

Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

وزارة التعليم العالي والبحث العلمي

Université de Blida 1

Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie

Département de Biologie des populations et des organismes



Mémoire

De fin d'étude en vue de l'Obtention du Diplôme de Master

en Biologie

Option : Reproduction animale

Thème

Etude de l'impacte d'une cryptorchidie acquise sur la fertilité dans un modèle animal pathologique du lapin ; et établissement de l'intérêt de la scintigraphie testiculaire en cas de cryptorchidie secondaire.

Présenté par :

Soutenue publiquement le : 07 /10/2017

Melle KELLACI FAYZA

Devant le jury composé de :

Président : KAIDLR PR ISV/Blida 1

Examineur : BENAAZOUZ.F MAA NSV/Blida 1

Promoteur : BESSAAD.M.A MCB NSV/Blida 1

Co-promotrice : TARZAALI. D MCA ISV/Blida 1

Promotion : 2016/2017

Remerciements

Je tiens tout d'abord à exprimer mes sincères remerciements aux membres du jury :

Pr Kaidi Rachid, Professeur à l'Institut des Sciences Vétérinaires de l'Université de Blida 1 de m'avoir fait l'honneur d'accepter la présidence du jury de ce mémoire. Hommages respectueux.

Dr Benazouz Fella, Maître Assistante A à la Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie, Département de Biologie des Populations et des Organismes, Université Saad Dahleb, Blida 1, pour avoir accepté d'examiner ce travail. Sincères remerciements.

Dr Bessaad Mohamed El Amine, Maître de Conférences B à la Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie, Département de Biologie des Populations et des Organismes, Université Saad Dahleb, Blida 1, l'honneur que vous nous avez accordé en acceptant de diriger mon modeste travail, m'a énormément touché. Ainsi c'est pour moi l'occasion de vous témoigner ma reconnaissance pour votre aide lors de notre formation. Grâce à vos encouragements, ce travail a pu être réalisé. Vos qualités humaines et professionnelles sont connues de tous et susciteront toujours mon admiration.

Dr Tarzaali Dalila Maître assistante A à l'Institut des Sciences Vétérinaires, Université Saad Dahleb, Blida 1. Ce travail est le fruit de vos efforts. Vous l'avez dirigé du début jusqu'à la fin sans ménager aucun effort. Votre simplicité, votre goût du travail bien fait, votre modestie et votre disponibilité nous ont beaucoup marqué. Puisse ce travail être pour moi l'occasion de vous exprimer ma gratitude et mes sincères remerciements.

Dr Yahyaoui Mohamed, spécialiste en médecine nucléaire, vous nous faites honneur de vous intéresser à notre travail, grâce à vous on a eu l'occasion de réaliser une technique «scintigraphie» sur des animaux, que personne n'a essayé jusqu'à présent, sincères remerciements

Dr Zibouche Abdellah, qui nous a ouvert les portes de son laboratoire, grand merci.

Enfin, je voudrais remercier toutes les personnes qui ont contribué de loin ou de près à la réalisation de ce travail.

DEDICACE

*A mon cher papa ABDELKADER et ma très chère maman FATMA
ZOHRA*

*Une simple dédicace ne pourrait en aucun cas, exprimer tout l'amour
que je porte pour vous.*

*Vos prières m'ont été d'un soutien considérable, ma considération,
gratitude et l'amour éternel et inestimable pour tous les sacrifices que
vous avez consentis pour notre bien à moi et à mes frères*

*Puisse le bon Dieu vous garder et vous procurer le bonheur, la santé
et une longue vie.*

A mes très chers frères

*Chère NABILA, tu as été toujours pour moi la meilleure sœur et amie,
on a partagé ensemble des moments inoubliables.*

*Que Dieu te procure le bonheur dans ta nouvelle vie avec ton mari
BILEL et la petite HADIA.*

*A mes frères, NABIL, IMAD EDDINE j'ai toujours su que j'ai les
meilleurs frères, vous m'avait toujours apporté amour, soutien et
compréhension.*

*Pour votre grande gentillesse vous trouverais dans ce travail
l'expression de mon profond amour pour vous.
Que dieu vous protège et illumine vos chemin*

A la mémoire de mon oncle SAADI ABD ERRZAK

*C'est le moment que vous attendiez depuis mon enfance,
Sachez que votre absence aujourd'hui laisse un grand vide dans mon
cœur.*

Que DIEU vous admet dans sa miséricorde.

