



Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

UNIVERSITÉ MOULOUD MAMMERI DE TIZI-OUZOU

Faculté des Sciences Biologiques et des Sciences Agronomiques

Département de Biologie



Mémoire de fin d'études en vue de l'obtention du diplôme de Master

Domaine : Sciences de la nature et de la vie

Filière : Sciences biologiques

Option : Biologie et Physiologie de le Reproduction

Thème

**Effets du stress thermique scrotal sur les testicules
chez le mérion de Libye (analyses pondérales,
histomorphométriques et spermatiques).**

Présenté par :

BENAI Imane

DJERA Melissa

Soutenu le 21/09/2023, devant le jury composé de :

Présidente : Pr DAOUDI- ZERROUKI. N FSBSA, UMMTO

Examinatrice : Dr AKDADER. S FSBSA, UMMTO

Promoteur: Dr KHEDDACHE. A FSBSA, UMMTO

Promotion 2022/2023

Remerciements

Ce mémoire est le fruit des efforts fournis par plusieurs personnes que ne nous pourrions oublier de remercier.

Nos remerciements s'adressent d'abord à dieu qui nous a donné la volonté et la force de réaliser ce travail.

Qu'il nous soit permis de remercier profondément notre enseignant et promoteur « **Mr KHEDDACHE** » d'avoir accepté de nous encadrer dans la conception et l'élaboration de ce travail, de nous diriger durant toute cette période de travail et de nous avoir donné part de ses conseils et de ses connaissances.

Nous voudrions exprimer notre profonde gratitude pour « **Mme DAOUDI-ZERROUKI.N** » Qui nous a fait l'honneur d'accepter de présider ce jury.

Nous tenons également à remercier « **Mme AKDADER. S** » d'avoir accepté d'évaluer et de juger notre travail.

Tous nos remerciements envers toute personne ayant rendu possible ce travail, nous vous sommes reconnaissantes pour vos efforts.

Dédicace

C'est avec une profonde gratitude que je dédie ce travail :

و قل ربّي زدني علما

A mes parents, dont l'éducation a façonné la personne que je suis aujourd'hui. Ce mémoire est une humble expression de ma reconnaissance envers les sacrifices et les efforts que vous avez consentis pour ma réussite et mon bonheur. J'espère sincèrement que ce travail vous rendra fiers.

Ma sœur Soumia, mon plus grand soutien dans la vie. Tes encouragements et tes précieux conseils ont illuminé la période où j'ai accompli cette recherche.

Mon petit frère Islam, dont la bonne humeur constante a su me redonner le sourire dans les moments les plus difficiles.

Je souhaite également dédier ce mémoire à ma cher sœur Shahinez, ma tante Fatima, mon cher neveu Anas, ainsi qu'à tous ceux et celles qui, de près ou de loin, m'ont soutenu tout au long de mon parcours académique.

Avec toute ma reconnaissance, Imane

Dédicaces

Je tiens d'abord à remercier dieu de m'avoir donner la force et la volonté de réaliser ce mémoire.

Je dédie ce travail :

A mes parents qui n'ont jamais cessé de me soutenir tout au long de mon cursus, je vous souhaite tout le bonheur du monde.

A mon petit frère et mon beau gosse « Omar Ilyas », que dieu te bénisse, te protège et te guide vers tout ce que ton cœur désire, inchallah on te vois toujours au sommet.

A mon oncle « Hanine » qui est toujours là pour m'aider et m'encourager, que dieu te protège et te donne une longue vie inchallah.

A ma cousine, ma sœur et mon amie « Djoudjou » et à toute sa famille que j'apprécie beaucoup.

A « nounou », une pensée spéciale pour toi, et à tous les moments qu'on a passé ensemble.

A moi-même ;

A toute personne que j'aime.

.

Mely

Liste des tableaux et figures

Introduction	01
--------------------	----

Rappels bibliographiques

I. Généralités sur l'appareil reproducteur mâle	02
II. testicule	04
II.1. Anatomie du testicule	04
II.2. Histologie testiculaire	05
II.2.1. Tubes séminifères	06
II.2.1. A. Cellules de Sertoli	07
II.2.1. B. Cellules germinales	07
II.2.1.1. Spermatogenèse	08
II.2.2. Tissus interstitiel	10
II.2.2. A. cellules de Leydig	11
II.2.2. B. Biosynthèse de la testostérone	11
II.2.2. C. Mécanisme d'action des androgènes	12
➤ Vascularisation du testicule	14
III. L'épididyme	15
III.1. Fonctions de l'épididyme	16
IV. Anomalies spermatiques	16
IV.1. Anomalies en relation avec le volume spermatique	17
IV.2. Anomalies en relation avec la concentration et la qualité de sperme	17
IV.2.1. Anomalies du nombre de spermatozoïdes	17
IV.2.2. Anomalies de la qualité du sperme	18
V. Facteurs environnementaux impliqués dans la saisonnalité de la reproduction	19

V.1. Photopériode.....	19
V.2. Température.....	20

Matériel et Méthodes

I. Matériel biologique	22
I.1.Modèle animal et systématique.....	22
I.2. Biotope.....	23
II. Méthodes	24
II.1. Capture et constitution des lots.....	24
II.2. Expérimentation animale	24
II.2.1. Sacrifice et prélèvement d'organes.....	25
III. Analyse des échantillons	25
III.1. Analyse spermatique	25
III.2. Analyse histologique	26
III.3. Etude morphométrique	30
III.4. Analyse statistique	30

Résultats

1. Effets du stress thermique scrotal sur les paramètres pondéraux.....	31
1.1. Poids corporel	31
1.2. Poids des testicules	31
1.3. Poids des épидидymes	32
1.4. Poids des glandes annexes	33
2. Effets du stress thermique scrotal sur les paramètres spermatiques.....	35
2-1. Concentration des spermatozoïdes.....	35
2.2. Mobilité des spermatozoïdes.....	36

2.3. Vitalité des spermatozoïdes	37
2.4. Morphologie des spermatozoïdes.....	38
3. Analyse histomorphométrique	38

Discussion

1. Répercussions du stress thermique scrotal sur le poids des testicules chez <i>Meriones Libycus</i>	41
2. Répercussions du stress thermique scrotal sur la structure histologique du testicule chez <i>Meriones Libycus</i>	42
3. Répercussions du stress thermique scrotal sur les paramètres spermatiques chez <i>Meriones Libycus</i>	42
Conclusion.....	45

Références Bibliographiques

Résumé

Liste des tableaux

Tableau 1 : critères de définition des anomalies selon l'OMS 2010	16
--	----

Liste des figures

Figure 01 . Structure de l'appareil reproducteur de la souris mâle	03
Figure 02 : Testicule et ses enveloppes.....	05
Figure 03 : Structure interne du testicule	06
Figure 04 : Structure du tube séminifère.....	07
Figure 05 : Schéma représentant les cellules germinales	08
Figure 06 : Régulation simplifiée de la spermatogenèse	09
Figure 07 : Etapes de la spermatogenèse	10
Figure 08 : Micrographie à très fort grossissement des cellules de Leydig	11
Figure 09 : Biosynthèse de la testostérone au niveau des cellules de Leydig (Santini, 2007).....	12
Figure 10 : Mécanisme d'action du récepteur aux androgènes.....	14
Figure 11 : Vascularisation du testicule.....	15
Figure 12 : Coupe sagittale du testicule et de l'épididyme	16
Figure 13 : anomalies du sperme	19
Figure 14 : Anomalies morphologiques des spermatozoïdes	20
Figure 15 : Photo d'un mérion de Libye (<i>Meriones libycus</i>).....	22
Figure 16 : Ketamine injectée en intramusculaire (A) et inductin d'un stress thermique scrotal (STS) dans un bain d'eau chaude à 43°C chez <i>Meriones libycus</i> (B)	24
Figure 17 : Organes reproducteurs chez <i>Meriones libycus</i> (photo originale 2023) T : Testicule ; E : Epididyme ; CD : Canal déférent ; VS : Vésicules séminales ; P : Prostate (photo originale 2023)	25
Figure 18 : Schéma d'une cellule de Malassez et ses subdivisions	26
Figure 19 : Piluliers contenant le formol à 10% et les organes accompagnés des étiquettes (Photos originale 2023).....	27
Figure 20 : Imprégnation des échantillons dans la paraffine chaude (60°C) (photo originale 2023)	28
Figure 21 : inclusion des échantillons dans la paraffine (Photo originale 2023).....	28
Figure 22 : réalisation des coupes avec le microtome SMCLAB QUIMICA (photo originale 2023)	29

Figure 23 : Représentation graphique montrant la différence du poids corporel des <i>Meriones libycus</i> adultes témoins (T, n=5) et ceux chez les expérimentés (STS, n=5).....	31
Figure 24 : Représentation graphique montrant la différence du poids absolu moyen des testicules des <i>Meriones libycus</i> adultes témoins (T, n=5) et chez les expérimentés (STS, n=5)....	32
Figure 25 : Représentation graphique montrant la différence du poids moyen des épидидymes proximaux des <i>Meriones libycus</i> adultes témoins (T, n=5) et chez les expérimentés (STS, n=5) .	32
Figure 26 : Représentation graphique montrant la différence du poids moyen des épидидymes distaux des <i>Meriones libycus</i> adultes chez les deux groupes.....	33
Figure 27 : Représentation graphique montrant la différence du poids moyen des vésicules séminales des <i>Meriones libycus</i> adultes témoins (T, n=5) et chez les expérimentés (STS, n=5) ..	34
Figure 28 : représentation graphique montrant la différence du poids des prostates entre les <i>Meriones Libycus</i> témoins (T, n=5) et chez les expérimentés (STS, n=5)	34
Figure 29 : Représentation graphique montrant le nombre de spermatozoïdes (spz) dans 1 ml de semence chez les <i>Meriones libycus</i> adultes des deux lots	35
Figure 30 : dénombrement des spermatozoïdes sur la lame de Malassez sous microscope optique au grossissement X 40 chez <i>Meriones Libycus</i> témoins (A, n=5) et soumis au stress thermique scrotal (B, n=5), spz : spermatozoïdes (Photo originale 2023).....	36
Figure 31 : Représentation graphique montrant la différence du nombre de spermatozoïdes mobiles chez les <i>Mériones libycus</i> adultes témoins et expérimentés.....	37
Figure 32 : représentation graphique montrant le nombre de spermatozoïdes vivants chez les <i>Meriones libycus</i> adultes témoins (A) et chez les STS (B).....	37
Figure 33 : Représentation graphique montrant le taux des spermatozoïdes normaux chez les <i>Mériones libycus</i> adultes témoins (T, n=5) et expérimentés (STS, n=5).....	38
Figure 34 : Représentation graphique montrant les variations de la largeur des tubes séminifères entre les <i>Mériones libycus</i> adultes témoins (T, n=5) et ceux ayant subi un stress thermique scrotal (STS, n=5)	39
Figure 35 : Micrographie de coupes histologiques au niveau du testicule de <i>Meriones libycus</i> témoins (A et C) et des animaux soumis au stress thermique scrotal STS (B et D). Coloration à l'hématoxyline–Eosine. TS : Tube séminifère, TI : Tissu interstitiel, LB : Lame basale, SG : Spermatogonie, SC1 : Spermatocyte primaire, SC2 : Spermatocyte secondaire, SD1 : Spermatide jeune, SD2 : spermatide adulte, SPZ : Spermatozoïde, DC : Débris cellulaires, L : Lumière. (Originale 2023)	40
Figure 36 : effets du stress thermique scrotal sur le testicule (Cai, 2021).....	44

Introduction

La thermorégulation dans les testicules est très importante ce qui fait qu'une légère augmentation de la température peut perturber la spermatogenèse (Lue et al., 1999, 2002 ; Jung et al., 2001, 2002 ; Paul et al., 2008).

Chez les mammifères, le maintien de l'homéostasie se fait par régulation de la température corporelle de manière physiologique par exemple en augmentant l'évaporation au niveau de la peau par transpiration (Blackshaw et Blackshaw, 1994). Les testicules et le scrotum possèdent leurs propres mécanismes de régulation pour protéger les spermatozoïdes en développement, le stress thermique survient lorsque ces mécanismes ne peuvent pas faire face aux conditions extérieures (Morrell, 2020). Les effets de la température sur la reproduction varient en fonction de l'espèce, du stade du cycle de reproduction, la période d'exposition à la température, la nature des fluctuations de température et de l'altitude (Hafez, 1964).

Dans les déserts secs, la température et la photopériode s'avèrent être de majeurs déclencheurs de l'activité reproductive des petits mammifères (Hart et al., 2018), parmi ces mammifères, le mérion de Libye, un rongeur saharien nocturne soumis à un cycle saisonnier de reproduction caractérisé par une courte période d'activité sexuelle qui s'étale du printemps jusqu'au début de l'été, et une longue période de repos sexuel (Mataoui-Mazari et al., 2011).

Certaines études ont été menées sur les effets de l'hyperthermie sur la reproduction, de ce fait, le but de cette étude est de mettre en évidence les effets du stress thermique scrotal sur les testicules chez *Meriones Libycus*, à travers l'évaluation des paramètres pondéraux, spermatiques et histomorphométriques.

Ce travail s'organise en trois parties. La première partie portera sur des rappels bibliographiques sur le testicule, dans la deuxième partie nous exposerons les matériels et méthodes. La troisième partie présentera les résultats et discussion et enfin une conclusion clôturera cette présente étude.

Rappels bibliographiques

I-Généralités sur l'appareil reproducteur mâle

La fonction de reproduction consiste en la production par les êtres vivants de descendants leur ressemblant. Chez les animaux, la reproduction sexuée implique la formation de spermatozoïdes et d'ovules, gamètes de types complémentaires et leur fusion aboutit à la formation d'un zygote, première cellule d'un nouvel individu **(Heusser et Dupuy, 2015)**. Les organes de la reproduction sont dits hormono-dépendants, ce qui signifie que leurs développements et leurs fonctions sont contrôlés de manière étroite par les hormones, **(Meunier, 2010)**. La figure 1 représente l'appareil reproducteur chez le Mériion de Libye et il est constitué de l'intérieur vers l'extérieur des organes suivants :

1- Deux gonades, ou testicules, qui se situe est une glande amphicrine doués d'une double fonction, une fonction exocrine qui permet la production de gamètes mâles par le processus de spermatogénèse et une fonction endocrine par la production des hormones stéroïdes masculines (androgènes, essentiellement la testostérone) **(Dadoune et Démoulin, 2001 ; Chocu, 2014)**.

2- Le tractus génital formé des voies spermatiques intra et extra testiculaires (tubes droits, rete testis, canaux ou cônes efférents, épидидyme, canal déférent et canal éjaculateur) assurant la maturation et le transport des spermatozoïdes **(Mauvais-Jarvis, 1992)**.

3- Les glandes annexes (vésicules séminales, prostate et glandes de Cowper) qui secrètent le liquide de transport et de nutrition des spermatozoïdes, constituant avec ces derniers le sperme **(Lapray et al., 1999)**.

4- Le tractus uro-génital, représenté par l'urètre (prostatique, périnéal et pénien), s'ouvrant à l'extérieur par le méat urinaire **(Santini, 2007 ; Van eecke, 2019)**.

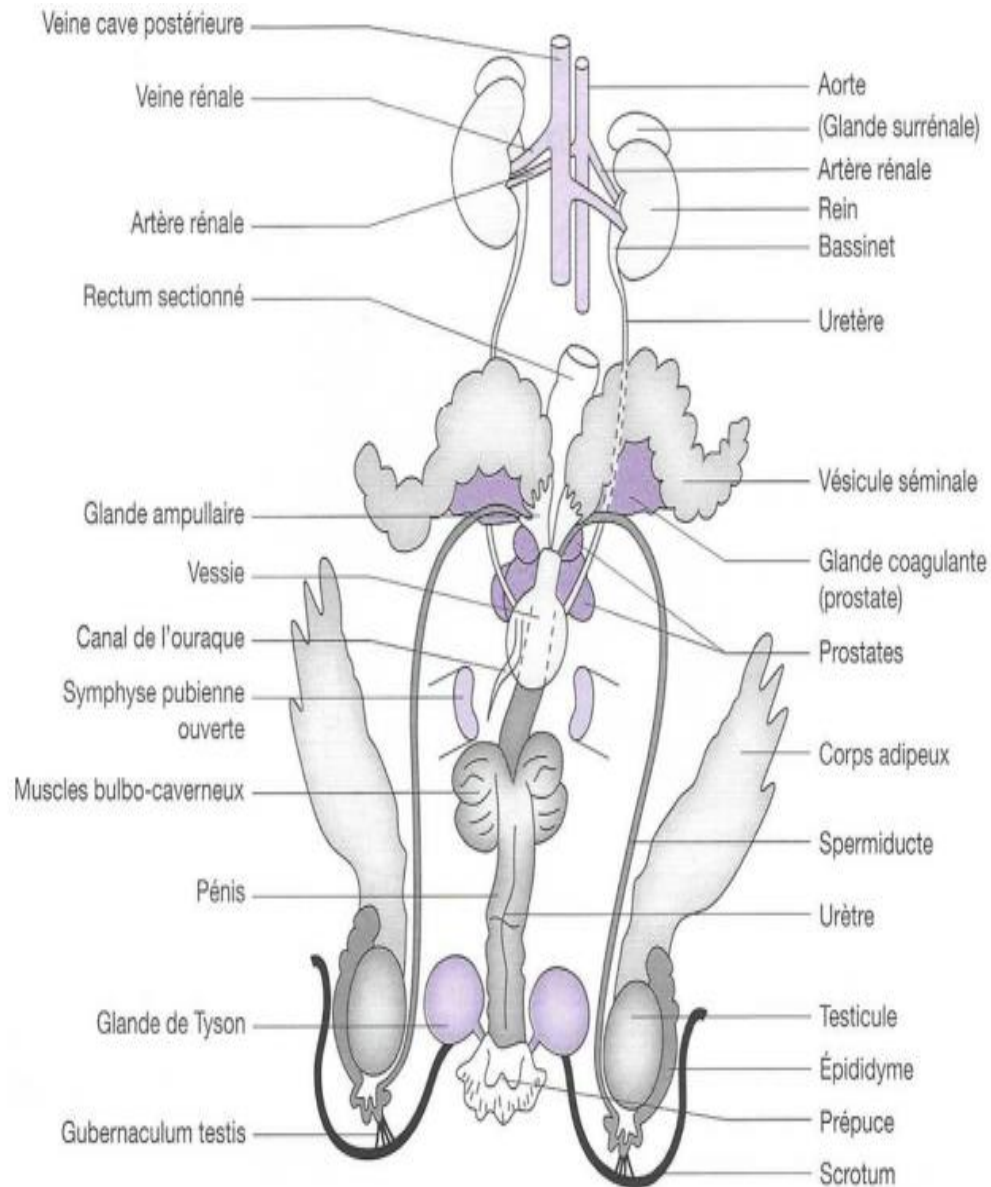


Figure 1 : Structure de l'appareil reproducteur de la souris mâle (Breuil, 2007).

II -Testicule

II.1.Anatomie du testicule

Chez les mammifères, les testicules se forment dans la cavité abdominale puis ils migrent durant leur développement et sortent même complètement de l'abdomen (**Pairman et al., 2010**). Ils sont de forme ovoïde et mesurent en moyenne 3x2x5 centimètres, pour un poids d'environ 18 grammes chez l'homme (**Barone, 2001**). Ils sont situés en annexe de la verge dans une poche entourée d'une peau plissée appelée "**Scrotum**". C'est une structure reproductive masculine anatomique située à la base du pénis qui consiste en un sac, dont deux plans superficiels (le scrotum et le dartos), un plan intermédiaire (la tunique celluleuse : fascia spermatique externe) et trois plans profonds (le crémaster, la tunique fibreuse : fascia spermatique interne et la tunique séreuse vaginale) (Figure2) (**Barone, 2001**). Le rôle protecteur essentiel de ces enveloppes est d'assurer la thermorégulation importante pour la spermatogenèse.

a. Le dartos : est une couche de tissu conjonctif trouvée dans la tige du pénis, le prépuce, le scrotum et les lèvres. La partie pénienne est appelée le fascia superficiel du pénis ou le tissu sous-cutané du pénis, tandis que la partie scrotale est le dartos proprement dit. En plus d'être continu avec lui-même entre le scrotum et le pénis, il est également continu avec le fascia de Colles du périnée et le fascia de Scarpa de l'abdomen (**McDougal et al.,2011**).

b. La tunique celluleuse : ou fascia spermatique externe, c'est une lame très fragile et mince, formée de tissu conjonctif lâche (**Amadou, 2007**). Elle est en continuité d'une part avec l'aponévrose du muscle oblique externe, d'autre part avec le fascia superficiel du pénis.

c. Le crémaster : est un muscle apparié du bassin et du périnée qui n'est pleinement développé que dans les organes génitaux externes des hommes. Situé entre les couches interne et externe du fascia spermatique, le crémaster recouvre les testicules et le cordon spermatique. Ce muscle est formé à partir de la différenciation mésenchymateuse de la pointe gubernaculaire (cordon musculaire reliant le testicule à la paroi abdominale, il mûrit plus lentement que les autres muscles du corps (**Lie et Huston, 2011**).

d. La tunique fibreuse : fascia spermatique interne, c'est une émanation du fascia transversalis. Il se continue avec ce dernier au niveau de la région funiculaire, et forme ensuite un sac entourant la tunique vaginale et l'appareil épидидymo-testiculaire. Mince au niveau du canal inguinal, il est plus résistant dans le scrotum (**Cissé, 1989**).

e. La tunique séreuse vaginale : c'est l'enveloppe la plus périphérique du testicule. Elle a été créée par le péritoine abdominal au cours du développement embryonnaire. La tunique vaginale, comme les autres séreuses, comprend un feuillet viscéral qui se fixe au testicule et un feuillet pariétal qui se fixe à la paroi du scrotum (Cissé, 1989).

