

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE
MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE
SCIENTIFIQUE
UNIVERSITE SAAD DAHLAB BLIDA 1



FACULTE DES SCIENCES DE LA NATURE ET DE LA VIE
Département de Biologie

Mémoire de fin d'études en vue de l'obtention du diplôme de Master
Option: Biologie et Physiologie de la Reproduction

Thème

**Etude histo-morphométrique de l'épithélium séminifère
durant la période de reproduction chez le Rongeur
*Ctenodactylus gundi***

Présenté par:

M^{lle} BESSAIDI Feriel et M^{lle} GHOUAOULA Aya

Soutenu le 03/07 /2025, devant le jury:

Nom	Grade / Lieu	Qualité
M. ALLAOUI Amine	MCA / Université Blida 1	Président
M ^{me} ZATRA Yamina	MCB / Université Blida 1	Examinatrice
M ^{me} DJOUAHRA Nassima	MCB / Université Blida 1	Promotrice
M ^{me} HAMMOUCHE Sadjia	Professeur / USTHB	Co-promotrice

Année universitaire : 2024 / 2025

Remerciements

Avant toute chose, nous remercions Allah, le Très-Haut, pour la force, la patience et la persévérance qu'Il nous a accordées tout au long de ce parcours. Sans Sa volonté, rien n'aurait été possible.

Nous exprimons également toute notre gratitude à notre promotrice, **M^{me} DJOUAHRA N.**, pour son encadrement rigoureux, sa présence bienveillante et la richesse de ses conseils qui ont fortement contribué à la qualité de ce travail.

Nos remerciements les plus sincères vont à notre Co-promotrice, **M^{me} HAMMOUCHE S.**, pour son accompagnement précieux, sa disponibilité constante et son regard scientifique pertinent. Sa confiance et ses encouragements ont été essentiels pour nous guider et nous motiver à chaque étape.

Nos vifs remerciements s'adressent à **M. Allaoui A.**, président du jury, pour l'honneur qu'il nous fait en présidant cette soutenance, ainsi qu'à **M^{me} Zatra Y.**, examinatrice pour avoir accepté de lire et d'évaluer notre mémoire avec sérieux et attention.

Un grand merci à **M^{me} TAFFAR A.**, pour son accompagnement durant notre formation, et ses conseils éclairés qui ont toujours été d'un grand soutien.

Nous tenons aussi à remercier chaleureusement **M^{me} KHERIBECHE N.**, pour son accueil au laboratoire, sa gentillesse et l'aide qu'elle nous a apportée tout au long de notre travail.

Enfin, toute notre reconnaissance va à **l'équipe 03 LRZA.**

Nous adressons également notre gratitude à l'ensemble des enseignants du département de Biologie de la faculté de SNV, pour la qualité de la formation qu'ils nous ont dispensée durant ces années universitaires.

Dédicaces

À chaque pas que j'ai fait, il y avait quelqu'un qui priait pour moi, quelqu'un qui rêvait de ma réussite avant même que je ne l'imagine."

Avec tout l'amour et la gratitude que je porte dans mon cœur, je dédie ce modeste travail à ceux qui ont été la lumière de mon chemin, la force qui m'a soutenue dans les moments difficiles, et l'espoir qui a ravivé ma détermination.

À ma chère mère **Naima GHERABLI**, compagne de tous les défis, source inépuisable d'amour et d'inspiration. Sans tes prières sincères et ton amour infini, je n'aurais jamais pu arriver ici. Ce succès est avant tout le fruit de ton immense sacrifice et de ta patience.

À mon cher père **Ali**, mon pilier et modèle de persévérance, qui m'a inculqué l'importance de l'effort et de la ténacité. Merci pour ta confiance et ton soutien constants.

À mes frères **Mohamed, Abdel hak et Abd Salam** bien-aimés, qui ont été ma force dans les moments d'incertitude et ma joie dans les instants difficiles. Votre présence a été un refuge précieux.

À mes chères tantes, véritables mères de cœur, merci pour vos prières, vos conseils et votre amour inconditionnel.

À mes grands-parents Vous êtes les racines solides sur lesquelles j'ai construit mes rêves.

À toi, **AYA**, mon amie précieuse, qui a été à mes côtés chaque étape du chemin pendant ces cinq dernières années, merci pour ton soutien inébranlable, ta patience et ton amitié. Sans toi, ce travail n'aurait pas été le même. Ton aide et ta présence ont été une source de force et d'inspiration tout au long de cette expérience

Et à toi, **Fares**, merci pour ton soutien, ta patience et ta confiance. Ta présence a été un moteur silencieux tout au long de cette aventure.

À ma chère amie **Lamia HADDAD**, Merci pour chaque instant passé ensemble, pour chaque sourire et chaque moment de soutien et d'encouragement. Tu as toujours été cette amie fidèle sur laquelle je pouvais compter à tout moment.

À tous ceux qui ont cru en moi, qui m'ont soutenue, qui m'ont souri quand je doutais, et qui ont offert leur amour sincère...

Je vous dédie cette réussite, car elle est aussi la vôtre.

FERIEL

Dédicace

À mes chers parents,

Je tiens à exprimer ma profonde gratitude pour votre amour inébranlable, votre patience sans fin et vos sacrifices constants. Votre soutien a été la lumière qui a éclairé mon chemin à chaque étape de ma vie. Vous êtes ma première source d'inspiration, et votre présence à mes côtés est la clé de ma force. Je prie pour que Dieu bénisse votre santé et vous garde en sécurité.

À ma grand-mère qui nous a quittés,

Tu as toujours été une source d'inspiration et de réconfort. J'aurais aimé que tu sois ici à ce moment précis, mais tu restes à jamais dans mon cœur, et ta présence m'accompagne à chaque étape. Ton absence a laissé un grand vide, mais tu resteras toujours une partie intégrante de mon parcours, et ton souvenir vivra dans chaque réussite que je réaliserai.

À mes frères et à ma sœur,

Votre amour et votre soutien continus ont été une source inestimable de force et de réconfort. Merci d'être toujours présents à mes côtés et pour vos conseils précieux.

À mes chers amis fidèles,

Je vous remercie pour vos mots réconfortants et votre présence constante, qui ont été un soutien précieux tout au long de ce chemin.

À toutes celles et ceux qui ont cru en moi, de près ou de loin,

Je vous adresse toute ma reconnaissance pour le soutien et l'encouragement que vous m'avez offerts.

À ma chère cousine Yousra,

Tu as toujours été une source de soutien véritable. Merci d'être là, de m'avoir offert tes mots réconfortants et ton encouragement pendant les moments difficiles. Ton aide a été une véritable fondation tout au long de ce parcours.

AYA



SOMMAIRE



INTRODUCTION.....	1
DONNEES BIBLIOGRAPHIQUE.....	2
I. Organisation structurale et fonctionnelle du testicule	2
I.1. Anatomie de testicule.....	2
I.2. Histologie du testicule	2
I.2.1. Tubes séminifères.....	2
I.2.1.1. Cellules germinales	2
A. Spermatogonies	2
B. Spermatocytes	4
C. Spermatides	4
D. Spermatozoïdes	6
I.2.1.2. Cellules de Sertoli	6
I.2.1.3. Cellules péritubulaires	7
I.2.2. Tissu interstitiel	7
I.3. Physiologie du testicule	7
I.3.1. Spermatogenèse	7
I.3.1.1. Prolifération	7
I.3.1.2. Accroissement et méiose	8
I.3.1.3. Spermiogenèse	8
A- Phase golgienne.....	8
B- Phase de formation de la cape.....	12
C- Phase acrosomiale	12
D- Phase de maturation	13
I.3.2. Cycle spermatogénétique.....	13
I.3.3. Cycle de l'épithélium séminifère	13
II. Régulation de la fonction testiculaire.....	15

II.1. Régulation neuro-endocrinne.....	15
II.2. Régulation locale.....	18
 MATÉRIEL ET MÉTHODES	19
I. Matériel biologique	19
I.1. Modèle expérimental.....	19
I.2. Éco-biologie générale	19
I.3. Nourriture.....	21
I.4. Reproduction	21
I.5. Lieu et mode de capture	21
II. Méthodes.....	21
 II.1. Composition du lot	21
 II.2. Etude histologique	24
II.2.1. Prélèvement des testicules	24
II.2.2. Fixation	24
II.2.3. Lavage	24
II.2.4. Inclusion à la paraffine	24
II.2.4.1. Déshydratation.....	24
II.2.4.2. Eclaircissement ou substitution	24
II.2.4.3. Imprégnation à la paraffine	24
II.2.4.4. Inclusion et confection des blocs	26
II.2.5. Confection et étalement des coupes histologiques	26
II.2.6. Coloration topographique	26
II.2.7. Montage	26
II.2.8. Observation microscopique et prise des photographies.....	26

III. Etude histologique du cycle de l'épithélium séminifère.....	27
IV. Etude morphométrique.....	27
V. Analyse statistique	27
RÉSULTATS ET DISCUSSION.....	29
RÉSULTATS.....	29
I. Etude biométrique.....	29
II. Etude structurale du testicule	29
II.1. Tissu interstitiel.....	29
II.2. Tube séminifère	29
III. Etude morphométrique	40
DISCUSSION	42
CONCLUSION ET PERSPECTIVE	45
RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES.....	46
ANNEXES	

A

A: Spermatogonie A

A1: Spermatogonie A1

A2: Spermatogonie A2

A3: Spermatogonie A3

A4: Spermatogonie A4

Aal: Spermatogonie A aligned

ABP: Androgen Binding Protein

Ad: Spermatogonie A dense

ADN: Acide Désoxyribo-Nucléique

Ap: Spermatogonie A pale

Apr: Spermatogonie A paired

B

B: Spermatogonie B

C

C. *gundi*: *Ctenodactylus gundi*

CL: Cellule de Leydig

CR: Corps Résiduel

CS: Cellule de Sertoli

D

D: Spermatocyte I diplotène

E

EGF: *Epidermal Growth Factor*

ESM: Erreur Standard Moyenne

ES: Épithélium séminifère

E: Epaisseur de l'épithélium séminifère

F

FGF β : *Fibroblast Growth Factor β*

FSH: *Follicle-Stimulating Hormone*

G

GDNF: *Glial Cell Line-Derived Neurotrophic Factor*

GnRH: *Gonadotropin Releasing Hormone*

I

IGF-I: *Insulin-like Growth Factor-1*

IL1: Interleukine 1

IL6: Interleukine 6

Int: Intermédiaire

I: Inhibine

L

L: Leptotène

Lu: Lumière

LH: *Luteinizing-Hormone*

LRZA: Laboratoire de Recherche en Zones Arides

LS: Tube séminifère rempli de spermatozoïdes

LL: Tube séminifère avec une lumière large

M

MP: Membrane plasmique

M: Métaphasique

N

n: Nombre de chromosomes

P

P: Spermatocyte I pachytène

PA-FSH: *Periodic Acid- Fuchsin Sulfurous Acid*

PL: Spermatocyte I préleptotène

P-Mod-S: *Peritubular Factor that Modulates Sertoli cell function*

PAS: *Periodic Acid-Schiff*

S

SPC I: Spermatocyte I

SPG: Spermatogonie

SA: Spermatide allongée

SR: Spermatide ronde

SNC: Système nerveux central

SS: Spermatocyte secondaire

T

TGFβ: *Transforming Growth Factor*

TI: Tissu interstitiel

TS: Tube séminifère

V

VS: Vaisseau sanguin

Z

Z: Spermatocyte I zygotène

N°	Titre de la figure	Page
1	Représentation schématique du testicule des Mammaliens.	3
2	Schéma structural de l'épithélium séminifère	3
3	Les différentes cellules germinales impliquées dans la spermatogenèse chez le Rongeur	5
4	Les caractéristiques des spermatogonies chez le Rat	5
5	Étapes de la spermatogenèse chez le Rat	9
6	Étapes de la spermatogenèse chez les Mammaliens (Homme)	9
7	Représentation schématique des différentes étapes de la spermiogénèse chez le Rat	11
8	Cycle spermatogénétique: (A) chez le Rat et (B) chez l'Homme	14
9	Cycle de l'épithélium séminifère: (A) chez le Rat et (B) chez l'Homme	16
10	Régulation neuro-endocrinienne de la fonction testiculaire	17
11	Régulation paracrine de la spermatogenèse	17
12	<i>C. gundi</i>	20
13	Carte de localisation altitudinale du <i>C. gundi</i> dans l'Aurès établie en 2013-2014	20
14	(A) Situation géographique de la région de Gouraye, El Kouif à Tébessa (Google Earth ©, 2025). (B) et (C) photographies du biotope.	22
15	Données climatiques de la région de Tébessa	23
16	Organes de l'appareil génital mâle de <i>C. gundi</i>	25

LISTE DES TABLEAUX

N°	Titre du tableau	Page
I	Différentes étapes de la prophase I de méiose chez les Mammaliens.	10



INTRODUCTION



Dans les régions arides et semi-arides du Maghreb, notamment les zones rocheuses du Sahara, de nombreuses espèces animales ont développé des stratégies adaptatives leur permettant de survivre aux conditions environnementales extrêmes (Gernigon, 1992; Simonneaux *et al.*, 2013). Parmi ces espèces, les Rongeurs déserticoles, qu'ils soient diurnes ou nocturnes, présentent des adaptations physiologiques et comportementales remarquables, faisant d'eux des modèles pertinents pour l'étude de la reproduction en milieu extrême. De plus, ces espèces ont une activité reproductrice restreinte à une période spécifique de l'année, leurs appareils reproducteurs mâle et femelle subissent des variations pondérales (Amirat *et al.*, 1980; Khammar, 1987; Madani, 2019; Hamidatou Khati et Hammouche, 2021), structurales (Hamidatou Khati *et al.*, 2018; Hamidatou Khati, 2020; Djouahra *et al.*, 2021; Hamidatou Khati et Hammouche, 2021; Djouahra, 2022), ultrastructurales (Gernigon, 1992; Boubekri, 1998) et hormonales (Amirat *et al.*, 1980; Hammouche et Madani, 2013; Madani *et al.*, 2015; Madani, 2019).

Parmi ces espèces, *Ctenodactylus gundi* (*C. gundi*), un Rongeur diurne, constitue un modèle pertinent pour l'étude des mécanismes d'adaptation reproductive en zone désertique. Il se caractérise par un cycle reproducteur saisonnier bien marqué, accompagné de remaniements histologiques testiculaires selon les saisons (Gouat et Gouat, 1983). Toutefois, les données sur sa physiologie testiculaire et son cycle spermatogénique est quasi absente de la littérature. Contrairement à d'autres Rongeurs déserticoles comme *Psammomys obesus* (Djouahra *et al.*, 2021; Djouahra, 2022) ou *Gerbillus tarabuli* (Hamidatou Khati *et al.*, 2018; Hamidatou Khati, 2020; Hamidatou Khati et Hammouche, 2021).

Ce travail, réalisé au sein de l'équipe 3 du LRZA (USTHB), s'appuie sur une approche histomorphométrique pour explorer l'activité testiculaire chez *C. gundi* en période de reproduction.



DONNEES
BIBLIOGRAPHIQUES



I. Organisation structurale et fonctionnelle du testicule

I.1. Anatomie du testicule

Chez les Mammaliens, le testicule est un organe pair, de forme ovoïde, d'aspect blanchâtre et enveloppé d'une capsule conjonctive, l'albuginée. Il se situe à l'extérieur de la cavité pelvienne dans le scrotum (Fig. 1A). Cette localisation extra-abdominale permet le bon déroulement de la spermatogenèse en maintenant une température inférieure de 2 à 4°C à celle du corps (Thibault et Levasseur, 2001; Le Moigne et Fourcier, 2009 ; Tortora et Derrickson, 2017; Al-Mamari, 2023).

I.2. Histologie du testicule

Le testicule est constitué de deux compartiments, le compartiment tubulaire correspondant aux tubes séminifères et le compartiment intertubulaire correspondant au tissu interstitiel (Whitney et Suttie, 2018) (Fig. 1B).

