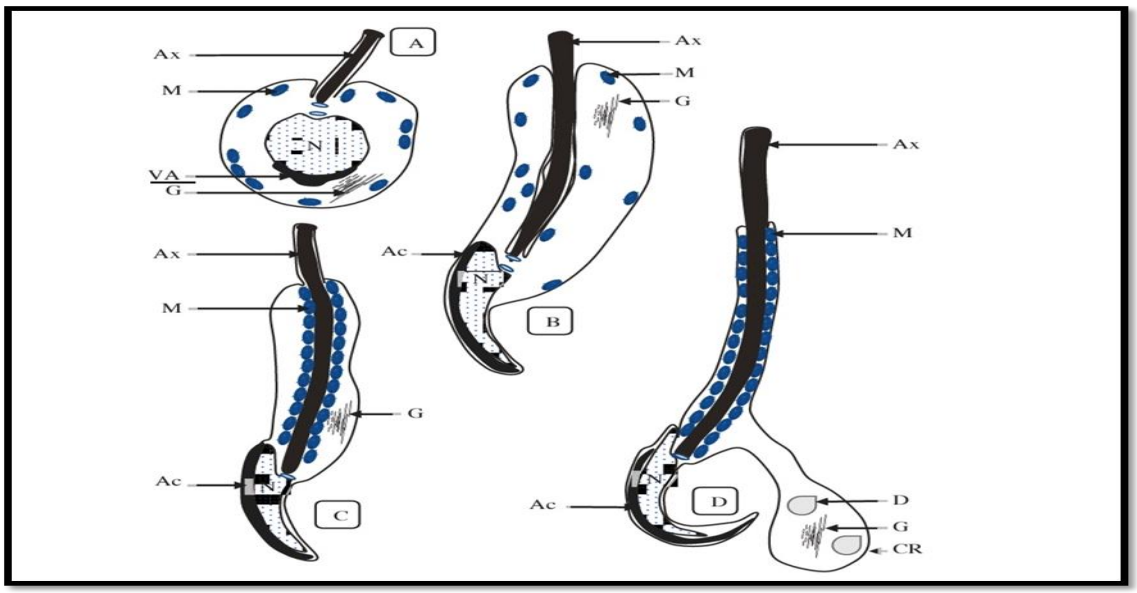


Figure 07 : Spermiogenèse chez le rat **(Hermo et al, 2016).**

(Ac : Acrosome ; Ax : Axonème ; CR : Corps Résiduel ; D : Déchets cytoplasmique ; G : Appareil de Golgi ; M : Mitochondrie ; N : Noyau ; VA : Vésicule Acrosomiale).

1. Phase golgienne :

Elle renferme 3 étapes aboutissant à la formation du granule acrosomique **(Leblond et Clerment, 1952 ; Kierszenbaum, 2006 ; Hess et Franca, 2009).**

- **Etape 01 :** est caractérisée par la présence de l'idiosome dans la zone de Golgi **(Leblond et Clerment, 1952),** le corps chromatoïde et le complexe de Golgi sont étroitement liés. Les centrioles sont perpendiculaires. Les mitochondries sont dispersées dans le cytoplasme ou bien alignées le long de la membrane plasmique **(Russell et al, 1990).** Les microtubules émergent du centriole distal (axonème du futur flagelle).
- **Etape 02 :** correspond à la formation de granules proacrosomiques dans l'idiosome **(Hess et Franca, 2009).** Les centrioles sont situés au voisinage du complexe de Golgi.
- **Etape 03 :** représente la fusion des granules proacrosomiques en un large granule acrosomique et la migration polaire des centrioles facilitant le développement de l'axonème **(Russell et al, 1990 ; Hess et Franca, 2009).**

2. Phase de formation de la cape :

Au cours de cette phase, la cape se développe à partir du granule acrosomique avec une orientation aléatoire. Elle comporte quatre étapes **(Hess et Franca, 2009).**

- **Etape 04 :** est l'aplatissement du granule acrosomique à la surface du noyau **(Russell et al, 1990).**
- **Etape 05 :** est la propagation latérale du granule acrosomique **(Russell et al, 1990),** au-dessus de la surface apicale du noyau sous forme d'un petit capuchon **(Hess et Franca, 2009).**
- **Etape 06 :** 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 **(Russell et al, 1990).**
- **Etape 07 :** correspond au moment où la cape atteint sa taille maximale. Le noyau se rapproche de la surface cellulaire. Le centriole proximale adhère au noyau, tandis que le distal reste attaché au flagelle. Le corps chromatoïde flotte librement dans le cytoplasme **(Russell et al, 1990).**

3. Phase acrosomiale :

Elle se déroule en 7 étapes pendant lesquelles la cape s4orionte progressivement vers la membrane basale du tube séminifère. Le flagelle devient bien visible **(Hess et Franca, 2009).**

- **Etape 08 :** ou la cape de l'acrosome s'oriente vers la membrane basale, le cytoplasme migre vers le pole opposé. Le centriole proximal est attaché au noyau dans une zone diamétralement opposée au granule acrosomique et le distal s'étend hors du cytoplasme **(Russell et al, 1990).**
- **Etape 09 :** correspond à un léger aplatissement du noyau avec une saillie nucléaire recouverte par la cape. Le granule acrosomique s'allonge et devient ainsi l'acrosome **(Russell et al, 1990).**
- **Etape 10 :** montre une saillie nucléaire prononcée sous forme d'un apex. Le noyau est allongé et plus aplati sur les côtés **(Russell et al, 1990).**
- **Etape 11 :** représente l'élongation du noyau et d'acrosome. L'apex devient rond **(Russell et al, 1990).**
- **Etape 12 :** ou le noyau atteint sa longueur maximale et devient plus dense. 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 **(Russell et al, 1990).**

- **Etape 13 :** durant laquelle, le noyau devient nettement plus mince, avec un sommet pointu. Le cytoplasme se condense le long du flagelle. Le matériel acrosomique glisse vers le bas **(Russell et al, 1990 ; Hess et Franca, 2009).**
- **Etape 14 :** ou le noyau se rétrécit à environ 2/3 de sa longueur et devient plus incurvé **(Russell et al, 1990).**

  4. Phase de maturation :

  Elle se déroule en 5 étapes à travers lesquelles les spermatides allongées se transforment en spermatozoïdes qui seront libérés dans la lumière du tube séminifère (spermation) **(Leblond et Clerment, 1952).**
- **Etape 15 :** implique la formation de la pièce intermédiaire. Le noyau apparaît très dense **(Russell et al, 1990).**
- **Etape 16 :** ou l'acrosome s'étend caudalement jusqu'à l'angle dorsal de la cellule **(Russell et al, 1990).**
- **Etape 17 :** indique le déplacement de l'acrosome en amont du noyau.
- **Etape 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 se séparera de la cellule sous forme de corps résiduel.
- **Etape 19 :** montre que le spermatozoïde est maintenant prêt à subir la spermiation **(Russell et al, 1990).**

III.3. Cycle spermatogénétique :

Cycle spermatogénétique c'est le temps nécessaire pour que la spermatogonie A se transforme en spermatozoïde à un certain point du tube séminifère. Les spermatogonies A de renouvellement entrent régulièrement en spermatogenèse à tous les niveaux du tube séminifère, ce qui donne naissance à une nouvelle génération de cellules germinales qui évoluent de manière synchrone avant que les cellules des générations précédentes ne deviennent des spermatozoïdes. Par conséquent, après la fin du premier cycle de différenciation des spermatozoïdes, quatre cycles supplémentaires sont initiés sur la même zone de l'épithélium séminifère, ce qui explique la superposition de 4 à 5 générations de cellules germinales à des stades de maturation différents, disposées transversalement (de la lame basale vers la lumière). **(Clerment et al, 1959 : Amann, 2008 : Whitney et Suttie, 2018).**

III.4. Cycle de l'épithélium séminifère :

Les associations cellulaires constantes sont définies par la superposition des générations germinales successives, mentionnés précédemment **(Amann, 1962 ; Courot et al, 1970 ; Ortavant et al, 1977)**. Chaque association correspond à un stade particulier du cycle de l'épithélium séminifère **(Leblond et Clerment, 1952).**

IV. Les rythmes :

IV.1. Les rythmes biologiques :

Les rythmes biologiques sont une caractéristique essentielle du vivant. Différents éléments peuvent être modifiés pour les ajuster à 24 heures, tels que l'alternance jour/nuit. Cependant, si aucun repère temporel n'est présent, les rythmes continuent avec une grande précision, ce qui suggère que l'organisme dispose d'un système endogène de temps. L'horloge centrale se trouve chez les mammifères dans les noyaux suprachiasmatiques (NSC) de l'hypothalamus. Notre objectif est d'examiner les mécanismes moléculaires qui régissent la rythmicité et la mise à l'heure de cette horloge, en mettant l'accent sur son contrôle cellulaire et son fonctionnement. En effet, de nouvelles données conduisent à repenser l'horloge non pas comme une entité homogène, mais comme un ensemble cohérent d'unités fonctionnelles différentes et interconnectées. Il sera également abordé le rôle des NSC en tant que générateur essentiel de la rythmicité en se basant sur des résultats récents **(Nicolas, 2005).**

IV.2. La rythmicité :

Chaque être vivant est marqué par une rythmicité interne et cyclique qui accompagne une grande diversité de processus biologique et comportementaux. Un oscillateur ou un système de composants qui interagissent pour générer une sortie rythmique est responsable de la rythmicité cyclique d'un processus moléculaire ou biologique spécifique **(Bell-Pedersen et al, 2007)**.

C'est une variation périodique ou cyclique d'une fonction spécifique de physiologie, de biochimie ou de comportement d'un être vivant **(Amdaoud, 2007).**

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

Ultradiens : période inférieure à 20 h.

Circadiens : période de 24 ± 4 h.

Infradiens : période supérieure à 28 h.

De plus, il existe quatre rythmes couramment appelés (circa). Ces rythmes sont synchronisés dans les conditions naturelles par des facteurs environnementaux **(Aschouff, 1981).**

Les rythmes proches du cycle de 24 h de lumière sombre sont désigné comme rythmes circadiens (de cicra diem), tandis que les cycles plus courts ou plus longs que le cycle de 24 heures sont désignés comme rythmicité ultradienne et infradienne, respectivement **(Aschouff, 1967 ; Aschouff et Wever, 1976 ; Mills et al, 1974).**

lV.3. Le rythme circadien :

Le concept circadien fait référence à la constatation que, dans des conditions extérieures constantes (sans indiction de temps), les rythmes sont libres avec une période endogène proche de 24 heures **(Ikonomovo et al, 1998).**

L'expression circadien (circa : autour et diest : jour) désigne un phénomène cyclique, avec une période Tau proche de 24 h sont séparées en un jour subjectif qui correspond à la période au 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. On divise donc la période endogène Tau en 24 heures circadiennes, chaque heure circadienne étant d'un vingt-quatrième de Tau. L'arrivée du jour est définie par convention comme le ZT 0 (Zeitgeber Time 0) et le CT 12 (temps circadien 12) marque le début de la nuit subjective. Dans le cas où les animaux se trouvent en alternance jour/nuit (Light-Dark 12:12, 12 heures de lumière et 12 heures d'obscurité). La durée du rythme d'activité est précisément de 24 heures, ce qui permet à l'horloge endogène de se synchroniser avec le monde extérieur afin d'être en parfaite synchronisation avec celui-ci. Les rythmes avec une durée de moins de 20 heures (jusqu'à la milliseconde) sont appelés ultradiens et les rythmes avec une durée de plus de 28 heures sont infradiens **(TOUATI Hanane, 2010).**

IV.4. L'horloge circadienne :

L'horloge circadienne chez les mammifères est un système de régulation qui implique un ensemble de structures neuronales apparentées qui ont pour objectif de structurer temporellement les processus et les comportements **(Moore, 1995).**

