

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE
MINISTÈRE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE

Faculté des Sciences Biologiques et des Sciences Agronomiques

Département de biologie

Mémoire de fin d'études

*En vue de l'obtention du diplôme de MASTER
en Sciences de la nature et de la vie*

Filière : Sciences Biologiques

Spécialité : Biologie et Physiologie de la Reproduction

Thème

Étude des effets de l'huile essentielle de la Sauge officinale à trois doses différentes (200µl/kg, 300µl/kg et 400µl/kg) sur la structure testiculaire et épидидymaire des lapins mâles infantiles de la populationsynthétique.

Présenté par :

M^{elle} : YATAGHANE Sekoura

M^{elle} : ABOUR Fatma

Soutenu devant le jury composé de :

- Madame MEDJDOUB-BENSAAD F.	Professeur	UMMTO	Présidente
- Madame LAKABI L.	M.C.A	UMMTO	Promotrice
-Monsieur MADOUCHE M.	Doctorant	UMMTO	Co-Promoteur
-Madame AKDADER S.	M.C.B	UMMTO	Examinatrice

Promotion : 2021– 2022



Remerciements

C'est avec notre enthousiasme le plus vif et le plus sincère que nous voudrions rendre mérite à tous ceux qui nous ont aidés de près ou de loin dans l'élaboration de ce mémoire.

*Nous voudrions exprimer notre gratitude à Madame **LAKABI L., Ep. AHMANACHE** maître de conférence à l'Université Mouloud Mammeri qui nous a fait l'honneur d'accepter d'être notre promotrice, de nous diriger tout au long de notre travail et pour toute l'aide et le temps qu'elle nous a consacré, nous la remercions pour sa patience et ses encouragements.*

*Tout notre respect s'adresse aussi à notre Co-promoteur Monsieur **MADOUCHE M** pour son aide et sa contribution à la réussite de ce modeste mémoire.*

*Nous voudrions aussi exprimer nos sincères remerciements à Madame **MEDJDOUBE-BENSAAD F** Pour l'intérêt qu'elle porte à ce travail et nous avoir témoigné sa confiance en acceptant de présider la commission d'examen.*

*On exprime nos reconnaissances à Madame **AKDADER S.** qui a bien voulu nous accorder une partie de son temps pour examiner et juger ce travail.*

Sincèrement

Sekoura et Fatma

DEDICACES

Je tiens d'abord à remercier le bon Dieu le tout puissant pour la volonté et le courage qu'il m'a donné pour mener à terme ce travail.

J'ai l'immense plaisir de dédier ce modeste travail de fin d'étude à :

A l'homme, mon précieuse offre du dieu, qui doit ma vie, ma réussite et tout mon respect, à toi mon cher papa Phabane

A la femme qui a souffert sans me laisser souffrir, à celle qui m'a soutenu et encouragé durant ces années d'études, qu'elle trouve ici le témoignage de ma profonde reconnaissance, à toi ma chère maman Fatima

A mes très chers frères : Tdir; Akli ; Ferhat et Soune qui ont toujours cru en moi merci de m'avoir toujours soutenue dans ce que je voulais faire.

A mes très chères sœurs : Louiza ; Xenza ; Taous et Chanina qui m'ont tant encouragé durant mon cursus

A mon très cher prof, frère et ami Mustapha Ouahdj qui m'a toujours encouragé et soutenu dans les moments les plus durs, je vous souhaite une vie pleine de bonheur et de succès et que dieu, le tout puissant, vous protège et vous garde.

A tous mes collègues de travail l'équipage de la salle des fêtes Keltoum

Ainsi celle avec qui j'ai l'immense plaisir de partager ce travail, ma très chère binôme Fatma.

SEKOURA

DEDICACES

Je tiens d'abord à remercier le bon Dieu le tout puissant pour la volonté et le courage qu'il m'a donné pour mener à terme ce travail.

J'ai l'immense plaisir de dédier ce modeste travail de fin d'étude à ceux que J'aime le plus au monde, mes très chers parents qui m'ont apporté leur soutien, dans les moments difficiles avec un tant d'amour et d'affection et qui ont souffert sans se plaindre pour m'élever et m'éduquer afin que j'atteigne ce niveau.

A ma très chère mère « Sâadia », quoi que je fasse ou que je dise, je ne saurais point te remercier comme il se doit, ton affection me couvre, ta bienveillance me guide et ta présence à mes côtés a toujours été ma source de force pour affronter les différents obstacles.

A mon cher père « Hocine », pour le goût à l'effort qu'il a suscité en moi, qui a tout sacrifié pour mon bien et qui a éclairé ma route par sa compréhension, son soutien et son amour, je lui confirme mon attachement et mon profond respect.

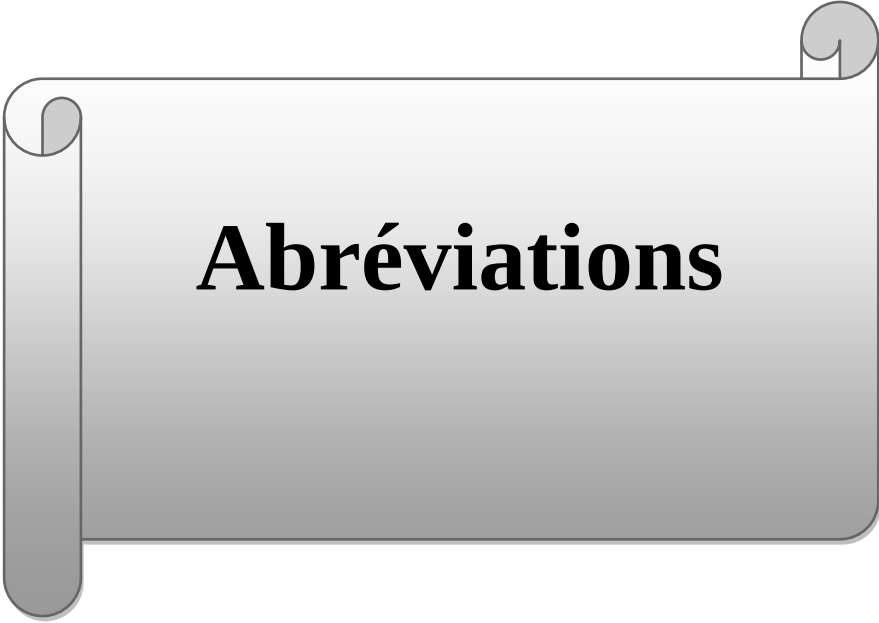
A ma très chère sœur Lisa et son mari Amir, puisse Dieu vous donner santé, bonheur, courage et surtout réussite et merci pour tout l'aide que vous m'avez offert et à mon très cher frère Saïd que le bon Dieu te protège et je te souhaite que de réussite dans tes études.

A mes chères tantes « Nassima », « Safia » et leurs familles et mes chers oncles « Kaci », « Karim », « Amar », « Madjid » et « Hacene » et à ma chère grande mère et cher grand père

A ma chère amie et binôme « Sekoura » et à toute sa famille.

A mes amies et mes collègues d'étude, les binômes de madame Lakabi au nom de l'amitié qui nous réunit et au nom de nos souvenirs inoubliables.

Satma



Abréviations

ABP : Androgen Binding Protein
Ad : spermatogonie à chromatine fine et sombre
AMPC : Adénosine Monophosphate Cyclique
Ap : spermatogonie à chromatine claire
ARNm : Acide Ribonucléique messenger
Cb : cellule basale
CDS : développement complet sexuels
Ce : cellule étroite
Cl : cellule de Lydig
Cm : cellule myoïde
Cp : cellule principale
Cs : cellule de Sertoli
CS : premiers comportement sexuels
D1 : première dose
D2 : deuxième dose
D3 : troisième dose
DHT : Dihydrotestostérone
DS : début de la spermatogenèse
ESM : Erreur Standard à la Moyenne
F : groupement phosphate
FSH : Follicle Stimulating Hormone
FSHR : Follicle Stimulating Hormone Receptor
FT : facteur de transcription
H⁺ : Protons
HCO₃ : Bicarbonates
HE : Huile Essentielle
I : implantation
I : inhibine
ITMA : Institut de Technologie Moyen Agricole
LH : Luteinizing Hormone
LHRH : Luteinizing Hormone Releasing Hormone
LT : Lymphocyte T
Lu : lumière
M : Monocyte

M: mitochondrie

MP: Membrane plasmique

N: Noyau

N: naissance

ONAB : Office National da l'Aliment de Bétail

P : Probabilité

PH : Potentiel Hydrogène

PKA : Protéine Kinase dépendante de l'AMPC

RE : Réticulum endoplasmique

RER : Réticulum endoplasmique rugueux

RS : premiers rapports sexuels

S : sécrétion

Sc : stèreocils

SNC: Système nerveux central

SO : Sauge Officinale

SP I: Spermatocyte I

SP II : Spermatocytes II

SP : Spermatogonies

SPZ : Spermatozoïdes

T: testostérone

TC: Tissu Conjonctif



Liste des figures et tableaux

Liste des figures

Figure 1 : Appareil génitale de lapin mâle (Barone et al., 1973).....	3
Figure 2: Représentation schématique des enveloppes testiculaires (Barone, 2001).....	5
Figure 3 : Vascularisation du testicule (Bailleul et Mauroy, 1991)	6
Figure 4: Schéma d'un épидидyme (Glover et Nicander, 1971 ; Hamilton, 1990).....	8
Figure 5 : Structures intra-testiculaires (Muller et Clos, 1997 Modifié).....	11
Figure 6: Détail d'une portion de tubule séminifère de lapin (Junqueira et Carneiro, 2007) .	12
Figure 7: Structure de la cellule de Sertoli (Russell et Griswold, 1993).....	13
Figure 8: Schéma du spermatozoïde de mammifère (Moigne et Foucrier, 2009).....	16
Figure 9: Représentation schématique de l'épithélium épидидymaire (Girouard, 2009).	18
Figure 10 : Schéma représentatif de l'épидидyme de la souris et du rat, montrant les différents segments et illustrant les différents types de cellules épithéliales et les cellules dendritiques (Breton et Da Silva, 2012).....	19
Figure 11 : Développement chronologique de la différenciation de l'appareil reproducteur du lapin mâle (Alvarino, 2000).	23
Figure 12 : Evolution du poids des testicules chez le jeune mâle entre 20 et 180 jours (Prud'hon, 1973 cité par Lebas, 2009)	24
Figure 13 : Différentes étapes de la spermatogenèse (Marieb, 2006).....	26
Figure 14 : Les étapes de la spermoigénèse (Gayrard, 2007).	27
Figure 15 : La stériodogénèse dans les cellules de Leydig (Annick, 2014).....	29
Figure 16 : Représentation schématique de l'épithélium sécrétoire épидидymaire (Rejraji et Drevet, 2004).....	32
Figure 17 : Complexe hypothalamus-hypophyse-testiculaire (Marie-Saint-Dizier et al., 2014)	34
Figure 18 : Représentation schématique de l'organisation cellulaire de l'épithéliumépидидymaire de rat en coupe transversale et des différentes voies de régulation des fonctions épидидymaires (Robaire et al., 2003)	35
Figure 19 : Photographie représentant des lapins mâles âgés d'1 mois de la population blanche	40
Figure 20: A : Feuilles (Bougrow, 2009), B : fleurs (Bouguerra, 2012), et C : fruits (Bouhdjera, 2005) de la sauge officinale.....	41

Figure 21: Pesée et administration de l'huile essentielle « sauge officinale »	43
Figure 22: Sacrifice des lapins	44
Figure 23: Photographie de la dissection, prélèvement des organes ainsi que leurs pesées et fixation	45
Figure 24: Centrifugation du sang et recueil de plasma.....	46
Figure 25: Fixation des organes dans le Bouin hollandaise	47
Figure 26: Série de bains d'alcool éthylique et bain de xylène.....	48
Figure 27: Série de bains de paraffine.....	49
Figure 28 : organe placé dans le moule de paraffine et bloc de paraffine obtenue après inclusion	49
Figure 29: Microtome et Bain Marie.....	50
Figure 30 : photographie de déparaffinage et réhydratation	51
Figure 31: Série d'une coloration topographique.....	52
Figure 32: Observation des lames au microscope optique	53
Figure 33 : Représentation graphique du poids corporel des lapins âgés de 1 mois témoins et traités par l'huile essentielle de la Sauge officinale	54
Figure 34 : Représentation graphique du poids moyen des testicules gauches et droites des lapins de 1 mois témoins et traités par l'huile essentielle de la Sauge officinale.....	56
Figure 35 : Représentation graphique du poids total des testicules des lapins infantiles témoins et traités par l'huile essentielle de la Sauge officinale.....	57
Figure 36 : Représentation graphique du poids testiculaire relatifs à 100g de poids corporel des lapins âgés de 1 mois témoins et traité par l'huile essentielle de la Sauge officinale.....	58
Figure 37 : Représentation graphique du poids moyen des épидидymes gauches et droites des lapins âgés de 1 mois témoins et traité par l'huile essentielle de la Sauge officinale	59
Figure 38 : Représentation graphique du poids total des épидидymes des lapins infantiles témoins et traités par l'huile essentielle de la Sauge officinale.....	60
Figure 39 : Représentation graphique des poids épидидymaires relatifs des lapins âgés de 1 mois témoins et traités par l'huile essentielle de la Sauge officinale	61
Figure 40: Vascularisation des testicules des lapins âgés de 1 mois.....	62
Figure 41: Coupes histologiques des testicules des lapins infantiles du lot témoin.....	63

Figure 42: Coupes histologiques des testicules des lapins infantiles traités par l'huile essentielle de la sauge officinale aux doses respectives 200 µl/kg, 300µl /kg et 400 µl/kg.....	64
Figure 43: Coupes histologiques des épидидymes des lapins infantiles du lot témoin.....	65
Figure 44: Coupes histologiques des épидидymes des lapins infantiles traités par l'huile essentielle de la sauge officinale aux doses respectives 200 µl/kg, 300µl /kg et 400 µl/kg.....	67

Liste des tableaux

Tableau I : La Composition chimique de l'huile essentielle du <i>Salvia officinalis L</i> (Bruneton, 1999)	42
---	----



Sommaire

Liste des abréviations

Liste des figures et tableaux

Introduction Générale..... 1

Chapitre I : Rappels anatomo-histologique de l'appareil reproducteur mâle de lapin

1. Anatomie de l'appareil reproducteur mâle.....	3
1.1. Testicule	4
1.1.1. Anatomie	4
1.1.2. Enveloppes testiculaires	4
1.1.3. Vascularisation et innervation.....	6
1.1.3.1. Vascularisation	6
1.1.3.1. Innervation	7
1.2. Epididyme	7
1.2.1. Anatomie	7
1.3. Conduit déférent.....	8
1.4. Urètre.....	8
1.5. Glandes annexes	9
1.5.1 Vésicule séminale.....	9
1.5.2 Glande vésiculaire (pro prostate ou prostate craniale)	9
1.5.3 Prostate	9
1.5.4 Glandes para prostatiques.....	9
1.5.5. Glandes de Cowper (glande bulbo-urétrale)	10
1.6. Organe copulateur (Pénis).....	10
2. Histologie de l'appareil reproducteur mâle du lapin	10
2.1. Histologie de testicule	10
2.1.1. Tubes séminifères.....	11
2.1.2 Cellules de Sertoli	12
2.1.3. Cellules de la lignée germinale	13
2.1.3.1 Spermatogonies	14
2.1.3.2 Spermatocytes	14
2.1.3.3. Spermatides	14

2.1.3.4. Spermatozoïdes	15
2.2 Tissu interstitiel	16
2.2.1. Cellule de Leydig	17
2.2.2. Liquide des compartiments intra-testiculaire	17
3. Histologie de l'épididyme	17
3.1. Lumière du canal épидидymaire	18
3.2 Epithélium épидидymaire	18
3.2.1. Cellules principales	19
3.2.2. Cellules basales	20
3.2.3. Cellules en halo	20
3.2.4. Cellule claires	20
3.2.5. Cellules apicales	20
3.2.6. Cellules étroites	21

Chapitre II : Physiologie de la reproduction

1. Développement des gonades et puberté	22
2. Développement pondéral	23
3. Développement comportemental	24
4. Maturation sexuelle	24
4.1. Phase infantile	25
4.2. Phase prépubère	25
4.3. Puberté	25
4.4. Maturité sexuelle	25
5. Fonctions physiologiques du testicule	26
5.1. Spermatogenèse	26
5.1.1. Spermatocytogenèse	26
5.1.2. Méiose	27
5.1.3. Spermiogénèse	27
5.2. Stériodogenèse	28

6. Fonctions physiologiques de l'épididyme	29
6.1. Maturation des spermatozoïdes	29
6.2. Acquisition de la motilité	30
6.3. Protection	30
6.4. Stockage	30
7. Mode de sécrétion de l'épididyme	31
7.1. Sécrétion mérocrine.....	31
7.2. Sécrétion apocrine	31
8. Régulation endocrinienne de la fonction de reproduction chez les lapins	32
8.1. Axe hypothalamo-hypophyso-gonadique	32
8.1.1. Au niveau hypothalamique.....	32
8.1.2. Au niveau hypophysaire	33
8.1.3. Au niveau gonadique.....	33
8.2. Rétrocontrôle de la sécrétion des gonadotrophines par testicule	33
8.3. Régulation des fonctions de l'épithélium épididymaire.....	34
9. Influence des facteurs de l'environnement.....	35
9.1. Température.....	35
9.2. Saison	36
9.3. Eclairage.....	36
9.4. Humidité (l'hygrométrie)	36
9.5. Alimentation.....	37
9.6. Age	37
9.7. Etat sanitaire	37
9.8. Effet des huiles essentielles.....	37

Chapitre III : Matériels et méthodes

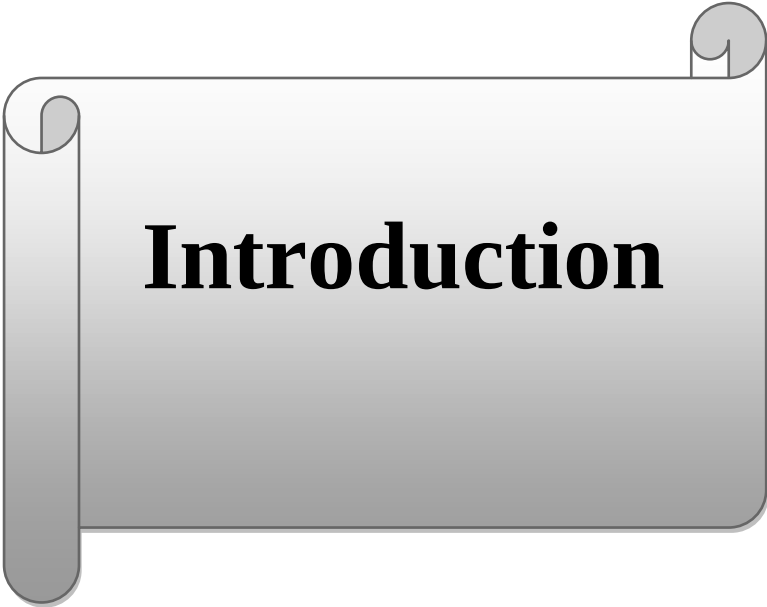
1. Lieu et durée de l'expérimentation.....	39
2. Matériel et méthode.....	39
2.1. Model animal.....	39
2.2. Model végétal	40
2.2.1. Huile essentielle de la Sauge officinale (<i>Salvia officinalis</i>).....	40
2.3. Autres Matériels	42
3. Expérimentation	42

3.1. Pesée et administration de l'huile essentielle	43
3.2. Sacrifices et prélèvements	44
3.3. Centrifugation.....	46
4. Etude histologique	46
4.1. Fixation des échantillons.....	47
4.2. Déshydratation et éclaircissement	48
4.3. Imprégnation	48
4.4. Inclusion	49
4.5. Confection des coupes et collage	50
4.6. Déparaffinage et réhydratation.....	50
4.7. Coloration topographique et Déshydratation	51
4.8. Montage.....	52
4.9. Observation des lames.....	52
4.10. Etude statistique	53

Chapitre VI : Résultats et discussions

1. Résultats	54
1.1. Résultats de l'étude macroscopique	54
1.1.1. Poids corporel.....	54
1.1.2. Poids testiculaires.....	55
1.1.2.1. Poids testiculaire gauche et droit des lapins.....	56
1.1.2.2. Poids testiculaire total	57
1.1.2.3. Poids testiculaires relatifs.....	58
1.1.3. Poids épидидymaire	59
1.1.3.1. Poids épидидymaires gauche et droit des lapins.....	59
1.1.3.2. Poids épидидymaires total	60
1.1.3.3. Poids épидидymaires relatif.....	61
2. Résultats de l'étude microscopique (Étude histologique)	62
2.1. Vascularisation des testicules.....	62
2.2. Étude histologique des structures testiculaires.....	62
2.2.1. Testicules des lapins témoins	62
2.2.2. Testicules des lapins traités par la sauge officinale.....	63
2.3. Étude histologique des structures épидидymaires	65

2.3.1 Epididymes des lapins témoins	65
2.3.2. Epididymes des lapins traités par la sauge officinale.....	66
3. Discussion	68
3.1 Paramètres macroscopiques	68
3.2. Paramètres microscopiques.....	69
Conclusion.....	71
Références bibliographiques	72
Annexe	
Résumé	



Introduction

Introduction

Le lapin est l'espèce considérée à la fois comme animal domestique, animal de compagnie et animal modèle de recherche. Cette situation lui confère un statut particulier, notamment dans le domaine de la reproduction où il offre beaucoup d'avantage intéressant concernant sa productivité et sa reproductivité. En effet, il est caractérisé par un court intervalle entre les générations, par une prolificité importante et par une bonne qualité de sa viande (Joly et Theau-Clément, 2000).

La fertilité masculine est marquée par une différenciation gonadique adéquate, une maturité de l'axe hypothalamo-hypophyso-testiculaire, une différenciation des cellules testiculaires néonatales, une descente des testicules et un début de la puberté couplée avec la prolifération et la maturité des cellules testiculaires (Vigueras-Villasenor *et al.*, 2013).

Le testicule est constitué principalement de tubes séminifères où se déroule la spermatogenèse et de tissu interstitiel riche en cellules de Leydig. Ces dernières synthétisent et libèrent les androgènes, principalement la testostérone qui joue un rôle dans le maintien de la spermatogenèse (Curtis et Amann, 1981 ; Eurell et Frappier, 2006).

L'épididyme est un organe accolé au testicule, formé d'un long tube épithélial, de longueur variable selon les espèces. Il assure la maturation des spermatozoïdes par acquisition de la motilité et capacité de féconder un ovocyte lors de leur transit dans la lumière épидидymaire jusqu'à la queue où ils seront stockés, cette maturation se fait grâce aux protéines qui se retrouvent dans le fluide épидидymaire où ils baignent (Kirchhoff, 1999).

Cependant, plusieurs paramètres peuvent influencer sur la performance de reproduction chez les lapins tels que l'environnement, les conditions d'élevages et l'alimentation. Récemment plusieurs études menées sur les huiles essentielles ont montré leurs effets sur le processus de reproduction (El Kalamouni 2010).

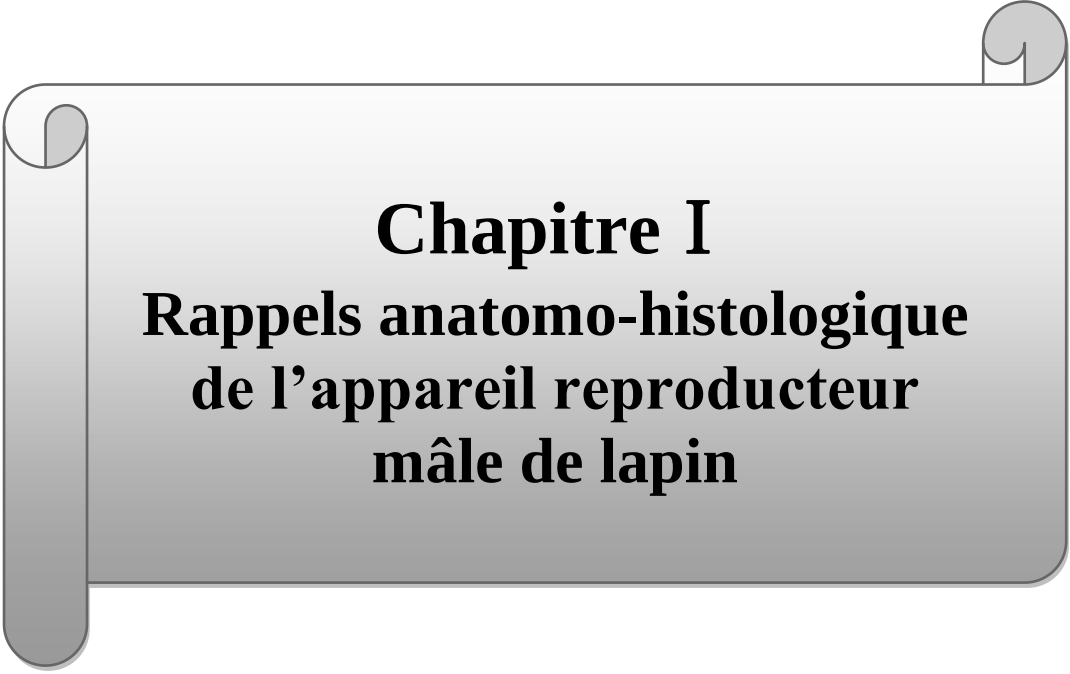
En effet les huiles essentielles sont des produits aromatiques riches en phyto-oestrogènes dont l'innocuité n'est pas totalement prouvée, ces composés sont susceptibles de modifier le processus physiologique de la reproduction soit en l'améliorant ou en le perturbant selon la dose utilisée (El Kalamouni, 2010).

De ce fait, le but de notre travail est de mettre en évidence les effets de l'huile essentielle de la sauge officinale sur la structure des testicules et épидидymes des lapins mâles de la

Introduction

population synthétique âgée de 1 mois, à travers une étude macroscopique et microscopique (histologique).

Notre travail s'organise en quatre chapitres qui traiteront dans le premier chapitre l'anatomo-histologie de l'appareil reproducteur du lapin mâle et dans le deuxième chapitre nous présenterons la physiologie de la reproduction chez les lapins. Le troisième chapitre, nous aborderons le matériel et méthodes utilisés durant notre expérimentation, dont les résultats ainsi que leur discussion seront exposés dans le quatrième chapitre et on clôturera ce document par une conclusion globale ainsi qu'un ensemble de perspectives.



Chapitre I

Rappels anatomo-histologique de l'appareil reproducteur mâle de lapin

Le système reproducteur du lapin mâle est très similaire à celui des autres mammifères, sauf pour la capacité supplémentaire de pouvoir rétracter le testicule dans l'abdomen (Sabbagh, 1983). Ce système présente deux fonctions primordiales, la production des spermatozoïdes et leur dépôt dans les voies génitales femelles d'une part, et la sécrétion des hormones sexuelles d'autre part (Alvarino, 1993).

L'organisation de l'appareil reproducteur est la même chez tous les mammifères et en particulier chez les ovins, caprins, porcins et lapins, néanmoins avec des différences qui concernent la taille, le poids et la forme des organes (Hamon *et al.*, 1999).

1. Anatomie de l'appareil reproducteur mâle

Le terme « appareil génital mâle » (Figure 1) désigne tous les organes et structures participant à la formation, la maturation, l'émission sous pression des différents constituants du sperme qui se divise en quatre parties fonctionnelles (Boussit, 1989 ; Marieb *et al.*, 1999 ; Young *et al.*, 2008) :

- Les testicules: qui sont les glandes génitales mâles.
- Un réseau de conduits incluant: l'épididyme, le conduit déférent et enfin l'urètre qui débouche à l'extérieur par l'extrémité du pénis.
- Les glandes annexes: ce sont les vésicules séminales, la prostate et les glandes bulbo-urétrales, qui débouchent dans ces canaux où elles déversent leurs sécrétions.
- Le pénis: qui est un organe de copulation.

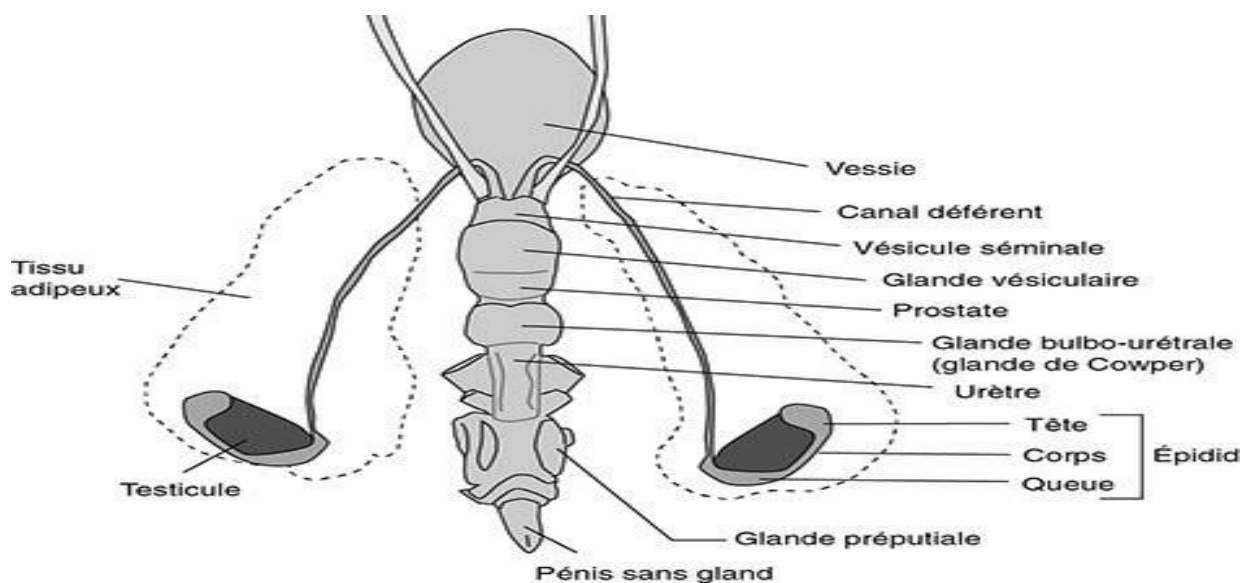


Figure 1 : Appareil génitale de lapin mâle(Barone *et al.*, 1973).

1.1. Testicule

Les testicules sont des organes pairs dotés d'une double fonction :

- La fonction exocrine : (gamétogénèse, ou spermatogénèse)
- La fonction endocrine : (la synthèse et la sécrétion des hormones sexuelles principalement la testostérone) qui sont assurées par une double structure, un compartiment tubulaire et un compartiment interstitiel (Muller et Clos, 1997).

1.1.1. Anatomie

Les testicules du lapin sont des organe pairs de forme ovoïde (Bedosa, 1998) amincis aux extrémités avec un pôle caudal plus pointu mesurant 3 à 3,5cm de longueur, 1 à 1,5 cm de largeur, 1 à 1,3 cm d'épaisseur et pesant 1,5 à 2g.

Ils sont situés de part et d'autres de la ligne médiane inguinale, protégés et soutenus par une enveloppe appelée scrotum ou sac scrotal, constitué d'une fine couche de peau recouvrant divers couches fibro-élastiques et musculaires dont la plus importante est le dartos (Barone, 2001).

Le lapin est alternativement exorchide lorsque les testicules montent dans la cavité abdominale sous l'effet de frayeur, ou énorchide lorsqu'ils redescendent dans les bourses grâce à un tissu musculaire appelé crémaster (Boussit, 1989 ; Barone, 2001).