I.2.1. Tubes séminifères

Ils sont entourés d'une lame basale, de fibres de collagène, de fibroblastes et de cellules myoïdes (péritubulaires) constituant ainsi la membrane propre (Dadoune et Demoulin, 2001). Ils sont tapissés par un épithélium séminifère pluristratifié contenant deux populations cellulaires distinctes: les cellules somatiques de Sertoli et les cellules germinales. Leur lumière occupe le centre des tubes et dans laquelle sont libérés les spermatozoïdes (Davidoff *et al.*, 1990; Dadoune et Demoulin, 2001; Laura *et al.*, 2013) (Figs. 1B et 2).

I.2.1.1. Cellules germinales

Elles sont intercalées entre les cellules de Sertoli et disposées en couches superposées: spermatogonies, spermatocytes I, spermatocytes II, spermatides rondes, spermatides allongées et spermatozoïdes. Elles sont étendues sur toute l'épaisseur de l'épithélium séminifère, représentant ainsi les différentes étapes de la spermatogenèse (Kerr *et al.*, 2006; Jégou *et al.*, 2014) (Figs. 1B et 2).

A. Spermatogonies

Ce sont des cellules diploïdes, de petite taille, de forme arrondie ou ovale et situées en contact étroit avec la lame basale de l'épithélium séminifère (Russell *et al.*, 1990; Hess et De Franca, 2009) (Fig. 2). Elles subissent plusieurs séries de mitoses et de différenciation pour donner naissance à des spermatocytes I.

Chez le Rat, selon l'aspect de leur noyau et leur position au sein de l'épithélium, on distingue divers types de spermatogonies (Weber et Russell, 1987; De Rooij et Russell, 2000; Aponte *et al.*, 2005; Jan *et al.*, 2012):

- Spermatogonies A *single* (As), situées au-dessus de la lame basale des tubes séminifères.

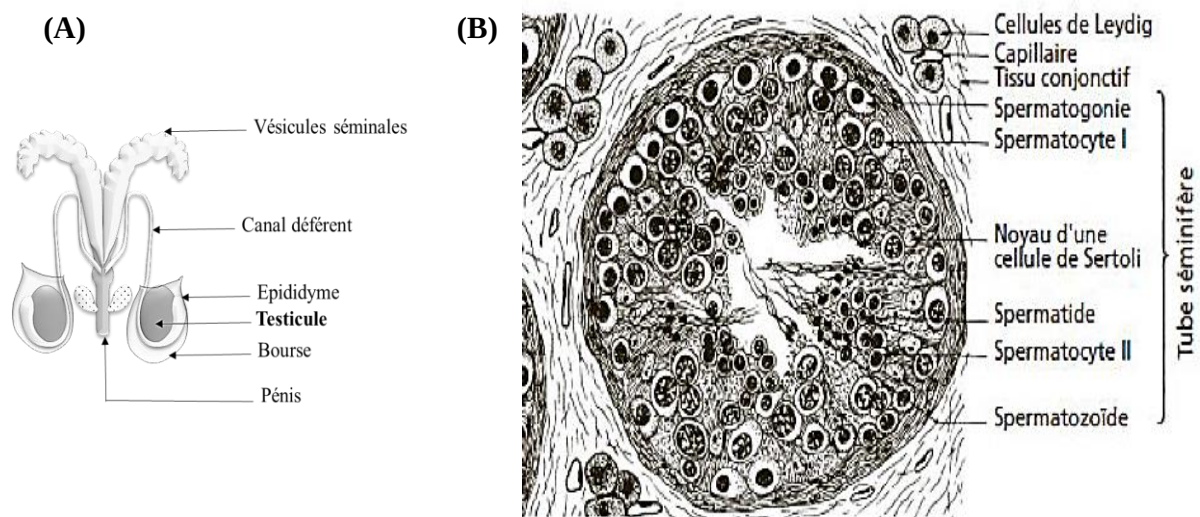


Figure 1. Représentation schématique du testicule des Mammaliens.

(A) Aspect anatomique. (B) Aspect structural (Le Moigne et Foucrier, 2009).

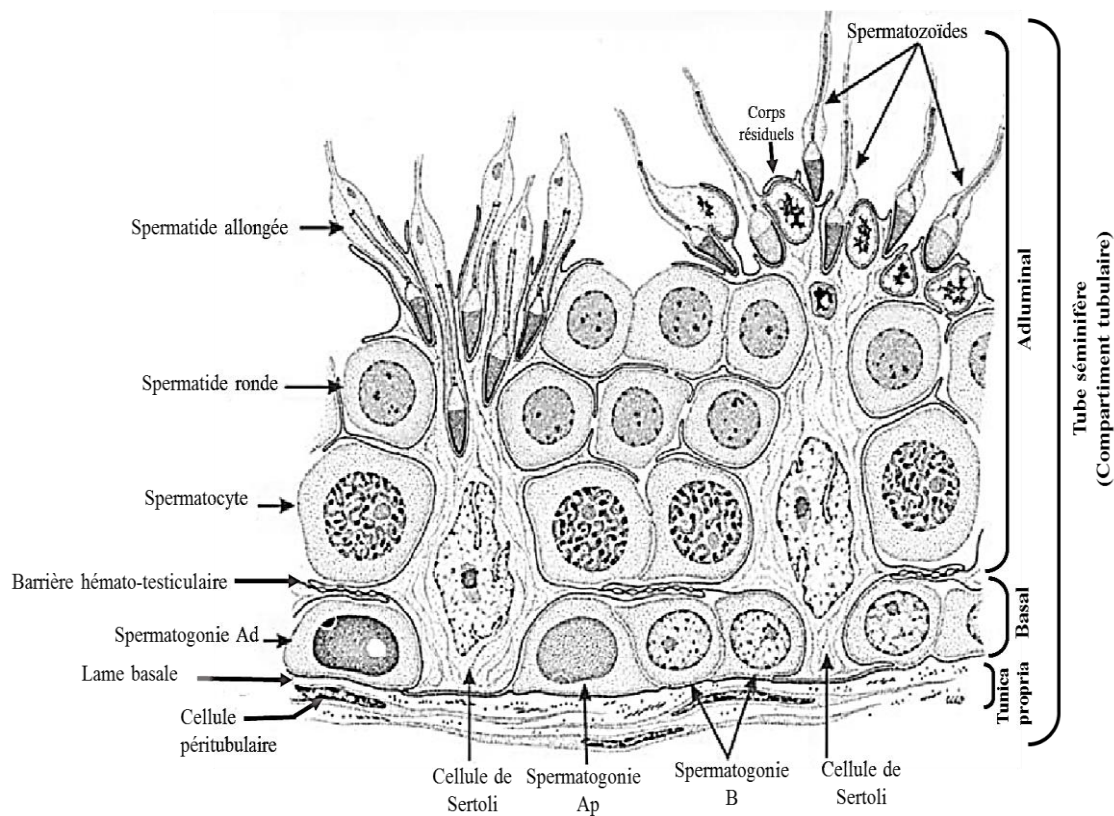


Figure 2. Schéma structural de l'épithélium séminifère (Bertrand-Delepine *et al.*, 2016 modifié).

- Spermatogonies *A paired* (*Apr*), disposées par paire avec cytokinèse incomplète.
- Spermatogonies *A aligned* (*Aal*), alignées en chaînes en nombre de 4, 8, 16 et parfois 32.
- Ces 3 types de spermatogonies sont fréquemment appelés spermatogonies indifférenciées. Les spermatogonies *A_{al}* se différencient en spermatogonies *A1* qui donneront naissance successivement par divisions mitotiques aux spermatogonies *A2*, *A3*, *A4*, intermédiaires (*In*) et *B* (Fig. 3). Leur cyto-morphologie est bien élucidée par Chiarini-Garcia et Russell (2001) (Fig. 4).

Chez les autres Mammaliens tel que l'Homme, leur nomenclature est différente. On distingue:

- Spermatogonies *A*: dites poussiéreuses à noyau homogène avec la présence de 1 à 2 nucléoles (Dang, 1971), qui sont subdivisées en:
 - Spermatogonies *A* denses dites *As* (*A* sombre) ou *Ad* (*A dark*): caractérisées par un noyau sphérique dense avec une chromatine finement granuleuse.
 - Spermatogonies *A* pales dites *Ap*: caractérisées par un noyau ovoïde clair avec une chromatine granulaire diffuse et pale.
- Spermatogonies *B*: dites croûteuses à noyau ovalaire clair ayant une chromatine en mottes et un nucléole bien visible (Thibault et Levasseur, 2001; Nihi *et al.*, 2017).

B. Spermatocytes

- Spermatocytes I sont de grande taille (résultat de l'accroissement cytoplasmique), de forme sphérique et à noyau arrondi. Ils sont les premières cellules à migrer vers le compartiment adluminal situées à distance de la lame basale. Ils s'engagent dans la première division de méiose et donnent naissance aux spermatocytes II (Chiarini-Garcia et Russell, 2001) (Figs. 2 et 3).
- Spermatocytes II sont de petite taille, avec un noyau à chromatine en mottes semblable à celui des spermatides rondes néoformées mais avec un diamètre plus grand. Ils sont rarement observés en raison de l'absence d'interphase, ce qui rend leur mitose équationnelle particulièrement rapide (Dang, 1971; Holstein et Roosen-Runge, 1981; Nihi *et al.*, 2017). A la fin de cette division, naissent les spermatides (Domanskyi, 2007) (Figs. 2 et 3).

C. Spermatides

- Les spermatides rondes situées en position interne, sont de petite taille, de forme arrondies, à noyau sphérique à chromatine finement granuleuse et à cytoplasme peu abondant. Au cours de

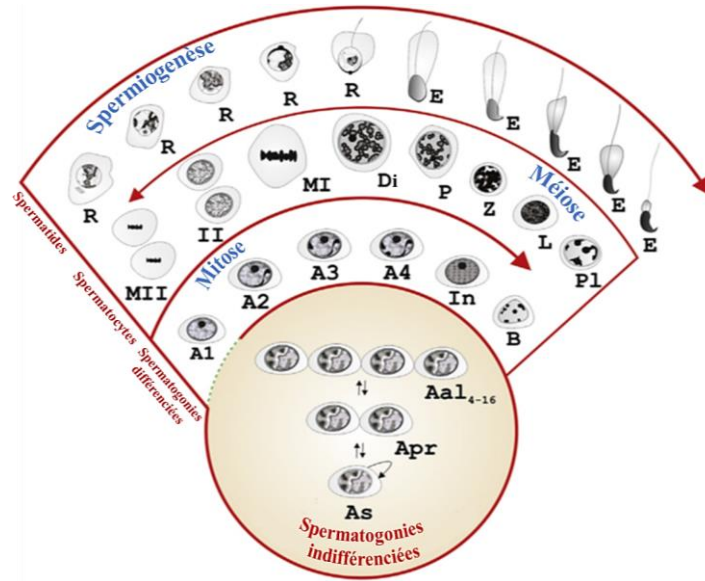


Figure 3. Les différentes cellules germinales impliquées dans la spermatogenèse chez le Rongeur (Lara *et al.*, 2018).

Spermatogonies (A- In- B), spermatocytes I: préleptotène (Pl), leptotène (L), zygotène (Z), pachytène (P), diplotène (Di) et métaphasique (MI et MII), spermatozoïdes ronds (R) et allongés (E).

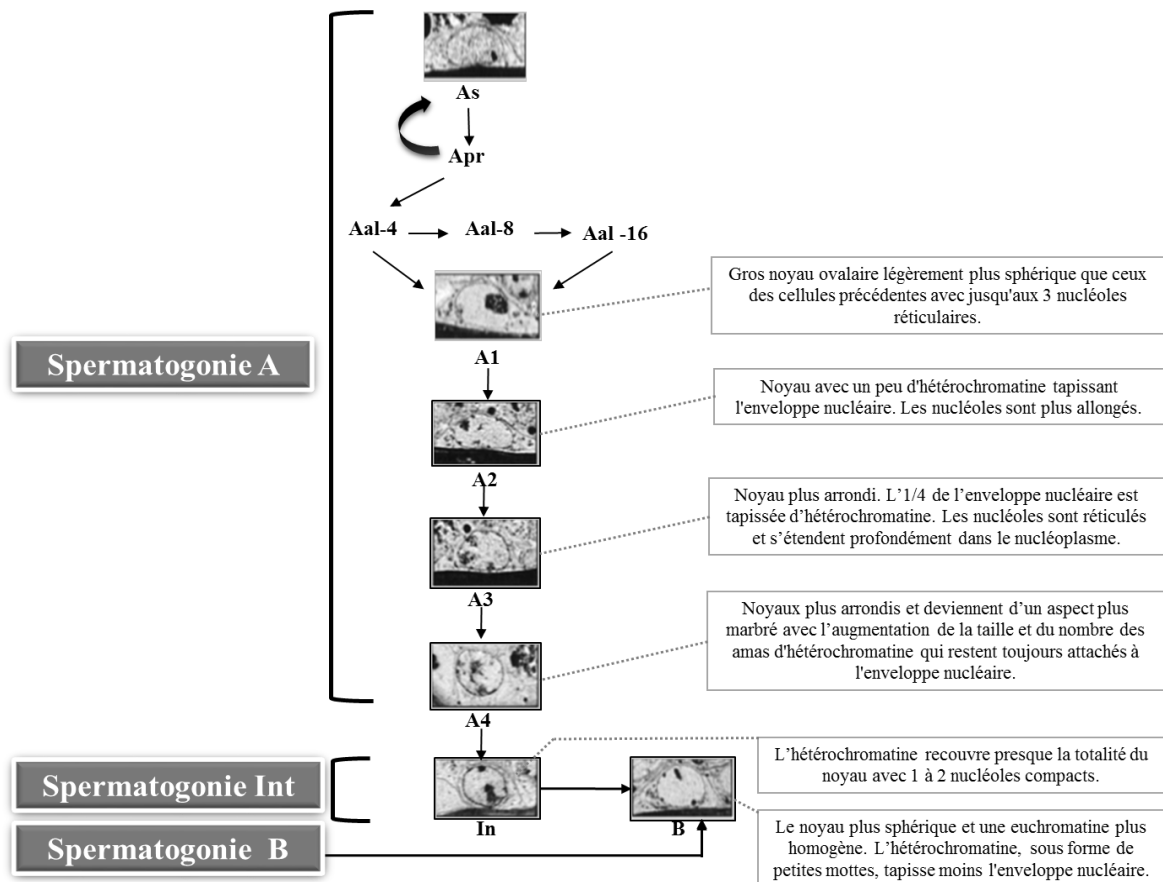


Figure 4. Les caractéristiques des spermatogonies chez le Rat (Chiarini-Garcia and Russell, 2001 modifié).

la spermiogénèse, elles subissent un processus de différenciation qui les transforme progressivement en spermatides allongées (Figs. 2 et 3).

- Les spermatides allongées présentent un noyau ovalaire, triangulaire ou allongé. Elles sont repoussées de plus en plus vers la lumière du tube séminifère tout en restant en contact étroit avec la cellule de Sertoli (Holstein et Roosen-Runge, 1981; Vacheret, 1999; Ramé *et al.*, 2007; Nihi *et al.*, 2017) (Figs. 2 et 3).

D. Spermatozoïdes

Ce sont des cellules hautement différenciées, allongées, avec très peu de cytoplasme. Elles présentent une tête contenant un acrosome et un noyau, une pièce intermédiaire et un flagelle. Elles sont situées en bordure de la lumière du tube, prêtes à quitter l'épithélium séminifère (Thibault et Levasseur, 2001; Kierszenbaum, 2006; Saint-Dizier et Chastant-Maillard, 2014) (Fig. 2).

