



Institut des Sciences
Vétérinaires- Blida

Université Saad
Dahlab-Blida 1-



Projet De Fin d'Etudes En Vue De l'Obtention Du
Diplôme de Docteur Vétérinaire

***Contribution à l'étude Histomorphométrique du testicule
après l'exhaustion sexuelle chez le lapin male de population
locale***

Présenté par
BENKACIMI Nawal

Devant le jury :

Président(e) :	TARZAALI. D	MAA	ISV USD BLIDA1
Examineur :	SALHI.O	MAA	ISV USD BLIDA1
Promoteur :	Boumahdi. Merad. Z	MCA	ISV USD BLIDA1

Année : 2017 /2018.

Remerciements

❖ Je tiens à rendre Grâce à **ALLAH** Le Tout miséricordieux de me donner la santé, le moral et la bénédiction pour le succès de mes études afin que cette réalisation.

Je dédie ce travail

*A ma promotrice **Dr BOUMAHDI MERAD Zoubeida**. Vous avez initié et encadré ce travail de thèse. Je suis impressionnée par votre précision scientifique et votre simplicité. Recevez ici toute ma gratitude et ma grande considération. Vos immenses qualités humaines et intellectuelles et votre rigueur traduisent votre conscience professionnelle et Je suis fasciné. La disponibilité et le sens particulier que vous avez voulu donner à ce travail ont beaucoup contribué à la valeur de ce mémoire. Soyez assuré de ma profonde gratitude. Veuillez trouver ici l'assurance de mes sincères reconnaissances et de ma profonde admiration et j'ai réalisé l'une de mes rêves de travailler avec vous.

*Mes remerciements s'adressent à **Professeur Kaidi Rachid** notre Professeur de me avoir ouvert les portes du laboratoire de recherche **LBRA** au niveau de l'université de Blida 1, afin de pouvoir réaliser une partie de mes études et qui trouve ici un témoignage de grande réflexion et de sincère gratitude. Hommages respectueux.

* A notre maître et président du jury, **Dr TARZAALI DALILA** Vous me faites l'insigne honneur de présider ce jury de mémoire malgré vos multiples occupations. J'apprécie beaucoup la spontanéité avec laquelle vous avez accepté de juger ce travail. Vous m'avez séduite par vos qualités et votre abord facile. Veuillez trouver le témoignage de mes sincères remerciements.

*A notre maître et examinateur du jury **Dr SALHI Omar** notre maître et juge .Vous me faites un grand honneur en acceptant d'examiner mon travail. Vos qualités scientifiques et votre simplicité M'ont profondément marqué. Veuillez trouver ici l'expression de mes profondes gratitudes.

Au **Dr Yahimi, notre Directeur Des études, pour sa grande valeur humaine, son aide sa disponibilité. Hommages respectueux,*

** Je tiens à remercier **Mr MENOUARI Nabil** professeur et directeur de notre institut, qui vaille sur nous et pour le bien de tout le monde. Hommages respectueux,*

Je voudrais sincèrement exprimer ma gratitude et mes remerciements à **Mr Kadour Rachid ingénieur de laboratoire d'anatomopathologie du l'école nationale des sciences vétérinaires, je vous suis très reconnaissante pour cette ouverture, pour m'avoir permis de réaliser la partie histologique de mon travail au sein du laboratoire et pour vos encouragements, Hommages respectueux,*

** Je remercie particulièrement tout l'équipe du club scientifique **Lumière Vété*** pour les bonnes moments et l'ambiance partager durant 3 ans. Et pour m'avoir Transmis leur savoir faire dans l'organisation des journées scientifiques, je ne regrette jamais les meilleurs moments.*

** Enfin, je termine en remerciée sincèrement **tous les professeurs, les enseignants et les collègues** de l'Institut Des Sciences Vétérinaires de Blida.*

** J'ai une infinie liste **d'amis** à l'Institut des Sciences Vétérinaires de Blida et me ne fais pas le pari de les énumérer sans risque d'omettre certains. J'astreigne à un devoir de reconnaissance à l'égard de tous.*



Au nom de Dieu, Louanges à Dieu, Dieu le grand, il n'y a ni force ni puissance qu'en lui

Dédicaces

Je dédie ce modeste travail de mes études à :

Mes très chers parents

*Pour tout votre amour inconditionnel, Pour m'avoir toujours fait confiance et Pour votre soutien moral et financier jusqu'à ce jour qui m'ont beaucoup marqué, j'espère que bientôt j'arriverais à vous rendre un peu de tout ce que vous m'avez offert qui n'a pas de prix. Vous avez été toujours un modèle pour moi, Je vous embrasse très fort mes chères. Que dieu vous bénisse, vous accorde une longue vie et Vous garde à moi *enchaà ALLAH **

A mes Grandes sœurs Feyrouz et Kahina

En témoignage de l'attachement, de l'amour et de l'affection que je porte pour vous. Je vous remercie pour votre hospitalité sans égal et votre affection si sincère. Je vous dédie ce travail avec tous mes vœux de bonheur, de santé et de réussite. Je vous aime trop mes papillons.

*A mon frère charment Zaki et A ma petite soeurette wiwi**

Je vous souhaite un avenir plein de joie de bonheur de réussite et de sérénité.

A mes deux familles BENKACIMI et MOHAMED SAID

Mes tantes, oncles, cousins et cousines que je pourrais tous les citer.

A la petite famille de notre chère SAMAH : son mari Mourad et leur petit ange Abderrahmane.

A ma tante NOUARA son fils Sofiane et son adorable femme Nadouche.

*A mon amie et sœur Meftouh hiba t-elleh ainsi que toute sa famille. En témoignage de l'amitié qui nous uni et des souvenirs de tous les moments que nous avons passé ensemble.
Merci énormément pour votre sincérité.*





A mes chères amies inoubliable les docteurs de la promo 2015/2016.

Aberci cylvia, boukerrou yamina, tighrin sabrina et mejtough sarah.

Une pensée a vous.

A tous les vétérinaires que j'ai croisés sur mon parcours, A mes collègues et camarades. En souvenir de tout ce qu'on a vécu ensemble, en prévision de tout ce qu'il nous reste à partager si on s'en donne la peine. Sans vous, il y aurait eu comme un vide durant cinq années. Merci pour tout ce que vous m'avez apporté.

Et a toute la promo 2017/2018.

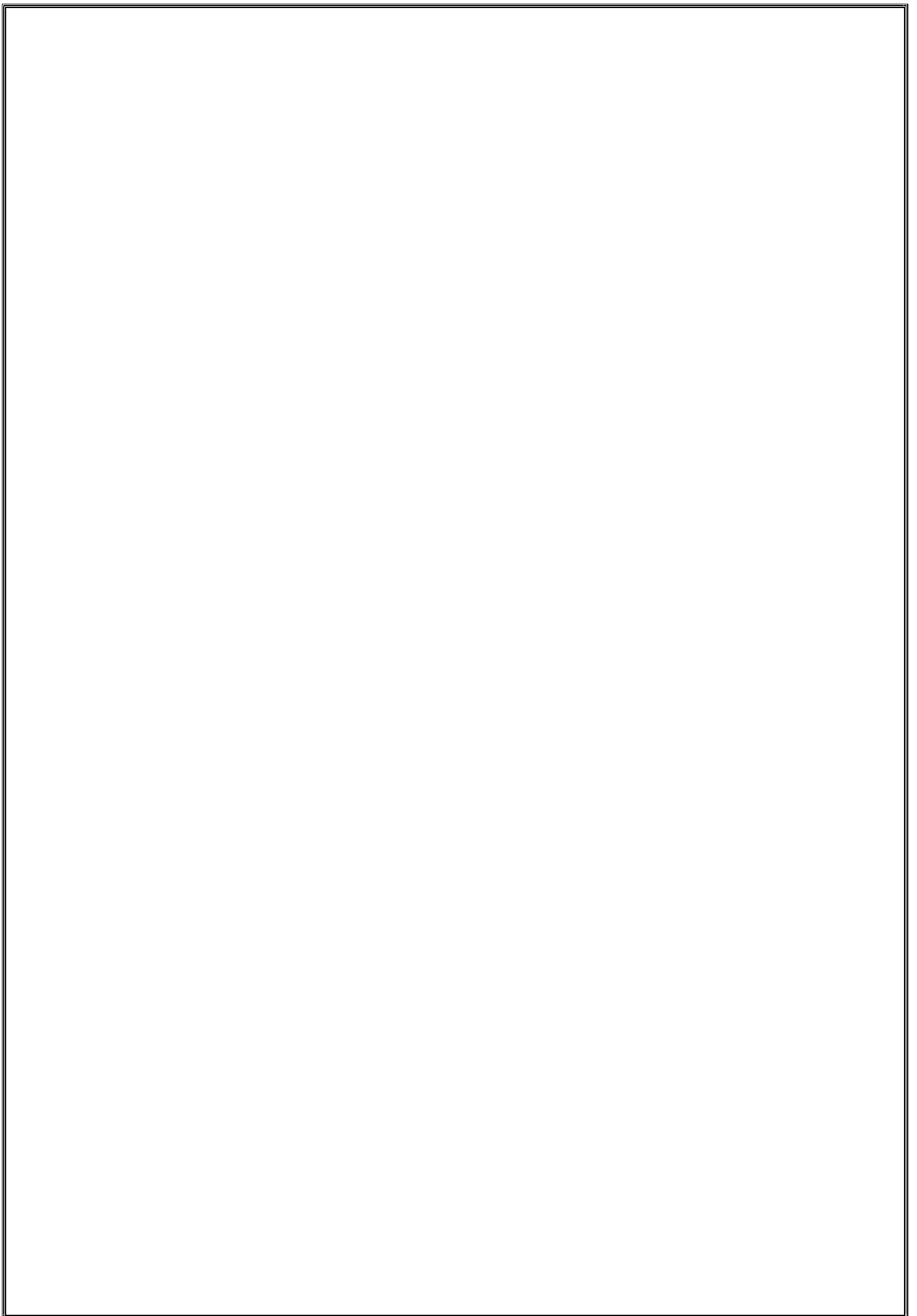
Tout mes amis et tout le groupe 03 qui étaient a mes cotés toute l'année.

*A la mémoire de ma grande mère ЖАРОУ Fatàh **

À tous ceux qui m'aiment et à tous ceux que j'aime.

♥ *BENKACIMI Nawal*





Résumé :

Notre partie expérimentale au niveau de la station expérimentale de l'université de Blida, du laboratoire d'histo-anapathologie de l'ENSV (Ecole national des sciences vétérinaire) d'El Harrach ainsi qu'au niveau du laboratoire LBRA de l'ISV de Blida1, entre le mois d'avril 2017 jusqu'à septembre 2018, afin d'étudier les différents paramètres du comportement sexuel de 10 lapins mâles de population locale testés avec des femelles sexuellement réceptives. Ainsi que les modifications histo-morphométriques des testicules de ces lapins en fonction de l'exhaustion.

Les résultats ont montré que les lapins avec une DAG grande avaient un poids plus important, marquent plus le territoire, chevauchent et saillissent plus les femelle, ils résistent plus et ils atteignent l'exhaustion tardivement. Cependant les lapins avec une DAG petite ont un poids moins important, marquent moins, chevauchent moins, saillissent moins et présentent une exhaustion rapide. L'étude histo-morphométrique des différentes structures testiculaire indiquent une relation entre l'exhaustion et les structures testiculaires (la surface, l'épaisseur de l'épithélium et la lumière des tubes séminifères nombre des cellules de sertoli) et l'exhaustion, ce qui permet de distinguer la fertilité des lapins mâles à partir histo-morphométrique.

Mots clés: Exhaustions sexuelle, distance ano-génital, histo-morphometrie, Lapin, population locale.

Abstract:

Our experimental part was carried out at the experimental station of the University of Blida, the histo-anapathology laboratory of the **ENSV** (National School of Veterinary Sciences) of El Harrach as well as at the **LBRA** laboratory of the ISV of Blida1, between April 2017 and September 2018, to study the different parameters of the sexual behavior of 10 male rabbits of the local population tested with sexually receptive females. As well as the histo-morphometric changes of the testes of these rabbits according to the exhaustion. The results showed that rabbits with a large DAG had a larger weight, more mark the territory, overlap and protrude more females, they resist more and they reach exhaustion late. However rabbits with a small DAG have a smaller weight, scoreless, overlap less, project less and have a rapid exhaustion. Histo-morphometric study of different testicular structures indicate a relationship between exhaustion and testicular structures (surface, thickness of epithelium and light of somniferous tubes, number of sertoli cells) and exhaustion, which makes it possible to distinguish the fertility of male rabbits from histo-morphometrics.

Keywords: Sexual Exhaustions, Anogenital Distance, Histomorphometrics, Rabbit, Local Population.

ملخص :

تم تنفيذ الجزء الخاص بالمرحلة التجريبية في المحطة التجريبية من جامعة البليدة 1 - المختبرات المتواجدة بالمدرسة الوطنية للعلوم البيطرية الحراش وعلى مستوى مختبر (LBRA) بمعهد البيطرة بالبليدة (ISV Blida1)، بين شهري أبريل 2017 إلى سبتمبر 2018، لدراسة معايير مختلفة من السلوك الجنسي لـ 10 من السكان المحليين من الأرناب الذكور. التجربة تمت مع إناث متقبلة جنسيا. وكذلك تمت دراسة التغيرات الهستولوجية-المورفومترية لخصائص هؤلاء الأرناب وفقاً للإرهاق. وأظهرت النتائج أن الأرناب ذات الـ (DAG) كبيرة كان لها وزن أكبر ، وأكثر علامة على المنطقة ، والتداخل ، و بروز المزيد من الإناث ، وأنها تقاوم أكثر وتصل إلى الإرهاق في وقت متأخر. ومع ذلك، فإن الأرناب التي تحتوي على مجموعة (DAG) صغيرة الحجم لها وزن أصغر، وتقلل من شدتها، وتقلل من تداخلها، وتقليل حجمها، وإرهاقها يكون أسرع. وتشير الدراسة (HISTO morphométrique) لهياكل الخصية المختلفة علاقة بين عملية الإرهاق (سطح، وسمك ظهارة وسمك هيولى الأنابيب المنوية و الخلايا سيرتولي) والإرهاق، وهذا مما يجعل من الممكن تمييز خصوبة الأرناب الذكور من القياسات الشكلية. **كلمات البحث:** الاستنفاد الجنسي، المسافة الشرجية التناسلية، Histomorphometrics، أرناب، السكان المحليين.

Liste des abréviations

% : Pour cent.

µm : Micromètre.

Cm : centimètre.

DAG : Distance ano-génitale.

DAGg : Distance ano-génitale grande.

DAGm : Distance ano-génitale moyenne.

DAGp : Distance ano-génitale petite.

FSH : Follicul Stimulating Hormon.

g : Gramme.

INRA: Institut National de la Recherche Agronomique.

ITELV: Institute Technique d'élevage.

Max : Maximum.

Min : Minimum.

ml : Millilitre.

MM : Marquage mentonnier.

mm : millimètre.

MMm : Marquage mentonnier moyenne.

r : Coefficient de corrélation.

SPZ : Spermatozoïde.

TS : Tube séminifère.

Liste des figures et planches

Figure 01: Appareil génital du lapin (vue latéral G en place)	3
Figure 02: Aspect anatomique des testicules du lapin	4
Figure 03: Organes génitaux externe du lapin (plans superficiels)	6
Figure 04: Organes génitaux externe du lapin (plans profonds)	7
Figure 05: Structure interne du testicule	10
Figure 06: Ultra-structure d'une portion de tube séminifère	11
Figure 07: Structure histologique du tube séminifère	14
Figure 08: Structure du spermatozoïde de lapin	14
Figure 09: Développement chronologique de la différenciation chez le lapin mâle	18
Figure 10: Les différentes étapes de la spermatogénèse.....	22
Figure 11: Séquence d'accouplement	24
Figure 12: Le bâtiment Cunicole	26
Figure 13: L'aliment distribué aux lapins.....	27
Figure 14: Mode de distribution d'eau.....	27
Figure 15: Protocole expérimental	29
Figure 16: Préparation de l'arène.....	30
Figure 17: Un marquage mentonnier spontané sur trois briques en terre cuite.....	30
Figure 18: Appareil génital du lapin.....	31
Figure 19: Etape de dégraissage des testicules et de l'épididyme.....	32
Figure 20: Vue dorsale de l'épididyme et testicule après séparation	32
Figure 21: Etape de pesée des testicules et de l'épididyme	32
Figure 22 : Mesure du volume testiculaire à l'aide de tube gradués.....	33
Figure 23 : Testicule et épидидyme plongé dans le fixateur.....	34
Figure 24 : Réalisation des coupes fines (fragments d'un testicule).....	35
Figure 25 : Une série de bains d'alcool éthylique.....	35
Figure 26 : Microtome de type Leica au N de laboratoire d'anatomopathologie d'ENSV	36
Figure 27 : Les différentes étapes de la coloration d'hématoxyline éosine.....	39
Figure 28 : Les différentes étapes de la coloration de Trichome de Masson.....	39

Figure 29 : Classification des mâles en fonction de leur DAG	40
Figure 30 : Relation entre la DAG du lapin et son MM	41
Figure 31 : Relation entre la DAG et la longueur de la glande mentonnière	42
Figure 32 : Effet du MM sur le diamètre de la glande mentonnière	42
Figure 33 : Relation entre le poids des lapins et leur DAGm.....	43
Figure 34 : Relation entre le poids et le marquage mentonnier	44
Figure 35 : Variation de MM en fonction de la satiété des lapins.....	45
Figure 36 : Coupe histologique des testicules du lapin coloré par coloration d'hématoxyline d'éosine (Gr : 40).....	46
Figure 37 : Coupe histologique du testicule du lapin coloré par coloration de trichome de Masson (Gr : 40)	47
Figure 38 : Etude histomorphométrique du parenchyme testiculaire des lapins mâle après avoir subit une expérience d'exhaustion.....	47
Figure 39 : Relation entre l'exhaustion et la surface des tubes séminifères.....	48
Figure 40 : Relation entre l'exhaustion et l'épaisseur de l'épithélium séminifère.....	49
Figure 41 : Relation entre l'exhaustion et le diamètre de la lumière.....	49
Figure 42 : Relation entre l'exhaustion et le diamètre du tube séminifère	50
Figure 43 : Relation entre l'exhaustion et les cellules de Sertoli.....	50

Liste des tableaux

Tableau 01 : Classification des mâles en fonction de leur DAG (moyenne +ou- écart type) **40**

Tableau 02 : Classification des DAG des mâles en fonction de leur MM **41**

Tableau 03 : Variation de MM en fonction de la satiété des lapins..... **44**

Tableau 04 : Etude histologique des coupes des testicules des lapins coloré par trichome de Masson et hématoxyline éosine **46**

SOMMAIRE

Sommaire

Remerciement

Liste des figures et planches

Liste des tableaux

Liste des abréviations

Introduction.....1

Etude bibliographique

Chapitre 1 : Rappel anatomique de l'appareil reproducteur mâle du lapin

1.1. La description anatomique de l'appareil génital male3

1.2. Section glandulaire4

1.2.1. Testicule4

1.2.2. Caractéristique et position des testicules.....4

1.2.3. Les enveloppes testiculaires4

1.3. Section tubulaire6

1.3.1. Les voies spermatiques.....6

1.3.1.1. L'épididyme6

1.3.1.2. Le canal déférant.....7

1.4. Section uro-génitale8

1.4.1. Urètre.....8

1.4.2. Glandes annexées8

1.4.2.a. La vésicule séminale8

1.4.2.b. La prostate8

1.4.2.c. Glandes para prostatique9

1.4.2.d. La glande bulbo urétrale9

Chapitre 2 : Histologie du testicule et de l'épididyme

2.1. Histologie du testicule10

2.1.1. Tubes séminifères11

2.1.2. Paroi propre des tubes séminifères11

2.1.3. Tissu interstitiel.....11

2.1.4. Cellules de sertoli12

2.1.4.1. Caractéristiques structurales et fonctions	12
2.1.5. Cellules de leydig	11
2.1.5.1. Caractéristiques structurales et fonctions.....	13
2.2. La spermatogénèse	13
2.2.1. Description générale de la spermatogénèse	13
2.2.2. Le spermatozoïde	14
2.3. Histologie de l'épididyme	15
2.3.1. Les cellules épидидymites	15
2.3.1.a. Cellules principales	15
2.3.1.b. Cellules basales.....	15
2.3.1.c. Cellules en halo	16
2.3.1.d. Cellules claires	16
2.3.1.e. Cellules apicale	16

Chapitre 3 : Caractéristiques de reproduction chez le lapin

3.1. Physiologie de la reproduction chez le male	17
3.1.1. Mise a la reproduction des jeunes lapins	17
3.1.2. Le développement des gonades et la puberté	17
3.1.3. Le développement pondérale	18
3.1.4. Le développement de l'appareil génital externe.....	18
3.1.5. Maturation sexuelle	19
3.1.5.1. Phase infantile.....	19
3.1.5.2. Phase pré-pubertaire	19
3.1.5.3. Puberté.....	20
3.1.5.4. Age de maturité sexuelle	20
3.1.6. La spermatogénèse.....	20
3.1.6.1. Cycle spermato-génétique	21
3.1.6.2. Production des spermatozoïdes par les testicules	22
3.1.6.3. Modification morphologique des spermatozoïdes.....	23
3.1.7. Régulation hormonale de la fonction de reproduction.....	23
3.1.8. Production de sperme	23
3.1.9. La saillie.....	24
3.1.10. La saillie naturelle	24
3.1.11. La satiété sexuelle	25