A mes cousine RAZIKA, SOUMIA , ACHOUAK

A ma très chère tante ZOHRA

*Je n'oublierais jamais votre amour et attention envers moi.
Je vous dédie tous ce travail en signe de mon amour pour vous.*

A TATA FATI

*Qui a œuvré pour ma réussite, de par son amour, son soutien, et ses
précieux conseils.*

A mon oncle ABD EL MALEK

*Pour ton appui, encouragement permanent, ton soutien tout au long
de cette dure année.*

A IBTISSEM

*Pour les agréables moments partagés, je te remercierais jamais assez
pour ton soutien.*

Afin de mieux comprendre l'influence de la cryptorchidie acquise sur la fertilité, un modèle animale expérimental est réalisé. Des lapins mâles adultes avec des testicules eutopiques, ont fait l'objet de l'expérimentation.

Pour évaluer les conséquences de la cryptorchidie artificielle sur la spermatogénèse ; un spermogramme est réalisé avant et après induction chirurgicale de la pathologie, les lapins ont subi préalablement un entraînement pour l'éjaculation dans un vagin artificiel, l'analyse a porté sur les caractéristiques macroscopiques et microscopiques de la semence. Les résultats ont révélé que la cryptorchidie n'a pas d'influence sur les caractères macroscopiques (couleur, ph, volume). Malgré que l'analyse statistique ne révèle aucune différence significative entre la libido des mâles avant et après induction chirurgicale, on a noté une meilleure libido chez les lapins cryptorchides (16.75 vs 32.59 secondes). 10 jours de cryptorchidie ont suffi pour altérer la motilité, en effet une baisse significative est enregistrée chez les lapins cryptorchides. En ce qui concerne les vitesses des spermatozoïdes VCL, VSL, VAP, l'analyse statistique a révélée une différence significative entre la période préopératoire et postopératoire ($P < 0.05$). Un lapin sur les cinq a présenté une azoospermie dès la première semaine de la récolte spermatique en période postopératoire, et une diminution de la concentration en spermatozoïdes a été notée chez les quatre autres lapins cryptorchides à chaque semaine du spermogramme. On a aussi démontré que la cryptorchidie artificielle a une influence défavorable sur la vitalité, comme sur la morphologie des spermatozoïdes. En ce qui concerne le dosage de la testostérone, des variations ont été noté avant et après induction chirurgicale et même au sein de l'effectifs, l'analyse statistique n'a révélé aucune différence significative au seuil de signification, $p = 0.05$.

L'intérêt de la scintigraphie testiculaire, comme technique d'imagerie médicale dans l'exploration fonctionnelle de la gonade, est bien établi.

Mots clés : cryptorchidie acquise, modèle animal, fertilité, scintigraphie testiculaire.

On order to better understand the influence of acquired cryptorchidism on fertility, an experimental animal model is carried out. Adult male rabbits with eutopic testicles were experimented.

To evaluate the effects of artificial cryptorchid on spermatogenesis; a spermogram is performed before and after surgical induction of the pathology, the rabbits have undergone training before ejaculation in an artificial vagina, the analysis focused on the macroscopic and microscopic characteristics of the semen. The results revealed that cryptorchidism has no influence on macroscopic characters (color, ph, volume). Although the statistical analysis revealed no significant difference between male libido before and after surgical indication, there was a higher libido in cryptorchid rabbits (16.75 vs 32.59 seconds). 10 days of cryptorchidism were sufficient to impair motility, indeed a significant decrease is recorded in cryptorchid rabbits. The statistical analysis revealed a significant difference between the preoperative and postoperative period ($P < 0.05$) for VCL, VSL, and VAP spermatozoa. One rabbit out of five showed azoospermia in the first week of sperm harvest in the postoperative period, and a decrease in sperm concentration was observed in the other four cryptorchid rabbits each week of the spermogram. Artificial cryptorchidism has also been shown to have an adverse effect on vitality, as well as on the morphology of spermatozoa. In the testosterone assay, changes were noted before and after surgical induction and even within the number of patients, statistical analysis revealed no significant differences at the significance level, $p = 0.05$.

The importance of testicular scintigraphy as a medical imaging technique in the functional exploration of the gonad is well established.

Key words: Cryptorchidism, Fertility, Infertility, Testicular Scintigraphy. Experimental animal Models.

من أجل فهم أفضل لتأثير الخصيتين المكتسبة على الخصوبة، يتم تحقيق نموذج حيواني تجريبي. وقد أجريت تجارب على الأرانب الذكور البالغين مع الخصيتين يوتويك.