I.2.1.2. Cellules de Sertoli

Elles s'étalent sur toute la hauteur de l'épithélium séminifère, reposant sur la lame basale et atteignant la lumière tubulaire par leur pôle apical. Leurs faces latérales sont étroitement reliées aux prolongements des cellules de Sertoli voisines en forment des cryptes pour héberger les cellules germinales en développement (Fig. 2). Le contact étroit entre les cellules de Sertoli par des jonctions serrées (Li *et al.*, 2012; França *et al.*, 2016) comprenant des claudines et des occludines (Wong *et al.*, 2004; Xia *et al.*, 2005) permet une barrière étanche dite barrière hémato-testiculaire qui est à l'origine de la séparation des deux compartiments, l'un basal, contenant les spermatogonies et les spermatocytes I en préméiose (stade préleptotène), et l'autre, adluminal, comportant les cellules en méiose et en cours de différenciation terminale (Fig. 2). Au pôle apical de la cellule de Sertoli, sont implantées, grâce aux jonctions adhérentes, des spermatides qui achèvent leur différenciation. Le noyau de la cellule de Sertoli est lobulé et volumineux, il est situé en position basale parfois para-basale ayant une chromatine diffuse et un gros nucléole indiquant une activité élevée de synthèse d'Acide Ribo-Nucléique ribosomique (Zhu *et al.*, 1997; Kierszenbaum, 2006; Le Moigne et Foucrier, 2009; Kisipan *et al.*, 2014; França *et al.*, 2016). La cellule de Sertoli, en plus de son rôle structural, exerce des fonctions mécaniques par son cytosquelette en permettant la migration des cellules germinales vers la lumière du tube séminifère. Elle assure notamment leur nutrition. Elle régule localement la spermatogenèse en contrôlant l'activité des cellules germinales et de Leydig. Elle est dotée en outre d'une fonction phagocytaire puisqu'elle élimine les cellules germinales en apoptose, les spermatozoïdes malformés et les cytoplasmes des corps résiduels (Regaud, 1901; Thibault et Levasseur, 2001; Le Moigne et Foucrier, 2009).

I.2.1.3. Cellules péritubulaires

Ce sont des cellules musculaires lisses péritubulaires, dites myoïdes, de forme aplatie et fusiforme, dont l'activité est régulée par le système nerveux autonome (Fig. 2). Elles assurent des mouvements contractiles péristaltiques des tubes séminifères (Verhoeven et Hoeben, 1995) et contribuent à la régulation de la spermatogenèse en élaborant la matrice extracellulaire ainsi que les facteurs de croissance qui affectent la fonction sertolienne (Maekawa *et al.*, 1996; Verhoeven *et al.*, 2000).

I.2.2. Tissu interstitiel

C'est un tissu conjonctif lâche richement vascularisé au sein duquel se trouvent les cellules de Leydig. Ces cellules somatiques sont de grande taille et de forme polygonale retrouvées soit isolées ou groupées en amas autour des capillaires sanguins (Leydig, 1850; Winnall et Hedger, 2013; Smith et Walker, 2014) (Fig. 1A). Elles sont dotées de tous les éléments caractéristiques des cellules élaborant des hormones stéroïdes, constituant ainsi, la glande interstitielle du testicule (Haider, 2004; Wistuba *et al.*, 2007; Zirkin et Papadopoulos, 2018).

I.3. Physiologie du testicule

À partir de la puberté, le testicule assure une 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).

I.3.1. Spermatogenèse

Lors de la spermatogenèse, processus continu, les spermatogonies (diploïdes) se transforment progressivement en spermatozoïdes (haploïdes) (Russell *et al.*, 1990; Johnson *et al.*, 1991). La succession des étapes de la spermatogenèse (prolifération, accroissement, méiose et spermiogenèse) (Johnson et Everitt, 2002) constitue le cycle spermatogénétique. Sa durée est constante et varie selon les espèces et chaque phase dure environ un tiers du processus (Kerr *et al.*, 2006).

I.3.1.1. Prolifération

Elle démarre dès la vie fœtale et devient plus active à la puberté et se poursuit jusqu'à la sénescence. Elle concerne les spermatogonies.

Chez le Rat, la spermatogonie *As* représente la cellule diploïde souche de réserve, elle se divise en donnant naissance à une paire de spermatogonies *Apr*, qui à son tour se divise pour engendrer 4 spermatogonies, 8, 16 et occasionnellement 32 *Aal* cellules indifférenciées (Huckins, 1971; De Rooji et Russell, 2000; Dettin *et al.*, 2003; Aponte *et al.*, 2005). La différenciation de *Aal* génère une *A1*, qui après une série de divisions mitotiques, donne naissance aux *A2*, *A3* et *A4*

(Aponte *et al.*, 2005). La A4 donne par mitose des spermatogonies intermédiaires qui se divisent à leur tour et génèrent des spermatogonies B, et enfin, des spermatocytes I préleptotènes (Dym et Fawcett, 1971) (Fig. 5).

Chez les autres Mammaliens dont l'Homme, chaque spermatogonie Ad diploïde se divise asymétriquement en donnant naissance à une spermatogonie Ad souche de réserve, et une spermatogonie Ap progénitrice, capable de s'auto-renouveler et d'engendrer une Ap adressée à la spermatogenèse. Cette dernière se multiplie 3 à 4 fois avant de se différencier en spermatogonie B qui donnera naissance au spermatocyte I après 8 cycles de division (Amann, 2008) (Fig. 6).

I.3.1.2. Accroissement et méiose

Avant l'entrée en méiose, le spermatocyte I génère une grande cellule appelée auxocyte (Mieusset et Bujan, 1995) et duplique sa quantité d'ADN (4q ADN) à l'interphase (préleptotène). Au cours de la prophase I (mitose réductionnelle), il subit progressivement les phases suivantes: leptotène, zygotène, pachytène, diplotène et diacinèse (Tab. I) puis il poursuit sa division en donnant naissance à 2 spermatocytes II (n chromosomes et 2q ADN) de taille deux fois plus réduite, et qui subissent rapidement la mitose équationnelle de méiose afin de donner naissance à 4 spermatides rondes haploïdes (n chromosomes recombinaés et q ADN) (Leblond et Clermont, 1952a, b; Heyting *et al.*, 1988; Mieusset et Bujan, 1995; Whitney et Suttie, 2018) (Figs. 5 et 6).

I.3.1.3. Spermiogénèse

Durant cette phase les spermatides rondes se différencient en spermatozoïdes (Fig. 7) (Oatley et Brinster, 2008). Elle dure environ 2 à 3 semaines chez les Rongeurs et 3 semaines chez l'Homme (O'Donnelle, 2014). Chez le Rat, la spermiogénèse, étudiée par la technique de coloration *Periodic Acid Fuchsin Sulfurous Acid* (PA-FSA) (Leblond et Clermont, 1952b) et par microscopie électronique (Santos *et al.*, 2014), indique l'existence de 4 phases principales et qui sont subdivisées en 19 étapes (Adebayo *et al.*, 2019; Khawar *et al.*, 2019).

A) Phase golgienne

Elle renferme 3 étapes aboutissant à la formation du granule acrosomique (Fig. 7) (Leblond et Clermont, 1952a, b; Kierszenbaum, 2006; Hess et De Franca, 2009).

- **L'étape 1** est caractérisée par la présence de l'idiosome dans la zone de Golgi (Leblond et Clermont, 1952a, b). 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).

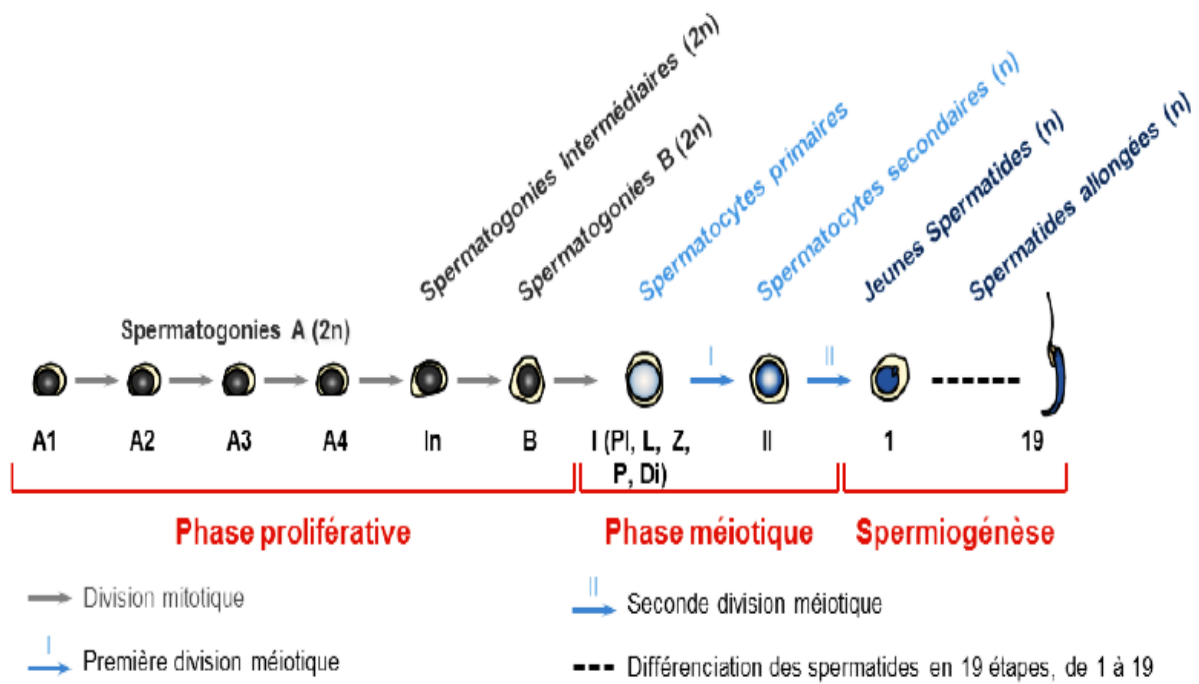


Figure 5. Etapes de la spermatogénèse chez le Rat (Chocu, 2014).

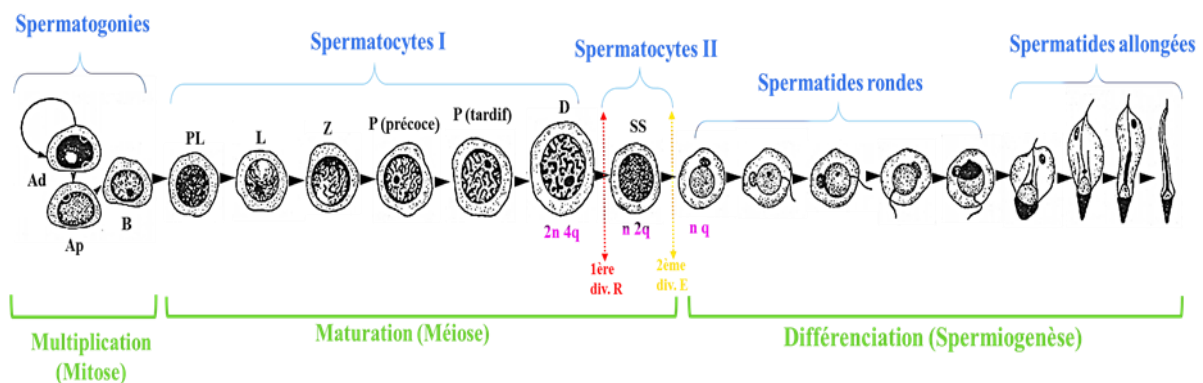
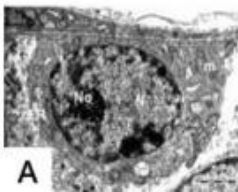
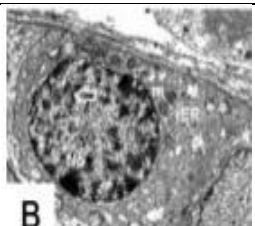
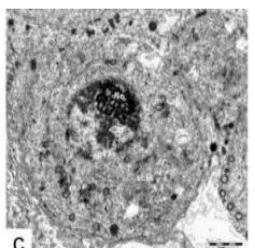
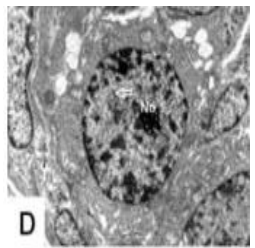
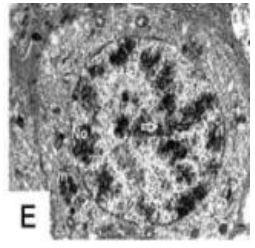
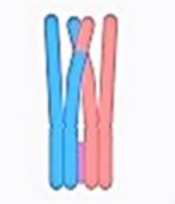
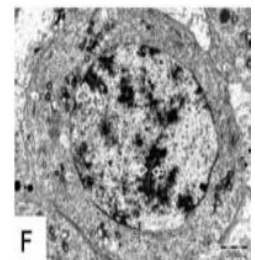


Figure 6. Etapes de la spermatogénèse chez les Mammaliens (Homme) (Dadoune et Demoulin, 1991 modifié).

Spermatogonie A *dark* (Ad), spermatogonie A *pale* (Ap), nombre de chromosomes (n), quantité d'ADN (q).

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

Phase méiotique		Illustration			Description
Prophase I	Préleptotène				Duplication de l'ADN. La chromatine apparaît sous forme de fines granulations diffuses dans le noyau.
	Leptotène				Début de condensation de la chromatine Individualisation des chromatines
	Zygotène				Début du synapsis Chaque paire de chromosome est maintenue par le complexe synaptonémal
	Pachytène				Crossing-over Synapsis complet Paires de chromosomes condensées et enroulées. Rupture du nucléole.
	Diplotène				Fin de synapsis Désappariement des chromosomes homologues sauf au niveau des chiasmas.
	Diacinèse				Condensation maximale des chromosomes, accompagnée de leur migration vers la périphérie du noyau."

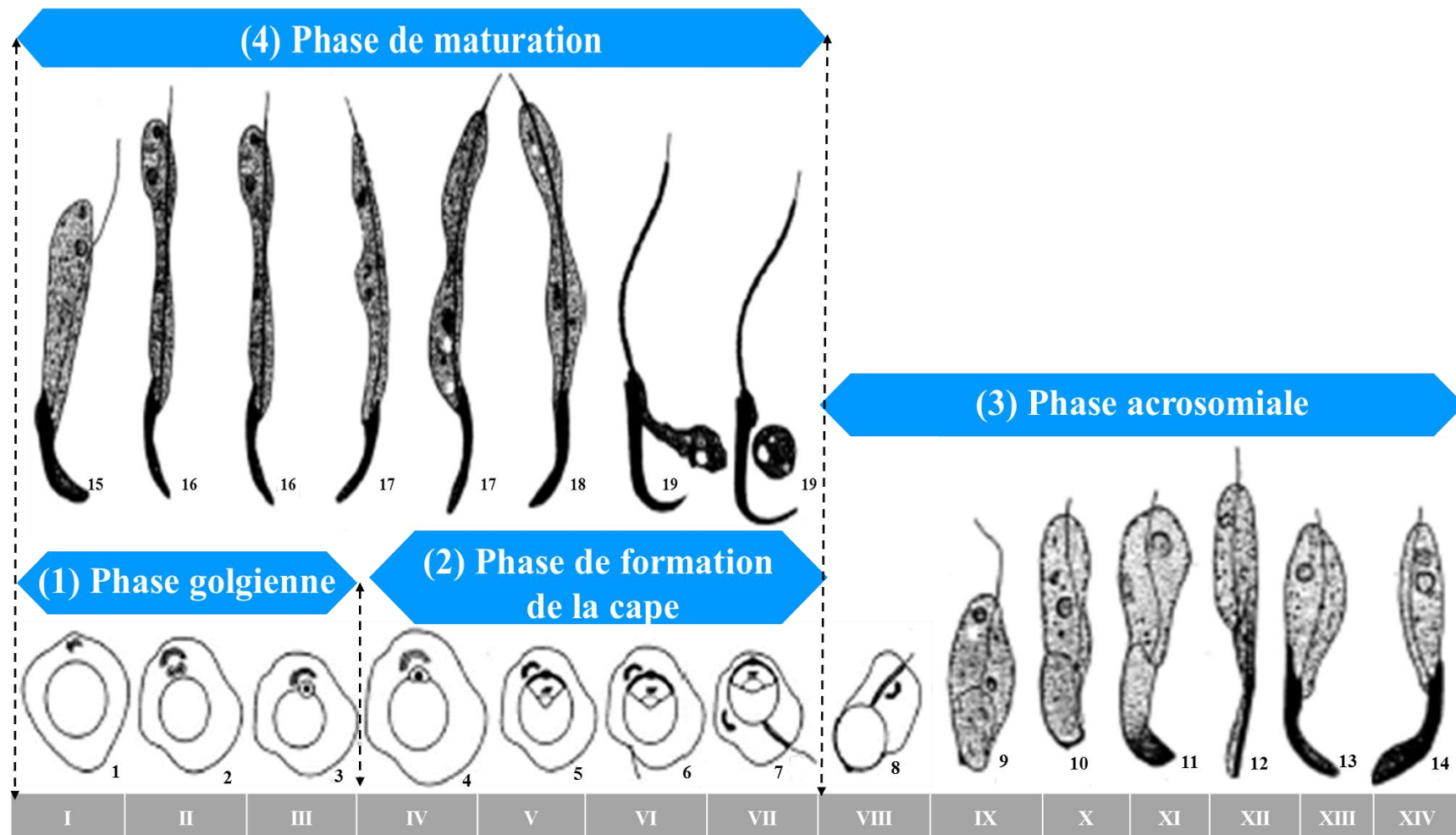


Figure 7. Représentation schématique des différentes étapes de la spermiogenèse chez le Rat (Russell *et al.*, 1990 modifié).