1.1.2 Enveloppes testiculaires

Les enveloppes testiculaires protègent et soutiennent cette glande ainsi que ses premières voies d'excrétion (épididyme et début du conduit déférent) et ses vaisseaux.

On peut distinguer six plans membraneux, dont deux plans superficiels (le scrotum et le dartos), un plan intermédiaire (la tunique celluleuse : fascia spermatique externe) et trois plans profonds (le crémaster, la tunique fibreuse : fascia spermatique interne et la tunique séreuse vaginale) (Figure 2) (Barone, 2001).

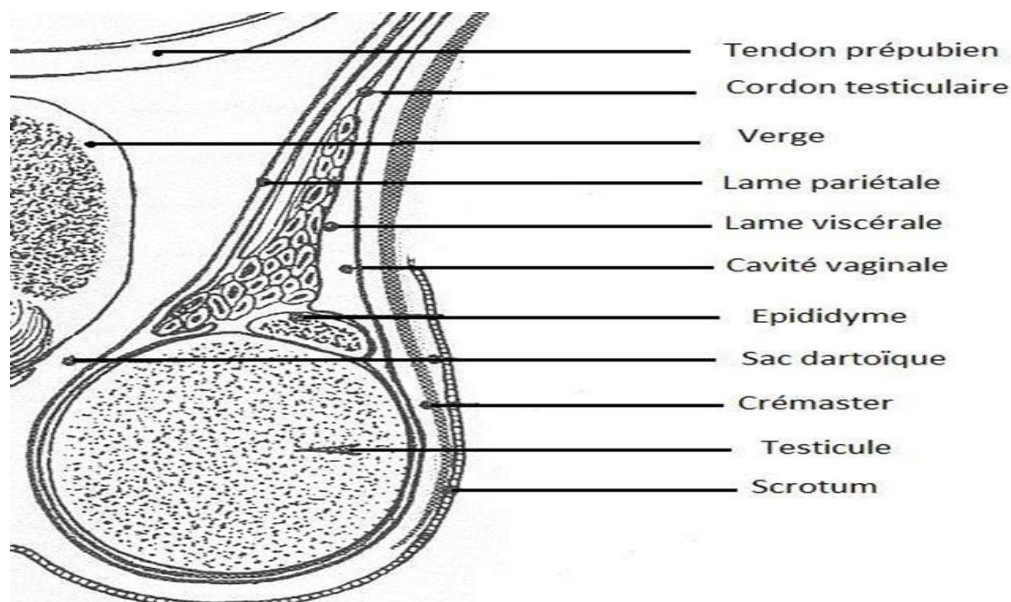


Figure 2: Représentation schématique des enveloppes testiculaires (*Barone, 2001*)

- Le scrotum : est double et forme de chaque côté un sac volumineux très allongé caudalement sous le bassin, sa peau fine pourvue de glandes sébacées et sudoripares (Alvarino, 1993).
- Le dartos : riche en fibres de collagènes et élastiques, il assure la suspension des testicules et maintient leurs enveloppes profondes (Barone, 2001).
- Le fascia spermatique externe : d'aspect lamellaire séparées par du tissu conjonctif lâche protège le testicule contre les chocs mécaniques (Roger, 2009).
- Le crémaster : de couleur rouge vif est un muscle important car il permet la remontée des testicules lors de la frayeur (Barone, 2001 ; Bonnes *et al.*, 2005).
- le fascia spermatique interne : forme une tunique fibro-séreuse avec la lame pariétale de la cavité vaginale (Barone, 2001 et Roger 2009).
- La tunique vaginale : est très ample, piriforme avec un canal long et vaste et constitue la séreuse du testicule et de son cordon (Barone, 2001).

1.1.3. Vascularisation et innervation

Le testicule renferme un complexe vasculaire formé par les artères testiculaires et les veines testiculaires et épидидymaire (Hochreau de Reviers et Royere, 1996).(figure 3).

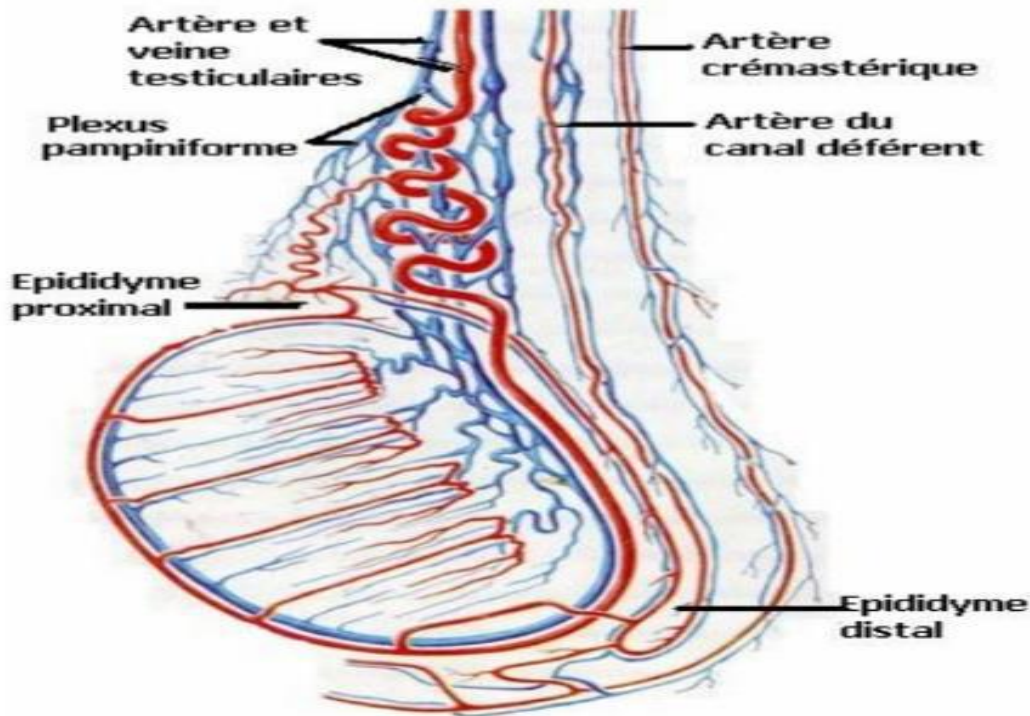


Figure 3 : Vascularisation du testicule (*Bailleul et Mauroy, 1991*).

1.1.3.1. Vascularisation

- Trois artères concourent à la vascularisation :
 - L'artère testiculaire : issue de l'aorte abdominale qui assure à l'entrée du canal inguinal puis se divise pour former un réseau capillaire à la surface testiculaire.
 - L'artère différentielle : qui est une branche de l'artère iliaque participe à la vascularisation du pôle postéroinférieur du testicule.
 - L'artère crémastique : qui est une branche de l'artère épigastrique vascularisée les enveloppes du cordon spermatique (Barone, 1978).

- Veines testiculaires :

La veine du testicule est drainée par un ensemble de veinules sous l'albuginée qui reçoivent, à la surface du testicule, celles de la tête épидидymaire et forment un réseau complexe : c'est le plexus pampiniforme. Ce réseau enserre étroitement les circonvolutions de l'artère spermatique et est à l'origine du refroidissement du sang arrivant aux testicules (Barone, 1978).

1.1.3.1. Innervation

L'innervation dépend de deux plexus nerveux :

- Le plexus spermatique qui est parasympathique
- Le plexus différentiel qui est sympathique (Jardin et De Fourmestaux, 1984).

1.2. Epididyme

L'épididyme, organe du tractus génital mâle, est accolé à la face postérieure du testicule et relie les canaux efférents au canal déférent. Chez les mammifères, c'est un long tubule unique fortement contourné dont la taille varie selon les espèces, il mesure 1,5 à 3cm chez les lapins (Barone, 1978; Grasse, 1995) et peut atteindre jusqu'à 5mètres chez l'homme (Sullivan, 2004).

1.2.1. Anatomie

Sur la base de sa morphologie et de son histologie, cet organe peut être divisé en trois parties distinctes :

- La tête (région proximale) : qui est reliée au hile du testicule par les canaux efférents et le *retetestis*.
- Le corps (région médiane) : accolé au testicule jusqu'à sa partie postérieure.
- la queue (région distale) : connectée au canal déférent (Abe et *al.*, 1983 ; Abou Haila et Fain-Maurel, 1984).

Ces régions sont également subdivisées en plusieurs segments (Abe et *al.*, 1983 ; Abou-Haila et Fain-Maurel, 1984 ; Johnson et *al.*, 2005), chacun d'entre eux étant délimité par des cloisons conjonctives ou *septa* (Takano, 1980). (figure 4).

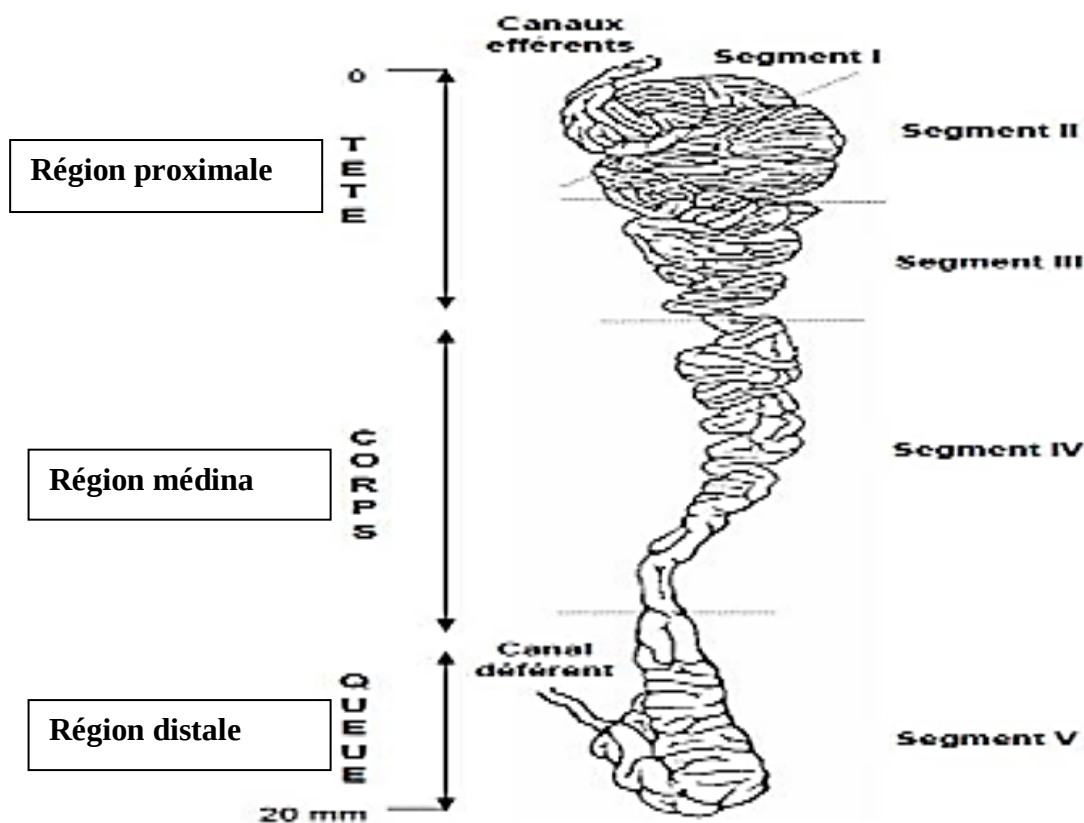


Figure 4: Schéma d'un épидидyme (Glover et Nicander, 1971 ; Hamilton, 1990).

1.3. Conduit déférent

La queue de l'épididyme se poursuit par le canal déférent qui fait suite au canal épидидymaire, il mesure 12 à 15cm de longueur chez le lapin (Barone, 2001) et 45cm chez l'homme (Dadoune et *al.*,1990; Marieb, 2006). Permettant d'acheminer les spermatozoïdes vers l'urètre. Le conduit déférent, présente une ampoule assez nette, de 2 cm environ qui s'ouvre dans la partie caudale de la vésicule séminale par un orifice assez large et impair porté le *colliculusseminalis*. C'est par l'intermédiaire de ce bref conduit que se fait la communication avec l'urètre (Barone, 1978).

1.4. Urètre

L'urètre c'est un conduit de 12 à 13cm de longueur, dont 8 à 9cm tapisse l'intérieur du pénis jusqu'à son extrémité (Baronne, 2001). Servant à la fois à l'évacuation de l'urine lors de la miction et du sperme lors de l'éjaculation (Nguyen et Ferry, 2007). Il part de la vessie et tapisse l'intérieur du pénis jusqu'à son extrémité (Barone, 2001).

1.5. Glandes annexes

Plusieurs types de glandes sont associées au tractus génital mâle; la vésicule séminale, la glande vésiculaire, la prostate, les glandes para prostatiques et la glande de Cowper. L'ensemble de leurs sécrétions constitue le liquide spermatique lequel mélangé aux spermatozoïdes, constitue le sperme (Tortora et *al.*, 1995).

1.5.1 Vésicule séminale

Chez le lapin, la vésicule séminale est impaire mais bilobée à son extrémité, avec une longueur d'environ 2,5cm et un aspect ajouré (Abraham et Kierzembaum, 2002 ; Welsh, 2002), placée entre le rectum et la vessie, qui débouche dans le conduit déférent (Roger, 2002). Elle est relativement volumineuse et de teinte gris sombre (Hegelen et Thiriet, 2012). Sa partie caudale fusionne avec les canaux déférents pour former un canal éjaculateur impair qui s'ouvre dorsalement dans l'urètre au niveau de *Calliculus seminalis* (Barone, 1984).

1.5.2 Glande vésiculaire (pro prostate ou prostate craniale)

La glande vésiculaire est de forme ovale, relativement volumineuse, bilobée et sa couleur blanchâtre est liée à l'accumulation des sécrétions granulaires blanches. Sur la face dorsale, cette glande s'ouvre dans l'urètre par deux canaux excréteurs (Holtz et Foote, 1978).

1.5.3 Prostate

La glande prostatique est la principale glande accessoire de l'appareil génital mâle constitué de deux lobes : antérieur et postérieur, elle est oblongue et volumineuse, de couleur blanc jaunâtre, Située directement sous la vessie elle entoure la partie supérieure de l'urètre (Lesson et Lesson, 1976 ; Dadoune et *al.*, 2000 et Marieb, 2008). Elle sécrète environ 1/3 du volume de sperme et cette sécrétion légèrement acide contenant divers ions exerce un rôle important dans l'activation des spermatozoïdes (Marieb, 2008).

1.5.4 Glandes para prostatiques

Les glandes para prostatiques sont plus petite, arrondies situées ventralement à la prostate. Elles débouchent dans l'urètre par un nombre variable de petits conduits (Barone, 2001). Tous les lapins mâle ont au moins une paire de glande para prostatique (Holtz et Foote, 1978).

1.5.5. Glandes de Cowper (glande bulbo-urétrale)

Ce sont des formations sphériques paires, bilobées, entourée chacune par un corpuscule conjonctif (Roger, 2002) et placée postérieurement à la prostate et dorsalement à l'urètre dans lequel elle s'ouvre par au moins 4 canaux (Sabbagh, 1983). Sécrètent un liquide mucoïde semblable au liquide prostatique qu'elles déversent dans la région postérieure de l'urètre membraneux (Boussit, 1989).

1.6. Organe copulateur (Pénis)

Le lapin est une espèce à pénis rétrofléchi qui est logé dans le prépuce et dirigé vers l'arrière au repos, mais se porte vers l'avant lors de l'érection (Lebas, 2010). C'est un organe court, en forme de tube légèrement en pointe, dépourvu de glande et mesure 3 à 5 cm (Dominique, 1989), il est composé de racine, corps, et gland (Gallup *et al.*, 2003 ; Gallup, 2004).

2. Histologie de l'appareil reproducteur mâle du lapin

2.1. Histologie du testicule

Le testicule est revêtu par une capsule blanche, épaisse et résistante parcourue par les vaisseaux testiculaires ; l'albuginée (Dadoune *et al.*, 2000). Cette enveloppe conjonctive est riche en fibres de collagène et en cellules musculaires lisses dans la région postérieure (Siffroi, 2001).

L'albuginée qui s'épaissit pour former le médiastin du testicule ou corps d'Highmore au niveau du *retetestis*. Des septa fibreux provenant du médiastin du testicule s'étendent à l'intérieur de la masse testiculaire, divisant le tissu en 250 à 300 lobules. Chaque lobule contient d'un à quatre tubes séminifères (Figure 5) (Abraham et Kierszenbaum, 2006).

Selon Thibault et Levasseur (2001), le testicule comprend deux compartiments cellulaires distincts issus de la partie interne de l'ébauche gonadique :

- Compartiment interstitiel : composé uniquement de cellules endocrines dites cellules de Leydig.
- Compartiment germinal : composé de cellules germinales et de cellules somatiques appelées cellules de Sertoli.

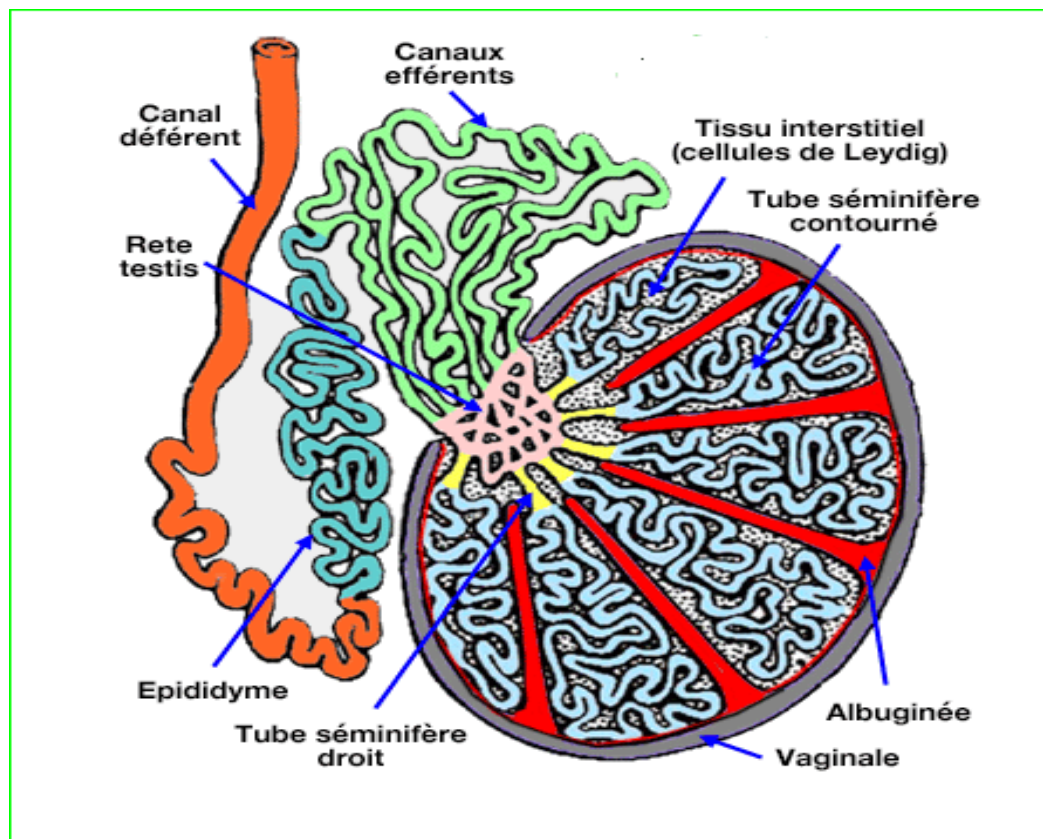


Figure 5 : Structures intra-testiculaires (*Muller et Clos, 1997 Modifié*).

2.1.1. Tubes séminifères

Le tube séminifère est l'unité fonctionnelle du testicule, il est très long et flexueux, il est constitué de cellules germinales à des stades de développement variés (spermatogonies, spermatocytes, spermatides) et de cellules de Sertoli formant l'épithélium séminifère qui se repose sur une lame basale et d'une lumière bordée par cet épithélium (Freudenthal *et al.*, 1973 ; Wroblewski, 1990).

La paroi des tubes séminifères est constituée d'une membrane basale revêtue de plusieurs assises myoïdes surmontées d'une couche de fibres de collagènes (figure 6) (Hochereau de Reviers et Royere, 1996).

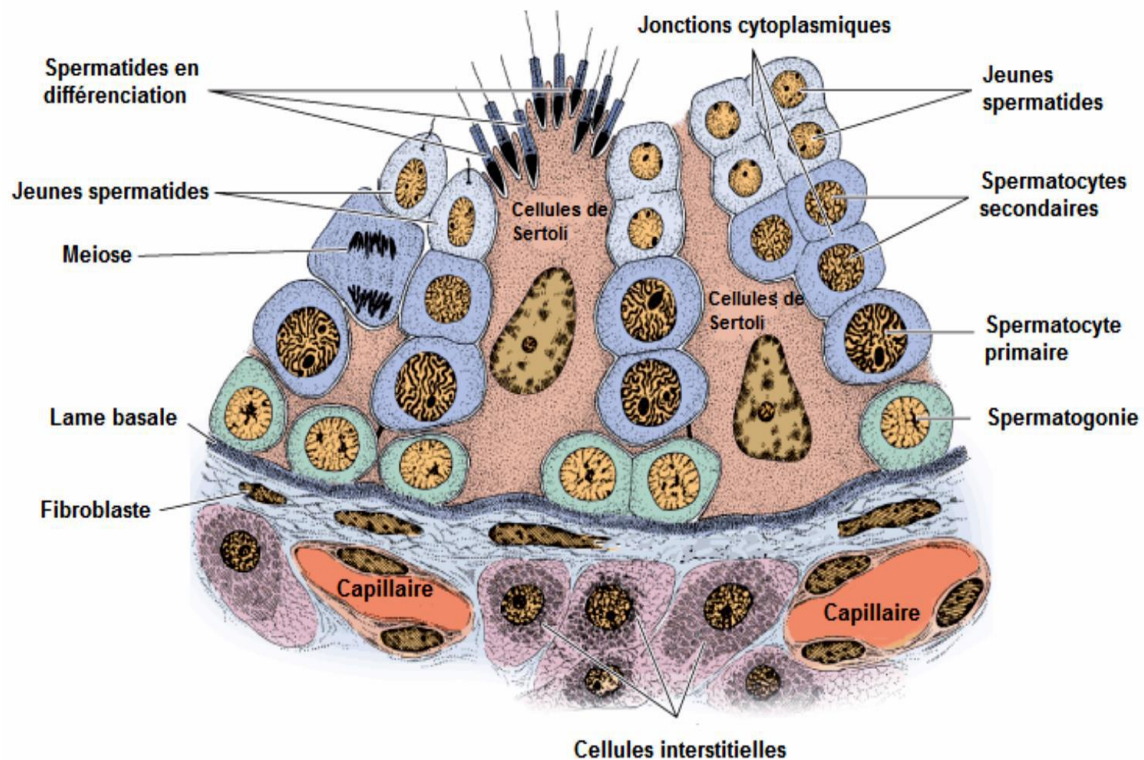


Figure 6: Détail d'une portion de tubule séminifère de lapin (Junqueira et Carneiro, 2007).

2.1.2 Cellules de Sertoli

Les cellules de Sertoli sont des grandes cellules prolifératives dotées d'un grand noyau ovalaire ou triangulaire en coupe, allongé perpendiculairement à la membrane basale, fréquemment encoché, avec un volumineux nucléole et d'un cytoplasme abondant. Leurs bases reposent sur la membrane limitante du tube, tandis que leur cytoplasme apical en atteint la lumière. Le cytoplasme contient l'ensemble habituel d'organites dont les mitochondries, réticulum endoplasmique granulaire et lisse et l'appareil de Golgi (Frend et *al.*, 1973 ;Vacheret , 1999).

Chaque cellule de Sertoli est connectée aux cellules adjacentes par des jonctions serrées disposées au pôle basal limitant deux compartiments : un compartiment basal, périphérique et un compartiment central ou adjacent à la lumière. D'autres types de jonction relient les cellules Sertoli entre elles et avec les cellules germinales dont des jonctions d'ancrage et des jonctions communicantes de types gap (figure 7) (Hazard et Perlemuter, 2000).

Selon Thibault et Levasseur (2001), les potentialités de la cellule de Sertoli sont multiples:

- Jouent un rôle protecteur contre les réactions immunitaires.
- Contrôlent la maturation et la migration des cellules germinales.
- Assurent la phagocytose des cellules germinales dégénérantes.
- Participent à des sécrétions bidirectionnelles tubulaires et interstitielles.

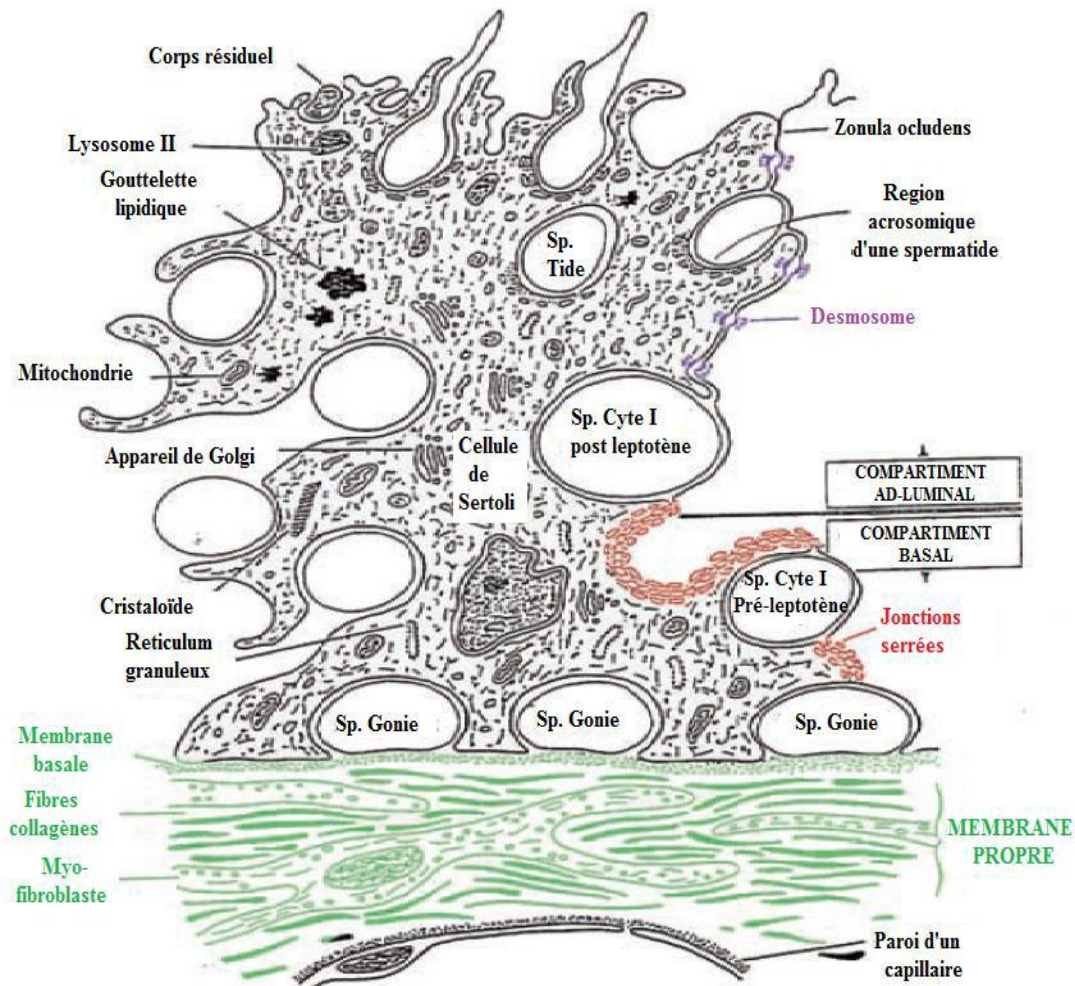


Figure 7 : Structure de la cellule de Sertoli (*Russell et Griswold, 1993*).

2.1.3. Cellules de la lignée germinale

Les cellules de la lignée germinale sont disposées en couches superposées qui s'étendent de la membrane basale à la lumière.

Tous les types de cellules germinales se présentent et s'organisent en plusieurs assises au niveau de l'épithélium séminifère, à savoir ; les spermatogonies (Sp), les spermatocytes de premier ordre ou spermatocytes I (SP I), les spermatocytes de deuxième ordre ou

spermatocytes II (SP II), les spermatides et les spermatozoïdes (Vacheret, 1999 ; Siffroi, 2001).

2.1.3.1 Spermatogonies

Les spermatogonies sont de petites cellules arrondies ou ovalaires, de 10 à 15 microns de diamètre, plaquées contre la membrane basale. On distingue trois sortes de spermatogonies selon l'aspect de leur noyau :

- Des spermatogonies à chromatine fine et sombre, les spermatogonies Ad (dark).
- Des spermatogonies à chromatine claire, poussiéreuses ou pâles, les spermatogonies Ap.
- Des spermatogonies à chromatine mottée et nucléole bien visible, les spermatogonies B. (Vacheret, 1999 Siffroi, 2001).

2.1.3.2 Spermatocytes

Deux types de spermatocytes sont produits au cours de cette activité spermatique : le spermatocyte de 1^{er} ordre et le spermatocyte de 2^{ème} ordre (Marthin et *al*, 2001).

Spermatocytes I : sont des cellules arrondies volumineuse issues de la division mitotique des spermatogonies B se situent dans le compartiment basal du tube séminifère et restent en interphase pendant deux à quatre jours, caractérisé par un cytoplasme abondant et un noyau volumineux contenant une chromatine disposée en amas grossiers ou en fins filaments, facilement reconnaissable. C'est une cellule déjà engagée dans les premières étapes de la méiose (Baunne, 2009).

Spermatocytes II : issu de la première division de la méiose des spermatocytes I sont des cellules rondes, plus petites et moins nombreuses sur les coupes car elles sont d'existence fugace (moins de 24 heures) (Wheater et *al.*, 2001).

2.1.3.3. Spermatides

Les spermatides sont des cellules très nombreux de petite taille de 6 à 7 µm de diamètre, ovoïdes à noyau rond et clair avec un appareil de Golgi juxta nucléaire et situés en position interne (Vacheret, 1999 ; Siffroi, 2001).

Ces cellules vont subir une différenciation durant laquelle elles vont devenir plus petites et effilée, aboutissant à la formation des spermatides allongé puis des spermatozoïdes via la spermiogénèse (Ramé et *al.*, 2007).

2.1.3.4. Spermatozoïdes

Les spermatozoïdes (spz) se sont des cellules très petites, allongés de 55 à 57 μm de diamètre chez le lapin (Barone, 2001), disposés en bouquet à l'apex des cellules de Sertoli, doté d'une motilité flagellaire et d'une forme filiforme constitués de trois parties distinctes, la tête, la pièce intermédiaire et la queue (flagelle) (Figure 8), ils sont constitués de :

- La tête : ovoïde est formée par le noyau coiffé de l'acrosome (Robert et Vincent, 1995) qui est pourvu d'enzymes responsable de la pénétration de la membrane de l'ovocyte lors de la fécondation (Barone 2001).
- La pièce intermédiaire : est une partie cytoplasmique, rétrécie, représente le segment qui unit la tête à la queue et renferme la majorité des mitochondries qui sont le siège de la production énergétique nécessaire aux mouvements.
- La queue (flagelle) : assurant la mobilité du spermatozoïde, forme la quasi-totalité de la cellule, présente une pièce principale de 45 μm de longueur constitué de neuf faisceaux de fibres denses, ainsi que d'une gaine protéique fibreuse périphérique et une pièce terminale de 1 à 2 μm de longueur qui comporte le filament axial (Barone, 2001 ; Turner, 2003 ; Wargo et Smith, 2003).