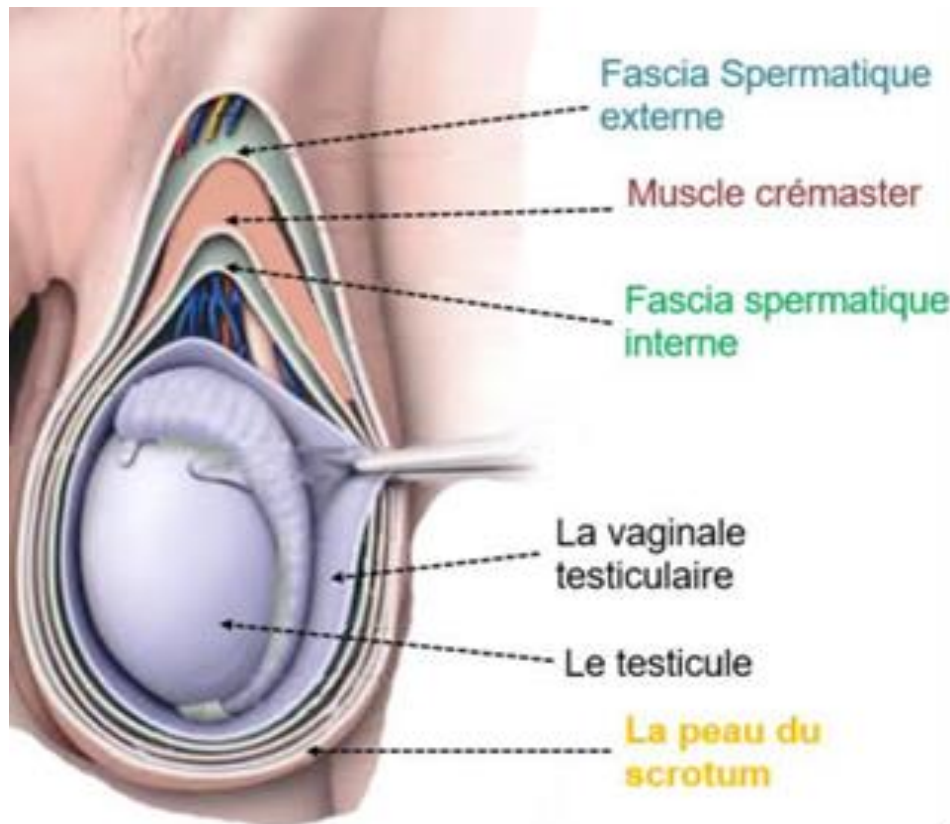


Figure 2 : Testicule et ses enveloppes (McDougal et al.,2011).

II.2-Histologie testiculaire

Les testicules sont recouverts par une gaine fibreuse appelée albuginée (Velasquez et al., 2023) constituée d'un tissu conjonctif qui s'étend vers la région *mediastinum testis* à l'intérieur de laquelle se situe le rete testis (figure 12). Ce tissu conjonctif est très vascularisé et contient des fibres musculaires lisses dont la structure ressemble à la structure enveloppante du parenchyme testiculaire. Ce dernier est composé de 250 à 300 lobules qu'on trouve à la périphérie du testicule jusqu'au *mediastinum testis*. Chaque lobule est composé d'environ 600 tubules séminifères chez l'homme (Jégou et al., 2014).

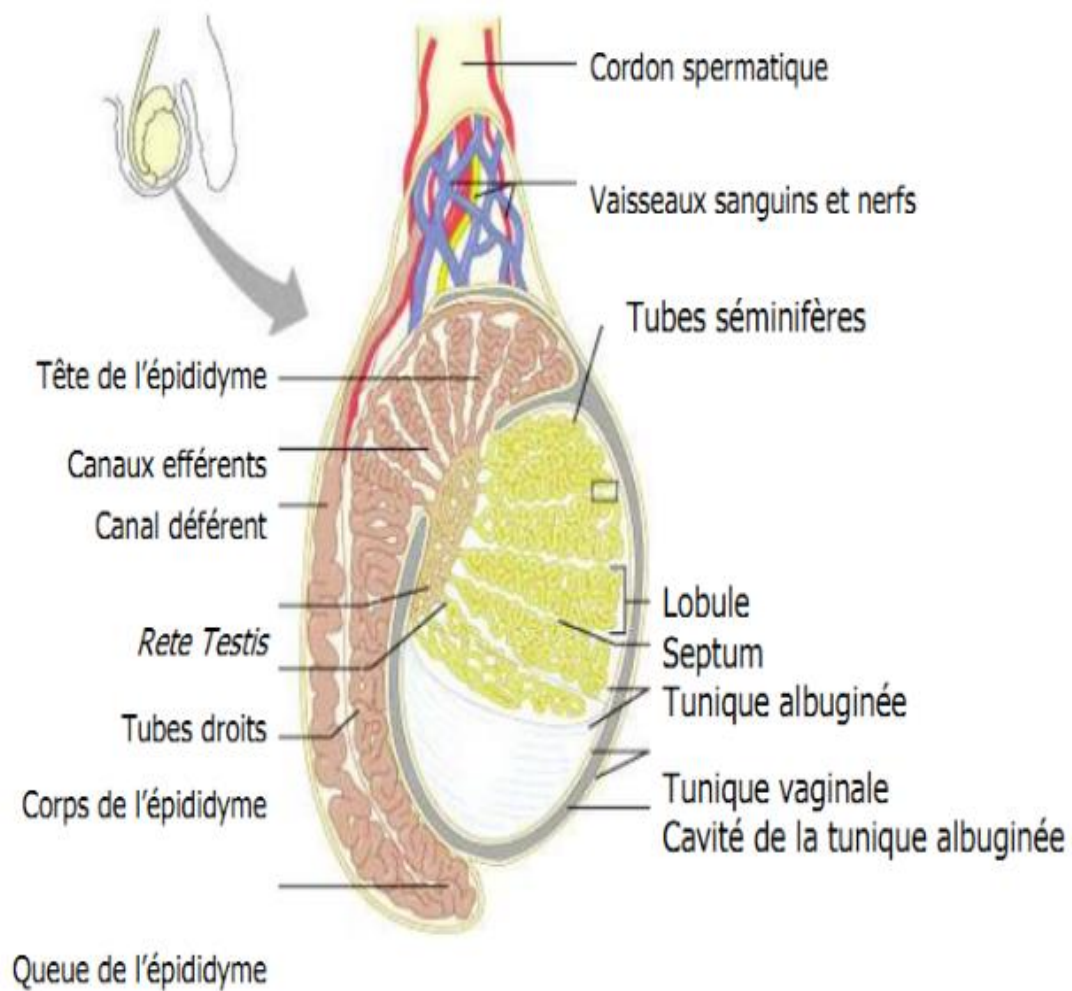


Figure03 : Structure interne du testicule (**Jacques et al., 1997**).

II.2.1-Tube séminifère

Les tubes séminifères représentent le compartiment tubulaire du testicule assurant la production des gamètes mâles, spermatozoïde (**Nakata et al., 2015**). La paroi de chaque tube est constituée par l'épithélium séminifère, où sont associées les cellules somatiques de Sertoli et les cellules de la lignée germinale, reposant sur une enveloppe pérیتubulaire ou lamina propria (figure3) (**Nakata, 2019**).

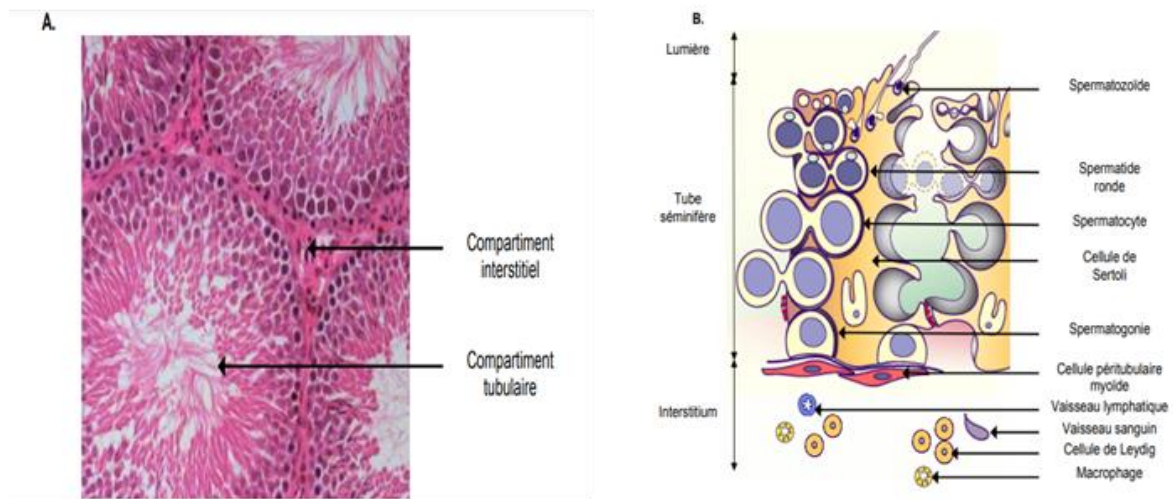


Figure 04 : Structure du tube séminifère (Santini, 2007).

A. Photographie d'une coupe transversale de testicule de rat adulte.

B. Schéma des compartiments tubulaires et interstitiels.

A. Cellule de Sertoli

Elle représente la seule cellule somatique présente dans les tubules séminifères. Elle a un rôle essentiel dans la différenciation sexuelle et la formation testiculaire ainsi que dans la spermatogénèse (Figure04) (Ravel ; Jaillard, 2011).

Après la formation du testicule, les cellules de Sertoli rentrent en prolifération rapide (Danno et al., 2000). La puberté implique la formation de jonctions serrées entre les cellules de Sertoli adjacentes et la progression des cellules germinales à travers la méiose et la formation de spermatozoïdes (Griswold, 1998 ; Mancuso et al., 2018). Les cellules de Sertoli expriment des récepteurs pour la FSH et la testostérone qui sont des régulateurs hormonaux de la spermatogénèse (Sofikitis et al., 2008 ; Mancuso et al., 2018).

B. Cellules germinales

Les cellules de la lignée germinale sont à l'origine de la formation des spermatozoïdes. En effet tous les types des cellules germinales se présentent et s'organisent en plusieurs assises superposées au niveau de l'épithélium séminifère, à savoir : les spermatogonies (Sg); les spermatocytes de première ordre (SPI); spermatocyte II (SPII); les spermatides et spermatozoïdes (Figure 5) (Vacheret, 1999; Siffroi, 2001). Ces dernières contrôlent également le fonctionnement des cellules de Sertoli (Jégou, 1993).

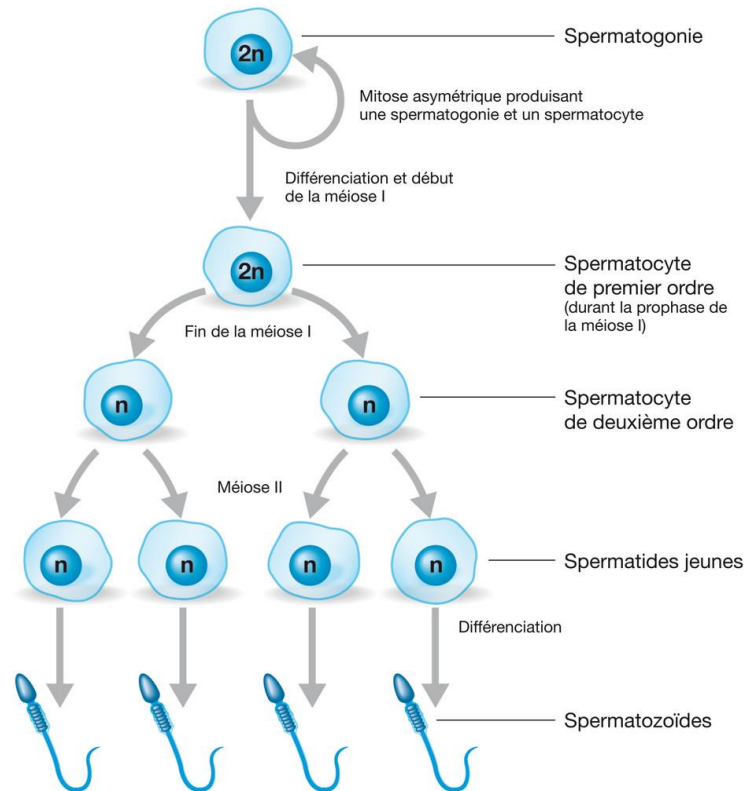


Figure 05 : Schéma représentant les cellules germinales (Vacheret, 1999).

II.2.1.1. Spermatogenèse

Pendant la puberté, la production d'androgènes, de LH et d'hormone folliculostimulante (FSH) augmente et les cordons sexuels se creusent, formant les tubules séminifères, et les cellules germinales commencent à se différencier en spermatozoïdes. Tout au long de l'âge adulte, les androgènes et la FSH agissent en coopération sur les cellules de Sertoli dans les testicules pour soutenir la production de sperme (Nussey ; Whitehead, 2001).

La spermatogenèse est l'ensemble des étapes de mitoses et méioses successives qui se déclenchent depuis cellules souches diploïdes (2n chromosomes) ou spermatogonies aboutissent aux spermatozoïdes, gamètes masculins haploïdes (n chromosomes). Chez les mammifères, la spermatogenèse a lieu dans les tubes séminifères et elle comprend trois phases (Figures 09 et 10) (Liu, 2010) :

1- Mitose : elle se déroule le long de la lame basale de l'épithélium séminifère ; les spermatogonies immatures de type A se prolifèrent et se différencient en spermatogonies de type B, celles-ci se différencient en spermatocytes et migrent dans le compartiment adluminal.

- 2- Phase méiotique : elle se déroule dans le compartiment adluminal ; les spermatocytes secondaires se forment à partir des spermatocytes primaires qui ont subi la méiose I, les spermatocytes II vont subir une 2^{ème} méiose pour se différencier en spermatides haploïdes.
- 3- Spermiogenèse, c'est la phase ou cours de laquelle les spermatides haploïdes subissent des modifications : allongement du noyau, condensation de la chromatine, formation d'acrosomes et allongement des flagelles. Les spermatozoïdes développés migrent vers la surface adluminale des tubes séminifères pour être libérés dans la lumière des tubes séminifères lors de la spermiation.

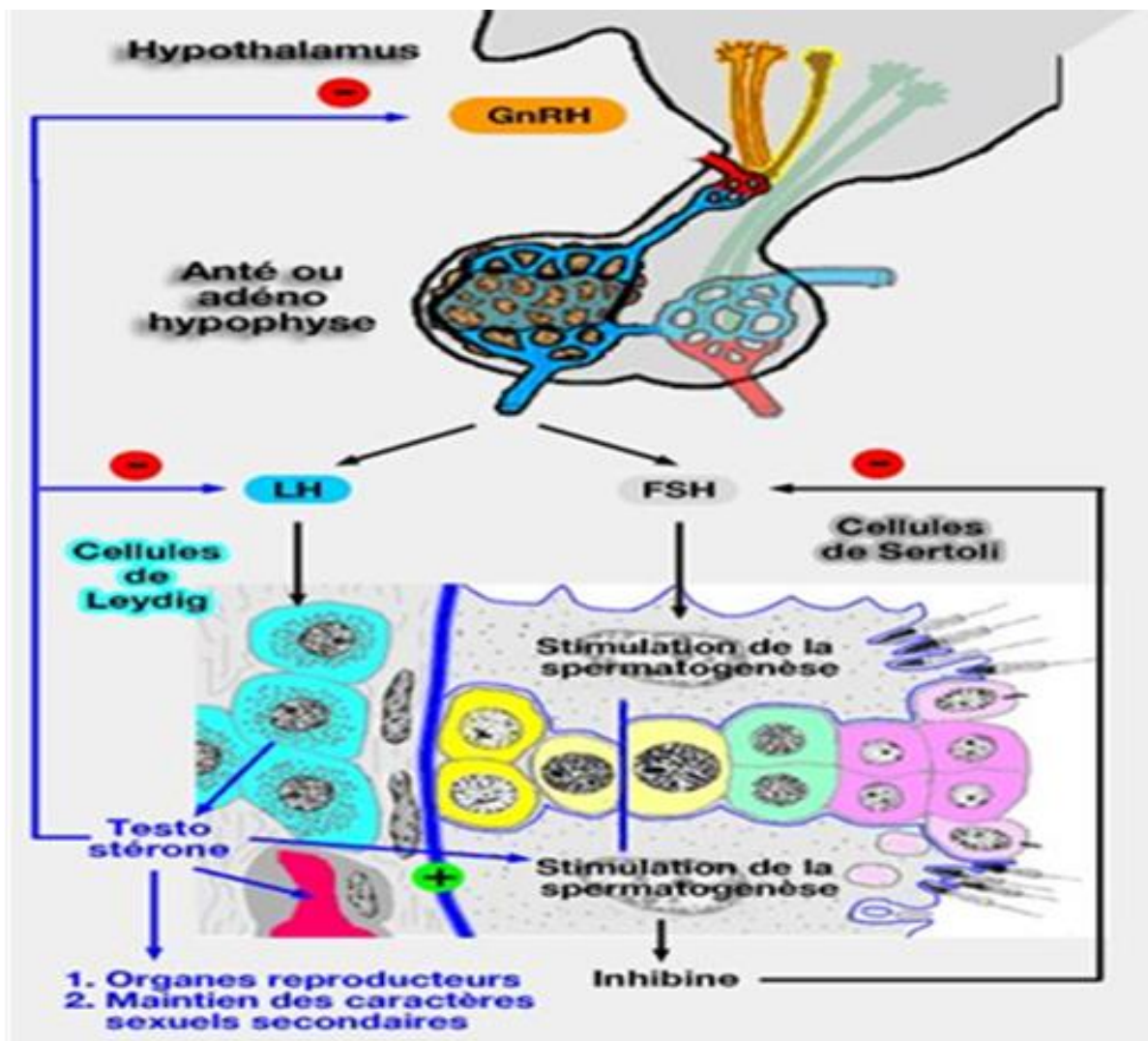


Figure 06 : Régulation simplifiée de la spermatogénèse (Nussey ; Whitehead, 2001).

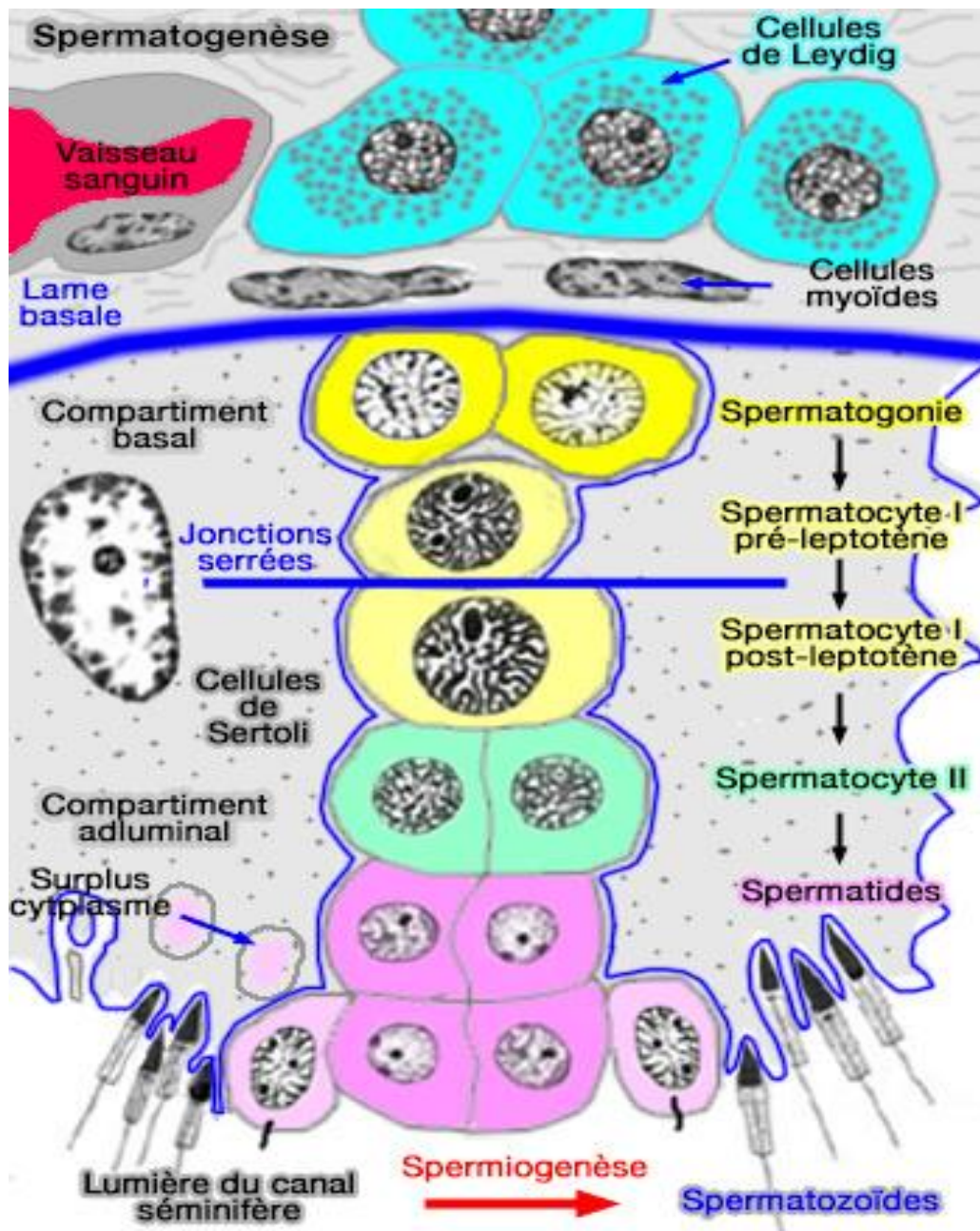


Figure 07 : Etapes de la spermatogenèse (Liu, 2010).

