



RÉPUBLIQUE ALGÉRIENNE DÉMOCRATIQUE ET
POPULAIRE



MINISTÈRE DE L'ENSEIGNEMENT SUPÉRIEUR ET DE
LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE

Université Mouloud Mammeri Tizi-Ouzou

Faculté des Sciences Biologiques et Sciences Agronomiques Département de
Biologie

Mémoire de fin d'études

En vue de l'obtention du diplôme de Master en Sciences Biologiques
Option : Biologie et Physiologie de la Reproduction.

Thème

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

Présenté par :

- Benramdane Sekoura
- Hadj Arab Melissa

Soutenu devant le jury composé de :

Présidente : Mme KHAMMES. N	Professeure	UMMTO
Examinatrice : Mme MESSAOUDI. D	MCB	UMMTO
Promoteur : Mr KHEDDACHE. A	MCB	UMMTO

Année universitaire : 2023/2024

Remerciements

Après avoir rendu grâce à Dieu le tout puissant et le miséricordieux nous tenant à remercier tous ce qui, de près ou de loin, ont participé à la réalisation de ce travail.

Nos vifs remerciements sont d'abord adressés à Monsieur KHEDDACHE. A Maître de Conférences B qui nous a fait l'honneur de diriger ce travail de recherche. Nous tenant à lui exprimer notre gratitude et notre profond respect.

Nos vifs remerciements au professeure KHAMMES. N pour l'intérêt qu'elle porte à ce travail et nous avoir témoigné sa confiance en acceptant de présider la commission d'examen.

Aussi un grand remerciement à Madame MESSAOUDI. D Maître de Conférences B pour avoir accepté d'examiner notre travail.

Dédicace

*À ma famille, pour leur soutien constant et leur présence à mes côtés.
Merci de m'avoir toujours encouragé à aller de l'avant.*

À mes amis, qui ont partagé ce voyage avec moi, apportant rires et encouragements. Votre présence a rendu cette expérience bien plus agréable et mémorable.

À mon binôme, pour ton soutien inébranlable et les moments de complicité partagés. Travailler à tes côtés a rendu ce projet encore plus spécial.

À mes chers chats, pour vos ronrons et vos câlins qui rendent chaque jour spécial. Votre présence apporte toujours un peu de douceur dans ma vie.

Enfin, à moi-même, pour la détermination et l'engagement que j'ai investis dans ce travail. Ce mémoire est le résultat de nombreuses heures de travail. Chaque défi surmonté m'a permis de grandir et d'apprendre, renforçant ainsi ma confiance en moi. Je suis fier de ce que j'ai accompli et impatient de découvrir les nouvelles opportunités qui m'attendent.

Koukou

Dédicace

Je dédie ce travail à mes chers parents. Aucune dédicace ne peut exprimer ce que je leur dois. Par leurs prières et leur patience envers moi, ils ont tout fait pour mon bonheur et ma réussite. Qu'ils trouvent dans ce travail le fruit de leurs sacrifices illimités et la preuve de mon amour et de ma gratitude éternelle.

À mes chers frères Amine, Belaïd et Rachid pour leurs encouragements.

À mon oncle Lounes et sa femme Nabila pour leur soutien et l'aide qu'ils m'ont apportée.

À ma chère cousine Lydia, qui a été à mes côtés tout au long de ce travail.

À ma binôme Sekoura, qui a fait de ce travail une aventure pleine de moments de joie. Merci pour ta patience, ton soutien et pour tous les moments où nous avons réussi à transformer les obstacles en opportunités.

Listes des figures et des tableaux

Liste des abréviations

Introduction 1

Rappels bibliographiques sur l'épididyme et le spermatozoïde

I. Généralités sur l'appareil reproducteur mâle 2

II. Epididyme..... 3

1. Organisation anatomique..... 3

2. Organisation Histologique..... 4

2.1. Lumière épидидymaire 4

2.2. Epithélium épидидymaire 5

2.2.1. Cellules principales 6

2.2.2. Cellules claires 6

2.2.3. Cellules basales 7

2.2.4. Cellules halo 7

2.2.5. Cellules étroites 7

2.2.6. Cellules apicales 8

3. Barrière hémato-épидидymaire..... 8

4. Physiologie de l'épididyme 9

4.1. Fonction..... 9

4.1.1. Transport des spermatozoïdes 9

4.1.2. Maturation des spermatozoïdes 9

4.1.3. Maintien et protection des spermatozoïdes 10

4.1.4. Stockage et entreposage des spermatozoïdes 10

4.2. Régulation de la fonction épидидymaire 10

III.Spermatozoïde 11

1. Définition 11

2. Epithélium séminifère et spermatogenèse	13
2.1. Epithélium séminifère	13
2.2. Spermatogenèse.....	16
3. Régulation de la spermatogenèse	17
3.1. Axe hypothalamo-hypophyso-gonadique	18
3.2. Contrôle de la sécrétion des gonadotrophines.....	18
4. Influence des facteurs de l'environnement sur la reproduction	19
4.2. Facteurs physiques	19
4.2.1. Température	19
4.2.2. Photopériode.....	20
5. Anomalies spermatiques	21
5.1. Anomalies en relation avec le volume	21
5.2. Anomalies du nombre de spermatozoïdes.....	22
5.3. Anomalies de la qualité du sperme	22

Matériels et méthode

I. Matériel biologique et Biotope	24
1. Description du modèle animal	24
2. Biotope.....	25
II. Capture et construction des lots	26
III. Expérimentation animale	26
1. Sacrifice et prélèvement d'organes.....	27
IV. Analyse des échantillons.....	27
1. Analyse spermatique.....	27
2. Analyses histologique	29
2.1. Fixation des épидidymes	29
2.2. Déshydratation des épидidymes	30

2.3. Eclaircissement des épидидymes	30
2.4. Imprégnation des épидидymes	30
2.5. Inclusion des épидидymes	31
2.6. Confection des coupes	31
2.7. Coloration	32
2.8. Montage des lames.....	32
3. Etude morphométrique.....	33
4. Analyses statistiques	34

Résultats

1. Effet du stress thermique testiculaire sur les données pondérales	35
1.1. Poids du corps	35
1.2. Poids des testicules	35
1.3. Poids des épидидymes	36
1.4. Poids des glandes annexes	37
2. Effet du stress thermique testiculaire sur les paramètres spermatiques.....	38
2.1. Nombre de spermatozoïdes.....	38
2.2. Mobilité des spermatozoïdes.....	39
2.3. Vitalité des spermatozoïdes	40
2.4. Morphologie des spermatozoïdes	40
3. Analyses histomorphométriques de l'épididyme.....	41

Discussion

1. Répercussions du stress thermique scrotal sur les données pondérales et histomorphométriques chez le rongeur saharien (<i>Meriones libycus</i>).	46
2. Répercussions du stress thermique scrotal sur les paramètres spermatiques chez le rongeur saharien (<i>Meriones libycus</i>).	47

Conclusion	49
-------------------------	----

Références bibliographiques

Résumé

Listes des figures et des tableaux

Figure 01 : schéma d'un appareil reproducteur mâle chez la souris (Marie-Luce, 2012).	2
Figure 02 : représentation anatomique de l'épididyme et ses régions (Hermo et Robaire, 2002).	4
Figure 03 : Schéma d'un testicule et d'un épидидyme humains, montrant la variation de hauteur de l'épithélium épидидymaire (en gris) et l'épaisseur du manteau musculaire (en noir) (Baumgarten et <i>al.</i> ,1971).	5
Figure 04 : Représentation schématique d'une coupe transversale de l'épididyme (Robaire et <i>al.</i> , 2006).	6
Figure 05 : Schéma du spermatozoïde de mammifère (Le Moigne et Foucrier, 2009).	12
Figure 06 : Caractéristiques générales de la tête de spermatozoïde chez les rongeurs à gauche et chez le lapin à droite (Eddy, 2006).	13
Figure 07 : Schéma illustrant l'organisation cellulaire des tubes séminifères (Amann, 2011).	14
Figure 08 : Structure de la cellule de Sertoli (Siffroi, 2001).	15
Figure 09 : Schéma représentatif de spermatogenèse (Allais-Bonnet et Pailhoux, 2014)... ..	17
Figure 10 : Régulation hormonale de la spermatogenèse (Lamothe et <i>al.</i> , 2015).	17
Figure 11 : Anomalies spermatiques d'après la classification de David (Auger et <i>al.</i> , 2000).	23
Figure 12 : Photo d'un mérion de Libye (<i>Meriones libycus</i>) (Originale2024).	24
Figure 13 : Injection intramusculaire de l'anesthésiant (A) et induction du stress thermique scrotal (B) chez <i>Meriones libycus</i> (originale 2024).	26
Figure 14 : Appareil reproducteur chez <i>Meriones libycus</i> mâle adulte témoin (A) et après le stress thermique scrotale (B) (Originale 2024).	27
Figure 15 : Lame de Malassez et son quadrillage (A) et (B) dépôt d'échantillon pour la numération des spermatozoïdes (Originale 2024).	28
Figure 16 : Organes des mérions de Libye à l'intérieur du liquide fixateur (Originale 2024).	29
Figure 17 : Imprégnation des épидидymes dans la paraffine chaude à l'intérieur d'une étuve réglée et maintenue à 60°C (Originale 2024).	30
Figure 18 : Inclusion des épидидymes dans la paraffine et formation des blocs.	31

Listes des figures et des tableaux

Figure 19 : Microtome SMCLAB QUIMICA (Originale 2024).....	32
Figure 20 : Capture des images via logiciel IMAGE VIEW.....	33
Figure 21 : Représentation graphique montrant la différence du poids corporel chez les <i>Mériones libycus</i> adultes témoins et stressés.	35
Figure 22 : Représentation graphique montrant la différence du poids testiculaire chez les <i>Mériones libycus</i> adultes témoins et stressés.	36
Figure 23 : Représentation graphique montrant la différence de poids des épидидymes proximaux chez les <i>Mériones libycus</i> adultes témoins et stressés.....	36
Figure 24 : Représentation graphique montrant la différence de poids des épидидymes distaux chez les <i>Mériones libycus</i> adultes témoins et stressés.	37
Figure 25 : Représentation graphique montrant la différence du poids des vésicules séminales chez les <i>Mériones libycus</i> témoins et stressés.	37
Figure 26 : Représentation graphique montrant la différence pondérale du complexe prostatique chez les <i>Mériones libycus</i> témoins et stressés.	38
Figure 27 : Représentation graphique montrant l'évolution du nombre de spermatozoïdes (spz) dans 1ml de semence chez les <i>Mériones libycus</i> adultes témoins et stressés.....	39
Figure 28 : Représentation graphique montrant la différence de la mobilité des spermatozoïdes (Spz) chez les <i>Mériones libycus</i> adultes témoins et stressés.	39
Figure 29 : Représentation graphique montrant la différence de la vitalité des spermatozoïdes chez les <i>Mériones libycus</i> adultes témoins et stressés.....	40
Figure 30 : Représentation graphique montrant le taux des spermatozoïdes normaux chez les <i>Mériones libycus</i> adultes témoins et stressés.	41
Figures 31 : Micrographie de coupes histologiques au niveau de l'épididyme proximal chez <i>Meriones libycus</i> témoins (A et B) et ceux ayant subit un stress thermique scrotal (C et D). Observées aux Gx100 (A et C) et Gx400 (B et D) et colorées à l'hématoxyline-éosine. ...	42
Figures 32 : Micrographie de coupes histologiques au niveau de l'épididyme distal chez <i>Meriones libycus</i> témoins (A et B) et ceux ayant subit un stress thermique scrotal (C et D). Observées aux Gx100 (A et C) et Gx400 (B et D) et colorées à l'hématoxyline-éosine. ...	43

Listes des figures et des tableaux

Figure 33 : Représentation graphique montrant les variations des données morphométriques de l'épididyme proximal chez les Mériones libycus adultes témoins et stressés. 44

Figure 34 : Représentation graphique montrant les variations des données morphométriques de l'épididyme distal chez les Mériones libycus adultes témoins et stressés. 45

Liste des tableaux

Tableau1 : Critères de définition des anomalies selon l'OMS 2010.....21

Liste des abréviations

- **ABP** : Androgen Binding Protein
- **ADN** : Acide désoxyribonucléique
- **ANO** : Azoospermie non obstructive
- **ANOVA** : analyse de la variance
- **AO** : Azoospermie obstructive
- **ARN** : Acides RiboNucléiques
- **Cm** : centimètre
- **DC** : Débris Cellulaires.
- **DHT**: dihydrotestostérone
- **ED**: epididyme distal
- **EP**: Epithélium
- **EP** : epididyme proximal
- **ESM** : erreur standard à la moyenne
- **FSH**: Follicule Stimulating Hormone
- **GNRH**: gonadotropin-releasing hormone
- **IMC** : indice de masse corporelle
- **Kg** : kilogramme
- **L**: Lumière
- **LH**: Luteinizing Hormone
- **LHRH**: Luteinizing Hormone-Releasing Hormone
- **Mg** : milligramme
- **MI** : millilitre
- **N** : Noyau
- **OAT** : oligoasthénotérazoospermie
- **OMS** : Organisation mondiale de la santé
- **PH** : potentiel Hydrogene
- **R-GNRH** : recepteur specifique a la GNRH
- **SBP**: Sex Steroid-Binding Protein
- **Sg**: spermatogonies
- **Spc I** : spermatocytes primaires diploïdes
- **Spc II** : spermatocytes secondaires haploïdes

Liste des abréviations

- **Spz** : spermatozoïde
- **Std** : spermatides haploïdes
- **TD** : testicule droit
- **VS** : vésicule séminale
- **ZSN** : Zone Supranucléaire

Introduction

Introduction

La thermorégulation qui est une fonction physiologique importante, permet aux animaux de maintenir leur température interne dans des limites physiologiques étroites. Cette capacité d'adaptation est essentielle pour leur survie et leur reproduction, particulièrement dans les régions chaudes et humide (Mandonnet et *al.*, 2011). Les effets de la température sur la reproduction varient en fonction de l'espèce, du stade du cycle de reproduction, la période de l'exposition à la température, la nature des fluctuations de la température et de l'altitude (Hafez, 1964).

Le stress thermique est défini comme un environnement qui augmente la température corporelle au-dessus de la température de consigne (Hansen, 2009). Elle est généralement due à des facteurs thermogéniques y compris le mode de vie et les influences comportementales, les facteurs professionnels et environnementaux, et les causes physiopathologiques (Durairajanayagam et *al.*, 2015). Ainsi le réchauffement climatique engendre un stress thermique qui a pour conséquence une baisse dans la reproduction des espèces et donc une perte de la biodiversité (Carey, 2014).

Dans les biotopes désertiques, les rongeurs sont les vertèbres les plus répons ; ces derniers sont très adaptés à leur écosystème par des mœurs comportementales telles que des terriers où règnent des microclimats adéquats et rythmes d'activité typique (Amirat et *al.*, 2003). Parmi ces rongeurs, le mérion de Libye ou *Mériones libycus*, un mammifère 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, 2011).

Dans ce contexte, notre étude se concentre sur l'évaluation des effets du stress thermique scrotal sur la fonction de reproduction chez *Mériones libycus* mâle et adulte capturé durant la période de reproduction. Nos investigations sont basées sur une évaluation pondérale du corps, des organes reproducteurs, analyse histomorphométriques de l'épididyme et l'étude des paramètres spermatiques. Ce manuscrit est divisé en trois parties distinctes suivies d'une conclusion générale et de perspectives futures : la première partie se concentre sur une revue bibliographique portant sur l'épididyme et le spermatozoïde ; la deuxième partie décrit notre approche expérimentale pour atteindre nos objectifs et en termine par l'exposition des résultats obtenus puis leur discussion à la lumière des données de la littérature.

Rappels bibliographiques sur l'épididyme et le spermatozoïde

Rappels bibliographiques sur l'épididyme et le spermatozoïde

I. Généralités sur l'appareil reproducteur mâle

L'appareil reproducteur masculin est un système complexe qui présente deux fonctions principales : d'une part la production de spermatozoïdes et leurs dépôts dans les voies génitales femelles et d'autre part la sécrétion d'hormones sexuelles. Comme le montre la figure 1, cet appareil est constitué à la fois d'organes internes et externes. Les testicules, les épидидymes, les canaux déférents ainsi que les glandes annexes telles que les vésicules séminales, la prostate et les glandes bulbo-urétrales sont situés à l'intérieur du corps et à l'extérieur on trouve le pénis et le scrotum (Alvarino, 1993 ; Durairajanayagam *et al.*, 2015).

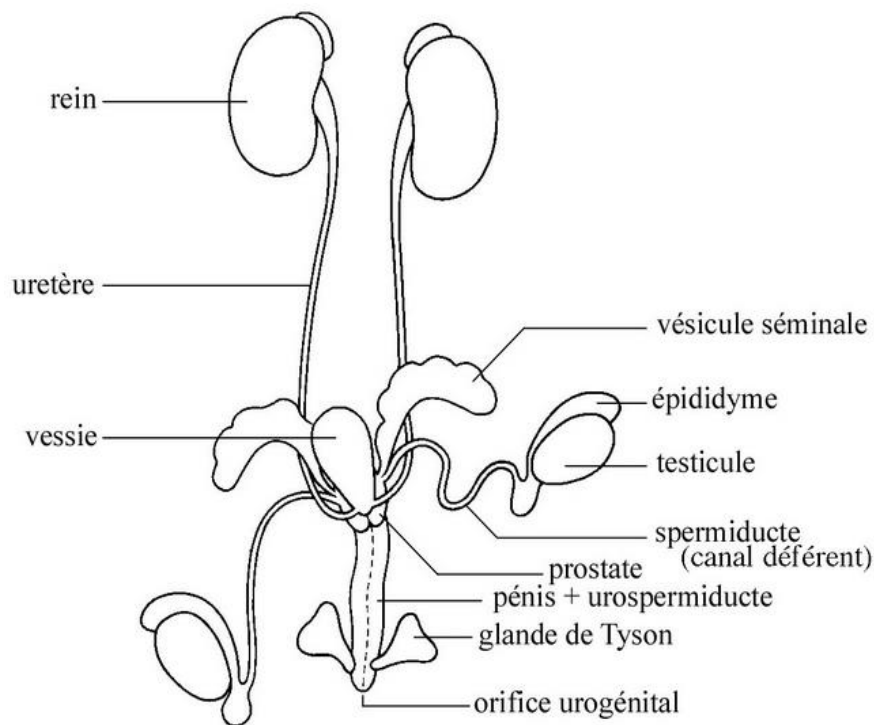


Figure01 : schéma d'un appareil reproducteur mâle chez la souris (Marie-Luce, 2012).

Les testicules ou gonades mâles, ont une double fonction : exocrine par la production des spermatozoïdes et endocrine par la sécrétion des stéroïdes masculines principalement la testostérone (Muller et Clos, 1997).

L'épididyme est un organe formé d'un long tubule contourné, il est en continuité avec le testicule via le rête testis ou réseau de Haller (Noblanc *et al.*, 2012). Cet organe est composé de trois parties : la tête, le corps et la queue et il est impliqué dans le transport, la maturation et le stockage des spermatozoïdes (Thibault et Levasseur, 2001).

Rappels bibliographiques sur l'épididyme et le spermatozoïde

Le canal déférent, qui fait suite à la queue de l'épididyme, assure le transit jusqu'à l'urètre grâce à un péristaltisme basal, additionné d'une motricité brusque lors de l'éjaculation (Barone, 2001 ; Bonnes et *al.*, 2005).

Plusieurs types de glandes sont associées au tractus génital mâle ; vésicules séminales, prostate et glande de Cowper. Les glandes annexes sécrètent une variété de fluides complexes qui transportent et soutiennent les spermatozoïdes pendant leur long trajet et leurs dépôts dans les voies génitales féminines. L'ensemble de leurs sécrétions constitue le liquide spermatique qui est mélangé aux spermatozoïdes, constitue le sperme (Tortora et *al.*, 1995).

II. Epididyme

1. Organisation anatomique

L'épididyme est un organe situé à la surface du testicule chez tous les mammifères. Il est l'un des composants majeurs du système d'excrétion, c'est un long tubule convoluté unique reliant les canaux efférents au canal déférent d'une longueur variable selon les espèces (1m chez la souris et 60m chez le ver). En fait, l'épididyme est la caractéristique de l'appareil reproducteur mâle chez les vertébrés qui pratiquent la fécondation interne (Glover et Nicander, 1971 ; Hamilton, 1990 ; Klinfelter, 2002 ; Sullivan, 2017).

L'épididyme se compose de trois régions anatomiques : une tête qui représente la région proximale reliée au hile du testicule par les canaux efférents, un corps qui constitue la partie médiane et la queue qui forme la région distale qui est en continuité avec le canal déférent (Figure 02) (Hinton et Turner, 1988). Ces régions sont subdivisées en segments séparés par des septums de tissu conjonctif (Turner et *al.*, 2003). Chez la souris et le rat, jusqu'à 19 segments ont été identifiés par microdissection (Johnston et *al.*, 2005).

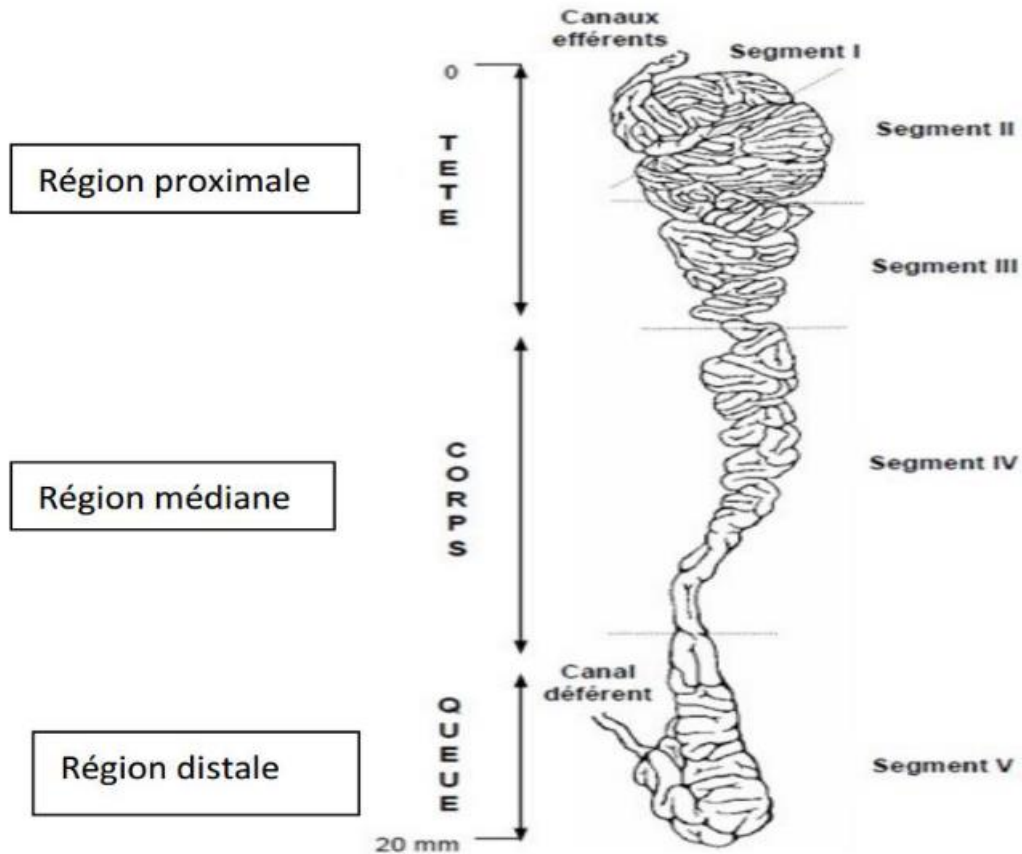


Figure 02 : représentation anatomique de l'épididyme et ses régions (Hermo et Robaire, 2002).

2. Organisation Histologique

Le canal épидидymaire comprend une lumière bordée par un épithélium cylindrique pseudostratifié reposant sur un chorion de tissu conjonctif richement innervé et vascularisé.

2.1. Lumière épидидymaire

Le processus de maturation post-testiculaire des spermatozoïdes dépend du microenvironnement intraluminal hautement spécialisé de l'épididyme, qui est l'un des milieux les plus complexes produits par une glande endocrine : le fluide épидидymaire (Zhou et *al.* 2018). L'origine de ces fluides repose sur l'épithélium qui tapisse le canal. La lumière épидидymaire est riche en ions inorganiques et en petites molécules organiques qui créent un environnement hyperosmotique (Turner, 2002), leurs perturbations et les modifications du pH luminal pourraient affecter la maturation des spermatozoïdes (Cornwall, 2009).