- **L'étape 2** correspond à la formation de granules proacrosomiques dans l'idiosome (Hess et De Franca, 2009). Les centrioles sont situés au voisinage du complexe de Golgi.
- **L'étape 3** représente la fusion des granules proacrosomiques en un large granule acrosomique et la migration polaire des centrioles facilitant le développement de l'axonème (Russell *et al.*, 1990; Hess et De Franca, 2009).

B) 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 (Russell *et al.*, 1990; Hess et De Franca, 2009) (Fig.7).

- **L'étape 4** est l'aplatissement du granule acrosomique à la surface du noyau (Russell *et al.*, 1990).
- **L'étape 5** 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 De Franca, 2009).
- **L'étape 6** coïncide avec la présence d'une cape bien formée, le rapprochement des deux centrioles du noyau et la condensation et l'expansion de l'acrosome (Russell *et al.*, 1990).
- **L'étape 7** correspond au moment où la cape atteint sa taille maximale. Le noyau se rapproche de la surface cellulaire. Le centriole proximal adhère au noyau, tandis que le distal reste attaché au flagelle. Le corps chromatoïde flotte librement dans le cytoplasme (Russell *et al.*, 1990).

C) Phase acrosomiale

Elle se déroule en 7 étapes pendant lesquelles la cape s'oriente progressivement vers la membrane basale du tube séminifère. Le flagelle devient bien visible (Fig. 7) (Russell *et al.*, 1990; Hess et De Franca, 2009).

- **L'étape 8** où la cape de l'acrosome s'oriente vers la membrane basale, le cytoplasme migre vers le pôle opposé. Le centriole proximal est attaché au noyau dans une zone diamétralement opposée au granule acrosomique et le distal s'étend hors du cytoplasme.
- **L'étape 9** 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.
- **L'étape 10** montre une saillie nucléaire prononcée sous forme d'un apex. Le noyau est allongé et plus aplati sur les côtés.
- **L'étape 11** représente l'élongation du noyau et d'acrosome. L'apex devient rond.
- **L'étape 12** où le noyau atteint sa longueur maximale 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 (J).

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

D) 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 (spermiation) (Leblond et Clermont, 1952a, b; Russell *et al.*, 1990) (Fig. 7).

- **L'étape 15** implique la formation de la pièce intermédiaire. Le noyau apparaît très dense.
- **L'étape 16** où l'acrosome s'étend caudalement jusqu'à l'angle dorsal de la cellule.
- **L'étape 17** indique le déplacement de l'acrosome en amont du noyau.
- **L'étape 18** durant laquelle le cytoplasme, précédemment situé le long de la pièce intermédiaire, glisse vers l'avant pour s'accumuler dans la concavité de la tête. Le cytoplasme se séparera de la cellule sous forme de corps résiduel.
- **L'étape 19** montre que le spermatozoïde est maintenant prêt à subir la spermiation.

I.3.2. Cycle spermatogénétique

Il représente la durée de l'évolution de la spermatogonie A en spermatozoïde en un point donné du tube séminifère. Cette durée qui varie selon les espèces constitue une constante biologique pour chacune d'elles (52 jours chez le Rat et 74 jours chez l'Homme) (Clermont, 1972). À l'intérieur d'un cycle, chaque type cellulaire possède une durée spécifique qui est chez l'Homme de 23 jours pour les spermatocytes I mais de 1 jour seulement pour les spermatocytes II à titre d'exemple (Amann, 2008) (Fig. 8).

Les spermatogonies A de renouvellement entrent périodiquement en spermatogenèse donnant naissance à une nouvelle génération de cellules germinales qui évoluent de façon synchrone. Les vagues mitotiques, à un intervalle régulier, auxquelles les spermatogonies A sont soumises, se succèdent tous les 12 jours chez le Rat (Clermont *et al.*, 1959) et 16 jours chez l'Homme (Amann, 2008). Ainsi, pendant que la différenciation des spermatozoïdes du premier cycle est finalisée, 4 autres cycles sont initiés sur une même zone de l'épithélium séminifère, ce qui explique la superposition de 4 à 5 générations cellulaires différentes disposées transversalement (de la lame basale vers la lumière du tube séminifère) (Clermont *et al.*, 1959; Amann, 2008; Whitney et Suttie, 2018) (Fig. 8).

I.3.3. Cycle de l'épithélium séminifère

La superposition des générations germinales successives, citées précédemment, désigne des associations cellulaires constantes (Amann, 1962; Courot *et al.*, 1970; Ortavant *et al.*, 1977).

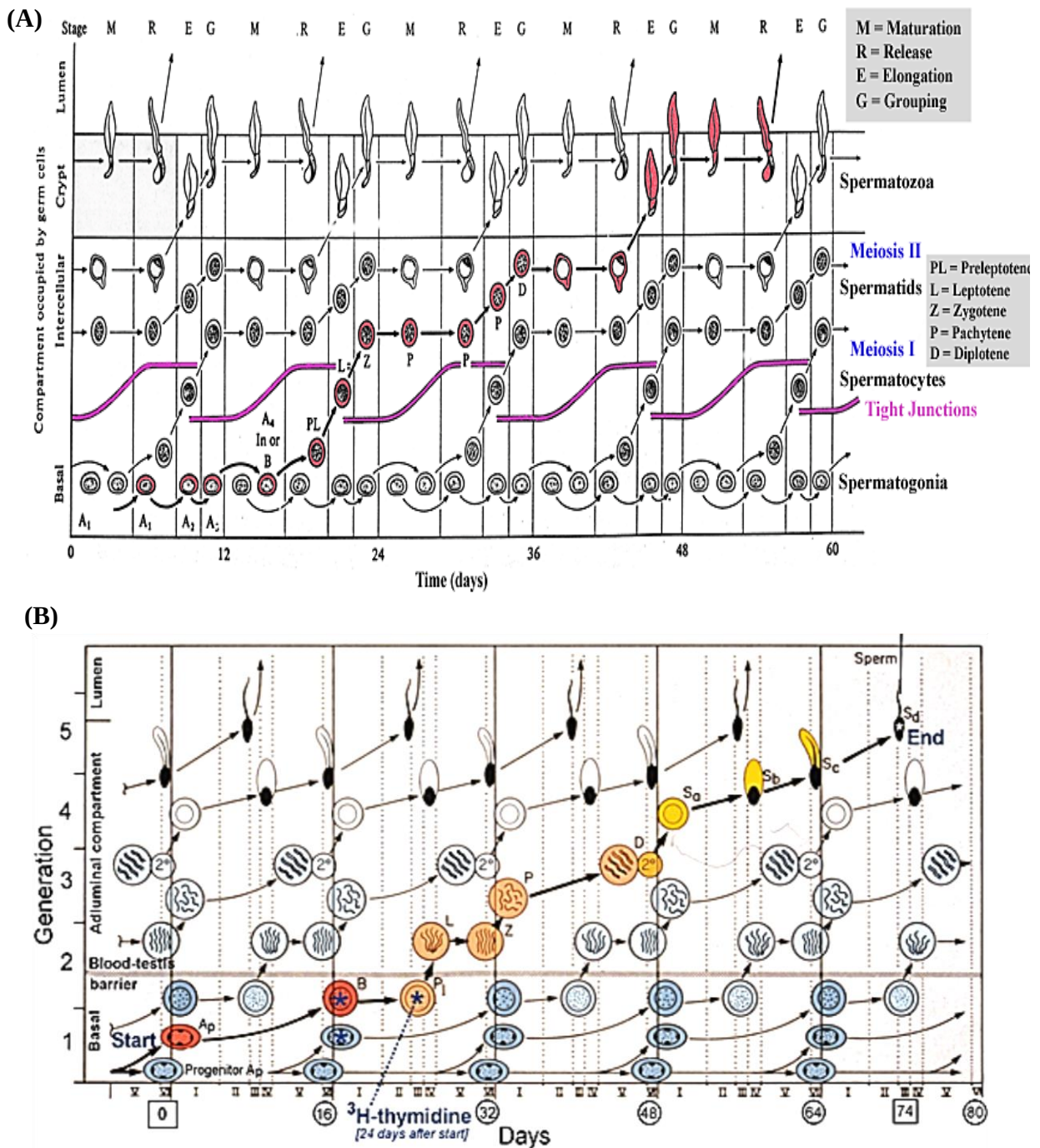


Figure 8. Cycle spermatogénétique: (A) chez le Rat (Austin et Short, 1984) et (B) chez l'Homme (Amann, 2008).

Chacune de ces associations définit un stade spécifique du cycle de l'épithélium séminifère (Leblond et Clermont, 1952) (Fig. 9).

Chez les Rongeurs, dans le sens longitudinal, les stades du cycle se succèdent selon l'ordre numérique selon une onde linéaire, ce qui permet l'observation d'un seul stade sur une coupe transversale (Kierszenbaum, 2006) contrairement à leur organisation hélicoïdale chez l'Homme qui permet de distinguer 3 stades à la fois (Kierszenbaum, 2006; Chocu, 2014; Saint-Dizier et Chastant-Maillard, 2014). Le cycle d'épithélium séminifère est de 12 stades chez la Souris (Oakberg, 1956), 14 chez le Rat (Leblond et Clermont, 1952) et 6 chez l'Homme (Clermont, 1963; Amann, 2008; Nihi *et al.*, 2017).

II. Régulation de la fonction testiculaire

II.1. Régulation neuro-endocrinne

L'axe hypothalamo-hypophysaire est le régulateur central de la fonction testiculaire. Au niveau hypothalamique, la Kisspeptine exerce un rôle majeur dans la synthèse et la libération de la *Gonadotropin Releasing Hormone* (GnRH) hypothalamique (Revel *et al.*, 2006; Greives *et al.*, 2007). Sous l'action directe de la sécrétion pulsatile de GnRH, deux gonadotrophines hypophysaires sont libérées: *Follicule-Stimulating Hormone* (FSH) et la *Luteinizing-Hormone* (LH) (Kakar *et al.*, 1992; Heitman et Ijzerman, 2008) qui, au niveau testiculaire, agissent directement sur les cellules somatiques pour le bon déroulement de la spermatogenèse (Fig. 10).

La LH captée par les cellules de Leydig (Lei *et al.*, 2001) favorise le transport du cholestérol vers la membrane interne de la mitochondrie et régule ainsi, la fonction endocrine du testicule (Page *et al.*, 2008) afin de soutenir la spermatogenèse (Winters, 1994; Chen *et al.*, 2017). Tandis que la FSH captée uniquement par les cellules de Sertoli (Rannikki *et al.*, 1995) stimule la synthèse de l'ABP, l'inhibine, l'activine, et régule ainsi la fonction exocrine testiculaire (Walker et Cheng, 2005). La FSH stimule la prolifération et la différenciation des spermatogonies (Simorangkir *et al.*, 2009), la méiose (Vigier *et al.*, 2004) et la spermiogenèse (action synergique avec la testostérone), ainsi que la croissance testiculaire en développant les tubes séminifères. En réponse aux stimulations hypothalamo-hypophysaires, les hormones stéroïdiennes et peptidiques produites dans le testicule fournissent des signaux d'inhibition établissant ainsi un système de rétrocontrôle (*feedback*) négatif, à la fois au niveau hypothalamique et hypophysaire (Tilbrook et Clarke, 2001). Cependant, il est important de signaler que, l'action de la testostérone au niveau hypothalamique se fait majoritairement après son aromatisation *in situ* en 17β -oestradiol (McEwen, 2001) (Fig. 10).

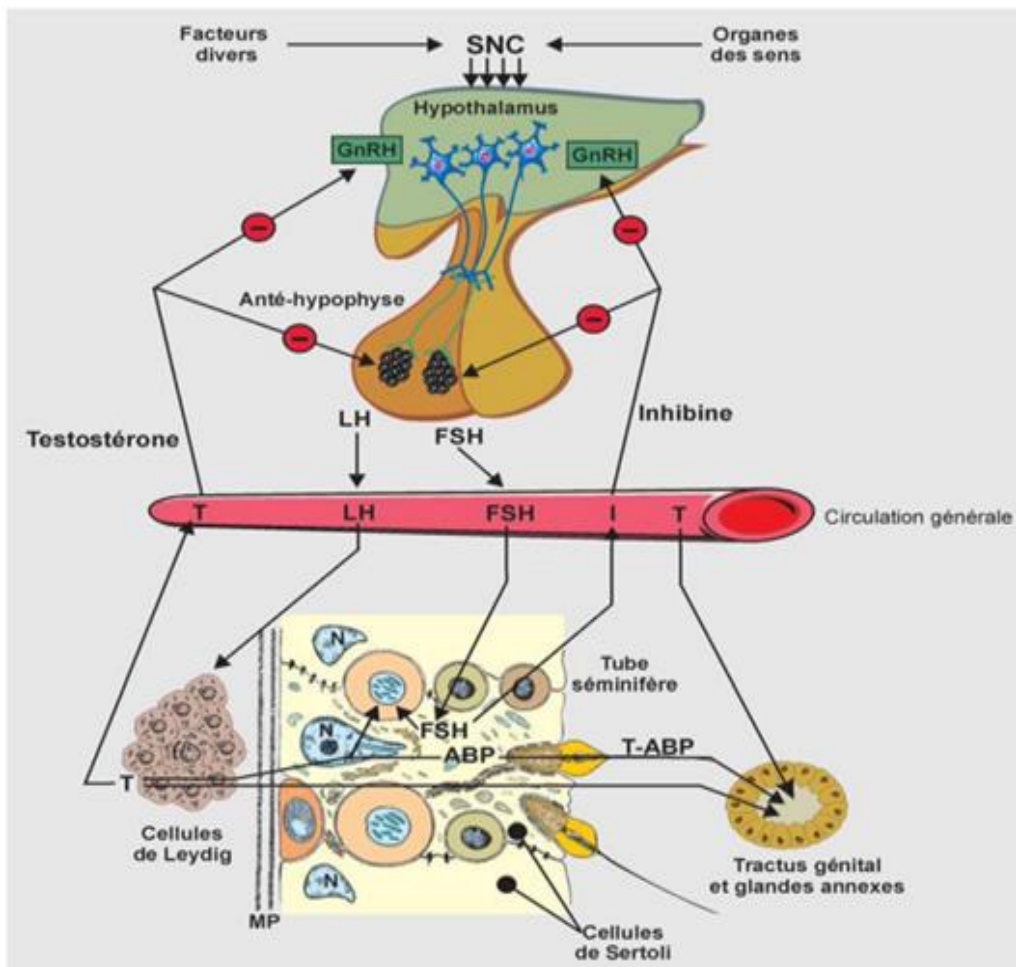


Figure 10. Régulation neuro-endocrinienne de la fonction testiculaire (Marie Saint-Dizier *et al.*, 2014).