لتقييم آثار الخرف الاصطناعي على الحيوانات المنوية. يتم إجراء فحص الحيوانات المنوية قبل وبعد تحريض الجراحي للأمراض، وقد خضعت الأرانب التدريب قبل القذف في المهبل الاصطناعي، وركز التحليل على الخصائص المجهرية والمجهرية للمني. وأظهرت النتائج أن كريبثورشيدا ليس له تأثير على الأحرف المجهرية (اللون، ف، حجم). على الرغم من أن التحليل الإحصائي كشف عدم وجود فرق كبير بين الرغبة الجنسية الذكور قبل وبعد الإشارة الجراحية، لوحظت الرغبة الجنسية أعلى في الأرانب خفية (16.75 مقابل 32.59 ثانية). كانت 10 أيام من الخصيتين كافية لإضعاف الحركة، في الواقع يتم تسجيل انخفاض كبير في الأرانب خفية. كشف التحليل الإحصائي وجود فرق كبير بين فترة ما قبل الجراحة ل فكل، فسل، والحيوانات المنوية فاب. أظهر أرنب واحد من أصل خمسة نرف ($P < 0.05$) وبعد العملية الجراحية النطاف في الأسبوع الأول من حصاد الحيوانات المنوية في فترة ما بعد الجراحة و لوحظ انخفاض في تركيز الحيوانات المنوية في أربعة أرناب خفية أخرى كل أسبوع من تصوير الحيوانات المنوية. وقد تبين أيضا الخصيتين الاصطناعي أن لها تأثير سلبي على حيوية، وكذلك على مورفولوجيا من الحيوانات المنوية. في فحص التستوستيرون، لوحظت التغيرات قبل وبعد التحريض الجراحي وحتى داخل عدد المرضى، كشف التحليل الإحصائي عدم وجود فروق ذات دلالة إحصائية عند مستوى الدلالة، $p = 0.05$.

أهمية علم الصفيغة الخصية باعتبارها تقنية التصوير الطبي في استكشاف وظيفي للغدد التناسلية راسخة

الكلمات المفتاحية : الخصخصة المكتسبة، نموذج حيواني، الخصوبة، خصية الخصية

INTRODUCTION

Chapitre I : Anatomie de l'appareil génital du lapin mâle, aspect anatomique, physiologique. **Erreur ! Signet non défini.**

Signet non défini.

1. Anatomie de l'appareil reproducteur mâle : **Erreur ! Signet non défini.**

1.1 Les testicules : **Erreur ! Signet non défini.**

1.2 Les enveloppes testiculaires : **Erreur ! Signet non défini.**

1.3 Les épидидymes : **Erreur ! Signet non défini.**

1.4 Les canaux déférents : **Erreur ! Signet non défini.**

1.5 L'urètre : **Erreur ! Signet non défini.**

1.6 Les glandes annexes : **Erreur ! Signet non défini.**

1.7 Les voies externes d'excrétion et l'organe copulateur **Erreur ! Signet non défini.**

2. Physiologie de la reproduction : **Erreur ! Signet non défini.**

2.1 Le développement des gonades et la puberté : **Erreur ! Signet non défini.**

2.2 Maturation sexuelle : **Erreur ! Signet non défini.**

2.3 Développement comportemental : **Erreur ! Signet non défini.**

2.4 Développement hormonal : **Erreur ! Signet non défini.**

3. La spermatogenèse : **Erreur ! Signet non défini.**

3.1 Le cycle spermatogénétique **Erreur ! Signet non défini.**

3.2 La maturation épидидymaire : **Erreur ! Signet non défini.**

3.2.1 Le transit épидидymaire 13

3.2.2 Modifications des spermatozoïdes 13

3.2.2.1 Modifications morphologiques des spermatozoïdes 13

3.2.2.2 L'apparition du pouvoir fécondant 14

3.2.2.3 Acquisition de la mobilité 14

3.2.2.4 La résorption des spermatozoïdes 15

II. Cryptorchidie acquise (ascending testis des Anglo-Saxons) **Erreur ! Signet non défini.**

III. Evaluation de la fertilité **Erreur ! Signet non défini.**

1. Spermogramme : **Erreur ! Signet non défini.**

1.1 Les mesures macroscopiques : **Erreur ! Signet non défini.**

1.1.1 L'aspect et la couleur	19
1.1.2 Le volume	19
1.1.3Le pH	19
1.2Les mesures microscopiques :.....	Erreur ! Signet non défini.
1.2.1 La mobilité	20
1.2.2 La viabilité	21
1.2.3 La concentration	21
1.2.4 La morphologie	21
2.Dosage de l'androgène testiculaire (testostérone) :.....	Erreur ! Signet non défini.
IV. L'imagerie nucléaire.....	Erreur ! Signet non défini.
1Le Concept de la scintigraphie :.....	Erreur ! Signet non défini.
2.Définitions :	Erreur ! Signet non défini.
2.1Le Radio-pharmaceutique :	Erreur ! Signet non défini.
2.2Radioisotopes :	Erreur ! Signet non défini.
2.3Les Caméras à scintillation classiques.....	Erreur ! Signet non défini.
MATERIELS ET METHODES	25
1.Protocole expérimentale.....	Erreur ! Signet non défini.
2. Animaux et conduite d'élevage.....	Erreur ! Signet non défini.
I.Evaluation de la fertilité	Erreur ! Signet non défini.
1. Analyse de la semence (spermogramme)	Erreur ! Signet non défini.
1.1 Récolte de la semence.....	Erreur ! Signet non défini.
1.1.1 matériel de collecte.....	Erreur ! Signet non défini.
1.1.2 Récolte spermatique	Erreur ! Signet non défini.
1.2 Spermogramme.....	Erreur ! Signet non défini.
1.2.1 L'analyse macroscopique :	Erreur ! Signet non défini.
1.2.2 L'analyse microscopique	Erreur ! Signet non défini.
1.2.2.1 Description de la technique (CASA) :.....	Erreur ! Signet non défini.
1.2.2.2 Analyse de la motilité :	Erreur ! Signet non défini.
1.2.2.3 La concentration.....	Erreur ! Signet non défini.