II.2.2. Tissu interstitiel

C'est le tissu conjonctif localisé entre les tubes séminifères. Il joue un rôle important dans le maintien de la spermatogenèse par la fonction endocrine qu'il assure grâce aux cellules de Leydig qui se trouvent au voisinage des capillaires sanguins (Haider, 2007).

II.2.2.A. Cellule de Leydig

Cette cellule a été décrite pour la première fois en 1850 par Franz Leydig. C'est seulement en 1903 que Bouin et Ancel apportent les premiers éléments montrant que la cellule de Leydig est une cellule glandulaire endocrine contrôlant le développement des caractères sexuels secondaires males (**Meunier, 2010**). Elles se trouvent dans le tissu interstitiel du testicule, elles sont de forme polyédrique et ont un gros noyau proéminent, un cytoplasme éosinophile et de nombreuses vésicules remplies de lipides (**Zhou et al., 2022**). Leur fonction essentielle est la production de la testostérone lorsqu'elles sont stimulée par l'hormone lutéinisante (LH), sous le contrôle de l'axe hypothalamo-hypophysaire (**Wilson et al., 1983 ; Tostain et al., 2004**). Les cellules de Leydig produisent également des facteurs de croissance qui interviennent dans la régulation autocrine et paracrine du testicule tel que l'Insulin-like growth factor one (l'IGF1) (**Rommerts, 2004**). Plusieurs études ont montré que la prolactine (PRL) joue un rôle important dans la régulation de la stéroïdogénèse des cellules de Leydig chez les rongeurs (**Hafiez et al., 1972**), elle augmente la réaction de ces cellules à la LH en augmentant le nombre de récepteurs LH exprimés sur elles (figure06 et figure 10).

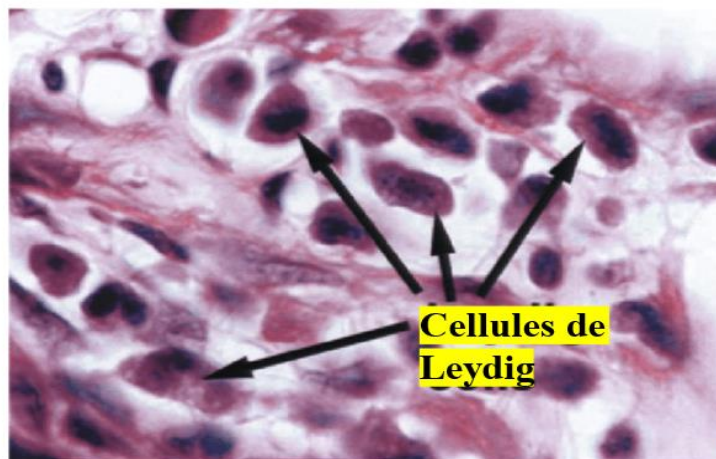


Figure 08 : Micrographie à très fort grossissement des cellules de Leydig
(**Wiechmann, 2003**).

B- Biosynthèse de la testostérone

La biosynthèse de la testostérone nécessite l'intervention d'un certain nombre d'enzymes qui agissent en cascade à partir d'un précurseur commun à tous les stéroïdes, le cholestérol (**Saez, 1994 ; Tostain et al., 2004**). Au niveau de la membrane des mitochondries s'effectue le transport du cholestérol grâce à des protéines de transport dont la plus importante est la protéine STAR (**Clark et al., 1994**), afin qu'il soit converti en prégénolone par le

cytochrome P450scc situé dans la membrane interne de la mitochondrie en induisant la coupure de la chaîne latérale du cholestérol (O'shaughnessy ; Murphy, 1991).

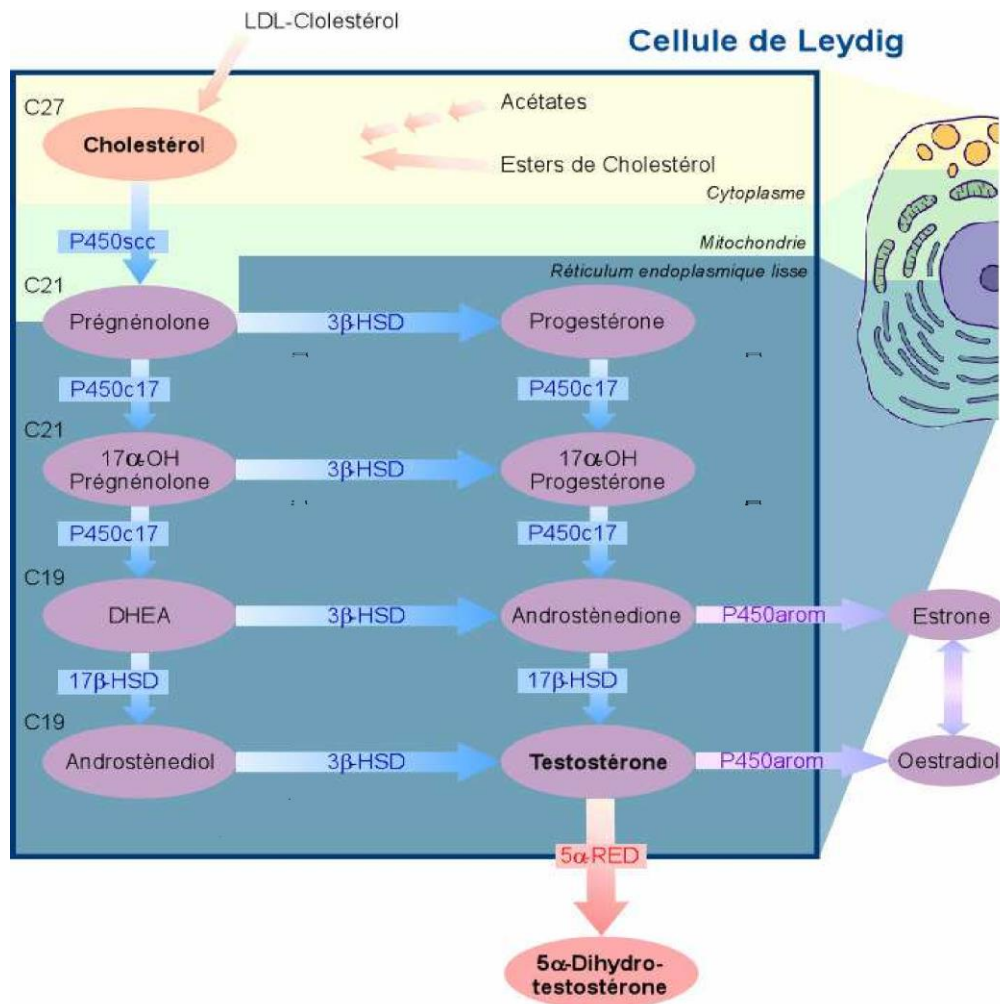


Figure 09 : Biosynthèse de la testostérone au niveau des cellules de Leydig (Friry-Santini, 2007).

P450scc : Cytochrome P450scc (Cyp11a1) ; 3β-HSD : 3β-hydroxystéroïde déshydrogénase (Hsd3b1) P450c17 : Cytochrome P450c17 (Cyp17a1) activités 17α-hydroxylase & C17-20-lyase ; 17β-HSD : 17β-hydroxystéroïde déshydrogénase (Hsd17b3) ; P450arom : P450 aromatase (Cyp19) ; 5α-RED : 5α-réductase.

C. Mécanisme d'action des androgènes

En l'absence de ligand, le récepteur est dans la cellule sous forme inactive, est complexé avec d'autres protéines, les protéines de choc thermique et les immunophilines (Smith et Toft, 1993). La liaison de l'hormone (androgène) induit la dissociation des protéines de choc thermique, le récepteur subit alors l'activation (Anne ; Edwin, 1999), le transport du cytosol dans le noyau cellulaire et la dimérisation. Le dimère du récepteur aux androgènes se lie à une

séquence spécifique d'ADN connue sous le nom d'élément de réponse hormonale (HREs) **(Truss et Beato, 1993)**. Les récepteurs aux androgènes interagissent avec d'autres protéines du noyau, entraînant une régulation à la hausse ou à la baisse de la transcription d'un gène spécifique **(Heemers; Tindall, 2007)**.

La régulation à la hausse ou l'activation de la transcription entraîne une synthèse accrue de l'ARN messager, qui à son tour est traduit par les ribosomes pour produire des protéines spécifiques. L'un des gènes cibles connus de l'activation des récepteurs aux androgènes est le récepteur du facteur de croissance analogue à l'insuline, Insulin-like Growth Factor one Receptor (IGF-1R) **(Pandini et al., 2005)**. Ainsi, les changements dans les niveaux de protéines spécifiques dans les cellules sont l'un des moyens par lesquels les récepteurs aux androgènes contrôlent le comportement des cellules.

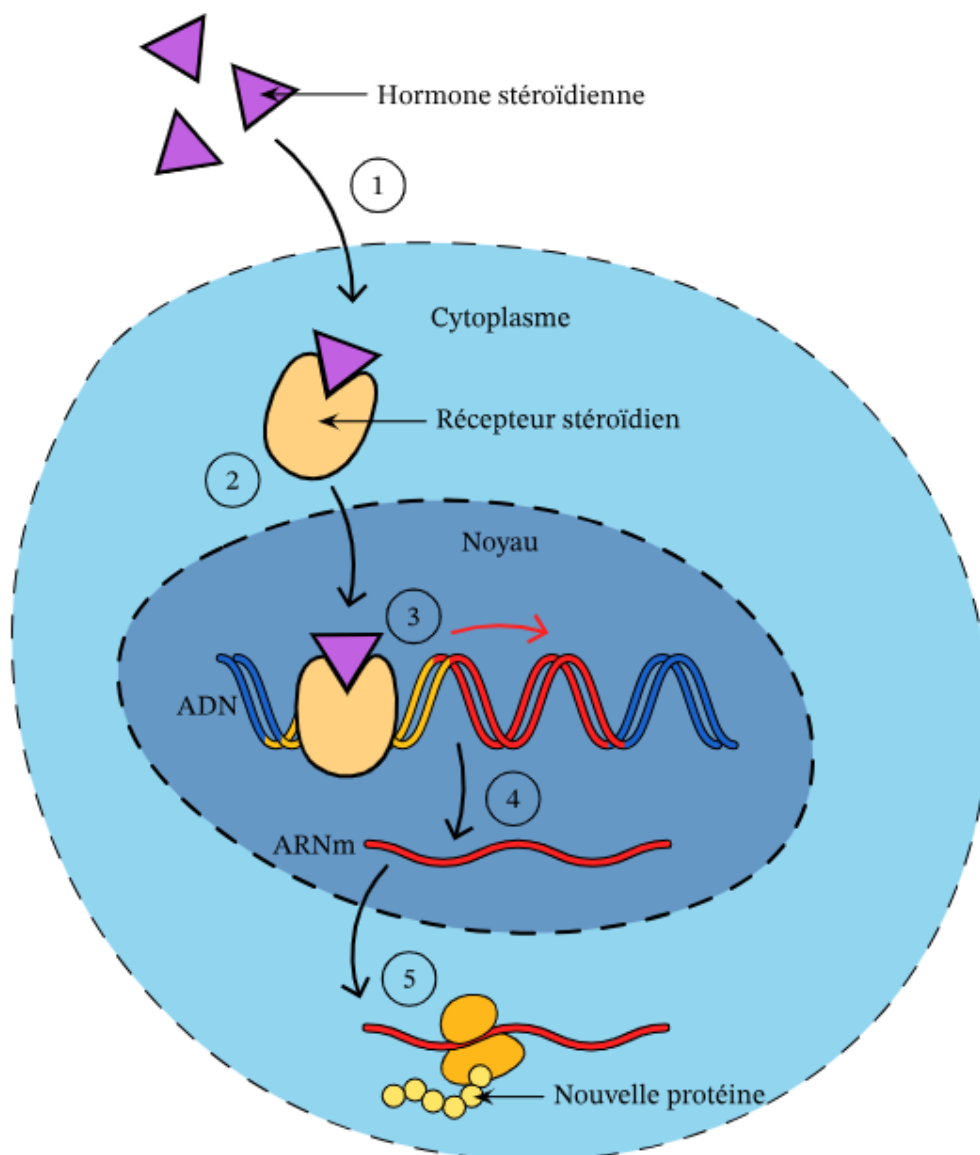


Figure 10 : Mécanisme d'action du récepteur aux androgènes **(Truss et Beato, 1993)**.

➤ Vascularisation du testicule

Le testicule est drainé par un ensemble de branches artérielles situées sous l'albuginée (Amadou, 2007) :

- *Artère testiculaire qui parcourt le canal inguinal et le cordon spermatique, puis elle longe la face médiale de l'épididyme puis traverse l'albuginée du testicule ;
- *artère du conduit déférent qui chemine le conduit déférent jusqu'à la queue de l'épididyme ;
- *Artère crémasterique ou funiculaire qui accompagne le cordon jusqu'à la queue de l'épididyme.

La veine testiculaire droite rejoint généralement la veine cave inférieure, la veine testiculaire gauche, contrairement à la droite, rejoint la veine rénale gauche, ces veines se regroupent à la face interne du testicule avec les veines d'origine épididymaires pour former le plexus pampiniforme (Luciano et al. , 2007). Ce dernier est à l'origine du refroidissement du sang arrivant au testicule, sa dilatation provoque une surchauffe des testicules avec baisse de la quantité et de la qualité des spermatozoïdes (Mendoza, 2022) (figure 11).

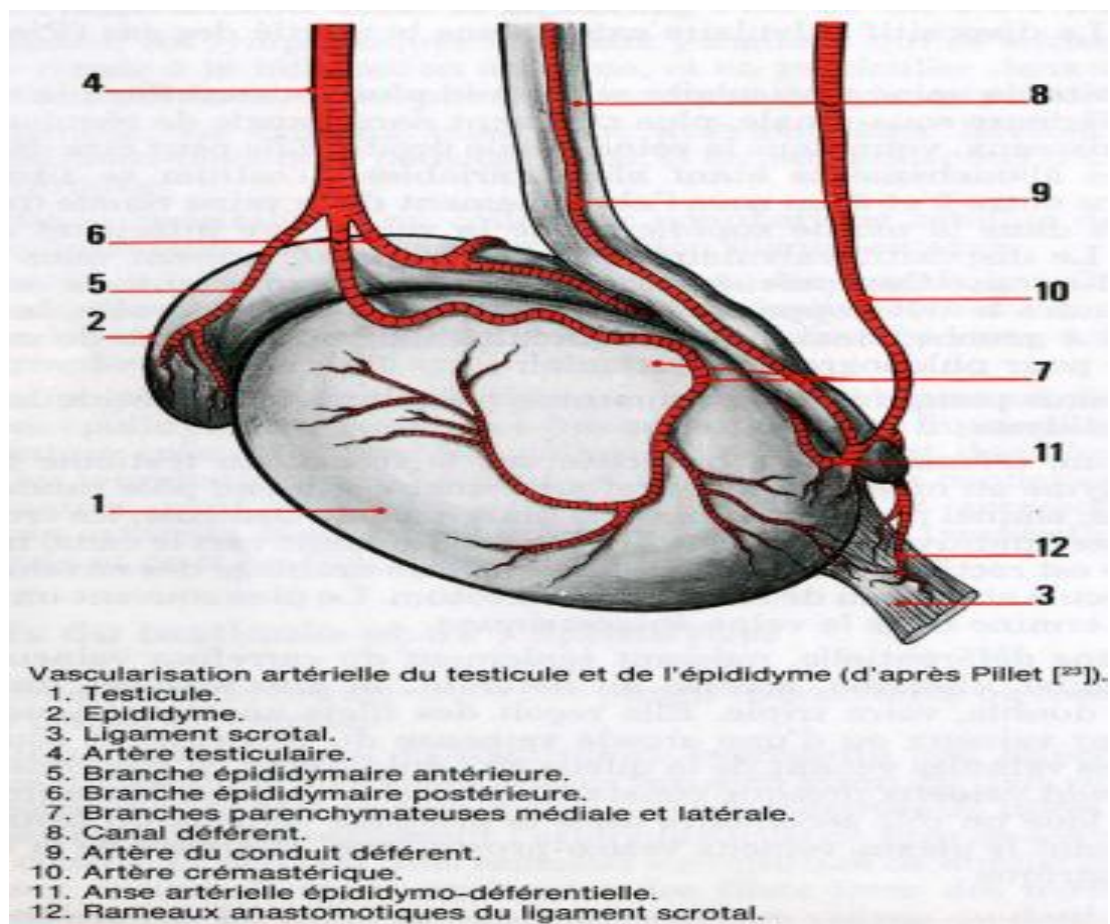


Figure 11 : vascularisation du testicule (Luciano et al., 2007).

III- L'épididyme

L'épididyme est un long canal contourné (à titre d'exemple, 5m chez l'homme, 80m chez l'étalon) accolé à la face postérieure du testicule, le reliant au canal déférent. Il est divisé en quatre régions anatomiques et fonctionnelles (**James et al., 2020**) (**fig.12**) : la tête (faisant suite aux canaux efférents), le corps, et la queue (précédant le canal déférent). L'épithélium épiddymaire est composé de six types de cellules principales, dont certaines sont présentes dans toutes les régions de l'épididyme, tandis que d'autres sont localisées dans des régions spécifiques (**robaire et al., 2006**) Plus précisément, chez la souris, la tête de l'épididyme est constituée de cinq segments, qui diffèrent dans la hauteur de l'épithélium, la position du noyau dans les cellules, les caractéristiques cytologiques et histochimiques des cellules apicales et principales, ainsi que par la concentration de spermatozoïdes dans la lumière du canal (**Abou-Haila et Fain-Maurel, 1984**). Il est important de savoir que les cellules épiddymaires ont une activité métabolique, endocytaire et sécrétoire élevée qui est principalement régulée par les androgènes (**James et al., 2020**).

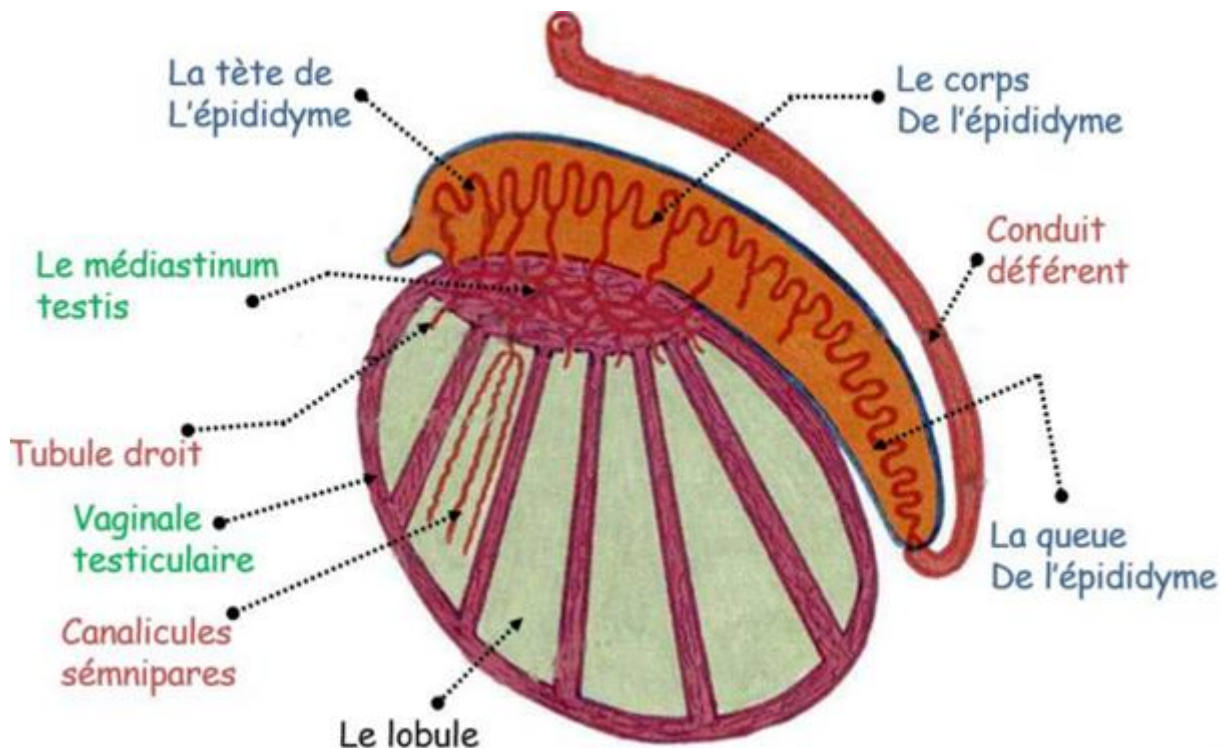


Figure 12 : Coupe sagittale du testicule et de l'épididyme (**James et al., 2020**).