Partie expérimentale

Chapitre 4 : Matériels et Méthodes

1. Objectifs.....	26
2. Période et lieu de l'expérimentation.....	26
3. Description du bâtiment d'élevage cunicole utilisé	26
4. Les Animaux.....	27
5. Alimentation et abreuvement.....	27
6. Préparation du cheptel.....	28
7. Conduit expérimental.....	28
8. Etude du marquage mentonnier et préparation de l'arène.....	30
9. Etude du comportement sexuel du mâle en présence de la femelle.....	30
a. Préparation des échantillons.....	31
✚ Etude macroscopique.....	31
✚ Etude microscopique.....	33
• Etude histologique.....	33
• Matériel de laboratoire (Instruments) et lieu de l'expérimentation	34
✚ Technique de la réalisation des coupes histologique	34
• Fixation des échantillons	34
✚ Réalisation des coupes fines de testicules	35
✚ Déshydratation et éclaircissement.....	35
✚ Imprégnation et coulage des blocs de paraffine.....	36
✚ Réalisation des coupes	36
✚ Déparaffinage et réhydratation	37
✚ Coloration topographique	37
• Coloration d'hématoxyline éosine	37
• Coloration de Trichome de Masson	38

Chapitre 5 : Résultats et discussion

5. Résultats.....	40
5.1. La mesure de la distance ano-génitale (DAG)	40
5.2. DAG en fonction du marquage mentonnier.....	40
5.3. Effet de la DAG sur le diamètre de la glande mentonnière	41
5.4. Effet du marquage mentonnier sur le diamètre de la glande mentonnière	42
5.5. Relation entre la DAG et le poids du lapin	43
5.6. Relation du marquage mentonnier et le poids	43

5.7. Relation entre la satiété sexuelle des lapins et leur MM	44
6. Résultats de l'étude histologique	45
6.1. Observation histologique des testicules	45
7. Résultats histomorphométrique	47
7.1. Effet de l'exhaustion sur la surface des tubes séminifères	48
7.2. Effet de l'exhaustion sur l'épaisseur de l'épithélium séminifère	48
7.3. Effet de l'exhaustion sur le diamètre de la lumière des tubes séminifères	49
7.4. Effet de l'exhaustion sur le diamètre du tube séminifère	50
7.5. Effet de l'exhaustion sur les cellules de Sertoli	50
8. Discussion	51
8.1. Poids du lapin	51
8.1.a. Effet sur le marquage mentonnier	51
8.1.b. Effet sur la DAG	51
8.2. Distance ano-génitale	51
8.2.a. Effet sur le marquage mentonnier	51
8.2.b. Effet sur longueur de la glande mentonnier	52
8.3. Satiété sexuelle	52
8.3.a. Effet sur le marquage mentonnier	52
8.4. Distance de la glande mentonnière	52
8.4.a. Effet sur le marquage mentonnier	52
8.4.b. Effet de l'exhaustion sur la surface des tubes séminifères	51
8.4.c. Effet de l'exhaustion sur l'épaisseur de l'épithélium	52
8.4.d. Effet de l'exhaustion sur le diamètre de la lumière des tubes séminifères	52
8.4.e. Effet de l'exhaustion sur les cellules de Sertoli	53
8.4.f. Effet de la DAG sur les structures histologique	53
Conclusion et perspective	55
Référence bibliographique	57
Annexes	
Résumé	

INTRODUCTION

INTRODUCTION

En Algérie, plusieurs travaux de recherches ont été menés dans le but de préserver le patrimoine génétique du lapin local et d'étudier ses paramètres zootechniques. Ainsi, sur le plan de la caractérisation des performances, l'ensemble des données bibliographiques confirment la faible prolificité et le faible poids de cette population (**Berchiche et al, 2000 ; Berchiche et Kadi,2002 ; Belhadi, 2004 ; Zerrouki et al., 2005 ; Nezzar, 2007**). Toutefois, au vu de la bonne adaptation aux variations climatiques de cette population (**Zerrouki et al., 2005**), il convient de la conserver, mais de l'utiliser dans un programme d'amélioration génétique, C'est dans ce sens qu'il a été décidé en 2004 en collaboration entre l'ITELV, l'INRA de Toulouse et l'université de Tizi-Ouzou. De créer une souche synthétique à partir du croisement de femelles de la population locale avec une souche de l'INRA de Toulouse (INRA2666) par insémination artificielle (**Gacem et Bolet, 2005 ;Gacem et al, 2008 ; Zerrouki et al, 2014**). La souche ainsi créée est en phase de diffusion auprès des producteurs algériens. Cependant, il faut souligner que tous les travaux se sont orientés particulièrement vers les aspects physiologiques et hormonaux de la femelle, sur la caractérisation de certains paramètres plasmatiques et histologiques chez les lapines non gestantes et au cours de la gestation, l'étude des composantes biologiques de la prolificité et les modifications anatomohistologiques (utérus et ovaires) pendant la période post partum et en fonction de la réceptivité sexuelle et les caractéristiques ovariennes autour de l'ovulation les effets de biostimulation (**Remas, 2001 ;Othmani-Mecif et Benazzoug, 2005; Belabbas, 2009 ; Boumahdi Merad et al., 2009 ; Boumahdi Merad et al., 2011 ;Boumahdi-Merad, 2012 ; Boumahdi Merad et al, 2014**). Sur le plan de la reproduction du lapin mâle de population locale, seuls les travaux sur la qualité de la semence (**Boulbina et al., 2011**) ont été réalisés. Et jusqu'à présent les aspects liés à la reproduction du lapin mâle de population locale ont été négligés ; alors qu'il y'a des qualités intrinsèques du mâle en tant que reproducteur.

Dans ce sens, notre travail s'est construit afin d'étudier les paramètres macroscopiques poids et volume testiculaires, ainsi que les paramètres

microscopiques histomorphométriques des tubes séminifères des testicules en relation avec l'exhaustion sexuelle chez le lapin mâle de population locale.

Ce document sera présenté en deux parties. La première englobera une synthèse bibliographique rappelant les aspects anatomique et histologique de l'appareil reproducteur mâle. Et un troisième chapitre sera abordé la physiologie de la reproduction.

La partie expérimentale se compose quant à elle de : Matériels et méthodes utilisés dans notre expérimentation, suivie par les résultats obtenus. Enfin, une discussion générale de ces mêmes résultats. Le document se termine par une conclusion comprenant un résumé des principales informations obtenues et par des recommandations.

**ETUDE
BIBLIOGRAPHIQUE**

CHAPITRE 1 :

**Rappel anatomique de l'appareil
reproducteur mâle du lapin**

1.1. La description anatomique de l'appareil génital mâle:

L'appareil génital du lapin mâle, situé postérieurement, s'extériorise par des bourses peu marquées par rapport aux autres mammifères (**Boussit, 1989**). Il a d'une manière générale deux fonctions primordiales, la production des spermatozoïdes et leur dépôt dans les voies génitales femelle d'une part, et la sécrétion des hormones sexuelles d'autre part (**Alvarino, 1993**).

Le terme "appareil génital mâle" désigne tous les organes et structures qui participent à la formation, la maturation, l'émission sous pression des différents constituants du sperme (**Jardin et De Fourmestaux, 1984**).

Chez le lapin, l'appareil génital est similaire à ceux des autres rongeurs. Il comporte 3 grandes portions qui sont : la portion glandulaire constituée par les testicules, la portion tubulaire constituée par l'épididyme, le canal déférent, et l'urètre et la portion copulatrice constituée par le pénis (**Barone, 1976**). La **figure (1)** montre l'appareil reproducteur mâle du lapin.

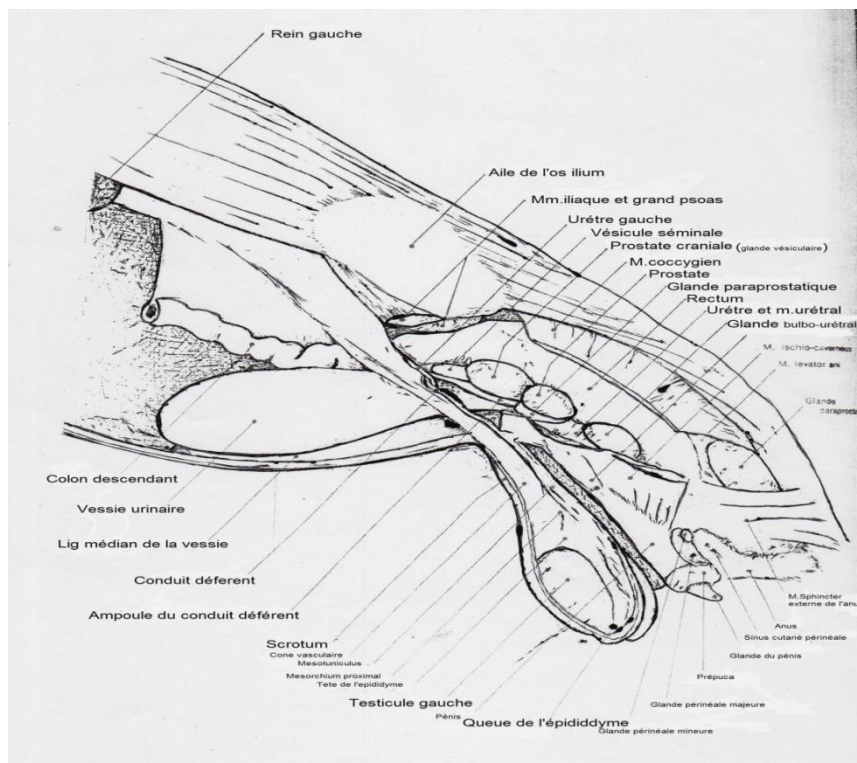


Figure 1 : Appareil génital du lapin (Vue latéral G en place), (Barone, 1990)

1.2. Section glandulaire :

1.2.1. Testicule :

Les testicules sont des organes pairs (**figure, 2**) dotés d'une double structure, compartiment tubulaire et compartiment interstitiel. Ils ont une double fonction : endocrine correspondant à la synthèse et la sécrétion d'hormones principalement la testostérone et exocrine, en rapport avec la production de spermatozoïdes (**Muller et Clos, 1997**).



Figure 2 : Aspect anatomique des testicules du lapin (**Esther van Praag, 2003**).

1.2.2. Caractéristiques et position des testicules :

Situés de part et d'autre de la ligne médiane inguinale (**Boussit, 1989**), les testicules longs de 3 à 3,5 cm et larges de 1 à 1,5 cm. Amincis aux extrémités, comme pour se prêter à la traversée de l'espace inguinal. Chez l'adulte leur poids varie de 1,5 à 2 g et les deux glandes représentent ensemble environ 1/1000 du poids vif. En descente, les testicules sont presque horizontaux et leur extrémité capitée est craniale (**Barone, 1990**).

1.2.3. Les enveloppes testiculaires :

Les enveloppes du testicule protègent et soutiennent cette glande avec ses premières voies d'excrétion, épидидyme et départ du conduit déférent ainsi que ses vaisseaux. On peut distinguer six plans membraneux, dont deux plans superficiels, "le scrotum et le dartos", un plan intermédiaire représenté par "la tunique celluleuse ou fascia

spermatique externe" et trois plans profonds à savoir "le crémaster", "la tunique fibreuse ou fascia spermatique interne" et "la tunique séreuse vaginale".

Le scrotum (figure, 3) où logent les testicules, n'est bien visible que dans les périodes d'activité sexuelle. Il est alors double et forme de chaque côté un sac volumineux, très allongé et dirigé caudalement sous le bassin, jusqu'au voisinage du prépuce, dont il reste indépendant (**Barone, 2001**). Sa peau très fine est pourvue de dartos (**Alvarino, 1993**).

Ce dernier est une enveloppe propre à chaque testicule, constituée de fibres élastiques, conjonctives et musculaires lisses. Il assure la suspension des testicules et maintient leurs enveloppes profondes. Par ses lentes contractions il détermine les mouvements vermiculaires et les rides du scrotum, notamment sous l'influence du froid (**Barone, 2001**).

Le crémaster, de couleur rouge vif est situé dans la zone latérale du testicule et sa contraction est volontaire et rapide. Chez le lapin, c'est un sac musculaire complet, directement continu avec le muscle oblique interne de l'abdomen autour de l'anneau inguinal profond. Son large diamètre suffit pour livrer passage au testicule et à l'épididyme. Grâce à ses contractions importantes, il éloigne ou rapproche le testicule du corps. Il reçoit en outre, quelques faisceaux du muscle transverse de l'abdomen (**Barone, 2001 ; Bonnes et al , 2005**). Sachant que la gaine vaginale est une dépendance du péritoine qui constitue la séreuse du testicule et de son cordon. Elle est tapissée intérieurement par la tunique vaginale, une poche issue du *péritoine*, et extérieurement par une tunique fibreuse issue du *fascia transversalis*. L'ensemble des tuniques constitue la gaine vaginale qui parcourt la paroi abdominale au travers d'un canal inguinale, délimité en haut et en bas par les anneaux inguinaux (**Alvarino, 1993 ; Barone, 2001**).

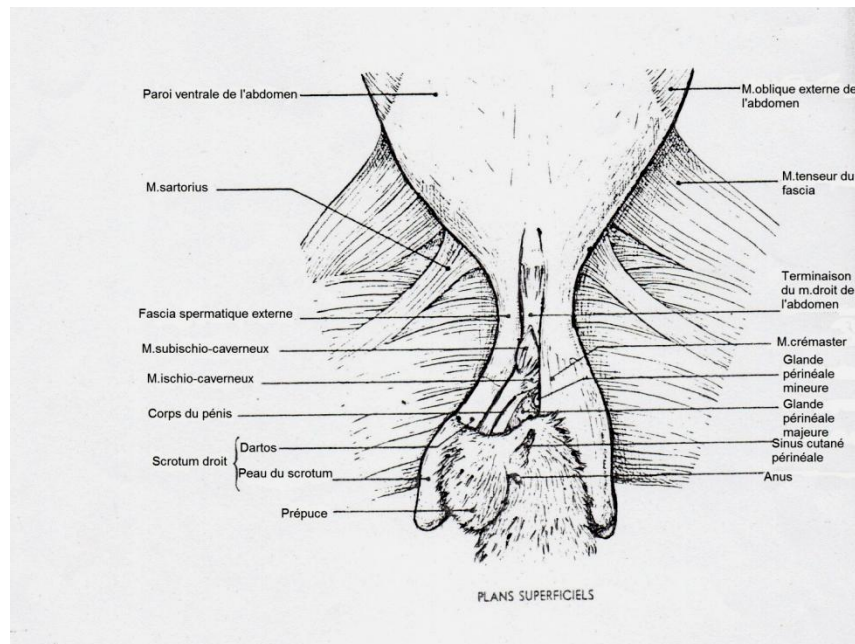


Figure 3 : Organes génitaux externe du lapin (Plans superficiels),(Barone,1990).

1.3. Section tubulaire :

1.3.1. Les voies spermatiques :

1.3.1.1. L'épididyme :

L'épididyme (**figure, 4**) est un long canal unique, en circonvolution. Il est situé sur la face postérieure du testicule avec une longueur variable selon les espèces. Cet organe hautement différencié peut être divisé chez les mammifères (ex: le lapin...), en trois régions anatomiquement distinctes : une tête qui représente la région proximale reliée au hile du testicules par canaux efférents ; un corps qui constitue la partie médiane et une queue qui forme la région distale en continuité avec le canal déférent (**Glover et Nicander, 1971 ; Hamilton, 1990**).

Ces régions sont également subdivisées en plusieurs segments (**Abe et al, 1983 ; Abou-Haila et Fain-Maurel, 1984 ; Johnston et al, 2005**), chacun d'entre eux étant délimité par des cloisons conjonctives ou septa. Cette subdivision repose sur des analyses ultra structurales, ainsi l'étude des activités enzymatiques et transcriptionnelles de l'organe (**Takano, 1980**).

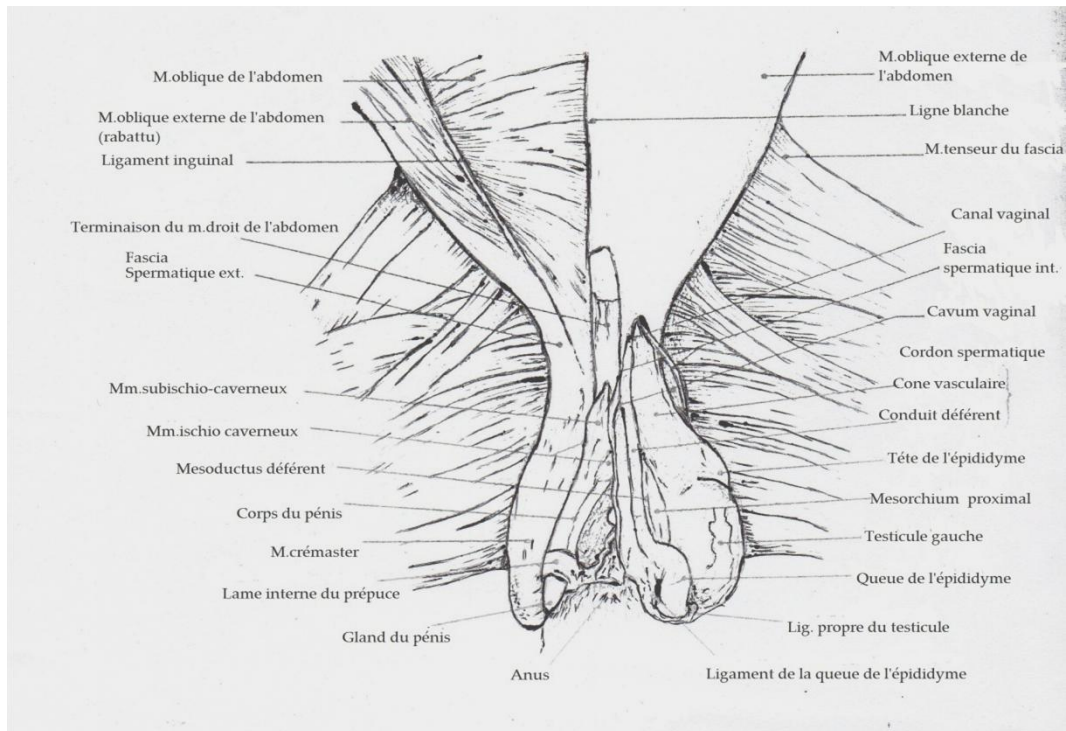


Figure 4 : Organes génitaux externe du lapin (Plans profonds), (Barone, 1990).

Cependant, cette zone physiologique de l'épididyme est plus complexe car aucun repère anatomique ne permet de distinguer les différentes régions épидидymaires, spécialisées dans des activités précises (Barone, 2001). Autour de ce canal, on note la présence d'une mince couche de fibres musculaires lisses, dont les contractions permettent le transit des spermatozoïdes (Bonnes et al, 2005).

1.3.1.2. Canal défèrent :

La queue de l'épididyme se poursuit par le canal défèrent qui fait suite au canal épидидymaire. D'abord contourné, il devient droit pour franchir l'anneau inguinal et gagner la cavité abdominale. Chaque canal atteint la face dorsale de la vessie, où il enfle en une ampoule de 2 cm environ avant de se jeter dans l'urètre. Il assure le transit jusqu'à grâce à un péristaltisme basal, additionné d'une motricité brusque lors de l'éjaculation (Barone, 2001 ; Bonnes et al, 2005).

1.4. Section uro-génitale :

1.4.1. Urètre :

L'urètre est un conduit long de 12 à 13 cm, dont 8 à 9 seulement pour la partie spongieuse (pénienne), servant à la fois à l'excrétion de l'urine et du sperme. Il part de la vessie et tapisse l'intérieur du pénis jusqu'à son extrémité (**Barone, 2001**).

1.4.2. Glandes annexées :

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**).

1.4.2.1. La vésicule séminale :

La vésicule séminale est en effet impaire et bilobée, placée entre le rectum et la vessie, dont la partie terminale fusionne avec les ampoules différentielles pour former le canal éjaculateur, qui s'ouvre dorsalement dans l'urètre (**Boussit, 1989**). Sa taille est extrêmement variable, parfois elle devient extraordinairement dilatée à cause du liquide qu'elle contient. Ce dernier est presque clair et varie d'une consistance peu visqueuse à gélatineuse (**Holtz et Foote, 1978**).

1.4.2.2. La prostate :

Située à la face dorso-caudale de la glande vésiculaire, est la principale glande accessoire de l'appareil génital. Elle est volumineuse et de teinte gris sombre facilement reconnaissable par sa couleur claire, par rapport aux autres glandes annexes. Elle déverse sa sécrétion par 4 à 6 conduits dans l'urètre (**Boussit, 1989**).