1.2.2.4 La vitalité	Erreur ! Signet non défini.
1.2.2.5 Etude de la morphologie	Erreur ! Signet non défini.
2. Dosage de la testostérone	Erreur ! Signet non défini.
2.1. Technique de prélèvement sanguin	Erreur ! Signet non défini.
2.2. Principe de la technique du dosage de la testostérone	Erreur ! Signet non défini.
II. Induction chirurgicale de la cryptorchidie acquise.....	Erreur ! Signet non défini.
Procédure opératoire selon Glover 1958 :.....	Erreur ! Signet non défini.
III. La scintigraphie testiculaire :.....	Erreur ! Signet non défini.
IV. Analyse statistique :	Erreur ! Signet non défini.

RESULTATS ET DISCUSSION

44

I.Evaluation de la fertilité	Erreur ! Signet non défini.
1.La libido :	Erreur ! Signet non défini.
2. Résultats du dosage hormonal :	Erreur ! Signet non défini.
3. Spermogramme.....	Erreur ! Signet non défini.
3.1 Les paramètres macroscopiques de la semence :.....	Erreur ! Signet non défini.
3.1.1 La couleur	48
3.1.2 Le volume :	Erreur ! Signet non défini.
3.1.3 Le pH :.....	Erreur ! Signet non défini.
3.2 Les paramètres microscopiques de la semence :.....	Erreur ! Signet non défini.
3.2.1Motilité massale et individuelle	Erreur ! Signet non défini.
3.2.2 Paramètres cinétiques de la semence :.....	Erreur ! Signet non défini.
3.2.3Concentration :.....	Erreur ! Signet non défini.
3.2.4 Le pourcentage de spermatozoides vivant et anormaux :.....	Erreur ! Signet non défini.
II. Scintigraphie testiculaire	Erreur ! Signet non défini.

CONCLUSION ET PERSPECTIVES.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES.

ANNEXES.

Liste des figures

Figure 1:Schéma de l'appareil génital du mâle (Lebas, 2009).....**Erreur ! Signet non défini.**

Figure 2: Différentes étapes de la vie sexuelle du mâle. (Boussit, 1989).**Erreur ! Signet non défini.**

Figure 3 : Détail du testicule. (Muller et Clos, 1997).....**Erreur ! Signet non défini.**

Figure 4 : Détail d'une portion de tubule séminifère de lapin.....**Erreur ! Signet non défini.**

Figure 5: Cycle spermatogénétique chez le lapin (Boussit, 1989). 11

Figure 6 : Différenciation germinale schématisée..... 12

Figure 7: Représentation schématique des trois principales fonctions de l'épithélium épiddymaire..... 13

Figure 8:Influence du lieu de prélèvement des spermatozoïdes sur leur pouvoir fécondant (Orgebin-Crist, 1967). 14

Figure 9 : Régulation hormonale de la reproduction chez le mâle. (Boussit, 1989). 15

Figure 10: Hypothèse physiopathologique de la cryptorchidie acquise.(Clamette, TD et al , 1997)..... 18

Figure 11 : Schéma de la motilité d'un spermatozoïde. (Boussit, 1989).....20

Figure 12 : Protocole expérimentale 26

Figure 13 : photographie du clapier (originale, 2017). 27

Figure 14 : Matériels de récolte de la semence du lapin (Original, 2017).....29

Figure 15 Lapine boute-en-train sur la cage d'un mâle (photo originale, 2017).....29

Figure 16 : photographie représentatif de la technique de récolte de la semence du lapin. (Originale, 2017)..... 30

Figure 17 : Système CASA au niveau du laboratoire des biotechnologies liées à la reproduction animal (LBRA). (Originale, 2017).....31

Figure 18 : photographies représentatives de l'hématimètre, cellule de Thoma (originale,2017).....34

Figure 19 : Numeration des spermatozoïdes au microscope optique ×400.(originale, 2017).....34

Figure 20 : test de vitalité spermatique sous frotti colorés, Eosine/Negrosine G×20 ;(Originale, 2017).....35