III.1. Fonctions de l'épididyme

L'épididyme joue plusieurs rôles essentiels dans le transport des spermatozoïdes du testicule vers les canaux déférents. Il assure la concentration des spermatozoïdes (les cellules épithéliales absorbent le liquide dans le segment initial de l'épididyme) (**Robaire et al., 2006**). Ainsi, il favorise la protection des spermatozoïdes pendant le transit épididymaire contre les dommages causés par l'environnement extérieur (**Hinton et al., 1996**). La queue de l'épididyme est le lieu de stockage des spermatozoïdes fonctionnellement matures avant l'éjaculation (**Cornwall, 2009**). La maturation des spermatozoïdes s'effectue par le contact direct des spermatozoïdes avec le contenu de la lumière épididymaire (**James et al., 2020**). Les spermatozoïdes testiculaires sont considérés comme immobiles, lorsque ils atteignent l'épididyme caudal, la majorité des cellules sont capables de se mouvoir progressivement car ils ont subi de nombreux changements qui contribuent à faciliter leur mobilité (**Robaire et al., 2006**). Les spermatozoïdes acquièrent également les facteurs nécessaires à la liaison et à la pénétration des cellules du cumulus et de la zone pellucide (capacités de fécondation) (**James et al., 2020**).

IV. Anomalies spermatiques (Tableau1)

Le spermogramme et le spermocytogramme sont des examens de base dans l'analyse qualitative et quantitative du sperme (**Matumo et al., 2020**). Selon **Donzé et Rossier (2012)**, les paramètres du sperme (pH, mobilité, morphologie et vitalité) jouent un rôle important dans la compétence fonctionnelle des spermatozoïdes de sorte qu'un sperme est dit normal lorsque tous ses paramètres sont normaux.

Tableau1 : critères de définition des anomalies selon l'OMS 2010.

Paramètres du sperme	Normes OMS 2010	Définition de l'anomalie
Volume du sperme	≥1,5 ml	<1,5 ml: hypospermie
		>6 ml: hyperspermie
pH du sperme	7,2 – 8	
Numération des spermatozoïdes	≥15 millions/ml	0: azoospermia
		<15 millions/ml: oligospermie
		>200 millions/ml: polyspermie
Mobilité	≥40% de Mobilité totale (a+b+c)	
	≥32% de mobilité progressive (a+b)	≤32% de mobilité progressive: asthénospermie
Morphologie	>4% selon Kruger	≤4%: tératospermie
Vitalité	>58% de formes vivantes	≤58%: necrospermie
Leucocytes	<1 millions/ml	≥1 millions: leucospermie

IV.1. Anomalies en relation avec le volume spermatique

Au cours de l'éjaculation, il peut avoir une aspermie, hypospermie ou hyperspermie :

- **Aspermie** : elle est définie comme l'absence totale du sperme expulsé par le méat urétral, appelé aussi éjaculat sec (**Mehta et Sigman, 2015**). Cela résulte soit de l'incapacité de production du sperme ou par incapacité à éjaculer en direction antérograde (**Girgis et al., 1968**). L'étiologie de l'anéjaculation comprend plusieurs raisons dont : l'obstruction du canal éjaculateur, la chirurgie pelvienne extirpative (prostatectomie, traumatismes pelviens, radiations pelviennes, lésions de la moelle épinière, maladie de Parkinson, ...) (**Mehta et Sigman, 2015**).

- **Hypospermie** : elle correspond à un volume d'éjaculat inférieur à 2ml sur au moins deux spermogramme successifs chez l'homme (**Arafa et El Tabie, 2008**) , alors que le volume normal varie entre 2 et 6 ml (**Mortimer , 1994 ; Peeters et al., 2008**) .

- **Hyperspermie** : L'hyperspermie est une maladie rare qui touche environ 4 % de la population masculine en Inde. Comme son nom l'indique, l'hyperspermie se caractérise par le fait que le corps masculin libère plus de spermatozoïdes que le volume normal (**cooke et al., 1995**).

IV.2. Anomalies en relation avec la concentration et la qualité de sperme

L'analyse de sperme permet le dénombrement des spermatozoïdes , de déterminer la qualité de sperme et la morphologie des spermatozoïdes (figure 13).

IV .2.1. Anomalies du nombre de spermatozoïdes

Il peut y avoir une azoospermie ou une oligospermie :

- **Azoospermie** : c'est l'absence totale de spermatozoïdes dans l'éjaculat (**Coccuza et al., 2013**). Ce diagnostic doit être confirmé par la centrifugation d'un échantillon de sperme pendant 15 minutes à température ambiante, avec un examen microscopique à haute puissance du culot et une vitesse de centrifugation d'au moins 3 000 g (**Who,2010**), elle est identifiée chez environ 1 % de tous les hommes et chez 10 à 15 % des hommes infertiles (**Jarow, 1989**).

- **Oligospermie** : Un nombre typique de spermatozoïdes est supérieur à 15 millions de spermatozoïdes par millilitre de sperme. L'oligospermie est un terme qui signifie que le nombre de spermatozoïdes est faible (inférieur de 15 millions de spermatozoïdes dans un millilitre de sperme) (**Colpi et al., 2018**).

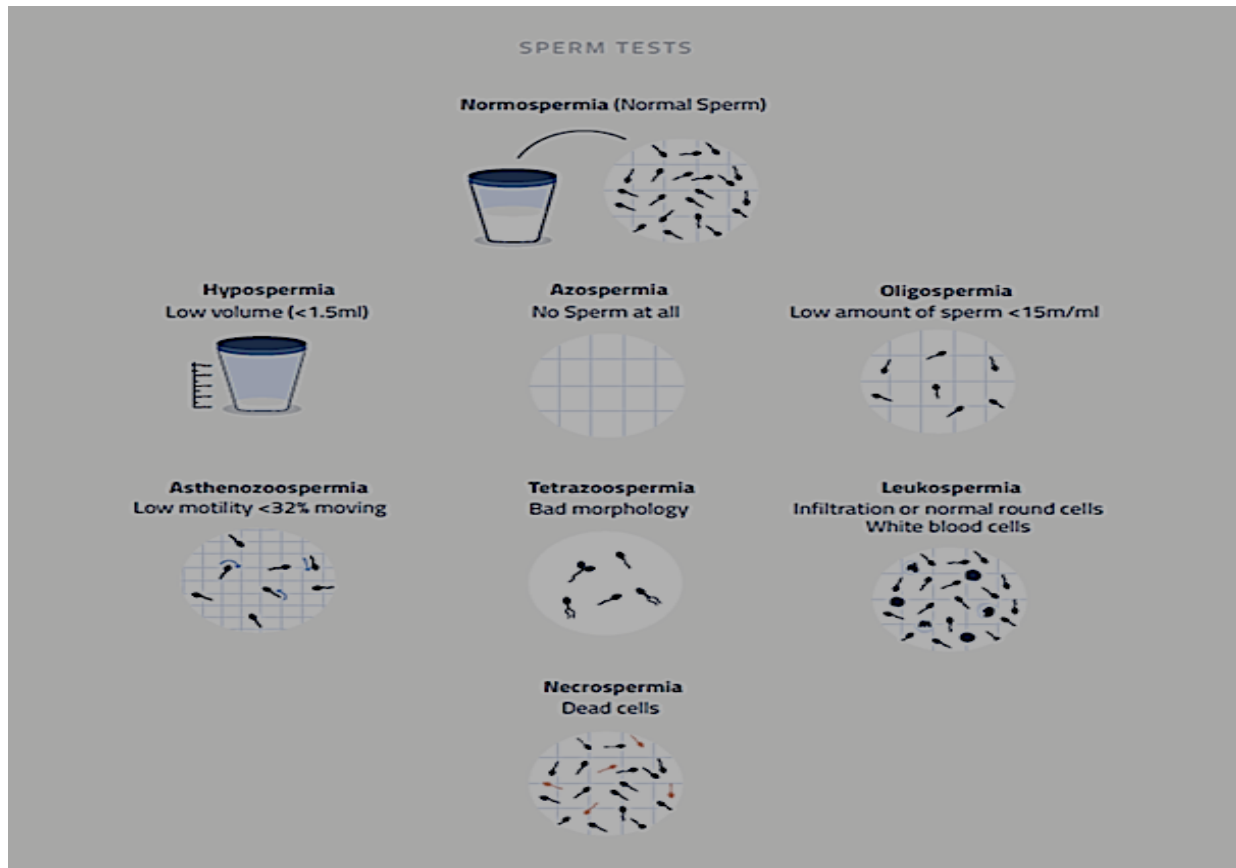


Figure 13 : anomalies du sperme (Andersen ,2019).

IV.2.2. Anomalies de la qualité du sperme

- **Asthénozoospermie** est une affection caractérisée par une réduction de la mobilité des spermatozoïdes (moins de 40 %), dans la majorité des cas, le mécanisme moléculaire à l'origine de cette déficience n'est pas entièrement compris. (Coutton et al., 2015 ; Ray et al., 2017).
- **Nécrozoospermie** : elle est définie par un pourcentage de spermatozoïdes vivants inférieurs à 58 % et peut être observée dans l'infertilité masculine. Plusieurs mécanismes pathologiques peuvent être responsables d'une nécrozoospermie : d'origine testiculaire (hyperthyroïdie, varicocèle, hyperthermie), post-testiculaire (nécrozoospermie épидидymaire, anomalie du plasma séminal, polykystose rénale, post vaso-vasostomie, anticorps anti-spermatozoïdes) ou mixte (infection, toxiques, âge, blessé médullaire) (Dumont et al., 2017 ; Boursier et al., 2022).
- **Leucospermie** : c'est la présence d'une concentration anormalement élevée de globules blancs dans le sperme (Sandoval et al., 2013).
- **Tératozoospermie** : cette anomalie comprend un large spectre de phénotypes de spermatozoïdes anormaux qui affectent la tête, le cou, la partie médiane et la queue

(Braekeleer et al., 2015) (Figure14). D'après Ray et al., (2017) la tératozoospermie est liée aux troubles endocriniens, aux facteurs environnementaux et aux expériences de vie.

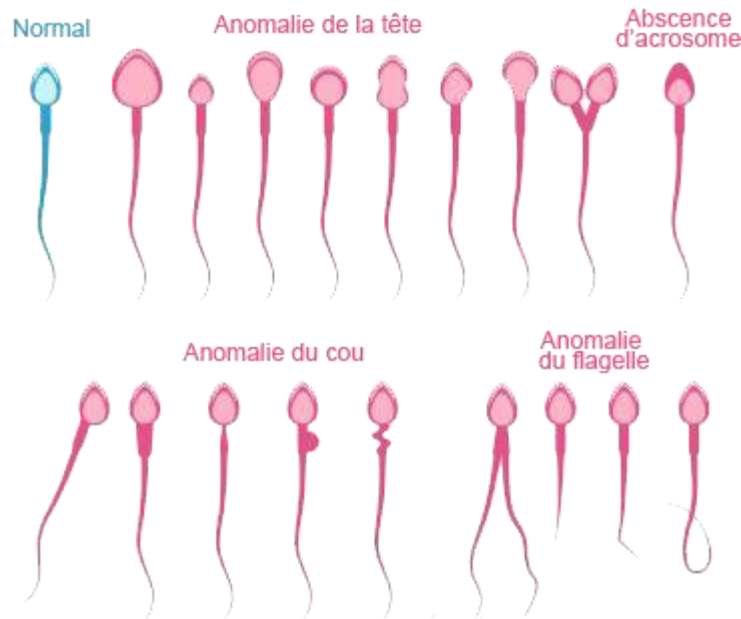


Figure 14 : Anomalies morphologiques des spermatozoïdes (Braekeleer et al., 2015).

V. Facteurs environnementaux et reproduction

D'après Theau-clément (2005), les performances de reproduction varient en fonction de multitude facteurs extrinsèques liés au milieu tels que les saisons, la température, l'humidité et le photopériodisme.

V.1. Photopériode

Chez les mammifères, ce sont les variations annuelles de la durée du jour ou photopériode, qui sont principalement responsables de l'alternance entre saison sexuelle et saison de repos sexuel. Il a été démontré que les photopériodes longues stimulent la taille des testicules, la spermatogenèse et l'apparition de l'œstrus, tandis que les photopériodes courtes les inhibent (Bissonnette et Cseh, 1937 ; Bartke et Parkening, 1981 ; Banks et Stabenfeldt, 1983). Selon Walter et al., (1968), il est possible de provoquer une diminution de la concentration en spermatozoïdes et une baisse du poids des testicules grâce à une photopériode de 16h de lumière pour 8h d'obscurité chez les espèces qui se reproduisent durant les jours courts. En effet, une bonne conduite de l'élevage implique un éclairage de 30 à 40 Lux à condition que la lumière soit répartie de façon uniforme dans toute la pièce (Lebas et al., 1990 ; Lebas, 1991).

Chez les mammifères, les voies 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 (Gonadotrophin Releasing Hormone ou Facteur de décharge des hormones gonadotropes), le rythme circannuel de reproduction aussi bien chez les petits ruminants que chez les équins (**Karsch et al., 1984**). Il est curieux de noter qu'une même durée de sécrétion de mélatonine peut avoir des effets complètement opposés suivant l'espèce (un signal inducteur de l'activité de reproduction chez les brebis est inhibiteur chez la jument) ou suivant le passé photopériodique au sein de la même espèce. 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 (**Robinson et Karsch, 1987**).

Enfin, il faut signaler que l'interruption de la phase obscure par la lumière (qui peut être lue physiologiquement comme un jour long) induit l'arrêt de sécrétion de la mélatonine qui peut de nouveau être sécrétée durant la deuxième période d'obscurité. Il faut supposer que la deuxième phase de sécrétion de la mélatonine est sans signification physiologique pour l'animal (**Thimonier, 1989 ; Palmer et Guillaume, 1992**).

V.2. Température

La température est le facteur d'ambiance le plus néfaste pour la croissance et la performance de la reproduction du lapin, sachant que c'est un animal dépourvu de glande sudoripare, il assure sa thermorégulation par de multiples adaptations ; par voie respiratoire et par vasomotricité des vaisseaux sanguin superficiel (**Zemmoudj, 2001**). C'est pour cette raison que les éleveurs redoutent les chaleurs élevées.

La température favorable pour la reproduction se situe entre 15 et 18°C (**Lebas, 2009**) car l'exposition des mâles à des températures élevées (34 °C pendant 8 h) déprime l'activité sexuelle et perturbe la spermatogénèse, en augmentant sensiblement le pourcentage des spermatozoïdes morts (**Boussit, 1989 ; Kasa et Thwaites, 1992**). **Chou et al., (1974)** ont constaté que les lapins exposés à un stress thermique présentent d'une part, une diminution du poids des organes génitaux et d'autre part une diminution de sécrétion des hormones sexuelles, de plus les températures supérieures à 30°C réduisent la libido des mâles (**Lebas et al., 1990 ; Quinton, 2003**).

Le stress est une stimulation ponctuelle, agressive ou non, qui déclenche un ensemble de réaction non spécifique de l'organisme impliquant des réponses neuronales, neuroendocrines,

métaboliques et comportementales. Ces réponses se rassemblent dans le syndrome général d'adaptation au stress qui permet à un individu de faire face au stress de manière plus ou moins adaptée. La température ambiante est certainement le facteur climatique le plus étudié et celui dont les effets sont les plus importants sur la reproduction chez les bovins (**Bouhroum, 2003**).

Les animaux importés des régions tempérées, qu'ils soient de type laitier ou boucher, souffrent pendant les périodes chaudes suite à un stress thermique : plus de 29.4°C pour les taureaux laitiers (**Ax et al., 1987 ; Takahashi ,2012**) ; plus de 28° pour les vaches laitières (**Tucker, 1982**). La sensibilité au stress thermique est liée au niveau de production des animaux ; ainsi, les vaches en lactation sont plus sensibles que les génisses (**Thatcher, 1974 ; Allen et al., 2015**). L'index généralement utilisé pour évaluer l'impact du stress thermique prend en compte la Température et l'Humidité relative. Cet index température-humidité relative (THI) est calculé selon la formule suivante : $(1.8T-26)$ avec T, la température ambiante en °Celsius et l'humidité relative en % (**Kendall et Webster, 2009**).

Matériel et méthodes

I. Matériel biologique

I.1. Modèle animal et systématique

Notre étude porte sur le Mérion de Libye. C'est un rongeur saharien nocturne appartenant à la famille des Gerbillidés, son régime alimentaire est à la fois herbivore et granivore. Il vit dans des terriers superficiels creusés sous les buissons les plus importants profitant de l'ombre que la plante procure. Dans le Sahara algérien, *Meriones libycus* se reproduit selon un cycle saisonnier caractérisé par une courte période de reproduction (printemps-début de l'été) et une longue phase de repos sexuel (fin de l'été-fin de l'hiver) (Granjon et al., 1992).



Figure 15 : Photo d'un Mérion de Libye (*Meriones Libycus*).

Comme le montre la figure 15 le Mérion de Libye est un gros rat avec une touffe de poils noirs au bout de sa longue queue, ses griffes sont noires et le corps est couvert de poils sableux. Il se caractérise par le fait de relever sa queue de manière à ce que la touffe de poils noirs au bout de la queue soit claire lorsqu'il commence à courir.

La position systématique de l'animal :

Règne : animalia
Embranchement : chordata
Sous-embranchement : vertebrata
Classe : mammalia
Sous-classe : theria
Infra-classe : eutheria
Ordre : rodentia
Sous-ordre : myomorpha
Famille : muridae
Sous-famille : gerbillinae
Genre : Meriones
Espèce : Meriones Libycus

I.2. Biotope

Meriones libycus est originaire d'Afrique du Nord. Il possède une vaste aire de répartition, il habite tout le Sahara et atteint vers le nord les hautes plaines algériennes, notamment à Djelfa et Biskra (**Granjon et Denys, 2006**), où le climat est désertique, chaud, caractérisé par des précipitations épisodiques, des températures extrêmes, une évaporation stimulée et un ensoleillement maximal. Les mois les plus chauds sont juillet (température moyenne minimale de $28,68 \pm 0,8^{\circ}\text{C}$ et moyenne maximale de $42,02 \pm 1,07^{\circ}\text{C}$) et août (température moyenne minimale $29,01 \pm 0,6^{\circ}\text{C}$ et moyenne maximale $41,88^{\circ}\text{C} \pm 0,51^{\circ}\text{C}$). Il se retrouve aussi dans le désert de Syrie et en Mésopotamie et atteint la Chine par l'Asie centrale. En Iran, sa répartition couvre la plus grande partie du pays (**Aulagnier, 1986**).

Les animaux utilisés pour notre travail proviennent de la wilaya de Béni-Abbés qui se situe au sud-ouest du Sahara algérien ($30^{\circ} 7' \text{N}$, $2^{\circ} 10' \text{O}$). C'est une zone à climat désertique chaud, caractérisée par des précipitations rares, des températures extrêmes, une évaporation élevée et un ensoleillement permanent.

Le biotope de Béni-Abbés est caractérisé par la présence de dépressions circulaires ou allongées « Dayas et Graras » qui favorisent l'installation d'une végétation buissonnante donc fertile, et sont essentiellement habitées par le mérion de Libye qui creuse son terrier à la base des buissons les plus importants. Le terrier étant un ensemble complexe de galeries possédant 2 à 8 orifices disposés

régulièrement et sans orientation préférentielle. Les galeries les plus profondes sont creusées à 20cm de la surface mais les autres ne dépassent pas 10cm de profondeur. L'humidité relative de l'air confiné à l'intérieur du terrier est supérieure à celle de l'air libre jusqu'à 50% dans les galeries les plus profondes, la température à l'intérieur du terrier est en fonction de la distance à la surface du sol : l'amortissement de la variation diurne est faible, car le terrier de *Meriones libycus* est peu profond (Petter, 1961).

II. Méthodes

II.1. Capture et constitution des lots

Les mérions « *Mériones libycus* » utilisés pour cette expérimentation sont adultes et ont été capturés durant la période de reproduction par piégeage. Le piège est une cage grillagée appâtée avec des dattes et de l'orge grillée. C'est à la tombée de la nuit, juste avant les sorties nocturnes que les cages ont été déposées à proximité des orifices des terriers habités reconnaissables d'après les traces fraîches.

II.2. Expérimentation animale

Au laboratoire, les animaux ont été gardés dans des cages qui disposent d'un espace suffisant et viable (avec sciure propre et un abri), nourrit avec des graines d'orges, des dattes et de la luzerne. Ils ont été subdivisés en deux lots : Lot d'animaux témoins (T ; N=5) et un lot des animaux pour lesquels on a appliqué un stress thermique scrotal (STS ; N=5).

Le stress thermique est réalisé après avoir pesé l'animal et anesthésié par une injection intramusculaire de la solution de Kétamine (100mg/Kg) (Figure 16). La partie inférieure dont le scrotum sera plongé durant 30min dans un bain d'eau chaude à 43°C pendant deux jours.



Figure 16 : Kétamine injectée en intramusculaire (A) et induction d'un stress thermique scrotal (STS) dans un bain d'eau chaude à 43°C chez *Mériones libycus* (Photo originale 2023).