1.4.2.3. Glandes para prostatiques :

Sont nettement plus petites, arrondies, situées de part et d'autre de l'urètre, ventralement à la prostate. Elles débouchent dans l'urètre par un nombre variable de petits conduits (**Barone, 2001**). Tous les lapins mâles ont au moins une paire de glandes para prostatiques (**Holtz et Foot, 1978**).

1.4.2.4. La glande bulbo-urétrale (*Glande de Cowper*):

Couvre toute la partie caudale de l'urètre pelvien et son extrémité craniale entre en contact avec la prostate (**Barone, 2001**). Le muscle bulbo-glandulaire délègue dans ces travées inter-lobulaires de nombreuses fibres musculaires striées. Il existe de chaque côté deux conduits excréteurs, qui vont s'ouvrir au début de la partie spongieuse de l'urètre (**Barone, 1990**).

CHAPITRE 2 :

**Histologie du testicule et de
l'épididyme**

Chapitre 2. Histologie du testicule et de l'épididyme :**2.1. Histologie du testicule :**

Le testicule est un organe pair de forme ovoïde, entouré par une enveloppe épaisse et résistante, l'albuginée, qui consiste en une capsule conjonctive fibreuse. Cette dernière s'épaissit encore au niveau de la coiffe épидидymaire et s'enfonce à l'intérieure du testicule pour former un cône fibreux, le corps d'Highmore, parcouru par un réseau de canalicules, *le rete testis* (**figure, 5**). Des fines cloisons conjonctives partent du corps d'Highmore, constituant des *Septa testis*, qui délimitent 200 à 300 lobules intra-testiculaires. A l'intérieur de chaque lobule, il existe 2 à 3 tubules séminifères très long et contournés, lieu de formation des spermatozoïdes. Les tubules séminifères de chaque lobule confluent en un tube droit qui vient s'aboucher dans *le rete testis*. Ce dernier est drainé par des canaux pelotonnés : les canaux efférents qui se prolongent par le canal de l'épididyme, qui devient ultérieurement le canal déférent (**Vacheret, 1999 ; Siffori, 2001**).

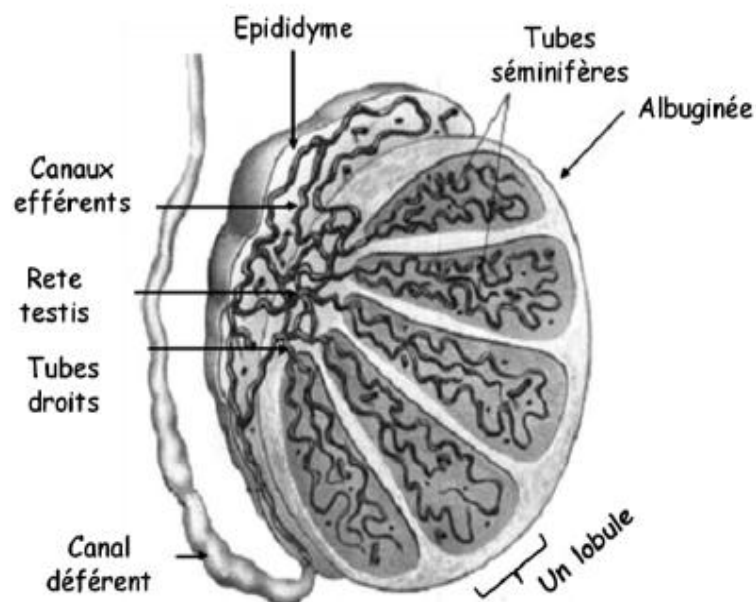


Figure 5: Structure interne du testicule (Anonyme ; 2006) www.biotope.com/schéma/Testicule structure).

2.1.1. Tube séminifère :

Les tubes séminifères, 2 à 3 tubes par lobule, sont pelotonnés et peuvent atteindre 70cm chez le lapin. Il se jettent dans les tubes droits qui s'anastomosent au niveau du corps de Highmore et forment un réseau de canalicules, appelés le *rete testis*, d'où partent une dizaine de canaux efférents qui traversent l'albuginée pour former la tête de l'épididyme (**Alvarino, 1993**).

2.1.2. Paroi propre des tubes séminifères :

L'épithélium séminifère est constitué de cellules sustentaculaires ou cellules de Sertoli et des cellules germinales à différents stades de la spermatogenèse (des spermatogonies A aux spermatoïdes) (**Figure 5**). Les cellules de Sertoli ont un rôle de protection et de contrôle de la maturation et la migration des cellules germinales (**Wrobel, 1990**).

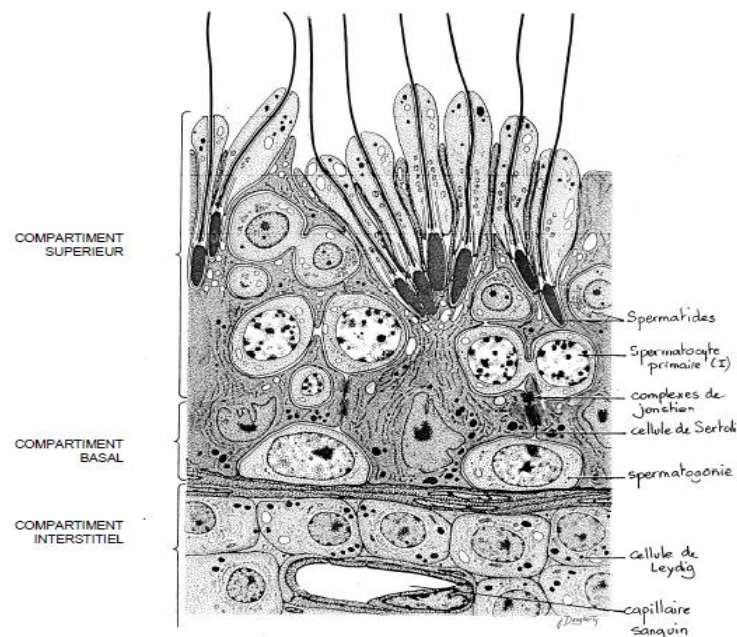


Figure 6: Ultra-structure d'une portion de tube séminifère (**Anonyms; 1993**).

2.1.3. Tissu interstitiel :

Le tissu interstitiel est un tissu conjonctif lâche, riche en vaisseaux sanguins et lymphatiques et en terminaisons nerveuses, dans lequel sont réparties des cellules

interstitielles en amas, appelées "Cellules de Leydig" ainsi que diverses cellules libres de type fibroblastes, macrophages ou encore lymphocytes (**Wrobel, 1990**).

La quantité du tissu interstitiel varie suivant l'espèce, elle représente environ 10% du tissu testiculaire chez le chien et le cobaye, de 25 à 30% chez l'homme et 40% chez le verrot (**Dadoune et Demoulin, 2001**).

2.1.4. Cellules de Sertoli :

Cellules volumineuses qui vont de la membrane basale jusqu'à la lumière et occupent toute la hauteur du tube séminifère.

Au microscope optique leurs limites ne sont pas visibles, on distingue :

- Un noyau : très volumineux, angulaire, avec un grand nucléole.
- Présentent des invaginations dans lesquelles se logent les cellules de la lignée germinale (**Abraham et Kierszerbaum, 2006**).

2.1.4.1. Caractéristiques structurales et fonctions :

La cellule de Sertoli est une grande cellule pyramidale caractérisée par un réticulum endoplasmique granuleux (REG) et un réticulum endoplasmique lisse (REL) développés, un cytosquelette formé de microtubules et un réseau dense de microfilaments d'action et de filaments intermédiaires. Chaque cellule de Sertoli est connectée aux cellules adjacentes par des jonctions serrées, disposées au pôle basal liant deux compartiments, basal ou périphérique et central ou adluminal. D'autres types de jonctions relient les cellules de Sertoli entre elles et avec les cellules germinales, dont des jonctions d'ancrage et des jonctions communicantes de type Gap. (**Hazard et Perlemuter, 2000**), rappellent les différentes potentialités des cellules de Sertoli, en effet elles :

- Contrôlent la maturation et la migration des cellules germinales ;
- Assurent la phagocytose des cellules germinales dégénérantes ;

- Participent a des sécrétions bidirectionnelles tubulaires et interstitielles ;
- Sont impliquées dans les synthèses stéroïdiennes et protéiques ;
- Jouent un rôle protecteur contre les réactions immunitaires.

2.1.5. Cellules de Leydig :

Se situent dans l'espace entre les tubes séminifères, soit isolées, soit disposées en amas.

De 10 à 15 μm de diamètre, ont un noyau central arrondi, un cytoplasme dense qui sécrètent des stéroïdes. Cellules endocrines qui sécrètent les androgènes (testostérone). L'ensemble des cellules de Leydig forme la glande interstitielle (**Abraham et Kierszerbaum, 2006**).

2.1.5.1. Caractéristiques structurales et fonctions :

Les cellules de Leydig sont des cellules polygonales (10 μm chez l'homme), qui sont soit groupées en amas autour des capillaires sanguins et entourées par une lame basale discontinue. Les cellules de Leydig présentent un noyau rond qui contient de volumineux nucléoles. Leur cytoplasme est riche en citernes de REL ; les mitochondries sont peu nombreuses, de taille variable et présentent des crêtes tubulaires. Les enclaves lipidiques sont abondantes dans le cytoplasme des cellules matures. De nombreuses jonctions, de types Gap, desmosome et plus rarement des jonctions septées ont été mis en évidence au niveau de la membrane plasmique (**Dadoune et Demoulin, 2001**).

2.2. La spermatogenèse :

2.2.1. Description générale de la spermatogenèse :

La spermatogénèse est un processus biologique complexe, qui a lieu dans les tubes séminifères des testicules. Elle consiste en la production des spermatozoïdes où gamètes mâles haploïdes à partir des spermatogonies, cellules souches germinales diploïdes (**Tulsiani et al, 1998**).

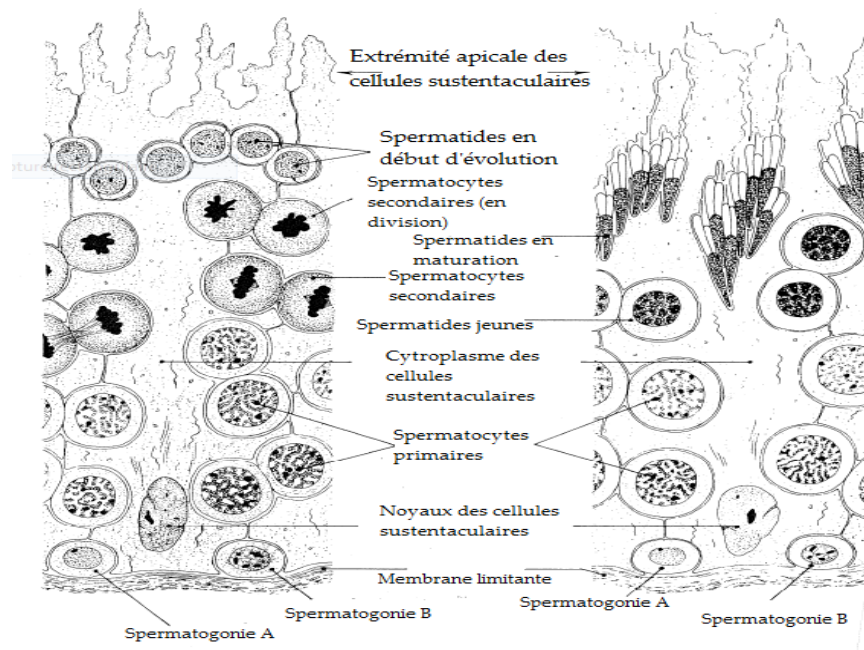


Figure 7 : Structure Histologique du tube séminifère (Barone, 1990).

2.2.2. Le spermatozoïde : (*Gamète fécondant*)

Le spermatozoïde des mammifères est une cellule hautement différencié et mobile (Birrucci et Paiardi, 2011). Sa longueur totale est de 55 à 57 microns chez le lapin. Il comporte une tête et une queue unies par un col très bref. La tête en est la partie essentielle, car elle est presque entièrement constituée par le noyau et renferme donc la chromatine, sa forme et ses dimensions sont variables avec l'espèce. Elle est piriforme et rétrécie caudalement chez le lapin, où elle mesure environ 6,5 μ de long sur 4 de large (Barone, 1990).

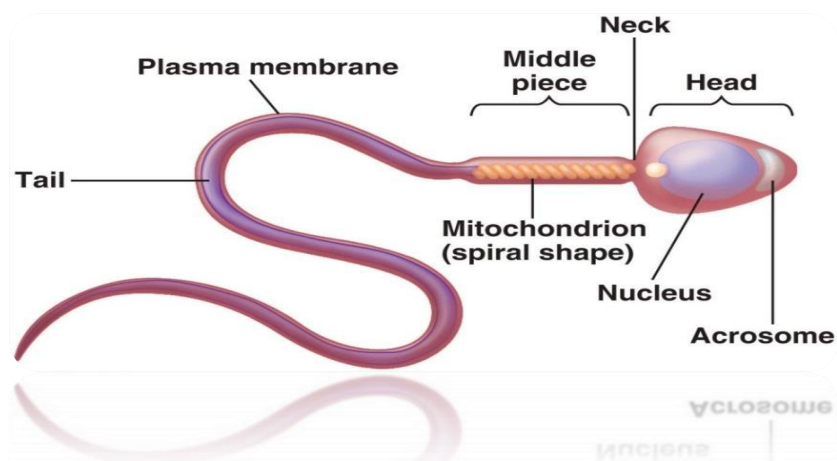


Figure 8 : Structure du spermatozoïde de lapin (Michèle Di Iorio, 2014).

2.3. Histologie de l'épididyme :

Le canal épидидymaire comprend deux compartiments : un épithélium pseudostratifié, entouré de 2 à 6 couches de fibres musculaires lisses et du tissu conjonctif, contenant des terminaisons nerveuses et des capillaires sanguins et une lumière bordée par cet épithélium (**Robaire et Hermo, 1988**). Six types cellulaires entrent dans la composition de l'épithélium épидидymaire ; les cellules basales, étroites, apicales, claires, en halos et principales, qui présentent des caractéristiques structurales et fonctionnelles très variées de la région proximale à la région distale du tubule (**Robaire et al, 2006 ; Cornwall, 2009 ; Shum et al, 2011**).

2.3.1. a. Cellules principales :

Les cellules principales encore appelées cellules stéréciliées sont les plus nombreuses. Ces larges cellules prismatiques présentent des caractéristiques structurales variables d'un segment à l'autre de l'épididyme (**Hermo et Robaire, 2002**).

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

Ces cellules, reliées entre elles par des jonctions serrées et des desmosomes , sont très actives à différents niveaux :

- Transport et sécrétion de petites molécules organiques.
- Synthèse et sécrétion de protéines.
- Et enfin, réabsorption du fluide épидидymaire (**Robaire et**

Hermo, 1988 ; Robaire et Viger, 1995 ; Cooper, 1998).

Ces cellules appartiennent, en fait, à une classe de cellules "Sécrétrice de constitution", comme l'ont démontré **Moore et Kelly (1985)**.

2.3.1.b. Cellules basales :

Sont des petites cellules allongées, localisées tout le long du canal épидидymaire, reposent sur la membrane basale forment ainsi un réseau en dessous des cellules principales. Leur noyau est irrégulier et leur cytoplasme pauvre en organites (**Soranzo et al, 1982**).

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

2.3.1. c. Cellules en Halo :

Les cellules en Halo sont disséminées tout le long du canal épидидymaire. Elles sont des lymphocytes intra épithéliaux (**Hoffer et al., 1973 ; Serre et Robaire, 1999**).

2.3.1. d. Cellules 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**). Elles joueraient un rôle dans l'absorption de certains composants du fluide épидидymaire.

2.3.1.e. Cellules apicales :

Qualifiées ainsi en raison de la localisation de leur noyau dans le tiers apical des cellules, les cellules apicales présentent, quant a elles, 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⁻).

Elles seraient ainsi, responsables de l'acidification du fluide épидидymaire (**Martinez-Garcia et al., 1995**). Il a également été montré qu'elles sont capables d'endocyter des substances contenues dans la lumière (**Adamali et al., 1999 ; Robaire et Hermo, 2002**).

Selon leur localisation épидидymaire, leur aspect et leur nom varient. Elles deviendraient les cellules étroites ou "narrowcells".

CHAPITRE 3 :

**Caractéristique de reproduction
chez le lapin**

3.1. Physiologie de la reproduction chez le mâle :

La fonction de reproduction repose, sur des interrelations coordonnées entre les différentes composantes cellulaires, hormonales et biochimiques du système reproducteur et du système neuroendocrinien. Chez le lapin, ce fonctionnement physiologique suit la même organisation que chez les autres mammifères. Le testicule est le siège de la spermatogénèse, processus physiologique de la production des gamètes. L'épididyme, lui faisant suite, assure la maturation et le transit extra-testiculaire de ces derniers. Ces deux fonctions sont capitales lorsque l'on considère que le gamète mâle ou spermatozoïde est un élément clé pour la réussite de la fertilité d'une population.

3.1.1. Mise à la reproduction des jeunes lapins :

Pour le mâle, même si un comportement de chevauchement peut être présent dès 2 mois, la viabilité des spermatozoïdes est alors quasi nulle et il est préférable d'attendre 5 mois. Les différences génétiques et environnementales (notamment l'alimentation) jouent un rôle sur l'apparition de la puberté (**Lebas et al ., 1994**).

3.1.2. Le développement des gonades et la puberté :

La différenciation des gonades commence le 16^{ème} jour suivant la fécondation (**Lebas et al. 1996 ; Chrétien, 1966**) et la multiplication des cellules germinales primordiales se passe entre le 10^{ème} et le 26^{ème} jour de gestation. Le nombre des cellules germinales est toujours plus important dans l'embryon mâle que dans l'embryon femelle de même âge, et la production des hormones androgènes débute dès le 19^{ème} jour de gestation (**Lebas., 2010**).

Les canaux de Müller régressent le 20^{ème} jour (**Figure 9**), et la formation de la prostate commence le 21^{ème} jour. Au 24^{ème} jour, le développement des canaux de Wolf et la régression des canaux de Müller sont bien établis (**Alvarino., 2000**). 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**). Après la naissance, les testicules se développent moins vite que le reste du corps, puis connaissent une croissance extrêmement rapide après l'âge de cinq semaines (**Lebas, 2010**).

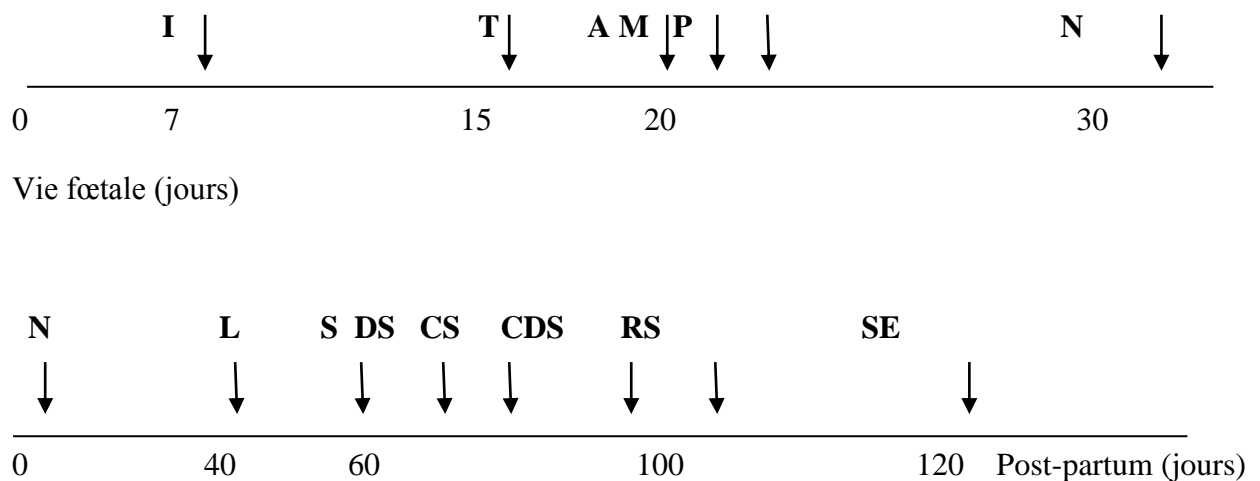


Figure 9 : Développement chronologique de la différenciation chez le lapin mâle (**Alvarino, 2000**).

I : Implantation; L : Maturation des cellules de Leydig; T : Différenciation des testicules; A : Sécrétion d'androgène; M : Dégénérescence des canaux de Müller; P : Croissance de la prostate; N : Naissance; S : Apparition du premier spermatozoïde; DS : Début de la spermatogénèse; CS : Premier comportement sexuel; CDS : Développement complet de la spermatogénèse; RS : Premiers rapports sexuels; SE : Apparition des premiers spermatozoïdes dans l'épididyme.

On peut remarquer l'accélération de la croissance testiculaire entre 70 et 110 jours environ. Les glandes accessoires subissent une évolution similaire mais à un taux plus uniforme et sont moins précoce. Les premiers spermatozoïdes sont présents dans l'éjaculat vers 110 jours (**Rouvier, 1980**).