Il est principalement composé de trois éléments clés : le tractus rétino-hypothalamique, les oscillateurs situés dans le système nerveux central (pacemaker) et les projections efférentes du système nerveux central **(Moore, 1991,1995).**

Les noyaux suprachiasmatiques (SCN) sont considérés comme la seule région du cerveau qui participe pleinement à la régulation des rythmes circadiens. Toutefois, à la différence de la neurobiologie approfondie de RHT et SCN, la prise en charge du rythme circadien par SCN est mal comprise **(Miller et al, 1996).**

Plus tard, on à découvert des horloges secondaires dans d'autres parties du cerveau **(Takahashi, 2004 ; Hastings et al, 2007).**

IV.5. Les noyaux suprachiasmatiques :

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

La structure paire des NSC se trouve à l'aplomb du chiasma optique. Ils sont composée d'environ 10500 neurones chacun chez le rat, organisés en un réseau très dense de petits neurones, et ont une taille de 400 µm de haut, 425 µm de large 900µm 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 vasopressine >>, AVP) appelée dmNSC ou << Shell >> et une partie ventro-latérale (neurones à << Vasoactive intestinal peptide >>, VIP appelée vINSC 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 08**)

Des marquages immunoréactifs différents sont présents pour les neuropeptides, tels que l'arginine vasopressine (AVP) ou le peptide intestinal vasoactif (PIV). Toutefois, la plupart des neurones renferment un neurotransmetteur commun : l'acide yaminobutirique (GABA) qu'est donc Co-localisé avec tous les neuropeptides présents dans les NSC (Moore et Speh, 1993). La majorité des neurones du dmNSC produisent le PIV, le peptide histidineisoleucine et/ou le peptide gastrin releasing (GRP) (Swaab et al, 2000). On trouve

une faible proportion de neurones qui synthétisent la somatostatine (SOM) dans ces deux populations (Card et al, 1981). De plus, il a été démontré que certains neurones glutamatergique sont présents chez le rat dans les NSC (Hermes et al, 1996). Les noyaux paraventriculaires de l'hypothalamus (NPV) sont principalement les lieux de projection de ces neurones **(Csaki et al, 2000).**

Finalement, on observe également cette régionalisation dans la localisation des récepteurs de la mélatonine qui seraient principalement exprimés dans les zones vasopressinergiques de la partie dorso-médiale des NSC **(Maywood et al, 1995).**

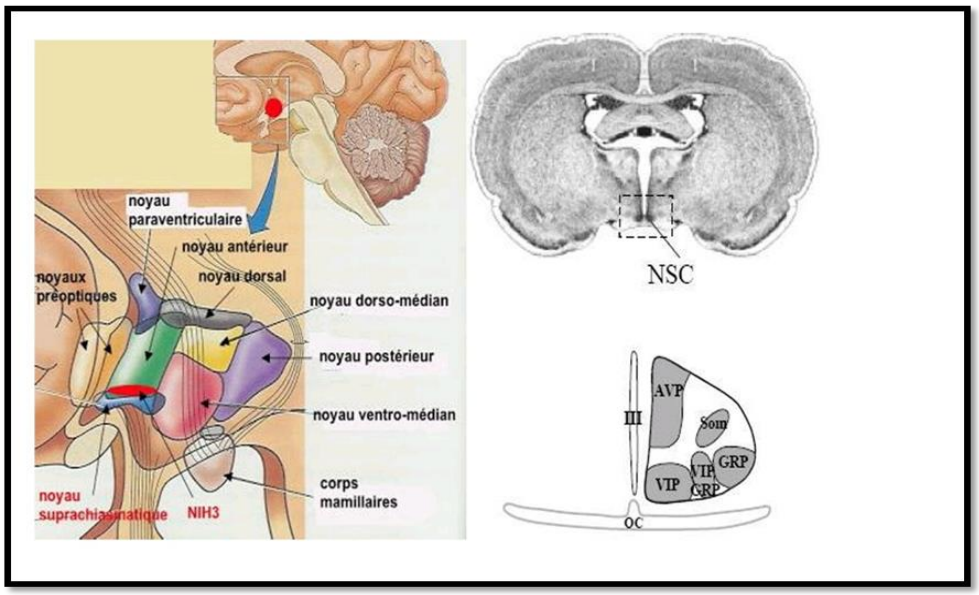


Figure 08 : Anatomie des NSCs chez le rat et localisation histologique des principaux neuropeptides.

(AVP : arginine vasopressine ; GRP : gastrin releasing peptide ; OC : chiasma optique ; Som : somatostatine ; VIP : Vasoactive intestinale peptide ; III : troisième ventricule)

(Adapté de Romijn et al, 1997, Brainmaps).

V. Mélatonine :

La mélatonine présente un rythme circadien de grande amplitude, très reproductible de jour en jour pour un même individu ce qui fait de l'hormone un marqueur important de la synchronisation circadiens. Elle est sécrétée par la glande pinéale ou épiphyse à partir du tryptophane comme précurseur. Il existe d'autres sources, qui ne sont pas liées à la rétine, au tractus digestive et à certaines cellules sanguines. La N-acétyl-transférase (NAT), l'enzyme principale da sa synthèse, est active pendant la phase d'obscurité, ce qui explique

la sécrétion nocturne importante de l'hormone et la quasi-absence de sécrétion pendant la phase diurne. La mélatonine est donc un transducteur du signal lumineux donnant l'indication à l'organisme de la durée du jour et de la nuit. Tout comme la lumière, elle a la capacité de déplacer la phase des rythmes circadiens en utilisant une courbe de réponse de phase qui diffère toutefois de celle de la lumière : la phase circadien est retardée par son administration le matin, tandis que la phase du rythme est avancée dans la soirée. Plusieurs autres caractéristiques ont été mentionnées, ce qui en fait une molécule chronobiotique, c'est-à-dire capable d'influencer le système circadien pour le réguler dans les troubles du sommeil **(Touitou, 2016)**. Les NSC de nombreux mammifères, contiennent des récepteurs de la mélatonine. La mélatonine endogène, dont la synthèse rythmique dépend de l'horloge, a donc un effet de rétrocontrôle sur le fonctionnement même de cette l'horloge. Le rôle exact de ce rétrocontrôle n'est toujours pas élucidé. En effet, à ce jour, aucun effet de l'ablation de la glande pinéale, qui supprime toute la mélatonine circulantes. La présence de récepteurs de la mélatonine dans les NSC implique que la mélatonine exogène ait la capacité d'agir sur le fonctionnement même de l'horloge **(Mireille Masson-Pévet, 2007)**.

VI. Photopériode et mélatonine :

Chez les mammifères, les vois de transmission de l'information photopériodique, de l'œil à la glande pinéale, sont maintenant bien connues, 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 (facteur de décharges des hormones gonadotropes), il est curieux de noter qu'une même durée de sécrétion de mélatonine peut avoir des effets complètement opposés. 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 est important de noter que l'interruption de la phase obscure par la lumière (qui peut être interprétée physiologiquement comme un jour long) entraine l'arrêt de la sécrétion de la mélatonine, qui peut être sécrétée à nouveau pendant la deuxième période d'obscurité **(Thimonier, 1989 ; Palmer et Guillaume, 1992)**. Il faut que la deuxième phase de la 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 **(J. Thimonier, 1996).**

Matériel et Méthode

I. Matériels biologique

I.1. Modèle animale

Le modèle 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 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 25±2˚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* **Figure 09** : la morphologie de *Gerbillus tarabuli*

Espéce *: 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, Six Gerbilles mâles d'un poids corporel compris entre (30 g-60g) ont été transférés dans des 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). Dans le but d'étudier le cycle séminifère de cet animale

- Lot 2 (n= 3) est placé sous un cycle de 8L/16D correspondant à la photopériode courte de la saison d'hiver. Avec un début de l'éclairage ZT 0 = 10h00 matin et la fin de l'éclairage ZT 8=18h00.

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.

II. Méthodes

Dans le but de rechercher les variations structurales des testicules pendant la reproduction de l'animal en photopériode standard (12L/12D) et en photopériode courte (8L/16D) 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.1.3. 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.1.4. 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.

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°.95°.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.

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.

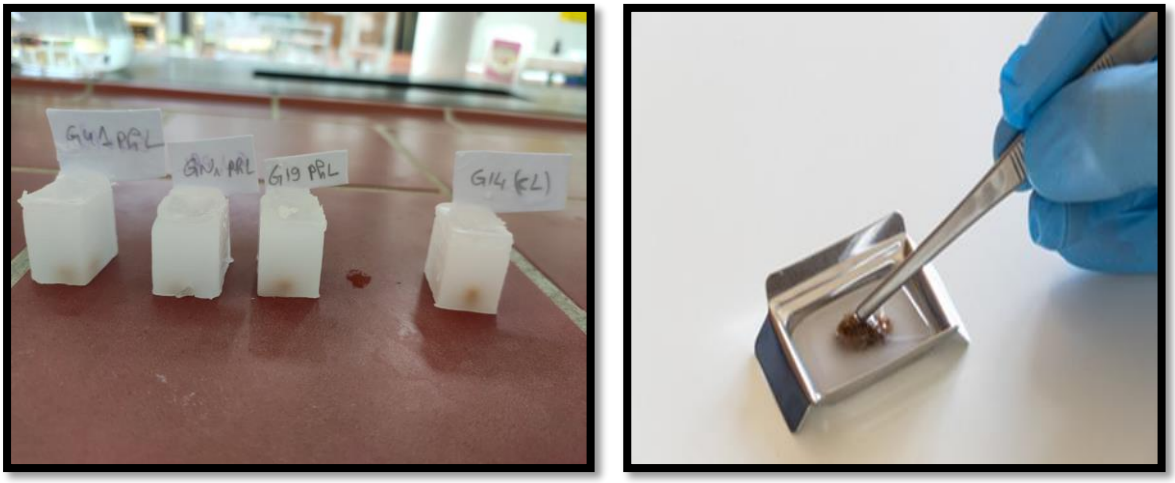


Figure 10 : Confection des blocs par les barres de LEUCKART

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.

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.

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°, 95°, 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°, 95°, 100°) puis dans le xylène.

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.
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.

II.2. Etude morphométrique

Cette étude est réalisée en effectuant, sur les photos prises, des mesures répétées du diamètre des tubes séminifères, de l'épaisseur de l'épithélium séminifère, de la largeur de la lumière des tubes séminifères pour chaque stade du cycle séminifère, en utilisant le logiciel Axio Vision.

II.3. Analyse statistique

Les résultats sont exprimés sous forme de moyenne plus ou moins erreur standard à la moyenne (ESM). 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

Notre intérêt de cette étude est de mieux comprendre la saisonnalité de la spermatogenèse testiculaire chez les rongeurs du désert, Gerbillus tarabuli.

Dans cette partie nous avons réalisé une analyse histomorphométrique et statistique chez notre espèce adulte au cours du cycle reproductif annuel (états actifs et régressés de l'activité gonadique), ainsi que, nous avons ciblé évolution de l'épithélium séminifère au cours de la période d'activité gonadique.

I. Indice gonadosomatique :

Indice gonadosomatique chez Gerbille gerbillus tarabuli en photopériode standard (12L/12D), correspondant à la phase d'activité gonadique est 0,77±0,07% et celui de la Gerbille exposé en a une photopériode longue (16L/8D) est de 0,68±0,05%. Cependant chez la gerbille exposée à une photopériode de 8L/16D exprime une valeur de 0,05±0,03%.

L'analyse statistique indique que la différence de l'indice gonadosomatique est non significatif chez les deux lots (12L/12D et 16L/8D) avec un p=0,38.

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/816D) avec un p=0,04.

Et l'indice gonadosomatique chez les deux lots est significative en faveur de la gerbille en période d'activité sexuel (photopériode standard 12L/12D) en comparaison avec la gerbille en photopériode courte (8L/16D) conduisent à l'inactivité sexuelle, avec p=0,05.