II.2.1. Sacrifice et prélèvement d'organes

Trois semaines après avoir pratiqué le STS, tous les animaux témoins et expérimentés ont été sacrifiés par décapitation toujours à la même période de la journée afin d'éviter l'influence du rythme nyctéméral. L'animal est rapidement pesé et disséqué (figure 17) ; les différents organes reproducteurs (testicule ; épидидymes ; canal déférent ; vésicule séminale et prostate) ont été prélevés, pesés et fixés dans le formol à 10% en vue d'une étude histologique. À l'exception de l'épididyme distal droit utilisé pour l'analyse spermatique.

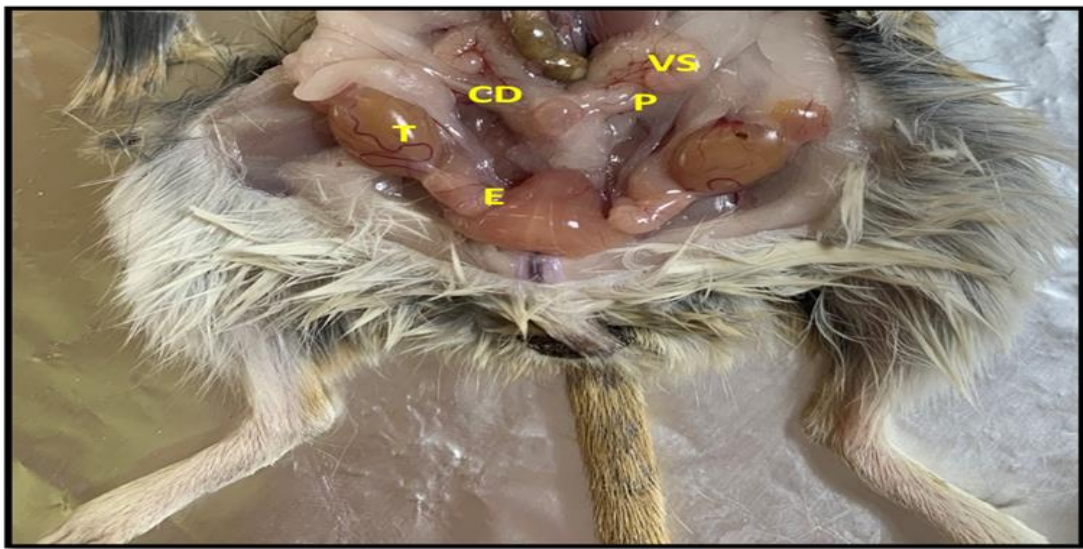


Figure 17 : Organes reproducteurs chez *Meriones libicus* (photo originale 2023).

T : Testicule ; E : Epididyme ; CD : Canal déférent ; VS : Vésicules séminales ; P : Prostate.

III. Analyse des échantillons

III.1. Analyse spermatique

La queue de l'épididyme est prélevée, pesée, découpée dans la solution physiologique et enfin laissée durant 10min dans l'étuve à 37C° pour permettre la sortie des spermatozoïdes. Entre lame et lamelle un échantillon est observé sous microscope optique au grossissement x400 pour l'étude de la mobilité, qui est déterminée par le nombre de spermatozoïdes mobiles sur 100 spermatozoïdes observés dans des champs différents et éloignés. Un autre échantillon est coloré avec de l'éosine 1% pour l'analyse de la viabilité sous forme de frottis observé sous microscope optique au grossissement x400.

La numération des spermatozoïdes est déterminée par dilution de la semence puis comptage sous microscope photonique Gx400 grâce à la cellule de Malassez qui est une lame quadrillée, permettant de dénombrer dans un volume précis tous les éléments visibles au microscope

photonique. Elle contient au total 100 (10*10) rectangles, eux-mêmes divisés en 20 petits carrés, chaque rectangle contient 0,01mm³ (1*10⁻⁶) L d'échantillon). Pour faciliter la mobilité des spermatozoïdes, une dilution de 20 fois est effectuée. Après cette dilution on place une lamelle de verre sur la cellule de Malassez ensuite on dépose 10 µl de sperme dilué entre la cellule et la lamelle, puis le nombre de spermatozoïdes est compté dans 10 rectangles. Après comptage, on calcule le nombre de spermatozoïdes en suivant la formule suivante :

- $N = (n / a * v) Fd$, soit N : nombre de cellule par unité de volume, n : nombre de cellule comptées, a : nombre d'unités de comptage dénombrées, v : volume d'une unité de comptage et Fd : facteur de dilution.

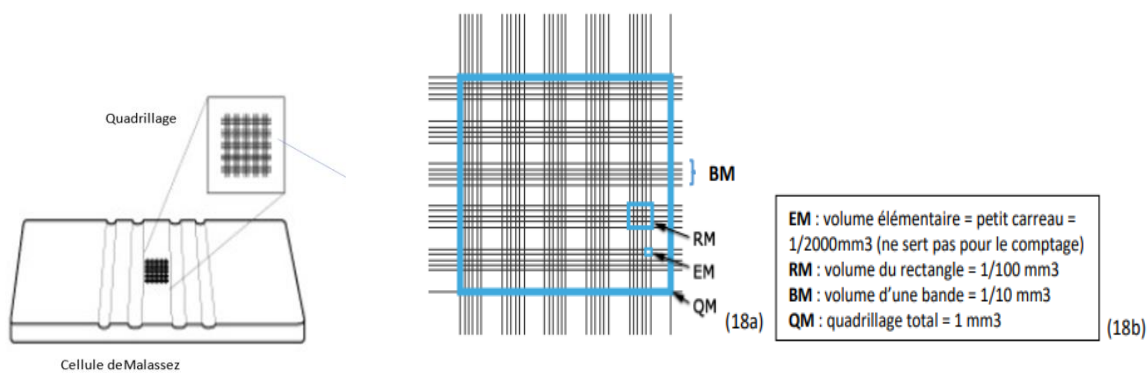


Figure 18 : Schéma d'une cellule de Malassez et ses subdivisions.

Pour évaluer la morphologie des spermatozoïdes, nous avons réalisé des frottis spermatiques : 50 µl de sperme sont déposés sur une lame propre. L'échantillon est étalé uniformément sur la surface à l'aide d'une autre lame. Cette étape permettra d'obtenir une fine couche de sperme bien répartie. La lame est laissée sécher à l'air libre puis colorée par la coloration hématoxyline- Eosine. Le frotti avec des spermatozoïdes colorés est observé sous microscope optique au grossissement X400 afin déterminer la morphologie de 100 spermatozoïdes (forme normale et déformée) pour chaque animal.

III.2. Analyse histologique

La réalisation des coupes histologique constitue une étape essentielle dans l'observation des tissus testiculaires au microscope photonique. Cette procédure suit un protocole classique en histologie, comprenant la fixation, déshydratation, l'éclaircissement, l'imprégnation, l'inclusion, la confection des coupes, la coloration et le montage.

1. Fixation

Cette première étape de l'analyse histologique vise à préserver la structure et la composition des tissus dans un état proche de vivant ; Les testicules sont alors plongés dans le fixateur qui 'est le formol à 10% à un volume 60 fois supérieur à celui de l'organe. Chaque pièce est accompagnée d'une étiquette portant toutes les indications utiles (Figure 19).



Figure 19 : Piluliers contenant le formol à 10% et les organes accompagnés des étiquettes (Photos originale 2023).

2. Déshydratation

L'objectif de cette étape est de retirer progressivement toute l'eau présente dans les tissus tout en préservant leur structure. Les testicules sont alors retirés de formol et sont transférés dans deux bains successifs d'alcool éthylique à 70% où ils séjournent durant 4 heures chacun. La déshydratation se poursuit avec deux bains de 12 heures d'alcool à 96%. Enfin, les échantillons sont immergés dans deux bains de 4 heures d'alcool absolu.

3. Eclaircissement

Correspond à substituer l'alcool par un solvant à la paraffine. Les testicules déshydratés sont plongés dans deux bains de butanol à une durée illimitée.

4. Imprégnation

Les pièces sont plongées dans 2 bains successifs de paraffine chaude (60°C) durant 4h pour remplacer le butanol à l'intérieur des organes, puis dans un autre bain de 24h pour bien imprégner les tissus.



Figure 20 : Imprégnation des échantillons dans la paraffine chaude (60°C) (photo originale 2023).

5. Inclusion et confection du bloc

Le testicule imprégné est placé au centre d'un moule métallique préchauffé ; la cassette en plastique avec les indications est placée à la surface de ce dernier ; la paraffine fondue est versée sur l'ensemble en évitant les bulles d'air et l'assemblage est ensuite déposé sur une plaque refroidissante (-10 à -15°C) pour faire figer le tout. Enfin, l'ensemble est démoulé pour obtenir un bloc en paraffine contenant le testicule (Figures 20).

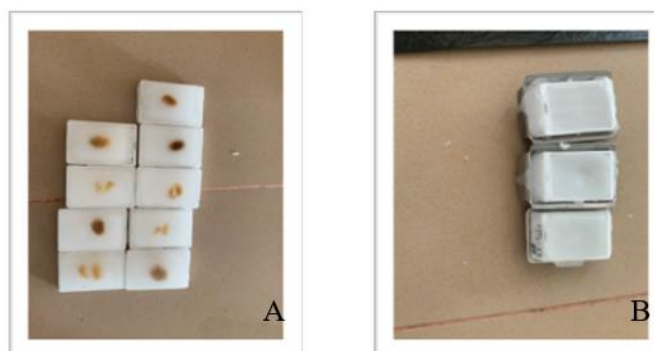


Figure 21 : inclusion des échantillons dans la paraffine (Photo original 2023).

6. Confection des coupes et collage

Cette étape est réalisée grâce à l'utilisation d'un microtome à paraffine (SMCLAB QUIMICA) (Figure 21). Après avoir placé le bloc et le couteau du microtome en toute sûreté, on enlève le surplus de paraffine à 18µm (dégrossir) afin de procéder à la confection des coupes fines de 5µm.

Le ruban obtenu est plongé à la surface de l'eau d'une température qui dépasse 40°C ; les coupes sont pêchées à l'aide d'une lame histologique et séchées à 40°C dans une étuve durant au moins 48heures.



Figure 22 : réalisation des coupes avec le microtome SMCLAB QUIMICA (photo originale 2023).

7. Coloration et montage

La coloration des lames nécessite le déparaffinage qui est une opération qui permet de retirer la paraffine au solvant (butanol), puis la réhydratation des coupes qui consiste à reproduire les étapes inverse de celle de la déshydratation pour que la coloration tienne et s'imprègne du tissu.

La coloration utilisée pour ce travail est l'Hématoxyline-Eosine qui permet de colorer les noyaux en bleu et le cytoplasme en rose :

- Hématoxyline 5min.
- Eau courante pendant 5min.
- Eosine pendant 30 secondes.
- Rincer avec l'eau.
- Déshydrater : Les lames sont passées dans les trois bains successifs d'éthanol de degrés croissants (70°, 96°, 100°) d'une durée de 5minutes puis deux bains de butanol de 5min chacun. Le montage des lames permet de conserver la coloration à l'aide d'une résine collante (Eukitt) qui permettra l'adhérence entre la lame et la lamelle. Après cette opération les lames seront séchées et observées au microscope photonique de type OPTICA, équipé d'une caméra.

III.3. Etude morphométrique

C'est une technique employée pour étudier et analyser la géométrie des organes. Après avoir coloré les coupes histologiques, nous avons capturé des images de haute qualité à l'aide d'un microscope à caméra (SMCLAB QUIMICA). Ensuite, grâce à un logiciel d'analyse d'image « image J », nous avons réalisé une analyse morphométrique, mesurant des paramètres, tel que la longueur, la surface, et le diamètre des tubes séminifères. Ces données ont ensuite été soumises à des analyses statistiques, nous permettant de comparer la longueur des tubes séminifères entre le groupe témoin et le groupe Sts.

III.4. Analyse statistique

Les valeurs enregistrées des paramètres spermatique et pondéraux (testicules, épидидymes, prostate et vésicule séminales) ont été soumis à une analyse de variance « ANOVA à un facteur ». Le traitement statistique des données et les présentations graphiques des résultats ont été réalisés avec Microsoft Office Excel 2007. La valeur moyenne est calculée pour chaque paramètre, est suivie par la valeur de l'erreur standard à la moyenne « ESM ». Les degrés de significativité statistiques utilisés sont :

- Si $0,01 < p < 0,05$: significative (*).
- Si $0,001 < p < 0,01$: très significative (**).
- Si $p < 0,001$: hautement significative (***).
- Si $P > 0,05$: non significative.

Résultats et discussions

1-Effets du stress thermique scrotal sur les paramètres pondéraux

Les valeurs moyennes obtenues après l'analyse statistique des variations de poids corporel, des testicules, des épидидymes et des glandes accessoires (vésicules séminales et complexe prostatique) sont accompagnées par l'erreur standard à la moyenne (ESM).

1.1-Poids corporel

Le poids corporel moyen des *Meriones libycus* mâles adultes témoins est de 118.48 ± 7.14 g. Chez les animaux soumis au stress thermique scrotal, il est de 105.7 ± 4.33 g. La perte pondérale est estimée à 1.12% et elle est statistiquement non significative ($p > 0,05$) (figure22).

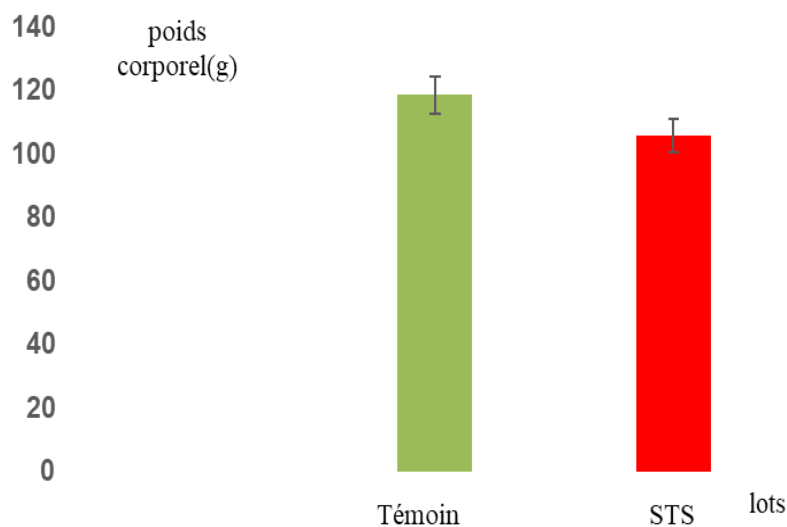


Figure 23 : Représentation graphique montrant la différence du poids corporel des *Meriones libycus* adultes témoins (T, n=5) et ceux chez les expérimentés (STS, n=5).

1.2-Poids des testicules

Les testicules des animaux témoins pèsent en valeurs absolues 2075.36 ± 146.83 mg et 949.68 ± 63.25 mg chez les animaux expérimentés. Le stress thermique scrotal entraîne une régression pondérale de 54,24% qui est statistiquement hautement significative ($p < 0,001$) (figure23).

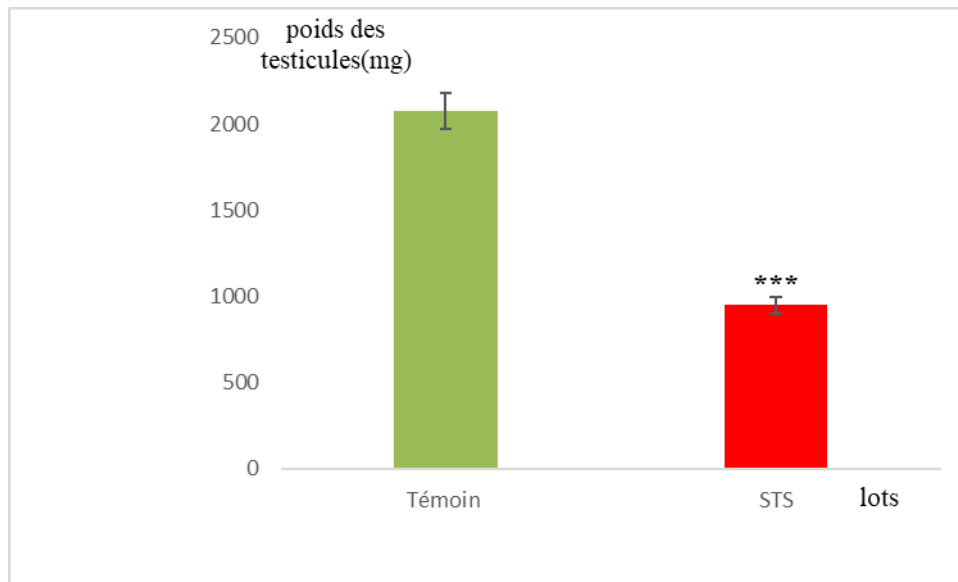


Figure 24 : Représentation graphique montrant la différence du poids testiculaire moyen dans les deux lots.

1.3-Poids des épидидymes

Le poids des épидидymes proximaux chez les *Meriones libycus* témoins est de 307.98 ± 25.79 mg et il est de 165.32 ± 9.29 mg chez les animaux soumis au stress thermique scrotal. La différence constatée est de 46, 32%, qui est statistiquement hautement significative ($P < 0,001$).

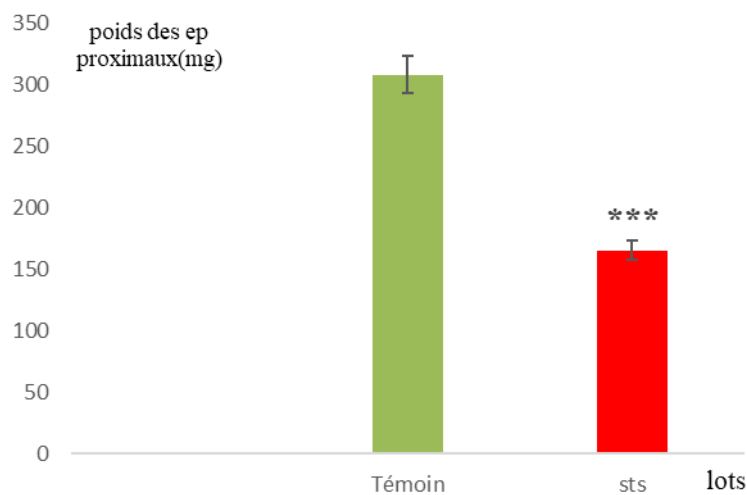


Figure 25 : Représentation graphique montrant la différence du poids moyen des épидидymes proximaux des *Meriones libycus* chez les animaux des deux lots.

Le poids des épидидymes distaux chez les mérions témoins est de $535.74 \pm 41.8\text{mg}$. Le stress thermique scrotal entraîne une atrophie pondérale de 53,08% des épидидymes distaux et qui est statistiquement hautement significative ($P < 0,001$) (Figure25).

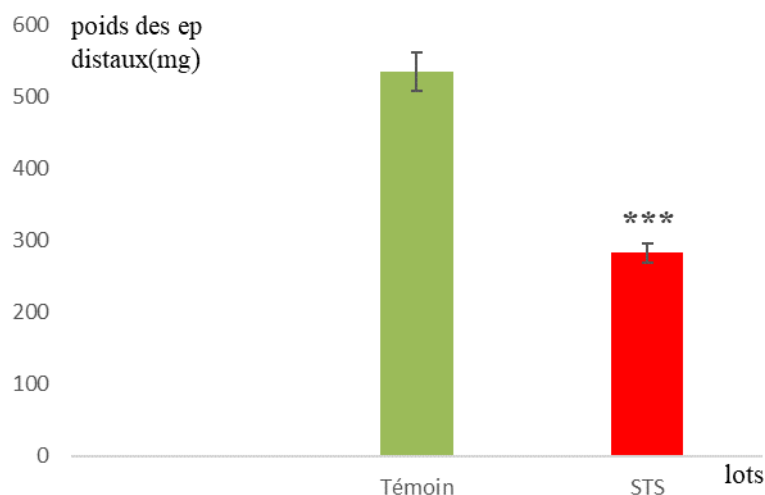


Figure 26 : Représentation graphique montrant la différence du poids moyen des épидидymes distaux chez *Meriones libycus* des deux lots.

1.4-Poids des glandes annexes

Chez les *Meriones Libycus* témoins, le poids des vésicules séminales est de $0.696 \pm 0.067\text{mg}$. Le poids enregistré de ces glandes chez les mérions expérimentés est de $0.627 \pm 0.07\text{mg}$ avec une légère diminution de 9,91%, qui est statistiquement non significative ($P > 0,05$) (figure26). Pour le complexe prostatique, il pèse $300,22 \pm 32,05\text{mg}$ chez les *Meriones libycus* témoins et $228,14 \pm 32,53\text{mg}$ chez les animaux expérimentés, la légère régression (14.34%) est statistiquement non significative ($P > 0,05$) (figure27).