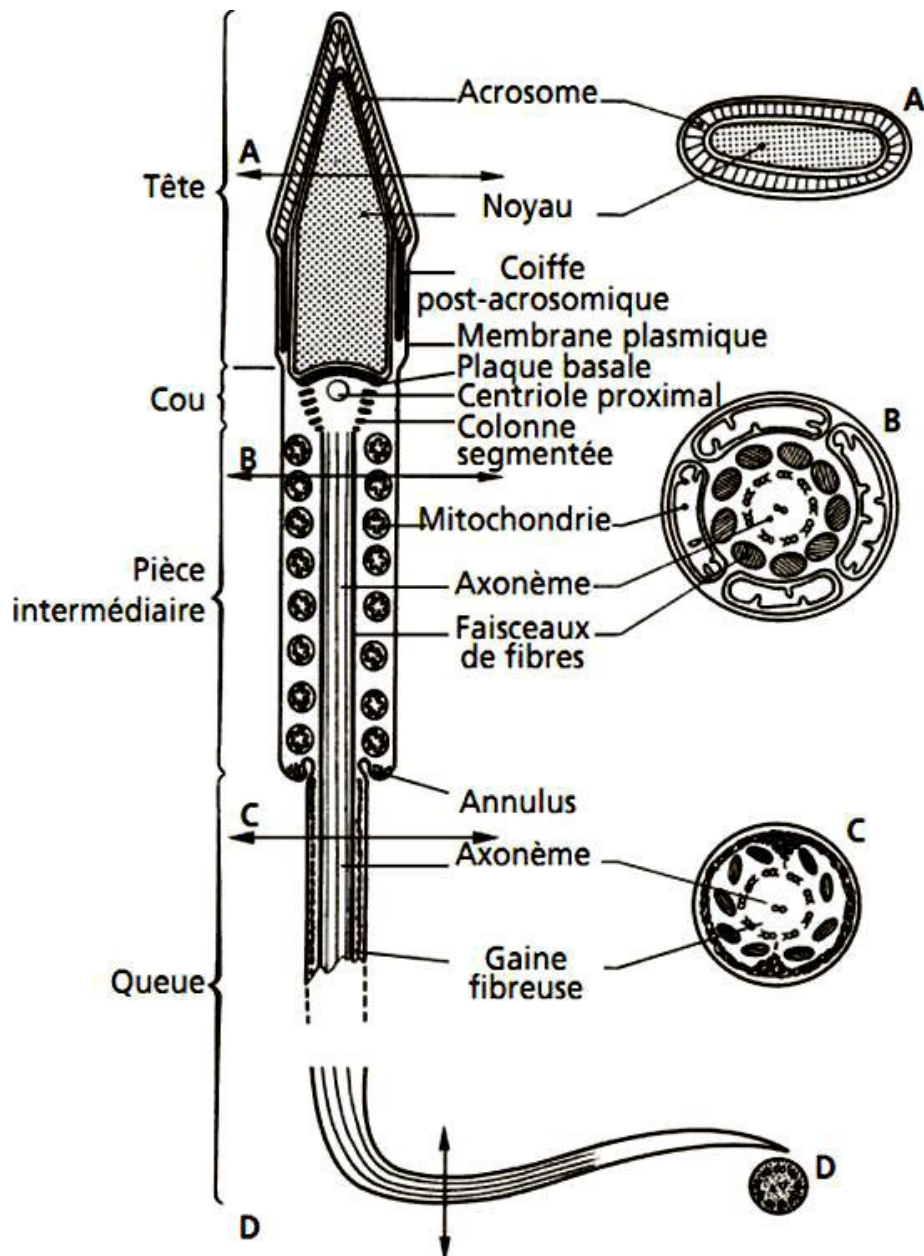


Figure 8: Schéma du spermatozoïde de mammifère (Moigne et Foucrier, 2009).

2.2 Tissu interstitiel

Le tissu interstitiel est un tissu conjonctif lâche, riche en vaisseaux sanguins et lymphatiques et en nerfs, dans lequel sont réparties des cellules interstitielles en amas, appelées cellules de Leydig, ainsi que diverses cellules libres (fibroblastes, macrophages, lymphocytes) (Wrobel, 1990).

2.2.1. Cellule de Leydig

Ce sont des cellules polygonales, elles sont soit isolés, soit groupés en amas autour des capillaires sanguins, présentant un noyau rond avec un nucléole volumineux, un cytoplasme riche en citernes de REL et quelques mitochondries qui sont de taille variables (Dadoune et Demoulin, 2001). Différents types de jonction cellulaires ont été mis en évidence sur la membrane plasmatique de type gap, desmosomes rudimentaires et plus rarement des jonctions septées (Thibault et Levasseur, 2001).

Leur rôle principal est la synthèse et la sécrétion d'hormones stéroïdiennes qui vont participer à la régulation de l'activité de l'épithélium spermatogène, de l'axe hypothalamo-hypophysaire et des glandes sexuelles accessoires (Amann, 1993).

Les cellules de Leydig produisent par ailleurs, un grand nombre de facteurs bioactifs (peptides ou protéines), impliqués dans les régulations paracrine et autocrine du testicule (Johnson et Everitt, 2002).

2.2.2. Liquide des compartiments intra-testiculaire

Les cellules interstitielles et les tubes séminifères logés dans les espaces pérutubulaires baignent dans un liquide interstitiel qui participe aux fonctions endocrines et paracrine du testicule en contribuant au transport des spermatozoïdes ainsi qu'à leur nutrition. C'est un liquide riche en minéraux (principalement en potassium, magnésium, phosphore, calcium et chlore) et en AndrogenBindingProtein (ABP) et pauvre en autres protéines (Hochereau De Reviers et Royere, 1996). Tandis que la composition du liquide du *Retetestis* est remaniée, qui est probablement due aux échanges avec les veines testiculaires.

3. Histologie de l'épididyme

Le canal épидидymaire comprend deux compartiments : un épithélium pseudostratifié et une lumière qui le borde (Robaire et *al.*, 2006). L'épithélium est composé d'un tissu conjonctif contenant des terminaisons nerveuses, des vaisseaux sanguins et lymphatiques (Robaire et Hermo, 1988).

Autour du canal épидидymaire, on note la présence d'une mince couche de 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 (Setchell et *al.*, 1994). (figure 9).

3.1. Lumière du canal épидидymaire

La lumière permet le transit des spermatozoïdes qui baignent dans le « fluide épидидymaire » vers le système éjaculateur, ce fluide est composé principalement d'ions, de petites molécules organiques, de protéines et de macromolécules. Cependant en raison des activités de synthèse, de sécrétion, et de réabsorption des cellules épithéliales, la composition de ce fluide varie tous le long du canal (Adamaliet *al.*, 1999 ; Hermo et Robaire, 2002).

3.2 Epithélium épидидymaire

L'épithélium est constitué de six types cellulaires ; les cellules principales, basales, en halo, claires, apicales et étroites, qui présentent des caractéristiques structurales et fonctionnelles très variées de la région proximale à la région distale du tubule (Fig 9) (Robaire et *al.*, 2006 ; Cornwall, 2009 ; Shum et *al.*, 2011).

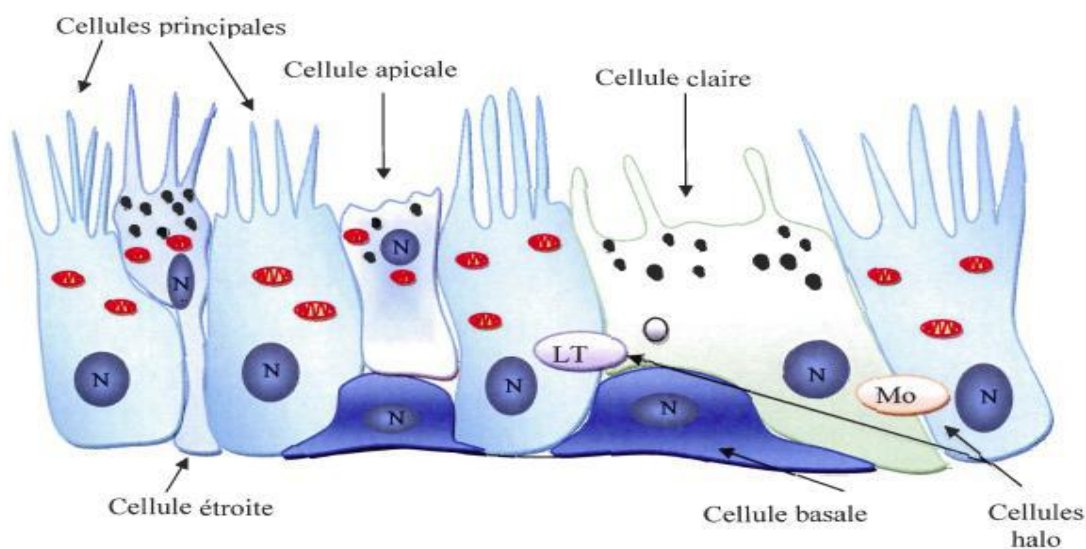


Figure 9: Représentation schématique de l'épithélium épидидymaire (Girouard, 2009). N : noyau ; LT : lymphocyte T ; Mo : monocyte.

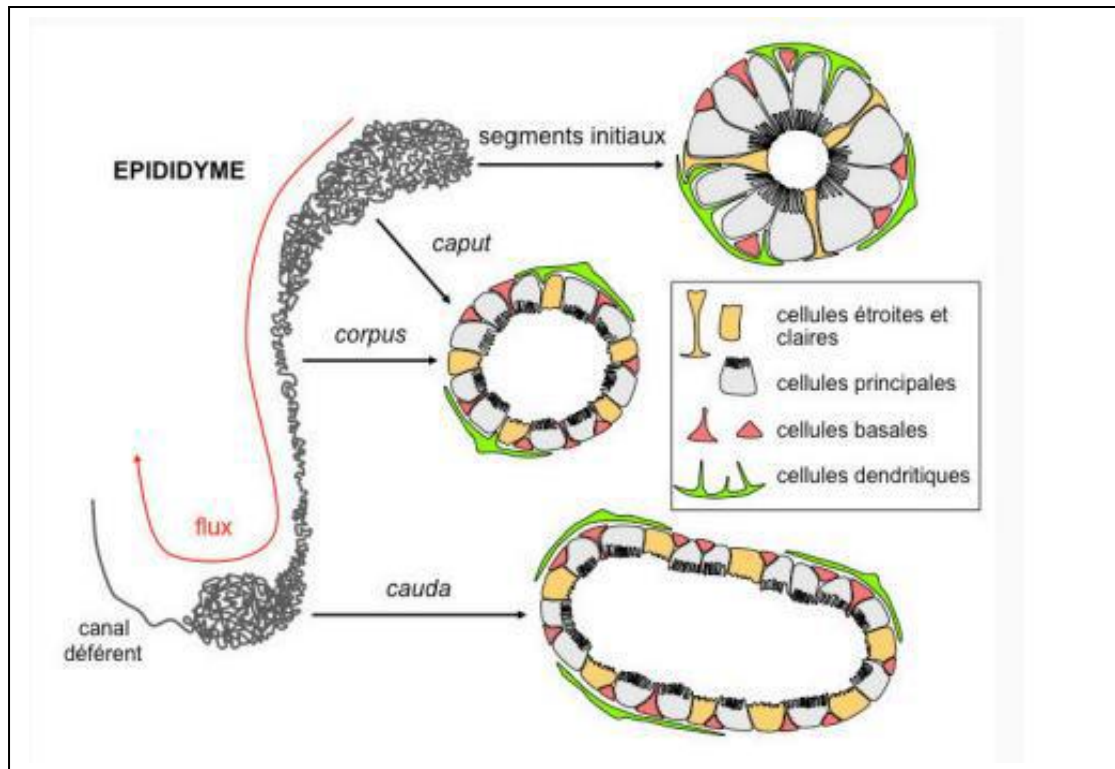


Figure 10 : Schéma représentatif de l'épididyme de la souris et du rat, montrant les différents segments et illustrant les différents types de cellules épithéliales et les cellules dendritiques (Breton et Da Silva, 2012).

3.2.1. Cellules principales

Les cellules principales (cellules stéréociliées) sont les cellules les plus abondantes de l'épithélium épididymaire, constituent environ 80% de la population cellulaire totale dans le segment initial et ne représentent que 65% de la population cellulaire totale dans la queue de l'épididyme (Trasler et *al.*, 1988).

Ces cellules présentent des caractéristiques structurales variables d'un segment à l'autre de l'épididyme, elles sont reliées entre elles par des jonctions serrées et des desmosomes (Hermo et Robaire, 2002).

Leur hauteur est plus élevée au niveau de la tête que de la queue de l'épididyme, cette variation concerne aussi la longueur des microvillosités qui tapissent leur pôle apical (Ramos et Dym, 1977 ; Flickinger et *al.*, 1978 ; Jones et *al.*, 1979).

Ces cellules jouent un rôle important dans le transport, la sécrétion et l'absorption de petites particules et de protéines induisant ainsi la maturation épididymaire des spermatozoïdes (Hermo et Robaire, 2002) et participent également à la formation de la

barrière hémato-épididymaire via l'établissement des jonctions serrées (Suzuki et Nagano, 1978).

3.2.2. Cellules basales

Les cellules basales représentent 10 à 20% de la population cellulaire épididymaire totale. Sont de petites cellules allongées, avec un noyau irrégulier et un cytoplasme pauvre en organites, localisées tous le long du canal épididymaire et reposent sur la membrane basale formant ainsi un réseau en dessous des cellules principales (Fig 9) (Soranzo *et al.*, 1982).

D'après Veriet *al.* (1993) et Cooper (1998) et Seiler *et al.*, (2000), elles jouent un rôle dans l'élimination des radicaux libres ainsi que dans la protection immunitaire des spermatozoides en participant à ce qu'on appelle, la barrière hémato-épididymaire.

3.2.3. Cellules en halo

Les cellules en halo sont des petites cellules à bord étroit avec un cytoplasme clair et un noyau dense (Robaire *et al.*, 2006). Elles sont présentes tout au long de l'épithélium et se situent vers la base de l'épithélium épididymaire.

Elles sont identifiées comme étant des lymphocytes intra-épithéliales ou des monocytes qui migrent dans l'épithélium durant le développement post-natale elles contribuent à former une barrière immunologique au niveau de l'épididyme (Hoffer *et al.*, 1973 ; Hermo et Robaire, 2002).

3.2.4. Cellule claires

Les cellules claires sont des grandes cellules prismatiques, présentes essentiellement dans le corps et la queue de l'épididyme (Soranzo *et al.*, 1982), elles sont caractérisées par la présence de nombreuses vésicules claires en région apicale, de lysosomes en région médiane et de nombreuses inclusions lipidiques dans leur région basale (Robaire et Hermo, 1988).

D'après Olson et Hinton (1985), elles joueraient un rôle dans l'absorption de certains composants du fluide épididymaire.

3.2.5. Cellules apicales

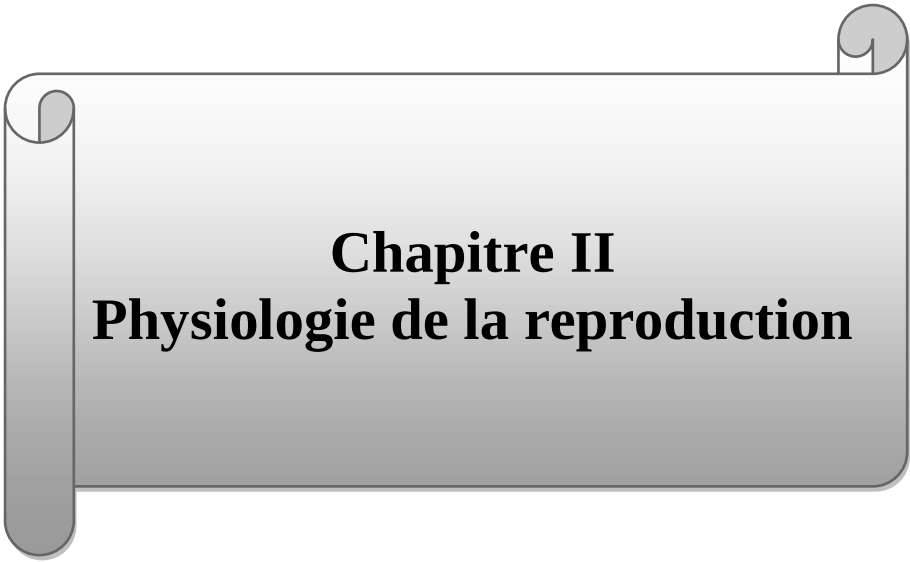
Les cellules apicales retrouvées principalement dans le premier segment de l'épididyme (la partie proximale de la tête) présentent un cytoplasme dense, très riche en mitochondries, contenant des lysosomes et de l'anhydrase carbonique impliquée dans la sécrétion des ions

H⁺ et la réabsorption des bicarbonates (HCO₃⁻), responsables de l'acidification du fluide épидидymaire (Martinez-Garcia *et al.*, 1995).

3.2.6. Cellules étroites

Les cellules étroites se retrouvent dans le segment initial et intermédiaire del'épididyme, pourvue d'un noyau allongé en position apicale. 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 calice. Leur cytoplasme est riche en vacuole, vésicules endocytiques, lysosome et mitochondrie et leur membrane apicale émet des villosités épaisse et irrégulière (Hermo *et al.*,2000) (Figure 8).

Elles semblent participer à l'acidification du fluide épидидymaire car elles possèdent une activité anhydrase carbonique et sont capables de sécréter des protons dans la lumière (Cohen *et al.*,1976; Hermo *et al.*, 2005).



Chapitre II

Physiologie de la reproduction

Le pouvoir de reproduction est l'une des propriétés élémentaires des êtres vivants, elle a pour but d'assurer la perpétuation de l'espèce.

De même que chez les autres mammifères, les mécanismes régulant la fonction de la reproduction chez les lapins sont complexes et reposent sur l'inter-coordination cellulaire, hormonale et chimique des différentes composantes anatomiques, non seulement de l'appareil génital, mais aussi de celui de système neuroendocrinien qui comprend l'axe hypothalamo-hypophyso-gonadique (Joly et Clément, 2000).

1. Développement des gonades et puberté

La différenciation des organes reproducteurs du lapin mâle a lieu pendant la vie fœtale (Figure 11) avec formation de l'albuginée entre le 14^{ème} et le 15^{ème} jour de gestation. Quelques jours plus tard les tubes séminifères apparaissent entourés de cellules germinales, au 19^{ème} jour de gestation il y a la production d'androgènes (Alvarino, 2000). Les canaux de Müller régressent à partir du 20^{ème} jour, la formation de la prostate commence le 21^{ème} jour et au 24^{ème} jour le développement des canaux de Wolff et la régression des canaux de Müller sont bien établis. Entre le 21^{ème} et 30^{ème} jour de gestation, la testostérone est présente au niveau des testicules de fœtus mâle (Skinner, 1967). A la naissance, les testicules se trouvent en position abdominale et la descente de ces derniers dans les sacs scrotaux coïncide avec la puberté (Alvarino, 1993).

La spermatogenèse commence entre 40^{ème} et 50^{ème} jour avec apparition du premier spermatozoïde dans l'épididyme au 130^{ème} jour, ce qui correspond à la fin de la différenciation du l'épididyme distale (Berger et *al.* 1982).

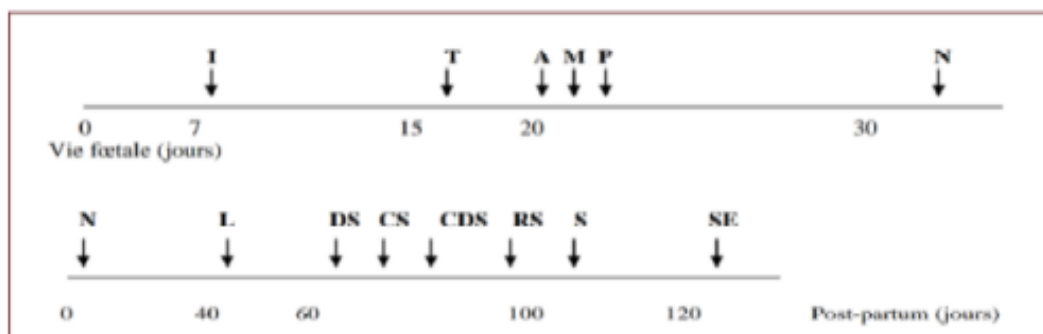


Figure 11 : Développement chronologique de la différenciation de l'appareil reproducteur du lapin mâle (Alvarino, 2000).

I ; implantation ; **N** ; naissance ; **L** ; maturation des cellules de Leydig ; **A** ; sécrétion d'androgènes ; **T** ; différenciation des testicules ; **CDS** ; développement complet de la spermatogénèse ; **P** ; croissance de la prostate ; **RS** ; premiers rapports sexuels ; **CS** ; premier comportement sexuels ; apparition du premier spermatozoïde ; **M** ; dégénérescence des canaux de Müller ; **DS** ; début de la spermatogénèse ; **SE** ; apparition des premiers spermatozoïdes dans l'épididyme.

2. Développement pondéral

Le poids adulte est très variable selon les races (1 à 7Kg avec les individus atteignant les 10 Kg), il se situe autour de 3,5 et 4Kg pour les types génétiques couramment utilisés pour la production de viande (Roustan, 1992).

Le développement pondéral testiculaire est très long par rapport au développement du poids corporel du lapin jusqu'à l'âge de 5 mois. Le rapport entre le poids du testicule et le poids corporel augmente pour atteindre 2,86 après les 5 semaines d'âge, l'évolution de poids des testicules en fonction de l'âge montre une accélération de croissance testiculaire, entre 70 et 110 jours environs (Figure 12) (Alvarino, 2000, Lebas, 2009).

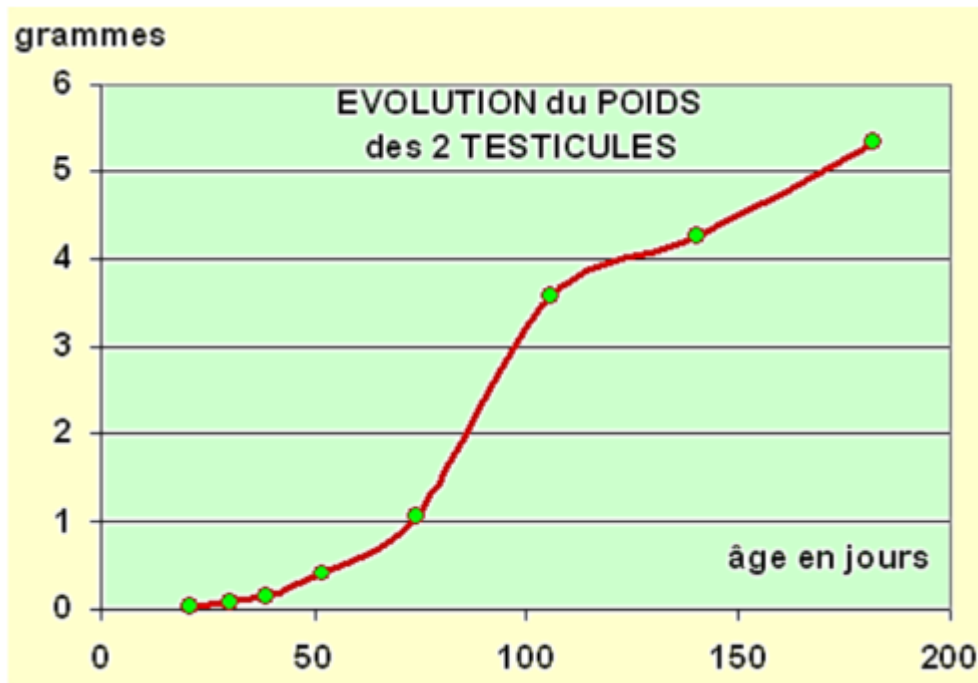


Figure 12 : Evolution du poids des testicules chez le jeune mâle entre 20 et 180 jours (Prud'hon, 1973 cité par Lebas, 2009).

3. Développement comportemental

Les premières manifestations de comportement sexuel apparaissent vers 60-70 jours, le jeune lapin commence alors à faire des tentatives de chevauchement.

A partir de la 12^{ème} semaine d'âge, les jeunes lapins montraient un certain nombre de manifestations sexuelles (reniflement de la région ano-génitale de la femelle, agressivité et tentatives de monte) (Berger et *al.*, 1982 ; Bell et Mitchell, 1984).

Les premiers coïts peuvent survenir vers 100 jours mais, dans ces premiers éjaculats, la viabilité des spermatozoïdes est faible à nulle, il faut donc attendre 135 à 140 jours pour les premiers accouplements (Lebas et *al.*, 1996).

4. Maturation sexuelle

Chez le lapin, la maturation sexuelle s'effectue en 4 phases : infantile, prépubère, puberté et maturité sexuelle.

4.1. Phase infantile

La période allant de la naissance à l'âge de 40 jours est caractérisée par une croissance lente des testicules et des vésicules séminales, ainsi que par des niveaux faibles de la FSH et de la testostérone circulante dans le sang : c'est la phase dite infantile (Martinet, 1978).

4.2. Phase prépubère

La phase prépubère commence vers l'âge de 40 jours et se caractérise par une augmentation importante des niveaux de testostérone (+921%) et de FSH (+384%) qui se produit entre 40 et 60 jours. Durant cette phase, la croissance des testicules s'accélère et les cellules de Leydig responsable de la spermatogenèse commence à fonctionner (Martinet, 1978), entraînant les premières divisions goniales vers 45 jours qui s'accroissent vers 70 jours, quand les niveaux d'androgène circulant sont les plus élevés et les premiers spermatozoïdes apparaissent vers l'âge de 110 jours (Skinner, 1967).

4.3. Puberté

La puberté, définie comme le moment où les organes reproducteurs du mâle sont capables de produire de façon constante des spermatozoïdes féconds, est atteinte vers 4 ou 5 mois, peu après la descente des testicules dans le scrotum. En période de repos, les testicules peuvent remonter en position abdominale.

L'âge de la puberté varie avec la race et les conditions d'élevage, notamment l'alimentation et la saison de naissance (Fortun et *al.*, 2015).

4.4. Maturité sexuelle

La maturité sexuelle, définie comme le moment où la reproduction quotidienne de sperme n'augmente plus, est atteinte à 32 semaines chez la race Néo-Zélandaise en climat tempéré. En effet la production quotidienne de sperme qui est dépendante de nombreux facteurs, est de l'ordre de 2,107 spermatozoïdes (Fortun et *al.*, 2015).

Il a été démontré qu'à l'âge de 20 semaines, les mesures testiculaires et le pourcentage des tubes séminifères qui contiennent des spermatozoïdes ne représentent que 70% de leur valeur par rapport à l'âge adulte (33 semaines d'âge) et qu'entre 20^{ème} et 33^{ème} semaines l'évolution du volume de l'éjaculat et la motilité individuelle des spermatozoïdes augmentent considérablement (Garcia-Thomas et *al.*, 2009).

5. Fonctions physiologiques du testicule

Le testicule est une glande amphicrine possédant une double fonction, une fonction exocrine qui permet la production des gamètes mâles par le processus de spermatogenèse et une fonction endocrine qui permet la production des hormones stéroïdes masculines (androgènes, essentiellement la testostérone) (Dadoune et Démoulin, 2001).

5.1. Spermatogenèse

La spermatogenèse est le processus de différenciation cellulaire qui permet la production des gamètes mâles matures haploïdes (n) : les spermatozoïdes, à partir de cellules souches diploïdes ($2n$) (Figure 13) (Dadoune et Démoulin, 2001).

Selon Amman (1993), la spermatogenèse se déroule au niveau des tubules séminifères des testicules en passant par trois grandes étapes : la spermatocytogenèse, la méiose et la spermiogenèse.

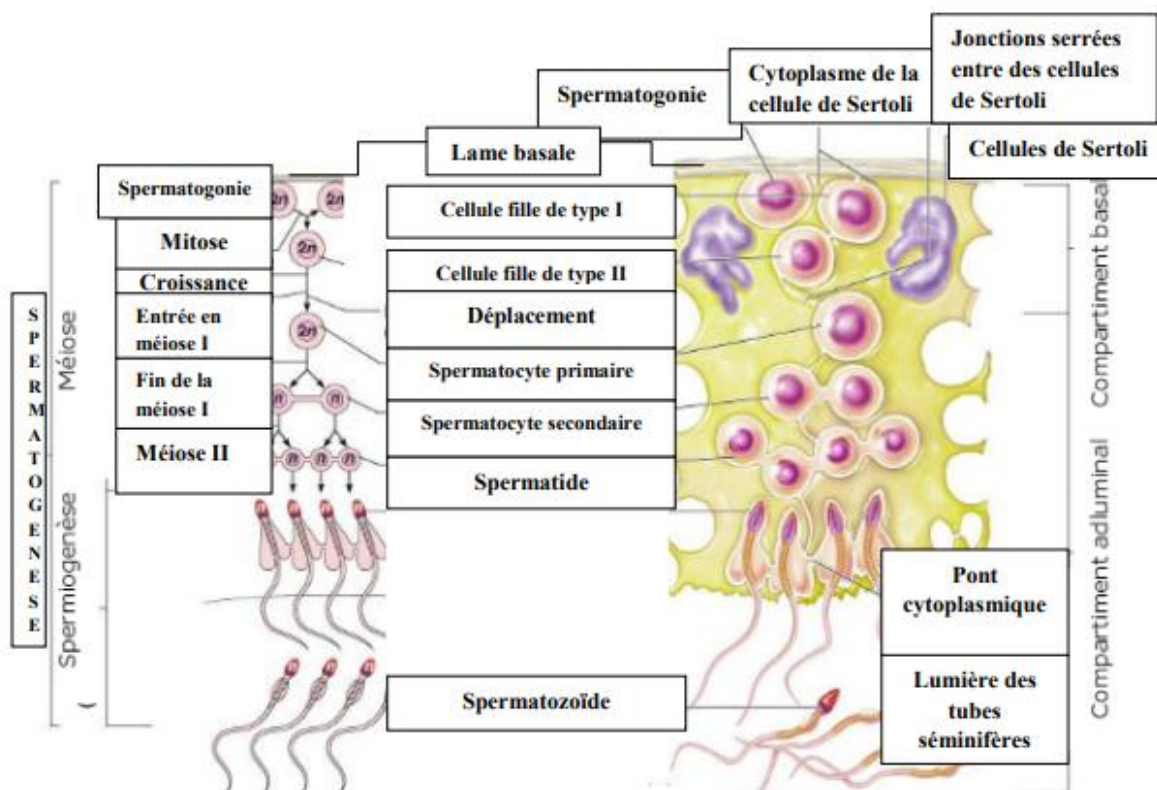


Figure 13 : Différentes étapes de la spermiogénèse (Marieb, 2006).

5.1.1. Spermatocytogenèse

La spermatocytogenèse est caractérisée par une phase de multiplication (par mitose) et de différenciation des spermatogonies, ce qui aboutit à la formation des spermatocytes primaires,

observée vers 60 jours d'âge chez le lapin (Martinet, 1973), qui possède encore le nombre diploïde de chromosomes caractéristiques de l'espèce (lapin : 44 chromosomes). La phase de multiplication cellulaire assure également le renouvellement des spermatogonies, nécessaires au maintien d'un nombre suffisant de cellules souches (Little et Holyoak, 1992, Barone, 2001).