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

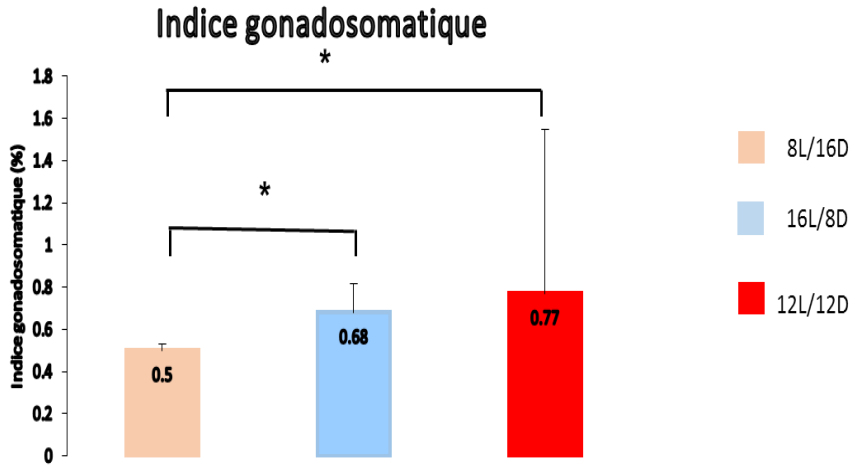


Figure 11 : Variation de l'indice gonadosomatique(%) sous les trois photopériodes étudiées.

Les données sont exprimées en moyennes. *représente une différence significative entre les deux lots (12L/12D, 16L/8D, 8L/16D).

II. Comparaison entre la période de repos et reproduction :

En période de repos 8L/16D, le testicule présente des tubes séminifères avec une lumière irrégulière, réduite et dépourvue des spermatozoïdes. L'épithélium séminifère est composé de spermatogonie, de spermatocytes I et de très rares spermatides rondes. Ces cellules contiennent des noyaux condensés et un cytoplasme fortement coloré. Les cellules de Sertoli sont en position basale et pour les cellules de Leydig peu développées qui se trouve dans un tissu interstitiel peu abondant **(A).**

En période d'activité sexuelle(12L/12D et 16L/8D), les tubes séminifères présentent une lumière généralement large entourée par un épithélium séminifère actif qui composée par différents types cellulaires de la ligne germinales : les spermatogonies, souvent en divisions, les spermatocytes, de nombreuse spermatides rondes et allongées et des spermatozoïdes. Les cellules de Sertoli est facilement reconnaissable par son noyau au forme triangulaires, les cellules de Leydig en amas ou dispersées et son bien visible grâce à leur grande taille et leur forme polygonale et elles occupent

les espaces inter-tubulaires dans lesquels les vaisseaux sanguins se trouvée et pour le tissu interstitiel est très développé et richement vascularisé **(B) (Figure).**

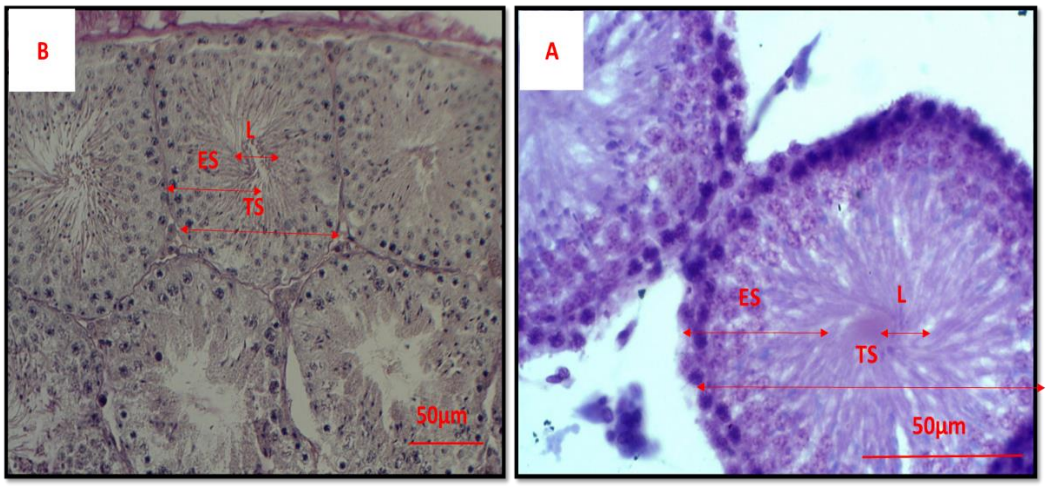


Figure 12 : Coupe transversale du testicule de gerbillus tarabuli au période de repos A et période de reproduction B au microscope photonique.

III. Cycle de l'épithélium séminifère :

Nous rappelons que l'épithélium séminifère est une structure complexe située dans les tubes séminifères des testicules, où se produit la spermatogenèse.

Au cours de la période d'activité testiculaire en photopériode (12L/12D et 16L/8D), tous les types cellulaires de la ligne germinale sont localisés dans l'épithélium séminifère. Ces cellules hautement organisées, et forment une série d'associations (stades de l'épithélium séminifère) **(Figure)** et les caractéristiques de chaque stade sont rapporté dans le **(tableau 3)**.

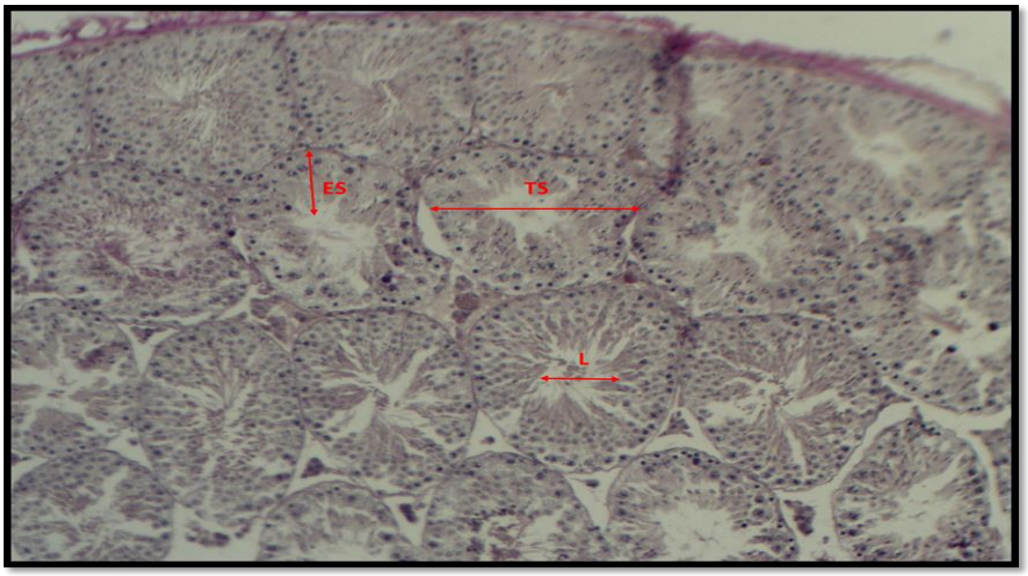
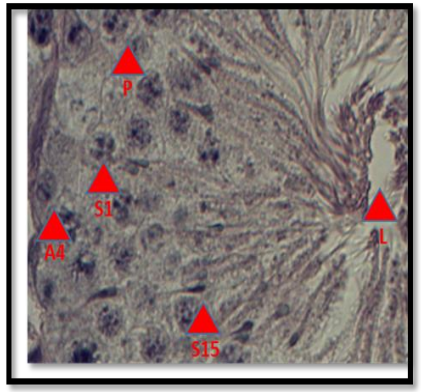
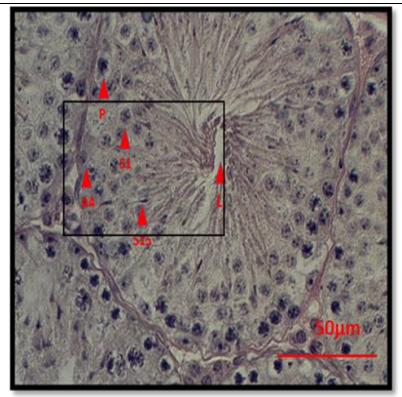
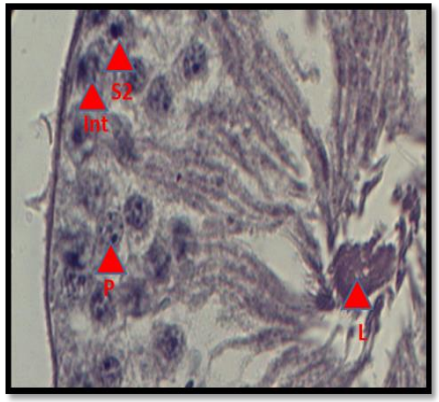
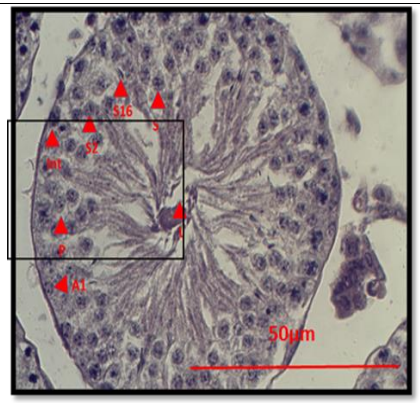
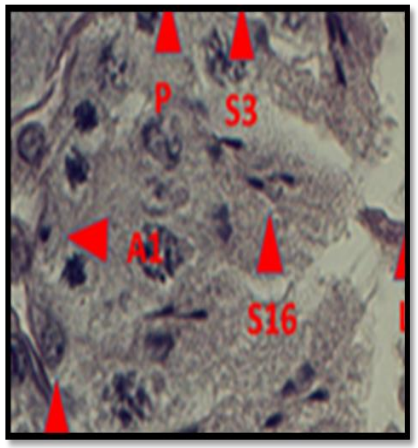
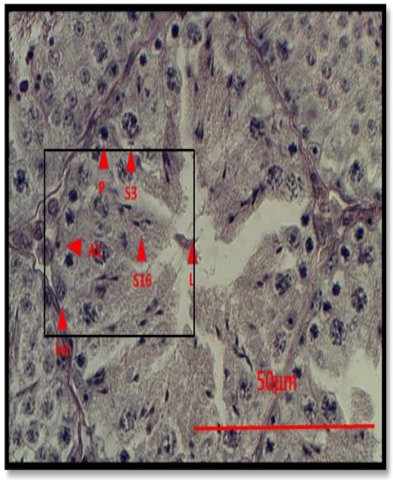
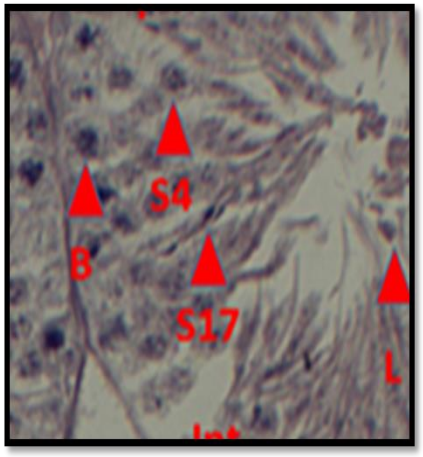
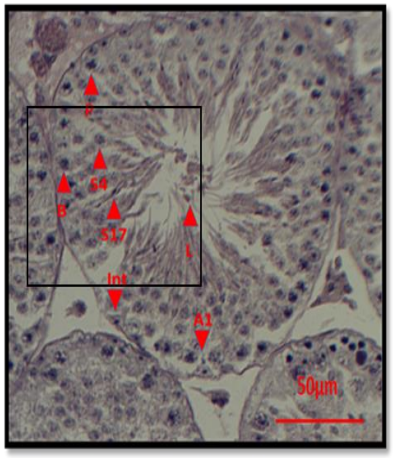
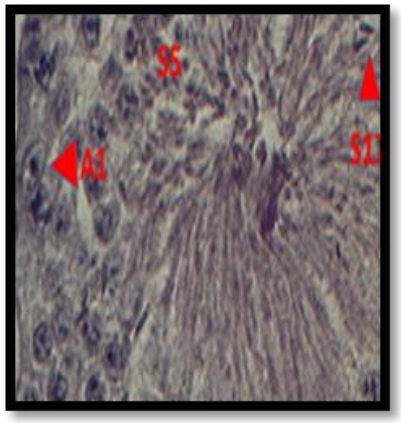
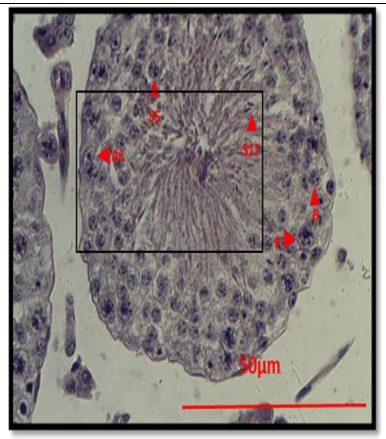
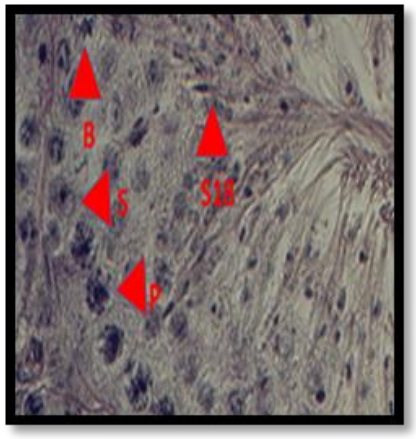
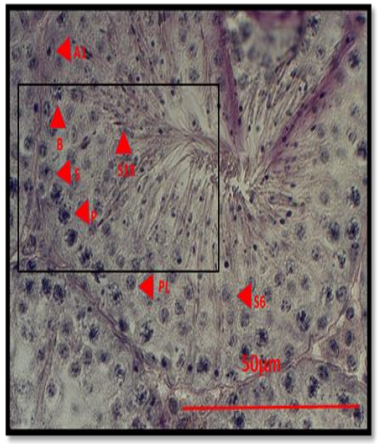