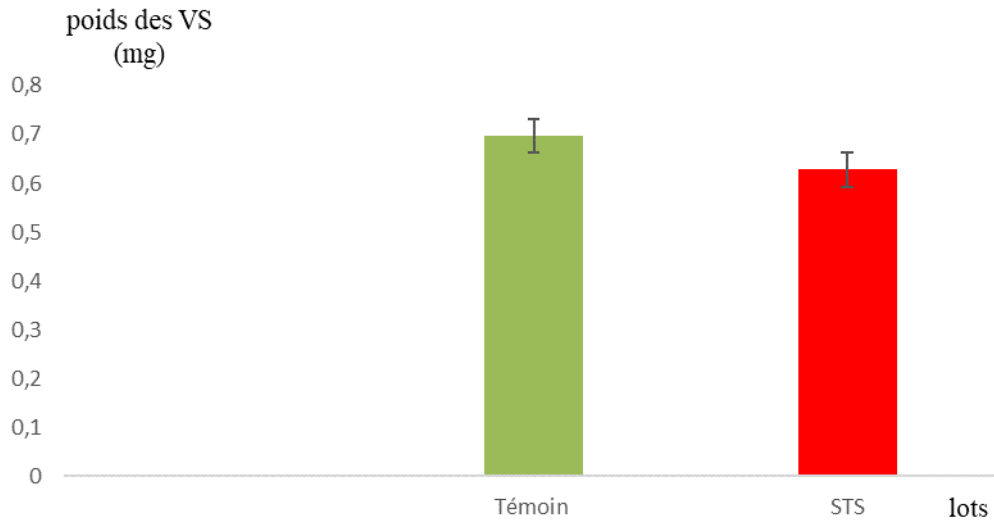


Figure 27 : Représentation graphique montrant la différence du poids moyen des vésicules séminales chez les mérions de Lybie dans les deux lots.

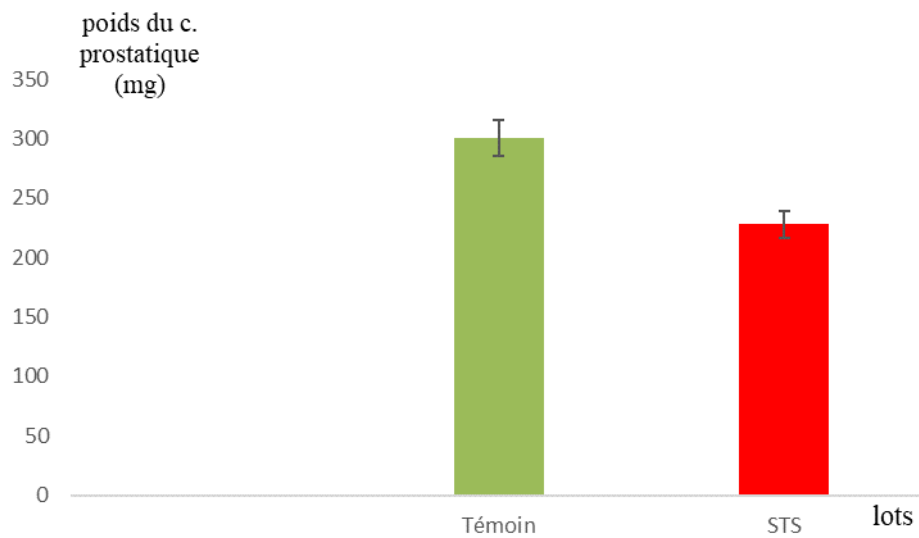


Figure 28 : représentation graphique montrant la différence du poids du complexe prostatique dans les deux lots.

2- Effets du stress thermique scrotal sur les paramètres spermatiques

Le stress thermique scrotal a entraîné des altérations de tous les paramètres spermatiques chez *Meriones libycus*.

2.1-Concentration des spermatozoïdes

Chez *Meriones libycus* témoins, le nombre moyen de spermatozoïdes dans 1ml de semence est de $(28.95 \pm 7.88) 10^6$ spz/ml (figure28). Le stress thermique scrotal entraine une baisse du nombre de spermatozoïdes de 89,94%. Ce qui est statistiquement significatif ($0,01 < p < 0,05$). La figure 29 montre la concentration des spermatozoïdes sur la lame de Malassez d'un échantillon de semence récupéré chez les animaux témoins et chez les animaux soumis au stress thermique scrotal.

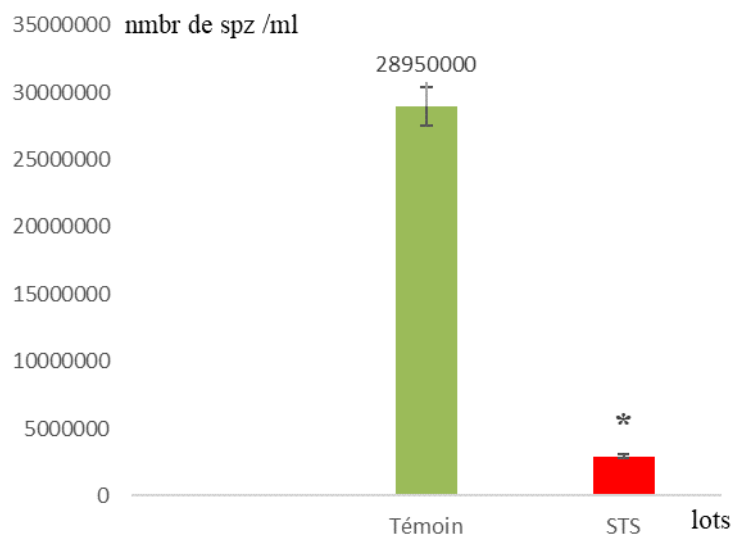


Figure 29 : Représentation graphique montrant le nombre de spermatozoïdes (spz) dans 1 ml de semence dans les deux lots.

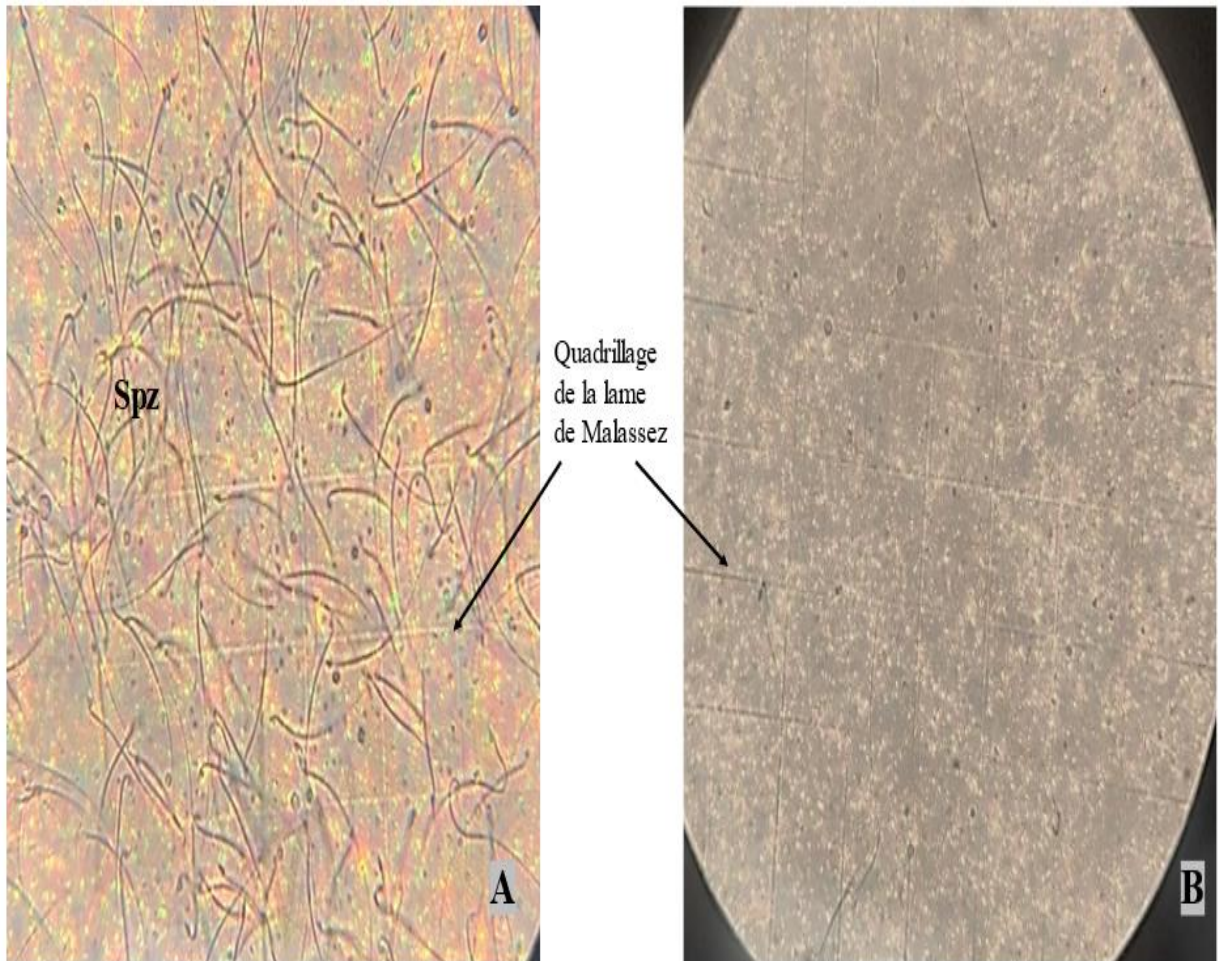


Figure 30 : dénombrement des spermatozoïdes sur la lame de Malassez sous microscope optique au grossissement X 40 chez *Meriones Libycus* témoins (A, n=5) et soumis au stress thermique scrotal (B, n=5), spz : spermatozoïdes (Photo originale 2023).

2.2-Mobilité des spermatozoïdes

Chez les *Meriones libycus* témoins, le taux de spermatozoïdes mobiles est estimé à 41.55 %, d'après calcul du nombre de spermatozoïdes mobiles sur 100 spermatozoïdes observés dans des champs différents et éloignés. Cependant, les spermatozoïdes chez les animaux expérimentés sont totalement immobiles, ce qui est statistiquement hautement significatif ($p < 0,001$) (figure30).

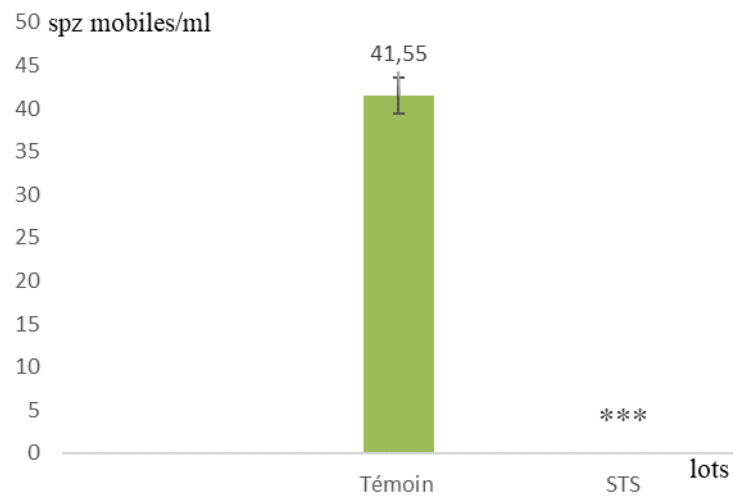


Figure 31 : Représentation graphique montrant la différence du nombre de spermatozoïdes mobiles chez les *Meriones libycus* adultes témoins (T, n=5) et chez les expérimentés (STS, n=5).

2.3-Vitalité des spermatozoïdes

L'analyse des frottis spermatiques montre que les spermatozoïdes vivants sont nombreux chez le témoin que chez le *Meriones libycus* soumis au stress thermique scrotal (figure31).

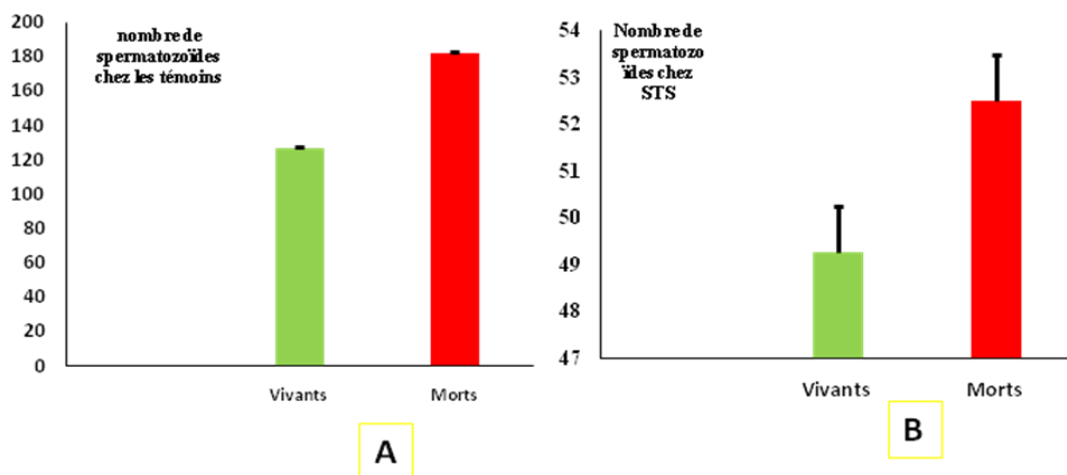


Figure 32 : représentation graphique montrant le nombre de spermatozoïdes vivants chez les *Meriones libycus* adultes témoins (A) et chez les STS (B).

2.4-Morphologie des spermatozoïdes

Chez les *Meriones libycus* témoins, 80,28% des spermatozoïdes sont sans anomalies morphologiques. Par contre, le taux des spermatozoïdes de forme normale diminue de manière hautement significative ($p < 0,001$) chez les animaux soumis au stress thermique scrotal (23,28%) (figure32).

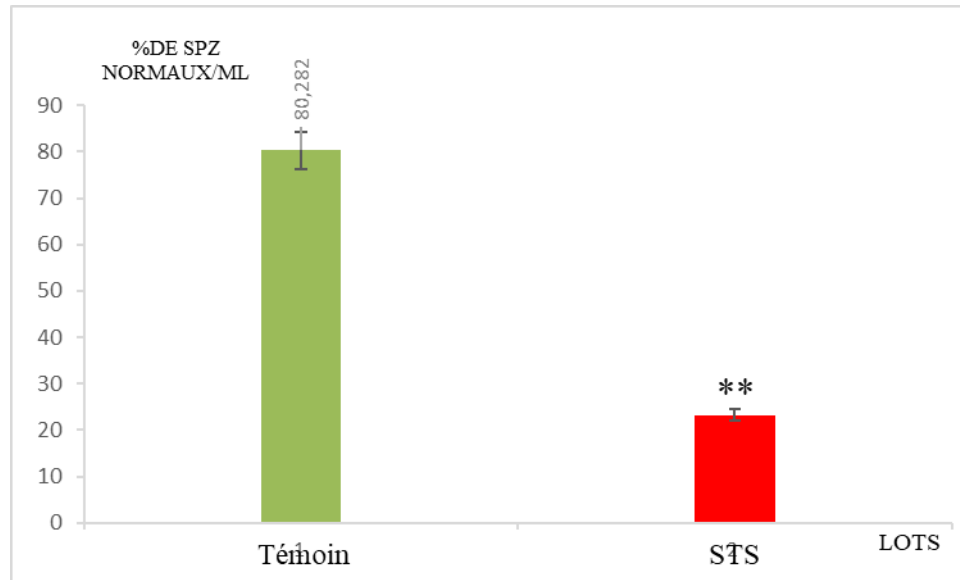


Figure 33 : Représentation graphique montrant le taux des spermatozoïdes normaux chez les *Meriones libycus* adultes témoins (T, n=5) et expérimentés (STS, n=5).

3- Analyse histomorphométrique des testicules

Les testicules des *Meriones libycus* adultes témoins montrent de vastes tubes séminifères d'un diamètre de $861,66 \pm 36,22 \mu\text{m}$. Ces tubes sont placés de manière très proche et sont séparés par un faible tissu interstitiel de Leydig. Les différents stades de la spermatogenèse (spermatogonies, spermatocytes I et II, spermatides et spermatozoïdes) qui se déroulent d'une façon centripète au niveau de la paroi des tubes séminifères sont reconnaissables facilement (figure34). Les spermatogonies de grande taille sont situées à proximité de la membrane basale. Les spermatocytes I et II viennent après, puis les spermatides plus petites sont situées vers l'intérieur des tubes. Les spermatozoïdes mûrs remplissent presque la totalité de la lumière des tubes par leurs flagelles, appuyant l'activité sexuelle de ces animaux. Le stress thermique scrotal entraîne des altérations histopathologiques au niveau des testicules des *Meriones libycus* : ils montrent un rétrécissement hautement significatif ($p < 0,001$) de la largeur des tubes séminifères qui régressent d'environ 30 % comparés aux témoins (figure33).

L'épithélium germinal est réduit à une seule assise de spermatogonies avec une lumière vide et dépourvue de spermatozoïdes. En revanche, le tissu interstitiel de Leydig apparaît plus développé et hyperplasié que de chez les animaux témoins.

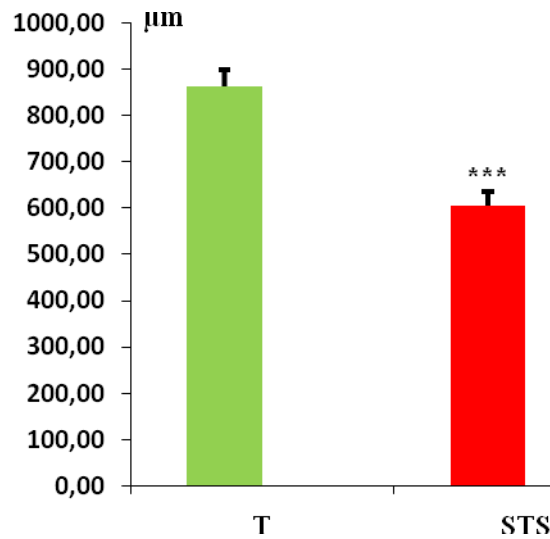


Figure 34 : Représentation graphique montrant les variations de la largeur des tubes séminifères entre les *Mériones libycus* adultes témoins (T, n=5) et ceux ayant subi un stress thermique scrotal (STS, n=5).

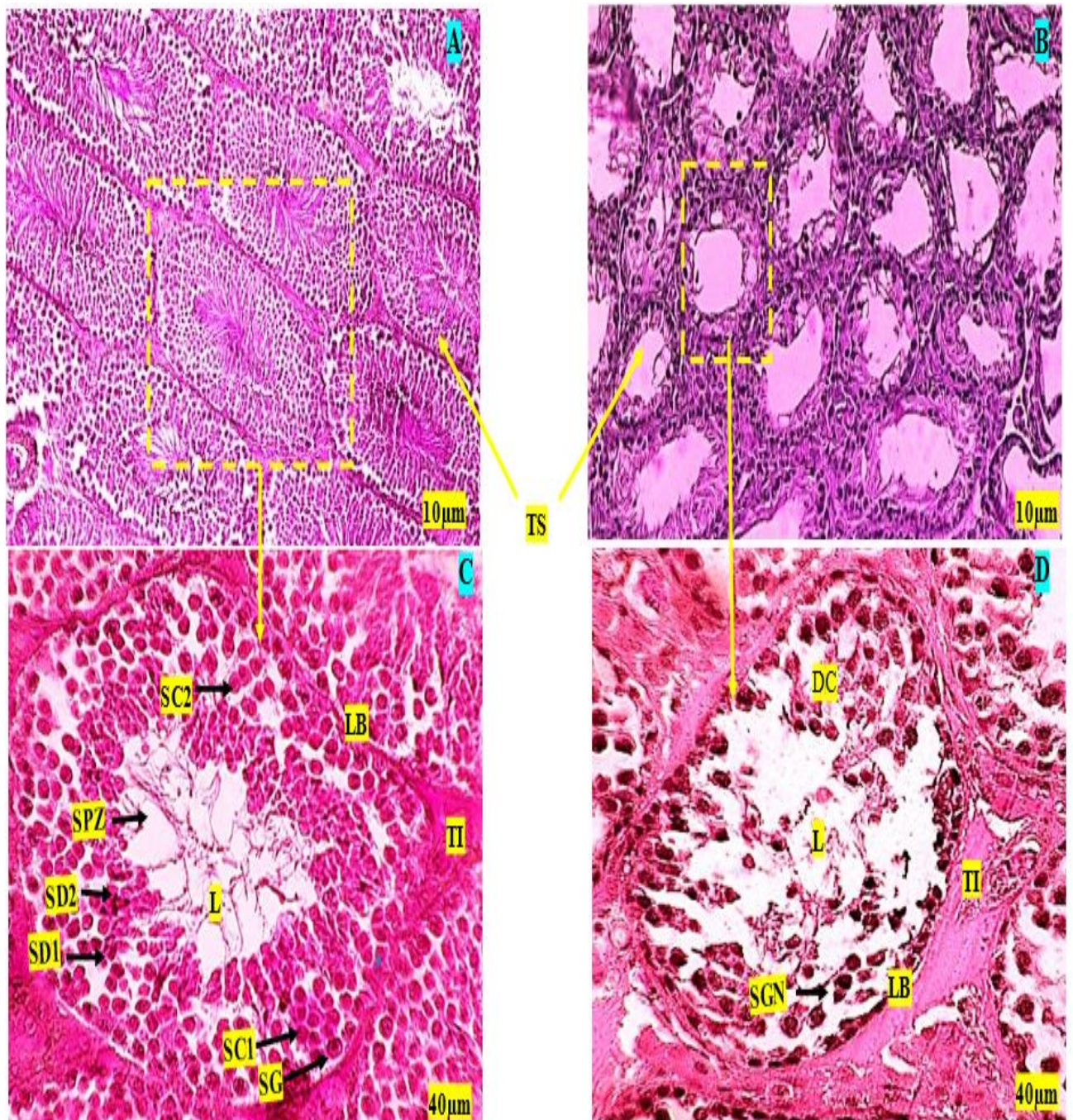


Figure 35 : Micrographie de coupes histologiques au niveau du testicule de *Meriones libycus* témoins (A et C) et des animaux soumis au stress thermique scrotal STS (B et D). Coloration à l'hématoxyline–Eosine. TS : Tube séminifère, TI : Tissu interstitiel, LB : Lane basale, SG : Spermatogonie, SC1 : Spermatocyte primaire, SC2 : Spermatocyte secondaire, SD1 : Spermatide jeune, SD2 : spermatide adulte, SPZ : Spermatozoïde, DC : Débris cellulaires, L : Lumière (originale 2023).