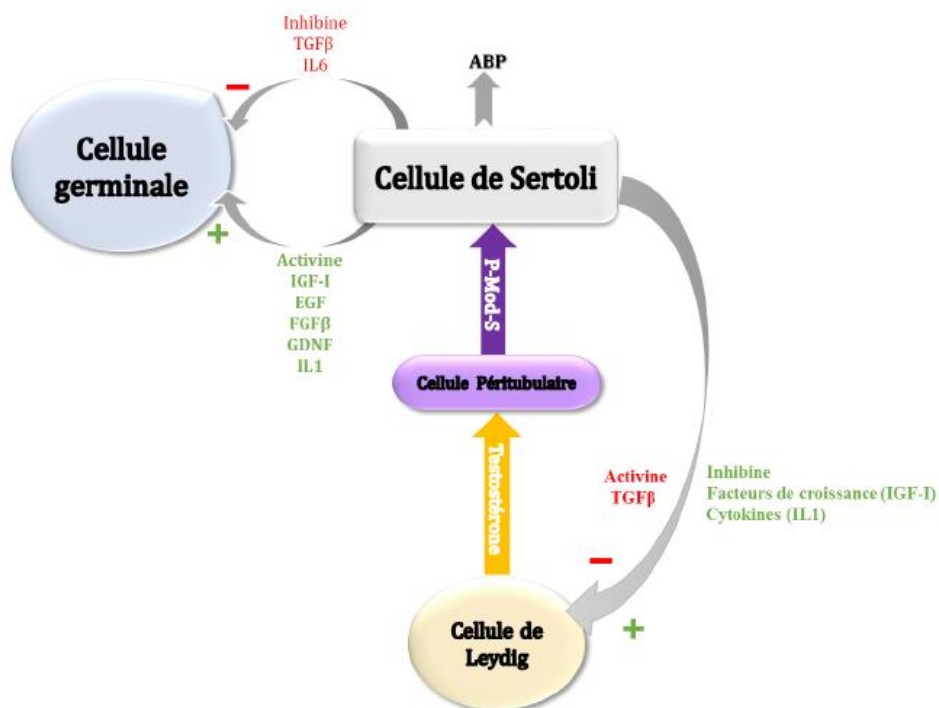


Figure 11. Régulation paracrine de la spermatogenèse (Zhou *et al.*, 2019 modifié).

II.2. Régulation locale

Elle concerne, en plus des cellules germinales, les trois cellules somatiques composant le testicule, chacune est la cible directe d'une ou de plusieurs hormones ou facteurs dont les actions sont essentielles pour la fonction mâle (Fig. 11).

- Interaction entre les cellules Leydig-Sertoli: les peptides sécrétés par la cellule de Sertoli sous l'effet de la FSH régulent la stéroïdogénèse, soit positivement via l'inhibine, les facteurs de croissance (IGF-I) et les cytokines (IL1) (Kierszenbaum, 2006) ou bien négativement via l'activine et le TGF β (Skinner et Moses, 1989; Zhou *et al.*, 2019).
- Interaction entre les cellules Leydig-péritubulaire-Sertoli: la testostérone induit la sécrétion de la protéine P-Mod-S péritubulaire qui stimule la synthèse sertolienne des ABP (Verhoeven *et al.*, 2000).
- Interaction entre les cellules Sertoli-germinales: la cellule de Sertoli induit la prolifération goniale via l'activine et les facteurs IGF-I, EGF, FGF β , GDNF et IL1 (Simorangkir *et al.*, 2009) et l'inhibe via l'inhibine, le TGF β et l'IL6 (Skinner et Moses, 1989; Zhou *et al.*, 2019).
- Interaction entre les cellules Leydig-Sertoli-germinales: la FSH et la testostérone possèdent une action synergique positive sur les deux divisions méiotiques (Vigier *et al.*, 2004) et la spermiation (Saito *et al.*, 2000).



MATERIEL ET METHODES



I. Matériel biologique

I.1. Modèle expérimental

Le Goundi de l'Atlas, *C. gundi* (Rothmann, 1776), également connu sous les noms de Goundi d'Afrique du Nord ou Goundi du Nord, est un Rongeur diurne endémique inscrit sur la liste des espèces animales non domestiques protégées en Algérie (Lasagaa *et al.*, 2018). C'est un grand goundi aux bulles tympaniques peu développées avec une courte queue, de grandes oreilles ovales et de très courtes pattes tétradactyles (Rothmann, 1776) caractérisées par la présence de poils raides sur les deux orteils internes des pattes arrières (George, 1978a). Son poids est de 200 à 350g (Gouat, 1985) et la couleur de sa fourrure varie de fauve à brin vif (Aulagnier *et al.*, 2010) (Fig. 12).

Sur le plan taxonomique, *C. gundi* appartient à :

Embranchement: Vertébrés

Classe: Mammaliens

Sous-classe: Placentaires

Ordre: Rodentia (Bowdich, 1821)

Sous-ordre: Hystricomorpha (Brandt, 1855)

Infra-ordre: Ctenodactylomorphi (Chaline et Mein, 1979)

Famille: Ctenodactylidae (Gervais, 1853)

Genre: *Ctenodactylus* (Gray, 1830)

Espèce: *Ctenodactylus gundi* (Rothmann, 1776)

I.2. Eco-biologie

Il est sédentaire et territorial, vivant en petites colonies dans des milieux rocheux arides à subdésertiques d'Afrique du Nord. Il occupe principalement des éboulis constitués de blocs rocheux de grande taille (supérieurs à 2 m³), situés dans des étages bioclimatiques arides recevant entre 150 et 300 mm de précipitations annuelles.

En Algérie, on le retrouve jusqu'à 1780 mètres d'altitude dans les Aurès, où l'enneigement hivernal est fréquent (Aulagnier *et al.*, 2010). Ce Rongeur s'abrite dans des cavités naturelles sous les blocs rocheux, sans creuser de terriers, que ce soit sur les sommets ou les versants. Un site occupé par un groupe de 5 à 6 individus peut compter de 3 à 62 abris (Aulagnier *et al.*, 2010). Sa répartition s'étend de l'Atlas saharien, depuis la frontière tunisienne jusqu'à la région de Messâad (Heim de Balsac, 1936) (Fig. 13).



Figure 12. *C. gundi* (Rothmann, 1776).

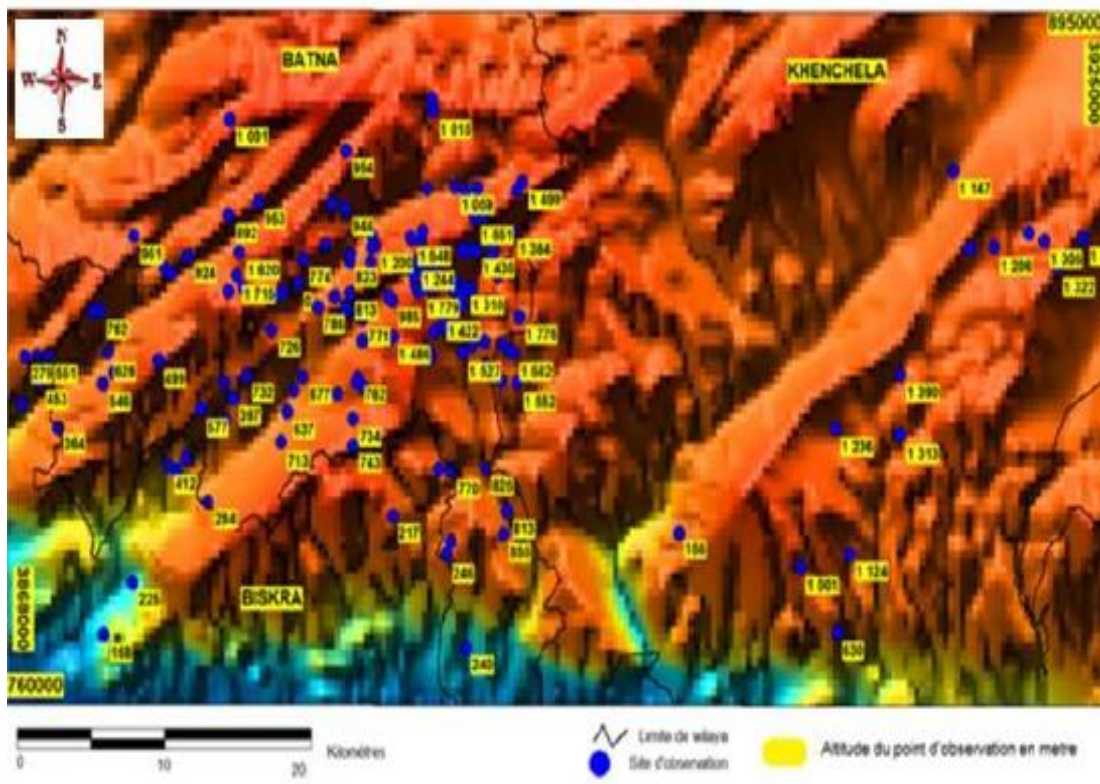


Figure 13. Carte de localisation altitudinale du *C. gundi* dans l'Aurès établie en 2013-2014 (Lasgaa *et al.*, 2018).

I.3. Nourriture

Il est strictement herbivore, dont le régime alimentaire se compose d'une grande diversité de végétaux présents dans les milieux arides. Il se nourrit principalement de chénopodiacées, de légumineuses, ainsi que de graines, tiges, fleurs et feuilles de nombreuses plantes désertiques, y compris l'herbe et l'acacia (George, 1978b ; Gouat, 1988a).

I.4. Reproduction

Il présente une reproduction saisonnière, généralement caractérisée par deux portées successives par an. La première mise bas a lieu entre fin février et fin mars, après une copulation survenant fin décembre, tandis que la seconde a lieu en mai (George, 1978b ; Gouat, 1985 ; Gouat et Gouat, 1987). En Tunisie, les naissances sont observées de janvier à mars (George, 1978), alors que dans les Aurès (Algérie), elles s'étendent de fin février à fin mai (Gouat, 1985). Une longue période de repos est notée entre septembre et janvier (George, 1978b ; Meddour *et al.*, 2019). Pour un Rongeur de cette petite taille, la gestation est considérée comme très longue (Weir, 1974) en moyenne de 73 jours (Gouat, 1985). Chaque portée compte généralement un à trois petits nidifuges, rarement quatre (Gouat, 1985). À la naissance, les petits pèsent environ 30g mais ils présentent un état de maturité avancé qui se poursuit par un développement pondéral rapide à 70-90 jours (Gouat, 1985).

I.5. Lieu et mode de capture

Nos animaux proviennent directement du biotope de la région de Gouraye, El Kouif à Tébessa, située à l'extrême Est du pays et limitrophe de la Tunisie (35° 24' latitude Nord, 8° 6' longitude Ouest; 960 m d'altitude) (Fig. 14). Cette région présente un climat semi-aride, sec et froid (classification de Köppen: BSk), caractérisé par un été très chaud, sec et dégagé dans l'ensemble et d'hiver long, froid, venteux et partiellement nuageux (Fig. 15). Les animaux ont été capturés durant la période d'activité sexuelle hivernale à l'aide de pièges installées la veille et relevées à l'aube le lendemain.

II. Méthodes

II.1. Composition du lot

Des mâles adultes actifs capturés ont été transportés au Laboratoire, pesés, triés et séparés dans des cages. Pour se rapprocher des conditions naturelles du biotope, les conditions de température et de photopériode ont été respectées conformément à celles de la saison de capture.



Figure 14. (A) Situation géographique de la région de Gouraye, El Kouif à Tébessa (Google Earth ©, 2025). (B) et (C) photographies du biotope.

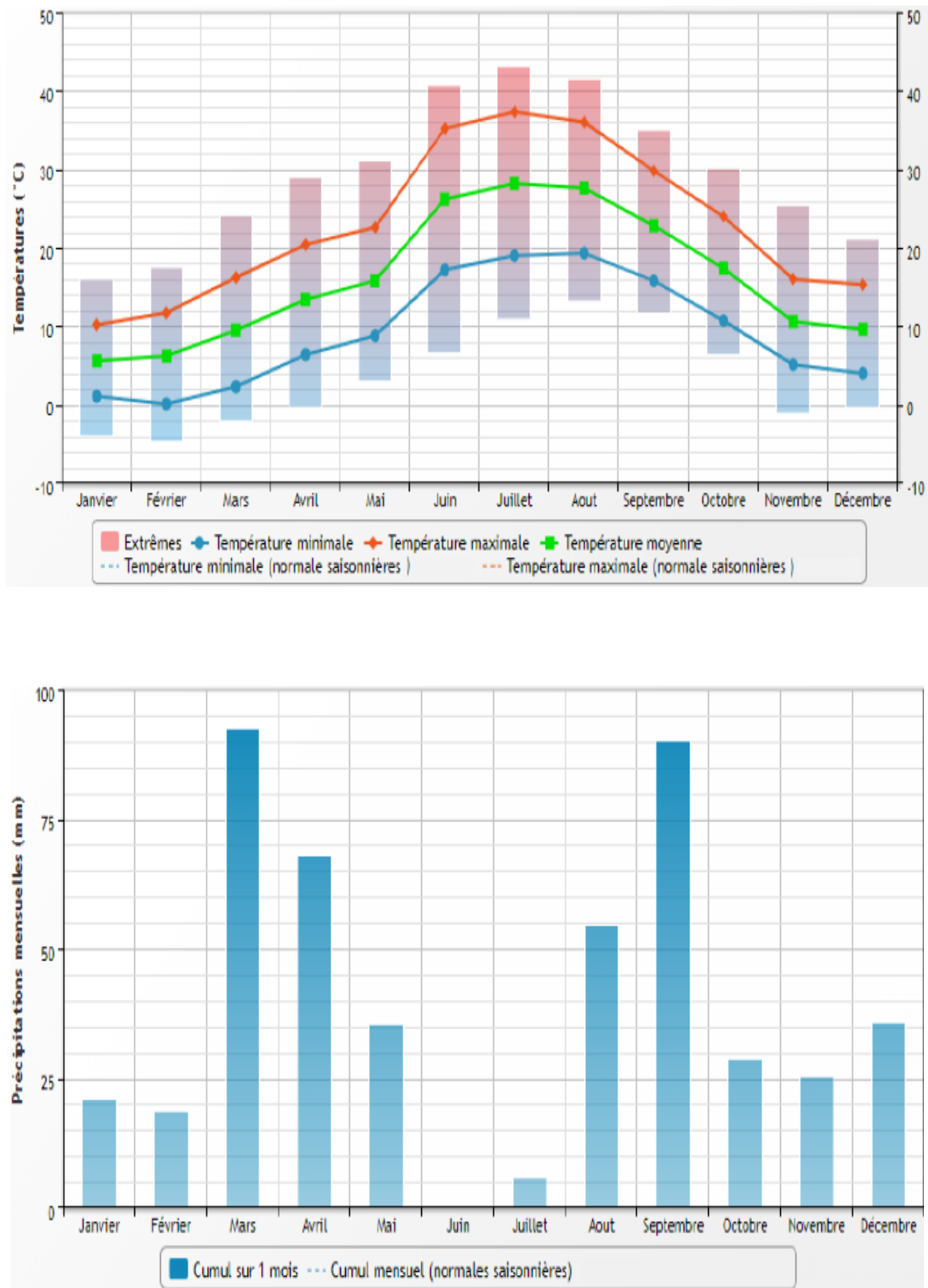


Figure 15. Données climatiques de la région de Tébessa, année 2019 (Infoclimat©).