2.2. Epithélium épидидymaire

L'épithélium épидидymaire est un épithélium pseudostratifié cylindrique. Il est entouré de 2 à 6 couches de fibres musculaires lisses et du tissu conjonctif contenant des terminaisons nerveuses, des vaisseaux sanguins et des vaisseaux lymphatiques (Robaire et Hermo, 1988). Ces fibres musculaires lisses, qui par leurs contractions péristaltiques régulières contrôlées par les fibres nerveuses, permettent le transit des spermatozoïdes de la tête vers la queue de l'organe (Figure 03) (Setchell et *al.*, 1994).

L'épithélium épидидymaire comprend un certain nombre de types cellulaires différents, notamment des populations de cellules principales, claires, étroites, apicales, basales, de halo et immunologiques (macrophages et dendritiques), dont l'abondance varie considérablement d'un segment épидидymaire à l'autre (Figure 04) (Zhou et *al.* 2018).

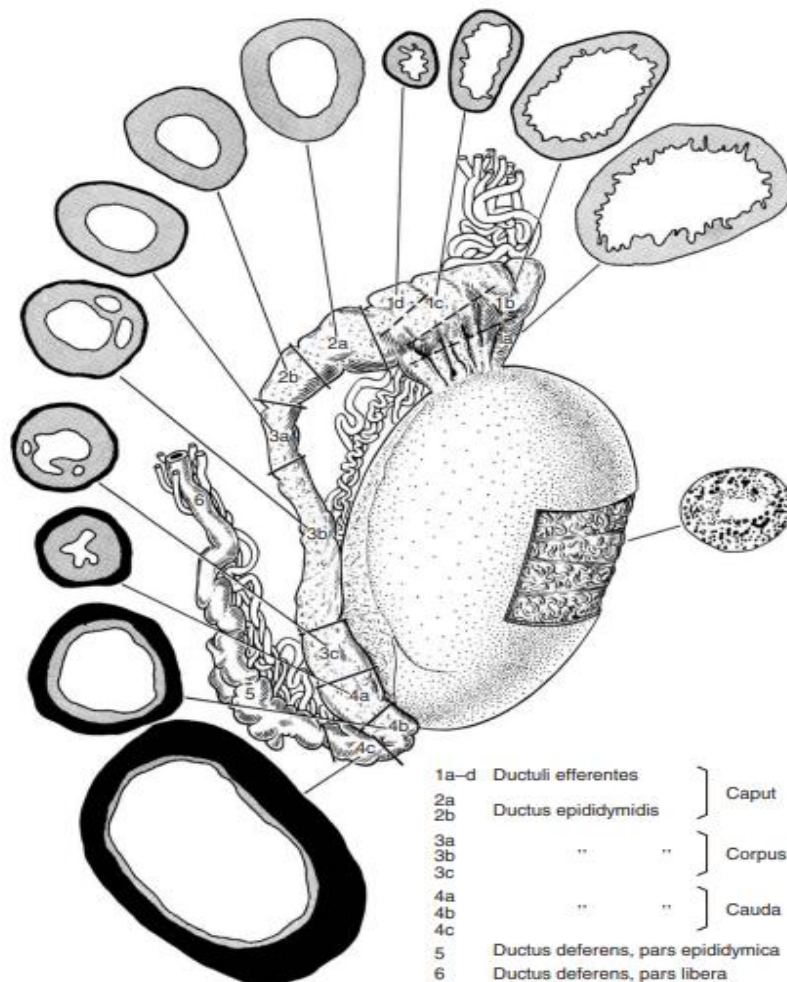


Figure 03 : Schéma d'un testicule et d'un épидидyme humains, montrant la variation de hauteur de l'épithélium épидидymaire (en gris) et l'épaisseur du manteau musculaire (en noir) (Baumgarten et *al.*, 1971).

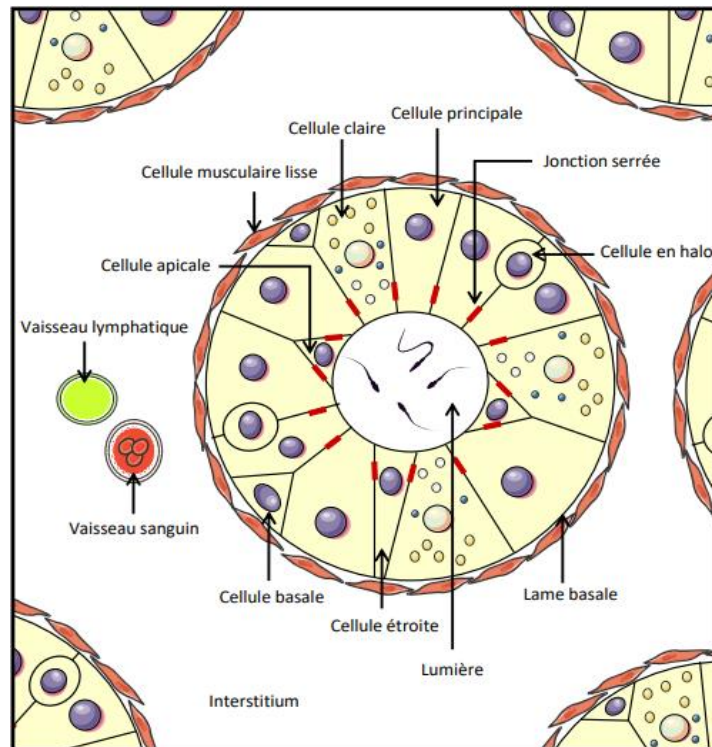


Figure 04 : Représentation schématique d'une coupe transversale de l'épididyme (Robaire et *al.*, 2006).

2.2.1. Cellules principales

Les cellules épithéliales les plus abondantes sont les cellules principales, elles représentent de 65 % à 80 % et se répartissent dans l'ensemble de l'épididyme (Hermo et *al.*, 1994 ; Joseph et *al.*, 2011). Elles présentent des modifications morphologiques en fonction des régions dans lesquelles elles se situent, en lien avec l'évolution de leur fonction (Hermo et *al.*, 1994). Elles ont une forme allongée avec des microvillosités au pôle apical et possèdent des organites très développés tels que le Golgi ou le réticulum endoplasmique (Vendrelly et Dadoune, 1988). Leur hauteur est plus élevée dans la tête que dans la queue de l'épididyme, tout comme la longueur des microvillosités qui tapissent leur pôle apical (Jones et *al.*, 1979). Elles sont principalement responsables de l'absorption et de la sécrétion de substances dans la cavité épидидymaire, et ont donc une activité sécrétoire importante (Cornwall, 2009).

2.2.2. Cellules claires

Les cellules claires sont le deuxième type de cellules le plus abondant. Elles sont largement distribuées dans les segments de la tête et du corps, mais elles sont plus abondantes dans la partie caudale (Hermo et *al.*, 1988). Elles contiennent de nombreuses vésicules dans la région

Rappels bibliographiques sur l'épididyme et le spermatozoïde

apicale, des lysosomes et des endosomes ainsi que des gouttelettes lipidiques (Robaire et Viger, 1995), donc elles participent sélectivement dans l'absorption et l'élimination du contenu des gouttelettes cytoplasmiques après leur détachement des spermatozoïdes et leur décomposition dans la lumière épидидymaire (Hermo et *al.*, 1988). Elles jouent également un rôle dans l'acidification du fluide luminal qui est essentielle au maintien des spermatozoïdes à un stade quiescent pendant leur maturation (Shum et *al.*, 2009 ; Pastor-Soler et *al.*, 2005).

2.2.3. Cellules basales

Les cellules basales représentent 10 à 20% de la population cellulaire totale de l'épithélium épидидymaire (Soranzo et *al.*, 1982). Ces cellules sont situées dans la couche basale et étendent de longues et fines projections cytoplasmiques vers la lumière, elles présentent une morphologie hémisphérique et forment un contact intime avec les cellules principales. En général, le corps épидидymaire contient plus de cellules basales que la région caudale (Arrighi et *al.*, 1991 ; Robaire et *al.*, 2006 ; Schön et Blottner, 2009). Elles ont des caractéristiques semblables à celles des macrophages (Yeung et *al.*, 1994), assurant la protection immunitaire des spermatozoïdes en participant à ce qu'on appelle, la barrière hémato-épидидymaire (Seiler et *al.*, 2000) et sont également impliquées dans la détoxification des radicaux libres (Veri et *al.*, 1993). Des expériences chez le rat ont montré que les cellules basales ont la capacité de changer de forme afin d'ajuster le volume et la pression luminale ; des caractéristiques qui suggèrent un rôle dans la préservation de l'intégrité structurelle de la lumière (Hermo et Pap, 1996).

2.2.4. Cellules halo

Les cellules Halo sont de petites cellules avec un bord étroit de cytoplasme clair, présentes dans tout l'épithélium épидидymaire. Ces cellules sont généralement situées à la base de l'épithélium et contiennent un nombre variable de granules denses (Robaire et Hermo, 1988). Ces cellules ressemblent à différents types de cellules immunitaires tels que les lymphocytes T et les monocytes (Serre et Robaire, 1999).

2.2.5. Cellules étroites

Comme leur nom l'indique, étant plus étroites que les cellules principales adjacentes elles n'existent que dans le segment initial (Cornwall, 2009). Dans l'épididyme du rat adulte, il a été montré que les cellules étroites constituaient environ 3 % de la population de cellules de l'épithélium, mais ces données n'ont été recueillies que dans une seule zone du segment initial (Adamli et Hermo, 1996). Ces cellules se prolongent entre les cellules principales pour atteindre la région basale de l'épithélium épидидymaire, ce qu'ils leur confèrent un aspect en

Rappels bibliographiques sur l'épididyme et le spermatozoïde

calice (Hermo et *al.*, 2000). Les cellules étroites sont des cellules minces denses qui contiennent de nombreuses vésicules en forme de coupe et des mitochondries dans la zone située au-dessus de leur noyau (Sun et Flickinger, 1980). Cependant, leur fonction n'est pas encore totalement élucidée (Robaire et *al.*, 2006) mais il semble qu'elles contribuent à l'acidification du fluide épидидymaire (Hermo et Robaire, 2002).

2.2.6. Cellules apicales

Elles sont principalement présentes dans le premier segment où elles constituent 10% de la population cellulaire totale de l'épididyme. Leur nombre diminue tout au long de l'organe pour ne représenter que 1% des cellules dans la queue de l'épididyme (Adamali et Hermo, 1996). Ce sont de petites cellules arrondies ou triangulaires dont les limites sont assez nettes (Abdou et *al.*, 1985). Elles présentent un noyau en position apicale, d'où leur nom, et de microvillosités courtes et peu nombreuses. Il semble qu'elles ne traversent pas toujours l'épithélium, ainsi certaines ne sont pas en contact avec la membrane basale. Ces cellules jouent un rôle dans l'acidification du fluide intraluminal et dans des fonctions d'absorption et sécrétion (Martínez-García et *al.*, 1995). Elles ont également montré leurs capacités d'endocyter des substances présentes dans la lumière (Hermo et Robaire, 2002).

3. Barrière hémato-épididymaire

L'environnement luminal de l'épididyme est hautement spécialisé avec des protéines, des ions et un pH spécifique, qui sont nécessaires à la maturation spermatique. L'existence de jonctions serrées entre les cellules épithéliales épидидymaires forment ce que l'on appelle la barrière hémato-épididymaire régule l'environnement luminal en le distinguant de la circulation sanguine (Mandon, 2015).

La barrière hémato-épididymaire est constituée de jonctions serrées à l'apex des cellules principales. Ces jonctions serrées ont un rôle de barrière physique et étanche qui isole le compartiment luminal de l'épididyme et ont de plus une fonction de frontière entre les domaines apical et basolatéral de la membrane plasmique, ce qui permet la création et le maintien d'une polarité cellulaire (Gonzalez-Mariscal et *al.*, 2003). Chez le rat adulte, les caractéristiques ultrastructurales de ces complexes jonctionnels entre les cellules varient selon les régions de l'épididyme (Cyr et *al.*, 1995) et il existe davantage de brins de jonctions serrées dans la tête de l'épididyme que dans la queue (Suzuki and Nagano, 1978). Enfin, la barrière hémato-épididymaire maintient un microenvironnement luminal spécialisé pour les spermatozoïdes en maturation, en contrôlant soigneusement le passage d'ions, de solutés et de macromolécules à

Rappels bibliographiques sur l'épididyme et le spermatozoïde

travers son épithélium. Cela garantit que les spermatozoïdes sont baignés dans un milieu liquide approprié à chaque stade de maturation lors de leur traversée de chaque segment de l'épididyme (Hinton, 1985 ; Turner, 1991 ; Hinton et Palladino, 1995).

4. Physiologie de l'épididyme

4.1. Fonction

L'épididyme assure plusieurs fonctions telles que le transport, maturation, maintien, protection, stockage et interposage des spermatozoïdes.

4.1.1. Transport des spermatozoïdes

Chez l'homme, la durée de transit des spermatozoïdes dans l'épididyme est de l'ordre de 12 jours (Rowley et *al.*, 1970) et représente environ 8 à 9 jours chez le rat (Robb et *al.*, 1978). Le transport s'effectue contre un gradient de pression hydrostatique croissant du testicule à la queue de l'épididyme (Johnson et Howards, 1975) et le transit se poursuit malgré la ligature des canaux efférents (Robaire et *al.*, 2006).

L'épididyme est entouré d'une couche de muscle lisse d'épaisseur croissante allant des régions proximales aux régions plus distales (Baumgarten et *al.*, 1971). Par conséquent, le mécanisme responsable de l'entraînement du contenu à travers la lumière de l'épididyme au repos a été attribué principalement aux contractions musculaires rythmiques du muscle lisse qui tapisse le tubule épидидymaire (Jaakkola, 1983). Cette activité est augmentée par l'action des fibres nerveuses, d'angiotensines, de vasopressine et d'ocytocine, provenant du sang (Mandon, 2015).

4.1.2. Maturation des spermatozoïdes

La maturation des spermatozoïdes a lieu dans la tête et le corps de l'épididyme (Amann et *al.*, 1993). Les principales modifications des spermatozoïdes, qui se produisent au cours de la maturation épидидymaire, sont la capacité à se déplacer, reconnaître et se lier à la zone pellucide, et à fusionner avec la membrane plasmique de l'ovocyte (Dacheux et *al.*, 2003).

La composition de fluide luminal (ions, protéines, lipides) est constamment et progressivement modifiée tout au long de l'organe, ce qui permet la création d'un environnement unique, spécifique à chaque segment (Kirchhoff, 1999), elle est régulée par la sécrétion et l'absorption sur toute la longueur de l'épithélium. L'un des événements d'absorption les plus importants est l'absorption d'eau dans les canaux efférents. Il en résulte une augmentation significative des concentrations de spermatozoïdes et de protéines au moment où les spermatozoïdes atteignent la tête de l'épididyme. Ce phénomène, semble faciliter la migration ultérieure de la gouttelette

Rappels bibliographiques sur l'épididyme et le spermatozoïde

cytoplasmique et l'augmentation de la capacité de mobilité ainsi que l'acquisition des éléments nécessaires au pouvoir fécondant lorsque les spermatozoïdes traversent le canal épидидymaire (Cooper, 1998 ; De Grava Kempinas et Klinefelter, 2014).

4.1.3. Maintien et protection des spermatozoïdes

La barrière hémato-épididymaire constitue une formidable restriction structurelle à la diffusion passive des grosses molécules d'albumine et empêcherait les substances toxiques de poids moléculaire élevé de pénétrer facilement dans la lumière épидидymaire (Hinton et *al.*, 1995). En outre, le gamète mâle est facilement vulnérable aux cellules immunitaires. La barrière hémato-épididymaire de l'épithélium permet de le protéger en l'isolant du système immunitaire (Gregory et Cyr, 2014). De plus, certaines protéines sécrétées par l'épithélium épидидymaire ont une action protectrice contre les dommages protéolytiques et oxydatifs durant le transit épидидymaire (Cornwall et Hsia, 2003).

4.1.4. Stockage et entreposage des spermatozoïdes

Pour la plupart des espèces, environ 55-65% des spermatozoïdes dans l'épididyme se trouvent dans la queue (Amann, 1981). Bien que les spermatozoïdes puissent traverser la queue épидидymaire en quelques jours, le spermatozoïde fertile peut être stocké pendant plusieurs semaines chez l'homme (Bedford, 1994) et chez d'autres mammifères (Jones et Murdoch, 1996). L'état métabolique latent des spermatozoïdes leur permet de rester viables pendant un certain temps. Le stockage des spermatozoïdes dans cet état se fait grâce à différents facteurs tels qu'un pH bas, de faibles taux d'ions HCO_3^- , Na^+ et Ca^{2+} , un taux élevé d'ions K^+ et des facteurs inhibant la motilité (Kirichok et *al.*, 2006 ; Navarro et *al.*, 2007).

4.2. Régulation de la fonction épидидymaire

La fonction de l'épithélium épидидymaire est sous le contrôle endocrine, lumicrines, paracrines et/ou autocrines (Robaire et *al.*, 2003). L'action des hormones stéroïdes, et notamment de la testostérone, arrivant par la voie sanguine (contrôle endocrine) liées à la SBP (Sexsteroid-Binding Protein) et par le fluide testiculaire (contrôle lumicrine) liées à l'ABP (Androgen Binding Protein)(Britan et Drevet, 2006) au niveau épидидymaire, est médiée par la 5α -dihydrotestostérone (DHT), obtenue après conversion de la testostérone par la 5α -réductase de type I et II, principalement au niveau du segment initial (Robaire et Hermo, 1988 ; Robaire et *al.*, 2000 ; Ezer et Robaire, 2003). Leurs récepteurs sont présents au niveau des cellules principales des toutes les régions de l'épididyme chez la souris (Zhou et *al.*, 2002).

Rappels bibliographiques sur l'épididyme et le spermatozoïde

Les androgènes sont importants pour plusieurs fonctions de l'épididyme. Ils sont nécessaires pour le maintien de la morphologie des cellules principales et préviennent leur apoptose (Fan et Robaire, 1998), et en régulant divers processus essentiels comme le remodelage membranaire et la motilité des spermatozoïdes, leur stockage dans la queue et la glycosylation des protéines (Castellon et Huidobro, 1999). En effet, l'élimination des androgènes d'un organisme par castration ou hypophysectomie affecte négativement ces fonctions et induit une diminution de 25% du poids de l'épididyme et des changements histologiques de l'épithélium épидидymaire (Enzer et Robaire, 2002).

Les œstrogènes présentent aussi une importance majeure dans la fertilité, elles interviennent dans l'absorption du fluide luminal, la transition pubertaire (Parlevliet et *al.*, 2006), l'expression des protéines comme la lactoferrine (Yu et Chen, 1993) et dans le remodelage membranaire et le stockage des spermatozoïdes (Shayu et *al.*, 2005).

III. Spermatozoïde

1. Définition

Le spermatozoïde est le produit final du processus de spermatogenèse (Eddy, 2006), c'est une cellule profondément transformée apte à féconder un ovule maternel d'une même espèce (Vaissaire, 1977). Il se compose de trois parties distinctes : une tête, un cou et une queue (Figure 05), leurs formes et longueur sont spécifiques à chaque espèce.

La tête est la partie essentielle, elle est constituée de l'acrosome et d'un noyau extrêmement condensé. L'acrosome recouvre la surface de la tête et contient de nombreuses enzymes protéolytiques, leur libération est appelée réaction acrosomique qui permet au spermatozoïde de pénétrer dans la zone pellucide de l'ovule (Bergmann, 2006). Elle peut généralement être classée en deux grandes catégories : la tête en forme de faucille (falciforme), retrouvée chez les rongeurs, et la tête en forme de palette (spatulée, en éventail) que l'on observe chez de nombreuses espèces, y compris l'homme (Figure 06) (Pesch et Bergmann, 2006 ; Toshimori, 2009).

La pièce intermédiaire est une partie cytoplasmique rétrécie qui représente le segment qui relie la tête à la queue, elle est peu visible en microscopie conventionnelle et mesure 1,5 à 2 fois la longueur de la tête, présente un contour régulier, une texture homogène et un reste cytoplasmique de taille minime. Elle renferme la plupart des mitochondries qui sont responsables de la production d'énergie nécessaire aux mouvements.

Rappels bibliographiques sur l'épididyme et le spermatozoïde

La queue ou flagelle assurant la mobilité du spermatozoïde, forme la quasi-totalité de la cellule, présente une pièce principale constituée de neuf faisceaux de fibres denses, ainsi que d'une gaine protéique fibreuse périphérique et une pièce terminale qui comporte le filament axial (Barone, 2001 ; Turner, 2003 ; Wargo et Smith, 2003).

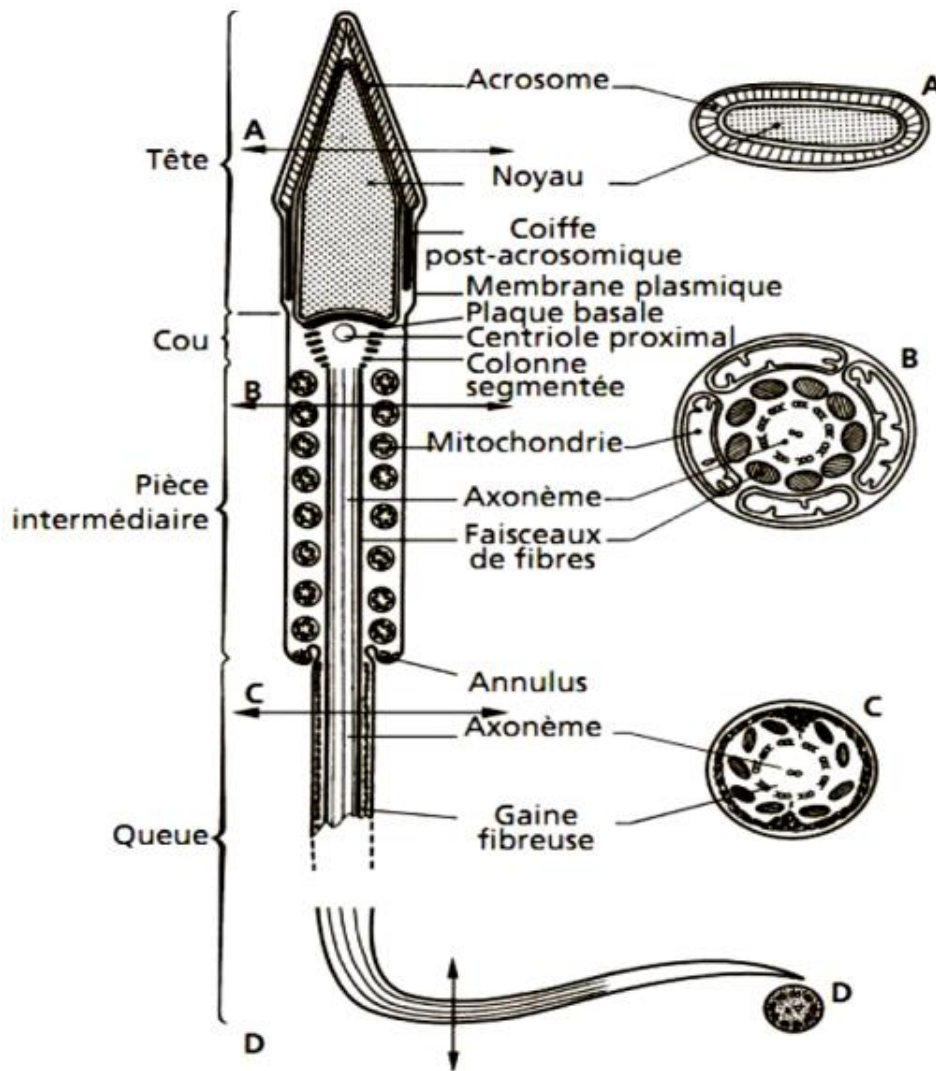


Figure 05 : Schéma du spermatozoïde de mammifère (Le Moigne et Foucrier, 2009).