5.1.2. Méiose

La deuxième étape, fait intervenir le phénomène de méiose caractérisée par l'échange de matériel génétique entre les chromosomes homologues des spermatocytes primaires, induisant à la production des spermatocytes secondaires, ensuite deux divisions successives de la méiose produisent des spermatides haploïdes à n chromosomes (Amann, 1993).

5.1.3. Spermiogenèse

C'est l'étape où les spermatides subissent une série remarquable de modifications qui aboutissent à la libération de spermatozoïdes mûrs (Figure 14) (Baronc, 2001). A partir de ce stade il n'y a plus de divisions cellulaires, mais on observe surtout des métamorphoses extrêmement complexes à l'échelle moléculaire et cellulaire (Schulz et *al.*, 2005).

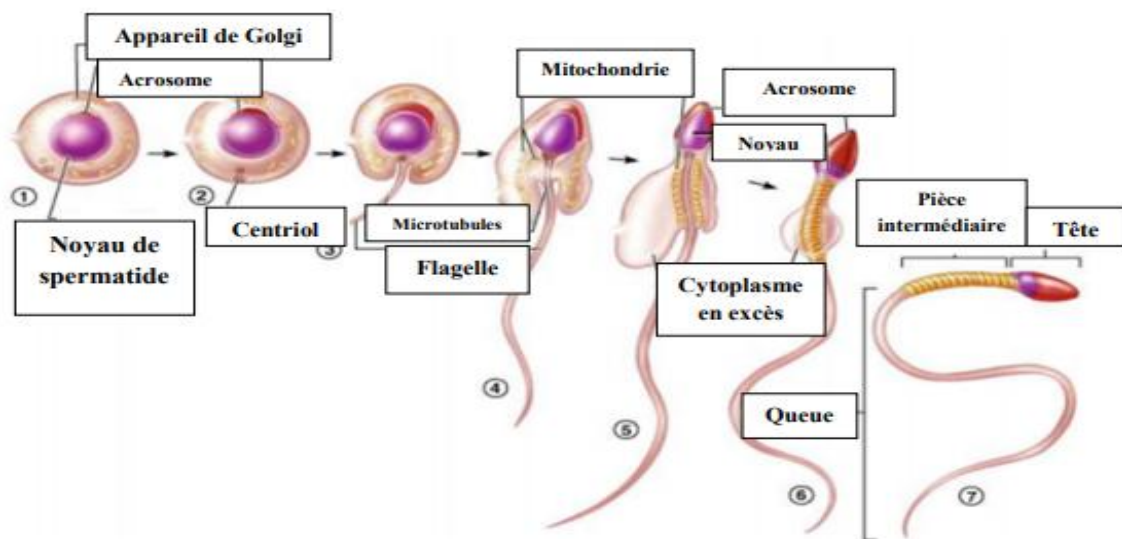


Figure 14: Les étapes de la spermatogénèse (Gayrard, 2007).

Selon Gayrard (2007), rappelle les caractéristiques de la spermatogénèse qui sont :

- La condensation du noyau et la déshydratation de la chromatine.
- La formation de l'acrosome au départ d'une vésicule golgienne.

- Le développement de l'appareil flagellaire à partir du centriole distal.
- Le glissement du cytoplasme le long de l'axe flagellaire et la différenciation de diverses structures fibreuses qui se condensent autour de celui-ci.
- Le repositionnement des mitochondries en une rangée hélicoïdale autour de la partie initiale du flagelle (*pars intermedia*).
- L'élimination de la plus grande partie du cytoplasme (corps résiduel).

5.2. Stéroïdogénèse

La fonction endocrine du testicule est assurée par de petits amas d'endocrinocytes interstitielles appelés : cellules de Leydig, qui sécrètent les androgènes en particulier la testostérone nécessaire à la spermatogénèse ainsi qu'au développement et au maintien morphologique et fonctionnel des glandes accessoires de l'appareil génital mâle. Cette sécrétion contrôle en outre les caractères sexuels secondaires et l'activité sexuelle (Barone, 2001).

La biosynthèse des androgènes nécessite l'intervention d'un certain nombre d'enzymes agissant en cascade à partir d'un précurseur commun à tous les stéroïdes, le cholestérol (Saez, 1994). Au niveau de la cellule de Leydig la LH se lie à son récepteur (LHR) à sept domaines transmembranaires couplés aux protéines G, et stimule l'activité de l'adénylatecyclase entraînant ainsi une augmentation de l'adénosine monophosphate cyclique (AMPC). L'AMPC va stimuler la protéine kinase dépendante de l'AMPC (PKA) qui phosphoryle et active l'expression de différentes protéines telles que STAR importante pour l'entrée du cholestérol dans la mitochondrie. Une fois dans la mitochondrie, le cholestérol est transformé par différentes enzymes au prégnénolone et poursuit sa transformation au niveau de réticulum endoplasmique selon deux voies ($\Delta 4$ en orange et $\Delta 5$ en vert) pour aboutir à la testostérone.

Le passage de la voie $\Delta 5$ à la voie $\Delta 4$ se fait par le biais de l'enzyme 3β HSD (Figure 15) (Annick, 2014).

En association avec la FSH, la testostérone est essentielle pour l'initiation et le maintien de la spermatogénèse. Elle agit sur les cellules de Sertoli et sur les cellules péri tubulaires, via des récepteurs spécifiques, stimulant indirectement la spermiogénèse par une voie paracrine (Wosnitzer et Paduch, 2013).

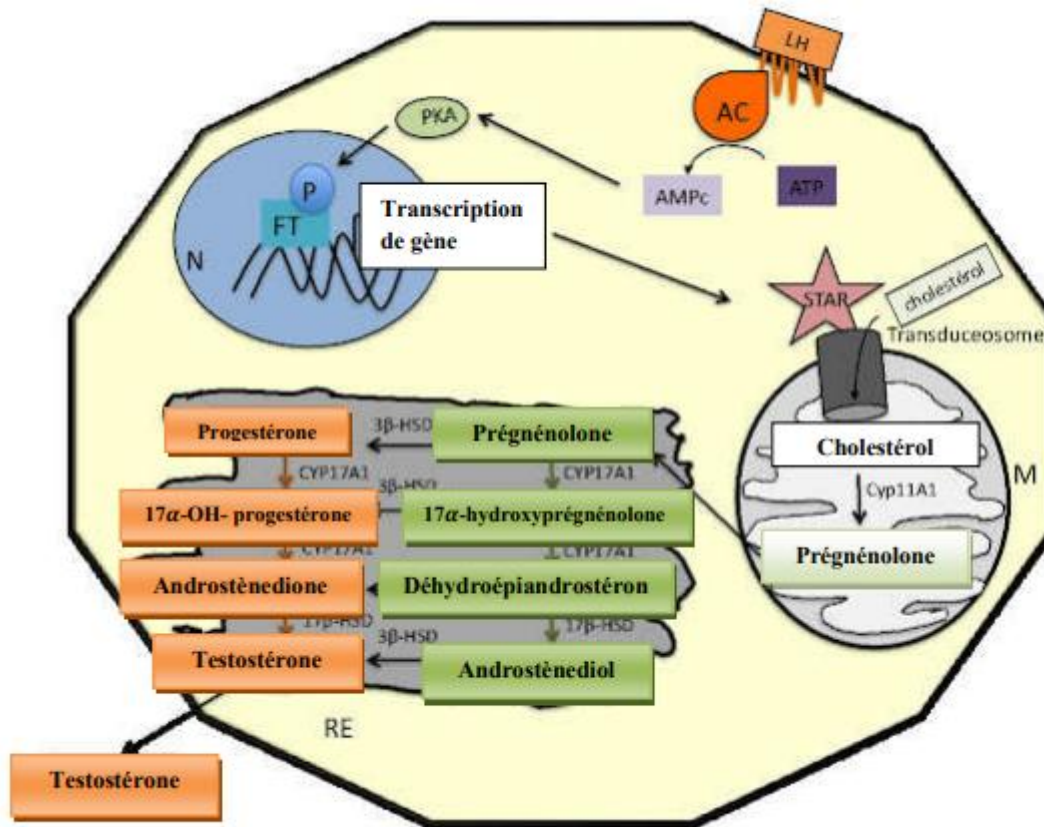


Figure 15: La Stéroïdogénèse dans les cellules de Leydig (Annick, 2014).

M ; mitochondrie ; **RE** ; réticulum endoplasmique ; **N** ; noyau ; **FT** ; facteurs de transcriptions ; **F** ; groupement phosphate.

6. Fonctions physiologiques de l'épididyme

D'après Badran et Hermo (2002), l'épididyme doit assurer plusieurs fonctions : maturation des spermatozoïdes, l'acquisition, de la motilité, protection, stockage des spermatozoïdes.

6.1. Maturation des spermatozoïdes

La maturation post-testiculaire de spermatozoïdes recouvre un ensemble de processus complexes qui vont progressivement modifier structurellement acquis et fonctionnellement les gamètes en transit et ainsi leur conférer leurs aptitudes fécondantes, c'est-à-dire l'expression de leur motilité et la capacité à reconnaître la zone pellucide de l'ovule et à fusionner avec ce dernier (Noblanc, et *al.*, 2012), Ces différentes propriétés sont acquises au cours de transit épидидymaire.

Chez le lapin le taux de fécondation est seulement 1 à 2% avec des spermatozoïdes prélevés dans la tête de l'épididyme, alors qu'il atteint 95 à 98% avec ceux prélevés dans la queue de l'organe (Barone, 2001).

6.2. Acquisition de la motilité

La durée de transit des spermatozoïdes dans l'épididyme est de l'ordre de 12 jours environ (Rowly et *al.*, 1970). Chez la plupart des mammifères les spermatozoïdes commencent à osciller dans la tête de l'épididyme avec des mouvements vibratoires de la queue alors que dans le corps il y a apparition des mouvements inefficaces, mais la mobilité progressive n'est acquise que dans la région caudale (Gaddum, 1968 cité par Boussit, 1989).

Le contrôle de cette mobilité dépend des facteurs exogènes et endogènes, L'activation de la motilité du flagelle se fait grâce aux changements de concentration de différentes ions et énergie produite par les mitochondries. L'ATP produite permet la mise en place de la phosphorylation de la tyrosine sur la totalité du flagelle (Ho et Suarez, 2001 ; Mukai et Okuno, 2004), qui se produit d'une façon graduelle au cours de sa progression dans la lumière de l'épididyme pour atteindre son maximum dans la queue où le spermatozoïde est pleinement mature et acquière la capacité de se mouvoir (Aitken et *al.*, 2007). La concentration intra-spermatique en AMPc augmente aussi lors du transit épидидymaire et permet d'induire la motilité.

6.3. Protection

Les spermatozoïdes matures, sont les cibles de multiples agressions. La barrière hémato-épididymaire les protège contre les attaques du système immunitaire (Pollanen et Cooper, 1994) et certaines protéines sécrétées par l'épithélium épидидymaire ont une action protectrice contre les dommages protéolytiques et oxydatifs durant le transit épидидymaire (Cornwall et *al.*, 2003 ; Cornwall et Hsia, 2003).

6.4. Stockage

Les spermatozoïdes matures atteignent la queue de l'épididyme qui servira de réservoir durant l'attente de prochaine éjaculation. Ils baignent dans un liquide qui permet de les conserver dans un stade quiescent, pour une période pouvant aller de quelques jours à plus d'un mois (Hinton et Palladino, 1995).

7. Mode de sécrétion de l'épididyme

Les sécrétions protéiques au niveau de la lumière de l'épididyme s'effectuent par les cellules principales dites aussi stéréociliées qui le composent, et ceci selon deux modes différents : mode mérocrine et mode apocrine.

7.1. Sécrétion mérocrine

Ce mode de sécrétion est le mode le plus fréquent chez les différents types cellulaires. Les protéines sécrétées selon ce mode sont issues de la traduction d'ARNm par les ribosomes au niveau du réticulum endoplasmique rugueux. Ces protéines se caractérisent par la présence d'un peptide signal au niveau de l'extrémité N-terminale de la séquence d'acides aminés, et elles sont ensuite véhiculées vers l'appareil du Golgi pour subir les modifications post-traductionnelles (Rejraji et Drevet, 2004) telles que la glycosilation et l'acylation (Thibault et Levasseur, 2001), qui seront transportées dans des granules de sécrétion. Ces granules à leur tour migrent jusqu'au pôle apical de la cellule (Figure 14) afin de libérer leur contenu à l'extérieur, ceci par fusion de leur membrane avec la membrane plasmique cellulaire (Rejraji et Drevet, 2004).

7.2. Sécrétion apocrine

La sécrétion apocrine a été mise en évidence dans les cellules principales de l'épididyme, le canal déférent et les différentes glandes telle que la glande mammaire, la prostate et les glandes accessoires (Girouard, 2009).

Contrairement au mode mérocrine, la synthèse de même que les modifications post traductionnelle des protéines sécrétées selon le mode apocrine, s'accomplissent dans le cytoplasme des cellules (Sullivan et *al.*, 2005). Effectivement, puisque la séquence primaire de ces protéines est dépourvue de peptide signal, les protéines ne peuvent s'associer au réticulum endoplasmique. La synthèse a donc lieu exclusivement sur des ribosomes libres (Figure 16) (Girouard, 2009).

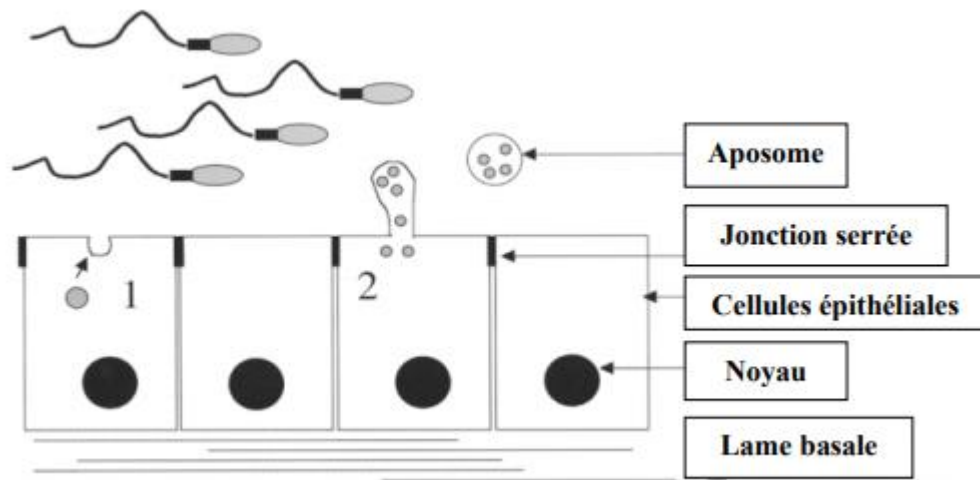


Figure 16: Représentation schématique de l'épithélium sécrétoire épидидymaire (Rejraji et Drevet 2004).

1 ; sécrétion méocrine ; 2 ; sécrétion apocrine

8. Régulation endocrinienne de la fonction de reproduction chez les lapins

La fonction de reproduction chez les lapins mâles est sous le contrôle d'un système hormonal complexe ceci par l'intervention de l'axe hypothalamo-hypophyso-gonadique neurohormones et hormones (Migaud et *al.*, 2016).

8.1. Axe hypothalamo-hypophyso-gonadique

La régulation de reproduction est assurée par l'axe hypothalamo-hypophyso-gonadique, la communication entre ces différents niveaux est assurée grâce à des neurohormones et hormones (Migaud et *al.*, 2016).

8.1.1. Au niveau hypothalamique

L'hypothalamus contrôle l'hypophyse par le biais de la GnRH qui est un décapeptide d'un poids moléculaire faible, non antigénique (Houmad, 2007), secrété de manière pulsatile par le noyau arqué et les noyaux pré et supra optique de l'hypothalamus, induisant la sécrétion de LH et FSH via des récepteurs membranaires spécifiques R-GnRH des cellules gonadotropes de l'antéhypophyse (Micheline et *al.*, 1999). Les neurones à GnRH sont modulés par de nombreux neurotransmetteurs et neuropeptides. Parmi les sécrétagogues du GnRH, le neuropeptide Kiss1 (Pinilla et *al.*, 2012, Beltramo et *al.*, 2014).

8.1.2. Au niveau hypophysaire

La GnRH, libéré dans l'antéhypophyse via la circulation portale hypophysaire, se lie à un récepteur spécifique (GnRH) exprimé par les cellules gonadotropes de l'hypophyse. Cette liaison déclenche la production et la sécrétion des deux gonadotrophines, la LH « Follicule Stimulating Hormone » (Miguad et *al.*, 2016).

8.1.3. Au niveau gonadique

LH stimule la production de testostérone par les cellules de Leydig tandis que la FSH qui est le principal déterminant de la taille des testicules adultes, agit sur les cellules de Sertoli et responsable de l'initiation et du maintien de la spermatogenèse. En effet, dans la cellule de Sertoli, la FSH stimule la synthèse de son propre récepteur (FSHR) et active la sécrétion d'une protéine liant les androgènes (ABP). La cellule de Sertoli sécrète également l'hormone peptidique inhibine, qui inhibe la sécrétion de FSH. Dans la cellule de Leydig, la LH stimule la sécrétion de testostérone qui va agir dans la cellule de Sertoli en se liant à la protéine ABP (John et Amory, 2003).

8.2. Rétrocontrôle de la sécrétion des gonadotrophines par testicule

Le contrôle de la fonction reproductrice par le système hypothalamo-hypophysaire est accompagné d'un rétrocontrôle gonadique assuré par les sécrétions testiculaires stéroïdiennes (testostérone) et protéique (inhibine) (Roser, 2008).

L'inhibine empêche la production de testostérone par les cellules de Leydig, alors que l'activine stimule la production de testostérone par les cellules de Leydig *in vitro* (Lin et *al.*, 1989). Selon l'intensité de la spermatogenèse, les cellules de Sertoli sécrètent l'inhibine β dans le sang, qui exerce un rétrocontrôle inhibiteur de la FSH par l'hypophyse (Ying, 1988 ; Hancock, 1992 ; Tilbrook et Clark, 2001 ; Dohle et *al.*, 2003).

Sherwond (2015) rapporte que la testostérone sécrétée par les cellules de Leydig stimulées par LH exerce une rétroaction négative de deux façons sur la sécrétion de celle-ci :

- Elle réduit la production de GnRH par son action directe sur l'hypothalamus ce qui a pour effet de réduire la sécrétion de LH et de FSH par l'hypophyse antérieure.
- Elle réduit par un effet direct la réponse à la GnRH des cellules sécrétoires de LH de l'hypophyse antérieure.

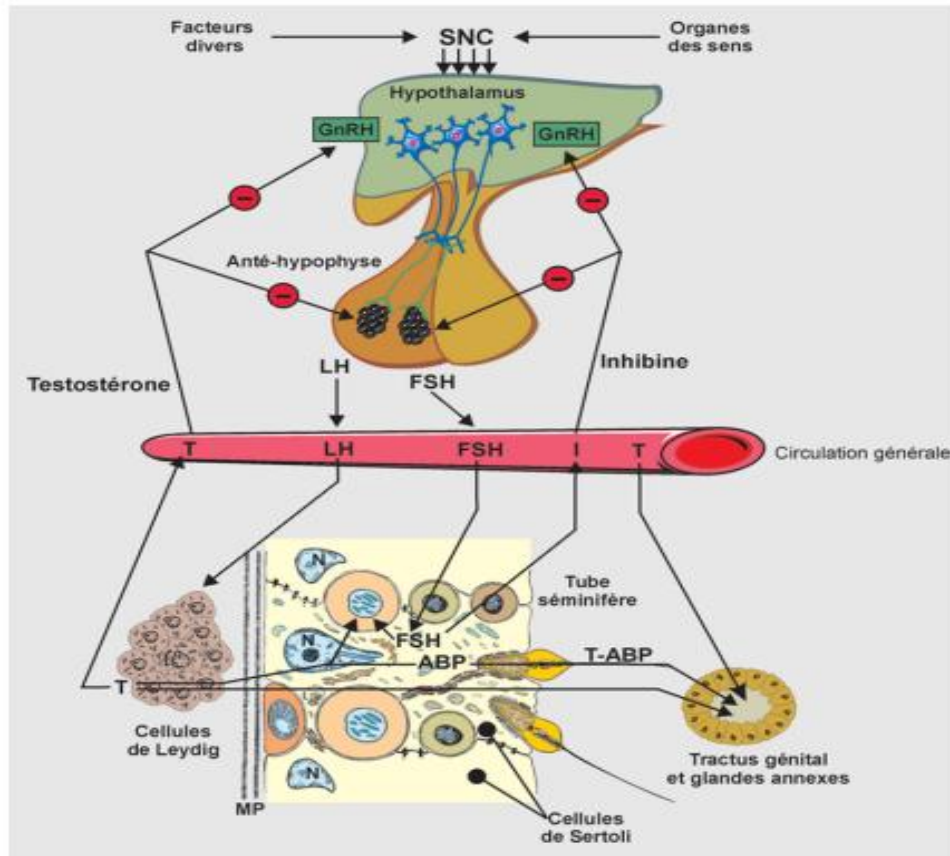


Figure 17: Complexe hypothalamus-hypophyse-testicule (Saint-Dizier et *al.*, 2014).

SNC ; système nerveux central ; **T** ; testostérone ; **I** ; inhibine ; **ABP** ; Androgen Bindin Protein ; **MP** ; membrane plasmique.

8.3. Régulation des fonctions de l'épithélium épididymaire

La régulation des fonctions de l'épithélium épидидymaire fait appel à un réseau complexe de molécules biochimiquement très variées et d'origine diverses, qui vont agir spécifiquement au niveau des cellules de l'épithélium épидидymaire pour réguler l'expression de gènes-cibles, et par conséquent, agir sur les fonctions physiologiques de cet organe. Selon leur proximité par rapport aux cellules-cibles, on distingue des facteurs endocrines arrivant par la voie systémique ; des facteurs lumicrines apportés par la lumière du canal épидидymaire et enfin, des facteurs paracrines et/ou autocrines produits par les cellules avoisinantes ou les cellules elles-mêmes (Figure18). (Aurore et *al.*, 2016).

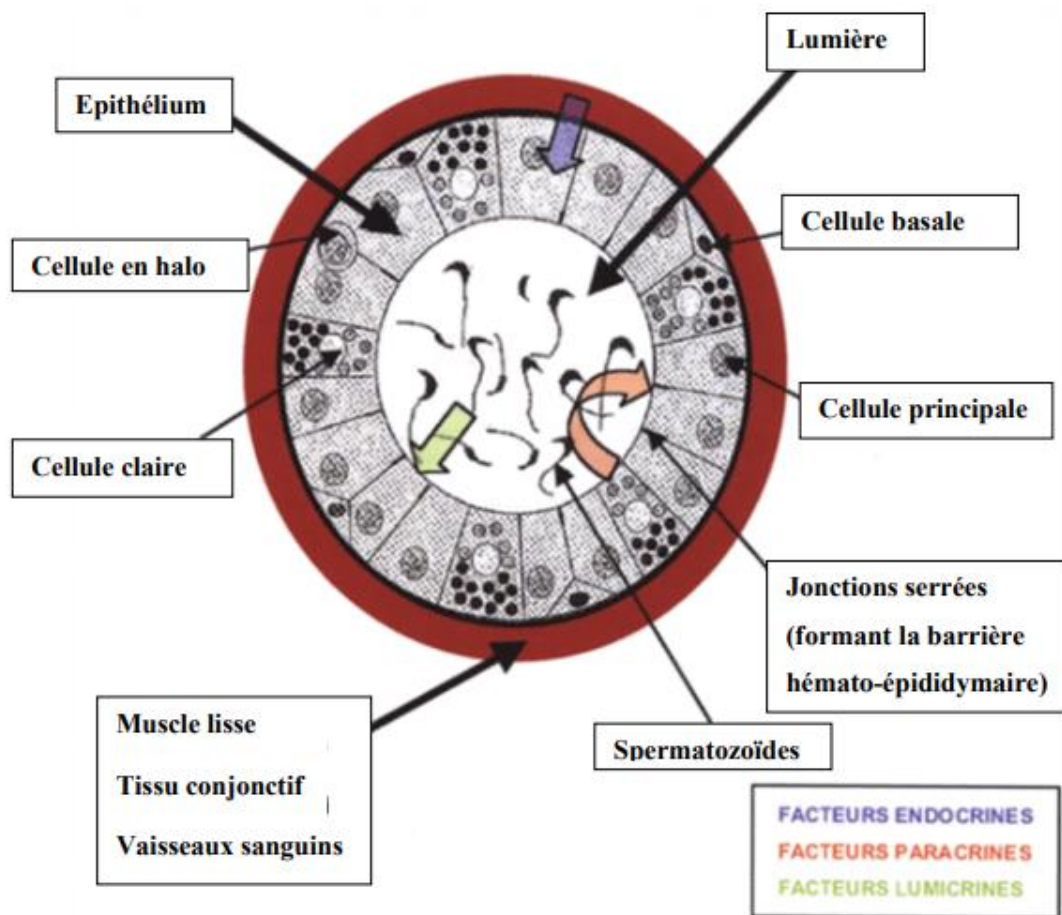


Figure 18 : Représentation schématique de l'organisation cellulaire de l'épithélium épididymaire de rat en coupe transversale et des différentes voies de régulation des fonctions épididymaires (Robaire et *al.*, 2003).

9. Influence des facteurs environnementaux sur la reproduction des lapins

Les lapins font partis des espèces dont la fonction de reproduction peut être influencée par divers facteurs : température, humidité, éclairage, âge, alimentation, état sanitaire, les huiles essentielles... (Theau-clément, 2005).

9.1. Température

La température est un facteur qui influence significativement la spermatogénèse, en affectant la qualité du sperme, la concentration et le volume des éjaculats (Joly et Theau, 2000).

L'expression des mâles a des températures élevées (34 C° pendant 8h) déprime l'activité et perturbe la spermatogénèse, en augmentant sensiblement le pourcentage des spermatozoïdes morts (Boussit, 1989 ; Kasa et Thwaites, 1992). Selon Finzi et *al.* (2000),

l'effet de l'hypothalamus est plus rapide sur l'apparition des anomalies que sur la chute de la concentration spermatique.

La température favorable pour la reproduction se situe entre 15 et 18 C°, avec une humidité relative maintenue entre 55 et 80% (Lebas, 2009).

9.2. Saison

Selon Frolich (1948), le volume des éjaculats et leur concentration en spermatozoïdes atteignent le maximum en mars, et son minimum est observé en juillet (Brambell, 1944). Ces variations s'accompagnent d'une réduction de la taille des testicules de mars à juillet, de l'ordre de 60% du poids maximum et d'un accroissement testiculaire dès août. Il s'en suit une « stérilité estivale » associée à une augmentation du PH du sperme, une baisse de la motilité la concentration des spermatozoïdes, une augmentation du pourcentage de spermatozoïdes anormaux et une baisse de la libido (Hiroe et Tomizuka, 1965).

9.3. Eclairage

Selon Theau-Clément (1994), l'éclairage joue un rôle important dans la reproduction des lapins, car ils ont observé une augmentation du poids testiculaire et du pourcentage de spermatozoïdes, vivants après un passage de 8 heures à 16 heures d'éclairement et une diminution du même paramètre si l'opération est inversée.

De plus, les caractéristiques quantitatives et qualitatives des éjaculats étaient significativement plus élevées pour le lot de 16 heures par jour, seul le volume était plus élevé pour le lot de 8 heures d'éclairement. De ce fait, une bonne conduite de l'élevage implique un éclairage de 30 à 40 lux à condition que la lumière soit répartie de façon uniforme dans toute la pièce (Lebas et *al.*, 1990).

9.4. Humidité (l'hygrométrie)

Dans les normes recommandées, l'humidité relative doit être maintenue entre 60 et 70% (Lebas, 2009) car l'humidité relative trop basse (moins de 50%) est néfaste tandis qu'une hygrométrie trop élevée se traduit par une réduction des performances de reproduction (Finzi et *al.*, 2000) et aboutit à la prostration des animaux.

9.5. Alimentation

L'alimentation des lapins affecte les caractéristiques de la semence lorsque le niveau des apports nutritionnels est insuffisant (Joly et Theau, 2000), la libido et la quantité de sperme par éjaculat sont touchés par le facteur de l'alimentation sans toucher à la qualité de la semence.

Les mâles nourris à volonté montrent une augmentation en volume de la semence, des spermatozoïdes par éjaculat, et une meilleure libido. Cependant leurs concentrations de sperme étaient comparables à celles des mâles nourris avec un régime limité. Les restrictions alimentaires sévères peuvent affecter le volume de sperme et le nombre de spermatozoïdes par éjaculat (Luzi et *al.*, 1996). Notant aussi que la composition des aliments pendant la période d'élevage a un effet direct sur les performances de tous les animaux d'élevage. Une alimentation basée uniquement sur les fourrages grossiers est insuffisante pour la couverture des besoins de production chez le lapin (Lebas et *al.*, 1984 ; Berchiche et Zerrouki, 2000).

9.6. Âge

L'âge des mâles influence significativement sur la concentration et le nombre des spermatozoïdes motiles obtenus par éjaculat. En effet les mâles adultes de 9 à 12 mois ont une semence de concentration et un nombre de spermatozoïdes motiles plus élevé que celle des mâles jeunes de 4 à 5 mois (Theau et *al.*, 2009).

9.7. Statut sanitaire

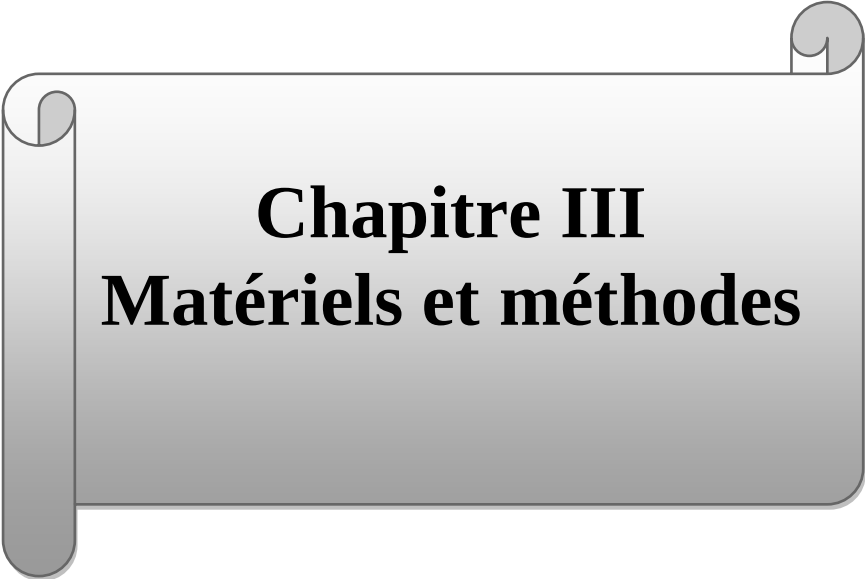
Il a été largement vérifié que l'inflammation de l'appareil reproducteur masculin altère les fonctions testiculaires et séminales (Boiti, 2005), et qu'une forte concentration de leucocytes provoquée par une inflammation ou une infection peut altérer la spermatogenèse (Castellini, 2008).

9.8. Effet des huiles essentielles

Des études récentes ont montrés que les variations de la fonction de la reproduction chez le lapin ne peuvent pas se limiter aux facteurs cités en dessus.

D'autres facteurs peuvent influencer positivement ou négativement sur la fertilité des lapins mâles comme : facteurs génétiques, facteurs environnementaux et les huiles essentielles.