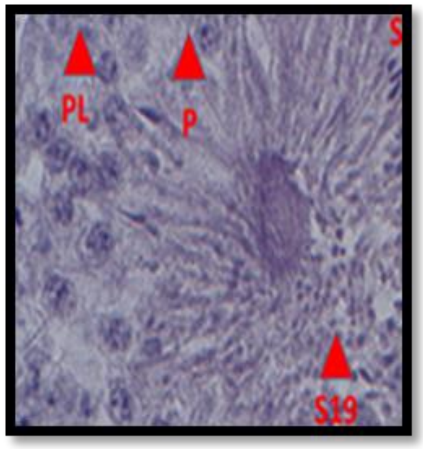
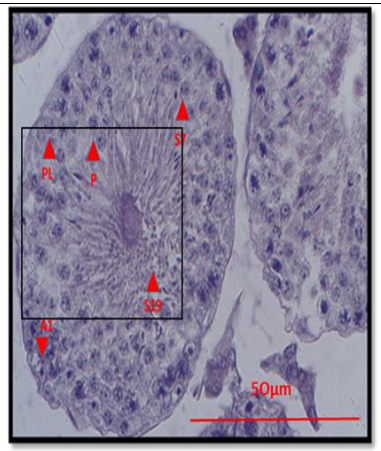
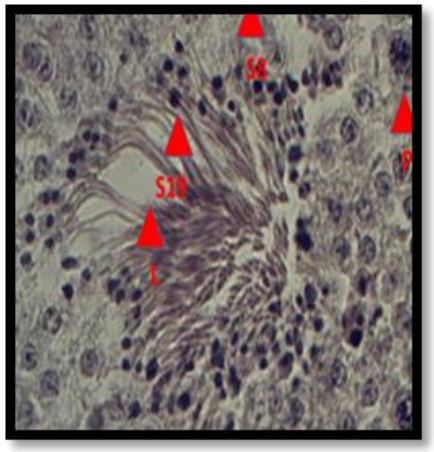
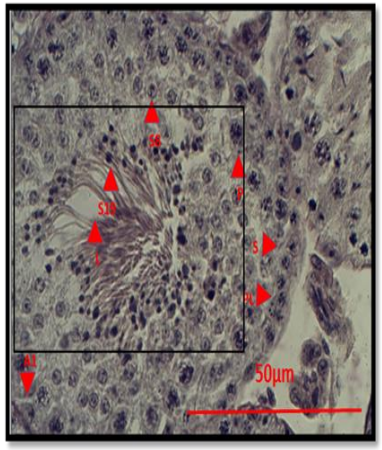
Figure 13 : Aspect histologique du testicule de gerbillus tarabuli a des différents stades pendant la période de reproduction

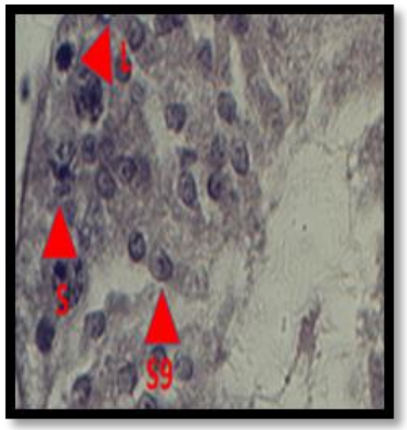
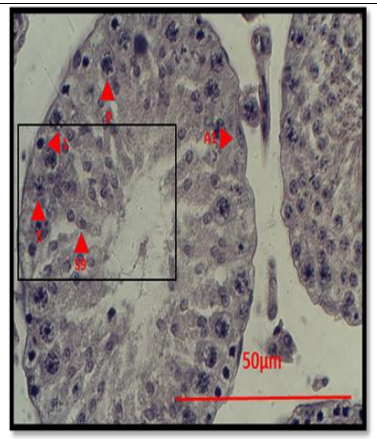
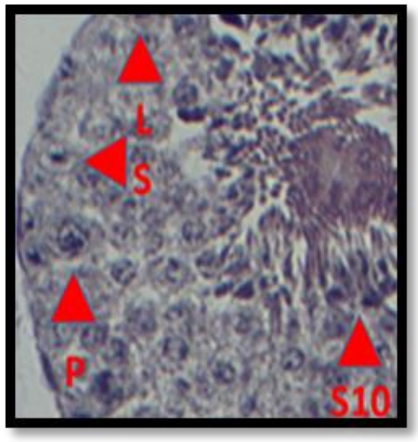
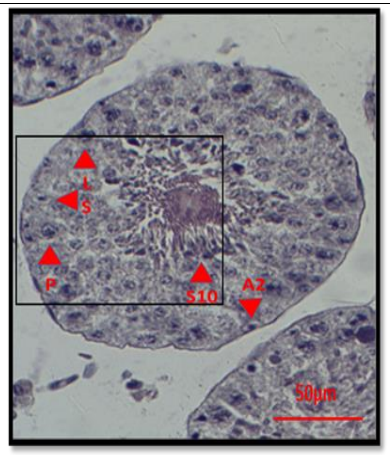
(**TS**: tube séminifère ; **ES**: épithélium séminifère ; **L**: la lumière) .

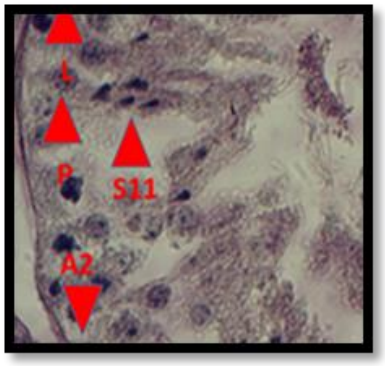
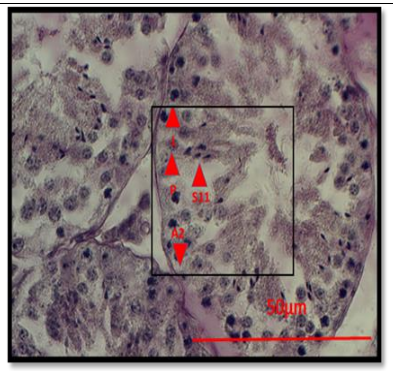
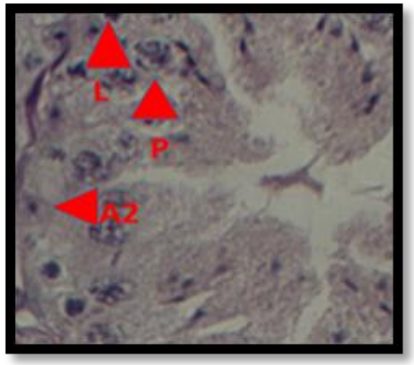
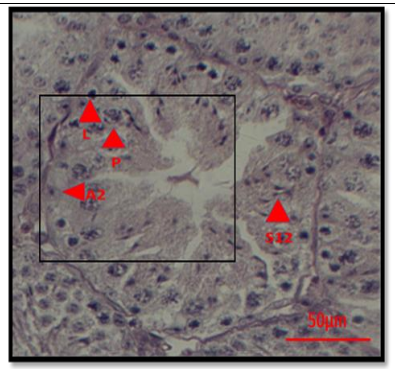
Stade	Fort grossissement	Faible grossissement	cellules	Interprétation
I			(A4 : spermatogonie A4 ; P : spermatogonie I pachytène ; S1 : stade 1).	Les spermatogonies A tapissent la membrane basale à côté du noyau des cellules de Sertoli. Ils ont été suivis par les spermatocytes au début de la phase pachytène. Les couches de cellules suivantes sont constituées de spermatides rondes nouvellement formés à l'étape 1 de la spermiogenèse. Ensuite, plus près de la lumière, existe une couche de spermatides allongées à l'étape 15, leur cytoplasme était une structure d'apparence globulaire dans la lumière.
II			(A1 : spermatogonie A1 ; Int : spermatogonie intermédiaire ; S : spermatocyte ; S2 : stade 2).	A ce stade, apparaissent les spermatogonies intermédiaires du sous-sol et les spermatozoïdes immatures (spermatides allongées à l'étape 16) qui étaient regroupés en faisceaux à peine insérés dans l'épithélium au sein de spermatides rondes et dont le cytoplasme était moins globulaire.

III			(S3 : stade 3).	Des spermatozoïdes ronds et immatures (spermatides allongées à l'étape 16) ont été mélangés. En effet, les faisceaux de spermatozoïdes immatures étaient répartis à différents niveaux du compartiment adluminal avec des têtes orientées vers le noyau des cellules de Sertoli.
IV			(B : spermatogonie B ; S4 : stade 4).	Au-dessus de la membrane basale, les spermatogonies de type B étaient prédominantes. Le cytoplasme des spermatozoïdes immatures ayant atteint l'étape 17 est devenue tubulaire. Leurs têtes s'enfonçaient encore plus profondément dans l'épithélium vers la cellule de Sertoli.