3.1.3. Le développement pondéral :

Le développement du poids corporel jusqu'à l'âge de 5 mois ne présente pas de dimorphisme sexuel, le poids des lapins mâles et femelles étant identiques. Le rapport entre le poids testiculaire et le poids corporel augmente pour atteindre 2,86 après la 5^{ème} semaine d'âge. L'évolution du poids des testicules en fonction de l'âge montre une accélération de la croissance testiculaire, entre 70 et 110 jours environ (**Alvarino., 2000 ; Lebas., 2009**). Chez le lapin adulte en activité sexuelle les testicules pèsent environ 6g dans certaines races (**Herbert et al., 2005**).

3.1.4. Le développement de l'appareil génital externe :

A La naissance, les organes génitaux externes ne présentent pas de dimorphisme sexuel très marqué. La formation du scrotum débute vers le 2^{ème} mois d'âge, et à 3 mois, les testicules descendent dans le scrotum. Le pénis se développe et acquiert la taille et la forme caractéristiques de l'adulte à la fin du 3^{ème} mois d'âge (**Berger et al., 1982**).

Le pénis du lapin est dirigé postérieurement ; le prépuce s'ouvre juste ventralement à l'anus et il ne s'extériorise de l'organisme qu'en cas d'érection. Son diamètre est décroissant de la base à l'extrémité distale. Il existe une paire de glandes en position latérale et légèrement dorsale par rapport au pénis.

3.1.5. Maturation sexuelle :

La maturation sexuelle chez le lapin s'effectue en 4 phases :

- Phase infantile
- Phase pré-pubertaire
- Puberté
- Et maturité sexuelle.

3.1.5.1. Phase infantile :

Durant ce stade, les tubes séminifères ne présentent aucune activité spermatogénétique et les cellules interstitielles sont indifférenciées (**Berger et al., 1982**). La phase infantile s'étale de la naissance à l'âge de 40 jours. Elle se caractérise par une croissance lente des testicules et de la vésicule séminale, et de faibles concentrations plasmatiques de FSH et de testostérone (**Boussit., 1989**).

3.1.5.2. Phase pré-pubertaire :

La phase pré-pubertaire débute vers l'âge de 40 jours et est marquée par l'accélération de la croissance testiculaire et l'élévation des androgènes et des gonadostimulines dans le plasma, avec des concentrations maximales entre 60 et 70 jours d'âge (**Berger et al., 1982**). Les premières cellules de Leydig matures apparaissent à 40 jours, leur nombre augmente très rapidement, et, entre 70 et 80 jours, le tissu interstitiel a acquis un aspect adulte (**Boussit., 1989**).

La spermatogenèse commence entre 40 et 50 jours d'âge et les testicules sont actifs vers 84 jours d'âge (**Lebas., 2009**). La multiplication et la différenciation des cellules de Sertoli sont dépendantes des gonadotrophines (**Alvarino., 2000**).

3.1.5.3. Puberté :

La puberté se produit entre 4-6 mois, et dans les petites races elle se produit plus tôt que dans les grandes races (**Harcourt-Brown., 2002**). Chez le lapin, la maturité sexuelle varie avec l'âge (125-150 jours), la race, la lignée, la nourriture et les facteurs environnementaux tels que la photopériode, la température et la saisonnalité. Selon **Macari et Machado (1978)**, la puberté chez le lapin précède l'apparition de spermatozoïdes dans l'éjaculat. De sorte que la puberté et la maturité sexuelle sont de différentes phases, **Skinner (1967)**, a affirmé qu'à 63 jours d'âge, les testicules de lapin descendent dans le scrotum.

3.1.5.4. Age de maturité sexuelle :

La maturité sexuelle, définie comme le moment où la production quotidienne de sperme n'augmente plus. Elle est atteinte à 32 semaines pour la race Néo-Zélandaise (**Amann et Lambaise., 1967 ; Lebas et al., 1997**). En climat tempéré, des études ont révélé que cette espèce atteint la maturité sexuelle à 18 semaines d'âge (**Chubbet et al. 1978 ; Frame et al. 1994**).

Toutefois, dans les mêmes conditions, un jeune mâle peut être utilisé pour la reproduction dès l'âge de 20 semaines (**Lebas, 2010**). En effet, les premières manifestations de comportement sexuel apparaissent à faire des tentatives de chevauchement. Les premiers spz peuvent survivre vers 100 jours mais, dans ces premières éjaculats, la viabilité des spermatozoïdes est faible à nulle (**Alvarino, 2000**).

Il faut donc attendre 135 à 140 jours pour les premiers accouplements féconds (**Rouvier., 1980**). Par ailleurs, il existe des différences raciales dans l'âge de la puberté, mais les conditions d'élevage jouent aussi un rôle essentiel, en particulier l'alimentation (plus encore que le climat) (**Lebas et al., 1996**).

3.1.6. La spermatogénèse :

La spermatogenèse débute à la puberté et se déroule d'une façon continue jusqu'à un âge avancé de la vie. C'est le processus de production de gamètes mâles matures, à partir de cellules souches au niveau du testicule. Chez le lapin, la spermatogénèse début entre 40 et 50

jours d'âge, avec apparition des premiers spermatozoïdes peu viables dans les éjaculats à 110 jours d'âge (**Lebas, 2009**).

Elle commence à la périphérie des tubes séminifères sur la membrane basale où se trouve une population des cellules souches germinales. Ce sont les spermatogonies de type A. Ces dernières se divisent par mitose: une des cellules filles renouvelle le stock des spermatogonies de type A, l'autre devient une spermatogonie de type B, cette étape est connue comme « **la phase de multiplication** ». Ensuite, les spermatogonies de types B augmentent de volume et donnent des spermatocytes I (toujours diploïdes), c'est « **la phase d'accroissement** » (**Kato et al, 2004 ; J.Wang et al, 2012**). Les spermatocytes I sont le siège de la première division méiotique, appelée aussi division réductionnelle, et se divisent en spermatocytes II haploïdes. Durant la première division méiotique des spermatocytes I, et particulièrement pendant la prophase I, deux processus prennent lieu, qui est la réplication de l'ADN et la recombinaison homologe. Les spermatocytes II à leur tour se divisent pour donner des spermatides rondes haploïdes. Ces dernières ne se divisent plus et se différencient en spermatozoïdes, c'est la dernière étape de la spermatogenèse dénommée « **spermiogenèse** » (**Arimitsu et al., 2011**). La progression de la spermatogenèse se fait d'une manière centripète. Les cellules germinales migrent, de la périphérie jusqu'à la lumière des tubules. Lors des divisions cellulaires susmentionnées, la division du cytoplasme n'est pas complète. Les cellules filles restent alors attachées par des ponts cytoplasmiques permettant l'échange des molécules et des protéines indispensables au développement synchronisé de ces cellules (**Abou-Haila et Tulsiani, 2000; Huang et Ho, 2006**). On distingue deux phases: Une phase d'élaboration ou "Cycle spermato-génétique" et une phase de maturation (**Boussit., 1989**).

3.1.6.1. Cycle spermato-génétique :

Le cycle spermato-génétique représente la succession chronologique des différents stades de la spermatogénèse en un point donné du tube séminifère. Il représente l'ensemble des divisions et des différenciations cellulaires, permettant à partir d'une cellule souche spermato-gonique d'élaborer un spermatozoïde non mature (**Figure 10**).

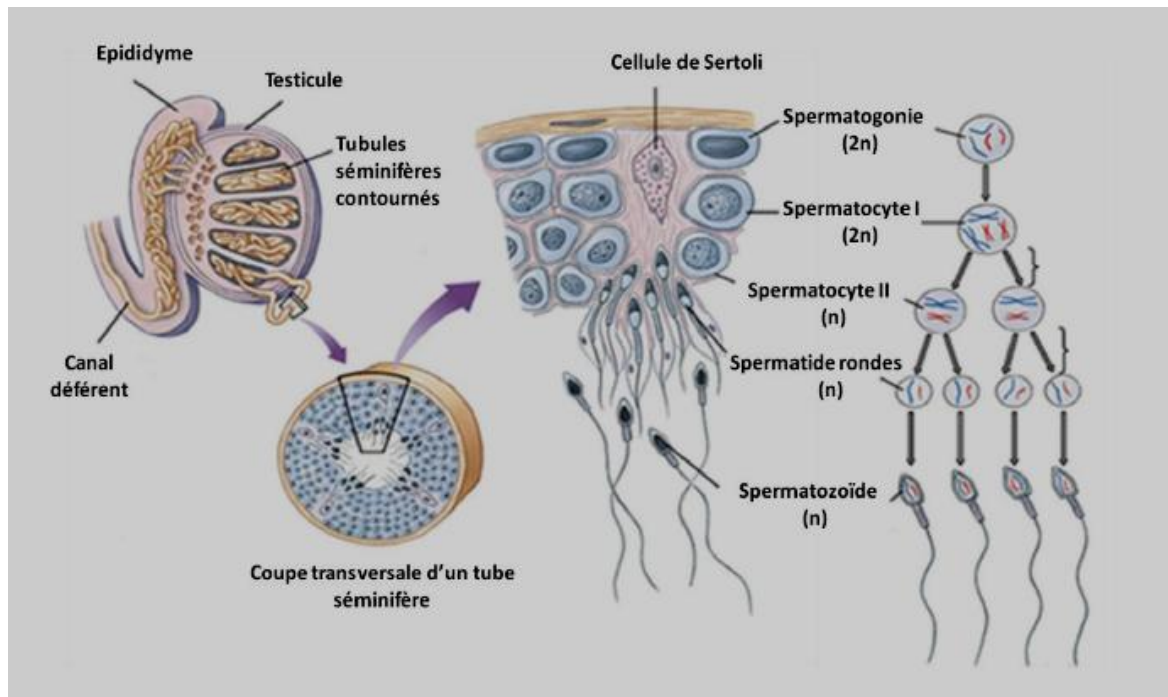


Figure 10 : Les différentes étapes de la spermatogenèse. Adaptée d' (Allais-Bonnet et Pailhoux. 2014).

Le cycle de l'épithélium séminal comprend huit stades et la durée de ce cycle est déterminée par l'intervalle de temps qui rythme l'entrée des spermatogonies dans la spermatogenèse. Il s'étale sur 10,5 jours chez le lapin. De plus, il faut 4 à 5 cycles successifs à l'épithélium séminal pour passer de l'état spermatogonie, à celui de spermatozoïdes (Amann et Lambias., 1969 ; Thibault et Levasseur., 2001). La durée du cycle varie donc entre 38 et 45 jours, le spermatozoïde différencié arrive dans l'épididyme 5 à 6 jours après la fin de la spermatogenèse (Boussit., 1989).

3.1.6.2. Production de spermatozoïde par le testicule :

Chez le lapin, la production journalière de spermatozoïde est estimée de 25 à 60 millions par gramme de testicule, soit une production de 100 à 250 millions de spermatozoïdes par animal et par jour. Celle-ci varie en fonction de la race (Selon notamment le format), de l'âge, des variations de poids testiculaire et des délais nécessaires à l'établissement de la spermatogenèse (Boussit., 1989). En revanche, la production de spermatozoïdes est continue et pas du tout affectée par le rythme d'utilisation du mâle lors des accouplements (Amann., 1970 cité par Boussit., 1989 ; Theau-Clément et al., 2009).

3.1.6.3. Modification morphologique des spermatozoïdes :

Dans la partie proximale de la tête de l'épididyme, l'acrosome des spermatozoïdes est long et large est une vésicule de sécrétion, qui forme un capuchon céphalique entourant les 2/3 antérieurs du noyau spermatique et pourvu d'un équipement enzymatique permettant la traversée de la zone pellucide de l'ovocyte (**Abou-Haila et Tulsiani, 2000**). Présente une gouttelette cytoplasmique sur la pièce intermédiaire, près de la tête. Au cours du transit, l'acrosome se raccourcit, la gouttelette cytoplasmique glisse le long de la pièce intermédiaire et la densité des spermatozoïdes s'accroît. Dans la queue de l'épididyme, les spermatozoïdes ont un acrosome réduit et n'ont plus de gouttelette cytoplasmique (**Bedford., 1963**).

3.1.7. Régulation hormonale de la fonction de reproduction :

La fonction sexuelle du lapin mâle fait l'objet d'une régulation de type neuroendocrinienne. Les hormones intervenant dans cette régulation ont deux origines : le complexe hypothalamo-hypophysaire et les testicules (**Bonnes et al., 2005**).

3.1.8. Production de sperme :

Le volume des éjaculations est de l'ordre de 0,3 à 0,6 ml. La concentration est évaluée de 150 à 500 x 10⁶ spermatozoïdes par millilitre (**Lebas et al., 1996**). Il a été constaté depuis longtemps que la qualité et la quantité de la semence produit par les mâles, varient en fonction de leur origine génétique (**Bencheikh., 1993**). Par exemple (**Bencheikh., 1995**) a bien démontré que les mâles de la lignée 2066 (ayant pour origine les races californien) ont une production de semence de moins bonne qualité apparente que ceux de la lignée 1077 (ayant pour origine la race Néo-zélandais Blanc), pourtant élevés dans des conditions identiques par contre, l'utilisation de la semence de ces 2 lignées en insémination artificielle après dilution au 1/10 a donné des résultats tout a fait similaires. Le volume et la concentration sont susceptibles de variation entre mâle et entre collectes successives pour un même mâle. De fausses montes, une ou deux minutes avant le coït, augmentent la concentration des éjaculats. Si on pratique deux accouplements successifs, la première montée sert de préparation à la seconde, qui est caractérisée par un volume moindre et une concentration améliorée (**Lebas., 2002**).

3.1.9. Saillie :

La saillie (**figure, 11**) se déroule dans la cage du mâle, après vérification de l'état sanitaire de la femelle et de sa réceptivité indiquée par la couleur de sa vulve (**Lebas et al., 1991**). Si la femelle accepte l'accouplement, elle se met en position de lordose et l'accouplement a lieu rapidement. Le mâle émet un cri ou un grognement et retombe sur le côté (**Stoufflet et Caillol, 1986**), par contre si la femelle refuse de s'accoupler, elle reste aplatie empêchant ainsi le mâle de la chevaucher. Après la saillie positive, il est préférable de laisser la femelle avec le mâle pour une double saillie avant de la retirer de la cage du mâle. Cela augmente les chances d'une saillie positive, si en revanche, la femelle n'est pas prête, il faut réessayer le lendemain ou le surlendemain (**Avanzi, 2007**).

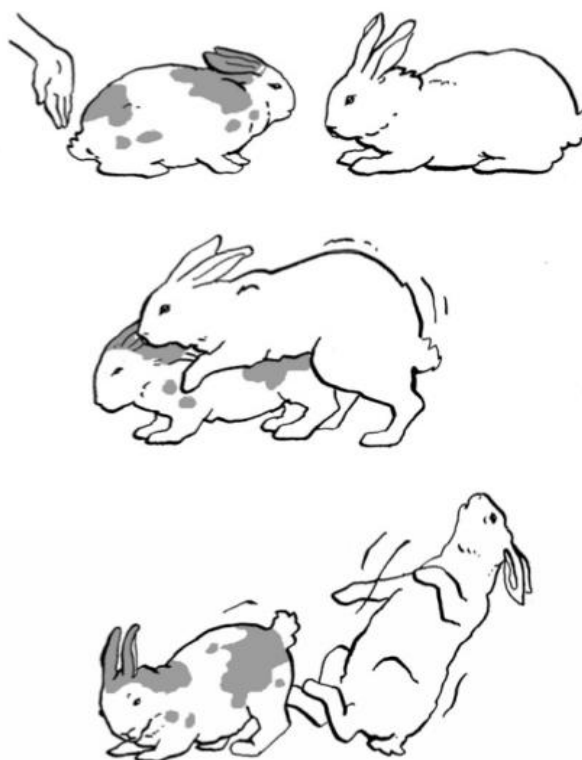


Figure 11 : Séquence d'accouplement (**Schiere et Corstiaensen, 2008**).

3.1.10. La saillie naturelle :

C'est une méthode encore très largement utilisée, avec de forts taux de réussite. Les jeunes lapines sont présentées au mâle pour la première fois entre 4 et 5 mois d'âge en

fonction de leur race. Les mâles, quant à eux, saillissent pour la première fois vers l'âge de 5 mois. L'âge des reproducteurs à la première saillie doit correspondre à un poids équivalent à 80 % du poids adulte.

La mise au mâle se fait préférentiellement dans la cage de ce dernier, aux heures les moins chaudes de la journée, afin de ne pas le stresser et de réduire l'agressivité de la femelle. En rythme de reproduction intensif, il faut compter un mâle pour 7 à 8 femelles et ne pas le faire saillir plus de 2 ou 3 fois par jour et ce pas plus de 3 à 4 jours par semaine. Il est préférable de garder des mâles de réserve en cas de défaillance d'un mâle.

L'accouplement n'est possible que si la lapine est réceptive. La réceptivité est maximale lorsque la vulve est rouge et turgescence. Néanmoins, une femelle gestante peut accepter l'accouplement, surtout dans la deuxième moitié de gestation.

3.1.11. La Satiété sexuelle:

La satiété sexuelle est un phénomène commun aux mâles de nombreuses espèces; il apparaît après l'éjaculation répétée et est caractérisée par une inhibition à long terme de l'activité sexuelle (**Jimenez et al ., 2012**). Le comportement sexuel du mâle consiste en l'exécution d'un seul chevauchement qui est suivi par une série de poussées pelviennes, au cours de laquelle se produit l'intromission, et se traduit généralement par l'éjaculation (**Beyer et al ., 1980; Contreras et Beyer, 1979; Rubin et Azrin, 1967**). L'exposition d'un mâle à une succession de femelles réceptives permet la copulation ad libitum, au cours de laquelle le mâle exécute un grand nombre de chevauchements, intromissions et éjaculations jusqu'à ce que cesse l'activité sexuelle. À ce stade, il est supposé que le mâle a atteint la satiété sexuelle.

CHAPITRE 4 :

MATERIELS

ET

METHODES

PARTIE EXPÉRIMENTALE

1. Objectifs:

L'objectif de ce travail est d'étudier les paramètres macroscopiques poids et volume testiculaires, ainsi que les paramètres microscopiques histomorphométriques des tubes séminifères des testicules en relation avec l'exhaustion sexuelle chez le lapin male de population locale.

2. Période et lieu de l'expérimentation :

L'expérimentation s'est déroulée au niveau du bâtiment cunicole de la station expérimentale de l'Université de Blida. Notre étude s'est étalée entre le mois d'avril et le mois de juin 2017.

3. Description du bâtiment d'élevage cunicole utilisé :

Le bâtiment est de 180 m² de superficie, est construit en dur et possède une charpente de type métallique (**Figure 12**). L'aération de type statique, est assurée par des fenêtres au nombre de dix. L'éclairage artificiel est effectué à l'aide des néons. Le bâtiment est composé d'un couloir de circulation et de 3 salles : 2 salles de maternité et une d'engraissement.



Figure 12: Le bâtiment cunicole (Photo personnelle).

4. Les Animaux :

L'expérience a été réalisée sur des lapins de population locale, les lapins utilisés proviennent de l'ENV d'EL HARRACH et leur mise à la reproduction a été mise en place au sein du clapier de la station.

5. Alimentation et abreuvement :

A la première semaine d'introduction des animaux (en provenance de l'ENV d'EL HARRACH) à l'intérieur du clapier, nous avons effectué graduellement une transition alimentaire. Par la suite, les animaux étaient enfin nourris à la base de l'aliment granulé appartenant au clapier (**Figure 13**) distribué chaque matin en raison de 100g, dans des trémies métalliques qui équipent chacune des cages d'élevage. Le granulé spécial pour lapins provenait de l'unité de fabrication de l'aliment de bétail de khemis el khechna (Boumerdes). Cet aliment est fabriqué à base de maïs, de tourteaux de soja, de luzerne, de son, de phosphate bicalcique et de CMV spécial lapin.

L'eau distribuée aux animaux provient du réseau local d'eau potable. Elle est disponible en permanence grâce à un système de conduits en PVC munis de tétines automatiques (**Figure 14**). Des bacs en plastiques de 6 litres sont raccordés au système de conduits et sont remplis 2 fois par jour d'eau potable et fraîche.



Figure 13: L'aliment distribué aux lapins (**Photo personnelle**)



Figure 14: Mode de distribution d'eau (**Photo personnelle**).

6. Préparation du cheptel :

Les lapins (mâles et femelles) sont de population locale. Au total (n=10 mâles) et (n=40 femelles) réceptives âgés en moyenne de 6 mois \pm 1mois et d'un poids variant entre 3000 g et 3700 g. Tous les animaux étaient en bon état sanitaire.