En effet, Kammerer et *al.* (2012) ont mis en évidence que les huiles essentielles selon la plante et la dose utilisée sont capables de modifier les processus physiologiques de la reproduction, soit en l'améliorant ou en la perturbant.



Chapitre III

Matériels et méthodes

Cette étude fait partie des activités de recherche de Dr. Lakabi et s'inscrit dans le cadre de l'étude histo-fonctionnelle du développement gonadique (testicule et épидидyme) et de la maturité sexuelle des lapins de la population synthétique. L'objectif de ce présent travail est l'étude des effets de l'huile essentielle de la « Sauge Officinale » sur la structure histologique des testicules et épидидymes des lapins mâles infantiles âgés en moyenne d'un mois en relation avec leur poids vifs et poids gonadiques.

1. Lieu et durée de l'expérimentation

L'expérience est effectuée entre le début du mois de Mai jusqu'à la fin du mois de Juin 2022, au niveau de l'Institut de Technologie Moyen Agricole spécialisé de Boukhalfa Tizi-Ouzou (ITMA), (situé à 5 km du chef-lieu de la wilaya de Tizi-Ouzou), et au laboratoire de production, sauvegarde des espèces menacées et des récoltes influence des variations climatiques (PSMRVC) au sein de l'université Mouloud Mammeri Tizi-Ouzou.

2. Matériel et méthode

Durant notre étude nous avons utilisé du matériel biologique qui représente des lapins de population synthétique âgés en moyenne d'un mois et un matériel végétal qui est l'huile essentielle de la « sauge officinale ».

2.1. Model animal

Le lapin (*Oryctolagus cuniculus*) est un modèle essentiel en recherche scientifique car il offre beaucoup d'avantage dans le domaine de la reproduction et permet la mise en évidence de quelques processus reproducteurs comme les changements morphologiques de cycle épithéliale séminifère (Ewuola et Equinike, 2010).

La présente étude est portée sur 20 lapins mâles de la population synthétique (Figure 19) âgés de 1 mois. C'est une population locale est qualifiée de "population blanche" par Zerrouki et al. (2007), à cause de la prédominance totale du phénotype blanc néozélandais et californien, par rapport aux croisés (noir, gris, fauve et croisé).

Selon Grasse (1949) ; Lebas et al. (1984), la position taxonomique du lapin (*Oryctolagus cuniculus*) est :

- Règne : Animal
- Embranchement : Vertébrés
- Classe : Mammifères

- Super Ordre : Glires
- Ordre : Lagomorphes
- Famille : Léporides (lièvre et lapin)
- Sous-famille : Leporinae
- Genre : *Oryctolagus*
- Espèce : *Oryctolagus cuniculus*



Figure 19 : Photographie représentant des lapins mâles âgés d'1 mois de la population synthétique (originale 2022).

2.2. Model végétal

2.2.1. Huile essentielle de la Sauge officinale (*Salvia officinalis*)

La Sauge officinale (*Salvia officinalis*) de la famille des lamiacées est un sous arbrisseau annuelle et biannuelle d'origine méditerranéenne, aussi appelée sauge de Grèce, herbe sacrée, grade sauge, thé d'Europe (Fabre et *al.*, 1992). Il existe environ 900 espèces autour du monde contre une trentaine environ en Algérie (Marsimovic et *al.*, 2007).

Selon Ristic et *al.* (1999), la sauge suit la classification suivante :

- Règne : Plantae
- Division : Magnoliophyta
- Classe : Magnoliopsida

- Ordre : lamiales
- Famille : lamiaceae
- Genre : salvia
- Espèce : *Salvia officinalis* L.

La sauge est une plante vivace caractérisé par une tige ligneuse à la base formant un buisson dépassant parfois 60 cm un rameaux vert blanchâtre quadrangulaire (Verbois, 2003) des feuilles assez grandes, épaisses, vertes et ovales (Hans et *al.*, 2007), des fleurs bleu-violacées en épis visibles en Mai et Aout (Busser, 1997), les fruits en forme de tétrakènes brunâtre dont chacun renferme une graine (figure 20) (Cuvier et *al.*, 1835)



Figure 20: **A** : Feuilles (Bougrow, 2009), **B** : fleurs (Bouguerra, 2012), et **C** : fruits (Bouhdjera, 2005) de la sauge officinale.

L'huile essentielle de la sauge est extraite par distillation à la vapeur des feuilles et tiges de la plante qui doivent être récoltées avant la floraison. Elles fournissent une huile volatile jaune pâle (Aouadhi, 2010) avec une odeur camphrée et une saveur chaude, amère et piquante (Cuvier et *al.*, 1835). Elle est utilisée comme plante médicinale (usage pharmaceutique), en cosmétologie et en alimentation.

La composition chimique de l'huile essentielle (HE) de la sauge officinale (SO) est très variable représentée dans le tableau (TableauI).

Tableau I : La Composition chimique de l'huile essentielle du *Salvia officinalis L* (Bruneton, 1999).

Le composé de l'huile essentielle	La teneur en (%)
α -Thuyone	18-43
β -Thuyone	3-8,5
Camphre	4,5 - 24,5
Cinéole	5,5 - 13
Humulène	0 - 12
α -pinène	1 – 6,5
Camphène	1,5 - 7
Limonène	0,5 - 3
Linalol libre et estérifié	1au maximum
Acétate de bornyle	2,5 au maximum

2.3. Autres Matériels

Notre expérimentation à nécessiter l'utilisation d'autres matériels tels que, centrifugeuse, l'étuve, microtome, microscope optique, balance de précision, portoirs, micropipettes (10-100 μ l; 100-1000 μ l), ciseaux, pince, spatule, poire, pissettes, cassette d'inclusion, cryotubes, moules à paraffine, lames et lamelles, eppendorfs, papier filtres, , bavettes, gants.....

3. Expérimentation

Avant de commencer l'expérimentation, les animaux ont bénéficier d'une semaine d'adaptation dans le nouveau milieu afin d'éviter l'effet du stress.

L'expérimentation est portée sur 20 lapins mâles de la population synthétique, âgés d'1 mois, placés dans des cages spéciales et repartis en 4 lots, un lot témoin (T) de 5 lapins qui n'a pas été traité avec de l'huile essentielle de la « sauge officinale », trois lots expérimentaux traités par la sauge officinale aux doses respectives de 200 μ l, 300 μ l et 400 μ l.

Tous les animaux sont exposés aux mêmes conditions de température, de lumière et d'humidité, qui sont celles de l'environnement et nourris *ad libitum*, l'eau est distribuée en accès libre permanent par des pipettes individuelles et l'aliment sec granulé fabriqué et commercialisé par l'ONAB d'Alger (Office National de l'Aliment de Bétail).

3.1. Pesée et administration de l'huile essentielle

Les lapins des différents lots ont été pesés afin de déterminer la quantité de l'huile essentielle à administrer pour chaque animal et chaque dose.

Le volume de l'huile essentielle pipeté est mélangé avec 0.5 ml d'eau distillée et administré par voie orale aux lapins le matin.

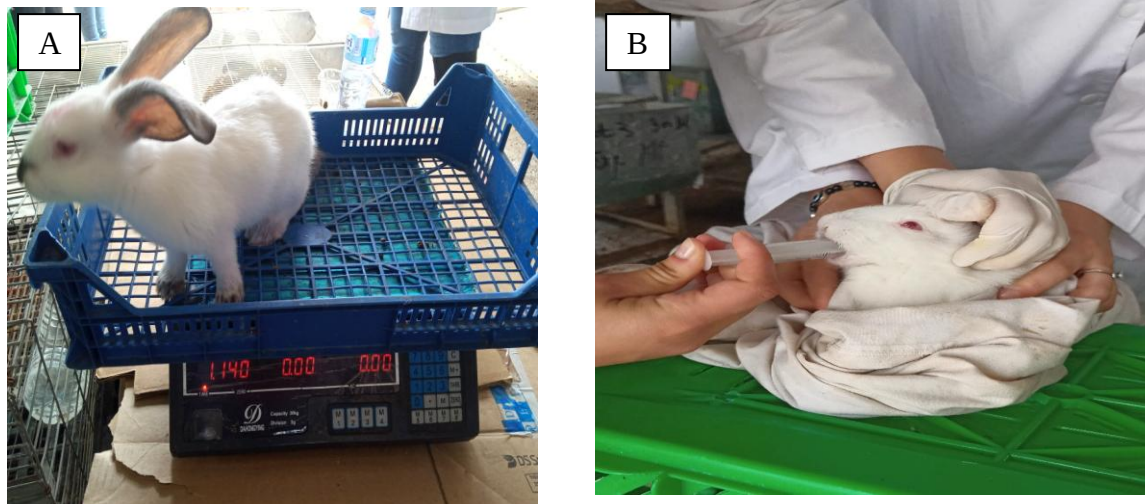


Figure 21: Pesée et administration de l'huile essentielle « sauge officinale » (originale 2022).

A : Prise du poids des lapins ; **B :** Traitement des lapins

3.2. Sacrifices et prélèvements

Une semaine après l'administration de l'huile essentielle de la « Sauge officinale », les lapins ont été pesés puis sacrifiés par saignement le matin entre 9 H : 00 et 12H : 00 au niveau du laboratoire de production, sauvegarde des espèces menacées et des récoltes influence des variations climatiques (PSMRVC) au sein de l'université Mouloud Mammeri Tizi-Ouzou. Le sang est immédiatement recueilli dans des tubes secs puis centrifugé, le plasma est aliquoté et placé dans des épendorffs et congelé à -20°C pour des dosages hormonaux ultérieurs.



Figure 22: Sacrifice des lapins (originale 2022).

A : Pesée du lapin ; **B :** Sacrifice du lapin ; **C :** récupération du sang

Après le sacrifice, les animaux sont disséqués, leurs testicules, épидидymes et glandes surrénales sont prélevés puis dégraissés, pesés grâce à une balance de précision de 0,01g. Les testicules, les épидидymes et les glandes surrénales du côté droit sont fixés au Bouin Hollande dans des piluliers soigneusement fermés et étiquetés pour une étude histologique, alors que les testicules, les épидидymes et les glandes surrénales du côté gauche sont placés dans des épendorffs et congelés à -20°C, jusqu'à leur utilisation ultérieure (Figure 23).

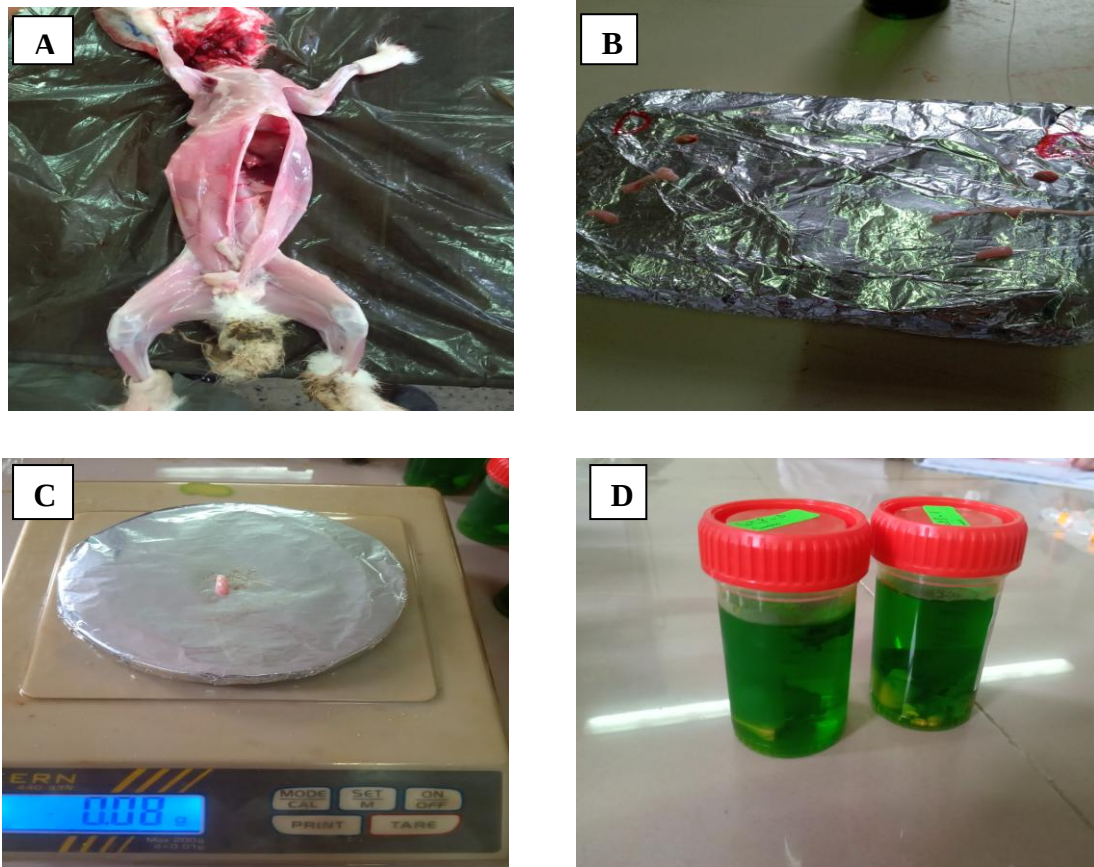


Figure 23: Photographie de la dissection, prélèvement des organes ainsi que leurs pesées et fixation (originale 2022).

A : Dissection d'un lapin mâle ; **B :** Prélèvement des organes droits et gauches ; **C :** Détermination du poids grâce à une balance de précision de 0,01g ; **D :** Piluliers de fixation contenant les organes.

3.3. Centrifugation

Après avoir fait le prélèvement sanguin et afin de séparer le plasma et les éléments figurés du sang pour faire des dosages, nous avons centrifugé les prélèvements sanguins pendant 18 minutes à 3500 tours /minute (Figure 24).

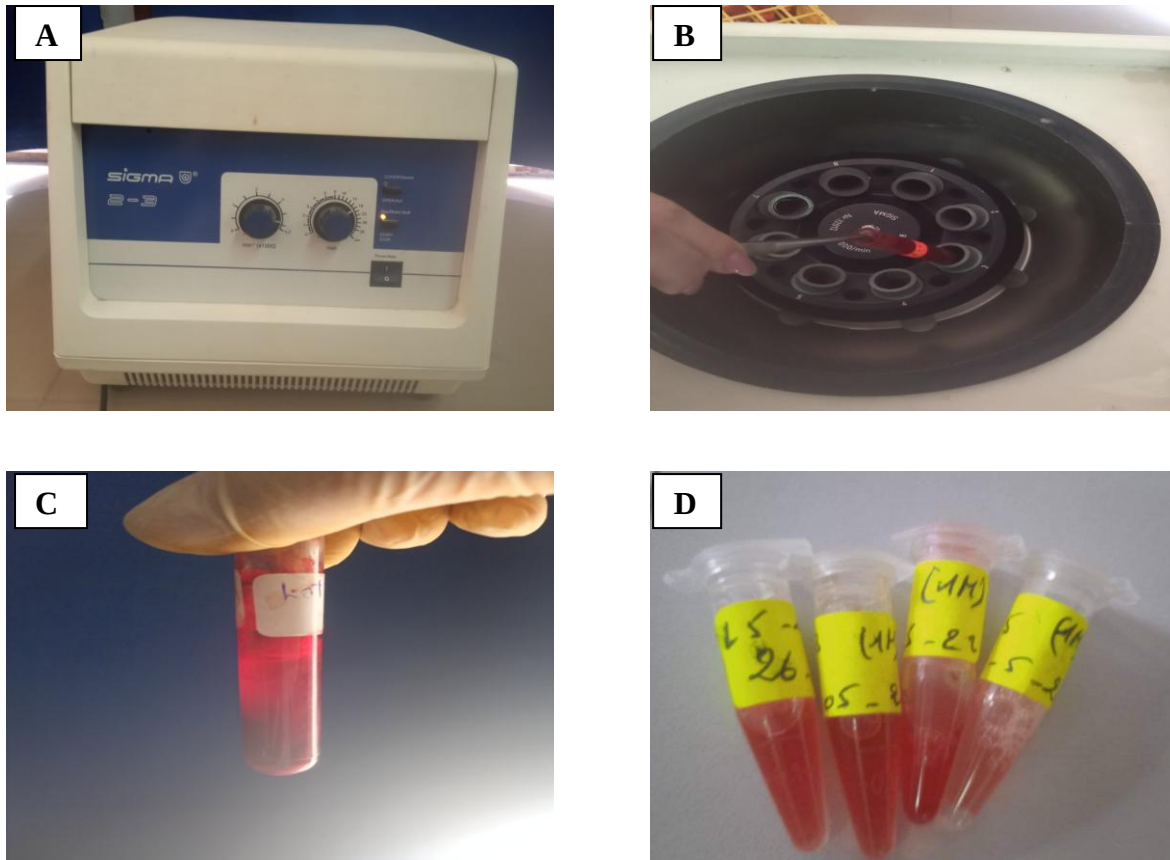


Figure 24: Centrifugation du sang et recueil de plasma (originale 2022).

A : L'appareil de centrifugation ; **B :** Centrifugation les prélèvements sanguins ;
C : Séparation le plasma et les éléments du sang ; **D :** Recueil de plasma

L'étude histologique se déroule en une série d'étapes successives obligatoires qui vont aboutir à l'obtention de coupes fines prêtes à recevoir la coloration histologique d'intérêt. Le protocole expérimental est résumé dans les étapes suivantes :

- ✓ Fixation des échantillons ;
- ✓ Déshydratation et éclaircissement ;
- ✓ Imprégnation ;

- ✓ Inclusion ;
- ✓ Confection des coupes et collage ;
- ✓ Déparaffinage et réhydratation ;
- ✓ Coloration topographique et Déshydratation ;
- ✓ Observation des lames.

4.1. Fixation des échantillons

La fixation est un traitement chimique ou physique effectué sur des cellules vivantes permettant de pratiquer ultérieurement certaines manipulations avec un minimum de dommages pour les structures cellulaires. Elle permet notamment de les conserver dans un état aussi proche que possible de l'état vivant et d'éviter les raccourcissements et les distorsions possibles, mais aussi de protéger les cellules de l'attaque bactérienne ou encore de celle des enzymes.

Le fixateur utilisé dans l'expérience est le Bouin Hollande sublimé (mélange de formol et d'acide picrique) qui appartient à la famille des fixateurs coagulants à base de métaux lourds.

Les organes sont placés dans des cassettes d'inclusion puis déposés dans des piluliers contenant un volume de Bouin Hollande trois fois supérieur à celui de l'organe, afin de l'immerger totalement, où ils seront maintenus pendant 7 jours à température ambiante (Figure 25).



Figure 25: Fixation des organes dans le Bouin hollandaise (originale 2022).

4.2. Déshydratation et éclaircissement

La déshydratation est la suppression de toute l'eau contenue dans l'organe, permettant l'inclusion de l'échantillon dans la paraffine.

Pour réaliser la déshydratation des organes, une série de bains d'alcool éthylique à des concentrations croissantes (70°, 90°, 100°) a été utilisée, pendant 20 minutes pour chaque bain afin d'éviter la désorganisation des structures. Les échantillons sont ensuite émergés pendant 20 minutes dans un bain de xylène pour l'éclaircissement et la préparation de l'organe à l'imprégnation à la paraffine, car l'éthanol n'est pas miscible à la paraffine (Figure 26).

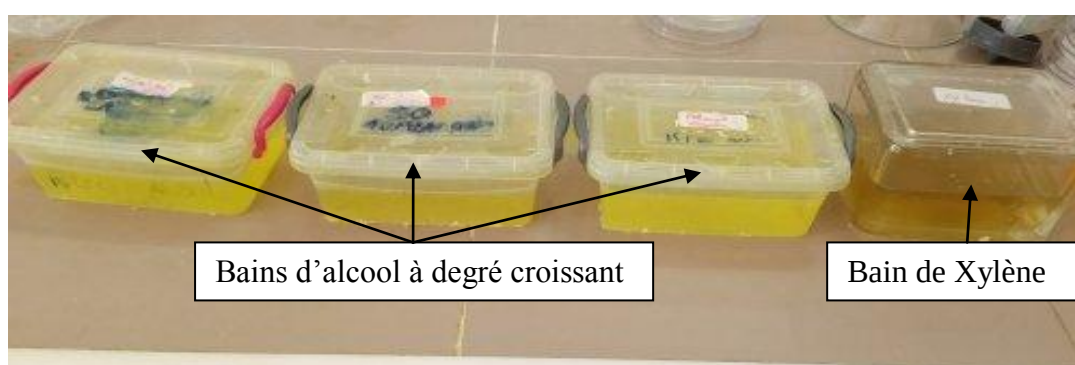


Figure 26: Série de bains d'alcool éthylique et bain de xylène (originale 2022).

4.3. Imprégnation

L'imprégnation consiste à plonger les échantillons dans 3 bains successifs de paraffine pendant 20 minutes pour chacun à 60° C dans l'étuve, immédiatement après le bain de xylène. Le premier est constitué d'une solution de moitié paraffine et moitié Xylène, les deux derniers bains renferment de la paraffine pure (Figure 27), cette étape permet la diffusion de la paraffine à l'intérieur de l'échantillon pour remplir le vide laissé par la déshydratation.

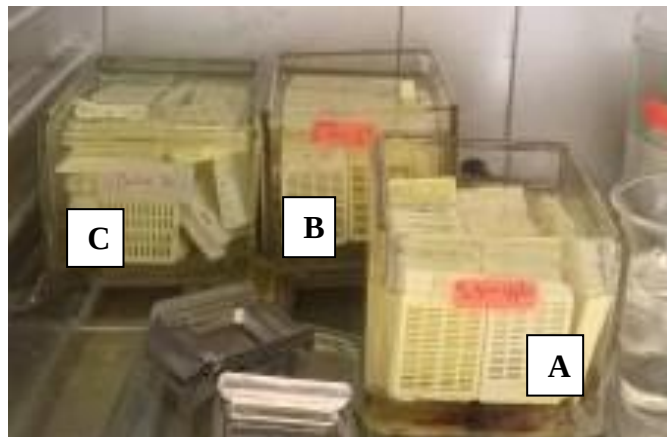


Figure 27: Série de bains de paraffine (originale 2022).

A : Bain moitié paraffine et moitié xylène. **/B, C :** Bain de paraffine pure.

4.4. Inclusion

L'inclusion a pour but de réaliser des coupes fines et régulières, cette étape consiste à enrober l'organe déshydraté dans de la paraffine fondue à 60°C. Les organes ont été placés dans des moules qui recevront la paraffine. Les cassettes respectives, identifiant chaque échantillon ont été placées à la surface des moules avant de faire couler la paraffine jusqu'à immersion totale de l'échantillon. Le dispositif est déposé sur une plaque refroidissante pour durcir, les blocs obtenus sont démoulés facilement et peuvent être conservés (Figure 28).

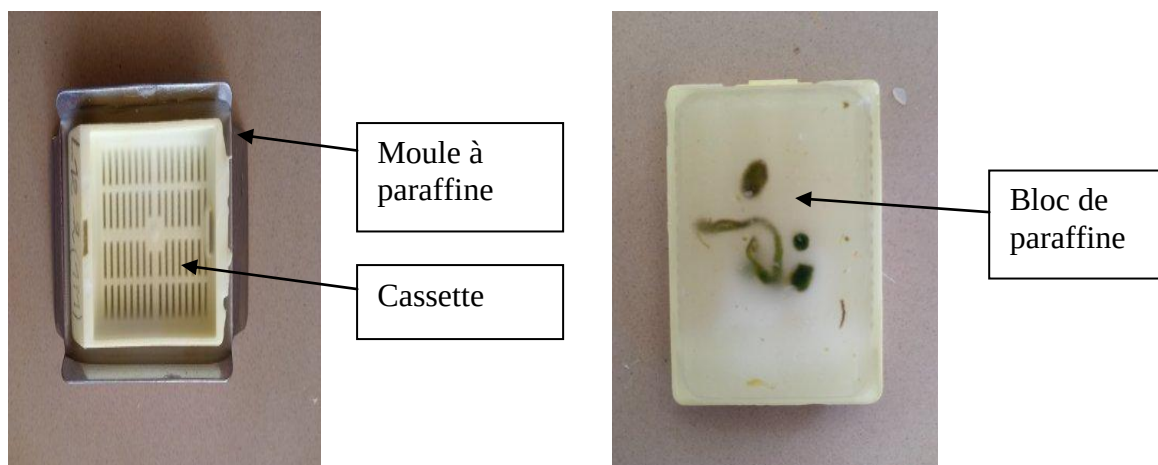


Figure 28 : organe placé dans le moule de paraffine et bloc de paraffine obtenue après inclusion

4.5. Confection des coupes et collage

La confection des coupes a été réalisée à l'aide d'un microtome de type Leica. Nous avons réalisé des coupes fines de 2 à 5 μm disposées en séries régulières sous forme d'un ruban, Les coupes sont récupérées sur des lames portes porte-objet propres qui seront incubées tout une nuit à 38°C dans une étuve pour fixer l'échantillon à la lame (Figure 29).



Figure 29: Microtome et Bain Marie (originale 2022).

4.6. Déparaffinage et réhydratation

Avant de procéder à la coloration des lames nous devons les déparaffiner et réhydrater, car les colorants les plus utilisés en histologie sont aqueux.

Le déparaffinage est une opération qui permet de retirer la paraffine qui imprègne la coupe afin de permettre la fixation des colorants sur les coupes, suivi d'une réhydratation, qui est une séquence inverse de celle de la déshydratation ; consiste en deux bains de xylène, puis en bains d'alcool éthylique à de degrés décroissants (100°, 90°, 70°) (figure 30).

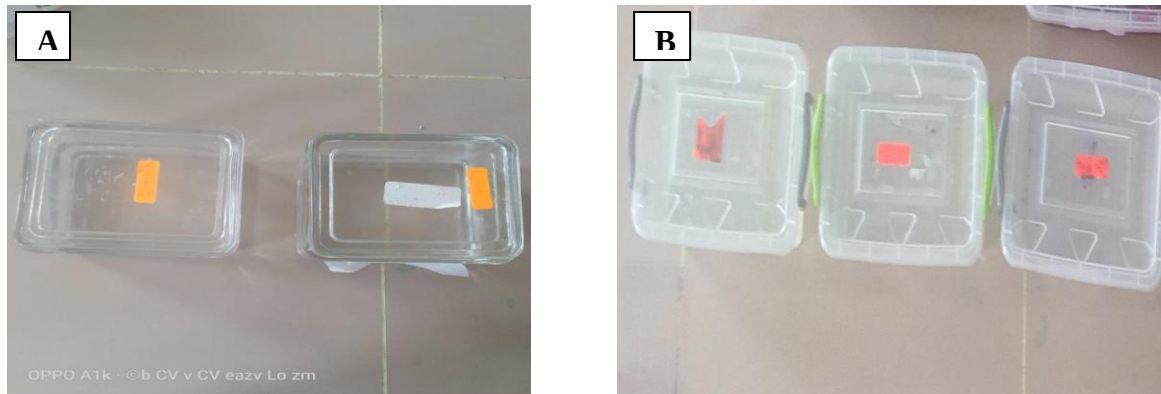


Figure 30 : photographie de déparaffinage et réhydratation (originale 2022).

A : Bains de xylène **B** : Bains d'alcool à degrés décroissants

4.7. Coloration topographique et Déshydratation

La coloration topographique choisie est la coloration par le Trichrome de Masson (figure 30), qui est une coloration histologique topographique qui permet de visualiser la morphologie des cellules, noyau, cytoplasme et matrice de collagène notamment afin de déterminer leur répartition tissulaire, architecture et structures. Et possède plusieurs avantages tels que la résistance au lavage, la rapidité d'exécution et les teintes obtenues de manière quasi-automatique.

Elle s'effectue avec trois colorants : l'hématoxyline, fuchsin-ponceau, orange G et vert lumière et un rinçage avec de l'eau courante et à l'eau acétifiée.

Les noyaux sont colorés en noir, les cytoplasmes acidophiles et les nucléoles en rose, les sécrétions sont soit rouges soit vertes en fonction de leur nature, les muscles sont rouges et les fibres collagènes vertes.

Cette coloration est suivie d'une déshydratation dans des bains d'alcools éthyliques à degrés croissants (70°, 90°, 100°) et deux bains de xylène (figure 31).

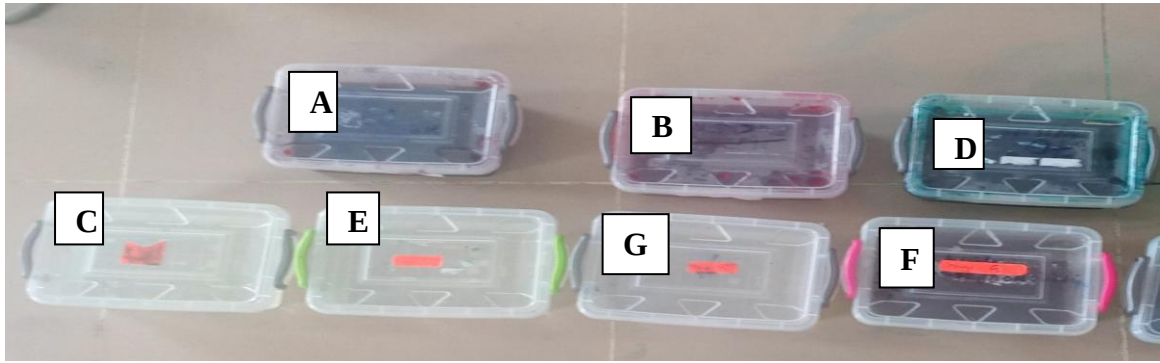


Figure 31: Série d'une coloration topographique (originale 2022).

A : Hématoxyline ; **B :** Fuschine Ponceau ; **C:** Eau Acétifiée ;

D : Acide Phosphomolybdique ;

E : Eau Acétifiée ; **F :** Vert Lumière ; **G :** Eau Acétifiée

4.8. Montage

Le montage est l'opération qui consiste à fixer, à l'aide d'une goutte d'Eukit, une lamelle de verre sur l'échantillon histologique, qui permet l'adhérence entre la lame et la lamelle. Une légère pression sur la lamelle permet de chasser les bulles d'air.

4.9. Observation des lames

L'observation de lame se fait à l'aide d'un microscope photonique de type OPTICA qui permet d'observer toute variation ou modification des structures histologiques des gonades et épидидymes (figure 32). Des photographies sont prises avec à un appareil photo numérique, d'où le grossissement de l'observation change et est calculé de la manière suivante :

$$G = V_{obj} \times V_z \times \text{Agrandissement de l'appareil}$$

G : Grossissement ; **Vobj :** Grossissement de l'objectif ; **Vz :** Facteur de zoom d'optovar = 2.5

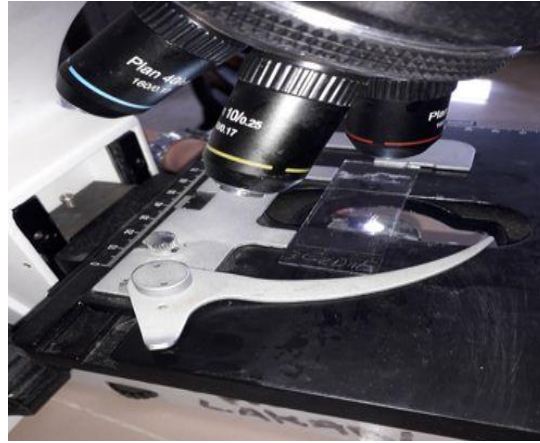


Figure 32: Observation des lames au microscope optique (originale 2022).