V			(S5 : stade 5).	Les spermatides rondes étaient clairement séparées par des faisceaux de spermatozoïdes immatures (étape17) qui intègrent l'épithélium jusqu'au noyau des cellules de Sertoli. Leurs queues commencent à former des tourbillons au centre de la lumière.
VI			(PL : spermatocyte I préleptotène).	Les spermatogonies de type B subissent une mitose pour former des spermatocytes pré leptotènes et ainsi deux générations de spermatocytes (pré leptotène et pachytène) coexistent du stade VI au stade VIII. Les faisceaux de spermatides allongés à l'étape 18 commencent à migrer vers la lumière

VII			(S7 : stade 7).	Les spermatozoïdes de type B disparaissent et les têtes des spermatozoïdes immatures (étape19) sont allongées autour de la lumière, leurs queues formant des tourbillons au centre.
VIII			(S8 : stade 8).	Les spermatozoïdes immatures (spermatides allongées, étape 19) étaient essentiellement libérés dans la lumière par un processus appelé spermiation. Seule la génération de spermatides subsiste jusqu'à la fin de cycle. Leur cytoplasme et leur noyau deviennent respectivement triangulaires et excentriques.

IX			(L : spermatocyte en stade leptotène ; S9 : step 9).	Les spermatocytes pré leptotènes transitent vers la phase leptotène marquant la croissance continue des spermatocytes I ainsi que les étapes. Au même stade nous avons observé l'initiation de l'aplatissement et de l'allongement des noyaux des spermatides (étape 9) tandis que les corps résiduels des spermatozoïdes déjà soumis à la spermation disparaissent progressivement.
X			(A2 : spermatogonie A2).	Les noyaux triangulaires des spermatides (étape 10) s'aplatissent latéralement, mais conservent leur forme globulaire à la base.

XI			(S11 : stade 11).	Les spermatides allongées (étape 11) forment des faisceaux orientés vers les cellules de Sertoli. Les noyaux s'allongent.
XII			(S 12 : Stade 12).	Le noyau allongé des spermatides (étape 12) devient plus fin, compacté et plus allongé.

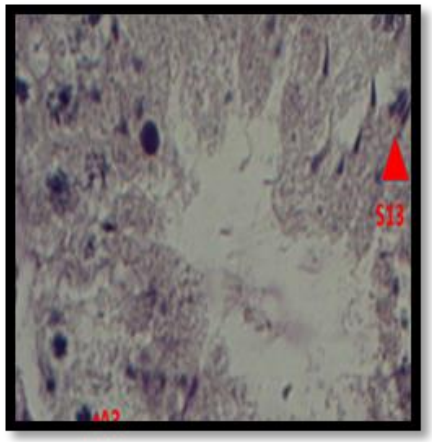
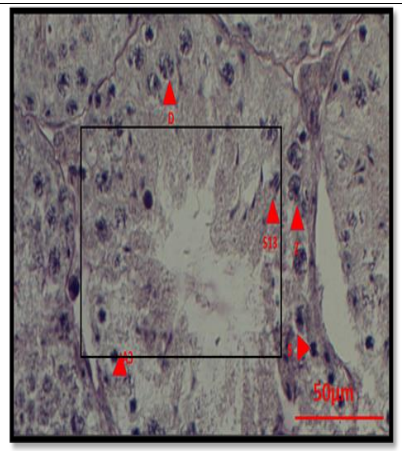
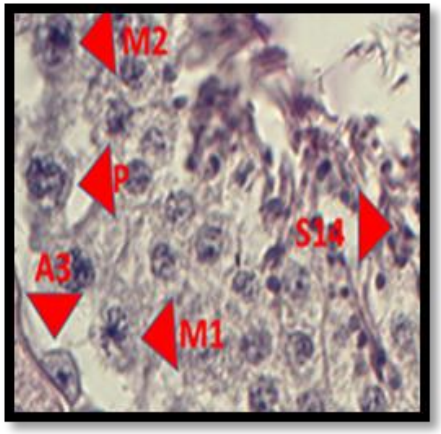
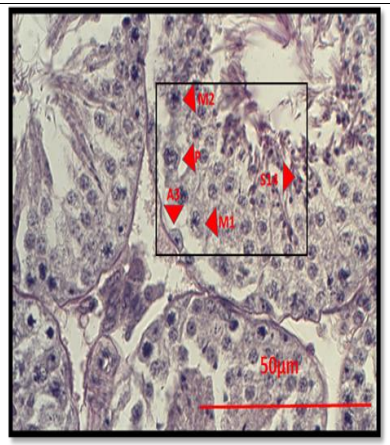
XIII			(A3 : spermatogonie A3 ; D : Spermatocyte I diplotène ; Z : spermatocyte zygotène).	Les spermatocytes leptotènes transitent vers la phase zygotène et les spermatocytes pachytène vers la phase diplotène. Les noyaux allongés des spermatides (étape 13) deviennent plus fins, surtout au niveau de leur apex, qui apparaît souvent filamenteux.
XIV			(M1 : spermatocyte en métaphase I ; M2 : spermatocyte en métaphase II).	Les spermatocytes zygotènes transitent vers le pachytène. Les spermatocytes diplotènes subissent la métaphase méiotique I et génèrent des spermatocytes II qui à leur tour se divisent (métaphase méiotique II) pour produire des spermatides qui apparaissent à l'étape suivante (stade I). Sous l'effet des divisions méiotiques, les spermatides allongées (étape14) se dispersent dans l'épithélium séminifère.

Tableau I : Identification des différents stades de l'épithélium séminifères chez Gerbillus tarabuli en période de reproduction (12L/12D).

IV. Etude morphométrique :

L'analyse des paramètres morphométriques du testicule (épaisseur de tube séminifère, épaisseur de l'épithélium séminifère et la lumière) au cours du période de reproduction au niveau du cycle de l'épithélium séminifère chez gerbillus tarabuli.

- Tube séminifère :

Durant le cycle de l'épithélium séminifère, Nous avons constatée une léger augmentation de diamètre des tubes séminifères ne varie pas significativement ($p>0,052$)

Entre stade I et les stades (II ($p=0,96$), IV($p=0,66$),V($p=0,05$),VI($p=0,40$) ,XI($p=0,21$),XII($p=0,13$),XIII($p=092$),XIV($p=0,92$)).

Entre le stade II et les stades (IV($p=0,59$), VI($p=0,35$), XI($p=0,16$), XII($p=0,06$),XIII($p=0,12$) ,XIV($p=0,87$)).

Entre le stade III et les stades (V($p=0,38$), VI($p=0,28$) ,VII($P=0,32$) ,IX($p=0,90$) ,X($p=0,76$) ,XI($p=0,52$) ,XII($p=0,40$) ,XIV($p=0,49$)).

Entre le stade IV et les stades (V($p=0,06$), VI($p=0,26$), VIII($p=0,40$), XII($p=0,05$), XIV($p=0,72$).

Entre stade V et les stades (VI($p=0,55$), VII($p=0,06$), IX($p=0,52$), X($P=0,62$), XI($p=0,92$), XII($p=0,86$), XIII($p=0,91$), XIV($p=0,05$))

Entre le stade VI et les stades (VII($p=0,07$), IX($p=0,35$), X($p=0,40$),XI($p=0,70$),XII($p=0,67$), XIII($p=0,69$), XIV($p=0,36$)),

Etre VII et les stades (VIII($p=6,66$), X($p=0,29$),XI(0,20), XII(0,16), XIII($p=0,08$)).

entre le stade VIII et (XIV($p=0,15$),

Entre le stade IX et (X($p=0,87$), XI($p=0,87$),XII($p=0,51$),XIII($P=0,58$)),

entre stade X et (XI($p=0,69$), XII($p=0,59$),XIII($p=0,66$)),

Entre stade XI et les stades (XII($p=0,98$), XIII($p=0,99$),XIV($p=0,19$),

Entre le stade XII et les stades (XIII($p=0,98$) et XIV($p=0,98$).

Entre le stade XIII et XIV($p=0,16$).

Nous avons constaté une légère stabilisation de diamètre de tube séminifère et une significativité entre :

Le stade I les stades (III(p=0,028), IX(p=0,05), X(P=0,05)).

Entre le stade II et les stades (III(p=0,008), V(p=0,006), VIII(p=0,05), IX(0,022), X(p=0,018)).

Entre le stade III et les stades (IV(p=0,03), XIV(p=0,028)).

Entre le stade IV et les stades (IX(p=0,04), XI(p=0,046), XIII(p=0,034)).

Stade VI et le stade VIII(p=0,031).

Entre le stade VIII et XI(p=0,011).

Entre le stade IX et XIV(0,047).

Entre le stade X et XIV(p=0,049).

Nous avons constaté une légère diminution avec une très significativité entre:

Les stades IV et X(p=0,011).

Nous avons constaté une légère augmentation entre le stade VII et XII(p=0,002).

Et entre les stades VII et stade XIII(p=0,007).

Ainsi que, une analyse hautement significative a été démontré entre :

Le stade I et VII(p=0,004).

Le stade II et VII(p=0,0015),

Entre stade III et VIII(p=0,0003).

Et entre le stade IV et VII(p=0,0065).

Et entre le stade V et VIII(p=0,00039).

Entre le stade VII et XIV(p=0,005).

Entre le stade VIII et le stade IX(p=0,00088) et X(p=0,00066).

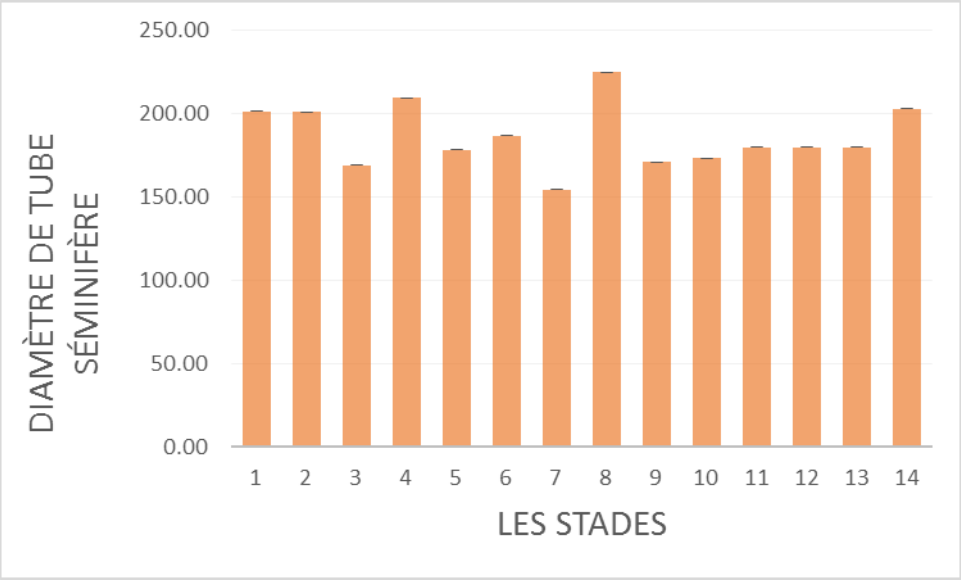


Figure 14 : Représentation graphique des variations de diamètre des tubes séminifères au cours de la reproduction chez Gerbillus tarabuli.

-Épithélium séminifère

Pour l''épaisseur de l'épithélium séminifère, notre analyse statistique a montré une légère diminution non significative entre :

Le stade I et (II(p=0,85), IV(p=0,87)).

Le stade II et IV(p=0,74).

Le stade III et (V(p=0,17), VI(p=0,21), IX(p=0,77), X(p=0,27), XI(0,13), XII(p=0,68), XIII(p=0,47)).

Le stade IV et XIII(p=9,13).

Le stade V et (IX(p=0,19), XI(p=071), XII(p=0,14)).

Le stade VI et (X(p=0,99), XII(p=0,73), XIII(p=0,73), XIV(p=0,08).

Le stade VII et (VIII(p=4,32), XI(p=0,076)).

Le stade VIII et XIV(p=0,16).

Le stade IX et (X(p=0,11), XI(p=0,16), XII(p=0,52), XIII(p=0,27).

Le stade X et (XII(p=0,69), XIII(p=0,77), XIV(p=0,12)).

Le stade XI et XII(p=0,11).

Le stade XII et les stades (XIII(p=0,86), XIV(p=0,14)).

Et entre le stade XIII et XIV(p=0,10).