Rappels bibliographiques sur l'épididyme et le spermatozoïde

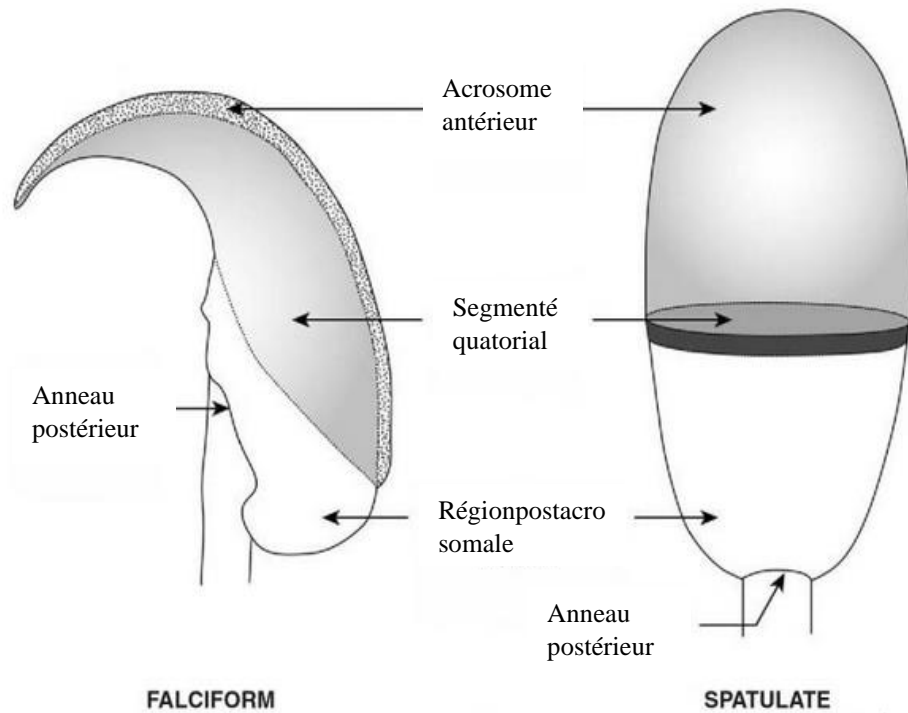


Figure 06 : Caractéristiques générales de la tête de spermatozoïde chez les rongeurs à gauche et chez le lapin à droite (Eddy, 2006).

2. Epithélium séminifère et spermatogenèse

La spermatogenèse est le processus de formation des spermatozoïdes. Elle se déroule dans les tubes séminifères des testicules au sein de l'épithélium séminifère.

2.1. Epithélium séminifère

En coupe transversale, les tubes séminifères sont limités par une gaine périvitulaire de diamètre de 3 à 5 μm . Cette dernière, elle est formée par une membrane basale entourée des cellules musculaires lisses (cellules périvitulaires) et des fibres de collagènes. Sur cette gaine repose l'épithélium séminifère. Il est composé des cellules de Sertoli et les cellules de la lignée germinale qui sont disposées en couche superpose à des différents stades de spermatogenèse (Figure 07) (Dadoune, 2007).

Rappels bibliographiques sur l'épididyme et le spermatozoïde

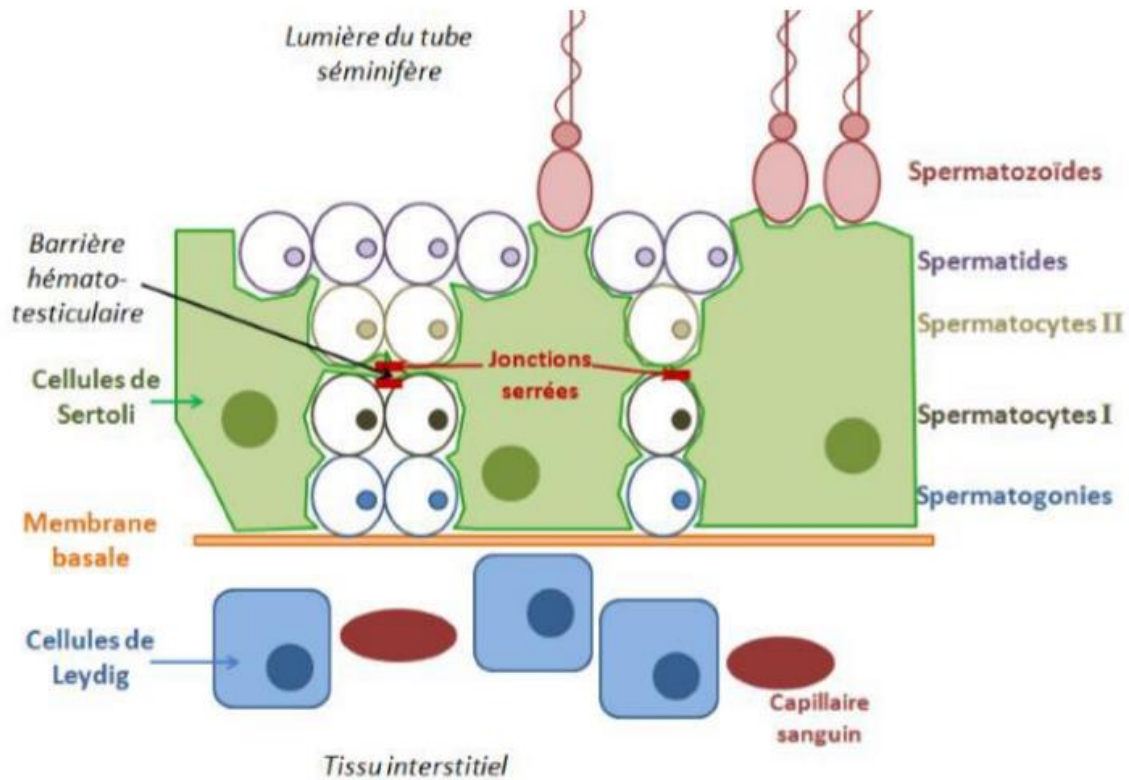


Figure 07 : Schéma illustrant l'organisation cellulaire des tubes séminifères (Amann, 2011).

Il s'agit d'une cellule grossièrement pyramidale dont la hauteur détermine celle de l'épithélium séminifère. La forme particulière est liée à la présence d'un abondant cytosquelette constitué d'un réseau de microtubules et de filaments d'actine et de filaments intermédiaires de vimentine. La cellule adulte normale mature présente un noyau indenté, grossièrement triangulaire avec un nucléole tripartite proéminent (Ravel et Jaillard, 2011). Ses faces latérales sont en contact étroit avec les cellules de Sertoli adjacentes et les cellules germinales aux divers stades de la spermatogenèse (Figure 08) (Thibault et Levasseur, 2001). Leur forme et leur volume varient au cours du cycle spermatogénétique, démontrant ainsi leur plasticité synchronisée avec l'évolution des cellules germinales. Elles ont un rôle majeur dans le maintien de l'architecture complexe des tubules et dans la régulation et la programmation des cycles de l'épithélium séminifère et assurent également un rôle de protection et de nutrition des cellules germinales, ainsi que la phagocytose des cellules surnuméraires ou anormales, et des corps résiduels des spermatides (Lucas et *al.*, 2011).

Chaque cellule de Sertoli est connectée aux cellules adjacentes par des jonctions serrées, elles sont disposées au pôle basal liant deux compartiments : basal ou périphérique et central. Ces

Rappels bibliographiques sur l'épididyme et le spermatozoïde

jonctions constituent la barrière hémato-testiculaire. Son rôle est d'empêcher l'entrée ou la sortie de cellules, de fluides ou de substances (endogènes ou xénobiotiques). Cela permet non seulement la protection des cellules germinales méiotiques sensibles contre les mutagènes potentiellement nocifs, mais empêche également la reconnaissance des nouveaux antigènes de surface. D'autres types de jonctions relient les cellules de Sertoli entre elles et avec les cellules germinales, dont des jonctions d'ancrages et des jonctions communicantes de types Gap (Creasy, 1997 ; Little et Holyoak, 1992 ; Amann, 1993).

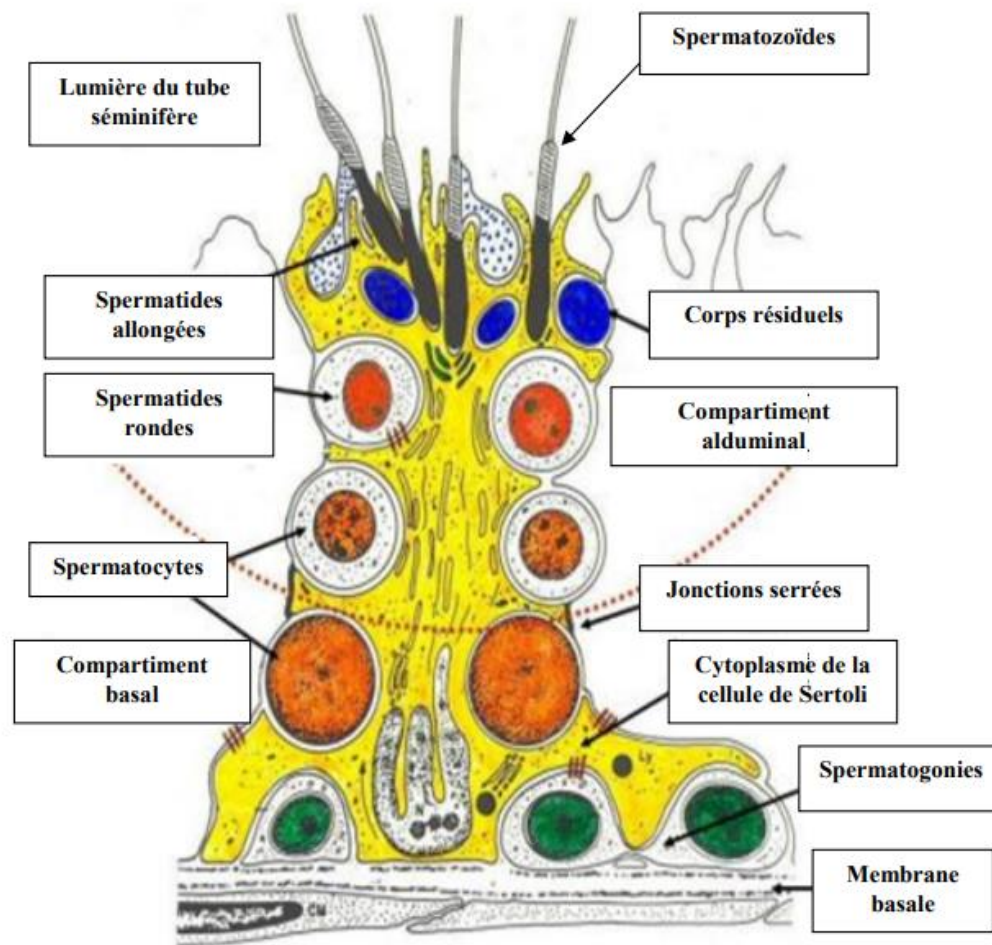


Figure 08 : Structure de la cellule de Sertoli (Siffroi, 2001).

La cellule germinale est une cellule animale de la lignée reproductrice. C'est l'ensemble des éléments qui, à partir de cellules souches ou spermatogonies aboutissent à la formation et la libération des gamètes mâles ou spermatozoïdes dans la lumière des tubules séminifères par une combinaison de division et de différenciation cellulaire (Jégou et *al.*, 2014).

Rappels bibliographiques sur l'épididyme et le spermatozoïde

Selon Dadoune et Siffroi (2000), il est souligné que les cellules germinales sont arrangées en couches superposées qui s'étendent entre la membrane basale et la lumière du tube séminifère. La spermatogenèse est effectuée par trois types de cellules germinales : les spermatogonies, les spermatocytes et les spermatides. A chaque type cellulaire correspond une phase du processus spermatogénétique.

2.2. Spermatogenèse

La spermatogenèse est le processus de différenciation cellulaire qui aboutit à la transformation des cellules germinales en spermatozoïdes (Figure 09) (Faure, 2007). Elle débute à la puberté et se poursuit tout au long de la vie adulte et varie selon les espèces, elle est de 35 jours chez la souris, 52 jours chez le rat et de 74 jours chez l'homme (Clermont, 1972). Il s'agit d'un processus long et chronologique par lequel les spermatogonies des cellules souches se divisent par mitose pour maintenir leur propre nombre et pour produire cycliquement des spermatocytes primaires (Spermatocytogenèse). Ces dernières subissent une méiose pour produire des spermatides haploïdes qui se différencient en spermatozoïdes (Spermiogénèse) (Johnson et *al.*, 2000).

La première division mitotique des cellules germinales primordiales diploïdes (spermatogonies ; sg) situées près de la lame basale des tubules séminifères produit des spermatocytes primaires diploïdes (spc I). La spermatogenèse se poursuit pendant la vie reproductive, puisque près de la moitié des spermatocytes primaires produits restent près de la lame basale pour continuer à se diviser par mitose. D'autres spermatocytes primaires migrent vers la lumière des tubules séminifères et commencent à subir la méiose I, donnant naissance à des spermatocytes secondaires haploïdes (spc II). Ces spermatocytes secondaires se divisent à nouveau au cours de la méiose II, produisant des spermatides haploïdes (std) (Allais-Bonnet et Pailhoux, 2014). La spermiogénèse est la phase finale qui conduit à la formation des spermatozoïdes, à partir des spermatides et dès ce stade, il n'y a plus de division cellulaire, mais on observe principalement des transformations extrêmement complexes à l'échelle moléculaire et cellulaire des spermatides, pour aboutir à la formation des spermatozoïdes (Schulz et *al.*, 2005).

Rappels bibliographiques sur l'épididyme et le spermatozoïde

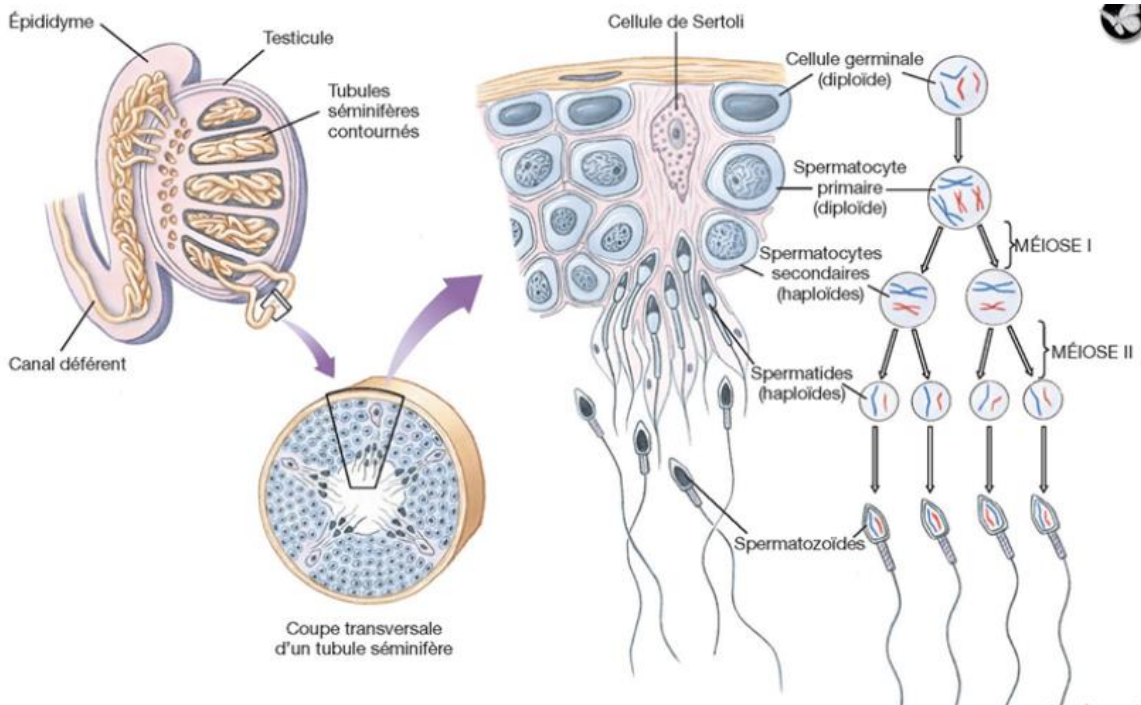


Figure 09 : Schéma représentatif de spermatogénèse (Allais-Bonnet et Pailhoux, 2014).

3. Régulation de la spermatogénèse

La régulation hormonale de la spermatogénèse est assurée par l'axe cérébro-testiculaire qui est constitué de l'hypothalamus, l'adénohypophyse et les testicules (Figure 10) (Marieb, 1999).

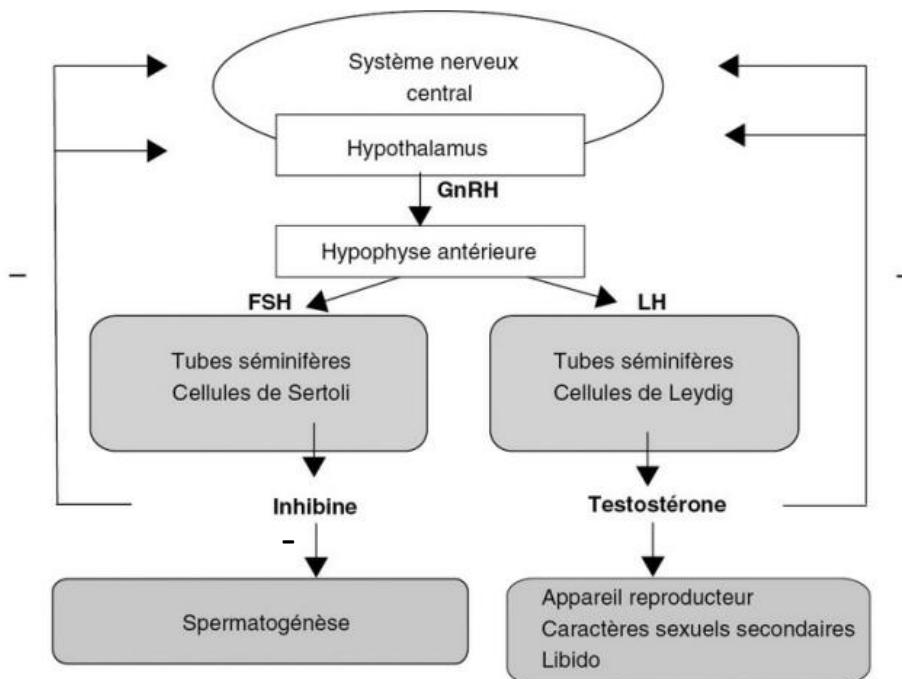


Figure 10 : Régulation hormonale de la spermatogénèse (Lamothe et al., 2015).

Rappels bibliographiques sur l'épididyme et le spermatozoïde

3.1. Axe hypothalamo-hypophysio-gonadique

Au niveau hypothalamique, le fonctionnement gonadique est sous la dépendance d'une hormone gonadolibérine appelée facteur ou hormone libérant les gonadotrophines (GnRH), également connu sous le nom de gonadolibérine (LHRH), qui est un décapeptide sécrété par le noyau arqué et noyaux pré et supra optique de l'hypothalamus. La sécrétion de GnRH est pulsatile et elle est déversée dans un réseau veineux dit système porte hypothalamo-hypophysaire (Thibault et Levasseur, 2001 ; Comhaire et Mahmoud, 2006).

La GnRH, libérée dans l'antéhypophyse via la circulation portale hypophysaire, se lie à un récepteur spécifique (RGnRH) exprimé par les cellules gonadotropes de l'hypophyse. Cette liaison déclenche la production et la sécrétion des deux gonadotrophines, la LH (Luteinizing Hormone hormone ou hormone lutéinisante) et la FSH (Follicule Stimulating Hormone ou hormone folliculostimulante) (Migaud et *al.*, 2016).

Les gonadotrophines (FSH et LH) circulent dans le sang pour atteindre le testicule, chaque hormone agit sur un type spécifique de cellules ; la FSH agit sur les cellules de Sertoli en se fixant sur ses récepteurs pour activer la production de facteurs Sertoliens tel que l'ABP, la transferrine et divers agents nécessaires au bon déroulement de la spermatogenèse. Tandis que la LH agit sur les cellules de Leydig pour la synthèse et la sécrétion de la testostérone (androgène principale sécrétés continuellement à partir de la puberté) qui favorise la spermatogenèse (Widmaier et *al.*, 2009), ainsi le maintien d'un phénotype masculin. Parallèlement, les androgènes fonctionnent comme une hormone de rétroaction au niveau hypothalamique (Schlatt et Ehmcke, 2014).

3.2. Contrôle de la sécrétion des gonadotrophines

Selon Roser (2008), le contrôle exercé par l'axe hypothalamo-hypophysio-testiculaire est modulé par un rétrocontrôle assuré par les hormones testiculaires stéroïdiennes (testostérone) et protéiques (inhibine).

La sécrétion de testostérone par les cellules de Leydig stimulées par la LH a deux rétroactions négatives sur sa sécrétion : Son action directe sur l'hypothalamus diminue la production de GnRH, ce qui entraîne une diminution de la sécrétion de LH et de FSH par l'hypophyse antérieure. De plus, elle réduit par un effet direct la réponse à la GnRH des cellules sécrétrices de LH de l'hypophyse antérieure (Sherwood, 2015).

L'inhibine qui est une autre hormone protéique sécrétée par les cellules de Sertoli exerce un rétrocontrôle négatif sur la synthèse des sous unités β de la FSH, par les cellules gonadotropes

Rappels bibliographiques sur l'épididyme et le spermatozoïde

et réduit la teneur en hormone de libération hypothalamique de LH (GnRH) (Heshmati et *al.*, 1983 ; Bertrand-Delepine et *al.*, 2016).

4. Influence des facteurs de l'environnement sur la reproduction

4.1. Facteurs nutritionnels

La nutrition est un facteur environnemental qui influence la capacité des animaux à atteindre leur potentiel génétique de croissance, de reproduction et de longévité ou à répondre à des stimuli. Ainsi, la santé et le bien-être de l'animal sont fortement influencés par son état nutritionnel (Knapka, 1999) car les caractéristiques de la semence et la libido sont affectées lorsque le niveau des apports nutritionnels est insuffisant (Joly et Theau-Clément, 2000).

Chez certains rongeurs, comme le rat, une restriction alimentaire importante entraîne une diminution de testostérone et de LH, une diminution du poids des testicules et une dégénérescence des spermatocytes (Rehm et *al.*, 2008).

D'autre part, chez l'homme, l'attente d'une malnutrition souvent peut mettre en face des symptômes tels que l'hypofertilité, l'hypogonadisme, la diminution des caractéristiques sexuelles secondaires et des anomalies morphologiques des spermatozoïdes. Puisque, le déroulement de la spermatogenèse nécessite un apport quantitatif et qualitatif convenable de protéines, acides gras, vitamines, fer, folates, zinc et oligoéléments indispensables à la synthèse d'ADN et d'ARN (Addourouj, 1984 ; Ounis, 2014).

Cependant, l'obésité représente un facteur majeur de réduction des taux de testostérone (Andzouana-Mbamognoua, 2015). Des études ont montré qu'il existe une relation entre l'indice de masse corporelle (IMC) et la fertilité masculine. En particulier, une obésité ou un surpoids (IMC supérieur à 25 kg/m²) peut altérer la qualité des spermatozoïdes, notamment leur mobilité, leur vitalité et leur morphologie (Sekhavat et Moein, 2010 ; Belarbi-Amar 2015). Néanmoins, le facteur le plus important reste la qualité plutôt que la quantité du régime alimentaire, car un aliment équilibré doit optimiser des performances de reproduction et de croissance ainsi que l'assurance d'une bonne santé des animaux (Luzi et *al.*, 1996).

4.2. Facteurs physiques

4.2.1. Température

La production normale de spermatozoïdes dépend d'une température testiculaire optimale maintenue en dessous de la température corporelle (généralement entre 34° et 35°C) (Mendiola

Rappels bibliographiques sur l'épididyme et le spermatozoïde

et *al.*, 2009). Une température plus basse réduit le taux métabolique et induit des dommages oxydatifs au spermatozoïdes stockés (Ivell, 2007). Ainsi, chez l'homme et la plupart des mammifères, une élévation de la température du scrotum par rapport à la température corporelle normale entraîne un échec de la spermatogenèse (Sharpe, 2000) car, le stress thermique entraîne des dommages aux spermatozoïdes et aux cellules germinales, menant à l'apoptose et à la détérioration de l'ADN et affectant la qualité du sperme, la concentration et le volume des éjaculats (Yin et *al.*, 1997 ; Joly et Theau-Clément, 2000 ; Zhu et *al.*, 2004).