II.2. Etude histologique

Le sacrifice, le prélèvement et la fixation du testicule ont été réalisés par les membres de l'équipe 3 du LRZA.

II.2.1. Prélèvement et fixation des testicules

Après avoir anesthésié les animaux par une injection intrapéritonéale d'une solution d'Uréthane de 25 % à raison de 0.4 ml pour 100g de poids corporel et sacrifiés, les testicules ont été ensuite prélevés, dégraissés, pesés puis fixés par immersion dans le Bouin Hollande (Fig. 16; Annexe) pendant 4 à 5 jours. Cette étape permet de conserver la structure de l'organe dans un état aussi proche que possible de l'état vivant (Martoja et Martoja-Pierson, 1967). Elle doit se faire en un temps réduit et rapide et la quantité du fixateur doit être proportionnelle à la taille de la pièce. (Annexe).

II.2.2. Lavage

Les testicules ont été rincés environ 10 min à l'eau courante afin d'éliminer l'excès de l'acétate de cuivre.

II.2.3. Inclusion à la paraffine

Etant donné que la paraffine n'étant pas miscible à l'eau, une déshydratation est préalablement recommandée.

II.2.3.1. Déshydratation

Elle consiste à éliminer l'eau de l'organe par l'alcool éthylique. Pour cela, une série de 3 bains d'alcool à degré croissant a été réalisée (Annexe II): alcool 70° (3 bains de 10 min chacun), alcool 95° (3 bains de 10 min chacun) et alcool absolu 100° (3 bains de 15 min chacun).

II.2.3.2. Eclaircissement ou substitution

La paraffine n'étant pas soluble dans l'alcool, une substitution de ce dernier par un solvant organique de la paraffine s'impose après la déshydratation. L'éclaircissement des échantillons se fait alors par passage dans deux bains de xylène à une durée de 15 min chacun (Annexe II).

II.2.3.3. Imprégnation à la paraffine

Cette étape consiste à remplacer progressivement le xylène par le milieu d'inclusion qui est la paraffine et qui s'effectue à l'étuve à 60°C. Les testicules ont été imprégnés dans trois bains successifs: un bain de paraffine/xylène à volume égal pendant deux heures puis dans deux bains successifs de paraffine pure pendant 2h chacun (Annexe II).

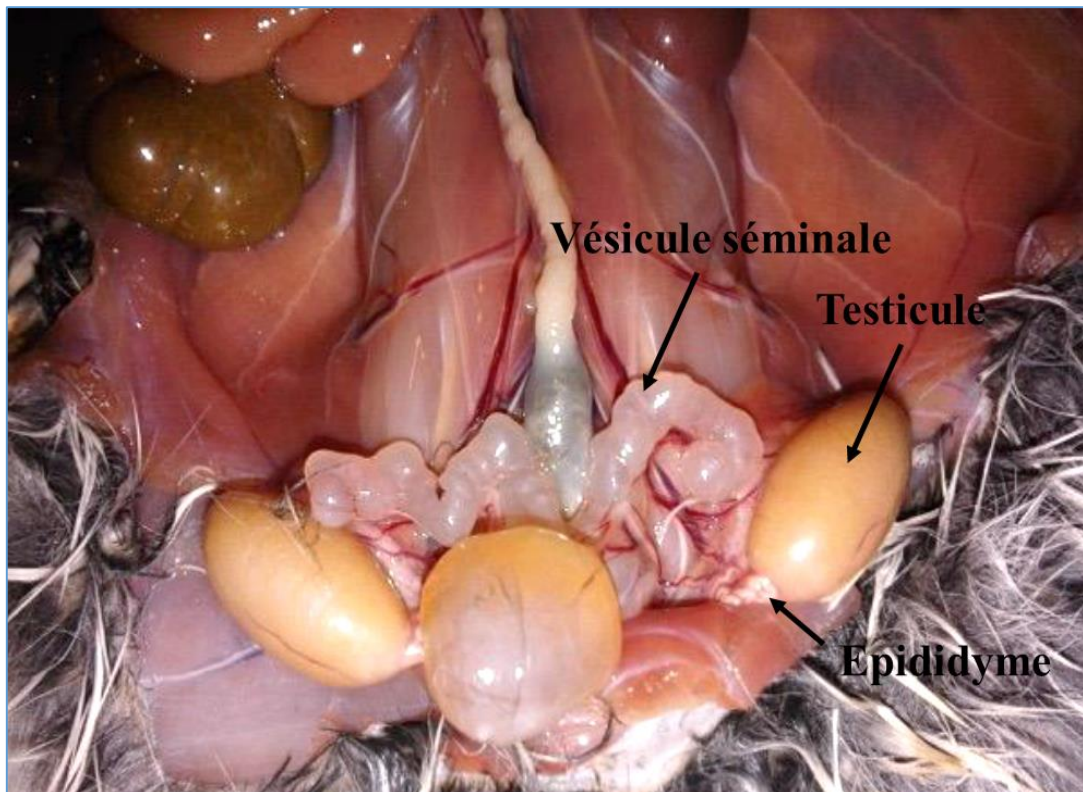


Figure 16. Organes de l'appareil génital mâle de *C. gundi*.

II.2.3.4. Inclusion et confection des blocs

Elle correspond à la confection des blocs de paraffine à l'aide des moules réalisés par les « barres de Leuckart ». La paraffine fondue et filtrée a été coulée dans le moule, l'organe a été plongé délicatement, pour éviter la formation des bulles d'air, et orienté à l'aide d'une pince chauffée, afin d'éviter une solidification brusque de la paraffine autour de la pièce. Une étiquette contenant les références de l'échantillon a été placée dans chaque bloc du côté opposé à l'organe. Le durcissement du bloc a été effectué à température ambiante (Annexe II).

II.2.4. Confection et étalement des coupes histologiques

Les coupes histologiques ont été réalisées à l'aide d'un microtome de type « Leitz Wetzlar » réglé à une épaisseur de 7 μm (Annexe II). Les rubans obtenus ont été étalés sur des lames ordinaires gélatinées sur une plaque chauffante (Annexe II). Le séchage des lames a été effectué dans l'étuve à 37°C pendant 24 heures.

II.2.5. Coloration topographique

Avant la réalisation de la coloration, les coupes ont subi un déparaffinage sur la plaque chauffante pendant quelques secondes puis un passage dans 2 bains successifs de xylène. Par la suite, une réhydratation finale a été assurée dans des bains d'alcool à degré décroissant (100°, 96° et 70°) suivis d'eau distillée (Annexe). Deux colorations topographiques ont été utilisées: le Van Gieson et l'Azan modifié (Annexe). Les coupes ont été ensuite déshydratées à l'alcool à degré croissant (70°, 96° et 100°) puis passées dans 2 bains de xylène.

II.2.6. Montage

Le montage entre lame et lamelle consiste à déposer une goutte d'Eukit (résine hydrophobe) sur les coupes pour permettre l'adhésion de la lamelle sur la lame et par conséquent l'observation microscopique et la conservation des tissus colorés (Annexe).

II.2.7. Observation microscopique et prise des photographies

Les coupes ont été observées au microscope photonique (PREMIERE MAX-300) et la prise des photographies a été effectuée grâce à un appareil numérique Hirocam, Premiere® (MA88-500) intégré au microscope (Annexe).

III. Etude histologique du cycle de l'épithélium séminifère

Le cycle de l'épithélium séminifère chez *C. gundi* a été analysé à partir de coupes transversales des tubes séminifères, observées au microscope optique à un grossissement de $\times 40$.

IV. Etude morphométrique

L'étude histologique a été complétée par une étude morphométrique, afin de suivre l'évolution structurale de l'épithélium séminifère lors de la spermatogenèse.

V. Analyse statistique

Les mesures réalisées ont fait l'objet d'une étude statistique par le Logiciel GraphPad Prism, version 10.5.0 (774).

Toutes les données ont été présentées sous forme de moyenne $\pm$ ESM. Avant de procéder au test statistique proprement, il est indispensable de vérifier la normalité des distributions étudiées, par des tests statistiques; Shapiro-Wilk et Kolmogorov-Smirnov, selon les hypothèses suivantes:

H_0 : Les distributions suivent une loi normale: les distributions sont normales.

H_1 : Les distributions ne suivent pas une loi normale: les distributions sont non-normales.

Si la condition est vérifiée: c'est-à-dire $p > \alpha$ donc H_0 est retenue.

Si la condition n'est pas vérifiée: c'est-à-dire $p < \alpha$ donc H_0 est rejetée.

Au seuil de 5%, la valeur de p a été obtenue avec le logiciel Prisme:

Si $p > \alpha$ avec $\alpha = 0,05$: la différence est non significative donc H_0 est retenue.

Si $p < \alpha$ avec $\alpha = 0,05$: la différence est significative donc H_0 est rejetée.

Non significative si $p > 0,05$, significative si $p < 0,05$ (*) et très significative si $p < 0,01$ (**)



REFERENCES
BIBLIOGRAPHIQUES



1. **Adebayo, A., Akinloye, A., Ihunwo, A., Taiwo, V. and Oke, B. (2019).** Ultrastructural studies of acrosomal formation in the testis of male greater cane rat (*Thryonomys swinderianus*). *Journal of Microscopy and Ultrastructure*. 7: 14.
2. **AL-Mamari, S. A. (2023).** Anatomy of the Scrotum and Testicles. In S. A. AL-Mamari(Éd.), *Urogenital Trauma : A Practical Guide* (p. 355-370). Springer Nature.
3. **Amann, R.P. (2008).** The cycle of the seminiferous epithelium in humans: a need to revisit? *Journal of Andrology*. 29: 469–487.
4. **Aponte, P.M., Van Bragt, M.P., De Rooij, D.G. and Van Pelt, A.M. (2005).** Spermatogonial stem cells: characteristics and experimental possibilities. *Journal of Pathology, Microbiology and Immunology*. 113: 727–742.
5. **Aulagnier, P.Haffner, A.J.Mitchell-Jones, F. Moutou, J. Zima. 2010.**Guide des mammifères d'Europe, d'Afrique du Nord et Moyen-Orient.Delachant et Niestlé SA ,p246.
6. **Austin, C.R. and Short, R.V. (1984).** Reproduction in Mammals. Second edition.
7. **Avidor-Reiss, T., Mazur, M., Fishman, E. L., & Sindhvani, P. (2019).** The role of sperm centrioles in early embryo development. *Frontiers in Cell and Developmental Biology*, 7, 188.
8. **Benlatreche, M., Bouslama, Z., & Brahimi, B. (2020).** Preliminary study on the reproductive cycle of the Gundi (*Ctenodactylus gundi*) in North-East Algeria. *African Journal of Ecology*, 58(3), 412–420.
9. **Berndtson, W.E. (1977).** Methods for quantifying mammalian spermatogenesis: a review. *J. Anim. Sci.*, 44: 818–833.
- 10.**Berruti, G. & Paiardi, C. (2011).** Acrosome biogenesis: Revisiting old questions to yield new insights. *Spermatogenesis*, 1(2), 95–98.
- 11.**Bertrand-Delepine, J., Leroy, C., Rigot, J.M., Catteau-Jonard, S., Dewailly, D., Robin, G. (2016).** Stimulation of spermatogenesis: for whom? why? how? *Gynécologie Obstétrique et Fertilité*. 44: 505–516.
- 12.**Boubekri, A. (1998).** Etude histologique et cytologique des variations saisonnières de l'appareil reproducteur femelle d'un Rongeur déserticole diurne, le Rat des sables *Psammomys obesus*, dans son biotope. Thèse de Magister, FSB-USTHB, Alger
- 13.**Boufermes, R., Belhocine, M., Amirat, Z., and Khammar, F. (2021).** Assessment of testicular Lhcgr mRNA expression correlated with testis and seminal vesicle activities in the Libyan jird (*Meriones libycus*, Rodentia: Muridae) during breeding season compared with nonbreeding season. *Animals*, 11(2): 320. H
- 14.**Caldeira, B.C., Paula, T.A.R. de, Matta, S.L.P. da, Balarini, M.K. and Campos, P.K.A. (2010).** Morphometry of testis and seminiferous tubules of the adult crab-eating fox (*Cercopithecus thous*, Linnaeus, 1766). *Revista Ceres*. 57: 569–575 Cambridge University Press.
- 15.**Chen, H., Mruk, D., Xiao, X. and Cheng, C.Y. (2017).** Human spermatogenesis and its regulation. In: Winters, S.J. and Huhtaniemi, I.T. (Eds.). *Male hypogonadism: basic, clinical and therapeutic principles*. Springer International Publishing. Cham. 49–72.
- 16.**Chiarini-Garcia, H. and Russell, L.D. (2001).** High resolution light microscopic characterization of mouse spermatogonia. *Biology of Reproduction*. 65: 1175-1178.
- 17.**Chocu, S. (2014).** Découverte de nouvelles protéines impliquées dans la spermatogenèse chez le rat. Thèse de Doctorat, Université de Rennes.
- 18.**Clermont, Y. (1963).** The cycle of the seminiferous epithelium in man. *American Journal of Anatomy*. 112 (1): 35–51.
- 19.**Clermont, Y. (1972).** Kinetics of spermatogenesis in mammals: seminiferous epithelium cycle and spermatogonial renewal. *Physiological Reviews*. 52 (1): 198-236.
- 20.**Clermont, Y., Leblond, C.P. and Messier, B. (1959).** Durée du cycle de l'épithélium seminal du rat. *Archives D'anatomie Microscopique Et De Morphologie Experimentale*. 48: 37-56. PMID: 13810668.
- 21.**Costa, D.S., Faria, F.J.C., Fernandes, C.A.C., Silva, J.C.B., and Auharek, S.A. (2013).** Testis morphometry and kinetics of spermatogenesis in the feral pig (*Sus scrofa*). *Anim. Reprod. Sci*. 142, 63–70.
- 22.**Courot, M., Hochereau-De-Reviere, M.T. and Ortavant, R. (1970).** Spermatogenesis, In Johnson AD, Gomer WR, Vandemark NL, editors. *The Testis*. New York: Academic Press. 399-432.
- 23.**Dadoune, J.P. and Demoulin, A. (1991).** Structure et fonctions du testicule. In: *Reproduction chez les Mammifères et l'homme*. Institut National de la Recherche Agronomique. p. 221-250.
- 24.**Dadoune, J.P., Demoulin, A. (2001).** Structure et fonction du testicule. *La reproduction chez les mammifères et chez l'homme*. Edition INRA, 256-289.
- 25.**Dang, D.C. (1971).** Stades du cycle de l'épithélium séminifère du singe crabier, *Macaca fascicularis* (irus ou cynomolgus). *Annales de Biologie Animale Biochimie Biophysique*. 3: 363-371.
- 26.**Davidoff, M.S., Breucker, H., Holstein, A.F. and Seidl, K. (1990).** Cellular architecture of the lamina propria of human seminiferous tubules. *Cell Tissue Res*. 262: 253–261.