Cependant, nous avons constaté une légère diminution et une différence hautement significative entre :

Le stade I et les stades (II(p=3,49), V(p=6,47), VI(p=1,15), VII(p=6,47), IX(p=6,82), X(p=1,60), XI(p=1,56), XII(p=0,0001), XIV(p=2,16)).

Le stade II et les stades (III(p=3,27), V(P=6,18), VI(P=1,47), VII(p=1,81), IX(p=8,55), X(p=5,68), XI(p=2,25), XII(p=9,69), XIII(p=2,75), XIV(p=0,00051)).

Le stade III et les stades (IV(p=1,96), VIII(p=0,0001)).

Le stade IV et les stades (V(p=9,74), VI(p=7,88), VII(p=1,37), IX(p=7,22), X(p=9,47), XI(p=1,02), XII(p=0,00029), XIV(p=0,0032)).

Le stade V et les stades (VI(p=0,0016), VIII(p=1,49), XIV(p=0,0004).

Le stade VI et entre (VII(p=6,42) et VIII(p=1,62)).

Le stade VII et les stades (IX(p=0,0006), X(p=1,64), XIII(p=0,0001), XIV(p=1,63).

Le stade VIII et les stades (IX(p=3,33), X(p=0,0005), XI(p=7,45), XIII(p=0,001)).

Et entre le stade XI et XIV(p=0,0008).

Nous avons révélé une légère stabilisation avec une significativité entre :

Le stade III et XIV(p=0,02).

Le stade IV et VIII(p=0,01).

Le stade V et les stades VII(p=0,015) et XIII(p=0,035).

Le stade VI et IX(p=0,049).

Et entre le stade XI et XIII(p=0,035).

Nous avons constaté une légère diminution avec une très significativité entre :

Le stade II et VIII(p=0,008).

Le stade III et VII(p=0,001).

Nous avons constaté une légère augmentation entre le stade V et X(p=0,007).

Le stade VI et XI(p=0,0063).

Nous avons constaté une légère augmentation entre le stade VII et XII(p=0,0029).

Le stade VIII et XII(p=0,012).

Le stade IX et XIV(p=0,0062).

Et entre stade X et XI(p=0,012).

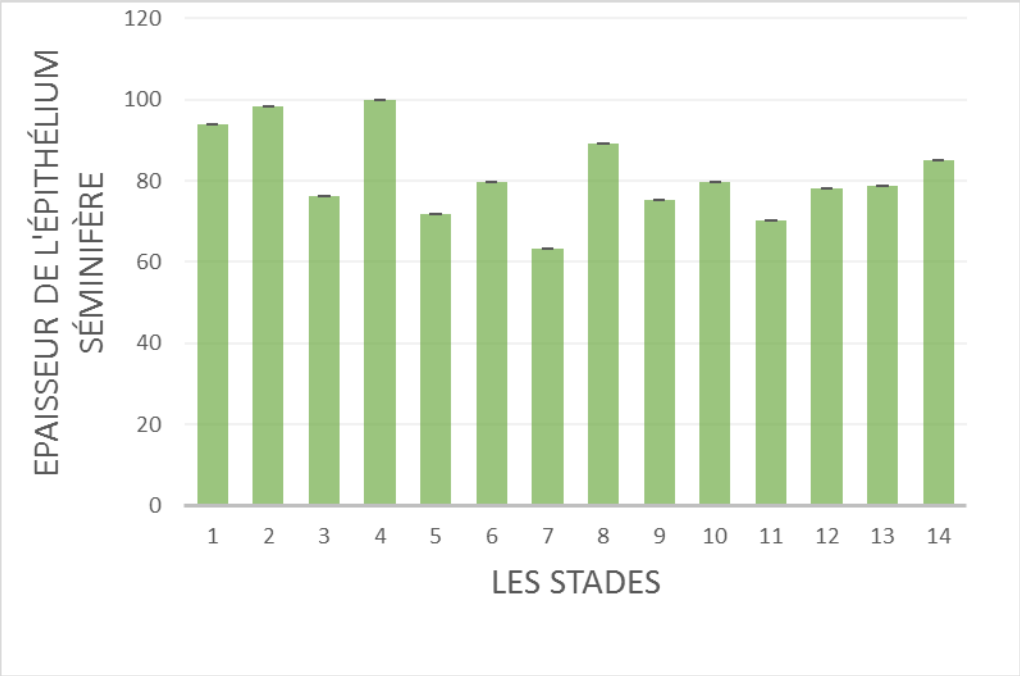


Figure 15 : Représentation graphique des variations de l'épithéli.um séminifère au cours de la période de reproduction chez Gerbillus tarabuli

-La lumière :

Nous avons constaté une légère augmentation de diamètre de la lumière tubulaire est révélé non significative entre :

Le stade I et les stades (II(p=0,98) et III(p=0,089)).

Le stade II et III(p=0,087).

Le stade III et les stades (V(p=0,87), VI(p=0,16), VII(p=0,48), XII(p=0,07)).

Le stade IV et les stades (VIII(p=0,39), IX(p=0,06), X(p=0,75), XI(p=0,51), XII(p=0,20), XIII(p=0,06), XIV(p=0,73)).

Le stade V et VII(p=0,31).

Le stade VI et les stades (VII(p=0,22), IX(p=0,21), XII(p=0,34), XIII(p=0,14)).

Le stade VII et XII(p=0,10).

Le stade VIII et les stades(IX(p=0,23),X(p=0,37),XI(p=0,72);XII(p=0,47),XIII(p=0,22)XIV(p=0,15).

Le stade IX et les stades (XI(p=0,098),XII(p=0,90),XIII(p=0,92)).

Le stade X et les stades (XI(p=0,51),XII(p=0,20),XIII(p=0,01),XIV(p=0,32).

Le stade XI et les stades (XII(p=0,33),XIII(p=0,077),XIV(p=0,18)).

Et entre le stade XII et les stades (XIII(p=0,95) et XIV(p=0,10)).

Nous avons constaté une légère augmentation et une hautement significativité entre :

Le stade I et (IV(p=1,07), VI(p=0,00045), VIII(p=1,16), IX(p=4,80), X(p=9,31), XI(p=1,68), XIII(p=1,40), XIV(p=1,90)).

Le stade II et les stades (IV(p=1,07), VI(p=0,00045), VIII(p=1,19), IX(p=4,79), X(p=1,002), XI(p=1,78), XIII(p=1,42), XIV(p=2,01)).

Le stade III et les stades (IV(p=0,0008), X(p=0,0002), XI(p=0,0008), XIV(p=0,0001)).

Le stade IV et les stades V(p=0,00006) et VII(p=0,0002).

Nous avons constaté une diminution au cours de stade V et (VIII, X, XI, XIII, XIV).

Le stade VI et les stades X et XIV.

Et entre le stade VII et les stades (VIII, IX, X, XIV).

Toutefois, nous avons constaté une légère augmentation avec une différence significativité entre :

Le stade I et V.

Le stade II et V.

Le stade III et les stades IX et XIII.

Entre V et les stades VI et XII.

Aussi entre le stade VI et le stade VIII.

Et entre le stade IX et les stades (X, XIV).

Aussi nous avons constaté une légère augmentation avec très significativité entre :

Le stade I et (VII, XII).

Entre II et (VII, XII).

Entre stade III et VIII.

Entre le stade IV et le stade VI.

Entre le stade V et IX.

Entre le stade VI et le stade XI.

Entre le stade VII et le stade XIII.

Et entre le stade XIII et le stade XIV.

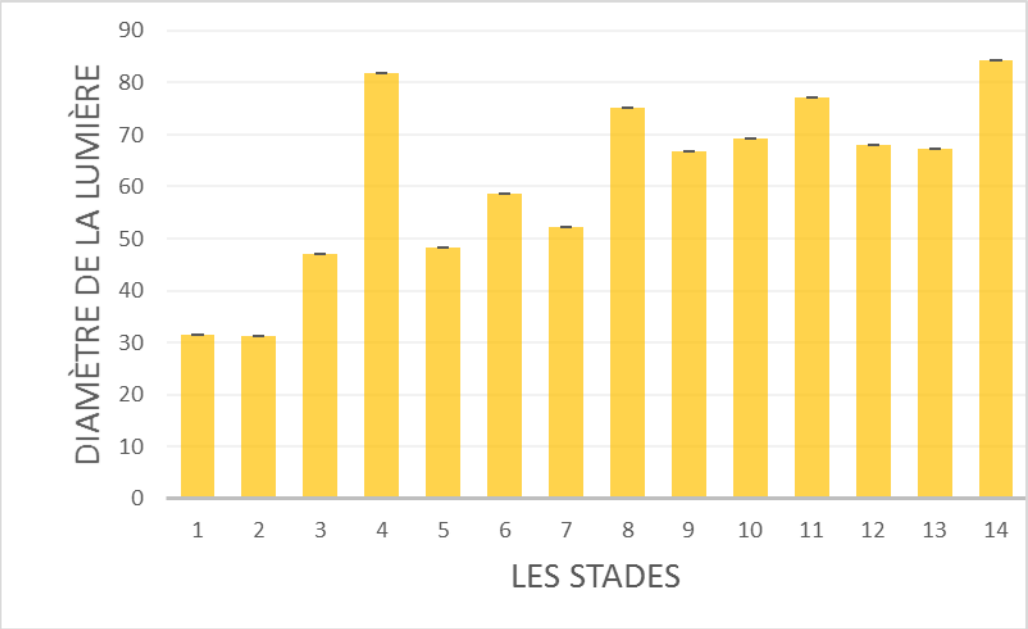


Figure 16 : Représentation graphique des variations de la lumière au cours de la période de reproduction chez Gerbillus tarabuli.

Nous observations permettant de constater qu'une progression légèrement significative pour l'épithélium séminifère entre les quatre premiers stades, et au cours les stades IV jusqu'à le stade IX il y'a une légère stabilisation de l'épaisseur l'épithélium séminifère.

Ainsi que, pour les stades X, XII, XIII et XIV nous avons observé une progression légère d'une façon non significative.

Nous avons remarqué la présence des cellules M1 et M2 uniquement au stade XIV.

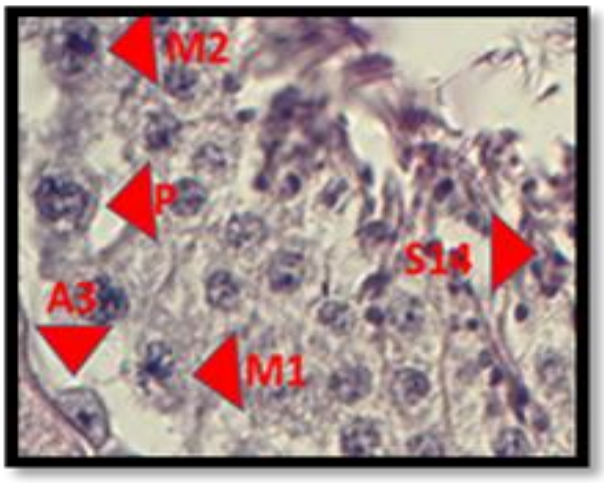


Figure 17 : Structure histologique montrant les cellules M1 et M2 de stade XIV.

Discussion

Les résultats rapportés dans cette étude concernent l'activité testiculaire saisonnière chez gerbillus tarabuli soumis à une photopériode de 12L/12D stimulant 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 8L/16D (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).