Les facteurs professionnels ou liés au mode de vie qui modifient la température ambiante du scrotum chez les hommes pouvaient être un facteur important dans la diminution du nombre de spermatozoïdes, compromettre la qualité du sperme et augmenter le risque d'infertilité (Thonneau et *al.*, 1998 ; Durairajanayagam et *al.*, 2015). Il existe des sources endogènes d'élévation de la température telles que l'obésité, la varicocèle, la fièvre, la cryptorchidie. Les hommes souffrant de varicocèle présentent des températures scrotales plus élevées et un nombre total de spermatozoïdes plus faible (Garolla et *al.*, 2015).

4.2.2. Photopériode

La photopériode est responsable de l'alternance entre une saison sexuelle et une saison de repos sexuel dans la plupart des espèces animales et elle peut stimuler ou inhiber l'activité de reproduction en fonction de sa durée. Cependant, en l'absence d'information photopériodique, l'animal exprime un rythme endogène de reproduction et le rôle principal de la photopériode dans les conditions naturelles semble être de synchroniser ce rythme interne des animaux. Par exemple, si le cycle photopériodique annuel est inversé, cela entraîne un décalage de 6 mois de la saison sexuelle, tandis que si le cycle photopériodique est réduit à 6 mois, cela entraîne l'apparition de deux saisons sexuelles par an (Malpaux et *al.*, 1996).

Les animaux s'accouplent généralement à un moment donné de l'année. Selon Shinomiya et *al.* (2014), les animaux à période de gestation courte, tels que les rongeurs, s'accouplent au printemps et en été, tandis que les animaux à période de gestation longue s'accouplent en automne pour donner naissance aux petits au printemps et en été.

De plus, l'activité sexuelle des rongeurs est influencée par les saisons, alternant entre périodes d'activité et de repos sexuel. Selon Edmonds et *al.* (2003), cette activité sexuelle est régulée par la photopériode, c'est-à-dire la durée de l'exposition à la lumière, ce qui entraîne des changements dans la physiologie des gonades.

Rappels bibliographiques sur l'épididyme et le spermatozoïde

Chez les mammifères, la glande pinéale et son hormone, la mélatonine, sont essentielles pour la réponse photopériodique du système reproducteur. La forte rythmicité circadienne de la synthèse de la mélatonine pinéale, associée à une suppression rapide du pic nocturne par la lumière, indique que cette hormone joue un rôle dans la transmission des informations sur la longueur du jour du système circadien au système reproducteur (Elliott et Goldman, 1981).

5. Anomalies spermatiques

Le spermogramme-spermocytogramme est un examen de base dans l'évaluation qualitative et quantitative du sperme (Lu et *al.*, 2010). On considère que les paramètres du sperme tels que le pH, la mobilité, la morphologie et la vitalité jouent un rôle important dans la capacité fonctionnelle des spermatozoïdes (Tableau 1) (Donzé et Rossier, 2012).

Tableau 1 : 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

5.1. Anomalies en relation avec le volume

Aspermie : est définie comme une absence totale de sperme expulsé du méat urétral, également appelé éjaculat sec. Ce phénomène peut être dû à d'une incapacité à produire du sperme ou d'une incapacité à éjaculer en direction dans le sens antégrade. Aspermie peut être classée de manière générale comme anéjaculation (absence d'émission) ou l'éjaculation rétrograde (Girgis et *al.*, 1968 ; Mehta et Sigman, 2015).

Hyperspermie : est une condition dans laquelle un homme produit un volume de sperme au-dessus de la moyenne (>6.0 ml) (Zhang et *al.*, 2015).

Rappels bibliographiques sur l'épididyme et le spermatozoïde

Hypospermie : Correspond à un volume d'éjaculat inférieur à 2 mL sur au moins deux spermogrammes successifs. L'hypospermie peut être isolée ou associée à d'autres anomalies spermatiques (oligozoospermie, asthénozoospermie, tératozoospermie, azoospermie. . .) (Robin et *al.*, 2008).

5.2. Anomalies du nombre de spermatozoïdes

Azoospermie : L'azoospermie, définie comme l'absence de spermatozoïdes dans l'éjaculat, est constatée chez environ 1 % de tous les hommes et chez 10 à 15 % des hommes infertiles (Cocuzza et *al.*, 2013). Correspond à deux grandes classes étiologiques :

Azoospermie obstructive (AO) dont la cause principale est un obstacle sur les voies urogénitales impliquées dans le trajet des spermatozoïdes de leur lieu de production jusqu'au méat urétral lors de l'éjaculation.

Azoospermie non obstructive (ANO), la plus fréquente, qui correspond à un défaut de production de spermatozoïdes au niveau du tube séminifère (Wosnitzer et *al.*, 2014).

Oligospermie : Elle se définit par une diminution du nombre de Spz dans l'éjaculat (Eeckeleers, 2007). Une concentration spermatique inférieure à 15 millions par millilitre d'éjaculat (El-Hajjami, 2017).

5.3. Anomalies de la qualité du sperme

Asthénozoospermie : désigne une diminution ou une absence de la mobilité des spermatozoïdes (avec un taux de spermatozoïdes mobiles inférieur à 50 % moins d'une heure après l'éjaculation, selon les normes OMS).

Nécrozoospermie : A été définie comme la présence de moins de 58 % de spermatozoïdes vivants dans le sperme (OMS, 2021). La nécrozoospermie est une affection que l'on retrouve dans 0,2 % à 0,4 % des cas d'infertilité masculine. Ces causes sont multiples : elles peuvent être liées à des lésions testiculaire et/ou post-testiculaire (Boursier et *al.*, 2022).

Leucospermie : Est caractérisée par l'apparition de leucocytes dans le liquide séminal, à l'occasion, ou le plus souvent en l'absence de toute infection génitale, et constitue un syndrome inflammatoire (Leib et *al.*, 1994 ; OMS, 1999).

Tératozoospermie : Se caractérise par la présence de spermatozoïdes de morphologie anormale dans plus de 85 % des spermatozoïdes (Perrin et *al.*, 2013). La tératozoospermie représente un groupe hétérogène incluant un large éventail de phénotypes de spermatozoïdes

Rappels bibliographiques sur l'épididyme et le spermatozoïde

anormaux affectant, uniquement ou simultanément, la tête, le cou, la partie médiane et la queue (Chemes et Rawe, 2003).

Il est aussi possible d'avoir une oligoasthénotérazoospermie (OAT) qui est l'un des phénotypes les plus courants de l'infertilité masculine. Elle se définit par une combinaison de défauts qualitatifs et quantitatifs des spermatozoïdes (Jungwirth et *al.*, 2012).

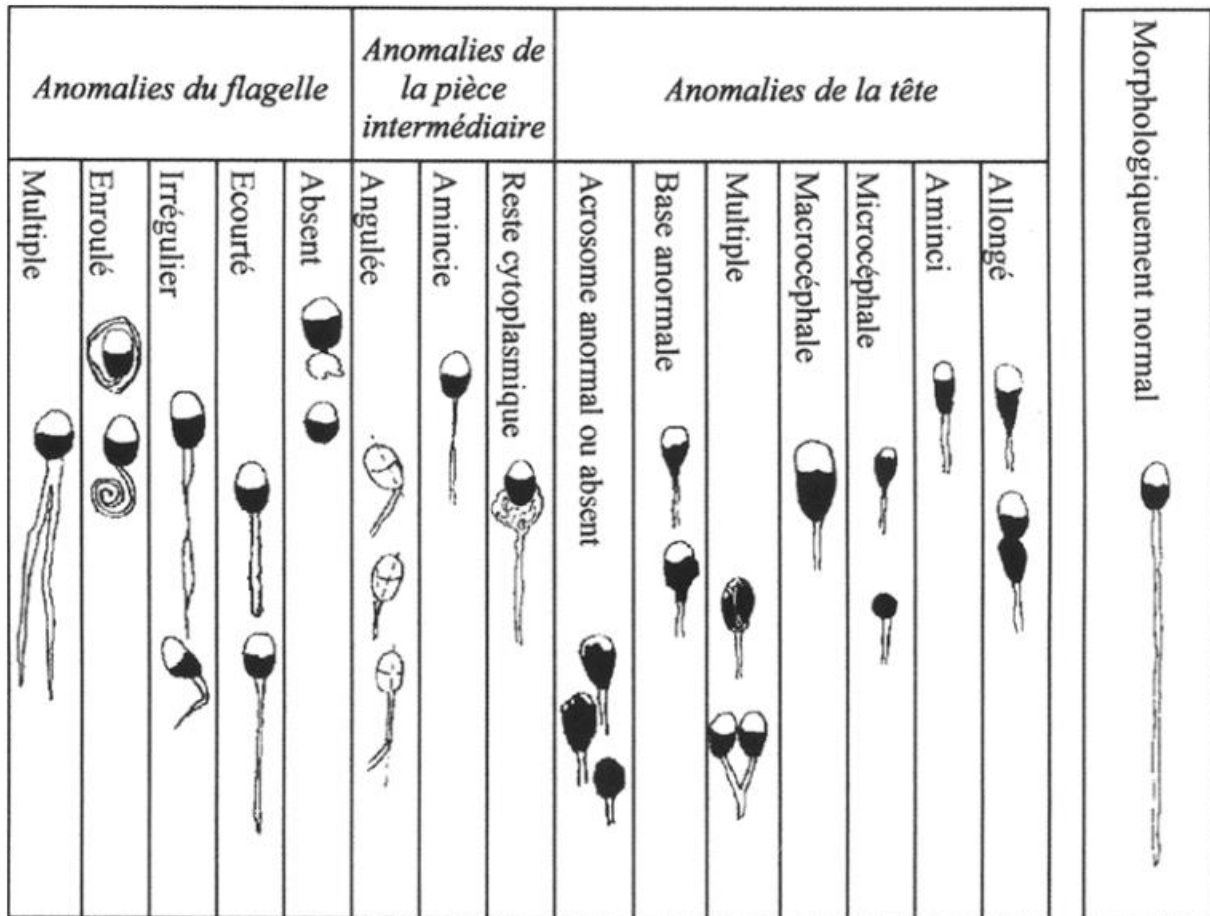


Figure 11 : Anomalies spermatisques d'après la classification de David (Auger et *al.*, 2000).

Matériel et méthodes

I. Matériel biologique et Biotope

1. Description du modèle animal

Le modèle animal choisi pour cette étude est un rongeur saharien, le mérion de Libye (*Meriones libycus*) (Figure 12). Se reconnaît par la coloration ocrée et rougeâtre de la base de sa queue terminée par un pinceau de poils noirs. Le pelage dorsal est gris fauve, piqueté de gris, le pelage ventral est blanc. Les ongles sont de couleur grisâtre, parfois noire, les bulles tympaniques sont très développées (Petter ,1961 ; Ahmim, 2019). Le Mérion de Libye appartient à la famille des Gerbillidés, son régime alimentaire est à la fois herbivore et granivore. Il vit dans des terriers superficiels creusés sous les plus gros buissons, bénéficiant de l'ombre que la plante offre (Petter, 1961). Le *Meriones libycus* se reproduit dans le Sahara algérien selon un cycle saisonnier qui se distingue par une période de reproduction courte (printemps-début de l'été) et une période de repos prolongée (fin de l'été-fin de l'hiver) (Belhocine et *al.*, 2011).



Figure 12 : Photo d'un mérion de Libye (*Meriones libycus*) (Originale2024).

La classification systématique de l'animal selon Lichtenstein, 1823

Règne..... Animalia
Embranchement.... Chordata
Sous-embr...... Vertebrata
Classe..... Mammalia
Sous-classe..... Theria
Infra-classe..... Eutheria
Ordre..... Rodentia
Sous-ordre..... Myomorpha
Famille..... Muridae
Sous-famille..... Gerbillinae
Genre..... *Meriones*

Espèce *Meriones libycus*

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). Il est présent dans la péninsule arabique, au nord Afrique et certaines parties de l'Asie occidentale et centrale et s'étend de la Mauritanie et du Maroc jusqu'en Arabie Saoudite, au Kazakhstan et en Chine occidentale (Aulagnier et *al.*, 2008 ; Alagaili et *al.*, 2013).

Les animaux utilisés dans ce travail proviennent de la région de Béni-Abbés qui se trouve au sud-ouest du Sahara algérien où le climat est désertique et chaud. D'après les données du centre météorologique de Dar el Beida (2018) le mois le plus froid est Janvier (température moyenne minimale $5,03 \pm 1,16^{\circ}\text{C}$, température moyenne maximale $17,23 \pm 1,79^{\circ}\text{C}$) et 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 $41,88^{\circ}\text{C} \pm 0,51^{\circ}\text{C}$). Les dépressions sableuses circulaires ou allongées appelées « Dayas et Graras » dans le biotope de Béni-Abbés favorisent l'apparition d'une végétation buissonnante et fertile. Elles sont principalement occupées par le *Meriones libycus* qui établit son terrier à la base des buissons les plus importants. Le terrier est un complexe de galeries avec 2 à 8 orifices disposés de manière régulière et sans orientation privilégiée. Les galeries les plus profondes sont excavées à une profondeur de 20 Cm de la surface, tandis que les autres ne dépassent pas 10 Cm. Dans les galeries les plus profondes, l'humidité relative de l'air confiné est plus élevée que celle de l'air libre jusqu'à 50%. La température à l'intérieur du

terrier varie 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. Capture et construction des lots

Les mérions utilisés pour cette étude sont adultes, ils 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. Pour assurer la survie des animaux, le piégeage a commencé une heure avant le coucher du soleil et s'est terminé tôt le matin le lendemain. Les Mérions piégés ont été récupérés puis transportés à l'animalerie de l'université et gardés dans des cages propres et spacieuses avec administration quotidienne de la nourriture composée de grains d'orge et des dettes. Un lot d 6 mérions mâles sont gardés dans une cage considérés témoins et 6 autres sont des expérimentés qui vont subir un stress thermique scrotale.

III. Expérimentation animale

Avant la réalisation du stress thermique, l'animal est pesé puis anesthésié par l'injection intramusculaire de la solution Kétamine (100mg/Kg). Comme le montre la figure 13, le stress thermique scrotal est effectué en plongeant la partie inférieure de l'animal dans un bain d'eau maintenue à 43°C pendant 30 minutes et se fait à deux reprises.



Figure 13 : Injection intramusculaire de l'anesthésiant (A) et induction du stress thermique scrotal (B) chez *Meriones libycus* (originale 2024).

1. Sacrifice et prélèvement d'organes

15 jours après le stress thermique, tous les animaux ont été sacrifiés par décapitation et le sang a été récolté dans des tubes étiquetés. Les organes reproducteurs (Testicules, épидидymes, canal déférent, vésicules séminales et les lobes prostatiques) sont prélevés rapidement, dégraissés, pesés et fixés dans du formol à 10% en vue d'une étude histologique. À l'exception de l'épididyme distal gauche utilisé pour l'analyse spermatique.



Figure 14 : Appareil reproducteur chez *Meriones libycus* mâle adulte témoin (A) et après le stress thermique scrotale (B) (Originale 2024). TD : Testicule droit ; EP : Epididyme proximal ; EP : Epididyme distal VS : Vésicule séminale

IV. Analyse des échantillons

1. Analyse spermatique

L'épididyme distal gauche est prélevé et pesé, puis il est plongé dans une solution physiologique où il est découpé à l'aide d'un microciseau et incubé à l'intérieur de l'étuve maintenue à 37°C pendant 10 minutes pour permettre la sortie et la survie des spermatozoïdes.

Le pourcentage des spermatozoïdes mobiles est déterminé suite à l'observation d'un échantillon de sperme entre lame et lamelle sous le microscope optique au grossissement x400. De même pour l'analyse de la viabilité des spermatozoïdes ; on réalise des frottis d'un échantillon spermatique coloré avec l'éosine. La numération des spermatozoïdes est déterminée suite au dépôt des 10µl de la semence sous la lamelle placée et fixée à la surface

de la lame de Malassez (Figure 15). Le comptage est effectué sous microscope photonique au grossissement x400.

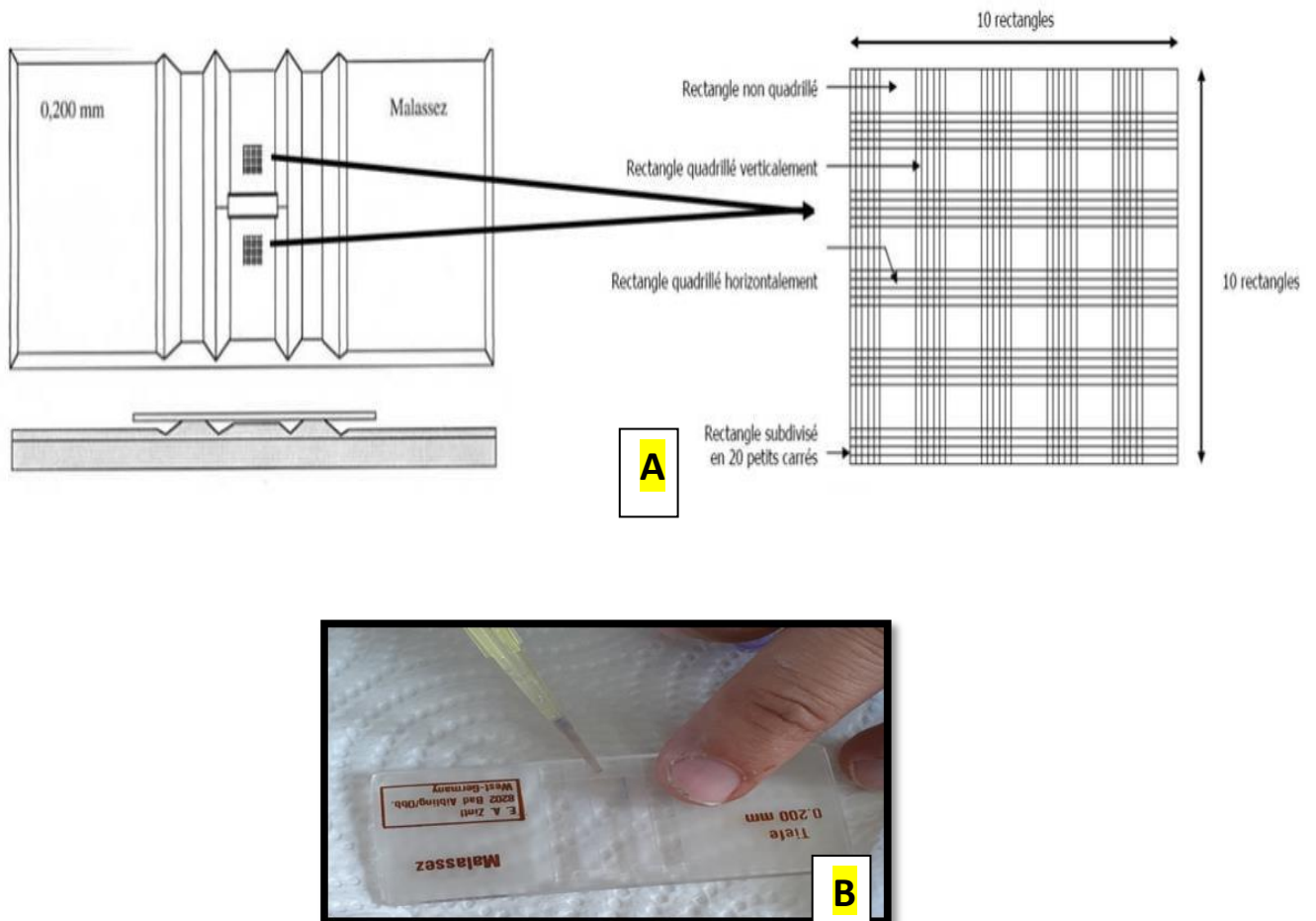


Figure 15 : Lame de Malassez et son quadrillage (A) et (B) dépôt d'échantillon pour la numération des spermatozoïdes (Originale 2024).

La lame de Malassez est une lame très épaisse et à fort relief dont la partie centrale est finement striée afin de définir des grands et des petits carreaux. La lame possède 25 rectangles composés de 20 carrés (cellules), elle permet de compter les cellules en suspension, inventée au XIXe siècle par Louis-Charles Malassez.

Après comptage, on calcule le nombre de spermatozoïdes en suivant la formule suivante

Formule à appliquer :

$$N = \frac{n}{a.v} \times Fd$$

Nombre de cellules par unité de volume → N
 Nombre de cellules comptées → n
 Facteur de dilution → Fd
 Nombre d'unités de comptage dénombrées → $a.v$
 Volume d'une unité de comptage → $a.v$
 nombre de cellules par unité de volume → N

D'autres frottis spermatisés sont confectionnés afin d'étudier la morphologie des spermatozoïdes. 50µl de la semence sont placés sur la lame de verre propre et ils sont immédiatement étalés uniformément sur la surface pour obtenir une fine couche. La lame est laissée sécher à l'air libre puis colorer par la solution d'hématoxyline-éosine. Les frottis colorés sont observés au microscope photonique au grossissement x400 afin de déterminer la forme normal et anormale des spermatozoïdes de chaque mérien.

2. Analyses histologique

L'étude histologique permet une observation microscopique des tissus, elle suit les étapes classiques d'histologie comprenant la fixation, déshydratation, éclaircissement, imprégnation, inclusion, confection des coupes, collage, coloration et montage.

2.1. Fixation des épидидymes

Cette première étape de l'étude histologique vise à maintenir les structures cellulaires dans un état aussi proche de celui de vivant, les organes sont prudemment prélevés et immergés dans un liquide fixateur qui est le formol à 10% (Figure 16).



Figure 16 : Organes des mériens de Libye à l'intérieur du liquide fixateur (Originale 2024).

2.2. Déshydratation des épидидymes

L'intérêt de cette étape est de faire sortir l'eau de l'organe car la paraffine n'est pas miscible dans l'eau. Les organes retirés du formol sont transférés dans des bains successifs d'alcool à degrés croissant : 2 bains d'alcool 70% pendant 4 heures, 2 bains d'alcool 96% pendant 12 heures et 2 bains d'alcool absolu pendant 4 heures.

2.3. Eclaircissement des épидидymes

Correspond à émerger les organes dans 2 bains de butanol a une durant 2 heures dans cette solution soluble et miscible à la paraffine liquide.

2.4. Imprégnation des épидидymes

Cette étape est nécessaire pour faire les coupes. Consiste à plonger les organes dans 2 bains successifs de paraffine chaude à 60°C pendant 4 heures pour remplacer le butanol à l'intérieur des organes, puis dans un autre bain pendant 24 heures pour bien imprégner les tissus.

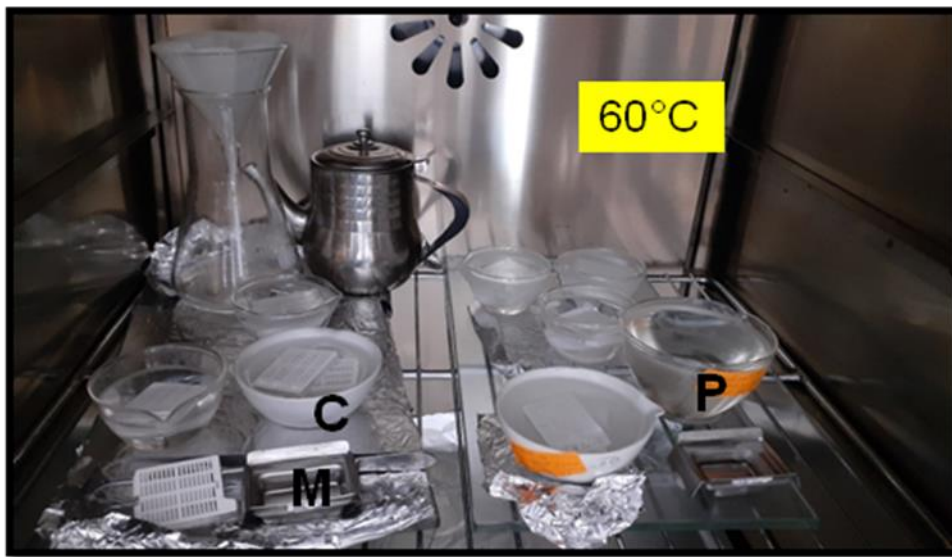


Figure 17 : Imprégnation des épидидymes dans la paraffine chaude à l'intérieur d'une étuve réglée et maintenue à 60°C. **P** : bac de paraffine liquide ; **C** : bac de paraffine liquide avec des cassettes histologiques contenant l'épididyme ; **M** : Moule métallique d'inclusion préchauffer (Originale 2024).