7. Conduite expérimentale :

La **figure 15**, représente les différentes étapes du Protocol expérimental :

Partie expérimentale : Matériel et méthodes

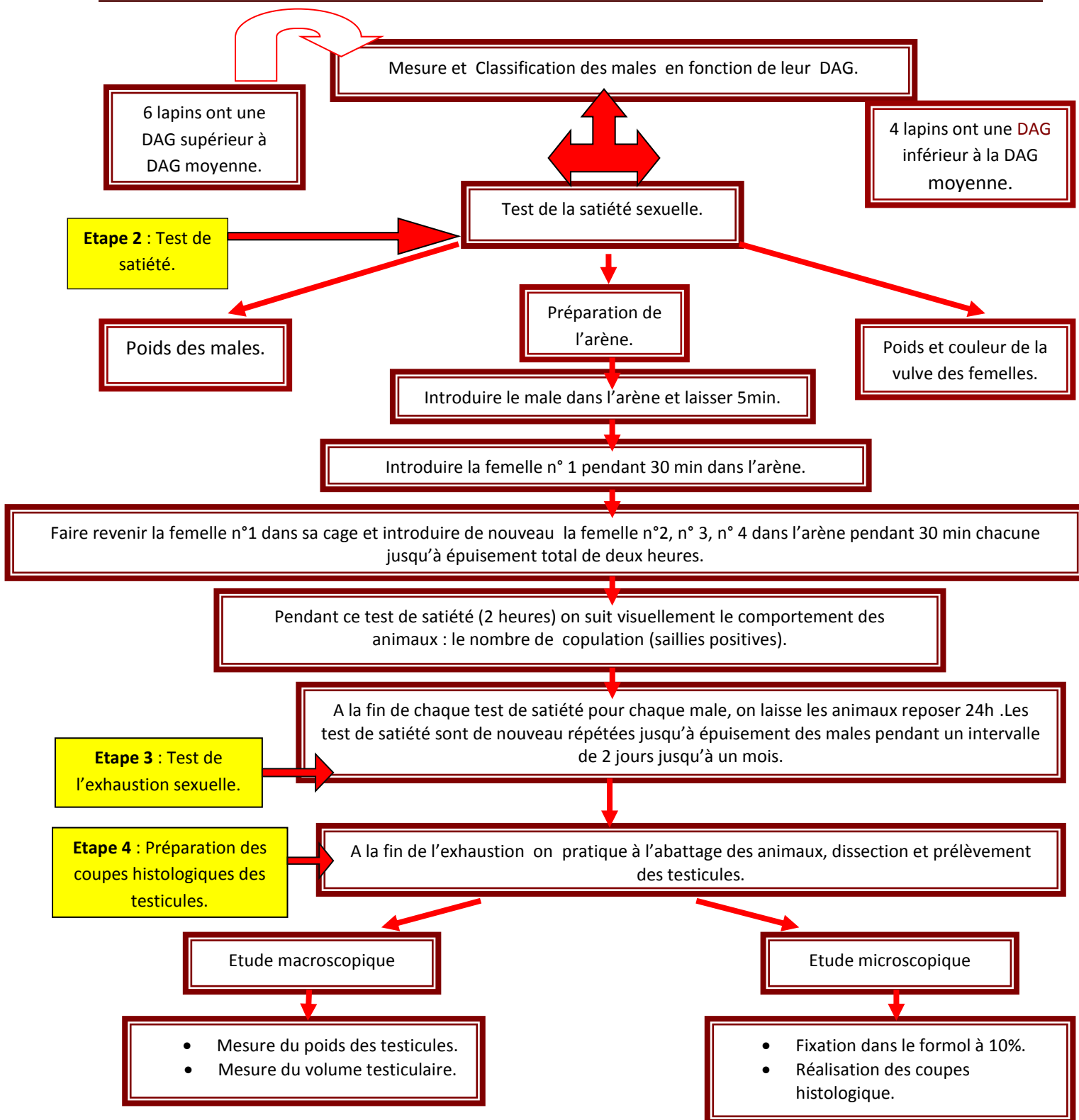


Figure 15 : Protocol expérimental

8. Etude du marquage mentonnier et préparation de l'arène :

Le marquage mentonnier spontané a été évalué selon la méthode décrite par **Hudson et al ., (1990)** et **González-Mariscal et al., (1990)** : Au centre d'une tour **arène** (1 mètre carré de diamètre et 43cm de hauteur), trois briques en terre cuite sont placées à l'intérieure. Le mâle est alors introduit. La fréquence de marquage a été déterminée en comptant le nombre de fois que le mâle frotte activement la glande du menton contre les briques et de cette manière l'excrétion est étalée sur la surface de la brique. La durée de cette opération est de 10 min.



Figure 16 et 17 : Préparation de l'arène avec un Marquage mentonnier spontané sur trois briques en terre cuite **(photo personnelle)**

9. Etude du comportement sexuel du mâle en présence de la femelle :

A la fin de chaque test de marquage mentonnier, les briques sont retirées de l'arène, lavées (en vue de les préparer pour un éventuel test de marquage avec un nouveau mâle). Avant d'introduire la première femelle dans l'arène (en absence de briques), on mesure chez cette dernière la DAG, le poids et on enregistre la couleur de la vulve. Une fois la lapine est dans l'arène, on note le comportement des animaux pendant une durée de 10 min (chevauchement, agressivité, urination, morsure etc...). Cependant, l'opérateur doit empêcher toute tentative de saillie dans le cas où la femelle est réceptive.

a. Préparation des échantillons :

Pour l'étude macroscopique et microscopique du système reproducteur male envisagé, à la fin de l'expérimentation décrite dans les différentes étapes du Protocole, les lapins males sont tout de suite sacrifiés et c'est dans le but de prélever les organes reproducteurs (testicules et épидидyme) pour éventuellement réaliser une étude macroscopique et une étude microscopique. Juste après le sacrifice un prélèvement sanguin est immédiatement réalisé au niveau de la veine marginale et le sang recueilli dans des tubes secs pour le dosage des paramètres biochimiques d'une part, et congelé a 4 °C dans le cadre d'une étude parallèle (Hormone) d'autre part, les animaux sont immédiatement disséqués et les testicules et l'épididymes sont prélevés.

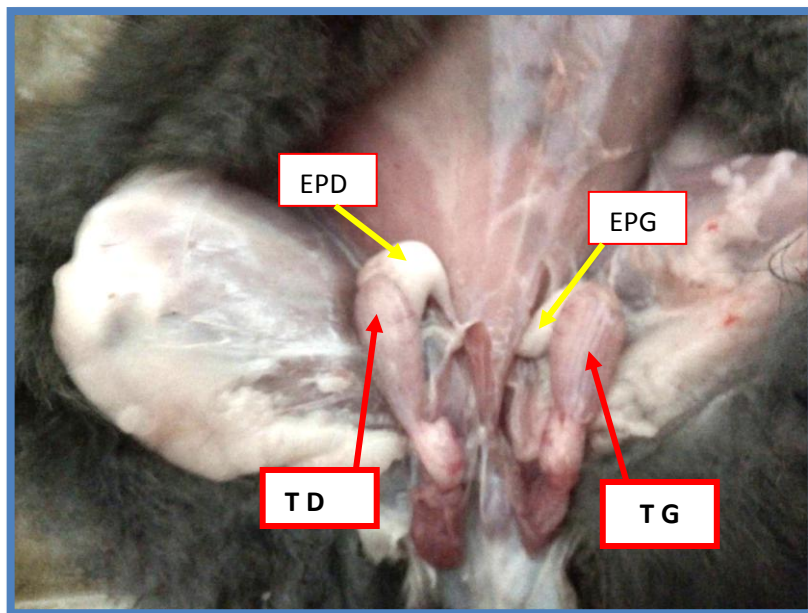


Figure 18: Appareil génital du lapin (Photo personnelle). TD : Testicule Droit, EPD : Epididyme Droit, TG : Testicule Gauche, EPG : Epididyme Gauche.

+ Etude macroscopique :

Les testicules et les épидидymes (**Figure 19, 20, 21**) sont séparés puis dégraissés et pesés individuellement en utilisant une balance de précision (0.01g).



Figure 19: Etape de dégraissage des testicules et de l'épididyme (**Photo personnelle**).



Figure 20: Vue dorsale de l'épididyme et testicule après séparation (Photo

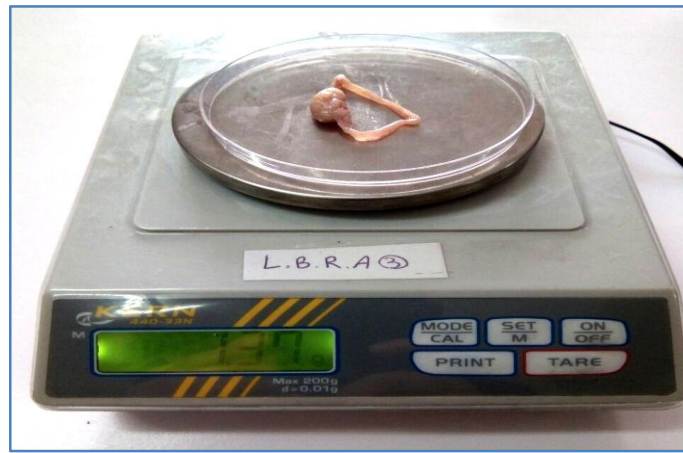


Figure 21: Etape de pesée des testicules et de l'épididyme (**Photo personnelle**).

Le volume testiculaire et épидидymaire ont été mesurés dans des tubes gradués (**Figure 22**), par la mesure du volume d'eau déplacé, Le tube gradué étant rempli d'eau à un niveau initial connu, la différence avec le volume obtenu à l'immersion de l'organe correspond au volume de l'organe. Les organes prélevés sont plongés directement dans le fixateur (**Formol à 10%**) contenu dans des piluliers soigneusement étiquetés (**Figure 23**).

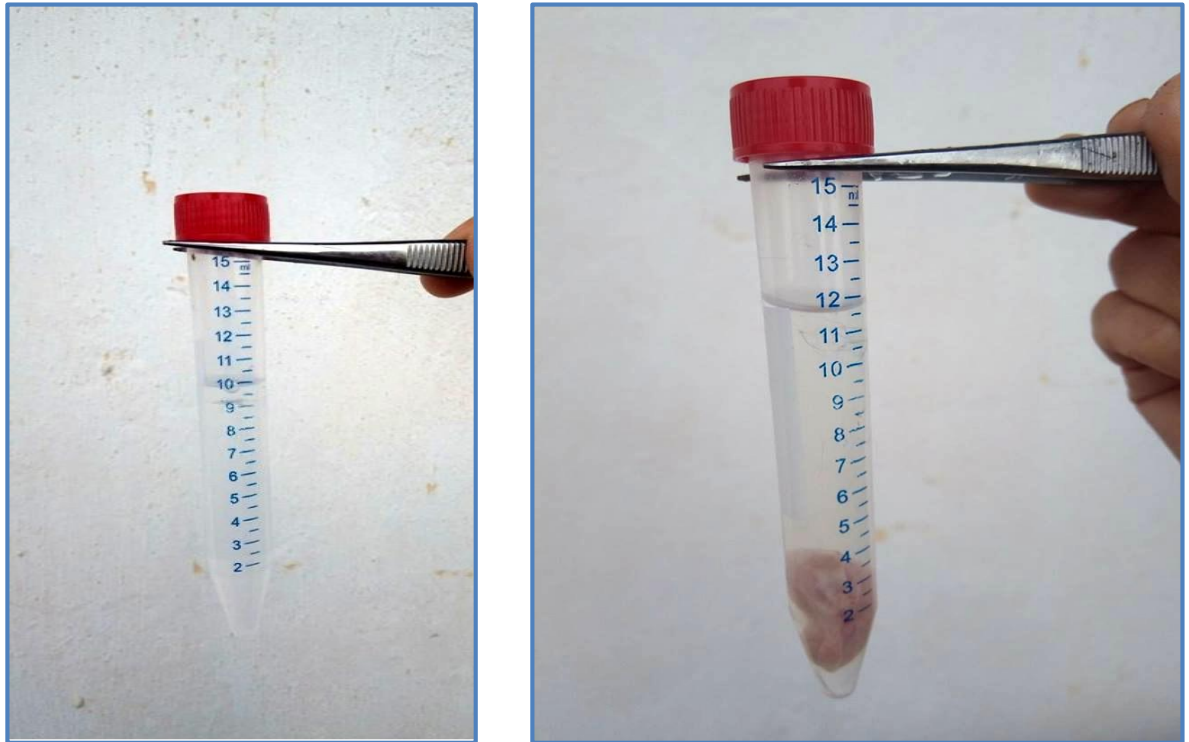


Figure 22: Mesure du volume testiculaire à l'aide de tubes gradués (Photos personnelles).

✚ Etude microscopique :

- *Etude Histologique :*

Le traitement des échantillons destinés à l'étude histologique se déroule en une série d'étapes successives obligatoires dont la finalité est l'obtention de coupes fines prêtes à recevoir la coloration d'intérêt. La préparation des coupes histologiques pour l'observation microscopique est la procédure la plus couramment utilisée. Parce que les tissus et les organes sont trop épais pour permettre le passage d'un faisceau lumineux, ils doivent être coupés pour fournir des sections d'épaisseur réduite. Ainsi, dans la plupart des cas, les tissus et les organes sont coupés en fines tranches de tissu et placés sur des lames de verre. Les tissus doivent subir une série de traitements préalables pour ensuite être tranchés au moyen d'instruments de haute précision, appelés microtomes (**Carneiro et Junqueira ; 2004**). Idéalement, un échantillon histologique devrait préserver de cette manière sa structure moléculaire et sa composition afin de ressembler aux conditions corporelles d'origine; cependant, dans la pratique, les composantes de distorsion et de perte sont un phénomène presque toujours présent, auquel on donne le nom d'artefacts (**Carneiro et Junqueira, 2004**).

- **Matériel de laboratoire (Instruments) et lieu de l'expérimentation**

L'expérimentation s'est déroulée au niveau du laboratoire d'anatomopathologie de l'école nationale supérieure des sciences vétérinaires d'Alger El Harrach.

- Bistouri
- Pince
- Cassette d'enrobage
- Bains d'alcool (degré croissant)
- Bains de paraffine
- Machine à enrobage
- Moules
- Microtome
- Bain marie
- Lames porte-objet
- Etuve
- Batterie de coloration • Lamelle • Microscope...

Technique de la réalisation des coupes histologique :

- **Fixation des échantillons :**

Le principe de la fixation est de maintenir les constituants tissulaires et cellulaires les plus proches possibles de l'état vivant. L'un des meilleurs fixateurs couramment utilisés est une solution de formaldéhyde, appelée formol. Le formaldéhyde est un composé qui réagit avec les groupes amino (NH₂) des protéines tissulaires (Carneiro et Junqueira 2004). (Figure 23).



Figure 23: Testicule et épididyme plongé dans le fixateur. (Photo personnelle).

✚ Réalisation des coupes fines de testicules :

L'ensemble des figures (Figure 24) montrent les procédures appliquées aux tissus de l'état initial (fragment) à l'observation histologique finale par microscopie.



Figure 24 : réalisation des coupes fines (fragment d'un testicule), (Photos personnelles)

✚ Déshydratation et éclaircissement :

La déshydratation consiste à débarrasser le tissu de l'eau. Après fixation les pièces sont lavées sous une eau courante pendant 3 heures, Pour réaliser la déshydratation de l'organe, nous avons utilisé une série de bains d'alcool éthylique de degrés croissant (50°, 70°, 80°, 90°, 100°), pendant 2 heures pour chaque bain afin d'éviter la désorganisation des structures. L'éclaircissement des pièces se fait dans 2 bains de toluène pendant 1 heure pour chacun, ce qui permettra l'élimination de l'alcool et la préparation à l'imprégnation de l'organe à la paraffine, car l'éthanol n'est pas miscible à la paraffine.



Figure 25: Une série de bains d'alcool éthylique (Photo personnelle).

+ Imprégnation et coulage des blocs de paraffine :

Les pièces placées dans un mélange 50% de toluène et 50% de paraffine fondue sont mises à l'étuve (57°C) une heure afin d'initier l'infiltration dans la paraffine. Les échantillons récupérés sont mis dans des cassettes numérotées puis plongés dans deux bains successifs de paraffine fondue, le premier bain pendant 1 heure et le second pendant 11 heures.

+ Réalisation des coupes :

Cette opération a été réalisée à l'aide d'un microtome de type Leica (**figure 26**), qui consiste à débiter en tranches fines de quelques microns (4-5 μm), les fragments d'organes inclus dans la paraffine. Chaque ruban de coupe est étalé sur une lame enduite de deux gouttes de liquide d'étalement (0,2% de gélatine) puis séché pendant 24 heures dans une étuve à 37°C.



Figure 26: Microtome de type Leica au niveau de laboratoire d'anatomopathologie de l'école nationale supérieure des sciences vétérinaires d'Alger El Harrach (Photo

Déparaffinage et réhydratation :

Avant de procéder à la coloration des lames nous devons les déparaffiner et les réhydrater, car les colorants les plus utilisés en histologie sont aqueux. La réhydratation s'effectue selon une séquence inverse de celle de la déshydratation. Elle consiste en deux bains de toluène, puis en bains d'alcool éthylique de degré décroissants (100°, 90°, 70°), enfin un bain d'eau distillée.

Coloration topographique :

Le but de la coloration histologique est la différenciation optique qui consiste à faire ressortir des constituants déterminés de la préparation microscopique. La coloration effectuée est celle « D'hématoxyline éosine » et la coloration de « Trichome de Masson ».

• Coloration d'hématoxyline éosine :

Avant la coloration, on procède au déparaffinage des coupes en plongeront les lames dans deux bains successifs de toluène pendant (5 min) pour chaque bain.

* Réhydratation des coupes avec de l'alcool éthylique à concentration décroissantes :

-1^{er} bain a 100° , 2^{ème} bain a 90° et 3^{ème} bain à 70° pendant 60 secondes pour chaque bain puis deux bains a l'eau courante.

-1^{er} bain d'eau pendant (1 min).

-2^{ème} bain d'eau pendant (2 min).

* Coloration des coupes avec de l'hématoxyline pendant (12 min), puis rinçage a l'eau courante dans deux bains : - 1^{er} bain pendant (1 min).

- 2^{ème} bain pendant (2 min).

* Coloration à l'éosine pendant (5 min). Le montage des coupes entre lame et lamelle est fait selon la procédure suivante :

Déshydratation à l'alcool éthylique à degré croissant 70° et 90° pendant (30 secondes) et 100° pendant (1 min), puis à deux bains de toluène :

- 1^{er} bain de toluène pendant (5 min).

- 2^{ème} bain de toluène pendant (5 min).

- **Coloration de Trichome de Masson :**

Les deux étapes (déparaffinage et réhydratation) sont idem à la coloration (hématoxyline éosine).

* Coloration des coupes avec de l'hématoxyline pendant (12 min), puis rinçage à l'eau dans deux bains pendant (3 min) pour chaque bain.

* Lavage à l'eau acétifiée : - 1^{er} bain pendant (1 min).

- 2^{ème} bain pendant (1 min).

* Coloré pendant (5 min) par le ponceau, rincer à l'eau acétifiée pendant (2 à 5 min) dans deux bains :

- 1^{er} bain pendant (1 min).

- 2^{ème} bain pendant (2 min) ne dépasse pas (3 min).

* Coloré par le mélange orangé (Acide.6.phosphomolybdique.9)

* Rincer à l'eau acétifique.

* Coloré par le bleu d'aniline pendant (1 min à 15s), puis rincer à l'eau.

* La déshydratation idem à la 1^{ère} coloration.



Figure 27: Les différentes étapes de la coloration d'hématoxyline éosine (**Photo personnelle**).



Figure 28: Les différentes étapes de la coloration de Trichome de Masson (**Photo personnelle**).

CHAPITRE 5 :

RESULTATS

ET

DISCUSSION

5. Résultats:

5.1. La mesure de la distance ano-génitale (DAG) :

La classification des mâles en fonction de leur DAG moyenne est présentée dans le **Tableau 01** et la **Figure**. La DAG moyenne chez les mâles utilisés dans notre expérimentation était de **14.52 ± 0.37mm**. 60% des mâles ont présenté une DAG supérieure à la DAG moyenne (**DAGg= 17.08 ± 0.38 mm**) par contre 40 % avec une DAG inférieure à la DAG moyenne (**DAGp= 09.08 ± 0.28 mm**).

Tableau 01:Classification des mâles en fonction de leur DAG (moyenne± écart-type).