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'autres travaux antérieurs sur les rats jeunes mâles de la souche F344 et BN ont indiqué que les masses reproductives ont été réduites exposé une photopériode courte **(Lorinez 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 testiculaires **(Lincoln, 1981).**

L'étude des variations saisonnières du testicule chez gerbille tarabuli révèle des fluctuations pondérales, histologiques et morphométrique. Dans la période de repos, les tubes séminifères présentent une régression de leur diamètre et une baisse de leur lumière et l'épaisseur de l'épithélium séminifère. La réduction de ces paramètres morphométrique, justifiant la perte du poids testiculaire. Est due à une abolition totale de la spermatogénèse d'où l'absence des spermatozoïdes. Et par rapport à la période active qui est caractérisée par une activité testiculaire. Nous résultats corroborent la littérature, des données déjà décrites chez la même espèce Gerbillus gerbillus **(Amirat et al, 1977)**, et Gerbillus tarabuli **(Hamidou Khati, 2020).**

Selon les données obtenues, nous constatons une activité testiculaire chez la gerbille pendant la photopériode 12L/12D, avec un épithélium séminifère épais, stratifié et une spermatogenèse complète (à différents stades), ainsi

qu'une lumière de tube large remplie des spermatozoïdes. Contrairement, dans la période de l'inactivité testiculaires (période de repos), nous observons un rétrécissement de l'épaisseur de l'épithélium séminifère, non stratifiés traduit par la forte régression de la spermatogenèse. Les nombres des cellules de la ligne germinale est plus faible et les spermatozoïdes n'atteignent pas à la lumière. Ces résultats sont en accord avec les travaux de **(Seco-Rovira et al, 2015), (Godoy Pierib et al, 2014), (Young et al, 2001).**

La méthode de classification de morphologie tubulaire permet de caractériser l'arrangement de la lignée germinale au sein de l'épithélium séminifère chez gerbille tarabuli. Par conséquent, le cycle de l'épithélium séminifère est divisé en 14 stades. Les mêmes observations sont également notées chez le même animale **(Hamidatou Khati, 2018 ; Hamidatou Khati, 2020).**

Conformément aux résultats obtenus par **(Clermont L, 1952),** un seul stade est identifié par section transversale du tube séminifère. La disposition topographique du cycle de l'épithélium séminifère révèle que chacun des stades implique trois à quatre générations cellulaires qui se développent en séries parallèles. La jeune génération est proche de la membrane basale alors que la plus mature est proche de la lumière tubulaire.
L'analyse des résultats morphométriques suggèrent l'existence de fluctuations des paramètres des tubes séminifères durant le cycle de l'épithélium séminifère. A cet égard, l'épaisseur de l'épithélium séminifère augmente légèrement au cours des 4 premiers stades (I, II, III et IV), les spermatides s'allongent et elles le maintiennent jusqu'à ce qu'elles atteignent et remplissent la lumière au stade V. D'après **Leblond Clermont (1952),** ceci est expliqué par la présence des divisions goniales, l'accroissement en taille des spermatocytes I pachytènes, et par le développement progressif des spermatides allongées. Durant cette évolution, le nombre de générations cellulaires qui égal à 4 reste constant.
Au cours des stades V et IX il y'a une légère stabilisation de l'épithélium séminifère est justifié par la hausse du nombre de spermatogonie qui se divisent toujours par mitose en donnant naissance à des jeunes spermatocytes I et

l'allongement important et continu des spermatides. Durant ces stades, le nombre de générations des cellules juxtaposées est égal à 5 et les flagelles des futurs spermatozoïdes occupent la lumière des tubes. De ce fait, l'épaisseur épithéliale et le diamètre luminal au cours des stades X jusqu'à XIV sont importants mais sans variation significatives, de même qui ce rapporté chez **(Hamidatou Khati, 2018 ; Hamidatou Khati, 2020)**.

L'apoptose semble avoir un rôle essentiel dans le contrôle du nombre de cellules germinales **(Dunkel et al**, **1997)** à différents stades de leur développement **(Roosen-Runge, 1973)**

La présence des cellules M1 et M2 dans le stade XIV pendant le cycle épithéliale pour produire des spermatides qui apparaissent à l'étape suivante (stade I) et sous l'effet des divisions méiotiques, les spermatides allongées se dispersent dans l'épithélium séminifère, les mêmes résultats trouvé par **(Hamidatou Khati, 2018).**

Conclusion

Ce travail réalisé sur le testicule de Gerbillus tarabuli en analysant les variations morphométriques lors du cycle de l'épithélium séminifère mettant en évidence les différents stades au cours de la période d'activité testiculaire 12L/12D simulant le printemps de cet animal.

Notre résultat obtenu permet de retenir les points suivants :

Pour le poids du testicule, l'analyse statistique indique que la différence d'IGS est non significative chez les deux lots (12L/12D) et (16L/8D), et significative chez les deux lots (16L/8D) et (8L/16D) et aussi significative chez les deux lots (12L/12D) et (8L/16D).

Pendant la période d'activité testiculaire, l'épithélium séminifère est épais, stratifié et une spermatogenèse complète. Ainsi qu'une lumière de tube large et remplie des spermatozoïdes.

L'activité cyclique de l'épithélium séminifère indique l'installation de 14 stades. La disposition topographique du cycle séminifère révèle chacun des stades implique trois à quatre générations cellulaires qui se développent en séries parallèles, la jeune génération est proche de la membrane basale et la plus mature est proche de la lumière tubulaire.

Durant le cycle de l'épithélium séminifère, l'épaisseur de l'épithélium séminifère augmente légèrement au cours des 4 premiers stades lorsque il y'a une division goniales, l'accroissement en taille des spermatocytes I pachytènes, et par le développement progressif des spermatides allongées.

Au cours des stades V et IX, nous avons constaté la présence d'une hausse du nombre de spermatogonies qui se divisent en donnant des jeune spermatocytes I et l'allongement important et continu des spermatides.

Au cours les stades X et XIV, l'épaisseur épithéliale et le diamètre luminal sans variation significatives.

La présence des spermatocytes II au cours de stade 14 qui se divisent pour produire des spermatides qui apparaissent à l'étape suivante (stade I).

En perspective, cette étude mérite d'être approfondie par une étude immunohistochimique en mettant en jeu les récepteurs androgéniques au cours de chaque stade du cycle séminifère.

Les références

Les références bibliographiques

Amann, R. P. 1962. Reproductive capacity of Dairy bulls. III. The effect of ejacu

frequency, unilateral vasectomy, and age on spermatogenesis. Amer. J. Anat., 110:19-62.

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

Amdaoud, 2007 . La variation périodique ou cyclique d'une fonction d'ordre physiologique, biochimique ou comportemental particulière d'un être vivant.

Aschoff, 1967; Aschoff and Wever, 1976; Mills, 1964; Mills et al., 1974. Les rythmes circadiens.

Bell-Pedersen et al., 2005. La rythmicité

Boissin et Canguilhem, 1998. Les rythmes biologiques par rapport à leur période.

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

Clerment 1973, Kinectics of spermatogenesis in mammals: seminiferous epithelium cycle and spermatogonial renewal.

Dunkel, L., Hirvonen, V. 1997. Clinical aspects of male germ cell apoptosis during testis development and spermatogenesis.

Dochez-Arnault. J. 2023. Impact de deux phytocannabinoïdes, le Delta-9-Tétrahydrocannabinol et le CBD, utilizes à des fins récréatives et thérapeutique, sur la physiologie du testicule. *Médcine humain et pathologie. Université de Rennes.*

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.

Franca, L. R. and Russell, L.D. 1998. The testis of domestic animals.

Franca, L.R., Hess, R.A., Dufour, J.M., Hofmann 2016. The Sertoli cell: one hundred fifty years of beaty and plasticity.

Hamidatou Khati, w. 2018. Immunolacalization of RFamide-related peptide 3in a desert rodent Gerbillus tarabuli during seminiferous epithelium cycle. Tissus and cell 55: 1-12.

Hamidatou Khati 2020. Distribution testiculaire du peptide RFRP-3 et de ses récepteur GPR 147 chez un rongeur déserticole Gerbillus tarabuli: Thèse de Doctorate n science biologique. FSB-USTHB, Alger.

Hamidatou Khati 2021. Histomorphometrical study of the testis in desert rodent, Gerbillus tarabuli**,** sexually immature and adult during the annual reproductive cycle.

Hammouche, S. and Madani, S. 2013. Immunohistochimical study of the GnRH-I in the testis of two rodents Psammomys obesus and Gerbillus tarabuli. Annales d'Endocrinologie. 74: 320.

Hess, R.A. and De franca, L.R. 2009. Spermatogenisis and cycle of the seminiferous epithelium. In Cheng, C. Y. (Ed). Molecular mechanisms in spermatogenesis.

J. Soc, 2007. Localisation de l'horloge circadian.

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

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.

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

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**.**

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

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

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

Moore, 1991, 1995. Les horloges circadiennes.

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

O'Donnell, L.2014. Mechanisms of spermatogenesis and spermiation and how they are disturbed. *Spermatogenesis*, **4**(2):e979623**.**

Rato, L., Alves, M. G., Socorro, S., Duarte, A. 2012. Metabolic regulation is important for spermatogenesis.

Saint-Dizier,M.andChastant-Maillard,S.2014.Lareproductionanimaleethumaine. EditionsQuae, 275-301.

Saulnier, J. Congélation et maturation in vitro de tissus testiculaires de rats prépubères. Thèse de doctoret spécialité science de la vie et de la santé, *Université de Rouen Normandie.*

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.

Touito, Y. 2016. The circadian system in man: From the internal clock to melatonin secretion.

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.

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.

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.

Annexes

Les annexes

	STADE 1	
2	1	3
103.32	235.7	43.27
96.76	250.7	69.16
95.15	237.23	10.68
83.92	185.81	40.26
98.72	202.97	40.34
101.98	248.24	66.96
83.84	241.65	66.3
83.38	223.79	9.8
89.64	217.85	13.44
101.67	130.25	12.33
121.99	204.57	25.33
117.75	179.79	23.35
118.43	200.05	42.95
87	168.78	8.84
101.11	99.69	11.23
100.22	195.59	18.5
12.2499954	42.19492148	21.76694953
93.9488233	201.41625	31.42125
0.30624988	1.054873037	0.544173738

	STADE 2	
1	2	3
213.86	106.93	6.38
224.98	102.53	9.68
224.43	99.28	10.1
213.86	105.89	17.33
203.85	101.82	95.47
187.13	92.72	52.81
173.27	89.98	28.66
154.24	112.27	31.68
199.89	103.82	30.73
145.99	80.22	22.22
202.2	88.47	46.69
212.01	91.97	30.76
211.01	96.48	16.28
225.42	109.37	29.58
223.22	101.33	23.66
198.24	90.58	48.23
24.4379885	8.746402594	21.93029073
200.85	98.35375	31.26625
6.10949712	2.186600648	5.482572683

	STADE 3	
1	2	3
196.59	74.23	106.38
155.52	78.72	65.13
194.39	78.49	50.72
181.08	80.75	11.44
165.9	81.94	67.44
153.8	75.01	61.28
92.96	75.05	14.03
134.21	83.77	17.82
231.02	88.01	70.87
202.81	85.82	80.53
190.59	82.79	48.39
140.93	63.48	54.98
143.87	83.26	37.84
116.96	50.14	8.91
212.27	59.84	32.67
192.19	78.94	23.43
37.3808288	10.23221319	27.98634807
169.068125	76.265	46.99125
9.3452072	2.558053296	6.996587018

	STADE 4	
1	2	3
242.29	86.03	69.25
269.88	121.08	112.6
155.07	119.79	99.15
254.19	103.58	104.85
188.55	123.37	77.31
272.03	81.06	66.3
283.05	102.13	132.1
273.1	88.08	87
231.94	71.92	66.3
230.4	88.66	30.82
222.25	101.7	76.02
204.41	101.15	60.83
177.09	114.67	102.17
147.14	93.13	67.63
110.8	93.31	94.57
89.87	107.1	62.75
209.50375	99.7975	81.853125
59.7802944	14.99711506	24.77905479
14.9450736	3.749278764	6.194763697