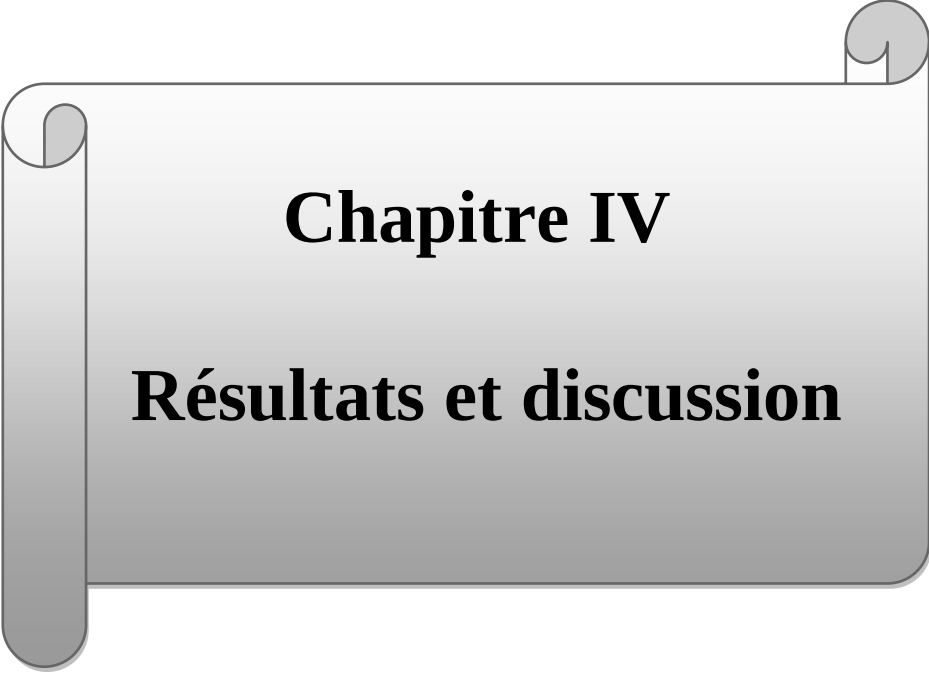
4.10. Etude statistique

Les variables (poids vifs, poids des testicules et épидидymes) obtenus durant cette étude ont été soumis à une analyse de variance « ANOVA ». Le traitement statistique des données et les présentations graphiques des résultats ont été réalisés sous Microsoft Office Excel 2007.

La moyenne arithmétique des valeurs individuelles est calculée pour chaque paramètre, suivie par la valeur de l'erreur standard liée à la moyenne « ESM ».

La validité statistique des différences entre les moyennes est évaluée d'après le test d'ANOVA réalisés à l'aide d'un logiciel informatique « OriginLab » 2007 et la valeur des probabilités « p » :

- ✓ Si $P < 0.001$: La différence est hautement significative = *****
- ✓ Si $P < 0.01$: La différence est très significative = ***
- ✓ Si $P < 0.02$: La différence est significative = **
- ✓ Si $P < 0.05$: La différence est peu significative = *
- ✓ Si $P > 0.05$: La différence est non significative



Chapitre IV

Résultats et discussion

Ce travail porte sur l'effet de l'huile essentielle de la Sauge officinale sur la fertilité des lapins mâles de la population synthétique âgés de 1 mois, en déterminant les poids corporels, les poids testiculaires et épидидymaires et les poids testiculaires et épидидymaires relatifs à 100g de poids corporels, ainsi qu'une étude histologique des structures testiculaires et épидидymaires.

1. Résultats

Les résultats portent sur les paramètres macroscopiques (le poids corporel, les poids testiculaires et épидидymaires gauche et droit, les poids testiculaires et épидидymaires total ainsi que les poids testiculaires et épидидymaires relatifs à 100 g de poids corporels) et les paramètres microscopiques (étude histologique).

1.1. Résultats de l'étude macroscopique

1.1.1. Poids corporel

Le poids corporel des animaux, en kilogramme (Kg), est exprimé par la valeur moyenne $\pm$ l'erreur standard liée à la moyenne (ESM).

L'évolution du poids corporel des lapins infantiles témoins et traités par l'huile essentielle de la Sauge officinale est présentée dans la figure 33.

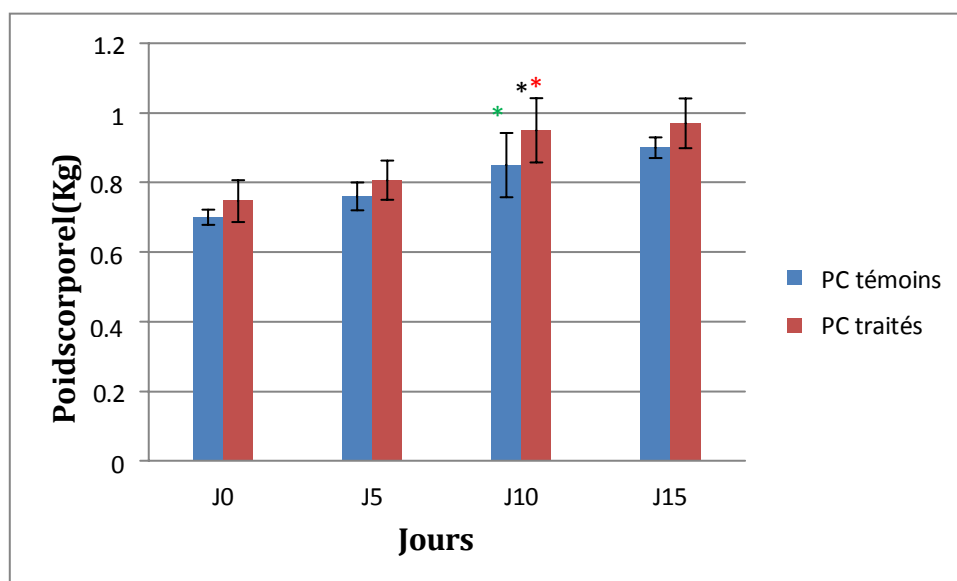


Figure33: Représentation graphique du poids corporel des lapins âgés de 1 mois témoins et traités par l'huile essentielle de la Sauge officinale.

J0:Lapin savant le traitement de l'huile essentielle ;**J5:**La première dose aux lapins traités par l'huile essentielle de la Sauge officinale à 200µl/Kg ; **J10:** La deuxième dose aux lapins traités par l'huile essentielle de la Sauge officinale à 300µl/Kg ;**J15:** La troisième dose aux lapins traités par l'huile essentielle de la Sauge officinale à 400µl/Kg ; **PC témoins** : Poids corporel témoins ;**PC traités:** Poids corporel traités;*****:Différence peu significative entre témoins-témoins au J5-J10 ; ***** : Différence peu significative entre traités-traités au J5-J10 ; *****:Différence peu significative entre témoins-traités au J10-J15.

La valeur moyenne du poids corporel des lapins témoins et traités augmentent en fonction du temps; avec un écart qui varie entre 0,06Kg ; 0,09Kg et 0,05Kg chez les témoins et de 0,06Kg ; 0,14Kg et 0,02Kg chez les traités.

La comparaison entre les poids corporel des témoins et traités a révélé des valeurs plus importantes chez les traités par rapport aux témoins avec un écart de 0,05Kg à J0 et J5 ; 0,1Kg et 0,07Kg respectivement à J10 et J15, avec l'écart le plus augmenté chez ceux ayant été traité par deux doses.

1.1.2. Poids testiculaires

Le poids du testicule, en gramme (g), est exprimé par la valeur moyenne $\pm$ l'erreur standard liée à la moyenne (ESM)

1.1.2.1. Poids testiculaire gauche et droit des lapins

Les poids des testicules gauche et droits des lapins infantiles témoins et traités par l'huile essentielle de la Sauge officinale sont présentés dans la figure 34

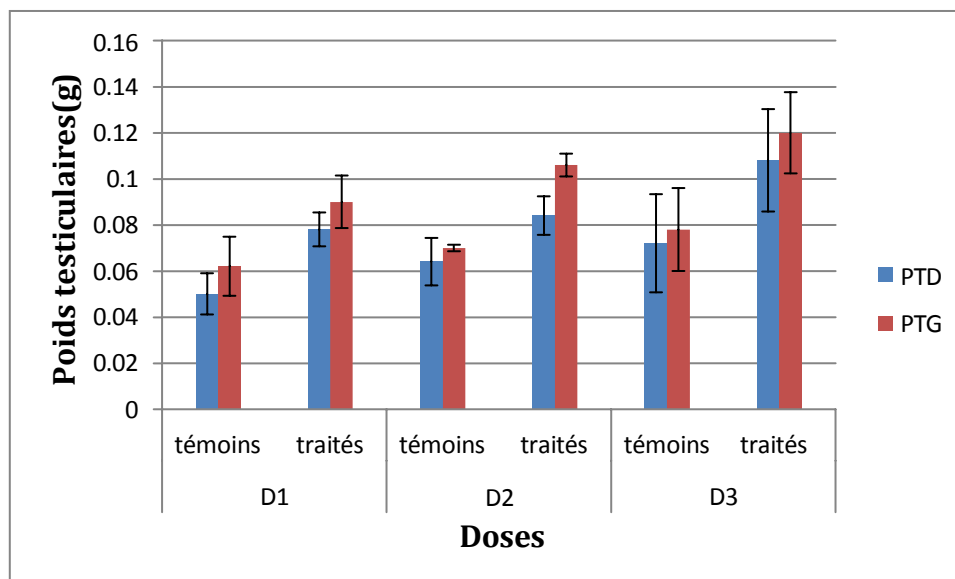


Figure 34: Représentation graphique du poids moyen des testicules gauches et droits des lapins de 1 mois témoins et traités par l'huile essentielle de la Sauge officinale.

Témoins : Lapins témoins ; **traités :** Lapins traités par l'huile essentielle de la Sauge officinale ; **D1 :** La première dose des traités par l'huile essentielle de la Sauge officinale à 200µl/Kg ; **D2:** La deuxième dose des traités par l'huile essentielle de la Sauge officinale à 300µl/Kg ; **D3:** La troisième dose des traités par l'huile essentielle de la Sauge officinale à 400µl/Kg ; **PTD :** Poids testiculaires droit ; **PTG :** Poids testiculaires gauche.

La comparaison entre les moyennes des poids testiculaires droits et gauches a révélé que leurs valeurs moyennes chez les lots témoins sont presque identiques, alors que chez ceux traités par l'huile essentielle de la Sauge officinale le testicule gauche est plus élevé que le testicule droit, avec un écart de 0,012Kg ; 0,02Kg et 0,01Kg respectivement à D1 au J5 ; D2 au J10 et D3 au J15, avec l'écart le plus augmenté chez ceux ayant été traité par deux doses.

1.1.2.2. Poids testiculaire total

Le poids total des testicules des lapins infantiles en fonction de la dose de l'huile essentielle de la Sauge officinale administré est présenté dans la figure 35.

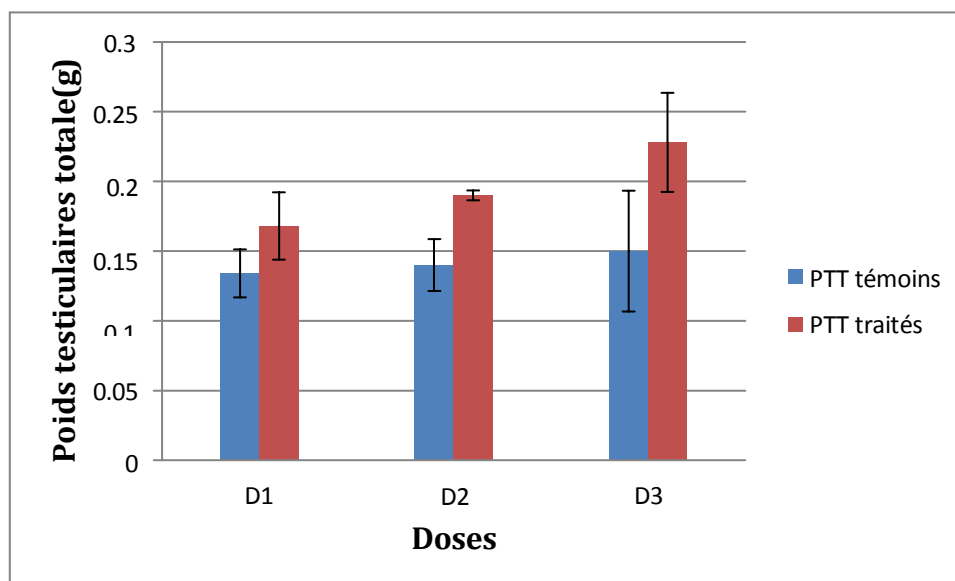


Figure 35: Représentation graphique du poids total des testicules des lapins infantiles témoins et traités par l'huile essentielle de la Sauge officinale.

PTT témoins: Poids testiculaire total témoins ; **PTT traités:** Poids testiculaire total traité ; **D1 :** La première dose des traités par l'huile essentielle de la Sauge officinale à 200µl/Kg ; **D2:** La deuxième dose des traités par l'huile essentielle de la Sauge officinale à 300µl/Kg ; **D3 :** La troisième dose des traités par l'huile essentielle de la Sauge officinale à 400µl/Kg.

La valeur moyenne du poids testiculaire total des lapins témoins et traités augmentent en fonction du temps, avec un écart qui varie entre 0,006Kg et 0,01Kg chez les témoins et de 0,02Kg et 0,03Kg chez les traités.

La comparaison des moyennes entre le poids testiculaire total des témoins et traités a révélé des valeurs plus importantes chez les traités par rapport aux témoins avec un écart de 0,03Kg ; 0,05Kg et 0,07Kg respectivement à D1 au J5 ; D2 au J10 et D3 au J15, avec l'écart le plus augmenté chez ceux traité par trois doses.

1.1.2.3. Poids testiculaires relatifs

Les valeurs moyennes des poids testiculaires relatifs à 100g de poids corporel des lapins âgés de 1 mois traités par l'huile essentielle de la Sauge officinale administré sont présentées dans la figure 36.

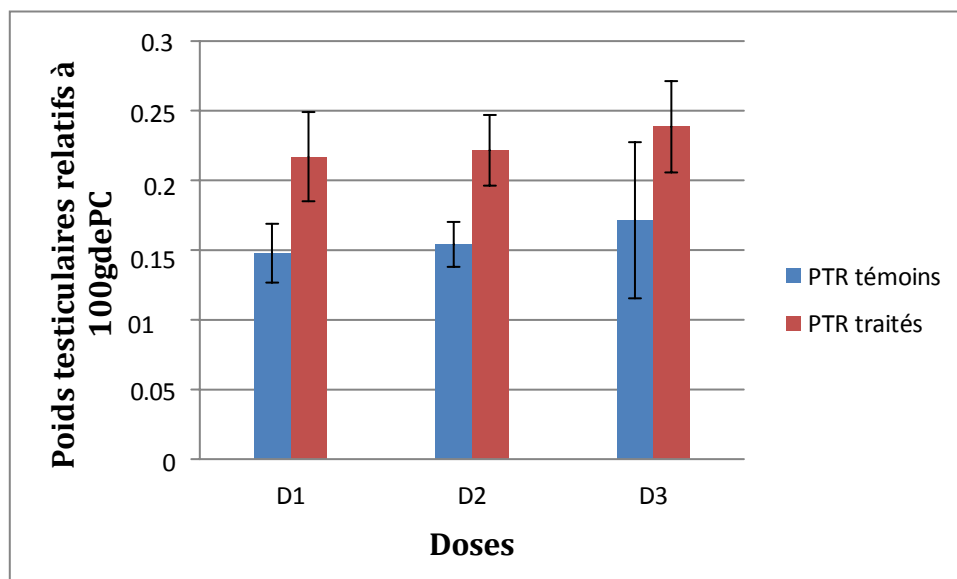


Figure36: Représentation graphique du poids testiculaire relatifs à 100g de poids corporel des lapins âgés de 1 mois témoins et traité par l'huile essentielle de la Sauge officinale.

PTR témoins : Poids testiculaire relatif témoins ; **PTR traités :** Poids testiculaire relatif traités ; **D1 :** La première dose des traités par l'huile essentielle de la Sauge officinale à 200µl/Kg; **D2:** La deuxième dose des traités par l'huile essentielle de la Sauge officinale à 300µl/Kg ; **D3 :** La troisième dose des traités par l'huile essentielle de la Sauge officinale à 400µl/Kg.

La valeur moyenne du poids testiculaire relatifs à 100g de poids corporel des lapins témoins et traités augmentent en fonction du temps, avec un écart qui varie entre 0,006Kg et 0,02Kg chez les témoins et de 0,004Kg et 0,02Kg chez les traités.

La comparaison des moyennes entre le poids testiculaire relatif à 100g de poids corporel des témoins et traités a révélé des valeurs plus importantes chez les traités par rapport aux témoins avec un écart de 0,07Kg respectivement à D1 au J5 et D2 au J10 et 0,06Kg à D3 au J15, avec l'écart le plus augmenté chez ceux traité par une et deux doses.

1.1.3. Poids épидидymaires

Le poids de l'épididyme ,engramme (g),est exprimé par la valeur moyenne $\pm$ l'erreur liée à la moyenne (ESM).

1.1.3.1. Poids épидидymaires gauche et droit des lapins

Les poids des épидидymes gauches et droits des lapins âgés de 1 mois en fonction de la dose de l'huile essentielle de la Sauge officinale sont présentés dans la figure 37.

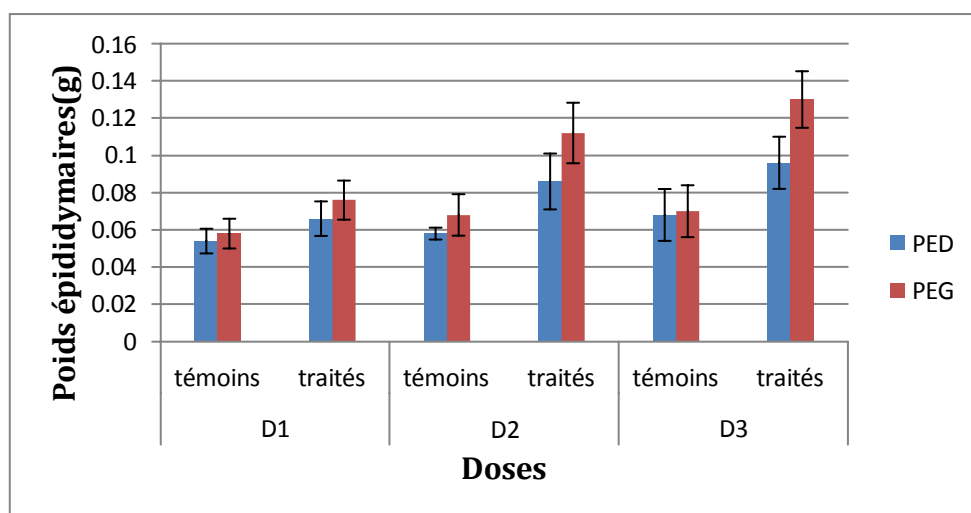


Figure37: Représentation graphique du poids moyen des épидидymes gauches et droits des lapins âgés de 1 mois témoins et traité par l'huile essentielle de la Sauge officinale.

Témoins : lapins témoins ; **traités** : lapins traités par l'huile essentielle de la Sauge officinale ; **D1** : La première dose des traités par l'huile essentielle de la Sauge officinale à 200 μ l/Kg ; **D2**: La deuxième dose des traités par l'huile essentielle de la Sauge officinale à 300 μ l/Kg ; **D3** : La troisième dose des traités par l'huile essentielle de la Sauge officinale à 400 μ l/Kg ; **PED** : Poids épидидymaires droit ; **PEG** : Poids épидидymaires gauches.

La comparaison des moyennes entre les valeurs moyennes des poids épидидymaires droit et gauches a révélé que leurs valeurs moyennes chez les lots témoins sont presque identiques, alors que chez ceux traités par l'huile essentielle de la Sauge officinale, le poids de l'épididyme gauche est plus élevé que l'épididyme droit, avec un écart de 0,01Kg; 0,026 Kg et 0,034Kg respectivement à D1 au J5 ; D2 au J10 et D3 au J15, avec l'écart le plus augmenté chez ceux ayant été traité par trois doses.

1.1.3.2. Poids épидидymaires total

Le poids total des épидидymes pour les lapins âgés de 1 mois en fonction de la dose de l'huile essentielle de la Sauge officinale est présenté dans la figure 38.

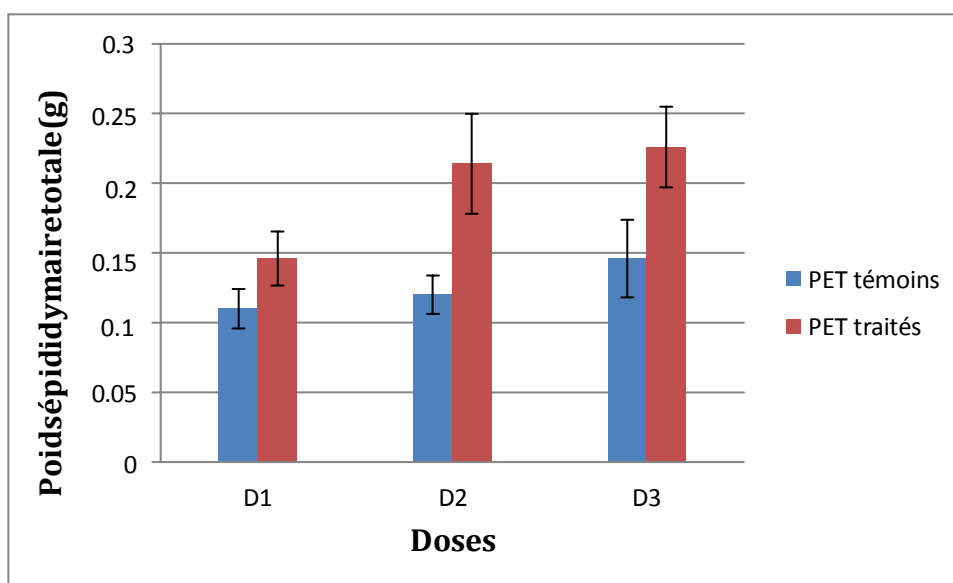


Figure 38: Représentation graphique du poids total des épидидymes des lapins infantiles témoins et traités par l'huile essentielle de la Sauge officinale.

PET témoins: Poids épидидymaires total témoins; **PET traités:** Poids épидидymaires total traités ; **D1 :** La première dose des traités par l'huile essentielle de la Sauge officinale à 200µl/Kg; **D2:** La deuxième dose des traités par l'huile essentielle de la Sauge officinale à 300µl/Kg ; **D3 :** La troisième dose des traités par l'huile essentielle de la Sauge officinale à 400µl/Kg.

La valeur moyenne du poids épидидymaire total des lapins témoins et traités augmentent en fonction du temps, avec un écart qui varie entre 0,01Kg et 0,026Kg chez les témoins et de 0,068Kg et 0,012Kg chez les traités.

La comparaison des moyennes entre le poids épидидymaire des témoins et traités a révélé des valeurs plus importantes chez les traités par rapport aux témoins avec un écart de 0,036Kg ; 0,094Kg; et 0,08Kg respectivement à D1 au J5 ; D2 au J10 et D3 au J15, avec l'écart le plus augmenté chez ceux traités par deux doses.

1.1.3.3. Poids épидидymaires relatif

Les valeurs moyennes des poids épидидymaires relatifs à 100 g du poids corporel des lapins âgés de 1 mois traités par l'huile essentielle de la Sauge officinale sont présentées dans la figure 39.

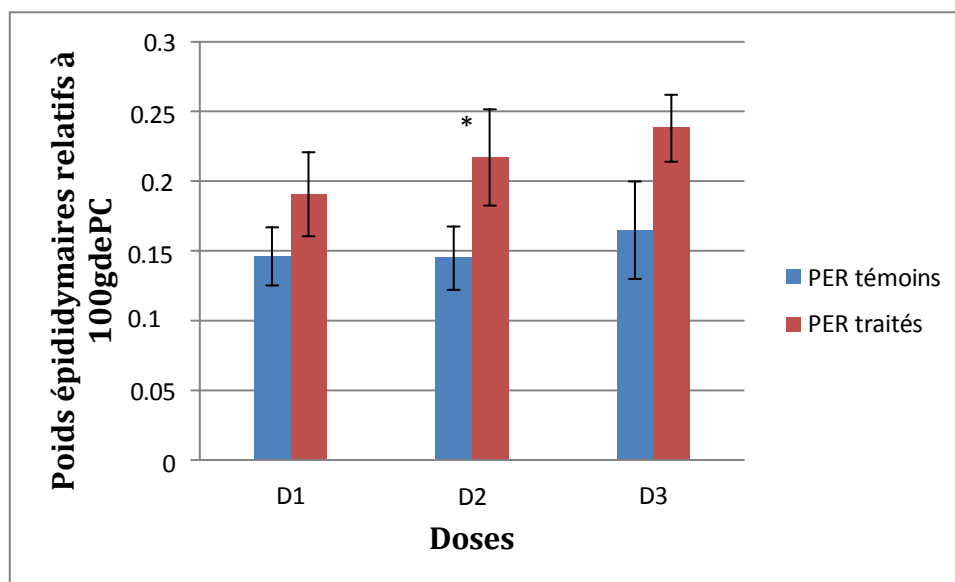


Figure39: Représentation graphique des poids épидидymaires relatifs des lapins âgés de 1 mois témoins et traités par l'huile essentielle de la Sauge officinale.

PER témoins: Poids épидидymaires relatif témoins; **PER traités:** Poids épидидymaire relatif traités ; **D1** : La première dose des traités par l'huile essentielle de la Sauge officinale à 200µl/Kg au J5 ; **D2** : La deuxième dose des traités par l'huile essentielle de la Sauge officinale à 300µl/Kg au J10 ; **D3** : La troisième dose des traités par l'huile essentielle de la Sauge officinale à 400µl/Kg au J15 ; * : Différence peu significative entre témoins-traités au J10-J10.

La valeur moyenne du poids épидидymaire relatif à 100g de poids corporel des lapins témoins et traités augmentent en fonction du temps avec un écart qui varie entre 0,001Kg et 0,01Kg chez les témoins et de 0,026Kg et 0,02Kg chez les traités.

La comparaison des moyennes entre le poids épидидymaire relatif à 100g de poids corporel des témoins et traités a révélé des valeurs plus importantes chez les traités par rapport aux témoins avec un écart de 0,04Kg ; 0,07Kg et 0,073Kg respectivement à D1 au J5 ; D2 au J10 et D3 au J15, avec l'écart le plus augmenté chez ceux traités par trois dose.

2. Résultats de l'étude microscopique (Étude histologique)

2.1. Vascularisation des testicules

Au cours de notre expérimentation, nous avons constaté une hyper vascularisation des testicules des lapins traités avec la « sauge officinale » par rapport aux lapins non traités (témoins) (Figure 40).

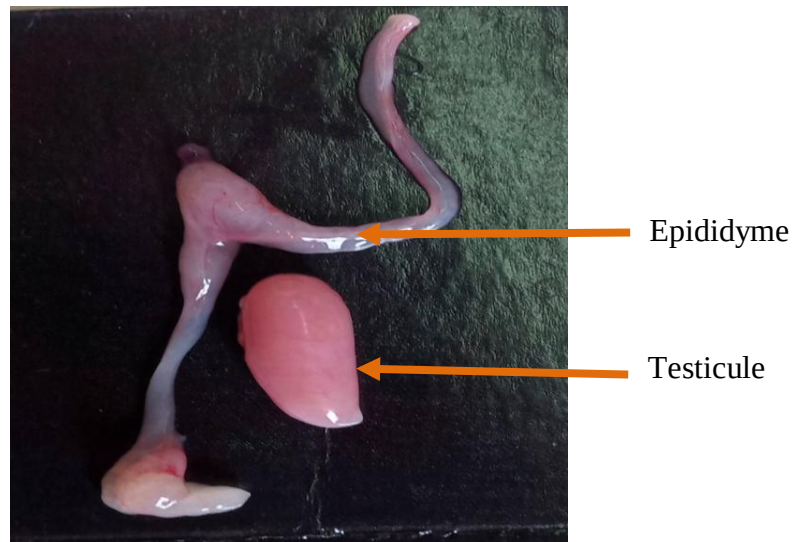


Figure 40 : Vascularisation des testicules des lapins âgés de 1 mois.

Etude histologique :

L'observation au microscope photonique a permis de distinguer des différences de l'organisation de la structure histologique des testicules et épiddymes des lapins infantiles traités par l'huile essentielle de la sauge officinale.

2.2. Étude histologique des structures testiculaires

2.2.1. Testicules des lapins témoins

Les structures testiculaires des lapins témoins âgés de 1 mois révèlent, au fort grossissement, des tubes séminifères dépourvus de lumière et formés d'un épithélium séminifère constitué de deux types cellulaires : des spermatogonies et des cellules de Sertoli.

Les spermatogonies sont des cellules peu volumineuses, à noyaux arrondis et une chromatine condensée distribuées sur toute la section du tube à la périphérie. Tandis que les cellules de Sertoli, reconnaissables par leurs noyaux à encoches, de forme irrégulière, conique, pyramidale, ou triangulaire, sont des cellules de grande taille reposant sur la lame basale qui s'étendent jusqu'à la lumière du tube séminifère et émettent des expansions cytoplasmiques apicales.

Un espace interstitiel important et richement vascularisé est visible entre les tubes séminifères constitué des cellules de Leydig qui sont organisées en amas ou bien dispersées dans cet espace et des cellules péri tubulaires ou cellules myoïdes entourant les tubes séminifères (figure 41).

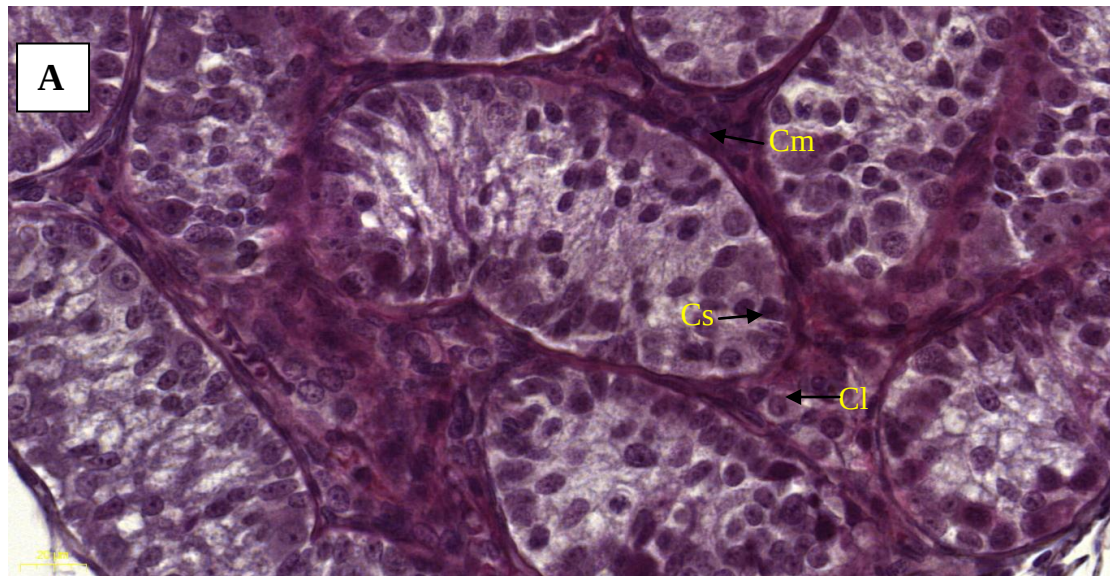


Figure 41: Coupes histologiques des testicules des lapins infantiles du lot témoin.