Figure 21 : test de vitalité spermatique sous frottis colorés Eosine/Negrosine, G ×100 Spermatozoïdes vivants.(originale,2017).....	35
Figure 22 : localisation de l'artère marginale centrale(originale, 2017).....	36
Figure 23 : schéma représentatif du principe de la méthode du dosage.....	37
Figure 24 : photographies représentatifs des cordons spermatiques du testicule gauche. (Originale, 2017).....	38
Figure 25 : potographie representative de la tunique vaginale. (Originale, 2017).....	39
Figure 26 : suture de la tunique vaginale au péritoine (testicule gauche).....	39
Figure 27 : Emplacement du testicule dans l'abdomen.....	39
Figure 28 : Photographie representative des deux point de fixation des testicules (gauche et droit). (Originale,2017).....	40
Figure 29 : Suture de la parois abdominale.(Originale, 2017).....	40
Figure 30 : Suture du plan cutané par un surjet simple. (Originale, 2017).....	41
Figure 31 : Injection du radio-isotope dans la veine marginale de l'oreille. (Originale, 2017).....	41
Figure 32 : Positionnement du collimateur, et acquisition d'image. (Originale, 2017).....	42
Figure 33 : Evolutions de la libido des lapins durant la période préopératoire et postopératoire.....	45
Figure 34 : Dosage de la testostérone avant et après 18jours de cryptorchidie	46
Figure 35 : dosage de la testostérone avant et après 26jours d'induction de la cryptorchidie.....	46
Figure 36 : dosage de la testostérone en 18 jours et 26 jours de cryptorchidie	47
Figure 37 : : Evolution du volume de la semence des lapins avant et après l'induction chirurgicale de la cryptorchidie.....	49
Figure 38 : Variation du pH des lapins en période préopératoire et postopératoire.....	50
Figure 39 : Evolution de la motilité massale moyenne de chaque animal avant et après chirurgie.....	51
Figure 40 : variables de la motilité individuelle de chaque individu avant et après chirurgie.	52

Figure 41 : variations de la moyenne de la VCL de la semence en périodes préopératoire et postopératoire.....	53
Figure 42 : variation de la moyenne de la VSL de la semence en périodes préopératoire et postopératoire.....	54
Figure 43 : Evolution de la moyenne de la VAP de la semence avant et après induction de la cryptorchidie.....	54
Figure 44 : Evolution de la concentration spermatique par millilitre avant et après cryptorchidie artificielle.....	56
Figure 45 : Pourcentage de spermatozoïdes vivants avant et après cryptorchidie.....	57
Figure 46 : pourcentage de spermatozoïdes anormaux des lapins avant et après cryptorchidie.....	58
Figure 47 : images scintigraphiques du lapin A avant et après cryptorchidie ; images en mode statique.....	62
Figure 48 : scintigraphie testiculaire statique du lapin B, avant et après chirurgie.....	64
Figure 49 : scintigraphie testiculaire du lapin H, avant (1), et après chirurgie (2).....	67
Figure 50 : Imagerie scintigraphique du lapin P, avant et après cryptorchidie.....	70

N°		Page
<i>La partie résultats</i>		
Tableau 1	La libido en période préopératoire et postopératoire (Moyenne \pm ES).	44
Tableau 2	valeurs moyenne du testostérone en nmol/l , avant et après chirurgie.	45
Tableau 3	Volume de la semence des lapins en périodes préopératoire et postopératoire (moyenne \pm ES).	48
Tableau 4	pH moyen de la semence noté en période préopératoire et postopératoire (Moyenne \pm ES)	49
Tableau 5	Résultat de l'analyse macroscopique de la semence des 3 semaines préopératoire postopératoire du lapin T.	50
Tableau 6	les scores moyens de la motilité massale et individuelle en périodes préopératoire et postopératoire	51
Tableau 7	scores moyens de la motilité massale et individuelle du lapin T	52
Tableau 8	les paramètres cinétiques de la semence des lapins en périodes préopératoire et postopératoire (Moyenne \pm ES).	53
Tableau 9	Résultat de l'analyse des paramètres cinétiques de la semence du témoin.	55
Tableau 10	la concentration des spermatozoïdes dans la semence des lapins en périodes pré-postopératoire. (Moyenne \pm ES).	55
Tableau 11	la moyenne de la concentration des éjaculats du lapin témoin en pré-postopératoire.	56
Tableau 12	comparaison du pourcentage de spermatozoïdes vivant et anormaux avant et après cryptorchidie.	57
Tableau 13	Résultat de l'analyse de la vitalité et la morphologie des spermatozoïdes de la semence du lapin témoin.	58