1- Répercussions du stress thermique scrotal sur le poids des testicules chez *Meriones libycus*

Chez la plupart des mammifères, les testicules sont protégés par le scrotum et ils se trouvent à l'extérieur de l'abdomen, leur température est donc inférieure à celle de l'organisme (**Danno et al., 2000**).

Chez *Meriones libycus*, les testicules sont volumineux durant la période d'activité sexuelle au printemps et ils régressent durant la période de repos qui s'étale de début de l'été jusqu'à la fin de l'hiver. Les activités testiculaires endocrines et exocrines sont importantes au printemps. La teneur plasmatique en testostérone est très basse au cours de la période de repos (**Boufermes et al., 2014**). La physiologie et le comportement des animaux à reproduction saisonnière varient tout au long de l'année en fonction de la réponse aux signaux environnementaux tels que la durée de la photopériode, la température, le régime pluvial, la disponibilité de la nourriture et les interactions sociales (**Demas et al., 2004 ; Meyer et al., 2006**). Les *Meriones libycus* utilisés dans ce travail proviennent de la région de Béni-Abbès qui se trouve au sud-ouest du Sahara algérien où le climat est désertique, chaud, caractérisé par des précipitations épisodiques, des températures extrêmes, une évaporation stimulée et un ensoleillement maximal. D'après les données du **centre météorologique de Dar el Beida (2018)** ; la température et l'évaporation augmentent progressivement dans cette région pour atteindre leur maximum au mois de juillet et août 44°C et 371,94mm respectivement. Puis diminuent jusqu'à la valeur de 19,1°C et 83 à 100mm respectivement durant les mois de décembre et janvier. Les testicules des Mériens de Libye sont influencés par la variation de la température de biotope ; ils rentrent au repos et régressent durant la période des températures élevées et caniculaires en été. Toutes ces données expliquent les résultats obtenus dans ce travail : l'exposition des scrotums à une température élevée de 43 °C entraîne après trois semaines une régression pondérale des testicules chez *Meriones libycus*. Ce résultat est similaire à celui obtenu sur cette espèce après deux semaines de soumission des scrotums à une température identique par **Mohellebi et Mezani (2022)**.

2- Répercussions du stress thermique scrotal sur la structure histologique du testicule chez *Meriones libycus*

Chez *Mériones libycus*, le stress thermique scrotal entraîne une diminution de la largeur des tubes séminifères suite à l'arrêt de la spermatogenèse au stade de spermatogonies. Selon Belhocine et *al.*, (2001), Le développement suivi par les régressions testiculaires de *Mériones libycus* au cours des saisons est aussi expliqué par l'arrêt et la reprise de la fonction exocrine. Au printemps, les spermatozoïdes sont nombreux et occupent la totalité des tubes séminifères, alors qu'ils sont étroits en automne, et apparaissent comme un réseau serré laissant peu de place pour le tissu interstitiel et la spermatogenèse est bloquée au stade spermatocytes. Nos résultats confirment que la spermatogenèse est régulée intimement par la température de l'environnement. Les températures favorables pour assurer l'activité exocrine des testicules chez le rongeur saharien *Meriones libycus* sont celles enregistrées au printemps. Nos résultats sont similaires à ceux obtenus sur le rat albinos par Kuldip et *al.*, (1971) chez lequel le scrotum est immergé pendant 20min dans un bain d'eau maintenu à 43,5°C. Le stress thermique affecte les cellules de Sertoli et les cellules de Leydig ; elles deviennent incapables de soutenir le développement des cellules germinales et provoquant des modifications structurales (Kanter et Aktas, 2009 ; Cai et *al.*, 2011). Selon Damayanthi et *al.*, (2015), les régressions pondérale et structurale des testicules après une hyperthermie scrotale sont dues à la perte des cellules germinales par l'apoptose. La température nécessaire pour la spermatogenèse chez les mammifères est inférieure à celle du corps (Kitayama, 1965), par conséquent, l'augmentation de la température des testicules affecte négativement la spermatogenèse (Nguyen-Thanh et *al.*, 2022).

3- Répercussions du stress thermique scrotal sur les paramètres spermatiques chez *Meriones libycus*

Ce travail indique que Les paramètres spermatiques sont altérés considérablement après trois semaines de l'exposition des mérions de Libye à un stress thermique scrotal et devient par conséquent infertile : Le nombre de spermatozoïdes, leur mobilité et leur viabilité baissent considérablement et on constate la présence d'un taux important de spermatozoïdes déformés. Nguyen-Thanh et *al.*, (2022) ont rapporté que le nombre de spermatozoïdes par tube séminifère a été significativement réduit chez les souris exposées au stress thermique (37°C et 40°C). Des températures de l'environnement supérieures à la normale entraîneraient des altérations de l'intégrité de la chromatine des spermatozoïdes chez plusieurs modèles animaux, ce qui réduirait le taux de grossesse et provoquerait des fausses couches, comme il a

été démontré chez la vache durant la période sèche de l'année (**Ryan et al., 1993**). Dans la vie quotidienne, une multitude de facteurs externes et internes comme les températures élevées peuvent augmenter le risque d'une spermatogenèse anormale et d'une infertilité (**Figea-Talamanca et al., 1997**). Certains emplois qui impliquent une exposition à de longues périodes de chaleur intense tels que les soudeurs, les boulangers et les opérateurs de fours à céramique montrent une baisse réversible de la qualité du sperme (**Bonde, 1992 ; Kumar et al., 2003 ; Durairajanayagam et al., 2015**). L'exposition des spermatozoïdes de lapin à des conditions hyperthermiques (42°C) pendant une courte période a affecté de manière significative leur activité métabolique (**Sabes-Alsina et al., 2016**). Chez la souris, le stress thermique augmente la fragmentation de l'ADN des spermatozoïdes par l'augmentation du stress oxydatif, des défaillances dans la compaction de la chromatine et de l'apoptose (**Li et al., 2014**). **Mieusset et al., (1992)** ont constaté une augmentation du pourcentage des gamètes anormaux après élévation expérimentale de la température testiculaire scrotale chez l'homme. La recherche de **Heise et al., (2010)** a montré que le système antioxydant des spermatozoïdes était affecté par l'exposition à de températures élevées pendant la saison estivale, ce résultat a été confirmé par **Alam et al., (2015)**. Les spermatozoïdes épидидymaires des souris soumis à un stress thermique avaient une capacité de liaison à la zone pellucide et de pénétration des ovocytes inférieure (**Yaeram et al., 2006**). Dans une autre étude, le sperme obtenu à partir de la queue de l'épididyme des souris maintenues durant 8 h à des températures de 37°C à 38°C et pendant 3 jours consécutifs montre une diminution de la motilité des spermatozoïdes. Ces spermatozoïdes épидидymaires présentaient également des modifications membranaires qui facilitent le phénomène de l'apoptose (**Wechalekar et al., 2010**). Les travaux **Perez et al., (2008)** indiquent que les spermatozoïdes résultant de spermatocytes et de spermatides exposés à la chaleur avaient tous deux un ADN endommagé (figure 35). Selon **Cai et al., (2021)**, plusieurs expériences sur les mammifères ont montré que la suppression de la spermatogenèse par une légère hyperthermie testiculaire entraîne une oligospermie et une hypospermie.

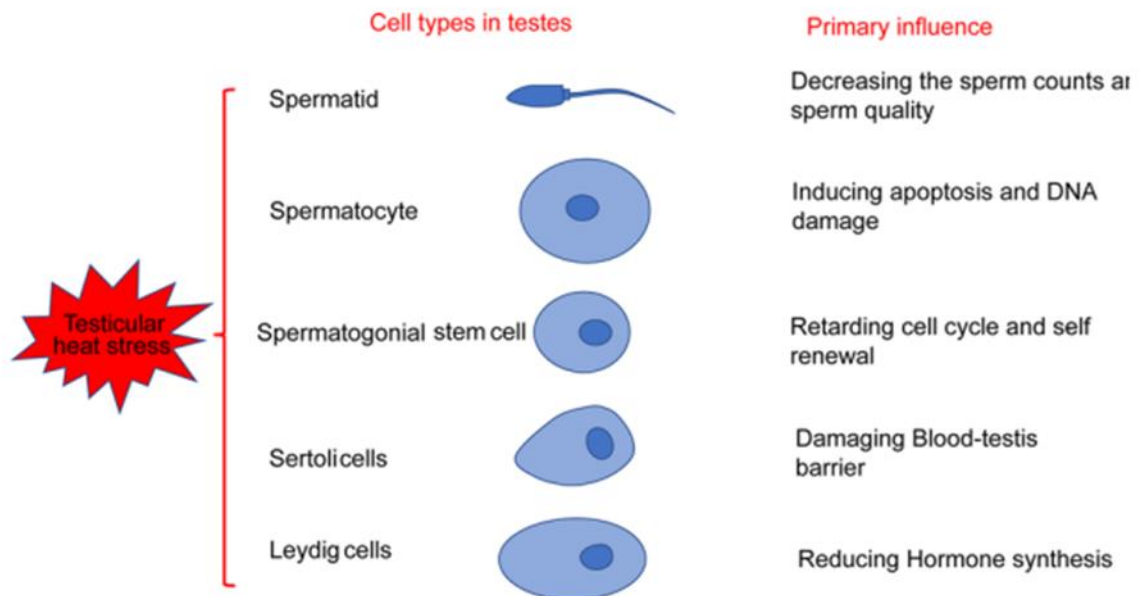


Figure 36 : Effets du stress thermique scrotal sur le testicule (Cai, 2021).

Conclusion

Entre le corps et le testicule, existe un gradient thermique qui est influencé par les températures élevées, la réaction biochimique qui en résulte de l'altération de ce gradient s'appelle « un stress thermique ».

Dans cette étude, l'exposition du scrotum de *Meriones libycus* à une température de 43°C a révélé qu'à part la diminution significative du poids testiculaire et des épидидymes (proximaux et distaux), le stress thermique scrotal n'a pas provoqué une diminution significative du poids corporel et des organes reproducteurs associés (complexe prostatique et vésicules séminales). La diminution du poids testiculaire s'explique par l'arrêt de la spermatogenèse au stade spermatogonies et le rétrécissement des tubes séminifères. Ce rétrécissement a été confirmé par l'étude morphométrique.

Le stress thermique a entraîné une diminution du nombre de spermatozoïdes, de leur mobilité, de leur vitalité et une augmentation des anomalies morphologiques. Les animaux soumis au stress thermique scrotal présentaient moins de spermatozoïdes parmi lesquels on distingue un grand nombre de spermatozoïdes morts, et parmi les spermatozoïdes restants, la plupart étaient anormaux.

Notre travail souligne les effets néfastes des températures élevées sur la reproduction chez le mérion de Libye. Des recherches plus approfondies sont nécessaires à l'avenir pour explorer les mécanismes précis par lesquels le stress thermique scrotal affecte la fonction de la reproduction chez ce rongeur saharien tel que stress oxydatif sous différents. De plus, l'étude des réponses adaptatives de cette espèce à des conditions thermiques variables pourrait fournir des informations précieuses sur sa résistance potentielle au changement climatique.

L'infertilité masculine est devenue un problème de santé publique, dans quelques années plus tard, le monde souffrira de grands problèmes d'infertilité et même de stérilité à cause du réchauffement climatique.

Références bibliographiques

Abou-Haila, A., Fain-Maurel, M. A. (1984). Regional differences of the proximal part of mouse epididymis : morphological and histochemical characterization. *Anat. Rec*, 209, 197-208.

Alam, S. S., El Makawy, A. I., Tohamy, A.A., Abd Elrahman, M.M. (2015). Effect of seasonal variations on semen quality and fertility of egyptian water buffalo (*Bubalus bubalis*) bulls. *Pharmaceutical, Biological and Chemical sciences*, 6(6),1059-1069.

Amadou, G. (2007). Aspects épidimio-cliniques et prise en charge des tumeurs testiculaires dans le service d'urologie du C. H. U du Point-G. Faculté de Médecine , de Pharmacie et d'odonto-stomatologie . Thèse pour obtenir le grade de docteur en Médecine. Université de Bamako, 2006/2007,28-37.

Allen, J. D., Hall, L.W., Collier, R. J., and Smith, J.F. (2015). Effect of core body temperature, time of day, and climate conditions on behavioral patterns of lactating dairy cows experiencing mild to moderate heat stress. *J.Dairy Sci* , 98 , 118-127.

Anne, G., Edwin, M. (1999). Récepteurs stéroïdiens et mécanismes d'action des stéroïdes sexuels. *Journal de la Société de Biologie*, 193(3),269-273.

Aulagnier, S., Thevenot, M. (1986). Catalogue des mammifères sauvages du Maroc Institut Scientifique (Charia Ibn Batouta BP.703. Rabat-Agdal). *Série Zoologie*, (41), 61-94.

Arafa, M., El Tabie, O. (2008). Medical treatment of retrograde ejaculation in diabetic patients : a hope for spontaneous pregnancy. *The Journal of Sexual Medecine*, 5(1), 194-198.

Ax, R.L., Gilbert, G.R., Shook,G.E.(1987). Sperm in poor quality semen from bulls during heat stress have a lower affinity for binding hydrogen-3 heparin. *J Dairy Sci*, 70, 195-200.

Barak, S., Gordon Baker, H.W.(2016). Clinical Management of Male Infertility. Asthenospermia. *Endocrinology : Adult and Pediatric (seventh edition)*, chapitre 141, volume 2.

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

Barone, R. (2001). Anatomie comparée des mammifères domestiques. Tome 4 : splanchnologie II. *Edition Vigot frères*, Paris, 241-256.

Belhocine, M., Malprade-Baudoin, D., Gernigon-Spychalowiez , T.H. (2001). Étude ultra structurale du cycle testiculaire du mérion de libye (*Mériones libycus*). *Bult Soc Zool. Fr* ; 126 (1-2), 89-97.

Blackshaw, J.K., Blackshaw, A. W. (1994). Heat stress in cattle and the effect of shade on production an behaviour : a review. *Australian Journal of expérimental agriculture*, 34(2), 285-295.

Bogaert, A. F. (1997). Genital asymmetry in men (PDF). *Human Reproduction*, 12 (1) : 68–72.

Bonde, J. P. (1992). Semen quality Welders exposed to radiant heat (qualité du sperme chez des soudeurs exposés à la chaleur rayonnante). *British Journal of Medecine*, Royaume Uni, 49(1), 5-10.

Boufermes, R., Amirat, Z., Khammar, F. (2014). Etude comparative des variations saisonnières des activités testiculaire et thyroïdienne chez deux espèces de rongeurs déserticoles la gerbille (*Gerbillus Gerbillus*) et le rat des sables (*psammomys Obesus*). *Science & Technologie*, (39), 9-18.

Boursier, A., Dumont, A., Boitrelle, F., Prasivoravong, J., Lefebvre-Khalil, V., Robin, G., Barbotin, A. L. (2022). Necrozoospermia : The tree that hides the forest. *Andrology*, 10(4), 642-659.

Boussit, B. (1989). Reproduction et insemination artificielle en cuniculture. Ed Ass Fr de Cuniculture, Lempdes, France.

Braekeleer, M.D., Nguyen, M.H., Morel, F and Perrin, A. (2015). Genetic aspects of monomorphic teratozoospermia : a review. *J Assist Reprod Genet*,32(4), 615-623.

Brisson, J. (2003). Nutrition, alimentation et reproduction. Symposium sur les bovins laitiers. Une initiative du comité bovins laitiers. 30 octobre 2003, Hôtel des seigneurs Saint-Hyacinthe, Centre de Référence en Agriculture Agroalimentaire du Québec.

Cai, H., Qin, D., Peng, S. (2021). Responses and coping methods of different testicular cell types to heat stress : overview and perspectives. *Bioscience Reports* 41(6).

Centre meterologique de Dar el Beida 2018.

Chocu , S . (2014). Découverte de nouvelles protéines impliquées dans la spermatogenèse chez le rat. Biologie de la reproduction université de Rennes, 2014. Version 1.

Cisse, R. (1989). Apport de l'échographie dans la pathologie du scrotum et de son contenu (à propos de 46 observations). (1989). Thèse pour obtenir le grade de docteur en médecine (diplôme d'état), N°6, P13.

Clark, B.J., Wells, J., king, S.R., Stocco,D.M. (1994). The purification, cloning, and expression of a novel luteinizing hormone-induced mitochondrial protein in MA-10 mouse Leydig tumor cells. Characterization of the steroidogenic acute regulatory protein (StAR). *The Journal of Biological Chemistry*, 269 (45), 28314-28322.

Cocuzza, M., Alvarenga, C., Pagani, R. (2013). The epidemiology and etiology of azoospermia. *Elsevier Clinics*, 68(1), 15-26.

Cooke, S., Tyler, J.P.P., Driscoll,G.L. (1995). Andrology : Hyperspermia : The forgotten condition ? *Human Reproduction*, 10(2), 367-368.

Colpi, G. M., Francavilla, S., Haidl,G ., Link , K., Behre , H.M., Goulis.G.G , Krausz , C., Giwercman , A .(2018) . European Academy of Andrology guideline Management of oligo-astheno-teratozoospermia. *Andrology*, 6(4) 513-524.

Cornwall, G.A. (2009). New insights into epididymal biology and function. *Human Reproduction Update*, 15(2), 213-227.

Coutton, C., Escoffier, J., Martinez, G., Arnoult, C., Ray, P. F. (2015). (Teratozoospermia : Spotlight on the main genetic actors in the human. *Human Reproduction Update*, 21(4), 455-485.

Danno, S., Itoh, K., Matsuda, T., Fujita, J. (2000). Diminution de l'expression de Rbm3 de souris, une protéine de choc à froid, dans les cellules de Sertoli des testicules de cryptorchide. *Suis J Pathol* ,156(5), 1685–92.

Dadoune, J. P et Demoulin, A. (2001). Structure et fonction du testicule in Thibault C .et Levasseur M.C. (2001). La reproduction chez les mammifères et chez l'homme. *Ed INRA, Paris*, 256-289.

Demas, G.E., Polacek, K. M., Durazzo, A., Jasnow, A.M. (2004). Adrenal hormones mediate melatonin-induced increases in aggression in 894 Chaves et al. Male Siberian hamsters (*Phodopus Sungorus*). *Horm Behav*, 46 :342-348.

Donzé, N., Rossier, M.F. (2012). Rôle du spermogramme dans la prise en charge de l'infertilité masculine. *Caduceus express* ,14(1).

Dumont, A., Barbotin, A.L., Le Febvre-Khalil, V., Mitchell, V., Rigot, J-M., Biotrelle , F ., Robin , G .(2017). La necrozoospermie : du diagnostic étiologique à la prise en charge thérapeutique Necrozoospermia: From etiologic diagnosis to therapeutic management . *Gynécologie Obstétrique, Fertilité et Sénologie*, 45(4), 238-248.

Durairajanayagam. D., Agarwal, A., Ong. C. (2015). Causes, effects and molecular mechanisms of testicular heat stress. *Reproductive Biomedecine Online*, 30(1), 14-27.

Faure, C., Dupont, C., Sermondade, N., Lévy, R. (2011). Antioxydants et infertilité masculine. *Medecine de la reproduction, gynécologie endocrinologie*, 13(4), 275-283.

Favorito,L.A., Costa W. S., Sampaio , F.J.B.(2007) . Applied anatomic study of testicular veins in adult cadavers and in human fetuses . *Int Braz J Urol*, 33, 176-80.

Friry-Santini, C. (2007). Evaluation des effets du fultamide, molécule antiandrogénique, sur l'appareil reproducteur mâle chez le rat ; approche protéomique et transcriptomique. Thèse présentée devant l'université Claude Bernard – Lyon 1 pour l'obtention du diplôme de doctorat, N° d'ordre 136-2007.

Granjon, L., Denys, C. (2006). Systématique et biogéographie des Gerbilles sahariennes du genre *Gerbillus* (Rongeurs, Muridés ; Gerbillinés). *Ed. Soc. Hist. Nat.Afrique Nord*, 73, 33–44.

Griswold, M.D .(1998). The central rôle of Sertoli cells in spermatogenesis . *Seminars in Cell & Developmental Biology*, 9(4), 411-416.

Hafez, E. S. E. (1964). Effects of high temperature on reproduction. *International Journal of Biometerology*, 7, 223-230.

Hafiez, A.A., Lloyd, C. W., Bartke,A. (1972) . The rôle of prolactin in the regulation of testis function : the synergistic effects of prolactin and luteinizing hormone on the incorporation of

(1-14C) acetate into testosterone and cholesterol by testes from hypophysectomized rats in vitro. *Journal of Endocrinology*, 53(2), 223-230.