A : Témoin ; **Cs :** cellule de Sertoli ; **Cm :** cellule myoïde ; **CL :** cellule de Leydig.

2.2.2 Testicules des lapins traités par la sauge officinale

La structure des testicules des lapins traités par la sauge officinale, révèle la mise en place de la lumière au niveau de tous les tubes séminifères avec un épithélium constitué de cellules de Sertoli à noyaux triangulaires qui se prolongent jusqu'à la lumière et de spermatogonies à noyaux ronds condensés.

La structure histologique des testicules des lapins traités par une dose de (200µl/kg), révèle l'apparition des premiers spermatocytes I à noyaux volumineux, décondensés et grossiers dans quelques tubes séminifères, alors que chez ceux traités par 2 doses (200µl/kg et 300µl/kg) à 5 jours d'intervalle montrent la présence des spermatocytes I dans la plupart des tubes séminifères. Cependant, ceux traités par 3 doses (200µl/kg, 300µl/kg et 400 µl/kg) présentent plusieurs spermatocytes I dans la majorité des tubes séminifères (figure 42).

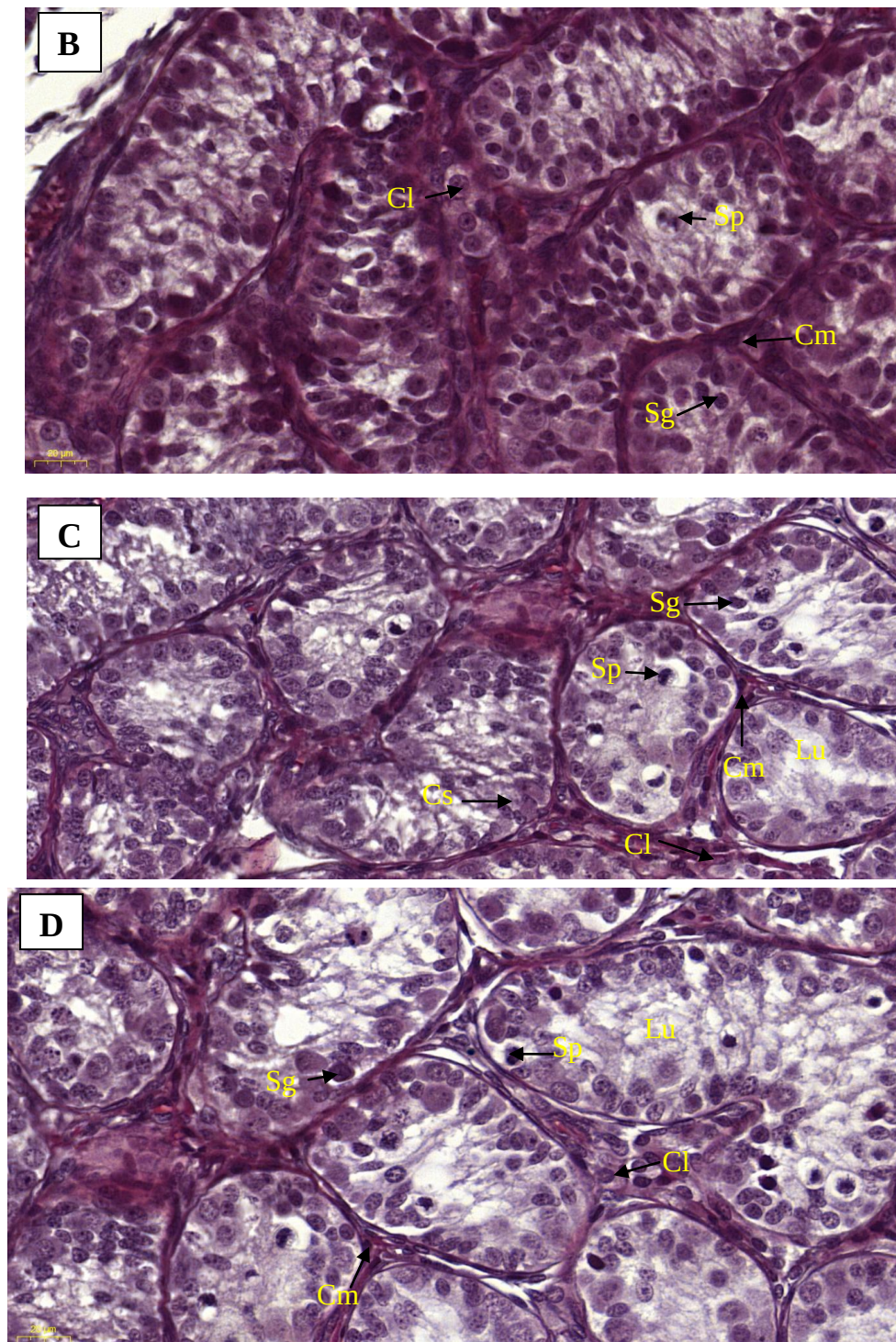


Figure 42: Coupes histologiques des testicules des lapins infantiles traités par l'huile essentielle de la sauge officinale aux doses respectives 200 µl/kg, 300µl /kg et 400 µl/kg.

B: Dose 1(200µl/kg) ; **C:** Dose2 (300µl/kg) ; **D :** Dose 3 (400µl/kg)
Lu : Lumière, **Sg :** spermatogonie ; **Cs :** cellule de Sertoli ; **Sp :** spermatocytes ; **Cm :** cellule myoïde ; **CL :** cellule de Leydig.

2.3. Étude histologique des structures épидидymaires

2.3.1 Epididymes des lapins témoins

L'observation de la coupe histologique de l'épididyme des lapins témoins au microscope photonique au forte grossissement, montre des tubes maintenus entre elles par du tissu conjonctif intertubulaire formé de fibres conjonctives éparpillées, des cellules musculaires, des fibroblastes et des vaisseaux sanguins. Au niveau de l'épithélium, dans la plupart des tubes nous avons un épithélium cubique simple constitué exclusivement de cellules principales (figure 43).

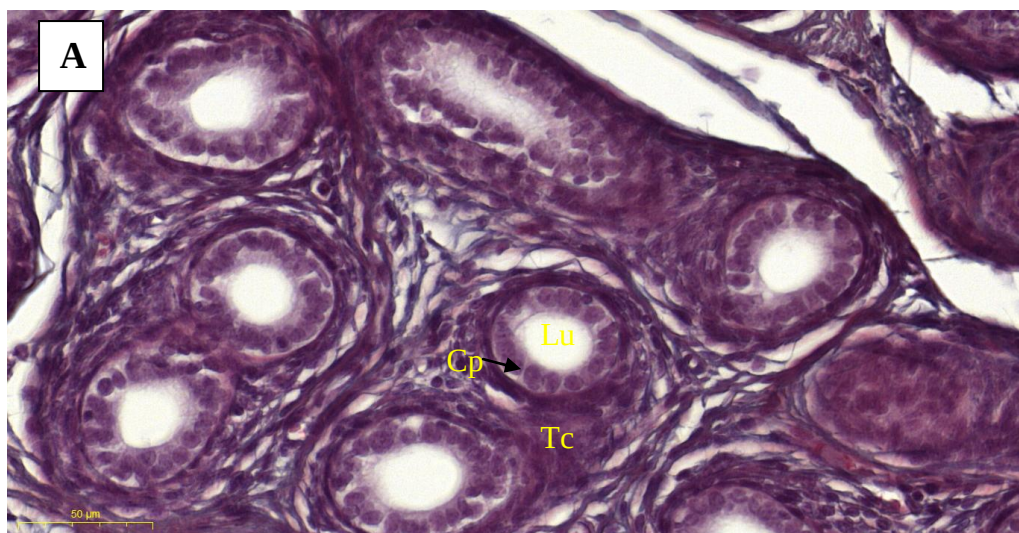


Figure 43: Coupes histologiques des épидидymes des lapins infantiles du lot témoin.

A: Témoin ; **Lu :** Lumière ; **Cp :** Cellule principale; **Tc:** Tissu conjonctif.

2.3.2. Epididymes des lapins traités par la sauge officinale

L'observation histologique des épидидymes des lapins âgés de un mois traités par l'huile essentiel de la sauge officinale montre un tissu conjonctif intertubulaire qui contient des fibres conjonctives mieux organisés, des cellules musculaires, des fibroblastes et des vaisseaux sanguins.

L'épithélium des tubes épидидymaires des lapins traités par une dose de (200µl/kg) est de forme prismatique avec une hauteur plus importante alors qu'il était cubique chez les lapins témoins. Il est constitué de cellules principales sont très nombreuses presque occupant tout l'épithélium, les stéréocils sont peut nombreux, nous avons observé également des cellules basales répartie d'une manière discontinue tout au long de la lame basale.

Chez les lapins traités par 2 doses (200µl/kg et 300µl /kg) à 5 jours d'intervalle, les tubes épидидymaires sont bordés par un épithélium prismatique avec présence des cellules principales d'une hauteur plus grande que la dose précédente munies des stériocils plus grands et nombreux au niveau de leurs pole apicale, nous avons observé également des cellules basales nombreuses réparties de façon continue tout au long de la lame basale, ainsi que l'apparition des cellules étroites.

Les épидидymes des lapins traités par 3 doses (200µl/kg, 300µl /kg et 400µl/kg) présentent un épithélium de forme prismatique avec des cellules très hautes et des stéréocils très nombreux et très développés en comparaison aux animaux traités par les doses précédentes, il y'a aussi présence des cellules étroites.

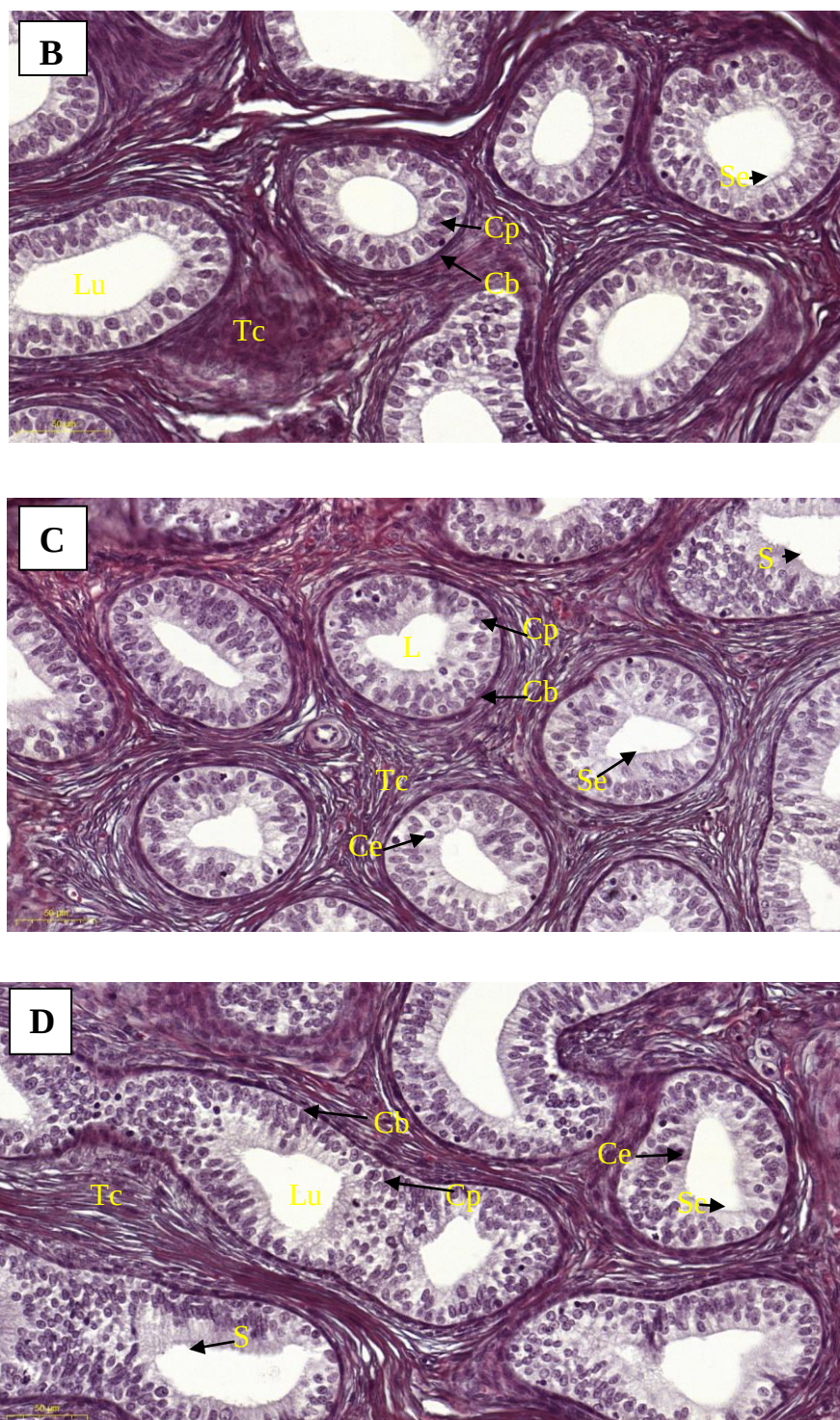


Figure 44 Coupes histologiques des épидидymes des lapins infantiles traités par l'huile essentielle de la sauge officinale aux doses respectives 200 µl/kg, 300 µl/kg et 400 µl/kg. **B:** Dose 1 (200 µl/kg) ; **C :** Dose 2 (300 µl/kg) ; **D:** Dose 3 (400 µl/kg). ; **lu :** Lumière ; **s :** sécrétion ; **sc :** stéréocils ; **cp :** Cellule principale ; **cb :** Cellule basale ; **ce :** Cellule étroite ; **tc :** Tissu conjonctif.

3. Discussion

Les résultats obtenus portent sur les modifications des paramètres macroscopiques (poids corporel, poids testiculaires et épидидymaires) et de la structure histologique des testicules et des épидидymes des lapins âgés de 1 mois traités par l'huile essentielle de la sauge officinale.

3.1 Paramètres macroscopiques

Selon Piles *et al.* (2003), la croissance pondérale d'un animal est un caractère extrêmement variable en fonction des facteurs génétiques, alimentaires et/ou environnementaux. Après la naissance, la régulation de la croissance pondérale chez le lapin n'atteint sa pleine efficacité qu'au bout de 100 jours (Vézin et, 1968). La croissance pondérale d'un animal résulte d'un développement en poids de chacun des éléments constitutifs de son corps (Micol *et al.*, 1993).

Les résultats obtenus dans notre étude montrent d'une part que les paramètres macroscopiques (poids corporel, poids testiculaires et épидидymaires) sont plus élevés chez les lots traités par rapport aux lots témoins. Et d'autre part les lapins traités par 3 doses (200µl/kg, 300µl /kg et 400µl/kg) a induit un effet positif plus important que les lapins traités par une dose (200µl/kg) et ceux traités par 2 doses (200µl/kg et 300µl /kg).

Les résultats obtenus sous l'effet de l'huile essentielle de la sauge sur le développement du poids des testicules et épидидymes des lapins, corroborent avec ceux obtenus par Haeri *et al.* (2006) sur l'effet de différentes huiles essentielles sur la fertilité des rats mâles comme l'huile essentielle de la sarriette (*Satureja khuzestanica*), administrée par voie orale à des doses de 75, 150 et 225 mg / kg / jour pendant 45 jours. Ces auteurs ont constaté une amélioration considérable de tous les paramètres évalués tels que la puissance, la fécondité, l'indice de fertilité et la taille de la litière.

Selon Allrich *et al.* (1983), les dimensions des testicules et de l'épididyme sont très corrélées avec l'âge, le développement et le poids corporel. En effet une augmentation de la taille des testicules est due à l'augmentation du diamètre et de la largeur du tubule séminifère et l'augmentation du nombre de cellules de Leydig.

Selon Iczkowski *et al* (1991), Fan et Robaire (1998), l'augmentation du poids épидидymaire est probablement liée à la prolifération cellulaire due à une importante augmentation des niveaux de testostérone plasmatique entre 4 et 8 semaines d'âge, qui a une action directe sur le maintien de la morphologie des cellules principales et dans l'inhibition de l'apoptose.

Selon Nassem *et al.* (1998), des extraits de graines de *Momordica Charantia* testés chez des rats pendant 35 jours ont montré une augmentation du poids épидидymaire, ce qui demontre sa propriété androgénique.

L'extrait de la menthe verte *Mentha spicata* à la dose de 20g/l pendant 35 jours a provoquée chez les rats une diminution significative du poids des testicules, épидидymes, vésicule séminale et de la prostate tandis qu'une dose de 40g/l de la menthe verte pendant 25jours, a causé une diminution significative de la LH sérique, FSH, la testostérone et la concentration des spermatozoïdes au niveaux de l'épididyme (Kumar *et al.*, 2008).

3.2. Paramètres microscopiques

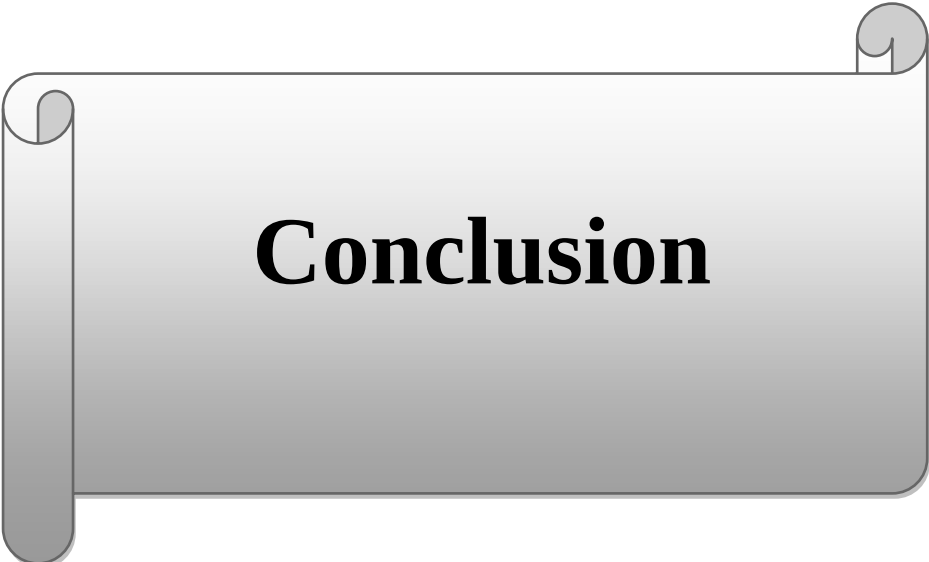
La structure histologique des testicules et des épидидymes des lapins infantiles âgés de 1 mois traités par l'huile essentielle de la sauge officinale a montré des variations structurales, au niveau du testicule et du canal épидидymaire tels que l'apparition des spermatocytes I dont le nombre des tubes séminifères augmentent en fonction de la dose administrée, des changements de la hauteur des cellules principales et l'apparition des cellules basales, étroites et développement des stéréocils. Ainsi que des modifications du diamètre de la lumière des tubes épидидymaires et l'apparition des sécrétions.

Les variables microscopiques comme l'apparition des spermatozoïdes dans les tubes épидидymaires, le diamètre du tube épидидymaire, la nature de son épithélium ou encore la taille de ses cellules sont utilisées comme indicateurs de la maturité sexuelle. Ces paramètres concordent modérément avec les variables macroscopiques en donnant une information supplémentaire quant à la maturité fonctionnelle des épидидymes (Schinckel *et al.*, 1983; Chemes, 2001).

Les résultats obtenus corroborent avec ceux de Mukhallad *et al.* (2009), sur l'effet des grains de nigelle sur la spermatogenèse et la fertilité des rats mâles albinos en induisant une augmentation significative de la hauteur des cellules épithéliales et de la fonction sécrétoires au niveau de la tête et la queue de l'épididyme chez les groupes traités par rapport aux groupes témoins. Ils constatent que le processus de la spermatogenèse et la fonction des organes reproducteurs accessoires dépendent de l'élévation de la concentration des androgènes.

Cependant l'augmentation des androgènes est confirmé par l'augmentation du nombre de spermatocytes et des spermatides observés chez les groupes traités, car ces stades sont complètement dépendants des androgènes (Dym *et al.*, 1979).

En effet selon Viger et Robaire (1996), la régulation des fonctions de l'épithélium et de la lumière de l'épididyme est sous le contrôle des androgènes les plus particulièrement 5 α -dihydratéostérone (DHT) et 5 α -androstan-3 α , 17 β -ol (3 α -diol), issus de la conversion de la testostérone, sont considérés comme les modulateurs principaux de différentes fonctions de l'épididyme. Selon Fan et Robaire (1998), la testostérone a une action directe dans le maintien de la morphologie des cellules principales épидидymaires et dans l'inhibition de l'apoptose.



Conclusion

L'étude sur les effets de l'huile essentielle de la sauge officinale sur les lapins mâles infantile de la populationsynthétique, nous a permis d'évaluer de façon expérimentale les changements qu'elle apporte au niveau macroscopique et microscopique, à savoir le poids corporel, le poids gonadiques (testicules, épидидymes) ainsi leur structure histologique.

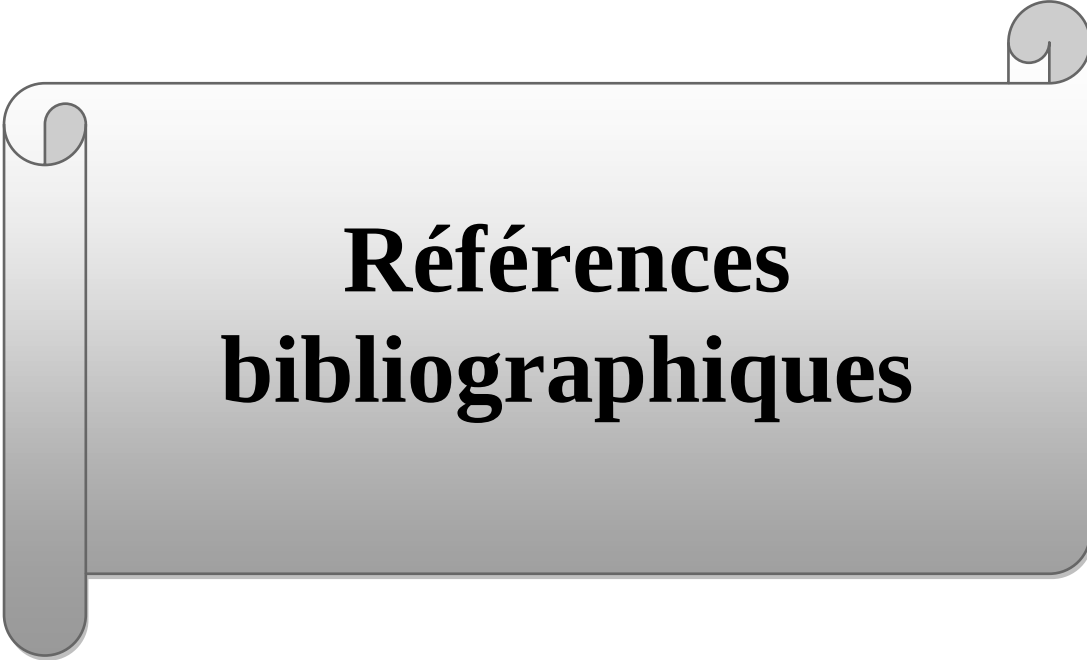
En effet, les valeurs des différents paramètres macroscopique (poids corporal, poids testiculaire et épидидymaire) étudiée sont plus élevés chez les lapins traités par l'huile essentielle de la sauge officinale par rapport aux témoins.

Sur le plan histologique, l'huile essentielle de la sauge officinale a induit aux niveaux testiculaires des lapins traités par une dose de (200µl/kg), révèle l'apparition des premiers spermatocytes I dans quelques tubes séminifères, alors que chez ceux traités par 2 doses (200µl/kg et 300µl /kg)montrent la présence des spermatocytes I dans la plupart des tubes séminifères. Cependant, ceux traités par 3doses (200µl/kg, 300µl/kg et 400µl/kg) présentent plusieurs spermatocytes I dans la majorité des tubes séminifères

Au niveau épидидymaire des lapins traités par une dose de (200µl/kg), les cellules principales deviennent prismatiques avec développement des stéréocils, alors que chez ceux traités par 2doses (200 µl/kg et 300µl/kg),présence des cellules principales d'une hauteur plus grande munies des stériocils plus grands et nombreux, ainsi que l'apparition des cellules étroites. Cependant, ceux traités par 3 doses (200µl/kg, 300µl/kg et 400µl/kg)présentent un épithélium de forme prismatique avec des cellules très hautes et des stéréocils très nombreux et très développés.

De ce fait, il semblerait que l'huile essentielle de la sauge officinale ait un effet positif sur le développement des testicules et épидидymes, la spermatogenèse et la fertilité des lapins infantiles âgésen moyenne d'un mois.

Afin de compléter cette recherche, il serait de grand intérêt d'analyser la semence pour identifier les caractéristiques de la fertilité des lapins traités avec cette huile essentielle, étudier les variations hormonales pour appuyer les résultats obtenus, renforcer cette étude par une étude histo-morphométrique afin d'étudier les effets de la sauge officinale sur les paramètres microscopiques (le diamètre des tubes séminifères, la hauteur des cellules épithéliales),de réaliser cette étude dans un temps plus large, et des doses plus importantes eun effectif plus grand, d'étudier l'impact de l'huile essentielle de la sauge officinale sur la fertilité féminine ainsi que les effets d'autres huiles sur les structures testiculaires et épидидymaires.



Références bibliographiques

A

- Abe K., Takano H. et Ito T. (1983).** Ultrastructure of the mouse epididymal duct with special reference to the regional differences of the principal cells. *Archiv.Histo.Jap.*, 46 (1) : 51-68.
- Abou-Haila A., et Fain-Maurel M.A. (1984).**Regional differences of the proximal part of mouse epididymis: morphological and histochemical characterization. *TheAnat. Rec.*, 209 (2): 197-208.
- Abraham L. et Kierszenbaum. (2002).** Histologie et biologie cellulaire : une introduction à l'anatomie pathologique. 1^{éd.}, De Boeck, Paris : 529p.
- Abraham L., Kierszenbaum., 2006,** Histologie et biologie cellulaire : une introduction à l'anatomie pathologique. Boeck université rue du Minimes p.529.
- Adamali H.I., Somani I.H., Huang J.Q., Gravel R.A., Trasler J.M., et Hermo L. (1999).** II. Characterization and development of the regional- and cellular-specific abnormalities in the epididymis of mice with beta-hexosaminidase A deficiency. *J.Androl.* 20 : 803-824.
- Aitken R.J., Nixon B., Lin M., Koppers A.J., Lee YH. Et Baker MA. (2007).**Proteomic changes in mammalian spermatozoa during epididymal maturation. *Asian J Androl* : 554-564.
- Allrich R.D., Christenson R.K., Ford J. J. et Zimmerman D. R. (1983).** Pubertal development of the boar: age-related changes in testicular morphology and in vitro production of testosterone and estradiol-17 beta. *Biology of Reproduction*. Vol.28.(4), 902-909.
- Alvarino M.R., (1993).** Control de la reproduction en el conejo. 1^{er} éd., IRYDA, mundi-prensa, 137p.
- Alvarino J.M.R.(2000).** Reproductive performance of male rabbits, *In: Prox. 7th WorldRabbit congresses. Valencia, A:* 13-35.
- Alvarino M.R. (1993).** Controle de la reproduction en elconjo. 1^{er} éd., IR/ DA, mundi-prensa : 137.
- Amann R.P. (1993).** Physiologie and Endocrinology. *In : MC KINNON AO, Yoss JL (eds), Equine Reproduction, 1ed., Lea et Febigereds, Philadelphia:* 1137-11545.
- Annick N. (2014).** Mécanismes moléculaire impliqués dans la répression de la stéroïdogenèse des cellules de Leydig par les plastifiants et les organochlorés. Thèse de Doctorat en Biologie Cellulaire et moléculaire, Université LAVAL, Canada : 228.
- Aoudia. S.,** Atlas des risques de la phytothérapie traditionnelle a étude de 57 plantes recommandées par les herboristes, mémoire de master, à la faculté de médecine de Tunis, 2010, 76p.

Aurone Britain. Et drevet J.R. (2016). Androgenie. *Andrologie* 2006., 16N : 197-227.

Azzarito C., Boiardi L., Vergoni W., Zini M.,et Portioli I. (1996). Testicular function in hypercholesteromic male patients during prolonged simvastatine treatment. *Horm.Metab. Res.*, 28 pp: 193-198.

B

Badran H.H. et Hermo L. (2002). Expression and regulation of aquaporins 1, 8 and 9 in the testis, efferent ducts, and epididymis of adult rats and during postnatal development *.J. andro.*, 23: 358-373.

Barone R. (2001). Anatomie comparée des mammifères domestiques. Tome 4 : splanchnologie II. Edition Vigot Frères, Paris : 896 p.

Barone R. (2001). Anatomie comparée des mammifères domestiques. Tome 4 :splanchnologie II. *Ed. Vigot Frères*, 241-516.

Barone R. (1978). Anatomie comparée des Mammifères domestiques : Tome 3 :Splanchnologie 2 : Appareil uro-génital, foetus et ses annexes, péritoine et topographieabdominale.Paris : Vigot.-896p.

Barone R. (1978). Color atlas of veterinary anatomy. *Anat.Rec.*, 1-2: 59-64.

Barone R. (1984). Anatomie comparée des mammifères domestique, tome 2:Splanchnologie 1, appareil digestif, appareil respiratoire. *Ed. Vigot,Paris* : 896.

Bedossa L. (1998).Exploration de la fonction de reproduction. Versant masculin. *Cahier de formation, bio. méd.*,42 : 12-15.

Beltramo M., Dardente H.,Cayla X. et Caraty A. (2014).Cellular mechanisms and integrative timing of neuroendocrine control of GnRH secretion by Kisspeptin, *Mol. Cell. Endocrinol*: 382,387.

Berchiche M. et Zerrouki N. (2000). Reproduction des femelles de population locale : Essai d'évaluations de quelques paramètress en élevage rationnel. *3^{ème} journée de recherches surles productions animales « conduit de performance d'élevage »*. Université de Tizi-Ouzou : 293-298.

Berger M., Jean-Faucher Ch., De TurckheimM., Veyssiere G. et Jean CI. (1982). La maturation sexuelle du lapin mâle. *3èmes Journées de la recherche Cunicole.*, Paris : 1-11.S

Bioti C. (2005).Guidelins for the handling of rabbit bucksand semen. *World Rabbits Sci, WRSA*, 72-80.