AA: Acideaminé
ALH: Amplitude of lateral movement of the head
BCF: Track crossing frequencies
CASA: Computer Analyser System Assisted.
ES: Erreur standard
FSH: Follicle stimulating hormone
ISCH: Interstitial Cell Stimulating Hormon
GCD: Goutelettecytoplasmiquedistale
GNRH Gonadotropin realeasing hormone
LH: Luteinising hormone
LIN: Linearity
STR: Straightness
SCA : Sperm class analyser
VCL:Curvilinearvelocity.
VSL :Straight line velocity
VAP :Mean path velocity,Average velocity.
WOB: Wobble
Tc99^m technétium 99^m
µm/s micromètre par seconde

La cryptorchidie désigne l'existence d'un testicule, spontanément et en permanence, situé en dehors du scrotum en un point quelconque de son trajet physiologique de migration testiculaire. Actuellement, on distingue les cryptorchidies liées à une anomalie de migration testiculaire pendant la période fœtale, et qui sont les plus fréquentes, et les cryptorchidies acquises, qu'est une réascension de la gonade précédemment palpée au niveau scrotal. L'effet d'une cryptorchidie acquise sur la fertilité ultérieure est encore mal connu. De ce fait, notre travail consiste, d'une part à étudier l'effet de la cryptorchidie acquise sur la fertilité dans un modèle animale cliniquement pertinent et pour cela, un spermogramme est réalisé avant et après induction de la pathologie, Un dosage hormonal est effectué pour apprécier le fonctionnement des cellules de Leydig. Et d'une autre part de discuter l'intérêt de la scintigraphie comme technique d'imagerie médicale dans le diagnostic, la localisation et le fonctionnement testiculaire lors de la cryptorchidie secondaire.

Chapitre I : Anatomie de l'appareil génital du lapin mâle, aspect anatomique, physiologique.

1. Anatomie de l'appareil reproducteur mâle :

Celui-ci est illustré et schématisé dans la **figure 1**. L'appareil reproducteur du mâle situé postérieurement s'extériorise par des bourses peu marquées par rapport à d'autres mammifères. (Boussit, 1989). Il a d'une manière générale deux fonctions primordiales : la production des gamètes mâles spermatozoïdes, et son dépôt dans les voies génitales d'une part et la sécrétion des hormones sexuelles d'autres parts, assurées par des structures spécifiques (Alvarino, 1993).

1.1. Les testicules :

Les testicules sont des organes pairs, doués d'une double fonction : gamétogène et endocrine. Ils sont situés à la naissance dans la cavité abdominale et non visibles. Ils descendent dans les sacs scrotaux à l'âge de deux mois environ. Chez l'adulte, ils sont volumineux, ovoïdes et très allongés. Pendant l'accouplement, ils sont fortement tuméfiés et font saillie. (Boussit, 1989).

Les testicules peuvent monter dans la cavité abdominale (lors de frayeurs notamment) et redescendre dans les bourses grâce à un tissu musculaire : le crémaster. (Boussit, 1989).

1.2. Les enveloppes testiculaires :

Les enveloppes du testicule protègent et soutiennent cette glande. On peut distinguer six plans membraneux : dont deux plans superficiels, le scrotum et 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.

1.3. Les épидидymes :

Ils sont contigus au bord supérieur des testicules et permettent le transport et la maturation des spermatozoïdes. Chaque épидидyme est constitué de trois parties : la tête, le corps et la queue. La tête volumineuse coiffe le pôle antérieur du testicule. Le corps est également accolé au testicule jusqu'à sa partie postérieure. L'épididyme se termine par la queue, libre, légèrement renflée qui est le lieu de stockage des spermatozoïdes. (Boussit, 1989)

1.4. Les canaux déférents :

Ils font suite aux queues des épидидymes et permettent d'acheminer les spermatozoïdes vers un renflement fusiforme, l'ampoule déférentielle couchées au-dessus de la vessie.(Boussit, 1989).

1.5. L'urètre :

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

1.6. Les glandes annexes :

Elles ont pour rôle de sécréter différents milieux constituant le liquide séminal lors de l'éjaculation. Elles sont de plusieurs types :

- La vésicule séminale, impaire et bilobée, placée entre le rectum et la vessie, dont la partie terminale fusionne avec les ampoules déférentielles pour former le canal éjaculateur, qui s'ouvre dorsalement dans l'urètre (Boussit, 1989).
- La glande vésiculaire, se trouvant sur la face dorsale de la vésicule séminale et s'ouvrant dans l'urètre par deux canaux excréteurs.
- La prostate, principale glande accessoire de l'appareil génital, oblongue et volumineuse, située sous la glande vésiculaire, s'ouvrant par quatre à six conduits dans l'urètre.
- Les glandes paraprostatiques, situées latéralement aux ampoules défèrentielles, donnant sur les côtés de l'urètre et recouvrant en partie les ampoules diférentielles et même parfois, la vésicule séminale (Boussit, 1989).
- La glande bulbo-urétrale ou glande de Cowper, bilobée, située postérieurement à la prostate, s'ouvrant par deux paires de canaux dans l'urètre caverneux.