DAG	DAG1 (mm)	DAG2 (mm)	DAG3 (mm)	DAGm (mm)
Lapin (n=10)	14.49± 2.14	14.56 ± 2.49	14.50± 2.31	14.52 ± 0.37
Min	9.32	8.75	09.15	09.08
Max	16.64	17.35	17.25	17.08

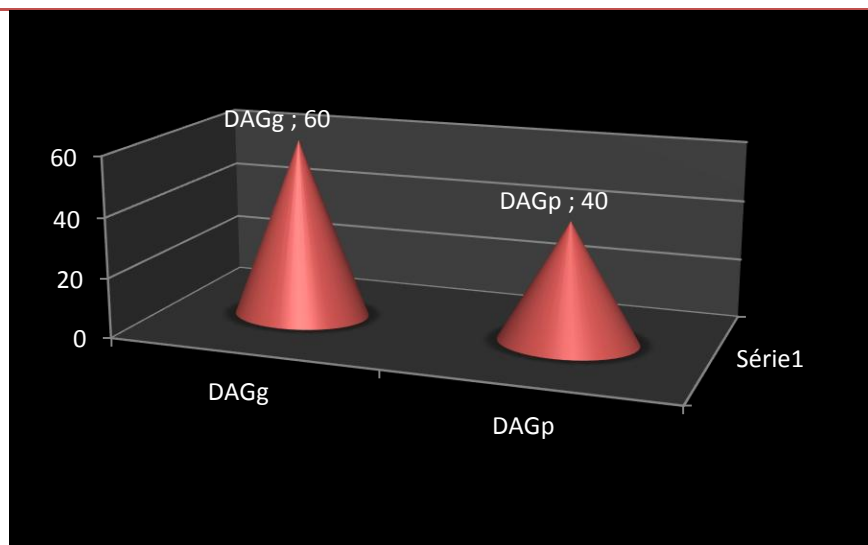


Figure 29 : Classification des mâles en fonction de leur DAG.

5.2. DAG en fonction du marquage mentonnier (MM):

La relation entre la DAG du lapin mâle et son marquage mentonnier est illustrée dans le **Tableau 02** et la **Figure 30**. Nos résultats indiquent que les mâles

avec une DAG grande marquent plus leurs territoires comparés aux mâles avec une DAG petite. Nous avons trouvé qu'il n'y a une faible corrélation positive ($r = 0.20$) entre la DAGm et le marquage mentonnier.

Tableau 02 : Classification des DAG des mâles en fonction de leur MM.

DAG	MMm
GAGg = 16.09 ± 0.62	20.40 ± 13.67
DAGp = 12.77 ± 2.53	30.02 ± 17.07

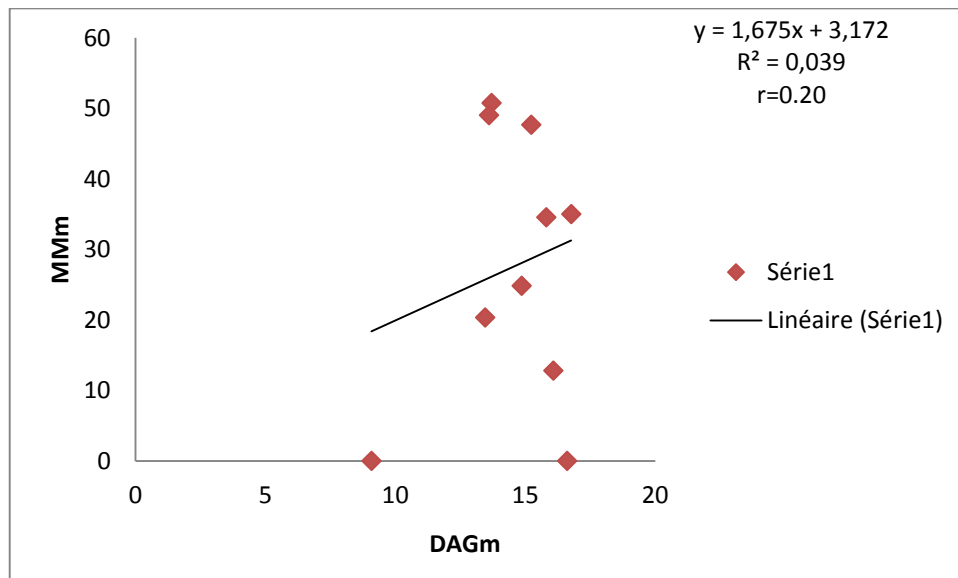


Figure 30 : Relation entre la DAG du lapin et son MM.

5.3. Effet de la DAG sur le diamètre de la glande mentonnière:

La relation entre la DAG et la longueur de la glande est illustrée dans la **Figure 31**. En effet, le coefficient de corrélation ($r = 0.14$) indique qu'il y a une corrélation faible entre la DAG et la longueur de la glande mentonnière.

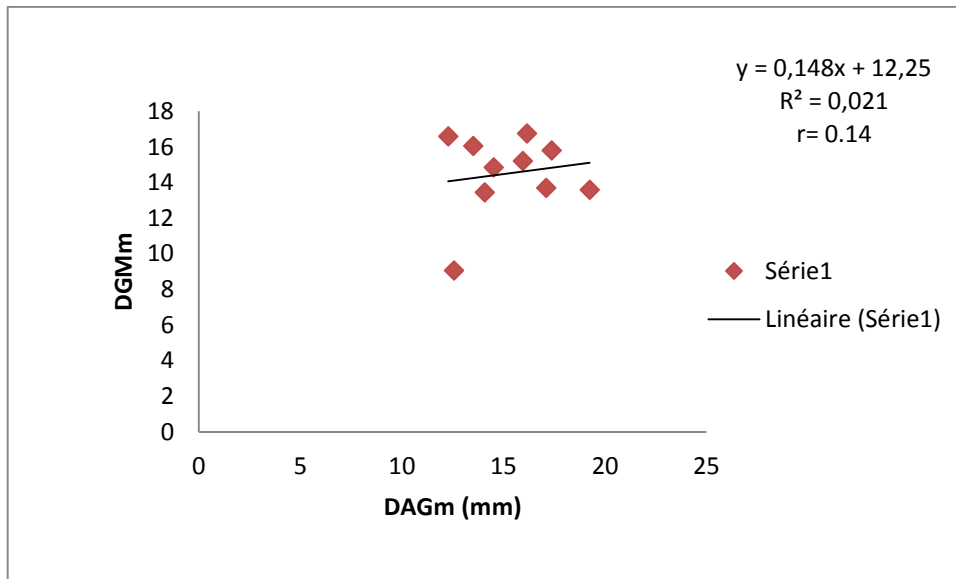


Figure 31 : Relation entre la DAG et la longueur de la glande mentonnière.

5.4. Effet du Marquage mentonnier sur le diamètre de la glande mentonnière:

L'effet du marquage mentonnier sur le diamètre de la glande mentonnière est présenté dans la **Figure 32**. Nos résultats montrent que les mâles qui marquent plus leur territoire présentent un diamètre de leur glande plus important. Le coefficient de corrélation (r) est très fort et positive ($r = 0.91$).

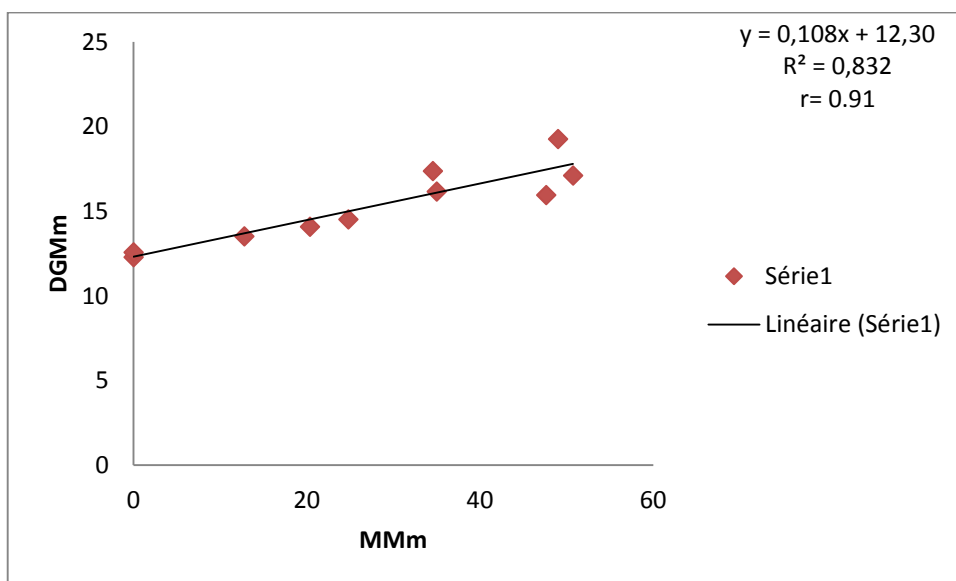


Figure 32 : Effet du MM sur le diamètre de la glande mentonnière.

5.5. Relation entre la DAG et le poids du lapin :

La relation entre la DAG et le poids des mâles est mentionnée dans la **Figure 33**. Le coefficient de corrélation entre le poids des mâles et leurs DAG est positive et moyen ($r= 0.549$).

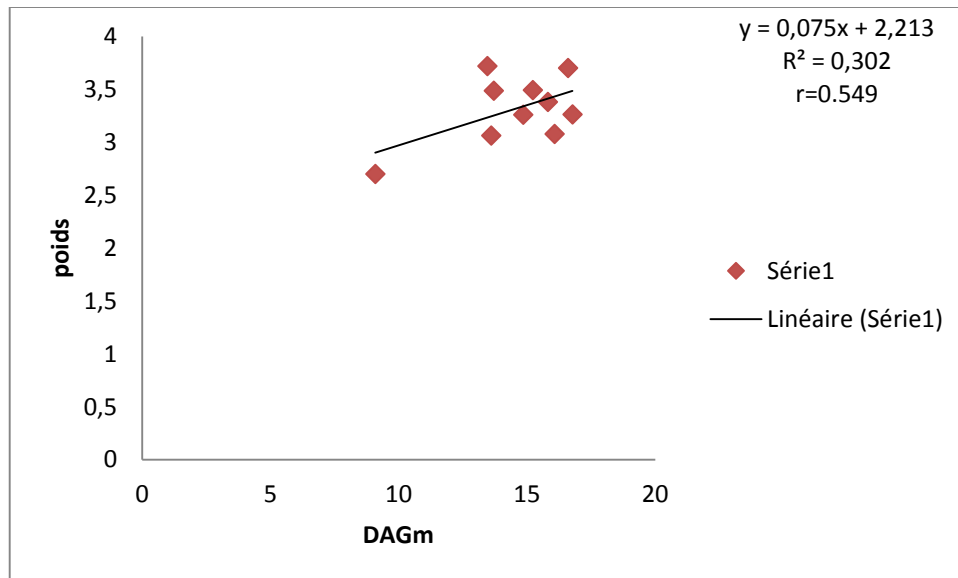


Figure 33 : Relation entre le poids des lapins et leur DAGm.

5.6. Relation du marquage mentonnier et le poids :

La relation entre le poids du mâle et le marquage mentonnier est mentionnée et illustrée dans la **Figure 34**. Le coefficient de corrélation (r) entre le poids du mâle et sa DAG était positive mais faible ($r=0.170$).

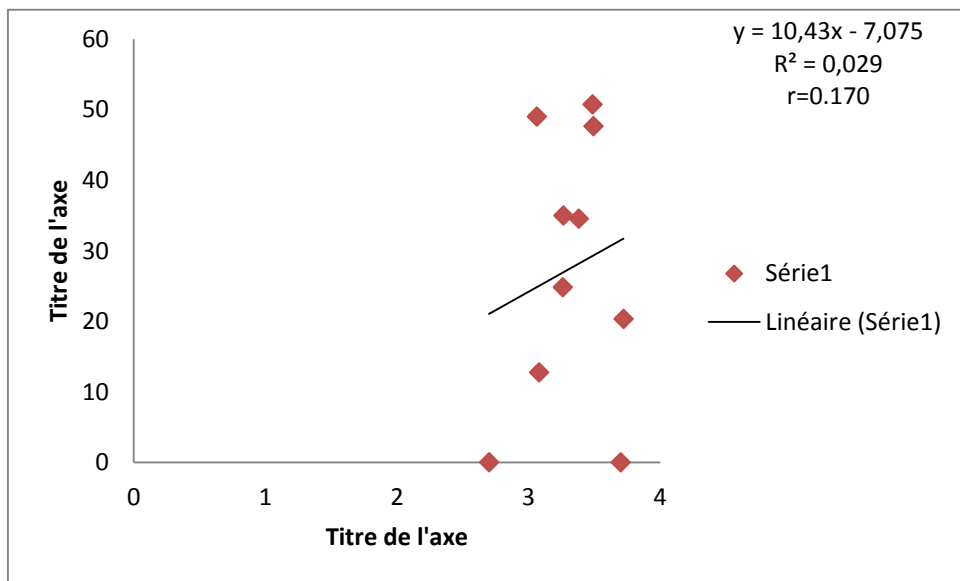


Figure 34 : Relation entre le poids et le marquage

5.7. Relation entre la satiété sexuelle des lapins et leur MM:

La variation du marquage mentonnier en fonction de la satiété des mâles est présentée dans le **Tableau 03** et la **Figure 35**. Nos résultats indiquent qu’il existe une différence très significative dans les variations du marquage mentonnier des mâles en fonction de leurs satiétés. Il y a une diminution hautement significative de MM après la satiété (43.38 ± 28.85 --- \rightarrow 12.95 ± 11.06).

	MM (moyenne \pm écartype).
Avant la satiété	43.38 ± 28.85
Après la satiété	12.95 ± 11.06

Tableau 03 : Variation de MM en fonction de la satiété des lapins.

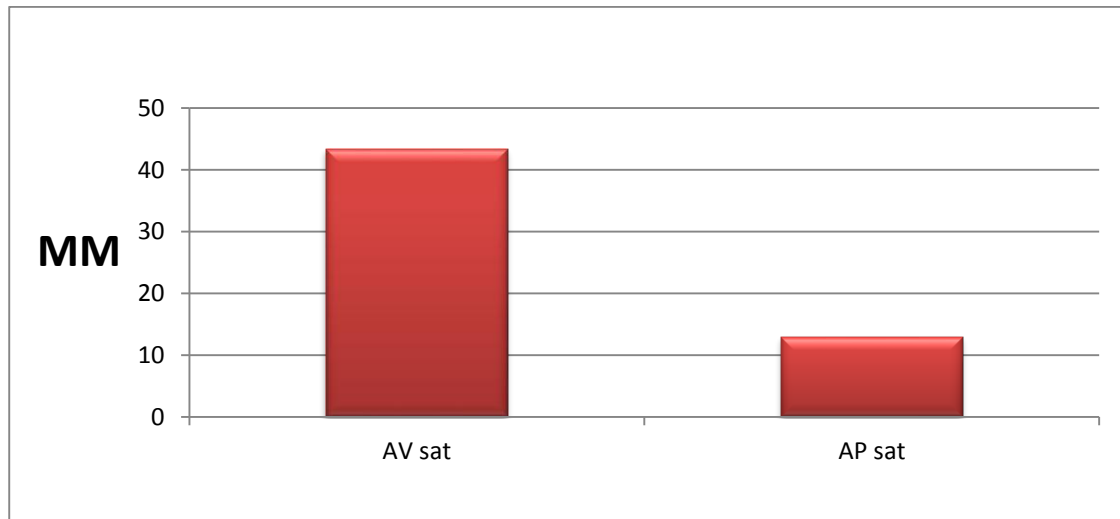


Figure 35 : Variation de MM en fonction de la satiété des lapins.

❖ 6. Résultats de l'étude histologique :

Nous avons réalisé des coupes histologiques sur les testicules des lapins mâles de population locale. Pour mettre en évidence les différentes structures et constituants du parenchyme testiculaire, nous avons réalisé deux coloration topographique (hématoxyline éosine et trichome de Masson).

- **L'hématoxyline éosine (HE)** : C'est une coloration standard utilisée en histologie. Dans notre travail nous l'avons utilisé pour mettre en évidence les cellules résidentes ou infiltrant le testicule (**Figure 36**).
- **Le trichome de Masson** : La coloration de trichome de Masson permet de distinguer la lame basale des tubes séminifères et les délimitations cytoplasmiques des cellules (**Figure 37**).

6.1. Observation histologique des testicules:

L'ensemble des observations microscopiques réalisées sur les coupes sont reportées sur le tableau 4 :

RESULTATS ET DISCUSSION

Numéro de mâle	Observation
1	La majorité des tubes séminifères présentent un épithélium épais et une lumière bien ouverte.
2	Les tubes séminifères présentent un épithélium intact, pas de dégénérescence, les lumières sont moyennement ouverts.
3	La majorité des tubes séminifères présentent un épithélium épais, ferme et pas de lésions et une lumière moyennement ouverte.
4	La majorité des tubes séminifères présentent des lumières plus ou moins grandes. L'épithélium de certains tubes est légèrement dégénéré.
5	La majorité des tubes séminifères ont une lumière petite contenant quelques cellules. Quelques un présentent un épithélium légèrement dégénérés.
6	La plupart des tubes séminifères présentent peu de dégénérescences de l'épithélium. La lumière et petite.
7	La totalité des tubes séminifères présentent une lumière moyennement ouverte. L'épithélium plein, bien structuré et ne présente aucune lésion
8	La totalité des tubes séminifères présentent une lumière moyennement ouverte pas de dégénérescences de l'épithélium.
9	La plupart des tubes séminifères présentent une lumière moyennement ouverte avec des dégénérescences de l'épithélium.
10	La lumière des tubes séminifères est étroite. L'épithélium présente pour la majorité quelques dégénérescences.

Tableau 4 : Etude histologique des coupes des testicules des lapins colorés par trichome de Masson et hématoxyline éosine.

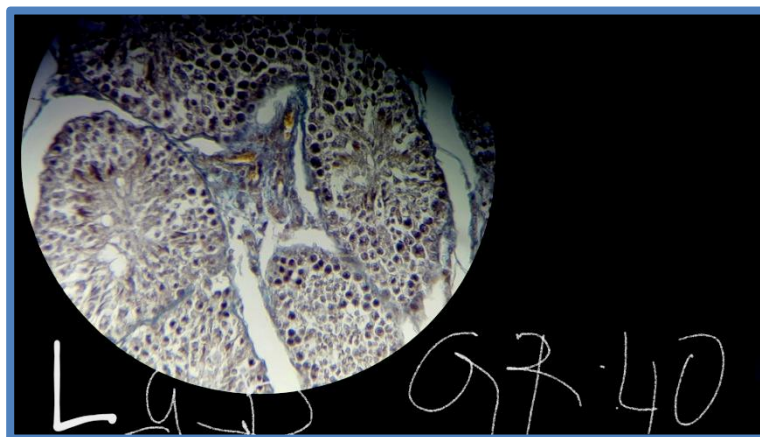


Figure 36 : Coupe histologique du testicule du lapin coloré par coloration d'Hématoxyline d'éosine (Gr:40) (**Photo personnel**).

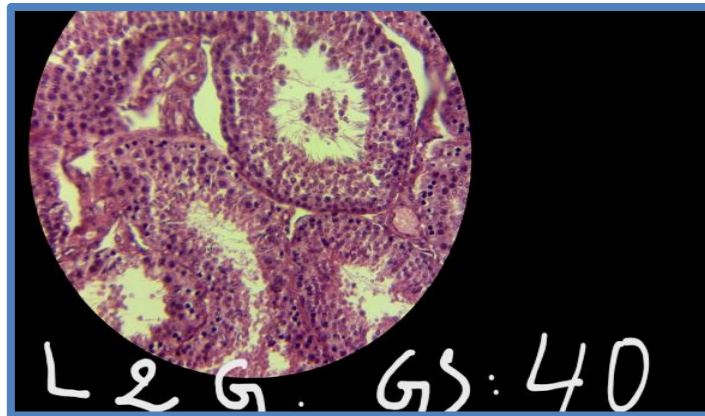


Figure 37: Coupe histologique du testicule du lapin coloré par coloration de Trichome de Masson (Gr:40) (photo personnel).

❖ 7. Résultats Histomorphométrique:

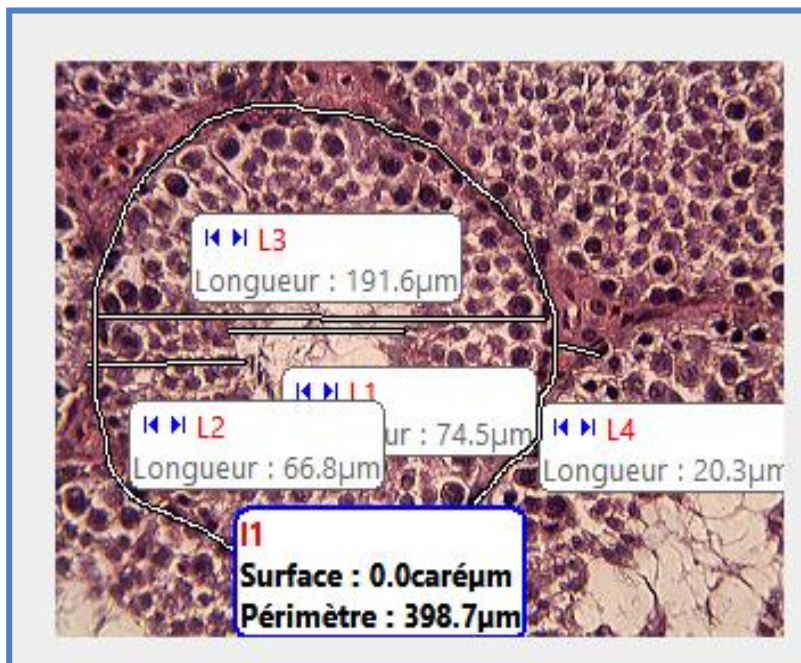


Figure 38: Etude histomorphométrique du parenchyme testiculaire des lapins mâles après avoir subit une expérience d'exhaustion.