27. **De Rooij, D.G. and Russell, L.D. (2000).** All you wanted to know about spermatogonia but were afraid to ask. *Journal of Andrology*. 21: 776–798.
28. **Demas, G.E. (2007).** Environmental control of Kisspeptin: implications for seasonal reproduction. *Endocrinology*. 148: 1158–1166.
29. **Dettin, L., Ravindranath, N., Hofmann, M.C. and Dym, M. (2003).** Morphological Characterization of the Spermatogonial Subtypes in the Neonatal Mouse Testis. *Biology of Reproduction*, 69:1565–1571.
30. **Djouahra, N. (2022).** Distribution gonadique du peptide RFRP-3 et de ses récepteurs GPR147 et GPR74 chez un Rongeur déserticole *Psammomys obesus*. Thèse de doctorat. Université des Sciences et de la Technologie Houari Boumediene. 213 pages.
31. **Djouahra, N., Moudilou, E.N., Exbrayat, J.-M. and Hammouche, S. (2021).** Immunodistribution of RFamide-related peptide-3 (RFRP-3) during the seminiferous epithelium cycle in a desert rodent *Psammomys obesus*. *Tissue and Cell*. 69, 101484.
32. **Domanskyi, A. (2007).** Androgen receptor-dependent and independent functions of ARIP4. General and Comparative Endocrinology. 40: 36-43. Helsinki University Biomedical Dissertations No.
33. **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.
34. **Fernini, M., Menad, R., Belhocine, M., Lakabi, L., Smaï, S., Gernigon-Spychalowicz, T., (2023).** Seasonal variations of testis anatomy and of G-coupled oestrogen receptor 1 expression in *Gerbillus gerbillus*. *Anatomia, Histologia, Embryologia*, 52: 1016–1028.
35. **França, L.R., and Godinho, C.L. (2003).** Testis Morphometry, Seminiferous Epithelium Cycle Length, and Daily Sperm Production in Domestic Cats (*Felis catus*). *Biol. Reprod.* 68, 1554–1561.
36. **França, L.R., Becker-Silva, S.C. and Chiarini-Garcia, H. (1999).** The length of the cycle of seminiferous epithelium in goats (*Capra hircus*). *Tissue and Cell*. 31: 274–280.
37. **França, L.R., Hess, R.A., Dufour, J.M., Hofmann, M.C. and Griswold, M.D. (2016).** The Sertoli cell: one hundred fifty years of beauty and plasticity. *Andrology*. 4: 189–212.
38. **George, W. (1978).** Reproduction in female gundis (Rodentia: Ctenodactylidae). *Journal of Zoology*, 185(1), 57-71.
39. **Gernigon, M. (1992).** Organisation fonctionnelle de l'appareil génital mâle chez les rongeurs déserticoles : aspects morphologiques et hormonaux [Thèse de doctorat, Université de Paris XI].
40. **Gernigon-Spychalowicz, J. (1992).** Études cytologiques et biochimique des variations saisonnières de l'appareil génital mâle d'un Rongeur saharien diurne, le Rat des sables. Thèse de Doctorat en Sciences.
41. **Gouat P et Gouat J. (1987).** Le répertoire comportemental du goundi, (*Ctenodactylus gundi*, Rothman1776). *Mammalia*. 51 : 3-25.
42. **Gouat P. (1988).** Etude socioécologique de trois espèces de rongeurs Ctenodactylidés.
43. **Gouat, J. (1985).** Notes sur la reproduction de *Ctenodactylus gundi* rongeur Ctenodactylidae. *Zeitschrift für Säugetierkunde*, 50(5), 285-293.
44. **Greives, T.J., Mason, A.O., Scotti, M. A.L., Levine, J., Ketterson, E.D., Kriegsfeld, L.J. and Hess, R.A. and De Franca, L.R. (2009).** Spermatogenesis and cycle of the seminiferous epithelium. In: Cheng, C.Y. (Ed). *Molecular mechanisms in spermatogenesis*. Springer New York. NY. p1–15.
45. **Haider, S.G. (2004).** Cell biology of Leydig cells in the testis. In : *International Review of Cytology*. Academic Press. pp.181–241.
46. **Hamidatou Khati, W. (2020).** Distribution testiculaire du peptide RFRP-3 et de ses récepteurs GPR147 et GPR74 chez un Rongeur déserticole *Gerbillus tarabuli*: approche immunohistochimique. Thèse de Doctorat en Sciences Biologiques, FSB-USTHB, Alger.
47. **Hamidatou Khati, W. and Hammouche, S. (2021).** Histomorphometrical study of the testis in the desert Rodent, *Gerbillus tarabuli*, sexually immature and adult during the annual reproductive cycle. *Anatomia, Histologia, Embryologia*. 50: 324–332.
48. **Hamidatou Khati, W., Exbrayat, J.M., Hammouche, S. (2018).** Distribution testiculaire du peptide RFRP 3 et de son récepteur GPR147 chez un rongeur déserticole *Gerbillus tarabuli*. *Annales d'Endocrinologie*, 79(4): 254.
49. **Hamidatou Khati, W., Moudilou, E.N., Exbrayat, J.M. and Hammouche, S. (2018).** Immunolocalization of RFamide-related peptide 3 in a desert Rodent *Gerbillus tarabuli* during seminiferous epithelium cycle. *Tissue and Cell*. 55: 1–12.
50. **Hammouche, S. and Madani, S. (2013).** Immunohistochemical study of the GnRH-I in the testis of two desert rodents *Psammomys obesus* and *Gerbillus tarabuli*. *Annales d'Endocrinologie*. 74: 320.
51. **Heitman, L.H. and IJzerman, A.P. (2008).** G protein-coupled receptors of the hypothalamic-pituitary-gonadal axis: A case for gnRH, LH, FSH, and GPR54 receptor ligands. *Med.Res.Rev.*, 28:975–1011.

52. **Hess, R.A. and De Franca, L.R. (2009).** Spermatogenesis and cycle of the seminiferous epithelium. In: Cheng, C.Y. (Ed). Molecular mechanisms in spermatogenesis. Springer New York. NY. p1–15.
53. **Heyting, C., Dettmers, R.J., Dietrich, A.J., Redeker, E.J. and Vink, A.C. (1988).** Two major components of synaptonemal complexes are specific for meiotic prophase nuclei. *Chromosoma*. 96: 325–332.
54. **Holstein, A.S. and Roosen-Runge, E.C. (1981).** Atlas of human spermatogenesis. Grosse Verlag. 14– 224.
55. **Huckins, C. (1971).** Cell cycle properties of differentiating spermatogonia in adult Sprague-Dawley rats. *Cell and Tissue Kinetics*. 4: 139–154.
56. **Jan, S.Z., Hamer, G., Repping, S., de Rooij, D.G., van Pelt, A.M.M. and Vormer, T.L. (2012).** Molecular control of rodent spermatogenesis. *Biochimica et Biophysica Acta (BBA) - Molecular Basis of Disease*, 1822:1838–1850.
57. **Jégou B., Rolland A., et Albert O., (2014).** Le testicule. In : SAINT-DIZIER M et CHASTANTMAILLARDS. Editions quae. P752.
58. **Johnson, L., Varner, D. D., Roberts, M. E., Smith, T. L., Keillor, G. E., & Scrutchfield, W. L. (1991).** Efficiency of spermatogenesis: A comparative approach. *Animal Reproduction Science*, 26(3), 231–246.
59. **Johnson, M.H. and Everitt, B.J. (2002).** Reproduction. Sciences médicales. De Boeck. Paris Bruxelles. ISBN 10: 274450131X. 125- 147.
60. **Kakar, S.S., Musgrove, L.C., Devor, D.C., Sellers, J.C. and Neill, J.D. (1992).** Cloning, sequencing, and expression of human gonadotropin releasing hormone (GnRH) receptor. *Biochemical and Biophysical Research Communications*. 189 (1): 289-295.
61. **Kerr, J.B., Loveland, K.A.L., O'Bryan, M.K. and Kretser, D.M. (2006).** Cytology of the testis and intrinsic control mechanisms. In: Knobil and Neill's Physiology of Reproduction. Elsevier. pp. 827–947.
62. **Khammar, F. (1987).** Activité sexuelle chez un rongeur déserticole, *Psammomys obesus* [Thèse de doctorat, Université de Paris XI].
63. **Khawar, M.B., Gao, H. and Li, W. (2019).** Mechanism of acrosome biogenesis in mammals. *Frontiers in Cell and Developmental Biology*. 7: 195.
64. **Kierszenbaum, A.L. (2006).** Histologie et biologie cellulaire: une introduction à l'anatomie pathologique. De Boeck Supérieur. 531-550.
65. **Kierszenbaum, A.L. (2006).** Histologie et biologie cellulaire: une introduction à l'anatomie pathologique. De Boeck Supérieur. 531-550.
66. **Kisipan, M., Oduor-Okelo, D., Makanya, A. and Onyango, D. (2014).** The structure, morphometry and vascular perfusion of the testis in the rufous sengi (*Elephantulus rufescens*). *Journal of Morphological Sciences*. 31: 146–155.
67. **Lara, N.L.M., Costa, G.M.J., Avelar, G.F., Lacerda, S.M.S.N., Hess, R.A. and de França, L.R. (2018).** Testis physiology—Overview and histology. In: Encyclopedia of Reproduction. Elsevier. pp. 105–116.
68. **Lasgaa, F., Bounaceur, F., Baha, M., & Boutheldja, H. (2018).** Actualisation de la répartition spatiale de *Ctenodactylus gundi* (Mammalia, Rodentia) dans le massif des Aurès (Algérie). *Agrobiologia*, 8, 825-831.
69. **Le Moigne, A. and Foucrier, J. (2009).** Biologie du développement. Dunod. Paris. 1-30.
70. **Leal, M.C. and França, L.R., (2006).** The seminiferous epithelium cycle length in the Black Tufted Ear Marmoset (*Callithrix penicillata*) is similar to humans¹. *Biology of Reproduction*. 74: 616– 624.
71. **Leão, R.A.C., Castro, F.L.S., Xavier, P.R., Vaz, D.P., Grázia, J.G.V., Baião, N.C., Avelar, G.F. and Marques Júnior, A.P. (2017).** Comb, cloaca and feet scores and testis morphometry in male broiler breeders at two different ages. *Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária Zootecnia*. 69: 1529–1538.
72. **Leblond, C. P., & Clermont, Y. (1952a).** The cycle of the seminiferous epithelium in the rat. *The American Journal of Anatomy*, 90(2), 167–216.
73. **Leblond, C. P., & Clermont, Y. (1952b).** Definition of the stages of the cycle of the seminiferous epithelium in the rat. *Annals of the New York Academy of Sciences*, 55(4), 548–573.
74. **Leblond, C.P. and Clermont, Y. (1952a).** Spermiogenesis of rat, mouse, hamster and Guinea pig as revealed by the periodic acid-fuchsin sulfurous acid technique. *American Journal of Anatomy*. 90: 167–215.
75. **Lei, Z. M., Mishra, S., Zou, W., Xu, B., Foltz, M., Li, X. and Rao, C. V. (2001).** Targeted disruption of luteinizing hormone/human chorionic gonadotropin receptor gene. *Molecular endocrinology*, 15(1):184-200.
76. **Leydig, F. (1850).** Zur Anatomie der männlichen Geschlechtsorgane und Analdrüsen der Säugethiere. *Zeitschrift für wissenschaftliche Zoologie*. 2: 1-57.
77. **Li, N., Wang, T., and Han, D. (2012).** Structural, cellular and molecular aspects of immune privilege in the testis. *Frontiers in immunology*, 3:152.
78. **Ma, D.-D., Bi, L., & Yang, W.-X. (2017).** KIFC1 is essential for acrosome formation and nuclear shaping during spermiogenesis in the lobster *Procambarus clarkii*. *Oncotarget*, 8(22): 36082–36098.

79. **Madani, S. (2019).** Expression et régulation de la β endorphine au niveau de l'appareil reproducteur mâle et femelle chez un rongeur déserticole, le rat des sables *Psammomys obesus*. Thèse de Doctorat en Sciences Biologiques, FSB-USTHB, Alger.
80. **Madani, S., Moudilou, E., Exbrayat, J.M. and Hammouche, S. (2015).** 17β -estradiol effect on testicular β -endorphin expression in *Psammomys obesus*. *Folia Histochemica et Cytobiologica*.
81. **McEwen, B.S. (2001).** Invited Review: Estrogens effects on the brain: multiple sites and molecular mechanisms. *J Appl Physiol*. 91(6), 2785-2801.
82. **Meddour, S., Mlik, R., & Sekour, M. (2019).** Caractérisation de l'abondance de Goundi d'Atlas *Ctenodactylus gundi* (Rodentia, Ctenodactylidae) dans le sud des Aurès (Est d'Algérie). *International Journal of Natural Resources and Environment*, 1(1), 28-34.
83. **Mieusset, R. and Bujan, L. (1995).** Testicular heating and its possible contributions to male infertility: a review. *International Journal of Andrology*. 18: 169-184.
84. **Muciaccia, B., Boitani, C., Berloco, B. P., Nudo, F., Spadetta, G., Stefanini, M., de Rooji, D.G. and Vicini, E. (2013).** Novel stage classification of human spermatogenesis based on acrosome development. *Biology of Reproduction*. 89(3): 60.
85. **Nihi, F., Gomes, M.L.M., Carvalho, F.A.R., Reis, A.B., Martello, R., Melo, R.C.N., Almeida, F.R.C.L. and Chiarini-Garcia, H. (2017).** Revisiting the human seminiferous epithelium cycle. *Human Reproduction*, 32:1170–1182.
86. **O'donnell, L. (2014).** Mechanisms of spermiogenesis and spermiation and how they are disturbed. *Spermatogenesis*. 4(2): e979623.
87. **Oakberg, E.F. (1956).** A description of spermiogenesis in the mouse and its use in analysis of the cycle of the seminiferous epithelium and germ cell renewal. *American Journal of Anatomy*. 99: 391– 413.
88. **Oatley, J.M. and Brinster, R.L. (2008).** Regulation of spermatogonial stem cell self-renewal in mammals. *Annual Review of Cell and Developmental Biology*. 24: 263-286.
89. **Oliva, R., & Castillo, J. (2011).** Proteomics and the genetics of sperm chromatin condensation. *Asian Journal of Andrology*, 13(1): 24–30.
90. **Ortavant, R., Courot, M. and Hochereau-De-Reviers, M.T. (1977).** Spermatogenesis in domestic mammals. In : Cole HH, Cupps PT, editors. *Reproduction in Domestic Animals*. New York:AcademicPress,203-227.
91. **Rahmani, N., Merzoug, S., & Hadj Belgacem, A. (2022).** Reproductive seasonality in male *Ctenodactylus gundi*: Histological and hormonal approaches. *Journal of Arid Environments*, 194, 104695.
92. **Ramé, Alain, SylvieThérond; 2007.** Anatomie et physiologie. paris: ElsevierMasson SAS,[XIV-318] p.
93. **Rannikki, A.S., Zhang, F.P. and Huhtaniemi, I.T. (1995).** Ontogeny of Follicle-Stimulating Hormone receptor gene expression in the rat testis and ovary. *Molecular and Cellular Endocrinology*. 107(2):199-208.
94. **Regaud, C. (1901).** Etude sur la structure des tubes séminifères et sur la spermatogénèse chez les mammifères. *Archives d'Anatomie Microscopique*. 4: 101-156; 231-380.
95. **Revel, F.G., Saboureaux, M., Pévet, P., Mikkelsen, J.D. and Simonneaux, V. (2006b).** Melatonin regulates type 2 deiodinase gene expression in the Syrian hamster. *Endocrinology*. 147: 4680– 4687.
96. **Rothmann, J. R. (1776).** *Reise nach Garean, im Gebiet von Tripoli, im November und Decemb. 1774. Ein Schreiben an den Ritter Sir Wargentin in Stockholm.* In Schlözer's Briefwechsel (Erster Theil, Heft I–VI, pp. 326–342).
97. **Russel, L.D., Ettlin, R.A., Sinhaikim, A.P., and Clegg, E. D. (1990).** Histological and histopathological evaluation of the testis, 1st ed. Edt Cache River Press, Clearwater, Fl. ISBN: 0-9627422-0-1. 286p.
98. **Russell, L. D. (1990).** Histological and histopathological evaluation of the testis. Cache River Press.
99. **Ruthig, V. A., & Lamb, D. J. (2022).** Updates in Sertoli cell-mediated signaling during spermatogenesis and advances in restoring Sertoli cell function. *Frontiers in Endocrinology*, 13: 897196.
100. **Saint-Dizier, M. and Chastant-Maillard, S. (2014).** La reproduction animale et humaine. Collection Synthèses. Editions Quae. Versailles. 275-301. ISBN: 978-2-7592-2208-7.
101. **Saint-Dizier, M., and Chastant-Maillard, S. (2014).** La reproduction animale et humaine. Editions Quae, 275-301.
102. **Saito, K., O'Donnell, L., McLachlan, R.I. and Robertson, D.M. (2000).** Spermiation failure is a major contributor to early spermatogenic suppression caused by hormone withdrawal in adult rats. *Endocrinology*. 141: 2779–2785.
103. **Santos, P.R.S., Oliveira, M.F., Arroyo, M.A.M., Silva, A.R., Rici, R.E.G., Miglino, M.A. and Assis Neto, A.C. (2014).** Ultrastructure of spermatogenesis in Spix's yellowtoothed cavy (*Galea spixii*). *Reproduction*. 147 (1): 13–19.
104. **Simonneaux, V., Bahougne, T., & Angelopoulou, E. (2013).** Daily and seasonal regulation of reproductive neuroendocrine function in mammals. *Frontiers in Neuroendocrinology*, 34(3), 179–195.