1.7. Les voies externes d'excrétion et l'organe copulateur

Le pénis dépourvu de gland est dirigé obliquement vers l'arrière au repos. Il est alors enfermé dans un repli tégumentaire, le fourreau, qui loge la partie libre. Pendant l'érection, il prend une position horizontale dirigée vers l'avant. Il mesure de trois à cinq centimètres. L'urètre extrapelvien ne possède pas de renflement érectile (Boussit, 1989).

Deux glandes préputiales, sécrétant une substance très odorantes, sont situées en arrière du pénis. Elles jouent un rôle dans le déclenchement de l'ovulation chez la femelle en stimulant le réflexe ovulatoire.

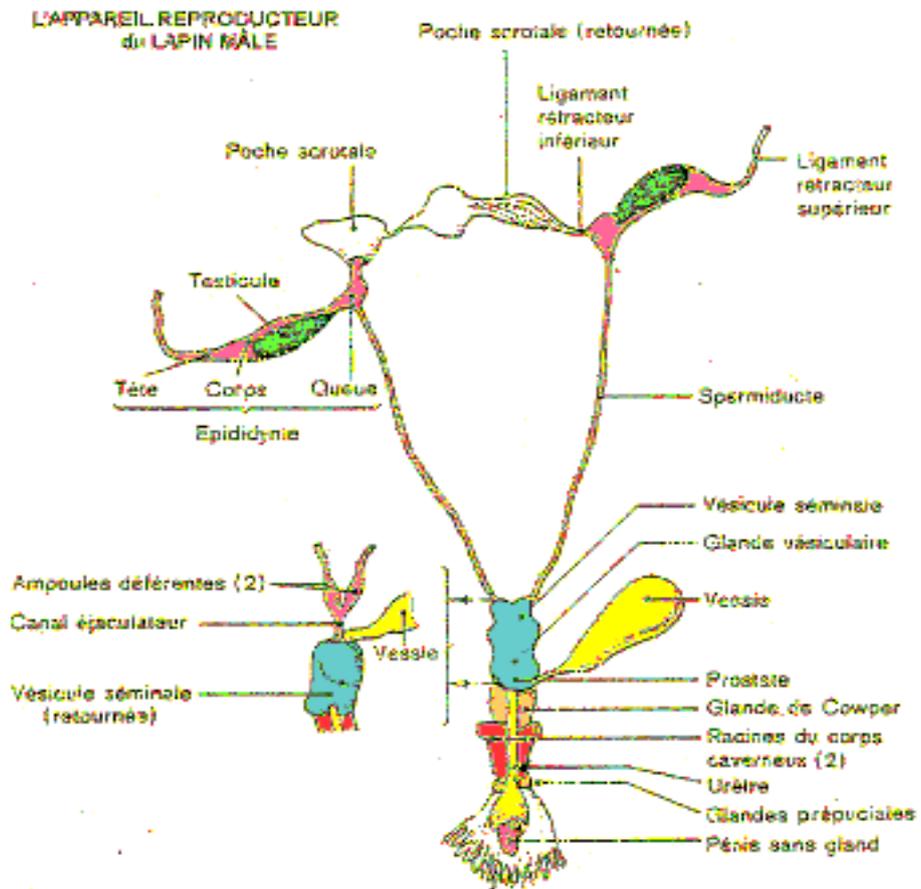


Figure 1:schéma de l'appareil génital du mâle (Lebas, 2009).

<http://www.cuniculture.info/Docs/Biologie/fig-biol/fig28g.gif>

2. Physiologie de la reproduction :

2.1 Le développement des gonades et la puberté :

La différenciation des gonades commence au 16^{ème} jour après la fécondation, et la production des hormones androgènes débute le 19^{ème} jour de gestation. Les canaux de Müller régressent le 20^{ème} jour, 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 établies (**figure 2**) (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).

2.1.1 Développement pondérale :

Le développement du poids corporel jusqu'à l'âge de 5 mois ne présente pas de dimorphisme sexuelle, le poids des lapins mâles et femelle étant identique.

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. Pour la race néo-Zélandaise, le gain de poids quotidien de 0 à 40 jours d'âge est de 204 mg/jour. et de 37 mg/jour de 40 à 210 jours d'âge (Berger et al., 1982).

D'après Alvarino (2000) et Lebas (2009), le rapport entre le poids testiculaires 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.

Les glandes annexes ont une croissance de même type mais légèrement décalé dans le temps et plus tardive. Leur activité sécrétoire est en nette progression, jusqu'à l'âge d'un an (Alvarino,2000 ;Lebas,2009).

2.1.2 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).

2.2 Maturation sexuelle :

Maturation sexuelle chez le lapin s'effectue en 4 phases : phase infantile, phase prépubertaire, puberté et maturation sexuelle.