7.1. Effet de l'exhaustion sur la surface des tubes séminifères:

La relation entre l'exhaustion et la surface des tubes séminifères est illustrée dans la **figure 39**. En effet, le résultat ($r=0.083$) indique qu'il n'y a une corrélation faible et négative entre l'exhaustion et la surface des tubes séminifères.

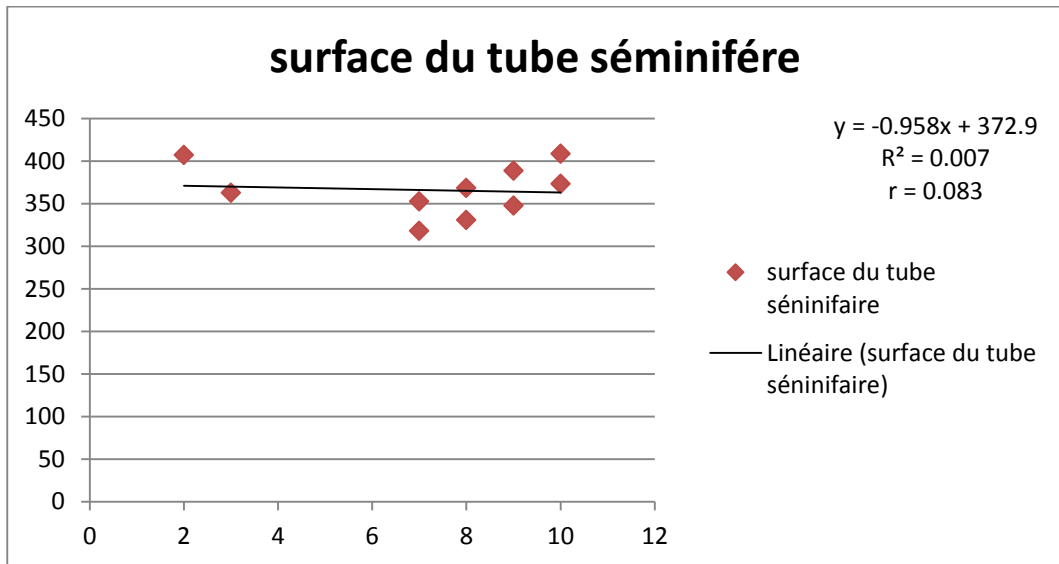


Figure 39 : Relation entre l'exhaustion et la surface des tubes séminifères.

7.2. Effet de l'exhaustion sur l'épaisseur de l'épithélium séminifère :

La relation entre l'exhaustion et l'épaisseur de l'épithélium séminifère est illustrée dans la **figure 40**. En effet, le résultat ($r=0.04$) indique qu'il y a une très faible corrélation entre l'exhaustion et l'épaisseur de l'épithélium.

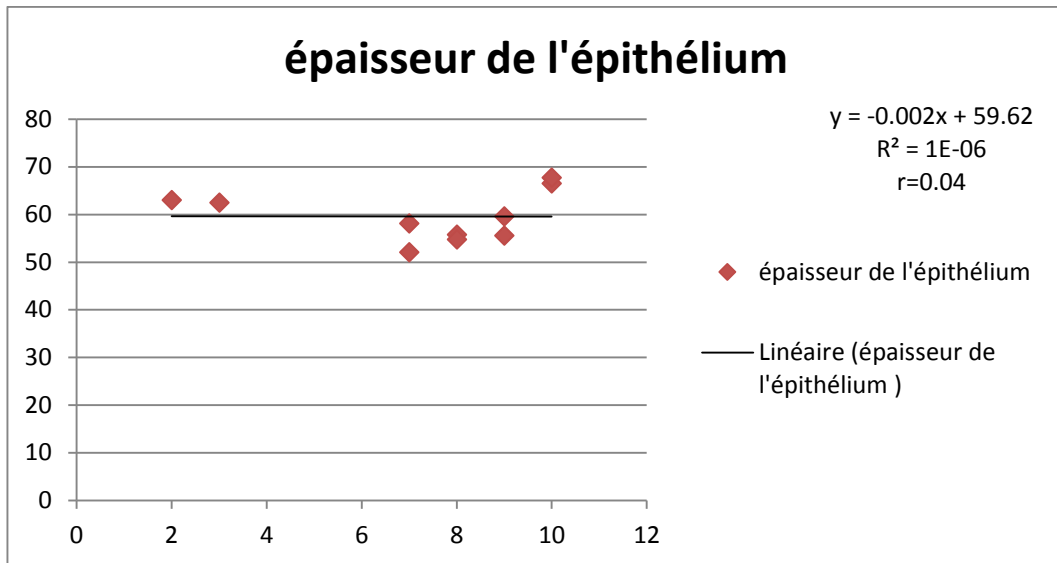


Figure 40 : relation entre l'exhaustion et l'épaisseur de l'épithélium séminifère.

7.3. Effet de l'exhaustion sur le diamètre de la lumière des tubes séminifères :

La relation entre l'exhaustion et le diamètre de la lumière de tube séminifère est illustrée dans la **figure 41**. En effet, le résultat ($r=0.28$), indique qu'il y'a une corrélation faible et positive entre l'exhaustion et le diamètre de la lumière.

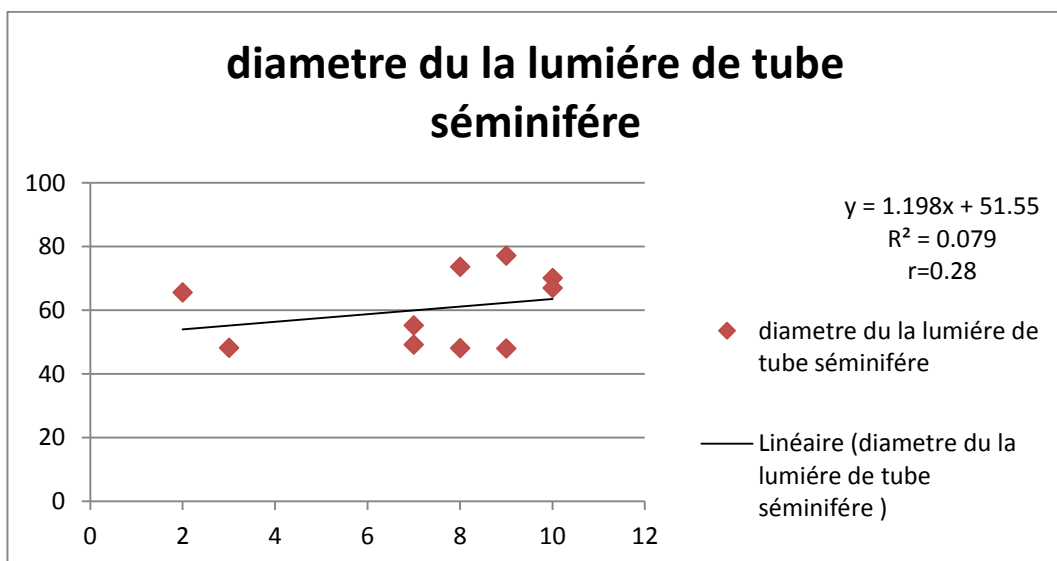


Figure 41 : Relation entre l'exhaustion et le diamètre de la lumière.

7.4. Effet de l'exhaustion sur le diamètre du tube séminifère:

La relation entre l'exhaustion et le diamètre du tube séminifère est illustrée dans la **figure 42**. En effet, le résultat ($r=0.202$), indique qu'il y'a une corrélation faible et négative entre l'exhaustion et le diamètre du tube.

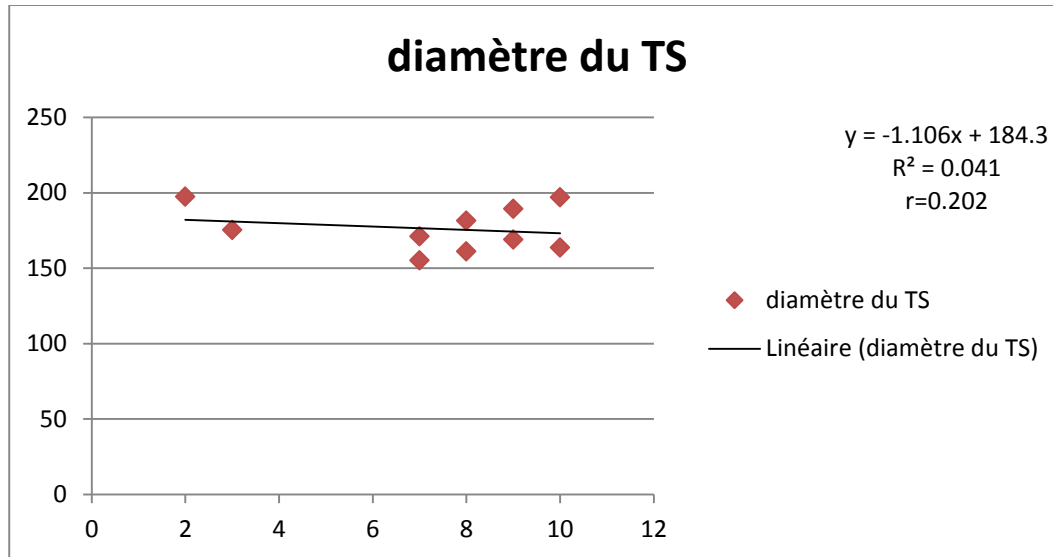


Figure 42 : relation entre l'exhaustion et le diamètre du tube séminifère.

7.5. Effet de l'exhaustion sur les cellules de Sertoli :

La relation entre l'exhaustion et le diamètre des cellules de Sertoli est illustrée dans la **figure 43**. En effet, le résultat ($r=0.792$), indique qu'il y'a une corrélation forte et négative entre l'exhaustion et les cellules.

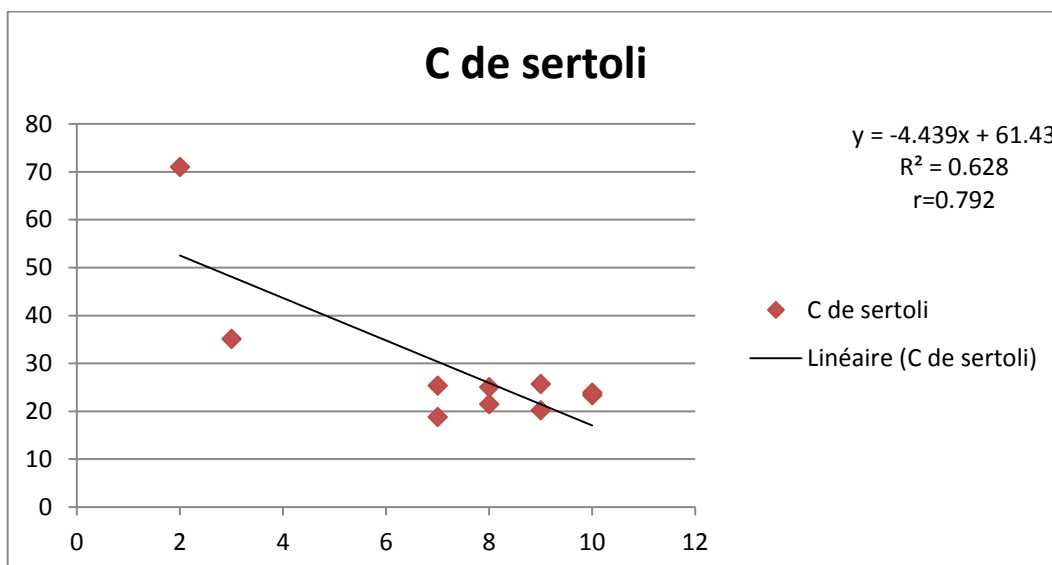


Figure 43 : relation entre l'exhaustion et les cellules de Sertoli.

8. Discussion:

8.1. Poids du lapin

8.1. a. Effet sur le marquage mentonnier

Nos résultats indiquent que la relation entre le poids et le marquage mentonnier est très faible ($r= 0.170$). De la même manière (**Arteaga et al, 2008**), ont échoué de trouver une relation consistante entre le poids et le marquage mentonnier. Alors que chez plusieurs espèces de mammifères comme le lapin, sous les conditions naturelles. (**Archer., 1988**), ont montré que le poids est corrélé avec la dominance sociale.

8.1. b. Effet sur la DAG

Une relation faible a été retrouvée entre le poids du mâle et sa DAG. Nos résultats sont supérieurs à ceux de (**Zerrouni et Aifi., 2015**). Chez les souris et les rats, (**VomSaal et Dhar., 1992**), rapportent que certaines des variabilités présentes dans la DAG peuvent s'expliquer par le poids de l'animal qui est mesuré. Les animaux lourds ont tendance à avoir une DAG plus longue que les animaux plus légers. En revanche, un certain nombre d'études, ont trouvé que les variations de poids ne comptent pas pour une proportion significative dans la variabilité des mesures de la DAG (Entre les animaux, les communications par les substances chimiques sont aidées par la présence de plusieurs glandes (glandes anales, inguinales et mandibulaires ou mentonnières) (**Goodrichet et al, 1972**).

8.2. Distance ano-génitale

8.2.a. Effet sur le marquage mentonnier

L'étude a permis de montrer à première vue que la DAG moyenne des lapins était de $22,98 \pm 1,98$ mm. La DAG a un effet significatif sur le marquage mentonnier. Lorsque la DAG augmente le MM augmente. Les résultats concernant le marquage mentonnier montrent que les mâles avec une DAG grande (**60 %**) marquent plus leur

territoire comparé aux mâles avec une DAG petite (**40 %**). Ceci est en accord avec les constatations rapportées par (**Hudson et al., 1992; Arteaga et al., 2008**), qui ont montré que les femelles avec une DAG grande marquent plus leur territoire par les glandes mentonnières que les femelles avec une petite DAG.

8.2.b. Effet sur la longueur de la glande mentonnière

Dans nos conditions expérimentales la relation entre la distance ano-génitale et la longueur de la glande mentonnière était faible contrairement aux résultats trouvés par **Zerrouni et Aifi (2015)**.

8.3. Satiété sexuelle

8.3.a. Effet sur le marquage mentonnier

Nos résultats indiquent qu'il existe une différence significative dans les variations du marquage mentonnier des mâles en fonction de leurs satiétés. Il y a une diminution hautement significative de MM après la satiété et ces résultats sont similaires à ceux rapportés par (**González-Mariscal et al., 1997**), qui ont montré que la copulation ad libitum a

Nettement réduit la fréquence de marquage, chez tous les mâles à 2 h après la dernière éjaculation et la fréquence de marquage a été réduite. Cet effet était évident dans tous les tests, quelle que soit leur durée ou le nombre d'événements de copulation qui ont été observés.

8.4. Distance de la glande mentonnière

8.4.a. Effet sur le marquage mentonnier

Les résultats concernant la distance de la glande mentonnière en fonction du marquage mentonnier sont similaires à ceux de (**Zerrouni et Aifi 2015**). Les mâles qui ont une glande mentonnière de grand diamètre, marquent beaucoup plus leur territoire par rapport aux mâles qui présentent une glande mentonnière à petit diamètre.

8.4.b. Effet de l'exhaustion sur la surface des tubes séminifères:

Nous constatons d'après les résultats que les mâles qui ont une surface des tubes séminifères plus importante résistent plus et présentent une activité sexuelle

plus longue comparé aux mâles qui ont une surface des tubes séminifères moins importante.

8.4.c. Effet de l'exhaustion sur l'épaisseur de l'épithélium:

Nous constatons d'après les résultats que les mâles qui ont un épithélium plus épais résiste plus et atteignent leur exhaustion tardivement contrairement aux mâles avec un épithélium moins épais.

8.4.d. Effet de l'exhaustion sur le diamètre de la lumière des tubes séminifères

Nous constatons d'après les résultats que la lumière du tube séminifère est moyennement ouverte et le diamètre de la lumière des tubes séminifère n'a pas d'influence sur l'activité sexuelle des lapins mâles, où les mâles qui résistent plus et qui atteignent tardivement l'exhaustion ont un diamètre de la lumière plus important que les mâles qui résistent moins.

8.4.e. Effet de l'exhaustion sur les cellules de sertoli

Nous constatons d'après les résultats que les mâles qui ont un nombre important des cellules de sertoli résistent moins et atteignent leur exhaustion rapidement contrairement aux mâles qui présentent un nombre des cellules moins importants.

8.4.f. Effet de la DAG sur les structures histologique (surface des tubes séminifères, l'épaisseur de l'épithélium, la lumière du tube séminifère)

Nous constatons d'après des résultats que les mâles qui ont une (DAGg) ont une surface et un épithélium du tube séminifère et une activité sexuel plus importante que les males qui ont une (DAGp).

Conclusion

Au terme de ce travail portant sur les liens entre la distance ano-génitale (DAG) chez le lapin mâle de population locale et le comportement sexuel (marquage mentonnier), et en deuxième l'impact de la satiété et l'exhaustion sexuelle sur certains paramètres histologiques et histomorphométriques.

En ce qui concerne la DAG, ses effets peuvent se résumer comme suit:

- ❖ On a trouvé que les variations de poids ne comptent pas ni pour une proportion significative dans la variabilité des mesures de la DAG ni sur le comptage de marquage mentonnier.
- ❖ Les lapins à grandes DAG sont plus agressifs, marquent plus leur territoire, chevauchent et marquent plus les femelles. Par contre les mâles avec une DAG petite sont calmes et timides.
- ❖ Les mâles qui marquent plusieurs territoires ayant une capacité sexuelle très importante.
- ❖ Après exposition du mâle à plusieurs femelles (4 femelle/j pendant 2 à 10 jours), on observe l'épuisement et diminution de l'activité sexuelle du mâle.

L'étude histologique et histo-morphométrique des testicules nous a permis de constater que :

- ❖ Nous avons conclu d'après les résultats de la relation entre l'exhaustion et l'épaisseur de l'épithélium du tube séminifère que les mâles qui ont un épithélium plus épais sont plus fertiles.
- ❖ Ainsi que la surface du tube séminifère, les mâles qui ont une surface du tube plus importante sont plus actifs.
- ❖ Ce qui concerne la lumière du tube séminifère et les cellules de Sertoli nous avons conclu que moins la lumière de tube et le nombre de cellules est importants plus les mâles sont actifs.

Recommandations ET perspectives:

- Ces résultats pourraient être intégrés aussi dans le travail des éleveurs et des améliorateurs (renouvellement des mâles reproducteurs de l'élevage, programmes d'amélioration génétique,...), au moins, le fait que les lapins à petites DAG semblent présenter des insuffisances au niveau comportemental.
- Une étude histo-morphométrique pourrait être réalisée pour confirmer qu'on peut apprécier la fertilité des mâles par rapport à leur DAG.
- Une étude complémentaire sur un grand effectif serait intéressante à mettre en place pour connaître les effets de la DAG sur les différents paramètres étudiés notamment la fertilité.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

A

- Abe K., Takano H. et Ito T. (1983). Ultrastructure of the mouse epididymal duct with speciale reference to the regional difference of the principal cells. Arch. Histol. Jpn. 46 :51-68.
- Abou-Haila A. et Fain-Maurel M.A. (1984). Regional differences of the proximal part of mouse epididymis : morphological and histochemical characterization. Anat. Rec. 209 :197-208.
- Abou-Haila, A., et Tulsiani, D.R.(2000). Mammalian sperm acrosome : formation, contents, and function. Arch Biophys, 379(2), 173-182. Doi : 10.1006/abbi.2000.1880.
- Abraham I., et Kierszerbaum, 2006. Histologie et biologie cellulaire.
- Adamali H.I., Huang J.Q., Mahuran D., Gravel R.A., Trasler J.M. et Hermo L. (1999b). I. Abnormalities in cells of the testis, efferent ducts, and epididymis in juvenile and adulte mice with beta-hexosaminidase A and B deficiency. J. Androl. 20 : 779-802.
- Allais-Bonnet, A., et Pailhoux , E.(2014). Role of the parion protein family in the gonades. Front cell Dev Biol, 2,56. Doi : 10.3389/fcell.2014.00056.
- Alvarino J.M.R. (2000). Reproductive performance of male rabbits. In : Proc. 7th Word Rabbit Congr., Valencia Jul., 2000. Vol. A : 13-35.
- Alvarino M.R. (1993). Control de la reproduccion en el conejo. 1^{er} éd., IRYDA, mundi-prensa, 137p.
- Amann R.P. et Lambiase J.T. (1967). The male rabbit. I. Changes in semen characteristics and sperm outup between puberty and one year of age. J.Rerod. Fert. 14 : 329-332.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

Amann R.P. et Lambiase J.T. (1969). The male rabbit. III. Determination of daily sperm production by means of testicular homogenates. J.Anim. Sci. 28 : 369-374.

Anonyme 1 : WWW.bio-top/ Schéma/testicule structure., (2006).

Anonyme 2 : In W.J. Banks Applied Vétérinary Histology, Third Edition. Mosby year. Book. (1993).

Arimitsu, N., Kogure, T., Baba, T., Nakao, K. Hamamoto, H., sckimizu, K., . . . Tani, K . (2011). P125/Sec 23- interacting protein (Sec 23ip) is required for spermiogenesis FEBS Lett, 585(14), 2171-2176. Doi : 10.1016/j. febslet.2011.05.050.