- Bonnes G., Desclaude J., Desclaude J., Drogoul C., Gadoud R., Jussiau R., LeLoc'h A., Montémas L. et Robin G. (2005).** Reproduction des animaux d'élevage. 2^{ème} Ed. Educagri : 407.
- Bouhdjara. K.,** Contribution à l'étude chimique et biologique de deux plantes médicinales Sahariennes *Oudneya africana* R.Br. et *Aristida pungens* L, Thèse de Doctorat en Chimie Organique Appliquée, à l'Université Abou Bekr Belkaid, 2005, 149p.
- Bougrow. S.,** Reconnaître les champignons les plantes et baies sauvages, E/P/A, 410 p, 2009.
- Bouguerra. A.,** Etude des activités biologiques de l'huile essentielle extraite des graines de *Foeniculum vulgare* Mill. En vue de son utilisation comme conservateur alimentaire, Mémoire de Magister, à l'Université Mentouri Constantine, 2012, 128p.
- Boussit D. (1989).** Reproduction et insémination artificielle en cuniculture. Edition Association française de cuniculture, France, diffusion Lavoisier TEC & DOC : PP 17-34. [Iculture.info/docs/indexbiol.htm](http://culture.info/docs/indexbiol.htm). (Accès 03/2009).
- Boussit D. (1989).** Reproduction et insémination artificielle en cuniculture chez le lapin. Edité par l'association française de cuniculture ; Diffusion Lavoisier TEC et DOC : 240p.
- Brambell F.W.R. (1944).** The reproduction of the wild rabbits, *Oryctolagus cuniculus*. *Proc.zool.Soc. Lond*; 114: 1-114.
- Breton S. et Da Silva N. (2012).** Rôle de l'épididyme dans le contrôle de la fertilité mâle. *Med.Sci. Amer.*, vol. 1 : 1-20.
- Bronne R. (2001).** Anatomie comparée des mammifères domestiques. Tome : splanchnologie II. Ed Vigot frères, Paris : 241-516.
- Bruneton J. (1999).** Pharmacognosie, Phytochimie, plantes médicinales. Ed.Tech .& doc, Lavoisier. Paris.
- BUSSER. C.,** Se soigner par les plantes du XIV^{ème} au XX^{ème} siècle, Université de Paris et Strasbourg, 210p, 1997.

C

- Castellini C. (2008).** Semen production and management of rabbit bucks . Dept. of Applied Biology, University of Perugia, Italy, 9th world Rabbits congress. June: 10-13.
- Chemes H. E. (2001).** Infancy is not a quiescent period of testicular development. *Int. J.Andrology*. 24: 2-7.
- Cohen J.P., Hoffer A.P. et Rosen S. (1976).** Carbonic anhydrase localization in the epididymis and testis of the rat: histochemical and biochemical analysis. *Biol.Reprod*; 14: 505-517.

Cooper T. G. (1998). Interactions between epididymal secretions and spermatozoa. *J.Reprod. Fert. Suppl.* **53**: 119-136.

Cornwall G.A. (2009). New insights into epididymal biology and function. *Hum. Reprod. Upd.* **15** : 213-227.

Cornwall G.A et Hsia N. (2003). A new subgroup of family 2 cystation. *Mol. Cell. Endocrinol* **200**, 1-8.

Curtis S. K. et Amann R. P. (1981). Testicular development and establishment of spermatogenesis in Holstein bulls. *J. Anim. Sci.* **53**: 1645-1657.

Cuvier. G., Richard. A., Auguste. P., Drapiez. J., Histoire naturelle médicale et pharmaceutique, H. Dumont, 501p, 1835

D

Dadoune J.P., Hadjisky P. et Vendrly J.P.S. (1990). Histologie. *Edition Médecine Science Flammarion, France* : 352-353.

Dadoune J.P., Hadjisky P., Siffroi J.P et Vendrel E. (2000). Histologie. *Edition Médecine Science Flammarion (2^{ème} Edition)*, pages : 229-246.

Dadoune J.P., Hadjisky P., Siffroi J.P. et Vendrely G. (2000). Histologie : de la biologie à la clinique. 2^{ème} édi. Méd.sci. flammarion, Paris : 960 p.

Dadoune J.P et Demoulin A. (2001). Structure et fonction du testicule. La reproduction chez les mammifères et chez l'homme. *Edition INRA, France* : 256-289.

DOMINIQUE, BOUSSIT., 1989. Reproduction et insémination artificielle en cuniculture. p17-41.

Dym M. R., Raj H. G. M., Lin Y. C., Chemes H. E., Kotite N. J., Nayfeh S. N., et French F. S., (1979). Is FSH required for maintenance of spermatogenesis in adult rats? *J. Reprod. Fertil.*, vol. **1**. (26), 175-181.

E

EL kalamouni. (2010). Caractérisations chimiques d'extraits de plantes, 22-38.

Eurell J. N. et Frappier B. L. (2006). Dellmann's textbook of veterinary histology. Blackwell Pub, Ames, Iowa. **F**

Ewula E.O. et Equnike G.N.(2010). Effects of dietary fumonisin B1 on the onset of puberty, semen quality, fertility rates and testicular morphology in male rabbits. *Reproduction.* **139** : 439-45.

F

- Fabre Marie-Claude., Genin Aimé., Merigoux Jacques. et Moget Elisabeth.(1992):** *Herboristerie Familiale, Des Recettes Simples, Pour Resoudre Les Problèmes Simples*, :93.
- Fan X. et Robaire B. (1998).** Orchidectomy induces a wave of apoptotic cell death in the epididymis. *Endocrinol.*139, 2128-2136.
- Finzi A., Daader A., Yamani K., Soliman A. et Askar A. (2000).**Influence of chronic high relative humidity on semen quality of hot stressed bucks. 7th world Rabbit congress.
- Flickinger C.J., Howards S.S. and English H.F. (1978).**Ultrastructural differences in efferent ducts and several regions of the epididymis of the hamster. *Am. J. Anat.*,152 : 557-585.
- Fortun – Lamothe L., Theau – Clément M., Combes S., Allain D., Lebas F., Le Normand B. et Gidenne T. (2015) .** chapitre2 : physiologie.in GidenneT., le lapin : de la biologie à l'élevage. éd.Quae Versailles, France : 39-83.
- Frend R., Bogerd J., França L.R. et Vilela D.A.R. (1973).** La fonction reproductivemasculine. *Organis. sant.*, 520, Genève: 6-11.
- Frolich A. (1948).**Some factors affecting semen production in rabbits. *Primo, congointern,fisiopat.h. iprod. Animal fecund. Artif, milano.*

G

- Gallup CG.** Semendisplacement as a spermcompetitionstrategy in humans. *Evolutionarypsychology* 2004 ;2 :12-23.
- Gallup GJ, Burch RL, Zappieri ML, Parvez R, Stockwell M, Davis JA.** The human penis as a seendisplacement devis. *Evolution and Human* 2003 ; 24 :277-289.
- Garcia-Thmas M., S'anchez J. et P : les M. (2009).**Post-natal sexual devlopment of testis and epididymis in the rabbit : Variability and relationships among macroscopic and microscopic markers.*Animal Reproduction des mammifères. Thèse de Doctorat, école vétérénaire de Toulouse:* 198.
- Gayrard V. (2007).** Physiologie de la reproduction des mammifères . Thèse de Doctorat, école vétérinaire de Toulouse : 198.
- Girouard J. (2009).** Rôle des domaines membranaires rafts dans le transfert et la compartimentation des protéines impliquées dans la maturation épидидymaire des spermatozoïdes bovins. *Thèse de Doctorat en physiologie-endocrinologie. Département d'obstétrique et gynécologie faculté de médecine université lavalQUÉBEC.*

Grasse P. (1949). Traité de zoologie Anatomie, Systématique, Biologie.-Paris : *Ed.Masson et Cie* : 979 p.

H

Haeri S., Minaie B., Gholamreza A., Shekoufeh N., Khorasani R., Esmaily H., Salehnia A. et Abdollahi M. (2006). Effect of Saturejakhuzestanica essential oil on male rat fertility. *Elsevier, Fitoterapia*, 77, 495-499.

Hamon R., Thepot N. et Salaun G. (1999). Biologie de la reproduction des mammifères d'élevage. *Editions educagri*: 132 p.

Hans. D., Kothe.W., 1000 Plantes aromatiques et médicinales, Terres Edition, 200.

Hazard J. et Perlemuter L. (2000). Endocrinologie, Abrégé. Edition Masson, Paris : 679 p.

Hegelen M et Thiriet A, 2012. Atlas photographique de l'anatomie clinique des NAC (petits mammifères à l'exception du furet. Doctorat vétérinaire, faculté de médecine de Créteil.

Hermo L. et Robaire B. (2002). Epididymal cell types and their functions. I : Robaire B., Hinton B.T. The epididymis : From Molecules to Clinical Practice. Kluwer Academic/Plenum Publishers, *New York* : 81-102.

Hermo L., Adamali H. I. et Andonian S. (2000). Immuno localization of CA II and H⁺ V-ATPase in epithelial cells of the mouse and rat epididymis. *J. Androl.*, 21: 376-391.

Hermo L., Chong D.L., Moffatt P., Sly W.S., Waheed A. et Smith C.E. (2005). Region- and cell-specific differences in the distribution of carbonic anhydrases II, III, XII, and XIV in the adult rat epididymis. *J. Histochem. Cytochem.*, 53 : 699–713.

Hinton B.T., Polladine M.A., Rudolph D. et Labus J.C. (1995). The epididymis as protector of maturing spermatozoa. *Reproduction Fertility. and Development* ; 7(4): 731-745.

Hiroe K. et Tomizuka. (1965). Effets d'un environnement à température élevée sur la production de sperme chez les animaux domestiques *bulletin of the national Institute of animal industry*, Japan no ; 9 : 3-27.

Hochereau De Reviers M.T.H et Royere D. (1996). Anatomie fonctionnelle du testicule adulte. *Endocrinologie masculine. Ed Doin.*, Paris : 35-46.

Hoffer A. P., Hamilton D. W. et Fawcett D. W. (1973). The ultrastructure of the principal cells and intraepithelial leucocytes in the initial segment of the rat epididymis. *Anat. Rec.* **175**: 169-201.

HO H.C. et Souarez S.S. (2001). Hyperactivation of mammalian spermatozoa : function and régulation. *Reprod* ; 72: 519-526.

Holtz W. et Foote R.H. (1978). The Anatomy of the reproductive system in male Dutch Rabbits (*Oryctolagus cuniculus*) with special emphasis on the accessory sex glands. *J. Morph.* 58: 1-20.

Hoummadi A. (2007). Maîtrise des cycles sexuels chez les Bouvins : application de traitements combinés à base de progestérone_ PGF2_PMSG et progestérone_PGF2_PMSG. Mémoire de Master2, Zootechnics, IPR/IFRAS de Katibougou Mali : 60.

I

Iczkowski K.A., Sun E.L. et Gondos B. (1991). Morphometric study of the prepubertal rabbit testis: germ cell numbers and seminiferous tubule dimensions. *Am. J. Anat.* **190**: 266-72.

J

Jardin A. et De Fourmestraux N. (1984). In Mauvais-Jarvis P. médecine de la reproduction masculine. Ed. Flammarion Med. Sci., Paris : 1523 p.

Johnk.Amory. et William J. Bremner. (2003). Regulation of testicular function in men : implications for male hormonal contraceptive development. *The journal of molecular biology.*, Vol. 85: 357-361.

Johnson M.H. et Everitt B.J. (2002). Reproduction. *Edition De Boeck* : 56-150.

Johnston D.S., Jelinsky S.A., Bang H., Di Candeloro P., Wilson E., Kopf G.S. et Turner T.T. (2005). The mouse epididymal transcriptome: transcriptional profiling of segmental gene expression in the epididymis. *Biol. Reprod.*, vol. 73: 404-413.

Joly T. et Theau-clément M. (2000). Reproduction et physiologie de la reproduction. 7^{ème} Congrès mondial de cuniculture. A. S. F. C. 5 Décembre 2000 – Valencia "Ombres et Lumières" pp: 19-24.

Jones, R., Hamilton, D. W., and Fawcett, D. W. (1979). Morphology of the epithelium of the extratesticular rete testis, ductuli efferentes and ductus epididymidis of the adult male rabbit. *Am J Anat*, 156 : 373-400.

K

Kasa I.W. et Thwaites C.J. (1992). Semen quality in buck sexposed to 34°C for 8h on either 1 or 5 days. *J. App. Rabbits Res.*, 15: 500-568.

Kirchhoff C. (1999). Gene expression in the epididymis. *Int Rev Cytol* 188, 133-202.

Kumar V., Kural MR., Pereira BMJ. et Roy P. (2008). Spearmint induced hypothalamic oxidative stress and testicular anti-androgenicity in male rats –altered levels of gene expression, enzymes and hormones. *Food Chem Toxicol.*; 46:3563– 3570.

L

Lebas F.(2010). Intérêt de l'insémination artificielle pour les élevages cynicoles en Algérie, Atelier de travail sur la création d'une souche synthétique , Baba Ali (Algérie) 14-15 juin 2010.

Lebas F., Coudert P., Rouvier R. et Rochambeau H. (1984). Le lapin : élevage et pathologie édition FAO, Rome : 1984-298p.

Lebas F. (2009). Biologie du lapin. Sous chapitre 7.2. reproduction du mâle.

Lebas F., Coudert P., Rochambeau H. et Thébaud H. et Thébaud R.G.(1996). LE LAPIN. Élevage et (nouvelle version révisée) collection T-AO : production et santé animale. Organisation des nations unies pour l'alimentation et l'agriculture. ROME ; N° 19 : 51 *and Fertility*, 71 : 155-160.

Lebas F., Coudert P. et De Rochambeau H. (1990). Le lapin élevage et pathologie. Collection F.A.O production et santé animale : 1-210.

Little T.V. et Holyoak Gr. (1992). Reproductive anatomy and physiology of the stallion. *Vet Clin North Am Equine Pract*, 8(1) : 1-29.

Luzi F., Maertens L., Mijtens P. et Pizzi F. (1996). Effect of feeding level and dietary protein content on libido and semen characteristics of bucks. In *process*: 6th world Rabbits congress, Toulouse; 2: 87-92.

M

Machline M., Bernard V., Marie.K., Serge C. et René H. (1999). GnRH et récepteur du GnRH dans les gonades du rat : expression et régulation de leurs ARN messagers chez les fœtus et chez le mâle adulte, Thèse de doctorat, Endocrinologie et interactions cellulaires, Université de Paris-Sud. Faculté de médecine (Le Kremlin-Bicêtre, Val-de-Marne) : 121-154.

Marie Saint-Dizier et Sylvie Chastant. Maillard. (2014). *La reproduction animale et humaine. Edition Quae, Bulletin de l'Académie Vétérinaire de France tome ; 167 n°4, :355-357.*

Marieb, E.N. (1999). Anatomie et physiologie humaines 2ème édition. De Boeck université.

Martinet T, (1978). Physiologie de la reproduction du lapin. Journée d'études CNRS-INRA, France.

- Martinet L. (1973).** Quelques aspects de la physiologie de la reproduction du lapin. Conférence, Session ITAUT Toulouse, sept : 1973.
- Martinez-Garcia F., Regadera J., Cobo P., Palacios J., Paniagua R. et Nistal M.(1995).** The apical mitochondria-rich cells of the mammalian epididymis. *Andr.* 27:195-206.
- Marieb N.E. (2006).** Anatomie et physiologie humaines. 6ème éd. Renouveau pédagogique, France : 1096.
- Marieb E.N (2008).** Biologie humaine : Principe d'anatomie et de physiologie. *Edition Pearson / Education (8ème édition)* : 571-578 p.
- Marsimovic M., Danijela V., Mladen M., Marija E., Sabaheta A. et Sonja S.Y.(2007).** Effet of the environment condition on essential oil profile in two dinaric *Salvia* species: *Salvia brachydon vandas* and *Salvia officinalis* L. *Biochemical systematics and Ecology* ; 35 : 473-478.
- Micol D., Robelin J. et Geay Y. (1993).** Composition corporelle et caractéristiques biologiques des muscles chez les bovins en croissance et à l'engrais. *INRA Production Animale*. Vol 6 (1): 6169.
- Migaud M., Dardante H., Keller M., Batalier M., Meurisse M., Pillen D., PRC, CNRS, IFCE, et INRA . (2016).** Contrôle neuroendocrinien de la reproduction chez les mammifères. Université de Tours, 37 380, Nouzilly, France.
- Mukhallad A., Mohamad A. et Hatham D. (2009).** Effects of Black Seeds (*Nigella arvensis*) on Spermatogenesis and fertility of Male Albino Rats. *Res J Med Med Sci*, 4 (2), 386-390.
- Muller Y. et Clos J. (1997).** La reproduction (Gonades, gamètes et fécondation). *Edition Nathan*, Paris: 9-31. Paris, 220 p

N

- Nassem MZ., Patil SR. et Patil SB., 1998.** Anti spermatogenic and androgenic activities of *Momordica charantia* (Karela) in albino rats. *Journal of ethnopharmacology*. Vol 61: 9-16.
- Nguyen V et Ferry N. (2007).** La reproduction des vertébrés. *Edition de Boeck Université*, pages 1-6, 55-63.
- Noblank A, Kocer A. et Drevet J. (2012).** Protection post- testiculaire des gamètes mâles contre les dommages radiculaires. *Médecine Science* ; 28 : 519-525.

O

Olson G.E. et Hinton B.T. (1985). Regional differences in luminal fluid polypeptides of the rat testis and epididymis revealed by two-dimensional gel electrophoresis. *J. Androl.*, 6: 20-34.

P

Piles M., Gianola D., Varona L. et Blasco A. (2003). Bayesian inference about parameters of a longitudinal trajectory when selection operates on a correlated trait. *J. Anim. Sci.* 81, 2714–24.

Pinilla L., Aguilar E., Dieguez C, Millar R.P. et Tena-Sempere M. (2012). Kisspeptines and reproduction : Physiological roles and regulatory mechanisms. *Physiol. Rev.*, 92: 12.

Pollanen P. et Cooper T.G. (1994). Immunology of the testicular excurrent ducts. *J. Reprod Immunol* ; 26:167-216.

R

Rejraji H. et Drevet R. (2004). Sécrétions apocrines dans le tractus génital mâle : Rôles potentiels dans la maturation du gamètes. *Andrologie* ; 14 :22-33.

Ristic D., Brikic N.T. et Zalfija. (1999). *Salvia officinalis L*, Bric D (ed) institute of medicinal plants Josif Panacic. Belgrade and Art Grafik Belgrad : 151-167.

Robaire B. et Hermo L. (1988). Efferent ducts, epididymis and vas deferens: structure functions, and their regulation. In: Knobil E., Neill J.(éd.). *The physiology of Reproduction*, New York: 1085 p.

Robaire B. Hinton B.T. et Orgebin-Cris M.C. (2006). The epididymis. In: Neill J.D. ed. *physiol. of Reprod.* third, New York: 1071-1148.

Robaire B. et Hermo L. (1988). Efferent ducts, epididymis and vas deferens: structure functions, and their regulation. In: Knobil E., Neill J.(éd.). *The physiology of reproduction*. New York: Raven press, pp: 999-1080.

Robaire B., Syntin P, Jer-visk. Pineau C. et Saez J. (2003). The coming of age of the epididymis. In J-gou B. eds. *Testis, Epididymis and Technologies in the year*. New-York, Springer-Verlag: 229-262.

Robert C. et Vincent P. (1995). *Biologie Physiologie Humaine*. Edition Vuibert, Paris : 700.

Roger T. (2009). L'appareil génital mâle des Mammifères domestiques. Documents decours de l'unité d'anatomie, Vetagro-sup, Campus vétérinaire de Lyon, 54p.

Roger T. (2002). Contribution à l'étude anatomique de L'appareil Uro-Genital mâle dugrand aulacode. Université Cheikh Anta Diop De Dakar : 20p.

Roser J.F. (2008).Regulation of testicular function in the stallion : an intricate network of endocrine, paracrine and autocrine systems. Anim. Scis., Vol. 107 (3-4): 179-196.

Roustan A. (1992). L'amélioration génétique en Frence : le contexte et les acteurs : le lapin. IN-RA station d'amélioration génétiques des animaux BP 27 31326 Castanet-Tolosan Cedex).

Rowly M.J.,Teshina F. et Heller C.G. (1970). Duration of transit of spermatozoa throught the human male ductular system. Fertil. Seteril. 21: 390-396

S

Sabbagh M. (1983). Etude de la sexualité et de la reproduction du lapin domestique *Oryctolagus cuniculus* à des températures élevées en corrélation avec la régulation thermique,le comportement alimentaire et le fonctionnement thyroïdien et surrénalien en périoded'adaptation au stress thermique. Thèse de Doctorat Vétérinaire, Université de DAKAR,Ecole inter-états des Sciences et Vétérinaires. P 113.

Schinckel A., Johnson R. K., Pumfrey R. A.et Zimmerman D. R. (1983). Testicular growth in boars of different genetic lines and its relationship to reproductiveperformance. J. Anim. Sci. 56 (5): 1065–76.

Schulz R.W., Menting S., Bogerdj.,Françe L.R. et vilela D.A.R (2005). Sertoli cell proliferation in the adult testis-evidence from two fish species belong ing to different orders. *Biology of reproduction* n ; 73151: 891-898.

Saez, J.M. (1994). Leydig cells : endocrine, paracrine, andautocrine regulation Endocr. Rev., 15 (5) : 547-626.

Seiler P., Cooper T. G. et Nieschlag E. (2000). Sperm number and condition affect thenumber of basal cells and their expression of macrophage antigen in the murineepididymis. *Int. J. Androl.* 23: 65-76.

Setchell B.P., Maddocks S. et Brooks D.E. (1994). Anatomy, vasculature, innervation and fluids of the male reproductive tract. In : *The physiologie of reproduction*, seconde édition, Knobil E. et Neill J.D. Rav. Pres. Ltd, NY, 1994 : 1063-1175.

Sherwood, Luarale. Et Ectors Fabien. (2015). Physiologie humaine. 3eme éd. Louvaine-la-Neuve : De Boeck.

Shum W.W., Ruan Y.C., Da Silva N., et al. (2011). Establishment of cell-cell cross talk in the epididymis: control of luminal acidification. *J. Androl.* 32 : 576-586.

Siffroi J.P. (2001). L'appareil génital masculin. Service d'Histo. Biol. Reprod. Cyto. génét., Paris: 886 p.

Skinner J.D. (1967). Puberty in the male rabbit (Brief Communication). *Journal of Reproduction and Fertility.*

Soranzo L., Dadoune J. P. et Fain-Maurel M. A. (1982). Segmentation of the epididymal duct in mouse: an ultrastructural study. *Reprod. Nutr. Dev.* 22: 999-1012.

Sullivan R. (2004). Male fertility markers, myth or reality. *Anim. Reprod. Sci.*, 83: 341-347.

Suzuki F. et Nagano T. (1978). Development of tight junctions in the caput epididymal epithelium of the mouse. *Dev. Biol.*, 63: 321-334.

T

Takano H. (1980). Qualitative and quantitative histology and histogenesis of the mouse epididymis, with special reference on the regional difference. *Acta Anat Nippon* ; 55 : 573-587.

Theau-clemen M. (2005). Préparation de la lapine à l'insémination : analyse bibliographique .

Thibault C. et Levasseur M.C. (2001). La reproduction chez les mammifères et l'homme. *Nouvelle édition, éd. Ellipses (Paris):* 258-260-276.

Tilbrook A.J et Clark I.J. (2001). Negative feed back regulation of the secretion and actions of gonadotropin-releasing hormone in males. *Biology of reproduction* ; 64, issue 3,1 : 375-742.

Tortora G.J., Grabowski S.R. et Parent J.C. (1995). Biologie humaine Cytogénétique régulation-reproduction. Edition CEC, collégial et universitaire : 311-322.

Trasler J.M., Hermo L. et Robaire B. (1988). Morphological changes in the testis and epididymis of rats treated with cyclophosphamide: a quantitative approach. *Biol. Reprod.*, 38: 463-479.

Turner RM. (2003). Tales from the tail: what do we really know about sperm motility. *J. Androl* ; 24(6):790-803.

V

Vacheret N. (1999). Histologie fonctionnelle des organes [en ligne]. Faculté de Médecine.Laennec. -Université Claude Bernard - Lyon 1 France : 1-4.

Verbois. S., Plantes et herbes aromatique saveurs et vertus, Fernande Lanore , 234p,2003.

Viger RS. et Robaire B. (1996). The mRNAs for the steroid 5alpha-reductaseisozymes, types 1 and 2, are differntially regulated in the rat epididymis. Journal ofAndrology, vol. 17, p. 27-34.

Vigueras-villasenor R.M., Montlongo-Solis P., Chavez-Saladana M.D., Gutiérrez-perez o., Arteaga-Silva M.et Rojas- Castaneda J.C. (2003).postnatl testicular developpement in the chinchilla rabbit. Acta Histochemica :9.

W

Wargo M.J. et Smith E.F. (2003). Asymmetry of the central apparatus defines thelocation of active microtubule sliding in chlamydomonas flagella.*ProcNathAcadSciUSA*; 100(1): 137-142.

Welsch U. (2002). Précis D'histologie. Cytologie, Histologie, AnatomieMicroscopique. *Ed. Médicales internationales, Tournai (Belgique)*: 260.

Wrobel K.H. (1990). Male reproduction system. In : Textbook of VeterinaryHistology,2éme Ed : 226-243. Testis, efferentducts, and epididymis of adult rats and duringpostnatal development. J Androl., 23 : 358-373.

Wosnitzer M.S. et Paduch D.A. (2013). Endocrinological issues and hormonal manipulation in children and men with Klinef el ter Syndrome. Am J Med Genet C Semin Med Genet ; 163-(1): 16-26.

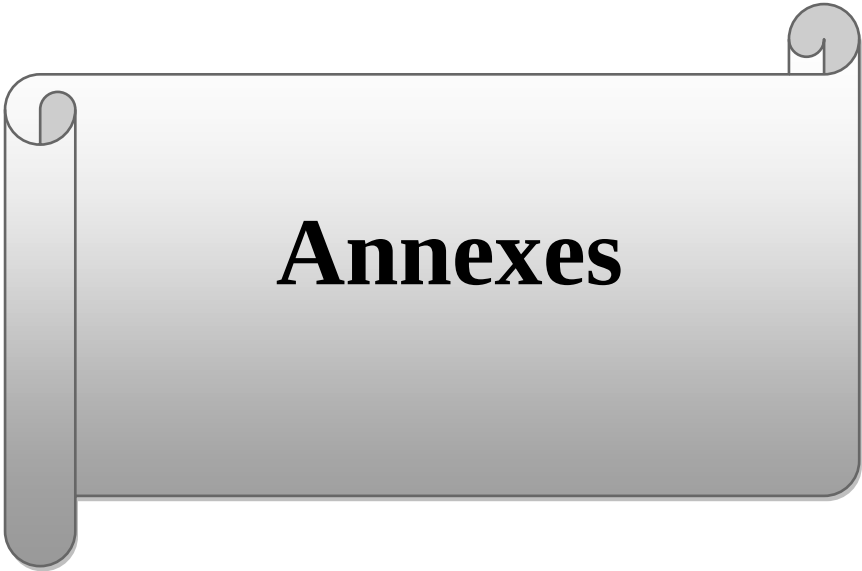
Y

Ying S.Y. (1988). Inhibins, activins, and follistatins : gonadal proteins modulating the secretion of follicules timuling-hormone. Endocrinology Rev ; 9: 267-293.

Young B., Heath J.W., Lowe J. et Stevens A. (2008). Histologie fonctionnelle de Whaeter. De Boeck université : 467.

Z

Zerrouki N. (2007). Characterisation of a kabylia population of rabbits in algeria :birth to weaning growth performance. *World. Rabbit Sci.*, 15 :111-114.



Annexes

Annexe 1 : Fiches techniques d'histologie

Fiche technique N° 1 :

Bouin hollandaise : fixateur (GABE, 1968)

Broyer à froid dans un mortier :

Acétate de cuivre 2,5 g

Eau distillée..... 100 ml

Agiter puis ajouter peu à peu :

Acide picrique..... 4 g

Le liquide se conserve indéfiniment.

Filtrer après complète dissolution et ajouter :

Formaldéhyde 36- 40% (en solution saturée)..... 10ml

Acide acétique cristallisable..... 1ml

Fiche technique N° 2 :

Eau gélatinée de Masson (MARTOJA 1967).

Gélatine en poudre 0,1 à 0,5g

Eau distillée..... 100 ml

Verser la poudre dans l'eau distillée et laisser gonfler pendant un moment puis tiédir sur une platine chauffante.

Conservation limitée.

Fiche technique N° 3 :

Trichrome de Masson (MARTOJA 1967)

Mode opératoire :

Les coupes déparaffinées hydratées passent successivement dans :

L'hématoxyline de Grocott..... 3 minutes.

Lavage à l'eau courante 5 minutes.

Mélange fuchsine ponceau 5 minutes.

Eau acétifiée à 1% Rinçage.

Orange G 5 minutes.

Eau acétifiée à 1% Rinçage.

Vert lumière 5 minutes.

Eau acétifiée à 1% Rinçage.

Ensuite les coupes sont déshydratées et montées au baume de Canada.

Résultats :

Les noyaux sont colorés en brun noir.

Les cytoplasmes en rouge vif ou bleu.

Hématoxyline de Groat (MARTOJA, 1967):**Préparation à froid :**

Première solution : Acide sulfurique concentré 0,8 ml

Alun de fer 1g Eau

distillée 50 ml

Deuxième solution:

Hématoxyline 0,5g

Alcool à 95° 50 ml

Après dissolution, mélanger les deux solutions, laisser reposer pendant une heure et filtrer.

Se conserve pendant trois mois environ.

Mélange fuchsine acide ponceau (MARTOJA, 1967):**Préparation à froid :**

Fuchsine acide 0,1g

Ponceau 0,2g Eau

distillée 300 ml

Après dissolution ajouter:

Acide acétique 0,6 ml

Conservation illimitée

Orange G (MARTOJA, 1967) :

Acide phosphomolybdique ou phosphotungstique..... 3 à 5g Eau

distillée.....100 ml Orange

G.....2g

Conservation illimitée

Vert lumière (MARTOJA, 1967) :

Vert lumière.....1g

Eau distillée.....100 ml

Acide acétique.....0,2 ml

Conservation illimitée

Résumé

L'objectif de cette étude est de déterminer les effets de l'huile essentielle de la Sauge officinale sur les poids corporels et les poids gonadique (testicules, épидидymes) ainsi que leurs structures histologiques chez des lapins infantiles. Cette étude est portée sur 20 lapins infantiles de la population synthétique répartie en 2 lots ; un lot témoin et un lot traité par la Sauge officinale. En effet, durant notre expérimentation les cinq (5) lapins témoins et traités sont sacrifiés chaque 5 jours. Les lapins traités reçoivent une dose croissante (200, 300 et 400 µl/Kg) respectivement au J5, J10 et J15, les gonades sont rapidement prélevées, dégraissées puis pesées et fixées pour l'étude histologique. Les résultats obtenus ont montré une augmentation importante du poids corporel et gonadique chez tous les lots traités par rapport aux témoins. Histologiquement, nous avons constaté l'apparition des premiers spermatozytes I dans les tubes séminifères, dont le nombre est élevé en fonction de la dose administrée ainsi que des modifications aux niveaux de l'épithélium épидидymaire avec augmentation de la hauteur et nombre de stéréocils qui témoignent le déclenchement de l'activité sécrétoire des cellules épидидymaires.

Mot clés : Lapins, gonades, fertilité, Reproduction, Huile essentielle, Sauge officinale.

Abstract

The objective of this study is to determine the effects of Sage officinalis essential oil on body weights and gonadal weights (testicles, epididymides) as well as their histological structures in infant rabbits. This study is carried out on 20 infant rabbits from the synthetic population divided into 2 batches; a control batch and a batch treated with Sage officinalis. Indeed, during our experiment the five (5) control and treated rabbits are sacrificed every 5 days. The treated rabbits receive an increasing dose (200, 300 and 400 µl/Kg) respectively on D5, D10 and D15, the gonads are quickly removed, defatted then weighed and fixed for the histological study. The results obtained showed a significant increase in body and gonadal weight in all treated batches compared to controls. Histologically, we observed the appearance of the first spermatozytes I in the seminiferous tubules, the number of which is high depending on the dose administered, as well as changes in the levels of the epididymal epithelium with an increase in the height and number of stereocilia which testifies triggering the secretory activity of epididymal cells.

Keywords: Rabbits, gonads, fertility, Reproduction, Essential oil, Sage officinalis.