Haider, S.G. (2007). Leydig cell steroidogenesis: unmasking the functional importance of mitochondria. *Endocrinology*, 148(6), 2581-2582.

Hart, D.W., Alghamdi, A.A., Bennett, N.C., Mohammed, O.B., Amor, N.M., Alagaili, A.N. (2018). The pattern of reproduction in the Libyan jird, *Meriones libycus*, (Rodentia : Muridae), from central Saudi Arabia in the absence of rainfall. Department of Zoology and Entomology, University of Pretoria, Private Bag X20, Hatfield 0028, South Africa. P (38).

Heemers, H.V., Tindall, D.J. (2007). Androgen receptor (AR) coregulators: a diversity of functions converging on and regulating the AR transcriptional complex. *Endocrine Reviews*. 28 (7), 778–808.

Heise, A., Kähn, W., Volkmann, D.H., Thompson, P.N., Gerber, D. (2010). Influence of seminal plasma on fertility of fresh and frozen-thawed stallion epididymal spermatozoa. *Animal Reproduction Science*, 118(1), 48-53.

Heusser, S., Dupuy, H-G. Editeur Dunod (2015). Atlas de biologie animale, chapitre : la formation du sperme : les glandes associées aux voies génitales des mammifères mâles fiche 78, 84, 85, 86.

Hinton, B.T., Palladino, M.A., Rudolph, D., Lan, Z.J., Labus, J.C. (1996). The rôle of the Epididymis in the Protection of Spermatozoa. *Current Topics in the Developmental Biology*, 33, 61-102.

James, E.R., Carrell, D.T., Aston, K.I., Jenkins, G.T., Yeste, M., Salas-Huetos, A. (2020). The Role of the Epididymis and the Contribution of Epididymosomes to Mammalian Reproduction. *International Journal of Molecular Sciences*, 21(15), 5377.

Jarow, J.P., Espeland, M.A., Lipshultz, L. I. (1989). Evaluation of the azoospermic patient. *J Urol*, 142(1), 62-5.

Jégou, B., Jouannet, P., Spira, A. (2009). La fertilité est-elle en danger ? Éditions La Découverte, Paris, p 231.

Jégou, B., Rolland, D.A., Albert, O. (2014). Le testicule. *La reproduction animale et humaine*, 87, 2014.

Jung, A., Eberl, M., Schill, W.B. (2001). Improvement of semen quality by nocturnal scrotal cooling and moderate behavioural change to reduce genital heat stress in men with oligoasthenoteratozoospermia. *Reproductioun*, 121(4), 595-603.

Jung, A., Schill, W-B., Schuppe, H.C. (2002). Genital heat stress in men of barren couples : a prospective evaluation by means of a questionnaire. *Andrologia*, 34(6), 349-355.

Kanter, M., Aktas, C., Erboga, M. (2011). Heat stress decreases testicular germ cell proliferation and increase apoptosis in short term : an immunohistochemical and ultrastructural study. *Toxicology and industrial health*, 29(2), 99-113.

Kasa, I.W., Thwaites, C.J. (1992). Semen quality in bucks exposed to 34°C for 8 hours or either 1 or 5 days. *J Appl Rabbit Res*, 15, 560-568.

Kendall, P.E & Webster, J.R. (2009). Season and physiological status affects the circadian body temperature rythm of dairy cows. *Livestock Science*, 125, 155-160.

Kumar, S., Zaidi, S. S. A, Saiyed. H.N. (2003). Semen quality and reproductive hormones among welders _A preliminary study. *Environnemental Health and Preventive Medecine* , 64-67.

Lapray, J.F., Rollet, J., Robert, F. (1999). Imagerie des glandes annexes de la voie séminale. Centre de radiologie, 151, avenue de Saxe, 69003, Lyon Institut Rhônealpin, 1, rue Laborde, 69500, Bron. *Andrologie*, 9(4), 481-491.

Lebas, F., (1991). Alimentazione pratica dei conigli all'ingrasso. *Atti 1° Congresso Internazionali di conoglicoltura*, Treviso 26-27 Settember 1991.

Leo MEUNIER. (2010). Thèse pour le diplôme d'état de doctorat, l'université Claude bernard- LYON 1, P34.

Lebas, F., Crassat, B., Lapanouse, A. (1990). Transport et adoption de lapereaux d'un jour. Conférence de la réunion ITAVI Actualité cunicole lors du 7^{ème} SIMAVIP Paris (repris dans l'éleveur de lapins, N°30, 17-30).

Li, Y., Hu XQ., Xiao, L. J., Hu, Z. Y., Guo, J., Zhang, K. Y., Song, X. X., Liu, Y. X. (2006). An oligonucleotide microarray study on gene expression profile in mouse testis of experimental cryptorchidism. *Frontiers in Biosciences*. 2006 ; 11, 2465–82.

Li, Y., Cao, Y., Wang, F., Li, C. (2014). Scrotal heat induced the nrf2-driven antioxidant response during oxidative stress and apoptosis in the mouse testis. *Acta histochemica*, 2014, 116(5), 883-890.

Lie, G & Huston J. M. (2011). The role of cremaster muscle in testicular descent in humans and animal models. *Pediatric Surgery International*, 27, 1255-1265.

Liu, Y. (2010). Température control of spermatogenesis and prospect of male contraception. *States Key Laboratory of Reproductive Biology , Institute of Zoology , Chinese Academy of Sciences , Beijing 100101 , China . Frontiers in Biosciences S2*, 730-755, January,1, 2010.

Luc, Cormier., Antoine, Valeri. (2021). Reins et voies urinaires appareil génital masculin. Enseignement intégré. Page 6, 11.

Lue, Y.H., Hikim, A.P.S., Swerdloff, R.S., Im, P., Taing, K.S., Bui, T., Leung, A., Wang, C. (1999). Single Exposure to Heat Induces Stage-Specific Germ Cell Apoptosis in Rats : Rôle of Intratesticular Testosterone on Stage Specificity. *Endocrinology*, 140(4), 1709-1717.

Lue, Y.H., Lasley, B. L., Laughlin, L. S., Swerdloff, R.S., Hikim,A.P.S., Leung ,A., Overstreet, J. W., Dr Wang, C. (2002). Mild testicular hyperthermia induces profound transitional spermatogenic suppression through increased germ cell apoptosis in adult cynomolgus monkeys (*Macaca fascicularis*). *J Androl*, 23(6) ,799-805.

Luzi, F., Maertens, L., Mijten, P., Pizzi, F. (1996). Effect of feeding level and dietary protein content on libido and semen characteristic of bucks. 6th World Rabbit Congress, Toulouse, 2 ,87-92.

Mancuso, F., Calvitti, M., Milardi, D., Grande, G., Flabella, G., Arato, I., Giovagnoli, S., Vincenzoni, F., Mancini, F., Nastruzzi, C., Bodo, M., Baroni, T., Castagnola, M., Marana, R., Pontecorvi, A., Calafiore, R., Luca, G. (2018). Testosterone and FSH modulate Sertoli cell extracellular secretion : Proteomic analysis, *Molecular and Cellular Endocrinology* , 476 , 1-7.

Matumo, P., Bunduki, G., Kamwira, I.S., Sihalikyolo, J., Bosunga, K. (2020). Anomalies du spermogramme en consultations prénuptiales et dans les couples infertiles à Butembo, République Démocratique du Congo. *The pan African Medical Journal*, 37(155).

- Mataoui-Mazaoui, H., Amirat, Z., Khammar, F, Martinez, A. (2011).** Identification, cloning and regulation of cDNA encoding Aldo-Keto Reductase 1B7 in the adrenal gland of two saharan rodents *Meriones libycus* (Libyan jird) and *gerbillus gerbillus* (gerbil). *Genral and comparative endocrinology*, 174(3), 292-300.
- Mauvais-Jarvis, P. (1992).** Médecine de la reproduction masculine. Edition Médecine sciences publications (5 mars 1992), 472p.
- McDougal, W.S., Wein, A. J., Kavoussi, L. R., Novick, A. C., Partin, A.W., Peters,C.A ., Ramchandani, P. (2011).** Cambell-Walsh Urology, Tenth Edition Review. E-Book, 704 pages.
- Mcelravey, K., Krausz, C., Patrat, C., Fellous, M. (2002).** Infertilité masculine et les microdélétions du chromosome Y (Male infertility and microdeletions of the Y chromosome. *Gynécologie Obstétrique et Fertilité*, 30(5), 405-412.
- Mehta, A., Sigman, M. (2015).** Management of the dry ejaculate : a systematic review of aspermia and retrograde ejaculation. *Sciencedirect, fertility and sterility*, 104(5), 1074-1081.
- Mendoza, M. (2022).** Varicocèle : symptômes, causes et traitements. Améliore ta santé.
- Nayak, J., Jena, S. R., & Samanta, L. (2019).** Oxidative Stress and Sperm Dysfunction. Oxidants, Antioxidants and Impact of the Oxidative Status in Male Reproduction, 261–27.
- Meunier, M. L. (2010).** Thèse pour le diplôme d'état de doctorat, l'université Claude bernard- LYON 1. P34.
- Meyer, C. (2009).** Influence de l'alimentation sur la reproduction des bovins domestiques. UR 18, Système d'élevage et produits animaux cirad, BP5035-TA C18/A, Baillarguet ;34398, Montpellier Cedex 5.
- Meyer, L., Caston, J., Mensah-Nyagan, A.G. (2006).** Seasonal variation of the impact of a stressful procedure on open field behaviour and blood corticosterone in laboratory mice. *Behav Brain Res* ,167 :342-348.
- Mieusset, R., Bujan, L., Mansat, A., Pontonnier, F. (1992).** Hyperthermie scrotale et infécondité masculine. *Progrès en Urologie*, 2, 31-36.

Mohellebi, N., Mezani, T. (2021/2022). Effet De l'Hyperthermie Scrotale Sur Les Paramètres Structuro-Fonctionnels De l'Appareil Reproducteur Mâle De *Meriones libycus*. Mémoire de projet de fin d'études, en vue de l'obtention du diplôme de Master en sciences biologiques. Université Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou.

Morrell, J.M. (2020). Heat stress and bull fertility. *Theriogenology* , 153 , 62-67.

Mortimer, D. (1994). Practical laboratory andrology. Oxford : Oxford University Press ; biochemistry of spermatozoa and seminal plasma, 89-109.

Nakata, H. (2019). Morphology of mouse seminiferous tubules. *Anatomical science international* ,94, 1-10.

Nakata, H., Wakayama, T., Sonomura, T., Honma, S., Hatta, T and Iseki, S. (2015). Three-dimensional structure of seminiferous tubules in the adult mouse. *Journal of anatomy*, 227(5), 686-694.

Nguyen-Thanh, T., Dang-Van, P., Dang-Ngoc, P., Kim, W., Le-Minh. T., Nguyen-Vu, Q. (2022). Chronic scrotal heat stress causes testicular interstitial inflammation and fibrosis : an experimental study in mice. *Int J Reprod biomed*,20(7),569-580.

Nussey, S., Whitehead,S. (2001). Endocrinology : An Integrated Approach. Chapter 6 : The gonad.

O'shaughnessy, P.J., Murphy, L. (1991). Steroidogenic enzyme activity in the rat testis following Leydig cell destruction by ethylene-1,2-dimethanesulphonate and during subsequent Leydig cell regeneration.*journal of endocrinology*, 131(3), 451-457.

Pandini, G., Mineo, R., Frasca, F., Roberts, C.T, Marcelli, M., Vigneri, R., Belfiore, A. (2005). Androgens up-regulate the insulin-like growth factor-I receptor in prostate cancer cells. *Cancer Research*. 65 (5), P 1849–1857.

Pau, C., Muray, A.A., Spears, N., Saunders, T. K. (2008). A single, mild , transient scrotal heat stress causes DNA damage, subfertility and impairs formation of blastocysts in mice . *Reproduction*, 136, 73-84.

Peeters, M., Giuliano., F. (2008). Central neurophysiology and dopaminergic control of ejaculation. *Neurosciences and Biobehavioral Reviews*, 32(3), 438-453.

Perez-Crespo, M., Pintado, B., Gutierrez-Adan, A. (2008). Scrotal heat stress effects on sperm viability, sperm DNA integrity, and the offspring sex ratio in mice. *Mol. Reprod. Dev*, 75, 40- 47.

Ravel, C., Jaillard, S. (2011). La cellule de sertoli. *Revue générale, morphologie*,95(311) ,151-158.

Ray, P.F., Toure, A., Metzler, C., Mitchell, M., Arnoult, C., Coutton, C. (2017). Genetic abnormalities leading to qualitative defects of sperm morphology or function. *Clin Genet*, 91(2), 217-232.A.

Robaire, B., Hinton, B.T., Orgebin-Crist, M. C. (2006). The Epididymis. In : Neill JD, ed. *Knobil and Neill's Physiology of Reproduction*. New York : Elsevier ; 1071-148.

Rommerts, F. F. G. (2004). Testosterone : An overview of biosynthesis, transport, metabolism and non genomic actions. In : *Physiologie des androgènes chez l'homme adulte*. Tostain, J., Rossi, D., Martin, P.M. (2004), 14, 639-660.

Ryan, D. P., Prichard, E. K., Godke, R. A. (1993).Comparing early embryo mortality in dairy cows during hot and cool seasons of the year. *Theriogenology*, 39, 719-737.

Sabes-Alsina, M., Tallo-Parra, O., Mogas, MT., Morrell, J.M., Lopez-Bejar, M. (2016). Heat stress has an effect on motility and metabolic activity of rabbit spermatozoa. *Anim Reprod Sci*, 173 :18–23.

Saez, J.M. (1994). Leydig cells : endocrine, paracrine régulation. *EndocrRev* ,15 (5), 547-626.

Sandoval, J.S., Raburn, D., Muasher, S .(2013) . Leukocytospermia: Overview of diagnosis, implications, and management of a controversial finding . *Middle East Fertility Society Journal*, 18(3), 129-134.

Siffroi, J.P. (2001). L'appareil génital masculin [en ligne]. Service d'Histologie, Biologie de la Reproduction et Cytogénétique Hôpital Teno. p 1-45.

Shahat, A.M., Rizzoto, G., Kastelic, P. (2020). Amelioration of heat stress-induced damage to testes and sperm quality.*Theriogenology* , 158 , 84-96.

- Smith, D., Toft,D. (1993).** Steroid receptors and their associated proteins. *Molecular Endocrinology*, 7(1), 4-11. In : Estrogens, Progestins, and Their Intagonists, chapter : Saccharomyces cerevisiae As a Model system to stydy steroid hormone Receptors. Wagner, B.L & McDonnell,D.
- Sofikitis, N., Giotitsas, N., Tsounapi, P., Baltogiannis, D., Giannakis, D., Pardalidis, N. (2008).** Hormonal regulation of spermatogenesis and spermiogenesis. *The Journal of Steroid Biochemistry and Molecular Biology*, 109(3-5), 323-330.
- Takahashi, M. (2012).** Heat stress on reproductive function and fertility in mammals. *Reprod Med Biol* ,11(1), 37-47.
- Thacher, W.W. (1974).** Effects of season, climate, and temperature on reproduction and lactation. *J.Dairy Sci* ,57,360-368.
- Theau -Clément, M. (2005).** Reproduction et physiologie de la reproduction au 8ème Congrès Mondial de Cuniculture. *Cuniculture Magazine*, 32, 38-44.
- Tostain,J ., Rossi,D ., Martin ,P.M .(2004).** Physiologie des androgènes chez l’homme adulte.*Progrès en urologie*,14,639-660.
- Tucker,H.A.(1982) .** Seasonality in cattle. *Theriogenology*, 17, 53-59.
- Turner, T.T. (1995).** On the epididymis and its role in the development of the fertile ejaculate. *J Androl* ; 16,292-298.
- Truss, M and Beato, M. (1993).** Steroïd hormone receptors : Interaction with Deoxyribonucleic Acid ans Transcription factors. *Endocrine Reviews*, 14(4), 459-479.
- Vacheret, N. (1999).** Histologie fonctionnelle des organes (en ligne). Faculté de Médecine. Laennec. Université Claude Bernard- Lyon 1 France : 1-4 Valencia « ombres et lumières », p 1-4 et 19-24.
- Velasquez, J., Michael, P. B., Michael. M. (2023).** Acute scrotum pain. *Statpearls* [Internet].
- Van Eecke, V. (2019).** Causes de l’infertilité masculine et intérêt des FIV ICSI/IMSI. Thèse pour le diplôme de docteur en pharmacie. Université de Picardie Jules Verne, UFR de pharmacie, P02-33.

Walter, M.R., Martinet, L., Moret, B., Thibault, C. (1968). Régulation photopériodique de l'activité sexuelle chez le lapin mâle et femelle. *Arch Anat Histol Embryol*, 51, 773-780.

Wechalekar, H., Setchell, B.P., Peirce, E.J., Ricci, M., Leigh, C., Breed, W.G. (2010). Whole-body heat exposure induces membrane changes in spermatozoa from the cauda epididymidis of laboratory mice. *Asian J. Androl.* 12, 591- 598.

Wilson, J.D., Griffin, J.E., George, F.W., Leshin, M. (1983). The endocrine control of male phenotypic development. *J Biol Sci* ,36(2), 101-128.

World Health Organisation (Who). (2010). WHO laboratory manual for the examination and processing of human semen.

Yaeram, J., Setchell, B.P., Maddocks, S. (2006). Effect of heat stress on the fertility of male mice in vivo and in vitro. *Reprod. Fertil. Dev.* 18, 647-653.

Zemmoudj, A. (2001). Influence des conditions d'ambiance de printemps sur les performances du lapin de race locale élevé en semi plein air. Mémoire d'ingénieur d'état en Agronomie INA (EL Harrach), page 37.

Zhou, M., Netto, G.J., Epstein, J.I. (2022). Uro pathology 2nd Edition. E-Book. Elsevier Health Sciences, p 428.

<http://anatomie-fmpm.uca.ma/wp-content/uploads/2020/07/testicules-et-voies-spermatiques.pdf> .

https://www.researchgate.net/figure/Leydig-cells-The-interstitial-cells-of-Leydig-are-located-the-interstitial-space-between_fig67_316816462.

<https://www.nagwa.com/fr/explainers/248126942828/>.

<http://vetopsy.fr/reproduction/male/spermatogenese-leydig.php>.

<http://www.vetopsy.fr/reproduction/male/spermatogenese-organisation.php>

http://stephanelarre.free.fr/DESC_Andro_PDF_Juin/je2.pdf .

<http://anatomie-fmpm.uca.ma/wp-content/uploads/2020/07/testicules-et-voies-spermatiques.pdf>.

<https://www.exseedhealth.com/fr/semen-analysis-what-is-measured/>

<https://www.labodrouot.com/spermiologie> .

Résumé

L'étude se concentre sur les effets du stress thermique scrotal sur les paramètres pondéraux, spermatiques et histomorphométriques chez le mérion de Libye (*Meriones Libycus*), un rongeur saharien nocturne capturé dans la région de Béni-Abbés, en Algérie, pendant la période de reproduction. L'expérience a suivi plusieurs étapes. Tout d'abord, les mérions de Libye ont été soumis à une anesthésie générale à l'aide de Kétamine avant d'être exposés au stress thermique, qui consiste à immerger leurs scrotums dans un bain marie à 43°C pendant une période donnée ; Après 20 jours, tous les animaux ont été sacrifiés. Les organes reproducteurs tels que les testicules, les épидидymes, les vésicules séminales et la prostate ont été prélevés, pesés, et fixés. Les mesures pondérales des animaux soumis au stress thermique scrotal n'ont pas montré de réduction du poids du corps et des glandes annexes, par contre on a enregistré une diminution significative du poids des testicules et des épидидymes. L'analyse histomorphométrique a été réalisée sur les tissus prélevés pour confirmer tout changement dans la structure des tubes séminifères. Les paramètres spermatiques ont été également évalués, révélant des altérations significatives de la concentration, la mobilité et la vitalité des spermatozoïdes. Ces altérations étaient cohérentes avec les changements observés au niveau des paramètres biométriques. En résumé, cette étude confirme que le stress thermique scrotal a des effets négatifs sur les organes reproducteurs du mérion de Libye.

Mots clés : Stress ; *Meriones libycus* ; scrotum ; pondéraux ; spermatiques, testicule ; histomorphométrie.

Abstract

The study focuses on the effects of scrotal heat stress on weight, sperm and histomorphometric parameters in the Libyan merion (*Meriones Libycus*), a nocturnal Saharan rodent captured in the Béni-Abbés region of Algeria, during the breeding season. The experiment followed several steps. Firstly, Libyan merions were subjected to general anaesthesia with Ketamine before being exposed to heat stress, which consisted in immersing their scrotums in a 43°C water bath for a given period of time. After 20 days, all animals were sacrificed. The reproductive organs such as testes, epididymides, seminal vesicles and prostate were removed, weighed and fixed. weight measurements of animals subjected to scrotal heat stress showed no reduction of body weight and adnexal glands, but there was a significant decrease weight of testes and epididymides. Histomorphometric analysis was carried out on the tissues taken to confirm any changes in the structure of the seminiferous tubules. Sperm parameters were also assessed, revealing significant alterations in sperm concentration and vitality of spermatozoa. These alterations were consistent with the changes observed in the biometric parameters. In summary, this study confirms that scrotal heat stress has negative effects on the reproductive organs of the Libyan merion.

Key words : Stress ; *Meriones libycus* ; scrotum ; weights; spermatrics, testis; histomorphometry.