Avanzi., 2007. Le lapin Romand Vol1 n° 1 Avril 2011.

B

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

Barone R., 1976. Anatomie comparée des mammifères domestiques : Tome 4 : Splanchnologie : Laboratoire d'anatomie.-Lyon, ENV.-879p.

Bedford J.M. (1963). Morphological changes in rabbit spermatozoa during passage though the epididymis. J. Reprod. Fert. 5 : 169-177.

Belabbas R., 2009. Etude des principales composantes biologiques de la prolificité et facteurs de variations du poids fœtal chez la lapine de population locale (*Oryctolagus cuniculus*). Mémoire de Magistère en Sciences Vétérinaires (El Harrach-Alger),93p.

Belhadi S., 2004. Characterization of local rabbit performance; 8th World Rabbit Congress Puebla (Mexico). World Rabbit Science Association September (2004) 218-223.

Bencheick, 1995. Effet de la fréquence de collecte de la semence sur les caractéristiques du sperme et des spermatozoïdes récoltés chez le lapin ; Ann.Zootech .44, 263-279p.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- Bencheikh N. (1993). Production de sperme et fertilité du lapin mâle. *Oryctolagus cuniculus*. Effets de la fréquence de collecte et du type génétique. Thèse d'état. Ecole Nationale Agronomique de Toulouse : 142p.
- Berchiche M., Kadi SA., 2002. The Kabyle rabbits (Algeria). In rabbit genetic resources in Mediterranean countries Options Méditerranéennes série B Ciheam Zaragoza, N° 38 1120
- Berchiche M., Kadi SA., Lounaouci G. 2000. Elevage rationnel de lapin de population locale: alimentation, croissance et rendement à l'abattage .5èmes journées de recherche dur les productions animales "conduite et performances d'élevages, 13, 14 et 15 Novembre 2000, p.293-298.
- Berger M., Jean-Faucher C.H., De-Turckheim M., Veysiere G., Blanc M.R., Poirier J.C. et Jean C. (1982). Testosterone, luteinizing hormone (LH) and follicle stimulating hormone (FSH) in plasma rabbit from birth to adulthood. Correlation with sexual and behavioural development. *Acta Endocrinol.* 99 : 459-465.
- Berruti, G., et Paiardi, C. (2011). Acrosome biogenesis : Revisiting old questions to yield new insights. *Spermatogenesis*, 1(2), 95-98. Doi : 10.4161/Spmg.1.2.16820.
- Beyer, C., Velazquez, J., Larsson, K., et Contreras, J.L. 1980. Androgen regulation of the motor copulatory pattern in the male New Zealand White rabbit. *Horm. Behav.* 14, 179–190.
- Beyer, C., Velazquez, J., Larsson, K., et Contreras, J. L. 1980. Androgen regulation of the motor copulatory pattern in the male New Zealand White rabbit. *Horm. Behav.* 14, 179–190.
- Bonnes G., Desclaude J., Desclaude J., Drogoul C., Gadoud R., Jussiau R., Le Loc'h A. Montémas L. et Robin G. (2005). *Reproduction des animaux d'élevage*. 2^{ème} Ed. Educagri : 407p.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

Boulbina I, 2011. Caractérisation de la semence du lapin de population locale (*Oryctolagus cuniculus*). Mémoire en vue de l'obtention du diplôme de Magistère en science vétérinaire. Option : Élevage et Pathologie Avicole et Cunicole.

Boumahdi Z., Belabbas R., Theau-Clément M., Bolet G., Brown Peter J., Kaidi R. 2009. Behavior at birth and anatomo-histological changes studies of uteri and ovaries in the post partum phase in rabbits. *European Journal of Scientific Research*. V. 34, N°4, 474-484.

Boumahdi-Merad Z., 2012. Etude de l'ovulation et des caractéristiques ovariennes chez les lapines de population locale en fonction de la réceptivité sexuelle dans la région de la Mitidja. Thèse de Doctorat Sc. Sciences. Université Blida1. 275p.

Boumahdi-Merad Z., Berbar A., Belabbas R., Theau-Clément M., Bolet G., Brown Peter J., Kaidi R., 2011. A Comparative study on the follicular dynamics between sexually receptive and non-receptive Algerian female rabbits after mating. *European Journal of Scientific Research*. V.53, N°1, 93-107.

Boumahdi-Merad Z., Theau-Clément M., Belabbas R., Kaidi R. 2014. Ovarian Structures During Sexual Receptivity at Mating and Post Coïtum Stage in Algerian Rabbits: A Comparative Study. *Journal of Agricultural Science*; Vol. 6, No. 1; 2014.

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.

C

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.

D

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

F

Flickinger C.J., Howards S.S. et English H.F. (1978). Ultrastructural differences in efferent ducts and several regions of the epididymis of the hamster. Am. J. Anat. 152 : 557-585.

G

Gacem M., Bolet G. 2005. Création d'une lignée issue du croisement entre une population locale et une souche européenne. 11èmes journées de la recherche cunicole, 29-30 Novembre 2005, Paris, p. 15-18.

Gacem M., Bolet G., 2005. Création d'une lignée issue du croisement entre une population locale et une souche améliorée pour développer la production cunicole en Algérie. 11èmes J. Rech. Cunicole, Paris, 29-30 nov. 2005, ITAVI, 15-18 p.

Gacem M., Zerrouki N., Lebas F. et Bolet G., 2008. Strategy for developing rabbit meat production in Algeria: Creation and selection of synthetic strain. In 9th World Rabbit Congress. June 10-13. Verona.Italy, 85-89. <http://world-rabbit-science.com/WRSAProceedings/Congress-2008-Verona/Papers/G-Gacem.pdf>

Glover T.D. et Nicander L. (1971). Some aspects of structure and function in the mammalian epididymis. J. Reprod. Fertil Suppl. 13 : 39-50.

González-Mariscal G., Melo Al., Zavala A., Beyer C., 1990. Variations in chin-marking behavior of New-Zealand female rabbits throughout the whole reproductive-cycle. Physiology and Behavior, 48:361–365.

H

Hamilton D.W. (1990). Anatomy of mammalian male accessory reproductive organs. In Marshall's Physiology of Reproduction, reproductive in the male. Ed GE Lammi. Church. Livingst., Edinburgh. 2 : 691-746.

Hazard J. et Perlemuter L. (2000). Endocrinologie, Abrégé. Edition Masson, Paris : 363-375.

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

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

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.

Huang, W.P., et Ho, H.C. (2006). Role of microtubule-dependent membrane trafficking in acrosomal biogenesis . Cell Tissue Res, 323(3),495-503. Doi : 10.1007/s 00441-005-0097-9.

Hudson R., González-Mariscal G., Beyer C., 1990. Chin marking behavior, sexual receptivity, and pheromone emission in steroid-treated, ovariectomized rabbits. Hormone and Behavior 24:1–13.

J

Jardin A. et De Fourmestreaux N. (1984). In Mauvais-Jarvis P. médecine de la reproduction masculine. Ed. Flammarion Med. Sci. : 15-23.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

Johnson D.S., Jelinsky S.A., Bang H.J., Dicandoloro 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.* 73 : 404-413.

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

K

Kato, A., Nagata, Y., et Todokoro, K. (2004). Delta-Tubulin is a component of intercellular bridges and both the early and mature perinuclear rings during spermatogénéses. *Dell Biol*, 269(1), 196-205. Doi : 10.1016/j. ydbio.2004.01.026.

L

Lebas F. (2009). Biologie du lapin. Sous chapitre 7.2. Reproduction du mâle. <http://www.cuniculture.info/docs/indexbiol.htm>. (accès 03/2009).

Lebas F., Coudert P., De Rochambeau H. et Thébault R.G. (1996). Le lapin, élevage et pathologie (nouvelle édition révisée). FAO éditeur, Rome : 227p.

Lebas F., 2002. Biologie du lapin <http://www.cuniculture.info/Docs/indexbiol.htm>.

Lebas F., 2010. Biologie du lapin. <http://www.cuniculture.info/Docs/indexbiol.htm>.

Lebas F., Marinet D., Hennaf R., 1991. La production du lapin 3^{ème} Edition association française de cuniculture, 1991.B.P 50.F.63370. Lempdes ISBV. 269502559656. Lavoisier, 1991.11. rue Lavoisier-f75384. Paris Cedex 08 ISBN. 26856206677360.

Lebas F., Yaoum A., Djago, Kpodekon M., 1996a. Méthodes et Techniques d'élevage du lapin Elevage en milieu Tropical.

M

- Macari M. et Machado C.R. (1978). Sexual maturity in rabbits defined by the physical and chemical characteristics of semen. *Labo. Anim.* 12 : 37-39.
- 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.
- Michele Di Iorio, 2014. Cryopreservation of rabbit semen: effectiveness of different permeable and non-permeable cryoprotectants on post-thaw sperm quality and reproductive performances. Doctorate Thesis. University of Molise Department of Agricultural, Environmental and Food Sciences.132p.
- Moore H.P. et Kelly R.B (1985). Secretory protein targeting in a pituitary cell line : differential transport of foreign secretory proteins to distinct secretory pathways. *J. Cell. Biol.* 101 : 1773-1781.
- Muller Y. et Clos J. (1997). La reproduction (Gonades, gamètes et fécondation). Edition Nathan, Paris : 9-31.

N

- Nezzar N, 2007. Caractéristiques morphologiques du lapin local.Mémoire de Magistère, Université EL Hadj Lakhdar Batna, 86p.

O

- Othmani-Mecif K., Benazzoug Y., 2005. Caractérisation de certains paramètres biochimiques plasmatiques histologiques (tractus génital femelle) chez la population locale de lapin (*Oryctolagus cuniculus*) non gestante et au cours de la gestation ; *Science et technologie C-N°23* pp 91-96.

R

- Ramos A.S., JR., et Dym, M. (1977). Fine structure of the monkey epididymis. *Am. J. Anat.* 149 : 501-531.
- Remas K., 2001. Caractéristiques zootechniques et hormones sexuelles chez les populations locales du lapin domestique *Oryctolagus cuniculus*. Thèse de Magister Ecole Nationale Supérieure Vétérinaire d'Alger (Algérie) 89p.
- Robaire B. et Hermo L. (1988). Efferent ducts, epididymis, and vas deferens : structure, functions, and their regulation. In *The physiology of Reproduction* : 999-1080 Eds Knobil E. et Neill J. Rav. Pres. New-York.
- Robaire B. et Viger RS. (1995). Regulation of epididymal epithelial cell functions. *Biol. Reprod.* 52 : 226-236.
- Robaire B., Hinton B.T. et Orgebin-Crist M.C. (2006). The epididymis. In Neill J.D. (ed.) *Physiol. Of Reprod.* Third. Edition. New-York : Elsevier : 1071-1148.

S

- Seiler P., Cooper T.G. et Nieschlag E. (2000). Sperm number and condition affect the number of basal cells and their expression of macrophage antigen in the murine epididymis. *Int. J. Androl.* 23 : 65-76.
- Serre V. et Robaire B. (1999). Distribution of immune cells in the epididymis of the agings Brown Norway rat is segment-specific and related to the luminal content. *Biol. Reprod.* 61 : 705-714.
- 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.
- Siffori J.P. (2001). L'appareil génital masculin (en ligne). Service d'Histologie, Biologie de la Reproduction et Cytogénétique Hôpital Teno : 1-45.

Skinner J.D. (1967). Puberty in the male rabbit (Brief communication). *J. Reprod. Fert.* 14 : 151-154.

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.

T

Takano H. (1980). Qualitative and quantitative histology and histogenesis of mouse epididymis. With special emphasis on the regional difference (author's transl). *Kaibog. Zass.* 55 : 573-587.

Theau Clément M., Sanchez A., Duzert R., Saleil G., Brun J.M., 2009. Etude de facteur de variation de la production spermatique chez le lapin. 13èmes Journées de la Recherche Cunicole, 17-18 novembre, Le Mans (France), 4p.

Thibault C. et Levasseur M.C. (2001). La reproduction chez les mammifères et l'homme. Nouvelle édition, éd. Ellipses (Paris) : 928p.

Tulsiani, D. R., Abou-Haila, A., Loeser, C.R., and Pereira, B.M. (1998). The biological and functional significance of the sperme acrosome and acrosomal enzymes in mammalian fertilization. *Exp: Cell Res*, 240(2), 151-164. Doi : 10.1006/excr.1998.3943.

V

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

Veri J.P., Hermo L. et Robaire B. (1993). Immunocytochemical localization of the Yf subunit of glutathione S-Transferase P shows regional variation in the staining of epithelial cells of the testis, efferent ducts, and epididymis of the male rat. *J. Androl.* 14: 23-44.

W

Wang, J., Teves , M.E., Shen, X., Nagarkatti-Gude, D.R., Hess, R.A., Henderson, S.C. . . . Zhang, Z. (2012). Mouse RC/BTB 2, a member of the RCC 1 superfamily, localizes to spermatid acrosomal visicales. PLos One, 7(6), e39846. Doi : 10.1371/journal.pone.0039846.

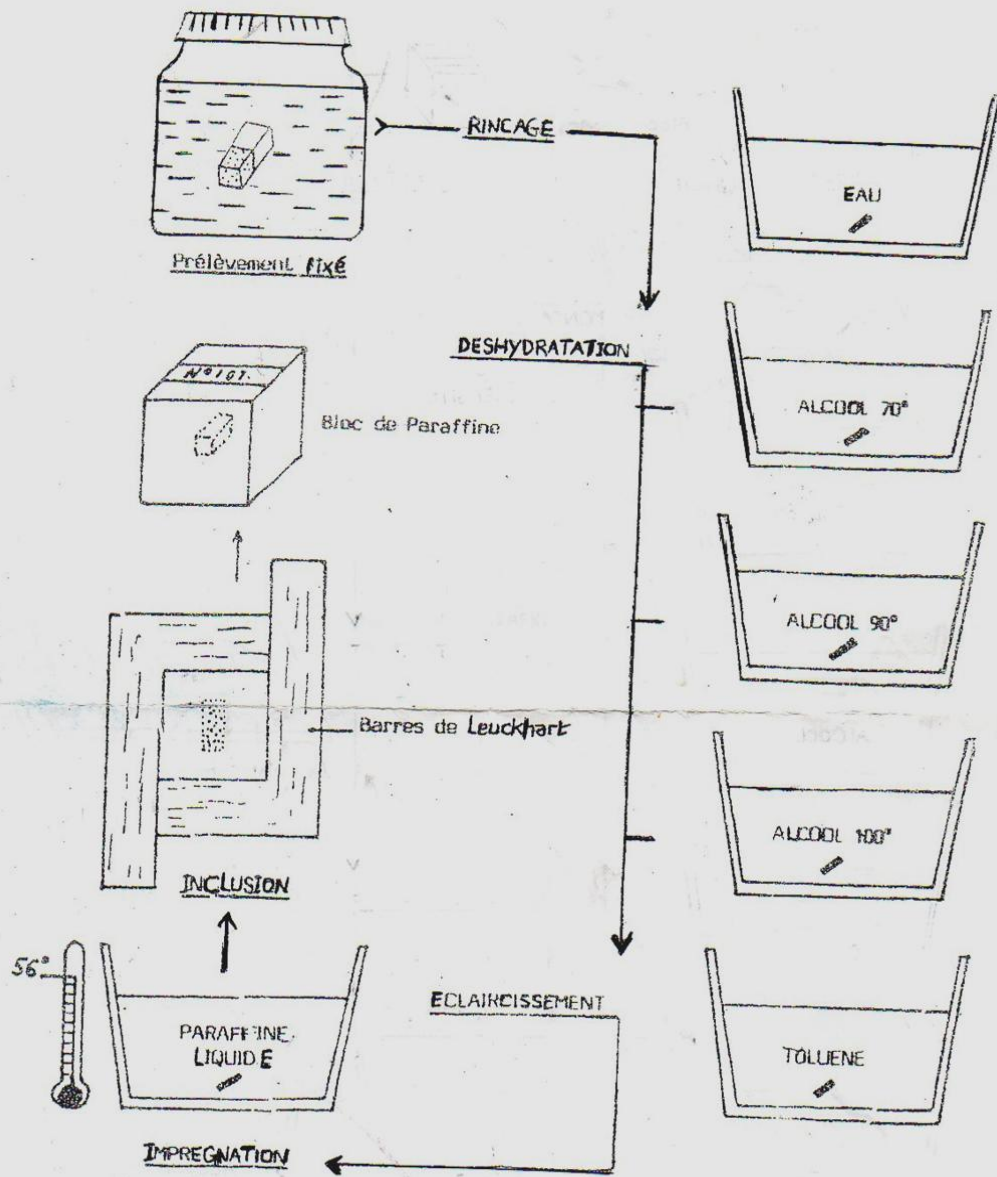
Wrobel K.H. (1990). Male reproduction systèm. In : Textbook of Veterinary Histology, 2ème Ed : 226-243.

Z

Zerrouki N ., Lebas F.,Gacem M.,Meftah I., 2014.Reproductive performances of a synthetic rabbit line and rabbits of a local populations in Algeria,in 2 breeding locations. World Rabbit Science, 22 (4) : 269 – 278.

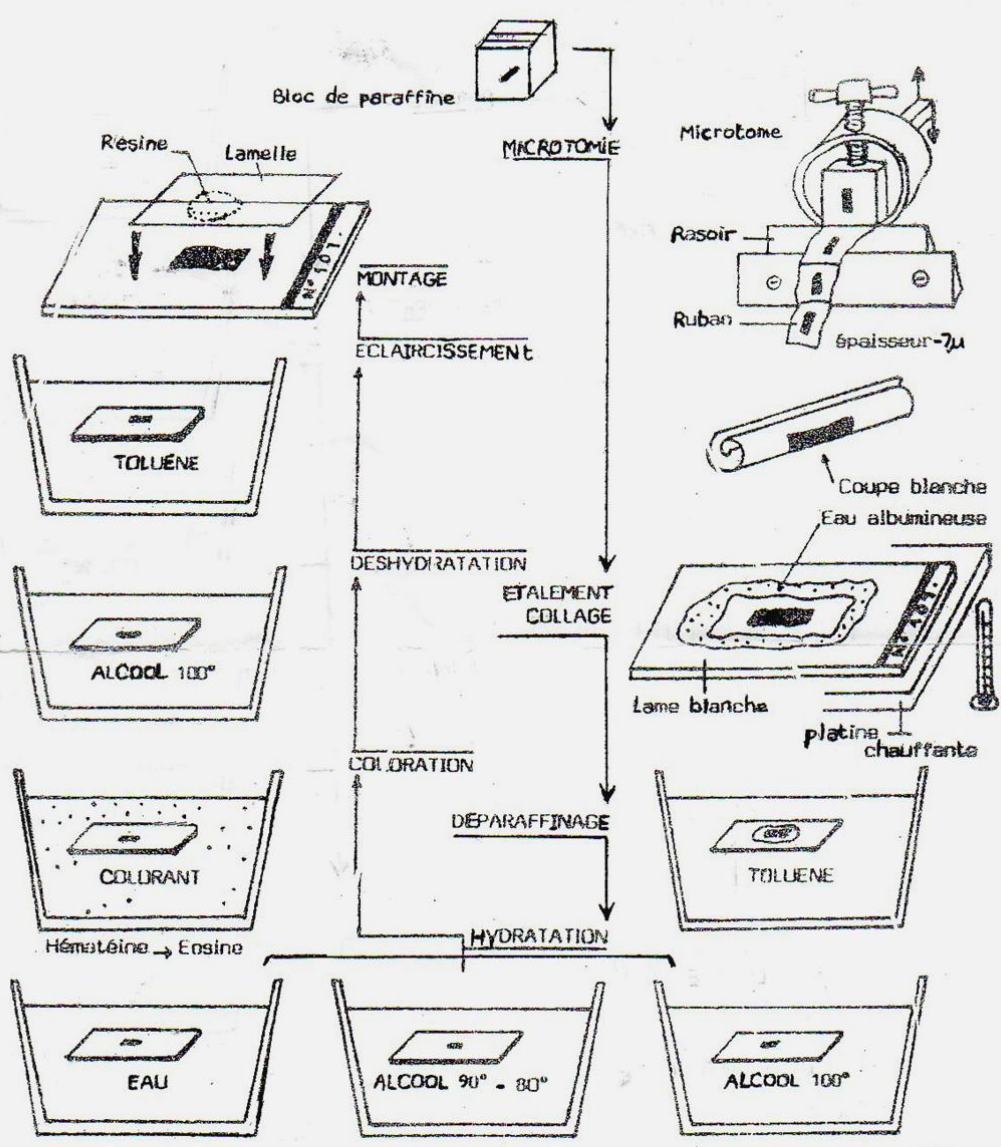
Zerrouki N., Bolet G., Berchiche M., Lebas F. 2005. Evaluation of breeding performance of local algerian rabbit population raised in the Tizi Ouzou area (Kabylia). WorldRabbit Science,13: 29-37.

ANNEXE



HISTOTECHNOLOGIE CLASSIQUE I





HISTOTECHNOLOGIE CLASSIQUE. I