2.5. Inclusion des épididymes

Cette opération consiste à inclure l'épididyme à l'intérieur d'un moule métallique préchauffé puis placer la cassette en plastique étiquetée sur le moule ; la paraffine fondue et filtrée est versée sur l'ensemble en évitant la formation des bulles d'air et s'en assure que l'échantillon est au milieu du moule (Figure 18). Laisser la solidification de la paraffine contenant l'épididyme à température ambiante puis dans la glace pour faciliter la démolition et on obtient un bloc prêt pour réaliser des coupes à l'aide d'un microtome.

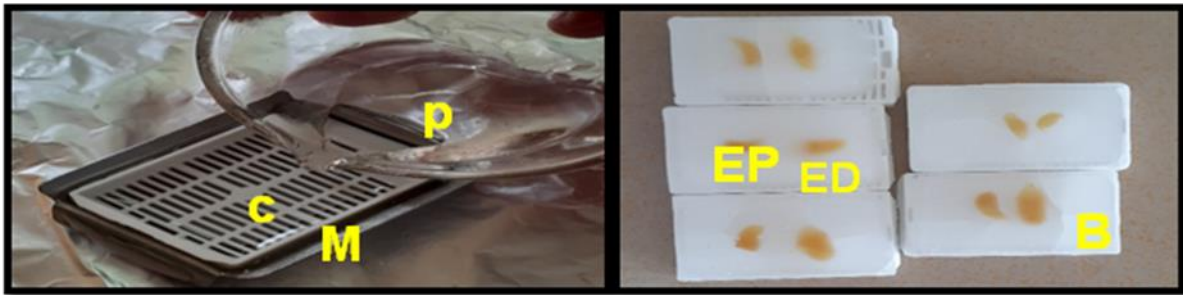


Figure 18 : Inclusion des épididymes dans la paraffine et formation des blocs. P : Paraffine liquide ; C : Cassette en plastique ; M : Moule métallique ; EP : Epididyme proximal ; ED : Epididyme distal ; B : Bloc histologique (Originale 2024).

2.6. Confection des coupes

Cette étape est réalisée grâce à l'utilisation d'un microtome à paraffine (SMCLAB QUIMICA) (Figure 19). Après avoir placé le bloc et le couteau du microtome en toute sûreté, on enlève le surplus de paraffine à 18 μ m (dégrossir) afin de procéder à la confection des coupes fines de 5 μ m. 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 pendant 48h.



Figure 19 : Microtome SMCLAB QUIMICA (Originale 2024).

2.7. Coloration

La coloration utilisée est l'Hématoxyline-Eosine qui permet de mettre en évidence grâce aux colorants utilisés, le cytoplasme en rose et le noyau en violet. Comme les colorants ne peuvent pas agir sur un tissu saturé en paraffine, les lames nécessitent un déparaffinage avec du butanol (5 minutes) puis une réhydratation qui consiste à reproduire les étapes inverse de celle de la déshydratation. Cette coloration se fait par passage des lames dans de l'Hématoxyline pendant 5 minutes ; rinçage à l'eau courante ; passage dans de l'éosine pendant 30 secondes et puis un autre rinçage à l'eau. Enfin une déshydratation est effectuée dans des bains d'alcool de degrés croissants d'une durée de 5 minutes puis deux bains de butanol de 5 minutes chacun.

2.8. Montage des lames

Cette opération est réalisée à l'aide d'une résine synthétique dite Eukitt. Une goutte de cette résine collante est déposée sur la coupe histologique colorée puis recouverte par une lamelle de verre en évitant les bulles d'air par une légère pression. Après montage les lames sont séchées, on obtient, ainsi, des lames histologiques prêtes à être observées au microscope optique.

3. Etude morphométrique

La morphométrie est l'étude de la forme et de la taille. Elle caractérise la forme et mesure les dimensions des organismes vivants. Toute donnée morphométrique permet des comparaisons d'un échantillon avec un autre. Après coloration des coupes histologiques nous avons capturés des images à l'aide d'un microscope a caméra (SMCLAB QUIMICA) via le logiciel IMAGE VIEW (Figure 20). Ensuite, nous avons réalisé une analyse morphométrique mesurent le diamètre du canal épидидymaire, la hauteur des cellules épithéliales et la zone supra nucléaire. Ces données ont ensuite été soumises à des analyses statistiques nous permettent de comparer la ces paramètres entre le groupe d'animaux témoin et les animaux soumis au stress thermique scrotal.

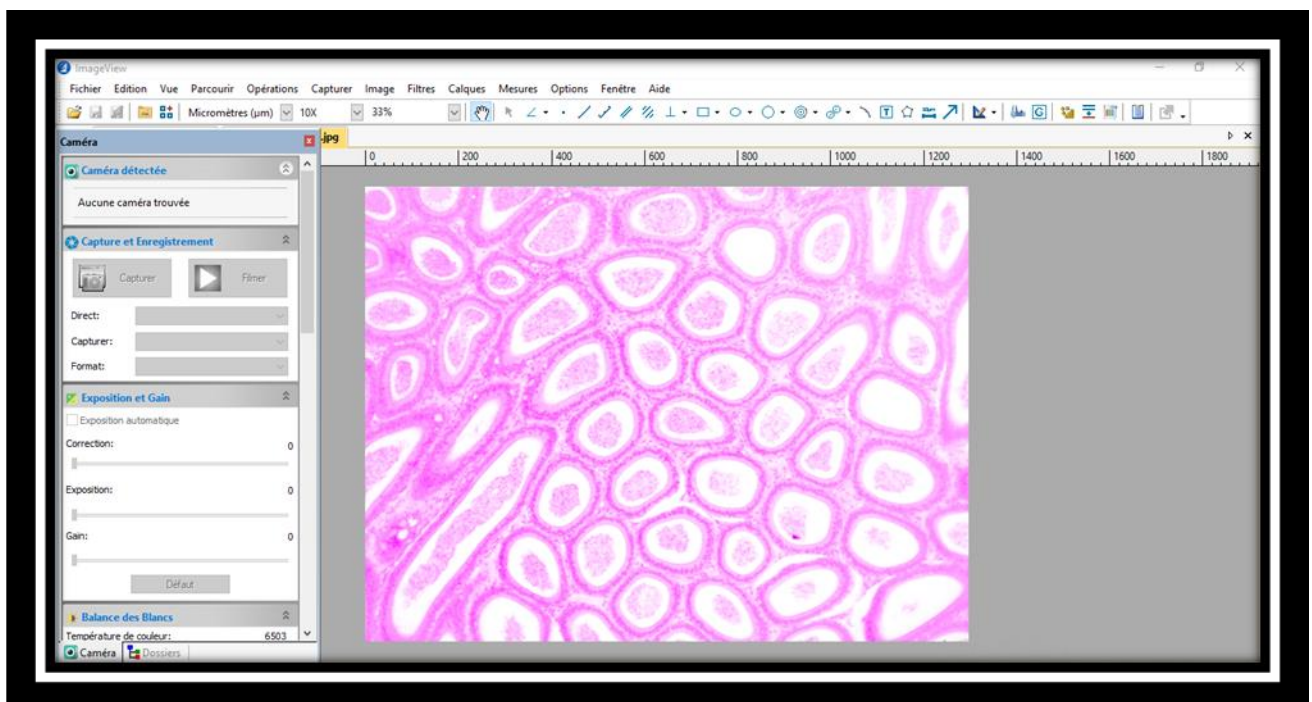


Figure 20 : Capture des images via logiciel IMAGE VIEW

4. Analyses statistiques

Les résultats de l'analyse spermatique, morphométriques et du poids corporel, des testicules, épидидymes, prostate et vésicule séminales obtenus durant cette étude 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 discussion

1. Effet du stress thermique testiculaire sur les données pondérales

Le poids corporel, des testicules, des épидидymes et des glandes annexes (vésicules séminales et complexe prostatiques) sont exprimés par la valeur moyenne \pm l'erreur standard à la moyenne (ESM).

1.1. Poids du corps

Le poids moyen des *Mériones libycus* adultes témoins est de $112,96 \pm 4,82g$; il diminue légèrement chez animaux qui ont subis un stress thermique scrotal. La perte pondérale estimée est de 7,25% et elle est statistiquement non significative ($P > 0,05$) (Figure 21).

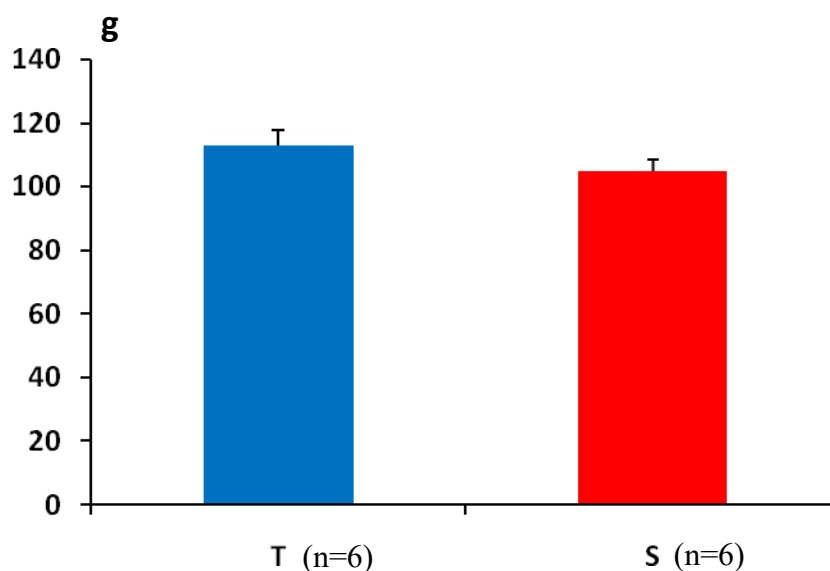


Figure 21 : Représentation graphique montrant la différence du poids corporel chez les *Mériones libycus* adultes témoins et stressés.

1.2. Poids des testicules

Les testicules des animaux témoins pèsent en valeurs absolues $2144,51 \pm 107,10mg$. Le stress thermique scrotal entraîne une régression pondérale de 60,95% qui est statistiquement hautement significative ($p < 0,001$) (Figure 22).

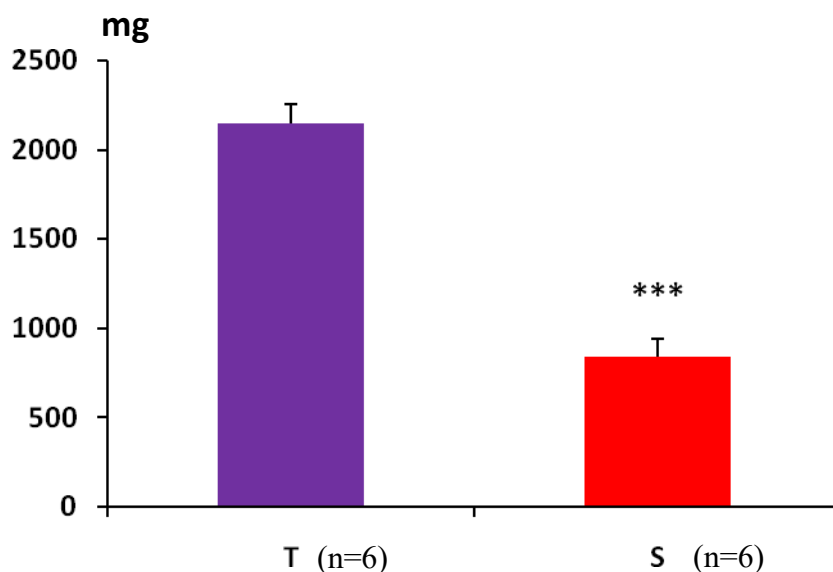


Figure 22 : Représentation graphique montrant la différence du poids testiculaire chez les *Mériones libycus* adultes témoins et stressés.

1.3. Poids des épидидymes

Le poids de l'épididyme proximal chez *Mériones libycus* témoins est de $411,51 \pm 109,7$ mg ; il montre une diminution statistiquement non significative (54,4% ; $P > 0,05$) chez les mérions soumis au stress thermique scrotal (Figure 23). L'épididyme distal de ces derniers animaux subit aussi une régression pondérale de 37,89%, qui est statistiquement significative ($0,01 < p < 0,05$) (Figure 24).

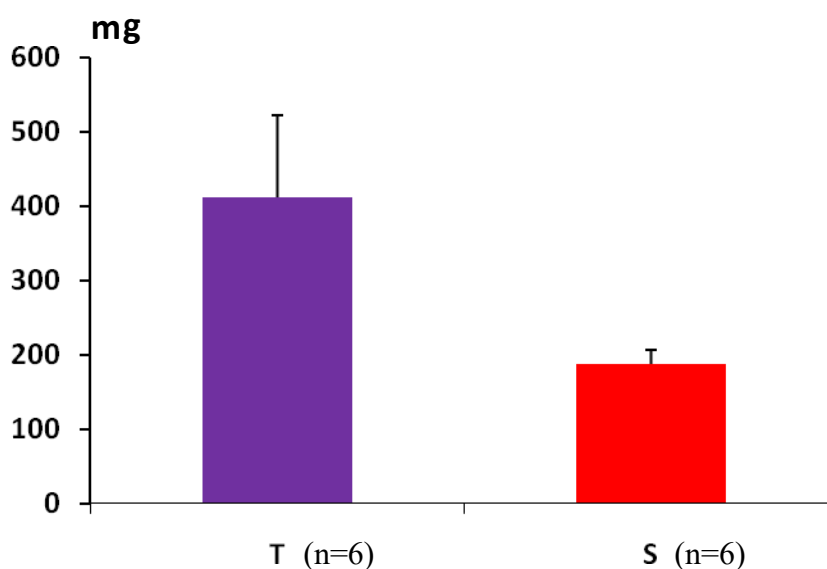


Figure 23 : Représentation graphique montrant la différence de poids des épидидymes proximaux chez les *Mériones libycus* adultes témoins et stressés.

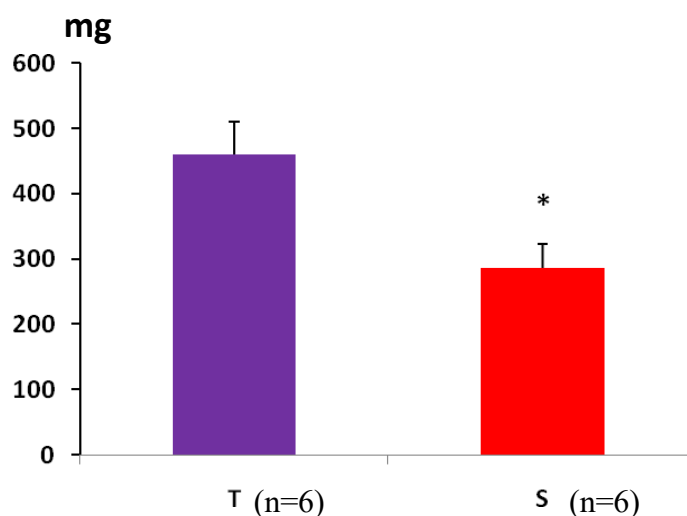


Figure 24 : Représentation graphique montrant la différence de poids des épидидymes distaux chez les *Mériones libycus* adultes témoins et stressés.

1.4. Poids des glandes annexes

Chez les mérions témoins, le poids des glandes annexes est de 530,33±93,91mg pour les vésicules séminales et 79,52±7,01 mg pour le complexe prostatique. Le stress thermique scrotal entraîne une augmentation non significative (10,81% ; $p > 0,05$) au niveau des vésicules séminales (Figure 25) et une régression statistiquement significative ($0,01 < p < 0,05$) du complexe prostatique d'environ 30,04% (Figure 26).

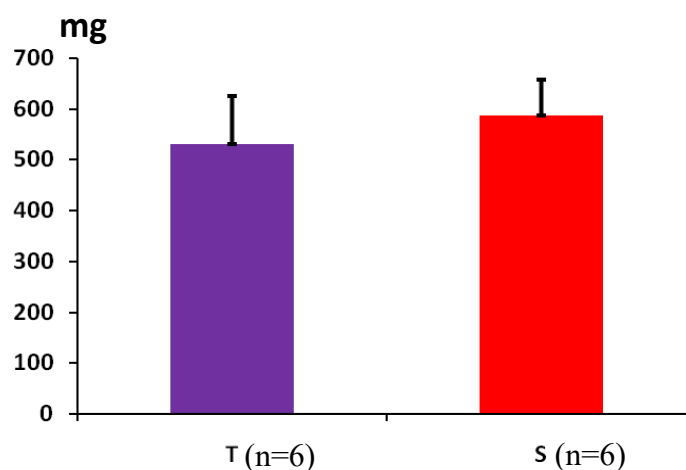


Figure 25 : Représentation graphique montrant la différence du poids des vésicules séminales chez les *Mériones libycus* témoins et stressés.

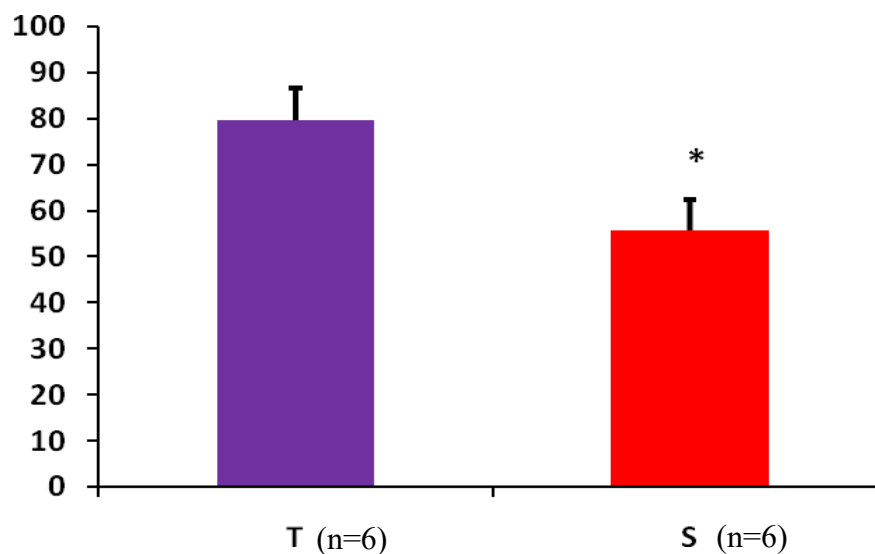


Figure 26 : Représentation graphique montrant la différence pondérale du complexe prostatique chez les *Mériones libycus* témoins et stressés.

2. Effet du stress thermique testiculaire sur les paramètres spermatiques

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

2.1. Nombre de spermatozoïdes

Chez les *Mériones libycus* témoins, le nombre moyen des spermatozoïdes dans 1ml de la semence est de $(17,275 \pm 3,42)10^6$ spz/ml. Le stress thermique scrotal entraîne une baisse de 85,49%, qui est statistiquement très significative ($0,001 < p < 0,01$) (Figure 27).

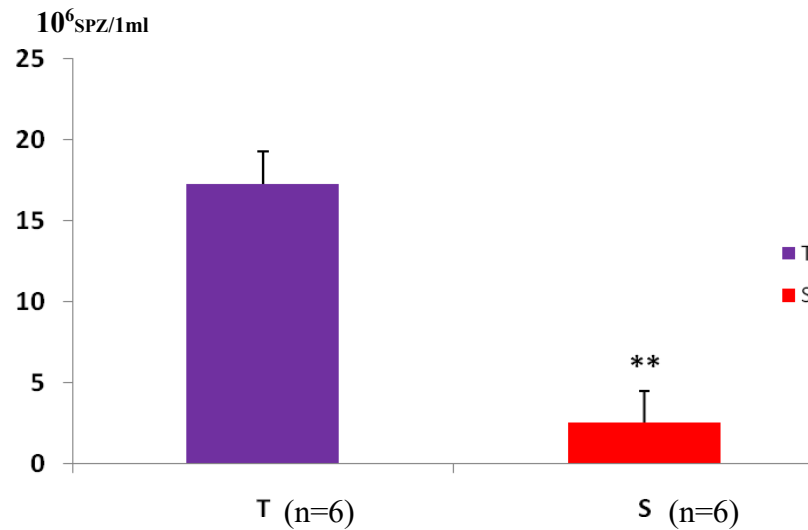


Figure 27 : Représentation graphique montrant l'évolution du nombre de spermatozoïdes (spz) dans 1ml de semence chez les *Mériones libycus* adultes témoins et stressés.

2.2. Mobilité des spermatozoïdes

Chez les *Mériones libycus* témoins le taux des spermatozoïdes mobiles est estimé à 50,6% d'après le dénombrement du nombre de spermatozoïdes mobiles sur 100 spermatozoïdes observés dans différents champs et éloignés. Chez les animaux soumis au stress thermique scrotal, les spermatozoïdes sont totalement immobiles. La différence constatée est statistiquement hautement significative ($p < 0,001$) (Figure 28).

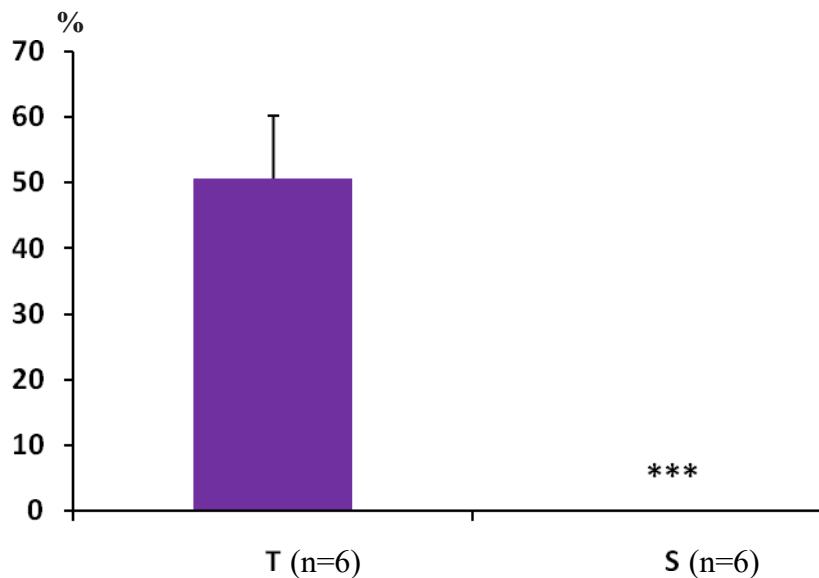


Figure 28 : Représentation graphique montrant la différence de la mobilité des spermatozoïdes (Spz) chez les *Mériones libycus* adultes témoins et stressés.

2.3. Vitalité des spermatozoïdes

L'analyse des frottis spermatiques a montré que 42,87% des spermatozoïdes sont vivants chez les mérions témoins et 33,09% chez les mérions soumis au stress thermique scrotal. La différence observée est statistiquement non significative ($P > 0,05$) (Figure 29).

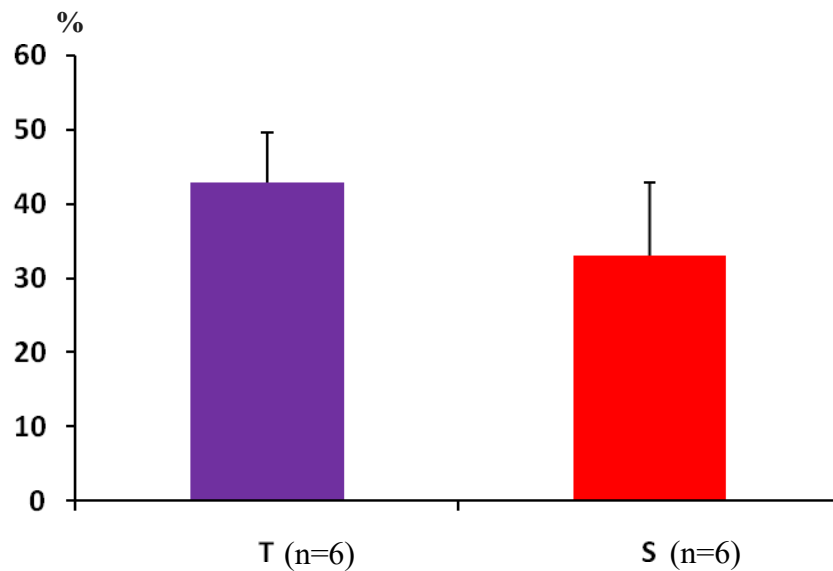


Figure 29 : Représentation graphique montrant la différence de la vitalité des spermatozoïdes chez les *Mériones libycus* adultes témoins et stressés.