	STADE 5	
1	2	3
166.45	68.57	54.51
169.31	67.42	41.42
182.73	61.28	49.01
190.98	67.92	55.67
193.73	72.61	58.31
203.86	61.83	78.33
200.01	72.82	40.05
197.71	79.11	32.67
175.48	70.98	36.78
148.73	96	34.83
163.15	74.15	43.89
188.67	74.95	37.07
156.44	68.69	54.53
145.87	71.47	49.84
169.86	75.04	55.67
199.78	64.03	48.63
178.2975	71.679375	48.200625
19.013514	8.132452249	11.57654092
4.75337849	2.033113062	2.894135229

	STADE 6	
1	2	3
138.18	81.41	109.95
118.17	71.42	69.94
144.78	86.82	42.97
160.84	74.59	56.66
166.01	78.96	56.67
137.62	73.88	48.2
110.35	80.74	70.87
169.75	81.35	48.91
174.81	76.29	58.99
192.63	81.82	40.78
263.48	84.83	62.15
253.06	83.26	43.62
236.25	79.01	60.85
197.14	80.83	55.42
262.08	80.2	62.47
264.61	81.82	47.98
186.86	79.826875	58.526875
53.6789088	4.065021064	16.46687694
13.4197272	1.016255266	4.116719236

	STADE 7	
1	2	3
213.31	62.34	62.38
199.9	51.4	56.77
194.95	65.3	43.45
162.95	61.5	43.46
133.12	59.28	48.29
210.46	64.78	75.6
172.61	50.17	50.83
128.05	51.54	42.03
59.63	58.37	49.29
63.52	56.77	43.78
120.25	59.52	63.92
154.24	72.22	69.42
168.21	69.09	52.7
176.02	62.8	54.57
169.87	83.75	50.06
140.88	84.1	30.77
154.248125	63.308125	52.3325
45.7283208	10.08045318	11.33808655
11.4320802	2.520113294	2.834521638

	STADE 8	
1	2	3
235.1	83.93	101.1
236.56	89.84	86.14
245.62	87.21	81.94
219.17	76.67	99.57
185.9	88.79	87
144.83	93.62	92.74
197.58	81.98	29.74
174.01	86.37	70.43
276.56	88.28	72.91
188.11	100.42	71.37
284.8	89.98	76.43
201.55	90.54	78.81
226.65	100.44	44.49
271.47	89.47	77.32
261.76	90.67	57.27
247.38	90.03	75.79
224.815625	89.265	75.190625
40.1345587	5.929119103	18.74382084
10.0336397	1.482279776	4.685955209

STADE 9		
1	2	3
214.96	79.47	93.09
152.59	81.44	75.69
197.69	77.6	82.95
177.12	62.39	89.95
169.31	72.41	54.57
221.01	72.4	50.22
193.84	77.9	85.26
73.61	71.84	61.84
222.67	84.95	51.27
93.07	65.68	53.48
133.12	75.58	42.36
151	71.91	61.28
172.1	68.47	37.84
197.2	92.61	109.69
188.24	69.84	59.68
176.15	81.19	58.97
170.855	75.355	66.75875
42.520878	7.618039993	20.31974536
10.6302195	1.904509998	5.079936341

STADE 10		
1	2	3
232.6	75.12	83.92
216.97	65.96	69.17
207.27	81.72	78.86
133.04	80.4	75.11
175.34	75.68	67.63
132.38	74.23	58.83
224.67	78.84	70.7
153.97	94.09	65.44
114.06	72.76	66.09
144.06	75.88	67.62
173.79	83.86	62.33
193.39	76.64	64.76
199.83	92.96	77.31
177.55	91.75	67.63
157.74	81.85	63
133.04	75.11	68.51
173.10625	79.803125	69.181875
36.7350955	7.764033075	13.51587793
9.18377386	1.941008269	3.378969483

STADE 11		
1	2	3
258.15	86.35	92.29
266.3	89.22	98.9
246.04	54.85	87.8
216.96	76.44	70.04
177.53	67.86	79.52
170.26	79.52	82.38
139.87	85.48	49.78
200	69.17	78.86
121.37	53.32	78.63
168.08	53.42	81.4
201.54	72.55	83.26
204.63	66.65	82.6
179.08	72.91	55.07
141.21	57.1	88.33
103.99	74.78	65.01
79.52	66.43	61.6
179.658125	70.378125	77.216875
53.8029639	11.61115511	13.51587793
13.450741	2.902788777	3.378969483

STADE 12		
1	2	3
234.14	77.33	84.14
237.22	84.92	59.47
230.42	42.2	46.92
209.69	81.06	99.86
182.17	54.85	56.23
141.19	67.62	43.16
160.58	63.22	56.94
211.85	89.21	67.62
179.77	98.9	36.34
157.49	92.95	30.62
178.42	79.44	98.02
173.35	87.21	55.07
170.27	91.41	60.14
162.12	88.44	177.84
133.04	73.99	46.23
118.08	76.94	68.37
179.9875	78.105625	67.935625
36.0911708	15.01149647	35.34527502
9.02279269	3.752874117	8.836318755

STADE 13		
1	2	3
107.05	82.6	80.18
153.74	63.66	60.35
190.76	70.27	61.67
198.49	94.74	63.83
201.99	82.39	55.73
190.73	81.5	49.73
192.95	92.29	34.14
181.73	75.77	87.9
75.87	65.86	73.57
113.4	74.8	81.06
161.08	75.77	49.12
190.11	69.16	78.2
221.59	94.71	90.09
244.84	69.54	79.52
251.21	91.42	83.93
199.21	77.85	49.12
179.671875	78.895625	67.38375
47.8534226	10.21858958	16.6895028
11.9633557	2.554647394	4.17237571

STADE 14		
1	2	3
257.55	93.48	97.36
258.82	106.17	73.57
228.63	98.91	49.73
198.68	87	95.16
166.08	77.97	96.7
200.67	96.48	90.75
172.69	90.09	76.43
117.18	82.53	116.32
119.16	71.37	79.33
168.3	69.25	93.83
204.19	86.34	96.7
228.64	80.41	60.36
239.91	84.61	67.63
254.41	87.21	88.59
235.46	70.33	89.87
195.16	77.5	78.19
202.845625	84.978125	84.4075
45.0418704	10.5324206	16.5089295
11.2604676	2.63310514	4.12723238

Tableau II : Valeurs moyennes, écart types et ESM des diamètres tubulaire, épithélium séminifère et la lumière au cours de 12L/12D chez Gerbillus tarabuli.

(1 : Tube séminifère, 2 : épithélium séminifère, 3 : la lumière).

	Photopériode 12L/12D			
	Testicu G	testicu D	Poids Final	IGS
G43 L	0.3038	0.3021	45.8	0.66
G45 L	0.3387	0.3371	46.9	0.72
G5 0	0.3632	0.36	39.9	0.91
MOY	0.34	0.33	44.20	0.77
ECT	0.03	0.03	3.76	0.13
ESM	0.017	0.017	2.17	0.78
P12/12-16/8				0.38

Tableau III : Intensité des mesures des poids testiculaires et l'indice gonadosomatique au cours de la photopériode standard 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	6.27	0.09
ESM	0.005	0.005	3.62	0.138
P16/8-12/12				0.38

Tableau IV : Intensité des mesures des poids testiculaires et l'indice gonadosomatique au cours de la photopériode longue chez gerbillus tarabuli.

	Photopériode 8L/16D			
	Testicule G	Testicule D	poid final	IGS
GM L1	0.2387	0.2376	54.7	0.44
GM L2	0.2218	0.2244	43.6	0.51
G10	0.1936	0.1972	35.3	0.55
MOY	0.22	0.22	44.53	0.5
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 V : Intensité des mesures des poids testiculaires et l'indice gonadosomatique au cours de la photopériode courte chez Gerbillus tarabuli.

P	I	II	III	IV	V	VI	VII	VIII	IX	X	XI	XII	XIII	XIV
I														
II	0,96													
III	0,02	0,008												
IV	0,66	0,59	0,03											
V	0,05	0,006	0,38	0,06										
VI	0,40	0,35	0,28	0,26	0,55									
VII	0,004	0,001	0,32	0,006	0,06	0,07								
VIII	0,11	0,05	0,0003	0,40	0,0003	0,03	0,00006							
IX	0,05	0,02	0,90	0,04	0,52	0,35	0,29	0,00008						
X	0,05	0,01	0,76	0,01	0,62	0,40	0,20	0,0006	0,87					
XI	0,21	0,1	0,52	0,04	0,92	0,70	0,16	0,011	0,87	0,69				
XII	0,13	0,06	0,40	0,05	0,86	0,67	0,08	0,002	0,51	0,59	0,98			
XIII	0,18	0,12	0,49	0,03	0,91	0,69	0,13	0,007	0,58	0,66	0,99	0,98		
XIV	0,92	0,87	0,02	0,72	0,05	0,36	0,005	0,15	0,04	0,04	0,19	0,12	0,16	

Tableau VI : Les valeurs de P des tubes séminifères au cours des 14 stades chez gerbillus tarabuli.

P	I	II	III	IV	V	VI	VII	VIII	IX	X	XI	XII	XIII	XIV
I														
II	0,85													
III	3,49E-06	3,27E-07												
IV	0,87	0,74	1,96E-05											
V	6,47E-08	6,18E-10	0,17	9,74E-07										
VI	1,15E-05	1,47E-07	0,21	7,88E-05	0,001									
VII	6,74E-10	1,81E-11	0,001	1,37E-08	0,015	6,42E-06								
VIII	0,008	0,001	0,0001	0,01	1,49E-07	1,62E-05	4,32E-09							
IX	6,82E-07	8,55E-09	0,77	7,22E-06	0,19	0,049	0,0006	3,33E-06						
X	1,60E-05	5,68E-07	0,27	9,47E-05	0,007	0,99	1,64E-05	0,0005	0,11					
XI	1,56E-07	2,25E-08	0,13	1,02E-06	0,71	0,006	0,07	7,45E-06	0,16	0,01				
XII	0,0001	9,69E-05	0,68	0,0002	0,14	0,66	0,002	0,012	0,52	0,69	0,11			
XIII	2,16E-05	2,75E-06	0,47	9,13E-05	0,035	0,73	0,0001	0,001	0,27	0,77	0,035	0,86		
XIV	0,001	0,0005	0,02	0,003	0,0004	0,08	1,63E-06	0,16	0,006	0,12	0,0008	0,14	0,10	

Tableau VII : Les valeurs de P de l'épithélium séminifères au cours des 14 stades chez gerbillus tarabuli.

P	I	II	III	IV	V	VI	VII	VIII	IX	X	XI	XII	XIII	XIV
I														
II	0,98													
III	0,08	0,08												
IV	1,07E-06	1,07E-06	0,0008											
V	0,01	0,01	0,87	6,98E-05										
VI	0,0004	0,0004	0,16	0,004	0,05									
VII	0,002	0,002	0,48	0,0002	0,31	0,22								
VIII	1,16E-06	1,19E-06	0,002	0,39	4,82	0,012	0,0003							
IX	4,80E-05	4,79E-05	0,30	0,06	0,004	0,21	0,02	0,23						
X	9,31E-08	1.00E-04	0,0002	0,75	1,44E-09	0,0001	1,54E-08	0,37	0,026					
XI	1,68E-07	1,78E-07	0,0008	0,51	3,65E-07	0,001	4,20E-06	0,72	0,098	0,51				
XII	0,001	0,001	0,07	0,20	0,04	0,34	0,10	0,47	0,90	0,20	0,33			
XIII	1,40E-05	1,42E-05	0,01	0,06	0,0008	0,14	0,006	0,22	0,92	0,01	0,07	0,95		
XIV	1,90E-08	2,01E-08	0,0001	0,73	1,03E-07	0,0001	7,86E-07	0,15	0,01	0,32	0,18	0,10	0,0069	

Tableau VIII : Les valeurs de P de la lumières tubulaires au cours des 14 stades chez gerbillus tarabuli.