105. **Simorangkir, D.R., Ramaswamy, S., Marshall, G.R., Pohl, C.R. and Plant, T.M. (2009).** A selective monotropic elevation of FSH, but not that of LH, amplifies the proliferation and differentiation of spermatogonia in the adult rhesus monkey (*Macaca mulatta*). *Human Reproduction*. 24 (7): 1584-1595.
106. **Skinner, M.K. and Moses, H.L. (1989).** Transforming growth factor β gene expression and action in the seminiferous tubule: peritubular cell-Sertoli cell interactions. *Molecular Endocrinology*. 3(4): 625-634.
107. **Smith, L.B. and Walker, W.H. (2014).** The regulation of spermatogenesis by androgens. *Seminars in Cell and Developmental Biology*. 30: 2-13.
108. **Soares, J.M., Avelar, G.F., and França, L.R. (2009).** The seminiferous epithelium cycle and its duration in different breeds of dog (*Canis familiaris*). *J. Anat.* 215, 462–471.
109. **Swierstra, E.E. (1968).** Cytology and duration of the cycle of the seminiferous epithelium of the boar; duration of spermatozoan transit through the epididymis. *The Anatomical Record*. 161: 171– 185.
110. **Thibault, C., and Levasseur, M. (2001).** La reproduction chez les mammifères et l'homme. Edition INRA.88-89,260-262.
111. **Tilbrook, A.J. and Clarke I.J. (2001).** Negative feedback regulation of the secretion and actions of Gonadotropin-Releasing Hormone in males. *Biology of Reproduction*. 64: 735–742.
112. **Tortora, G. J., et Derrickson, B. (2017).** Manuel d'anatomie et de physiologie humaines. DeBoeck Supérieur.
113. **Vacheret N. (1999).** Histologie fonctionnelle des organes [en ligne]. Faculté de Médecine. Laennec. - Université Claude Bernard -Lyon 1 France: 1-4.
114. **Verhoeven, G. and Hoebe, E. (1995).** Les cellules péritubulaires. *Médecine/Sciences*. 11: 601- 4.
115. **Verhoeven, G., Hoebe, E. and De Gendt, K. (2000).** Peritubular cell-Sertoli cell interactions: factors involved in PmodS activity. *Andrologia*, 32: 42–45. PMID: 10702865.
116. **Vigier, M., Weiss, M., Perrard, M.H., Godet, M. and Durand, P. (2004).** The effect of FSH and of testosterone on the completion of meiosis and the very early steps of spermiogenesis of the rat: an in vitro study. *J. Mol. Endocrinology*., 33: 729-742.
117. **Wahyuni, S., Siregar, T. N., Gholib, G., Saputra, A., Hafzuddin, H., Sofyan, H., Jalaluddin, M., Adam, M., & Akmal, M. (2023).** Identification and determination of the seminiferous epithelium stages and spermatid development in the testis of Aceh bull (*Bos indicus*). *Veterinary Medicine International*, 2023, Article ID 8848185.
118. **Walker, W.H. and Cheng, J. (2005).** FSH and testosterone signaling in Sertoli cells. *Reproduction*. 130 (1), 15-28. Amirat, Z., Khammar, F., & Lacroix, A. (1980). Variation saisonnière de l'activité testiculaire chez un rongeur déserticole: *Psammomys obesus*. *Journal de Physiologie*, 76(3), 265–270.
119. **Wang, JM., Li, ZF., Yang, WX., & Tan, FQ. (2022).** Follicle-stimulating hormone signaling in Sertoli cells: a licence to the early stages of spermatogenesis. *Reproductive Biology and Endocrinology*, 20(1), 97
120. **Weber, J., and Russell, L. D. (1987).** A study of intercellular bridges during spermatogenesis in the rat. *Am. J. Anat.*, 180:1–24.
121. **Whitney, K.M. & Suttie, A.W. (2018).** Chapter 28 - Testis and epididymis. In: Suttie, A.W. (Ed.). *Boorman's Pathology of the rat*. Second Edition. Academic Press. Boston. pp. 563–578.
122. **Winnall, W.R. and Hedger, M.P. (2013).** Phenotypic and functional heterogeneity of the testicular macrophage population: a new regulatory model. *Journal of Reproductive Immunology*. 97: 147-158.
123. **Winters, S.J. (1994).** Endocrine evaluation of testicular function. *Endocrinology and Metabolism Clinics of North America*. 23(4): 709-723.
124. **Wistuba, J., Stukenborg, J. B., & Luetjens, C. M. (2007).** Mammalian spermatogenesis. *Funct Dev Embryol*, 1(2), 99-117.
125. **Wong, C.H., Mruk, D.D., Lui, W.Y. and Cheng, C.Y. (2004).** Regulation of blood-testis barrier dynamics: An in vivo study. *Journal of Cell Science*. n117: 783-798.
126. **Xia, W., Mruk, D.D., Lee, W.M. & Cheng, C.Y. (2005).** Cytokines and junction restructuring during spermatogenesis--a lesson to learn from the testis. *Cytokine and Growth Factor Reviews*. 16: 469-493.
127. **Zhou, R., Wu, J., Liu, B., Jiang, Y., Chen, W., Li, J. & He, Z. (2019).** The roles and mechanisms of Leydig cells and myoid cells in regulating spermatogenesis. *Cellular and molecular life sciences*, 76, 2681-2695.
128. **Zhu, L.J., Zong, S.D., Phillips, D.M., Moo-Young, A.J. and Bardin, C.W. (1997).** Changes in the distribution of intermediate filaments in rat Sertoli cells during the seminiferous epithelium cycle and postnatal development. *The Anatomical Record: An Official Publication of the American Association of Anatomists*. 248(3): 391-405.
129. **Zirkin, B.R. and Papadopoulos, V. (2018).** Leydig cells: formation, function, and regulation. *Biology of Reproduction*. 99(1): 101-111.



ANNEXES



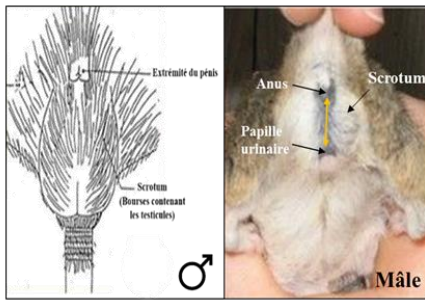
A. Fiches technique N° 1

Solutions	Réactifs	Masse/Volume
Fixateur: Bouin Hollande	Acétate de cuivre	2,5 g
	Acide acétique	1 ml
	Formol du commerce	10 ml
	Acide picrique	4 g
	Eau distillée	100 ml
Alcool 70°	Alcool 96°	100 ml
	Eau distillée	40,85 ml
Alcool 95°	Alcool 100°	100 ml
	Eau distillée	6 ml
Eau gélatinée à 0,4%	Gélatine	0,4 g
	Eau distillée	100 ml
Uréthane à 25 %	Uréthane	25 g
	Eau distillée	100 ml

B. Fiches technique N° 2

1. Technique histologique

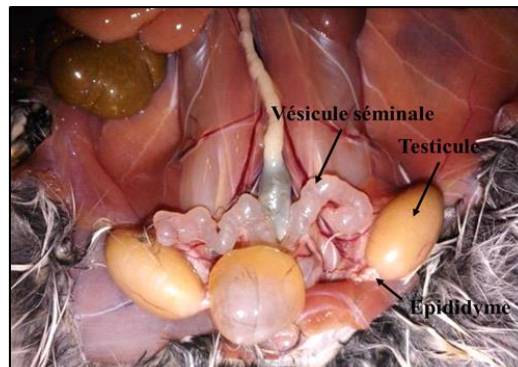
Etape	Bain	Durée
Fixation	Bouin Hollande	3 à 15 jrs
Lavage	Eau courante	2 à 3 fois (10min)
Déshydratation	Alcool 70° 2 bains	2 x 10 min
	Alcool 96° 2 bains	2 x 10 min
	Alcool 100° 3 bains	3 x 15 min
Substitution	Xylène 2 bains	2 x 15 min
Imprégnation	Paraffine/xylène 1 bain	2 h
	Paraffine pure 1 1 bain	2 h
	Paraffine pure 2 1 bain	2 h
Confection des coupes	Prisme contenant l'échantillon	
	Couper au microtome (7 µm)	
	Etaler sur des lames	



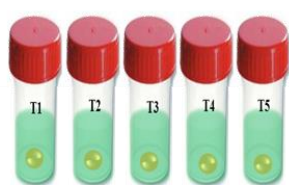
A) Sexage (mâle adulte)



B) Anesthésie de l'animal



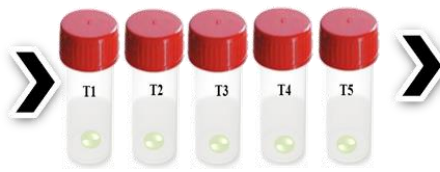
C) Prélèvement des testicules



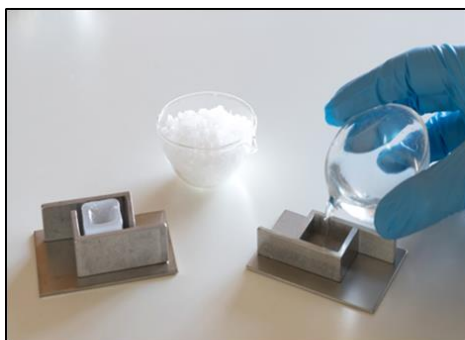
D) Fixation des testicules



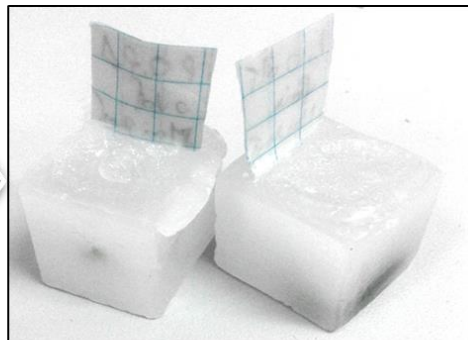
E) Testicule fixé



F) Déshydratation des testicules
Alcools: 70° > 96° > 100°



G) Mise en blocs



H) Confection des coupes



I) Etalement

2. Coloration topographique

- **Azan modifié**

Solutions		Réactifs	Masse/Volume
Bleu d'aniline	Solution mère	Bleu d'aniline	0,5 g
		Eau distillée	100 mL
		Porter à ébullition, laisser refroidir, filtrer, ajouter:	
		Acide acétique	8 mL
		La solution mère se conserve indéfiniment.	
	Solution fille	Au moment de l'emploi, diluer:	
		Solution mère	1 volume
		Eau distillée	2 volumes
		La solution de travail se conserve plusieurs mois.	
Orange-G-Molybdique		Orange-G	2 g
		Eau distillée	100 ml
		Acide phosphomolybdique	1 g
Se conserve indéfiniment.			
Rouge nucléaire		Rouge nucléaire	0,1 g
		Sulfate d'aluminium	5 g
		Eau distillée	100 ml
Porter à ébullition, laisser refroidir, filtrer. Se conserve plusieurs semaines à +4°C.			

Résultats: Noyaux: rouges vif. Cytoplasme: orange. Collagène: bleu vert.

- **Van Gieson**

Solutions	Réactifs		Masse/volume
Héματοxyline de Groat	Solution A	Acide sulfurique concentré	0,8 ml
		Alun de Fer	1 g
		Eau distillée	50 ml
	Solution B	Héματοxyline	0,5 g
		Alcool à 95°	50 ml
	Mélanger la solution A et B, laisser reposer 1 heure et filtrer. Se conserve de 3 à 6 mois et plus.		
Picro-Fuschine	Solution aqueuse à 1% de fuschine acide		10 ml
	Solution aqueuse saturée d'acide picrique		100 ml

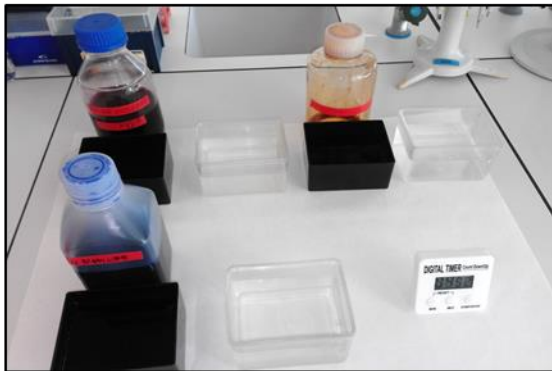
Résultats: Noyaux : marron gris. Cytoplasme : rose. Tissu conjonctif : jaune.

- **Mode opératoire**

Etape		Solution / Bain	Durée
Déparaffinage et hydratation des coupes		Etuve à 60° Xylène 2 bains Alcool à degrés décroissant Eau distillée	7 min 2 x 5 min des plongées
Coloration	Van Gieson	Hématoxyline de Groat Eau courante Picrofuschine Eau distillée	15 min des plongées 5 min des plongées
	Azan modifié	Rouge nucléaire Eau courante Orange G molybdique Eau courante Bleu d'aniline Eau distillée	15 min Rinçage 5 min Rinçage 2 à 5 min Rinçage (élimine le bleu)
Déshydratation des coupes		Alcool à degrés croissant	des plongées
Montage		Plonger dans le xylène Eukit sur la lame Placer la lamelle	



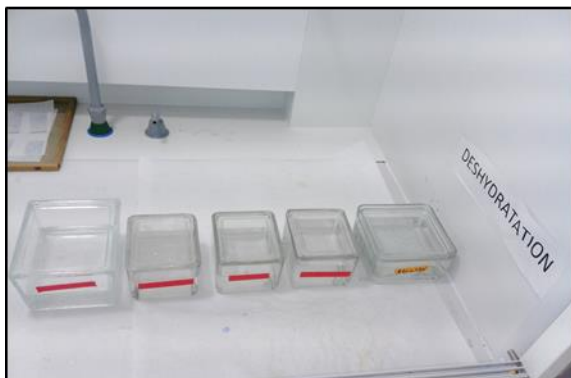
A) Déparaffinage et hydratation des coupes



B) Coloration topographique (Azan modifié et Van Gieson)



C) Déshydratation



D) Observation des lames, prise de photos et Morphométrie

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE
MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE
SCIENTIFIQUE
UNIVERSITE SAAD DAHLAB BLIDA 1



FACULTE DES SCIENCES DE LA NATURE ET DE LA VIE
Département de Biologie

Mémoire de fin d'études en vue de l'obtention du diplôme de Master
Option: Biologie et Physiologie de la Reproduction

Thème

Etude histo-morphométrique de l'épithélium séminifère
durant la période de reproduction chez le Rongeur
Ctenodactylus gundi

Présenté par:

M^{lle} BESSAIDI Feriel et M^{lle} GHOUAOULA Aya

Soutenu le 03/07 /2025, devant le jury:

Nom	Grade / Lieu	Qualité
M. ALLAOUI Amine	MCA / Université Blida 1	Président
M ^{me} ZATRA Yamina	MCB / Université Blida 1	Examinatrice
M ^{me} DJOUAHRA Nassima	MCB / Université Blida 1	Promotrice
M ^{me} HAMMOUCHE Sadjia	Professeur / USTHB	Co-promotrice

Année universitaire : 2024 / 2025

A. F.
Zal Yamina