2.4. Morphologie des spermatozoïdes

79,66% des spermatozoïdes ne présentent pas d'anomalies morphologiques chez les *Mériones Libycus* témoins et 20,73% chez les animaux ayant subi un stress thermique scrotal. Cette différence est statistiquement hautement significative ($p < 0,001$) (Figure 30).

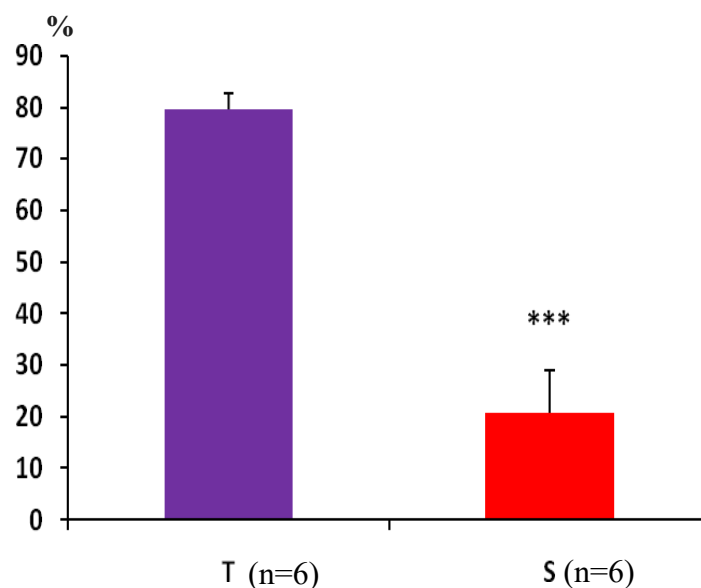


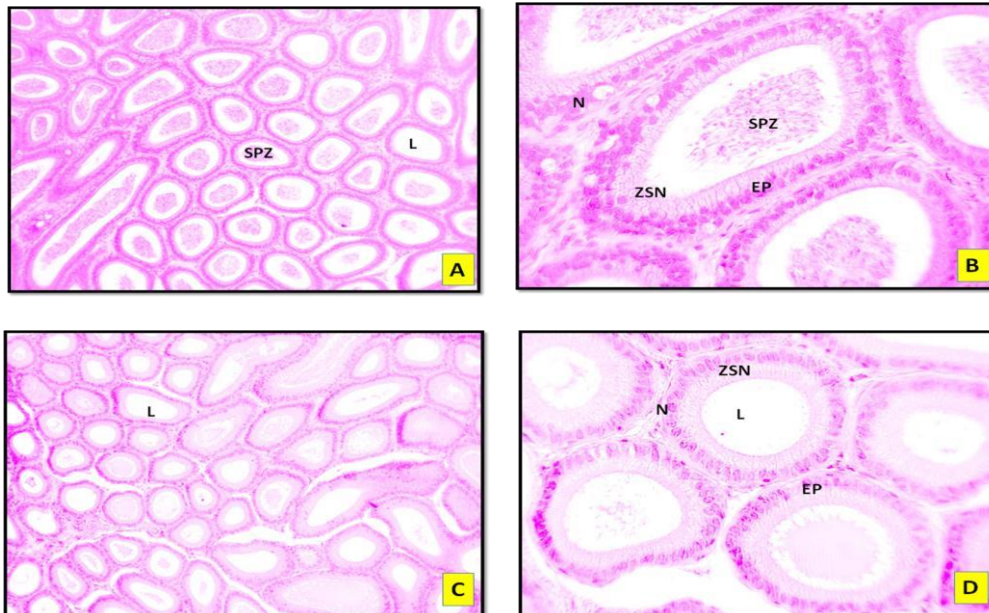
Figure 30 : Représentation graphique montrant le taux des spermatozoïdes normaux chez les *Meriones libycus* adultes témoins et stressés.

3. Analyses histomorphométriques de l'épididyme

Chez les *Meriones libycus* adultes témoin on observe des canaux épидидymaires d'un diamètre moyen de $295,059 \pm 14,8\mu\text{m}$ pour l'épididyme distal et de $203,468 \pm 9,57\mu\text{m}$ pour l'épididyme proximal. Ces canaux sont placés d'une manière proche séparés par des espaces interstitiels bien organisés. On peut observer l'organisation cellulaire de l'épithélium des canaux qui s'étend de la membrane basale jusqu'à la lumière, créant une couche continue et bien structurée avec une hauteur de $26,5062 \pm 0,47\mu\text{m}$ dans l'épididyme distal et de $23,7707 \pm 0,8\mu\text{m}$ dans l'épididyme proximal. On peut aussi distinguer la zone supranucléaire bien claire qui mesure $13,778 \pm 0,89\mu\text{m}$ pour l'épididyme distal et $11,324 \pm 0,34\mu\text{m}$ pour l'épididyme proximal, ce qui peut indiquer la forte activité sécrétoire de l'épithélium des canaux. La lumière des canaux épидидymaires se distingue par une présence normale de spermatozoïdes matures qui remplissent presque sa totalité, un fluide épидидymaire clair avec absence de débris cellulaires indiquant le bon fonctionnement de l'activité sexuelle des animaux.

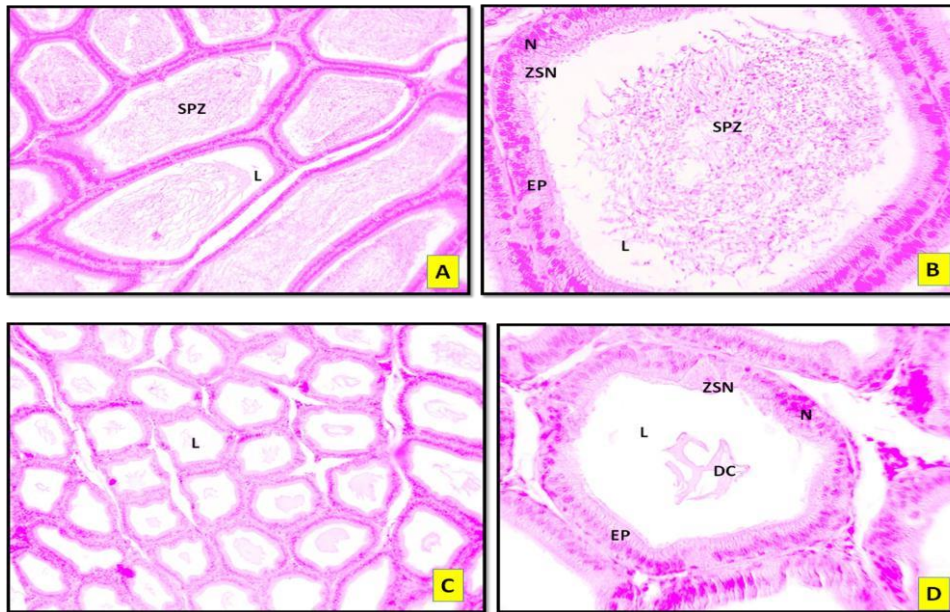
Le stress thermique scrotal entraîne des changements au niveau de l'épididyme des *Meriones libycus* ; les canaux montrent des altérations notables de leur organisation normale, un rétrécissement de diamètre de 26,21% pour l'épididyme distal et de 33,87% pour l'épididyme proximal qui sont statistiquement hautement significatif ($p < 0,001$). De même pour la hauteur de l'épithélium de l'épididyme distal qui régresse de 14,89%. Par contre un rétrécissement non

significatif ($P > 0,05$) est observé au niveau de l'épithélium de l'épididyme proximal (6,26%). Une diminution hautement significative ($p < 0,001$) est également observée au niveau de la zone supra nucléaire avec 39,43% pour l'épididyme distal et 14,84% pour l'épididyme proximal. La lumière apparaît vide dépourvue de spermatozoïdes avec quelques débris cellulaires. Le tissu interstitiel apparaît atrophique comparé aux animaux témoins (Figures 31, 32, 33 et 34).



Figures 31 : Micrographie de coupes histologiques au niveau de l'épididyme proximal chez *Meriones libycus* témoins (A et B) et ceux ayant subi un stress thermique scrotal (C et D). Observées aux Gx100 (A et C) et Gx400 (B et D) et colorées à l'hématoxyline-éosine.

L : Lumière ; N : Noyau ; ZSN : Zone Supra Nucléaire ; EP : Epithélium.



Figures 32 : Micrographie de coupes histologiques au niveau de l'épididyme distal chez *Meriones libycus* témoins (A et B) et ceux ayant subi un stress thermique scrotal (C et D). Observées aux Gx100 (A et C) et Gx400 (B et D) et colorées à l'hématoxyline-éosine.

L : Lumière ; N : Noyau ; ZSN : Zone Supra Nucléaire ; EP : Epithélium et DC : Débris Cellulaires.

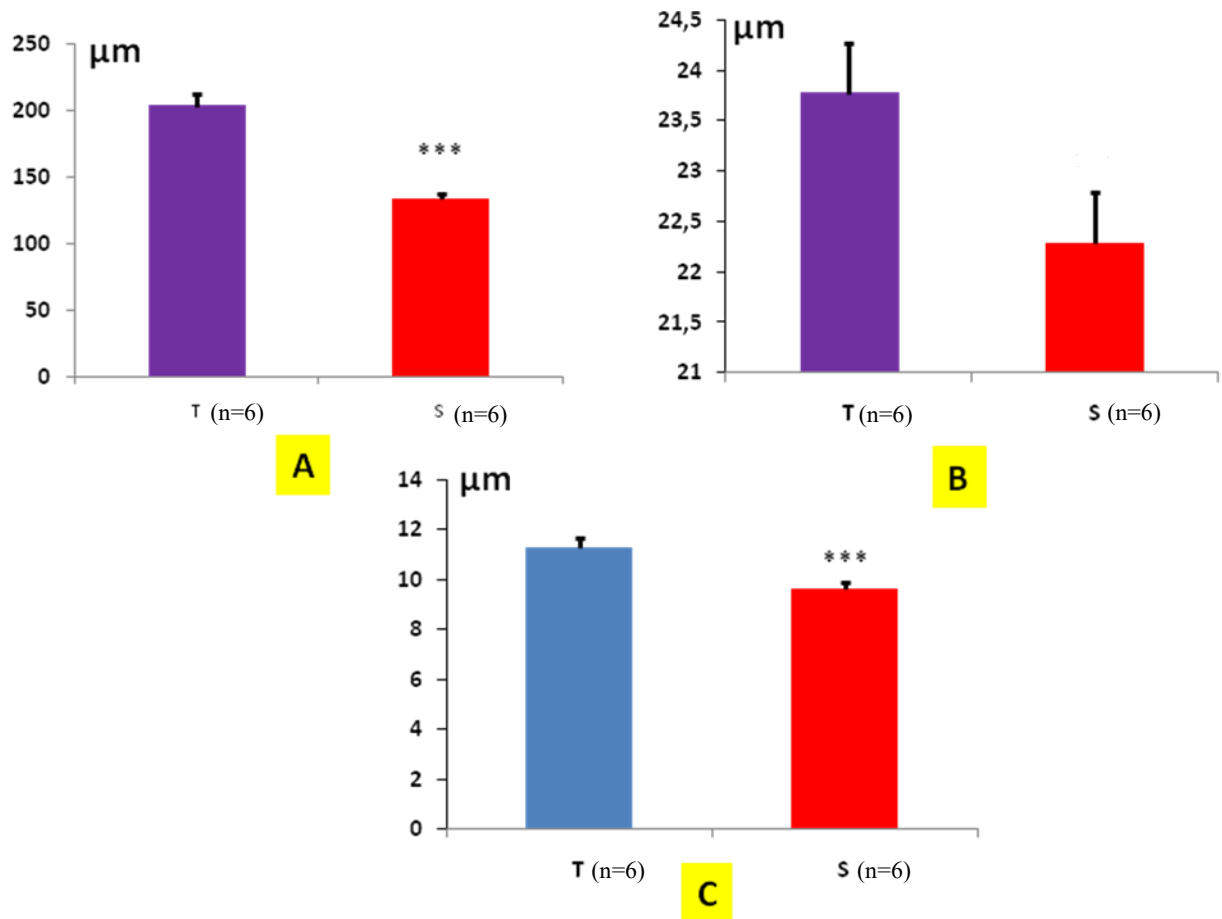


Figure 33 : Représentation graphique montrant les variations des données morphométriques de l'épididyme proximal chez les *Meriones libycus* adultes témoins et stressé ; A : Diamètre des canaux épидидymaires, B : Hauteur des cellules épithéliales et C : Hauteur de la zone supranucléaire.

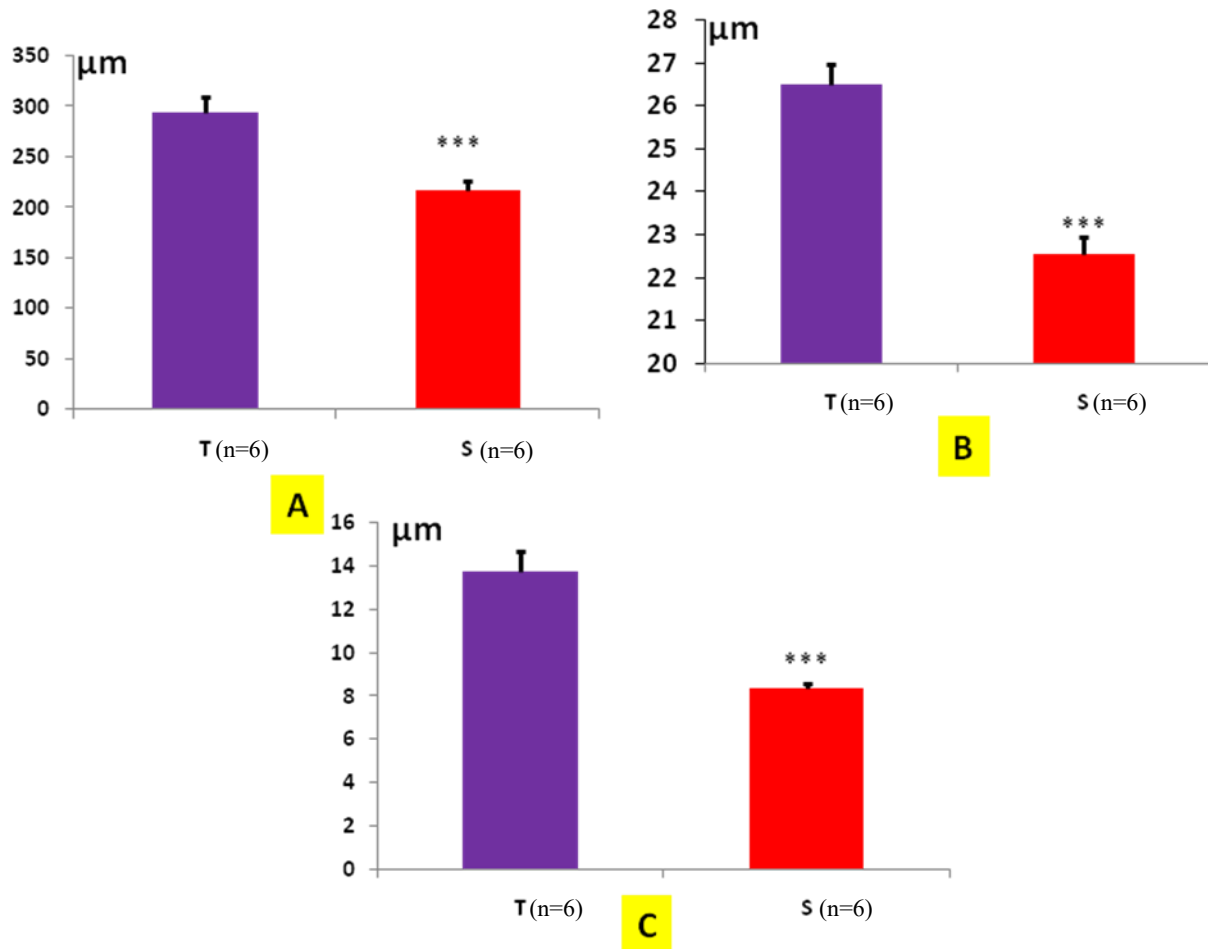


Figure 34 : Représentation graphique montrant les variations des données morphométriques de l'épididyme distal chez les *Meriones libycus* adultes témoins et stressés ; A : Diamètre des canaux épидидymaires, B : Hauteur des cellules épithéliales et C : Hauteur de la zone supranucléaire.

1. Répercussions du stress thermique scrotal sur les données pondérales et histomorphométriques chez le rongeur saharien (*Meriones libycus*).

Chez le mérion de Lybie, le stress thermique scrotal de 43°C entraîne une diminution de la masse corporelle des testicules et des épидидymes après 15 jours. Ces résultats sont pareils à ceux obtenus par Mohelbi et Mezani (2022) et par Benai et Djera (2023) sur ce rongeur saharien. Ainsi, nos résultats confirment les résultats obtenus précédemment sur cette espèce à reproduction saisonnière.

Nos résultats sont en accord avec celles de Paul et *al.* (2008) qui ont constaté que des souris soumises à un stress thermique à 42°C pendant 30 minutes présentaient une diminution significative du poids des testicules après 7 et 14 jours de 40% et 60% respectivement. De plus, Setchell (1998) a constaté que l'exposition aiguë ou chronique des testicules chez le rat à des températures de 41°C pendant 60 minutes ou à 43°C pendant 30 minutes entraînent une régression pondérale d'environ 40% après 7 et 28 jours. Bien que le poids des testicules puisse être partiellement récupéré plusieurs semaines après l'exposition à la chaleur chez le rat, le testicule reste plus léger qu'avant (Setchell et *al.*, 2002).

D'après Aldahhan et *al.* (2019), la réduction du poids des testicules après le traitement thermique entraîne l'apoptose des cellules germinales, des spermatocytes pachytènes et de spermatides rondes car elles sont les plus vulnérables à la chaleur. Les travaux réalisés sur la souris ont constaté que le stress thermique scrotal a des effets directs sur l'apoptose des cellules germinales en développement, une altération de la synthèse de l'ADN, de l'ARN, une dénaturation des protéines et condensation anormale de la chromatine (Steinberger, 1991 ; Sailer et *al.*, 1997 ; Lue et *al.*, 1999).

Selon Reid et *al.*, (1981), les cellules germinales ne sont pas les seules affectées par la chaleur, car les cellules testiculaires somatiques réagissent également au stress thermique avec réduction du nombre de cellules de Sertoli après 35 jours chez les souris exposées à 42°C pendant 30 minutes. Les cellules de Sertoli et de Leydig, dont les fonctions principales sont respectivement de soutenir les cellules germinales et de produire de la testostérone, fournissent un environnement approprié pour leurs développements. Par conséquent, l'altération de leurs fonctions peut interférer avec la production de cellules germinales mâles (Hagenas et Ritzen, 1976).

Aussi, il a été suggéré que l'augmentation de la température épидидymaire pourrait entraîner une augmentation du niveau de stress oxydatif dans l'épидидyme et donc un environnement

épididymaire défavorable (Banks et *al.*, 2005). D'autres auteurs ont indiqué qu'une température élevée entraîne des changements dans les niveaux d'oxygène, les mécanismes de transport de l'eau et des ions, la biosynthèse et la sécrétion des protéines. Le stress thermique modifie également la structure de l'épithélium épидидymaire (Seiler et *al.*, 2000), réduit la longueur et le diamètre de l'épididyme, diminue ainsi sa capacité de stockage et le nombre de spermatozoïdes qui y sont stockés (Bedford, 1991).

En fait, le processus spermatogénique, en particulier la différenciation et la maturation des spermatocytes et des spermatides, est dépendant de la température et se produit idéalement à une température d'au moins 1 à 2°C en dessous de la température corporelle centrale (Thonneau et *al.*, 1998 ; Chowdhury et Steinberger, 1970). En raison de leur activité mitotique élevée, ces cellules sont particulièrement sensibles au stress thermique, ce qui peut affecter leur développement (Shiraishi et *al.*, 2012). Plusieurs facteurs endogènes peuvent modifier la température testiculaire. La cryptorchidie, qui empêche les testicules de descendre complètement dans le scrotum, peut entraîner une élévation de cette température (Robin et *al.*, 2010). De même, la varicocèle peut perturber la thermorégulation testiculaire, altérer les paramètres spermatiques et affecter la fertilité (Naughton et *al.*, 2001). Des facteurs exogènes ont également été signalés comme augmentant de la température du scrotum, tels que les postures assises ou endormies (Hjollund et *al.*, 2000 ; Miousset et *al.*, 2007), les vêtements serrés (Jung et *al.*, 2005), les bains de sauna (Jockenhövel et *al.*, 1990), la conduite automobile pendant de longues périodes (Bujan et *al.*, 2000 ; Jung et *al.*, 2008) et l'exposition professionnelle à des températures ambiantes élevées (Bonde, 1992). Tous ces facteurs peuvent avoir un impact négatif sur la fonction de reproduction.

2. Répercussions du stress thermique scrotal sur les paramètres spermatiques chez le rongeur saharien (*Meriones libycus*).

La densité et la mobilité des spermatozoïdes sont des facteurs cruciaux pour la fertilité masculine (Kobeasyab et *al.*, 2015). Nos résultats ont montré des diminutions du nombre, mobilité et viabilité des spermatozoïdes associées à une augmentation du pourcentage de spermatozoïdes anormaux chez le mérion de Lybie exposés à un stress thermique après 14 jours. D'après l'étude de Zhou et Setchell (2004), l'immersion du scrotum des souris (*Mus musculus*) dans un bain d'eau à 42 °C pendant 30 minutes a provoqué une réduction de plus de 50 % de la production de spermatozoïdes 7 à 60 jours plus tard par rapport aux témoins (bain d'eau à 33 °C). Les mêmes résultats ont été trouvés par (Lue et *al.*, 1999, 2000 ; Rockett et *al.*,

2001 ; Setchell et *al.*, 2001) chez les souris soumises à un stress thermique scrotal temporaire à 42-43 °C pendant 20-60 minutes.

Selon Dadoune et Alfonsi (1984), Les spermatozoïdes éjaculés 7 jours après l'exposition à la chaleur auraient été présents dans l'épididyme au moment de l'exposition. le stress thermique pourrait perturber la maturation épидидymaire des spermatozoïdes et endommageait la structure chromatinienne des spermatozoïdes dans l'épididyme de la souris (Sailer et *al.*, 1997), l'épididyme serait incapable de stocker et de maintenir des spermatozoïdes viables, ce qui entraînerait une accumulation graduelle et progressive de spermatozoïdes morts, décapités et immobiles et des modifications importantes de la fertilité ; la région la plus affectée serait la cauda (Bedford 1991, 1994 ; Collier et *al.*, 2017).

De plus, l'exposition des animaux à des températures ambiante de 33 à 48,8 °C ; induction d'une cryptorchidie chirurgicale ou encore à des bains d'eau chaude entraîne une réduction de la motilité des spermatozoïdes : chez les verrats (40 % de motilité après 4 semaines d'exposition quotidienne à une température de l'air de 34,5 °C) (Wettemann et *al.*, 1976), et les souris (9 % de motilité 21 jours après un bain d'eau de 30 minutes à 42 °C) (Pérez-Crespo et *al.*, 2008). Dans les cas extrêmes, le stress thermique testiculaire conduit à une asthénozoospermie complète (0 % de mobilité) (Ross et Entwistle, 1979 ; Júnior et *al.*, 2015).

D'autres travaux ont montré que des températures plus élevées entraînent des effets plus graves. Il a été constaté par Sailer et *al.*, (1997) que deux semaines après l'exposition des souris à un bain d'eau de 38 °C ou 40 °C entraînent des anomalies des spermatozoïdes épидидymaires respectivement de 21% et 48%. Les prédominantes anomalies se trouvent au niveau de la tête (défauts de l'acrosome, têtes en forme de poire, têtes micro- et macrocéphaliques) et au niveau de la queue (Rahman et *al.*, 2011). Le pourcentage de spermatozoïdes morphologiquement anormaux augmente 1 à 2 semaines après le stress thermique scrotal ; cette augmentation est suivie d'une période de récupération, qui semble liée à la sévérité et de la durée du stress thermique (Robinson et *al.*, 2023). La capacité de ces animaux à se rétablir ultérieurement suggère que les cellules précurseur de la spermatogenèse (spermatocytes et spermatides) sont les plus sensibles au stress thermique, plutôt que les spermatozoïdes morphologiquement matures ou les cellules souches (Phillips et McKenzie, 1934). Toutes ces données bibliographiques sont similaires aux résultats obtenus au cours de ce travail chez le rongeur saharien (*Meriones libycus*) et expliquent nos données scientifiques.

Conclusion

Au terme de ce travail nous avons constaté que l'exposition en deux reprises de la partie inférieure du corps dont le scrotum d'un rongeur saharien (*Meriones libycus*) à une température élevée (43°C) engendre un stress thermique qui touche plus particulièrement la fonction de la reproduction.

Ce stress thermique induit une régression pondérale des testicules, des épидидymes et de complexe prostatique. Les vésicules séminales et le corps ne montrent pas de variations pondérales.

La régression pondérale constatée au niveau de l'épididyme proximal et distal est interprétée par des altérations histomorphométriques qui touchent l'épithélium et la lumière des canaux épидидymaires : atrophie des cellules épithéliales avec la zone supranucléaire ; la lumière est rétrécie et contient de rares spermatozoïdes.

Le stress thermique scrotal a entraîné la stérilité de ce rongeur saharien après deux semaines. En effet, l'analyse de la semence a montré une altération de tous les paramètres spermatiques : oligospermie (baisse du nombre de spermatozoïdes/ml de semence) avec une baisse de vitalité et une immobilité des spermatozoïdes. La majeure partie des spermatozoïdes existants chez les animaux stressés présentent des anomalies morphologiques.

Le mode de vie et les influences comportementales, les facteurs professionnels et les causes physiopathologiques (cryptorchidie et varicocèle) ; ainsi que le réchauffement climatique engendrera un stress thermique qui aura pour conséquence une baisse de la fertilité chez l'homme et les animaux avec une perte de la biodiversité.

Ce travail mérite d'être poursuivi par une analyse de la fonction endocrine de l'axe gonadotrope, détection de la mort cellulaire programmée et le stress oxydatif au niveau des testicules et les épидидymes.

Références bibliographiques

Références bibliographiques

- **Abdou, M. S. S., Moussa, M. H. G., Ragab, R. S. A., El- Menoufy, A. A. (1985).** On the regional histology of the ductus epididymidis in the buffalo (*Bubalus bubalis*). *Anatomia, Histologia, Embryologia*, 14(3), 226-235.
- **Adamali, H. I., Hermo, L. (1996).** Apical and narrow cells are distinct cell types differing in their structure, distribution, and functions in the adult rat epididymis. *Journal of andrology*, 17(3), 208-222.
- **Addourouj, M.I. (1984).** Profil cytogénétique de l'infertilité masculine à propos de 85 cas. Thèse pour obtenir le grade de Docteur en Médecine de l'université Mohammed V faculte de médecine et de pharmacie, Rabat.
- **Ahmim, M. (2019).** Les mammifères sauvages d'Algérie : *Répartition et Biologie de la Conservation*. Les Éditions du Net : Saint-Ouen-sur-Seine, France, 289p.
- **Alagaili, A.N., Mohammed, O.B., Bennett, N.C., and Oosthuizen, M.K. (2013).** A tale of two jirds : The locomotory activity patterns of the King jird (*Meriones rex*) and Lybian jird (*Meriones libicus*) from Saudi Arabia. *Journal of arid environments*, 88, 102-112.
- **Aldahhan, R.A., Stanton, P.G., Ludlow, H., de Kretser, D.M., Hedger, M.P. (2019).** Acute heat-treatment disrupts inhibin-related protein production and gene expression in the adult rat testis. *Molecular and cellular endocrinology*, 498, 110546.
- **Allais-Bonnet, A., Pailhoux, E. (2014).** Role of the prion protein family in the gonads. *Frontiers in cell and developmental biology*, 2, 56.
- **Alvarino, M.R. (1993).** Control de la reproducción en el conejo. 1er éd., Iryda, mundi-prensa, Madrid, Spain, 137p.
- **Amann, R. P. (1981).** A critical review of methods for evaluation of spermatogenesis from seminal characteristics. *Journal of Andrology*, 2(1), 37-58.
- **Amann, R. P., Hammerstedt, R. H., Veeramachaneni, D. N. (1993).** The epididymis and sperm maturation : a perspective. *Reproduction, fertility and development*, 5(4), 361-381.
- **Amann, R.P. (1993).** Physiology and Endocrinology. In : Mc Kinnon, A. O., Voss, J.L. (eds), *Equine Reproduction*, 1ed. Lea et Febiger edition, Philadelphia. 1137-1154.
- **Amann, R.P. (2011).** Physiology and Endocrinology. In : Mc Kinnon, A. O., Squires, E. L., Vaala, W. E., Varner, D. D. (eds), *Equine Reproduction*, 2ed. United Kingdom : Wiley-Blackwell, pp. 881-908 and microscopic markers. *Animal Reproduction Science*; 110: 347–355.

Références bibliographiques

- **Amirat, Z. et al., (2003).** - Survie et pérennité des espèces, Mécanismes adaptatifs des petits vertébrés des zones arides et semi-aride : Laboratoire de recherche sur les zones arides et société d'histoire Naturelle d'Afrique du nord colloque : Algéro-Français. Pp : 12, 13.
- **Andzouana-Mbamognoua, N.G. (2015).** Les hypogonadismes masculins et féminins: aspect étiologiques, métaboliques et ostéodensitométriques (à propos de 120 patients). Mémoire pour obtention du diplôme de spécialité en médecine de l'université de Sidi Mohammed Ben Abdellah, Fes, Maroc.
- **Arrighi, S., Romanello, M. G., and Domeneghini, C. (1991).** Morphological examination of epididymal epithelium in the mule (*E. hinnus*) in comparison with parental species (*E. asinus* and *E. caballus*). *Histol. Histopathol.* 6 (3), 325–337.
- **Auger, J., Eustache, F., David, G. (2000).** Standardisation de la classification morphologique des spermatozoïdes humains selon la méthode de David modifiée. *Andrologie*, 10(4), 358-373.
- **Aulagnier, S., Granjon, L., Shenbrot, G., Bukhnikashvili, A. (2008).** *Meriones libycus*. In : IUCN 2011. IUCN Red List of Threatened Species. Version 2011.2. <https://www.iucnredlist.org/species/13164/3415855>.
- **Banks, S., King, S. A., Irvine, D. S., Saunders, P. T. (2005).** Impact of a mild scrotal heat stress on DNA integrity in murine spermatozoa. *Reproduction*, 129(4), 505-514.
- **Barone, R. (2001).** Anatomie comparée des mammifères domestiques. Tome 4 : splanchnologie II. Edition Vigot Frères, Paris : 241-516. 896 p.
- **Baumgarten, H. G., Holstein, A. F., Rosengren, E. (1971).** Arrangement, ultrastructure, and adrenergic innervation of smooth musculature of the ductuli efferentes, ductus epididymidis and ductus deferens of man. *Zeitschrift für Zellforschung und mikroskopische Anatomie*, 120, 37-79.
- **Bedford, J. M. (1991).** Effects of elevated temperature on the epididymis and testis : experimental studies. *Temperature and environmental effects on the testis*, 19-32.
- **Bedford, J. M. (1994).** The status and the state of the human epididymis. *Human Reproduction*, 9(11), 2187-2199.
- **Belarbi-Amar, N. (2015).** Etude cytomorphologique du sperme dans l'infertilité masculine. Thèse pour obtenir le grade de doctorat en sciences médicales de l'université d'Oran, Algérie. 320p.

Références bibliographiques

- **Belhocine, M., Gernigon, T., Benazzoug, Y. Exbrayat, JM. (2011).** Production des métalloprotéinases matricielles dans les vésicules séminales, la prostate et le canal déférent du mérion de Libye (*Meriones libycus*) au cours de la période active du cycle reproducteur. *Revue des BioRessources*, 1(1), 1-10.
- **Bergmann, M. (2006).** Physiology of spermatogenesis. In : *Andrology for the Clinician*. Schill WB, Comhaire F, Hargreave TB, eds. Berlin, Heidelberg, Germany : Springer. 272-281. 276.
- **Bertrand-Delepine, J., Leroy, C., Rigot, J. M., Catteau-Jonard, S., Dewailly, D., Robin, G. (2016).** Stimulation de la spermatogenèse : pour qui ? Pourquoi ? Comment?. *Gynécologie Obstétrique & Fertilité*, 44(9), 505-516.
- **Bonde, J. P. (1992).** Semen quality in welders exposed to radiant heat. *Occupational and Environmental Medicine*, 49(1), 5-10.
- **Bonnes, G., Des Claude, J., Drogoul, C., Gadoud, R., Jussian, R., Le loc'h, A., Montémas, L., Robin, G. (2005).** Reproduction des animaux d'élevage. 2ème Ed. Educagri : 470p.
- **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.
- **Britan, A., Drevet, J. (2006).** Régulation des fonctions de l'épithélium épидидymaire des mammifères : état des lieux. *Andrologie*, 3(16), 197-227.
- **Bujan, L., Daudin, M., Charlet, J. P., Thonneau, P., Mieuisset, R. (2000).** Increase in scrotal temperature in car drivers. *Human Reproduction*, 15(6), 1355-1357.
- **Carey, C. (2014).** Climate change, extinction risks, and reproduction of terrestrial vertebrates. In : Holt, W. V., Brown, J. L., Comizzoli, P. Editors, *Reproductive sciences in animal conservation : progress and prospects*, Adv Exp Med Biol, Springer New York Heidelberg Dordrecht London, 753, 35-54.
- **Castellon, E. A., Huidobro, C. C. (1999).** Androgen regulation of glycosidase secretion in epithelial cell cultures from human epididymis. *Human Reproduction*, 14(6), 1522-1527.
- **Chemes, H. E., Rawe, V. Y. (2003).** Sperm pathology : a step beyond descriptive morphology. Origin, characterization and fertility potential of abnormal sperm phenotypes in infertile men. *Human Reproduction Update*, 9(5), 405-428.

Références bibliographiques

- **Chowdhury, A. K., Steinberger, E. (1970).** Early changes in the germinal epithelium of rat testes following exposure to heat. *Reproduction*, 22(2), 205-212.
- **Clermont, Y. (1972).** Kinetics of spermatogenesis in mammals : seminiferous epithelium cycle and spermatogonial renewal. *Physiological reviews*, 52(1), 198-236.
- **Cocuzza, M., Alvarenga, C., Pagani, R. (2013).** The epidemiology and etiology of azoospermia. *Clinics*, 68, 15-26.
- **Collier, R. J., Renquist, B. J., Xiao, Y. (2017).** A 100-Year Review : Stress physiology including heat stress. *Journal of dairy science*, 100(12), 10367-10380.
- **Comhaire, F., Mahmoud, A. (2006).** Endocrine regulation. In : *Andrology for the Clinician*. Berlin, Heidelberg : Springer.288-291. 288.
- **Cooper, T. G. (1998).** Interactions between epididymal secretions and spermatozoa. *Journal of Reproduction and Fertility*. Supplement, 53, 119-136.
- **Cornwall, G. A. (2009).** New insights into epididymal biology and function. *Human reproduction update*, 15(2), 213-227.
- **Cornwall, G. A. (2009).** New insights into epididymal biology and function. *Human reproduction upda0te*, 15(2), 213-227.
- **Cornwall, G. A., Hsia, N. (2003).** A new subgroup of the family 2 cystatins. *Molecular and cellular endocrinology*, 200(1-2), 1-8.
- **Creasy, D. M. (1997).** The Male Reproductive System. In : Turton, J., Hooson, J. (Eds). *Target organ pathology : a basic text*. CRP press. Taylor & Francis. London. 334-365. 504p. 336.
- **Cyr, D. G., Robaire, B., Hermo, L. (1995).** Structure and turnover of junctional complexes between principal cells of the rat epididymis. *Microscopy research and technique*, 30(1), 54-66.
- **Dacheux, J. L., Gatti, J. L., Dacheux, F. (2003).** Contribution of epididymal secretory proteins for spermatozoa maturation. *Microscopy research and technique*, 61(1), 7-17.
- **Dadoune, J. P. (2007).** Histologie, 2è édition. «. *Médecine-science* ». Edition Flammarion André Delmas, Henri Rouvière. 319p.
- **Dadoune, J. P., Alfonsi, M. F. (1984).** Autoradiographic investigation of sperm transit through the male mouse genital tract after tritiated thymidine incorporation. *Reproduction Nutrition Développement*, 24(6), 927-935.

Références bibliographiques

- **Dadoune, J.P., Hadjisky, P., Siffroi, J.P., vendrely, G. (2000).** Histologie : *de la biologie à la clinique* ; 2eme Edition, chapitre 14 Appareil urinaire, paris médecine-science, Edition Flammarion. 319p.
- **De Grava Kempinas, W.,Klinefelter, G. R. (2014).** Interpreting histopathology in the epididymis. *Spermatogenesis*, 4(2), e979114.
- **Donzé, N., Rossier, M. F. (2012).** Rôle du spermogramme dans la prise en charge de l'infertilité masculine. *Caduceus express*, 14(1).
- **Durairajanayagam, D. Agarwal, A. Ong, C. (2015).** Causes, effects and molecular mechanisms of testicular heat stress. *Reproductive biomedicine online*. 30(1),14-27.
- **Durairajanayagam, D., Rengan, A. K., Sharma, R. K., Agarwal, A. (2015).** Sperm biology from production to ejaculation. In : Schattman, G. Esteves, S. Agarwal, A. editors. *Unexplained infertility : Pathophysiology, Evaluation and Treatment*, New York : Springer 29-42.
- **Eddy, E. M. (2006).** The spermatozoon. *Knobil and Neill's physiology of reproduction, third edition*, Elsevier academic press, Cambridge, MA, USA, 1, 3-54.
- **Edmonds, K. E., Riggs, L., Stetson, M. H. (2003).** Food availability and photoperiod affect reproductive development and maintenance in the marsh rice rat (*Oryzomys palustris*). *Physiology & behavior*, 78(1), 41-49.
- **Eeckeleers, P. (2007).** Bilan d'hypo-(in) fertilité du couple en médecine générale. *La revue de la Médecine Générale*, 246, 438-445.
- **El-Hajjami H. (2017).** Infertilité masculine : profil épidémiologique et clinique (à propos de 123 cas). Thèse no195/17. Thèse pour obtenir le grade de docteur en médecine de la faculté de médecine et de pharmacie, Fés, Maroc.
- **Elliott, J. A., Goldman, B. D. (1981).** Seasonal reproduction : Photoperiodism and biological clocks. In : *Neuroendocrinology of Reproduction : Physiology and Behavior*, 377-423. Boston : Springer US.
- **Ezer, N., Robaire, B. (2002).** Androgenic regulation of the structure and functions of the epididymis. In : Robaire B, Hinton BT (eds). *The Epididymis : From Molecules to Clinical Practice : A Comprehensive Survey of the Efferent Ducts, the Epididymis and the Vas Deferens*. New York : Kluwer Academic/Plenum Publishers, 297-316.
- **Ezer, N., Robaire, B. (2003).** Gene expression is differentially regulated in the epididymis after orchidectomy. *Endocrinology*, 144(3), 975-988.

Références bibliographiques

- **Fan, X., Robaire, B. (1998).** Orchidectomy induces a wave of apoptotic cell death in the epididymis. *Endocrinology*, 139(4), 2128-2136.
- **Faure, A. K. (2007).** Exploration du génome et de l'épigénome dans les troubles sévères de la spermatogenèse chez l'homme, Doctoral dissertation, Université Joseph-Fourier, Grenoble I.
- **Garolla, A., Torino, M., Miola, P., Caretta, N., Pizzol, D., Menegazzo, M., Bertoldo, A., Foresta, C. (2015).** Twenty-four-hour monitoring of scrotal temperature in obese men and men with a varicocele as a mirror of spermatogenic function. *Human Reproduction*, 30(5), 1006-1013.
- **Girgis, S. M., Etriby, A., El-Hefnawy, H., Kahil, S. (1968).** Aspermia: a survey of 49 cases. *Fertility and Sterility*, 19(4), 580-588.
- **Glover, T.D., Nicander, L. (1971).** Some aspects of structure and function in the mammalian epididymis. *J. Reprod. Fertil Suppl.* 13 : 39-50.
- **Gonzalez-Mariscal, L., Betanzos, A., Nava, P., Jaramillo, B. E. (2003).** Tight junction proteins. *Progress in biophysics and molecular biology*, 81(1), 1-44.
- **Granjon, L., Denys, C. (2006).** Systématique et biogéographie des Gerbilles sahariennes du genre *Gerbillus* (Rongeurs, Muridés ; Gerbillinés). *Bulletin de la Société d'Histoire Naturelle d'Afrique du Nord*, 73 : 33-44.
- **Gregory, M., Cyr, D. G. (2014).** The blood-epididymis barrier and inflammation. *Spermatogenesis*, 4(2).
- **Hafez, E. S. E. (1964).** Effects of high temperature on reproduction : A review. *International Journal of Biometeorology*, 7, 223-230.
- **Hagenas, L., Ritzen, E. M. (1976).** Impaired Sertoli cell function in experimental cryptorchidism in the rat. *Molecular and Cellular Endocrinology*, 4(1), 25-34.
- **Hamilton, D.W. (1990).** Anatomy of mammalian male accessory reproductive organs. In : *Marshall's Physiology of Reproduction, reproductive in Male*. Edition GE Lammi. Church. Livingst., Edindurgh. 2 : 691-746.
- **Hansen, P. J. (2009).** Effects of heat stress on mammalian reproduction. *Philosophical Transactions of the Royal Society B : Biological Sciences*, 364(1534), 3341-3350.
- **Hermo, L. Robaire, B. (2002).** Epididymal cell types and their functions. In : *Robaire B., Hinton B.T. The epididymis : From Molecules to Clinical Practice*. Kluwer Academic/Plenum Publishers, New York : 81-102.

Références bibliographiques

- **Hermo, L., Adamali, H.I., Somani, I.H., Huang, J.Q., Mahuran, D., Gravel, R.A., Trasler, J.M. (2000).** I. Abnormalities in cells of the testis, efferent ducts, and epididymis in juvenile and adult mice with β -hexosaminidase A and B deficiency. *Journal of andrology*, 20(6), 779-802.
- **Hermo, L., Dworkin, J., Oko, R. (1988).** Role of epithelial clear cells of the rat epididymis in the disposal of the contents of cytoplasmic droplets detached from spermatozoa. *American Journal of Anatomy*, 183(2), 107-124.
- **Hermo, L., Oka, R., Morales, C. R. (1994).** Secretion and endocytosis in the male reproductive tract : a role in sperm maturation. *International review of cytology*, 154, 105-189.
- **Hermo, L., Papp, S. (1996).** Effects of ligation, orchidectomy, and hypophysectomy on expression of the Yf subunit of GST- P in principal and basal cells of the adult rat epididymis and on basal cell shape and overall arrangement. *The Anatomical Record : An Official Publication of the American Association of Anatomists*, 244(1), 59-69.
- **Heshmati, H. M., Taleb, M., Turpin, G. (1983).** Inhibin : its origin, nature and role. *Presse Medicale*. Paris, France, 12(26), 1663-1665.
- **Hinton, B. T. (1985).** Physiological aspects of the blood–epididymis barrier. In : Lobl, T. J and Hafez, E.S.E Edition. *'Male Fertility and its Regulation'*. 371–382.
- **Hinton, B. T., Palladino, M. A. (1995).** Epididymal epithelium : its contribution to the formation of a luminal fluid microenvironment. *Microscopy research and technique*, 30(1), 67-81.
- **Hinton, B. T., Palladino, M. A., Rudolph, D., Labus, J. C. (1995).** The epididymis as protector of maturing spermatozoa. *Reproduction, Fertility and Development*, 7(4), 731-745.
- **Hinton, B. T., Turner, T. T. (1988).** Is the epididymis a kidney analogue ? *Physiology*, 3(1), 28-31.
- **Hjollund, N. H. I., Bonde, J. P. E., Jensen, T. K., Olsen, J., & Danish First Pregnancy Planner Study Team. (2000).** Diurnal scrotal skin temperature and semen quality. *International journal of andrology*, 23(5), 309-318.
- **Ivell, R. (2007).** Lifestyle impact and the biology of the human scrotum. *Reproductive biology and endocrinology*, 5, 1-8.
- **Jaakkola, U. M. (1983).** Regional variations in transport of the luminal contents of the rat epididymis in vivo. *Reproduction*, 68(2), 465-470.

Références bibliographiques

- **Jégou, B., Rolland, A., Albert, O. (2014).** Le testicule. In : Sait-Dizier, M. et Chastant-Maillard, S, coord. Editions Quae. *La reproduction animale et humaine* .78-115. 752p.
- **Jockenhövel, F., Gräwe, A., Nieschlag, E. (1990).** A portable digital data recorder for long-term monitoring of scrotal temperatures. *Fertility and sterility*, 54(4), 694-700.
- **Johnson, A. L., Howards, S. S. (1975).** Intratubular hydrostatic pressure in testis and epididymis before and after vasectomy. *American Journal of Physiology-Legacy Content*, 228(2), 556-564.
- **Johnson, L., Varner, D. D., Roberts, M. E., Smith, T. L., Keillor, G. E., Scrutchfield, W. L. (2000).** Efficiency of spermatogenesis : a comparative approach. *Animal Reproduction Science*, 60, 471-480.
- **Johnston, D. S., Jelinsky, S. A., Bang, H. J., DiCandeloro, P., Wilson, E., Kopf, G. S., Turner, T. T. (2005).** The mouse epididymal transcriptome : transcriptional profiling of segmental gene expression in the epididymis. *Biology of reproduction*, 73(3), 404-413.
- **Joly, T., Theau-Clément, M. (2000).** Reproduction et physiologie de la reproduction au 7ème Congrès Mondial de Cuniculture. *ASFC*, 5, 19-24.
- **Jones, R. C., Murdoch, R. N. (1996).** Regulation of the motility and metabolism of spermatozoa for storage in the epididymis of eutherian and marsupial mammals. *Reproduction, fertility and development*, 8(4), 553-568.
- **Jones, R., Hamilton, D. W., Fawcett, D. W. (1979).** Morphology of the epithelium of the extratesticular rete testis, ductuli efferentes and ductus epididymidis of the adult male rabbit. *American Journal of Anatomy*, 156(3), 373-400.
- **Joseph, A., Shur, B. D., Hess, R. A. (2011).** Estrogen, efferent ductules, and the epididymis. *Biology of reproduction*, 84(2), 207-217.
- **Jung, A., Strauss, P., Lindner, H. J., & Schuppe, H. C. (2008).** Influence of heating car seats on scrotal temperature. *Fertility and sterility*, 90(2), 335-339.
- **Jungwirth, A., Giwercman, A., Tournaye, H., Diemer, T., Kopa, Z., Dohle, G., Krausz, C. (2012).** European Association of urology working group on male infertility. *Eur Urol*, 62(2), 324-332.
- **Júnior, C. C., Lucci, C., Peripolli, V., Silva, A., Menezes, A., Morais, S., Araujo, M., Ribeiro, L., Mattos, R., Mcmanus, C. (2015).** Effects of testicle insulation on seminal traits in rams: preliminary study. *Small Ruminant Research*, 130, 157–165.

Références bibliographiques

- **Kirchhoff, C. (1999).** Gene expression in the epididymis. *International review of cytology*, 188, 133-202.
- **Kirichok, Y., Navarro, B., Clapham, D. E. (2006).** Whole-cell patch-clamp measurements of spermatozoa reveal an alkaline-activated Ca²⁺ channel. *Nature*, 439(7077), 737-740.
- **Klinefelter, G. R. (2002).** Actions of toxicants on the structure and function of the epididymis. *The Epididymis : From Molecules to Clinical Practice : A Comprehensive Survey of the Efferent Ducts, the Epididymis and the Vas Deferens*, 353-369.
- **Knapka, J. J. (1999).** Nutrition of Rodents. *Veterinary Clinics of North America : Exotic Animal Practice*, 2(1), 153-168.
- **Kobeasy, M. I., El-Naggar, A. Y., Abdallah, A. A. (2015).** A novel methods for protective role against reproductive toxicity of carbofuren in male rats using palm pollen grains and vanadyl (II) folate as a new compound. *J. Chem. Pharm. Res*, 7(4), 1142-1148.
- **Lamothe, L., Theau-Clément, M., Combes, S., Allain, D., Lebas, F., Le Normand, B., Gidenne, T. (2015).** Physiologie générale. *Le lapin. De la biologie à l'élevage*, (1ère Ed.), Editions Quae. 39-83, 270p.
- **Le Moigne, A., Foucrier, J. (2009).** Biologie du développement. 7ème Edition. DUNOD Inc. : 416p.
- **Leib, Z., Bartoov, B., Eltes, F., Servadio, C. (1994).** Reduced semen quality caused by chronic abacterial prostatitis : an enigma or reality?. *Fertility and sterility*, 61(6), 1109-1116.
- **Little, T. V., Holyoak, G. R. (1992).** Reproductive anatomy and physiology of the stallion. *Veterinary Clinics of North America : Equine Practice*, 8(1), 1-29.
- **Lu, J. C., Huang, Y. F., Lü, N. Q. (2010).** WHO Laboratory Manual for the Examination and Processing of Human Semen : its applicability to andrology laboratories in China. *Zhonghua nan kexue= National journal of andrology*, 16(10), 867-871.
- **Lucas, H., Grenet, C., de Boccard, G. A., Miesusset, R., Durand, P. (2011).** Spermatogenèse—Cellules souches testiculaires—Reprotoxicité. In : *Physiologie, pathologie et thérapie de la reproduction chez l'humain*, 35-52. Springer, Paris.
- **Lue, Y. H., Sinha Hikim, A. P., 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

Références bibliographiques

in rats : role of intratesticular testosterone on stage specificity. *Endocrinology*, 140(4), 1709-1717.

- **Lue, Y., Sinha Hikim, A. P., Wang, C., Im, M., Leung, A., Swerdloff, R. S. (2000).** Testicular heat exposure enhances the suppression of spermatogenesis by testosterone in rats : the “two-hit” approach to male contraceptive development. *Endocrinology*, 141(4), 1414-1424.
- **Luzi, F., Maertens, L., Mijten, P., Pizzi, F. (1996).** Effect of feeding level and dietary protein content on libido and semen characteristics of bucks. In : *6th World Rabbit Congress, Toulouse, France*, 87-92.
- **Malpaux, B., Viguié, C., THIERY, J. C., Chemineau, P. (1996).** Contrôle photopériodique de la reproduction. *INRAE Productions Animales*, 9(1), 9-23.
- **Mandon, M. (2015).** Isolement des cellules basales épидидymaires et caractérisation de nouvelles fonctions (Doctoral dissertation, Institut National de la Recherche Scientifique (Canada)).
- **Mandonnet, N., Tillard, E. E., Faye, B. B., Collin, A., Gourdine, J. L., Naves, M., Bastianelli, D., Tixier-Boichard, M., Renaudeau, D. (2011).** Adaptation des animaux d'élevage aux multiples contraintes des régions chaudes. *INRA Productions Animales*, 24(1), 41-64.
- **Marieb, E. N. (1999).** Anatomie et physiologie humaines. Traduction de la 4^{ém} édition américaine. Édition De Boeck Supérieur. 1194p.
- **Marie-Luce, C. (2012).** Etude des mécanismes d'action mis en jeu par la testostérone dans la régulation du comportement sexuel mâle. Thèse Doctorat d'état, Université Pierre et Marie Curie, Paris.19.
- **Martínez- García, F., Regadera, J., Cobo, P., Palacios, J., Paniagua, R., Nistal, M. (1995).** The apical mitochondria- rich cells of the mammalian epididymis. *Andrologia*, 27(4), 195-206.
- **Mataoui-Mazari, H., Amirat, Z., Khammar, F., Martínez, 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). *General and Comparative Endocrinology*, 174(3), 292-300.
- **Mehta, A., Sigman, M. (2015).** Management of the dry ejaculate : a systematic review of aspermia and retrograde ejaculation. *Fertility and Sterility*, 104(5), 1074–1081.

Références bibliographiques

- **Mendiola, J., Torres-Cantero, A. M., Agarwal, A. (2009).** Lifestyle factors and male infertility : an evidence-based review. *Archives of Medical Science Special Issues*, 2009(1), 12-12.
- **Mieusset, R., Bengoudifa, B., & Bujan, L. (2007).** Effect of posture and clothing on scrotal temperature in fertile men. *Journal of andrology*, 28(1), 170-175.
- **Migaud, M., Dardente, H., Keller, M., Batailler, M., Meurisse, M., Pillon-Ricaud, D. (2016).** Contrôle neuroendocrinien de la reproduction chez les mammifères. *INRA Productions Animales*, 29(4), 255-266.
- **Muller, Y., Clos, J. (1997).** La reproduction (gonades, gamètes et fécondation). Edition Nathan. Paris : 9-31.
- **Naughton, C. K., Nangia, A. K., Agarwal, A. (2001).** Varicocele and male infertility : part II : pathophysiology of varicoceles in male infertility. *Human reproduction update*, 7(5), 473-481.
- **Navarro, B., Kirichok, Y., Clapham, D. E. (2007).** KSper, a pH-sensitive K⁺ current that controls sperm membrane potential. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 104(18), 7688-7692.
- **Noblanc, A., Kocer, A., Drevet, J. R. (2012).** Protection post-testiculaire des gamètes mâles contre les dommages radicalaires-Le rôle de l'épididyme. *Médecine /sciences*, 28(5), 519-525.
- **Ounis, L. (2014).** Les anomalies morphologiques responsables des infertilités masculines dans l'Est Algérien : Aspect épidémiologique et génétique. Thèse pour obtenir le diplôme de doctorat en biochimie-biologie cellulaire et moléculaire. Université Constantine 1, Algérie : 182p.
- **Parlevliet, J. M., Pearl, C. A., Hess, M. F., Famula, T. R., Roser, J. F. (2006).** Immunolocalization of estrogen and androgen receptors and steroid concentrations in the stallion epididymis. *Theriogenology*, 66(4), 755-765.
- **Pastor-Soler, N., Piétrement, C., Breton, S. (2005).** Role of acid/base transporters in the male reproductive tract and potential consequences of their malfunction. *Physiology*, 20(6), 417-428.
- **Paul, C., Murray, A. A., Spears, N., Saunders, P. T. (2008).** A single, mild, transient scrotal heat stress causes DNA damage, subfertility and impairs formation of blastocysts in mice. *Reproduction*, 136(1), 73.

Références bibliographiques

- **Pérez-Crespo, M., Pintado, B., Gutiérrez-Adán, A. (2008).** Scrotal heat stress effects on sperm viability, sperm DNA integrity, and the offspring sex ratio in mice. *Molecular Reproduction and Development*, 75(1), 40–47.
- **Perrin, A., Nguyen, M. H., Douet-Guilbert, N., Morel, F., De Braekeleer, M. (2013).** Motile sperm organelle morphology examination : where do we stand 12 years later? *Expert Review of Obstetrics & Gynecology*, 8(3), 249-260.
- **Pesch, S., Bergmann, M. (2006).** Structure of mammalian spermatozoa in respect to viability, fertility and cryopreservation. *Micron*, 37(7), 597-612.
- **Petter, F. (1961).** *Répartition géographique et écologie des rongeurs désertiques de la région paléarctique.* Thèse Doct. Sc. Nat., University de Paris, France, Mammalia, 25,222 p.
- **Phillips, R. W., McKenzie, F. F. (1934).** The thermo-regulatory function and mechanism of the scrotum. *Research Bulletin*, 217, 1-73. University of Missouri, Columbia.
- **Rahman, M.B., Vandaelea, L., Rijsselaerea, T., Maesa, D., Hoogewijsa, M., Frijtersb, A., Noordmanb, J., Granadosc, A., Dernellec, E., Shamsuddin, M. (2011).** Scrotal insulation and its relationship to abnormal morphology, chromatin protamination and nuclear shape of spermatozoa in Holstein-Friesian and Belgian Blue bulls. *Theriogenology*, 76, 1246–1257.
- **Ravel, C., Jaillard, S. (2011).** La cellule de Sertoli. *Morphologie*, 95(311), 151-158.
- **Rehm, S., White, T. E., Zahalka, E. A., Stanislaus, D. J., Boyce, R. W., Wier, P. J. (2008).** Effects of food restriction on testis and accessory sex glands in maturing rats. *Toxicologic pathology*, 36(5), 687-694.
- **Reid, B. O., Mason, K. A., Withers, H. R., West, J. (1981).** Effects of hyperthermia and radiation on mouse testis stem cells. *Cancer Research*, 41, 4453-4457.
- **Robaire, B., Jervis K.M., Ezer, N. (2003).** Cell Dynamics and Cell Death in the Epididymal Epithelium. In : Hinton B.T. et Turner T.T. *Third International Conference on the Epididymis.* Edition The Van Doren Company, Charlottesville, Virginia, USA : 35-49.
- **Robaire, B., Hermo, L. (1988).** Efferent ducts, epididymis, and vas deferens : structure, functions, and their regulation. *The physiology of reproduction*, 1, 999-1080.
- **Robaire, B., Hinton, B. T., Orgebin-Crist, M. C. (2006).** The epididymis. In : *Knobil and Neill's physiology of reproduction*, 3eme edition. New York : Elsevier, 1071–1148.

Références bibliographiques

- **Robaire, B., Syntin, P., Jervis, K. (2000).** The Coming of Age of the Epididymis. In *Testis, Epididymis and Technologies in the Year 2000 : 11th European Workshop on Molecular and Cellular Endocrinology of the Testis* : 229-262. Springer-Verlag, New York.
- **Robaire, B., Viger, R. S. (1995).** Regulation of epididymal epithelial cell functions. *Biology of reproduction*, 52(2), 226-236.
- **Robb, G. W., Amann, R. P., Killian, G. J. (1978).** Daily sperm production and epididymal sperm reserves of pubertal and adult rats. *Reproduction*, 54(1), 103-107.
- **Robin, G., Boitrelle, F., Marcelli, F., Colin, P., Leroy-Martin, B., Mitchell, V., Dewailly, D., Rigot, J. M. (2010).** Cryptorchidie : de la physiopathologie à l'infertilité. *Gynécologie obstétrique & fertilité*, 38(10), 588-599.
- **Robin, G., Marcelli, F., Mitchell, V., Marchetti, C., Lemaitre, L., Dewailly, D., Rigot, J. M. (2008).** Pourquoi et comment réaliser un bilan d'hypospermie ? *Gynécologie obstétrique et fertilité*, 36(10), 1035-1042.
- **Robinson, B. R., Netherton, J. K., Ogle, R. A., Baker, M. A. (2023).** Testicular heat stress, a historical perspective and two postulates for why male germ cells are heat sensitive. *Biological Reviews*, 98(2), 603-622.
- **Rockett, J. C., Mapp, F. L., Garges, J. B., Luft, J. C., Mori, C., Dix, D. J. (2001).** Effects of hyperthermia on spermatogenesis, apoptosis, gene expression, and fertility in adult male mice. *Biology of reproduction*, 65(1), 229-239.
- **Roser, J. F. (2008).** Regulation of testicular function in the stallion : an intricate network of endocrine, paracrine and autocrine systems. *Animal Reproduction Science*, 107(3-4), 179-196.
- **Ross, A., Entwistle, K. (1979).** The effect of scrotal insulation on spermatozoal morphology and the rates of spermatogenesis and epididymal passage of spermatozoa in the bull. *Theriogenology*, 11(2), 111-129.
- **Rowley, M. J., Teshima, F., Heller, C. G. (1970).** Duration of transit of spermatozoa through the human male ductular system. *Fertility and sterility*, 21(5), 390-396.
- **Sailer, B. L., Sarkar, L. J., Bjordahl, J. A., Jost, L. K., Evenson, D. P. (1997).** Effects of heat stress on mouse testicular cells and sperm chromatin structure. *Journal of Andrology*, 18(3), 294-301.

Références bibliographiques

- **Schlatt, S., Ehmcke, J. (2014).** Regulation of spermatogenesis : an evolutionary biologist's perspective. In : *Seminars in cell & developmental biology*. Academic Press, 29, 2-16.
- **Schön, J., Blottner, S. (2009).** Seasonal variations in the epididymis of the roedeer (*Capreolus capreolus*). *Animal reproduction science*, 111(2-4), 344-352.
- **Schulz, R. W., Menting, S., Bogerd, J., França, L. R., Vilela, D. A., Godinho, H. P. (2005).** Sertoli cell proliferation in the adult testis—evidence from two fish species belonging to different orders. *Biology of reproduction*, 73(5), 891-898.
- **Seiler, P., Cooper, T. G., Nieschlag, E. (2000).** Sperm number and condition affect the number of basal cells and their expression of macrophage antigen in the murine epididymis. *International journal of andrology*, 23(2), 65-76.
- **Sekhavat, L., Moein, M. R. (2010).** The effect of male body mass index on sperm parameters. *The Aging Male*, 13(3), 155-158.
- **Serre, V., Robaire, B. (1999).** Distribution of immune cells in the epididymis of the aging Brown Norway rat is segment-specific and related to the luminal content. *Biology of reproduction*, 61(3), 705-714.
- **Setchell, B. P. (1998).** The parkes lecture heat and the testis. *Reproduction*, 114(2), 179-194.
- **Setchell, B. P., Ploen, L., Ritzen, E. M. (2001).** Reduction of long-term effects of local heating of the testis by treatment of rats with a GnRH agonist and an anti-androgen. *Reproduction*, 122(2), 255-263.
- **Setchell, B.P., Maddocks, S., Brooks, D.E. (1994).** Anatomy, vasculature, innervation, and fluids of the male reproductive tract. *The physiology of reproduction* : 1063-1175.
- **Setchell, B.P., Ploen, L., Ritzen, E.M., (2002).** Effect of local heating of rat testes after suppression of spermatogenesis by pretreatment with a GnRH agonist and an anti-androgen. *Reproduction*, 124(1), 133–140.
- **Sharpe, R. M. (2000).** Environment, lifestyle and male infertility. *Best Practice and Research Clinical Endocrinology and Metabolism*, 14(3), 489-503.
- **Shayu, D., ChennaKesava, C. S., Soundarajan, R., Rao, A. J. (2005).** Effects of ICI 182780 on estrogen receptor expression, fluid absorption and sperm motility in the epididymis of the bonnet monkey. *Reproductive Biology and Endocrinology*, 3, 1-15.
- **Sherwood, L. (2015).** Physiologie humaine. 3^{ém} édition. Louvain-la-Neuve. Edition De Boeck. 746p.

Références bibliographiques

- **Shinomiya, A., Shimmura, T., Nishiwaki-Ohkawa, T., Yoshimura, T. (2014).** Regulation of seasonal reproduction by hypothalamic activation of thyroid hormone. *Frontiers in Endocrinology*, 5, 12.
- **Shiraishi, K., Matsuyama, H., Takihara, H. (2012).** Pathophysiology of varicocele in male infertility in the era of assisted reproductive technology. *International journal of urology*, 19(6), 538-550.
- **Shum, W. W., Da Silva, N., Brown, D., Breton, S. (2009).** Regulation of luminal acidification in the male reproductive tract via cell–cell crosstalk. *Journal of experimental biology*, 212(11), 1753-1761.
- **Siffroi, J.P. (2001).** L'appareil génital masculin. *Service d'Histologie, Biologie de la Reproduction et Cytogénétique Hôpital*. Edition Teno. France : 1-45.
- **Soranzo, L., Dadoune, J. P., Fain-Maurel, M. A. (1982).** Segmentation of the epididymal duct in mouse : an ultrastructural study. *Reproduction, Nutrition, Développement*, 22(6), 999-1012.
- **Steinberger, A. (1991).** Effects of temperature on the biochemistry of the testis. *Temperature and environmental effects on the testis*, 33-47.
- **Sun, E. L., Flickinger, C. J. (1980).** Morphological characteristics of cells with apical nuclei in the initial segment of the adult rat epididymis. *The Anatomical Record*, 196(3), 285-293.
- **Suzuki, F., Nagano, T. (1978).** Development of tight junctions in the caput epididymal epithelium of the mouse. *Developmental biology*, 63(2), 321-334.
- **Thibault, C., Levasseur, M.C. (2001).** La reproduction chez les mammifères et l'homme. Nouvelle édition. Les éditions INRA. Paris. France : 928.
- **Thonneau, P., Bujan, L., Multigner, L., Mieusset, R. (1998).** Occupational heat exposure and male fertility : a review. *Human Reproduction (Oxford, England)*, 13(8), 2122-2125.
- **Thonneau, P., Bujan, L., Multigner, L., Mieusset, R. (1998).** Occupational heat exposure and male fertility : a review. *Human Reproduction (Oxford, England)*, 13(8), 2122-2125.
- **Tortora, G.J., Grabowski, S.R., Parent J.C. (1995).** Biologie humaine Cytogénétique régulation reproduction. Edition CEC, collégial et universitaire : 311-322. 454p.

Références bibliographiques

- **Toshimori, K. (2009).** Dynamics of the Mammalian Sperm Head : Modifications and Maturation Events From Spermatogenesis to Egg Activation. Edition Springer Berlin Heidelberg, (204), 98p. 5.
- **Turner, R. M. (2003).** Tales from the tail : what do we really know about sperm motility?. *Journal of andrology*, 24(6), 790-803.
- **Turner, T. T. (1991).** Spermatozoa Are Exposed to a Complex Microenvironment as They Traverse the Epididymis. *Annals of the New York Academy of Sciences*, 637(1), 364-383.
- **Turner, T. T. (2002).** Necessity's potion : inorganic ions and small organic molecules in the epididymal lumen. In : Robaire B, Hinton BT, editors. *The epididymis : from molecules to clinical practice*. New York : Kluwer/Academic/Plenum Publishers.131–150.
- **Turner, T.T, Bomgardner. D, Jacobs, J.P, Nguyen, Q. A. (2003).** Association of segmentation of the epididymal interstitium with segmented tubule function in rats and mice. *Reproduction*,125(6), 871–878.
- **Vaissaire J.P. (1977).** Sexualité et reproduction des mammifères domestiques et de laboratoire. Edition Maloine S.A. Paris, France. 457p.
- **Vendrely, E., Dadoune, J. P. (1988).** Quantitative ultrastructural analysis of the principal cells in the human epididymis. *Reproduction Nutrition Développement*, 28(5), 1225-1235.
- **VERI, J. P., HERMQ, L., ROBAIRE, B. (1993).** Immunocytochemical localization of the Yf subunit of glutathione S- transferase P shows regional variation in the staining of epithelial cells of the testis, efferent ducts, and epididymis of the male rat. *Journal of andrology*, 14(1), 23-44.
- **Wargo, M. J., Smith, E. F. (2003).** Asymmetry of the central apparatus defines the location of active microtubule sliding in Chlamydomonas flagella. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 100(1), 137-142.
- **Wettemann, R., Wells, M., Omtvedt, I., Pope, C., Turman, E. (1976).** Influence of elevated ambient temperature on reproductive performance of boars. *Journal of Animal Science*, 42(3), 664–669.
- **Widmaier, E. P., Raff, H., Strang, K. T. (2009).** Physiologie humaine : les mécanismes du fonctionnement de l'organisme 5ème éd française. France, Paris : Maloine, 557-604.

Références bibliographiques

- **World Health Organisation. (1999).** WHO laboratory manual for the examination of human semen and sperm-cervical mucus interaction. 4^{eme} édition. Cambridge, UK : Cambridge university press.
- **World Health Organization. (2021).** WHO laboratory manual for the examination and processing of human semen. 6^{eme} édition. Geneva : World Health Organization.
- **Wosnitzer, M., Goldstein, M., Hardy, M. P. (2014).** Review of azoospermia. *Spermatogenesis*, 4(1).
- **Yeung, C. H., Nashan, D., Sorg, C., Oberpenning, F., Schulze, H., Nieschlag, E., Cooper, T. G. (1994).** Basal cells of the human epididymis—antigenic and ultrastructural similarities to tissue-fixed macrophages. *Biology of reproduction*, 50(4), 917-926.
- **Yin, Y., DeWolf, W. C., Morgentaler, A. (1997).** p53 is associated with the nuclear envelope in mouse testis. *Biochemical and biophysical research communications*, 235(3), 689-694.
- **Yu, L. C., Chen, Y. H. (1993).** The developmental profile of lactoferrin in mouse epididymis. *Biochemical Journal*, 296(1), 107-111.
- **Zhang, Y. J., Zhong, J., Zhu, W. J. (2015).** Evaluation on sperm parameters of ejaculates with hyperspermia. *Journal of Reproduction and Contraception*, 26(3), 131-134.
- **Zhou, Q., Nie, R., Prins, G. S., Saunders, P. T., Katzenellenbogen, B. S., Hess, R. A. (2002).** Localization of androgen and estrogen receptors in adult male mouse reproductive tract. *Journal of andrology*, 23(6), 870-881.
- **Zhou, W., De Iuliis, G. N., Dun, M. D., Nixon, B. (2018).** Characteristics of the epididymal luminal environment responsible for sperm maturation and storage. *Frontiers in Endocrinology*, 9, 59.
- **Zhu, B. K., Setchell, B. P. (2004).** Effects of paternal heat stress on the in vivo development of preimplantation embryos in the mouse. *Reproduction Nutrition Development*, 44(6), 617-629.

Résumé

La chaleur est un facteur de stress environnemental néfaste sur la reproduction et la fertilité. L'objectif de ce travail est d'étudier les effets du stress thermique scrotal chez le mérion de Libye adulte ou *Meriones libycus*. Ce rongeur saharien est capturé durant la période d'activité sexuelle au printemps au sud ouest de l'Algérie (Wilaya de Béni Abbes). Nos investigations sont basées sur l'analyse pondérale du corps et des organes reproducteurs ; l'exploration histomorphométrique de l'épididyme et la détermination des paramètres spermatiques. Après une anesthésie générale, Les scrotums des *Meriones libycus* expérimentés sont plongés dans l'eau à 43°C, durant 30min. Après 15 jours, les animaux témoins et expérimentés sont sacrifiés ; les testicules et les organes reproducteurs sont prélevés, pesés et fixés pour une exploration histologique. La détermination des paramètres spermatiques a été effectuée simultanément. Ce stress thermique induit une régression pondérale des testicules, des épидидymes et de complexe prostatique. Les vésicules séminales et le corps ne montrent pas de variations pondérales. La régression pondérale constatée au niveau de l'épididyme proximal et distal est interprétée par des altérations histomorphométriques qui touchent l'épithélium et la lumière des canaux épидидymaires : atrophie des cellules épithéliales avec la zone supranucléaire ; la lumière est rétrécie et contient de rares spermatozoïdes. L'analyse de la semence a montré une altération de tous les paramètres spermatiques : oligospermie (baisse du nombre de spermatozoïdes/ml de semence) avec une baisse de vitalité et une immobilité des spermatozoïdes. La majeure partie des spermatozoïdes existants chez les animaux stressés présentent des anomalies morphologiques.

Mots clés : Stress thermique scrotal ; *Meriones libycus*; poids ; épидидyme ; histomorphométrique, Fertilité.

Summary

Heat is an environmental stress factor that adversely affects reproduction and fertility. The aim of this study was to investigate the effects of scrotal heat stress on the adult Libyan merion or *Meriones libycus*. Our investigations are based on weight analysis of the body and reproductive organs, histomorphometric exploration of the epididymis and determination of sperm parameters. After general anaesthesia, the scrotums of experienced *Meriones libycus* are immersed in water at 43°C for 30 min. After 15 days, control and experimental animals were sacrificed; testes and reproductive organs were removed, weighed and fixed for histological examination. Sperm parameters were determined simultaneously. Heat stress induced weight regression in testes, epididymides and prostate complex. The seminal vesicles and body showed no weight variation. Weight regression in the proximal and distal epididymides is interpreted by histomorphometric alterations affecting the epithelium and lumen of the epididymal ducts: atrophy of epithelial cells with supranuclear zone; the lumen is narrowed and contains scarce spermatozoa. Semen analysis showed an alteration in all sperm parameters: oligospermia (lower sperm count/ml semen) with reduced vitality and sperm immobility. Most sperm in stressed animals show morphological abnormalities.

Key words: Scrotal thermal stress; *Meriones libycus*; weight; epididymis; histomorphometry, Fertility.