- **Phase infantile :**

La période allant de la naissance à l'âge de quarante jours est caractérisée par une croissance lente des testicules et des vésicules séminales, ainsi que par des niveaux de FSH et de testostérone circulant dans le sang faibles : c'est la phase dite infantile. (Martinet, 1978 cité par Boussit, 1989).

- **Phase prépubertaire :**

La phase prépubertaire commence vers l'âge de quarante jours. Elle 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. Les cellules de Leydig responsables de la spermatogenèse commencent à fonctionner (Martinet, 1978 cité par Boussit, 1989) entraînant les premières divisions goniales vers quarante-cinq jours (**figure 2**). La croissance des vésicules séminales et les premières différenciations des spermatogonies s'accélèrent vers soixante-dix jours quand le niveau des androgènes circulants est le plus élevé (Boussit, 1989).

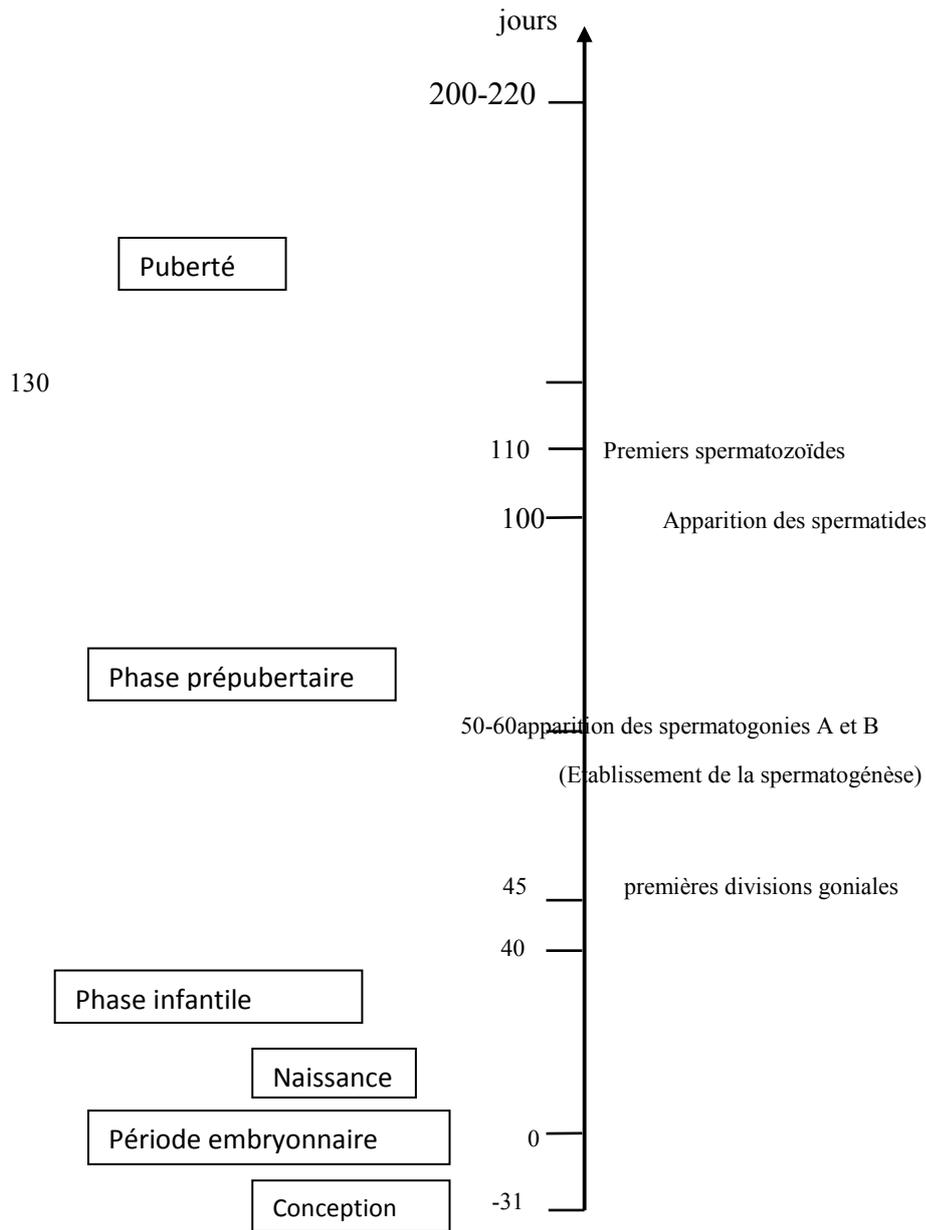


Figure 2: différentes étapes de la vie sexuelle du mâle. (Boussit, 1989).

La testostérone est présente au niveau des testicules des fœtus mâles, entre le vingtième et le trentième jour de gestation. Donc, la croissance des canaux séminifères et la multiplication des cellules germinales est possible sans la présence des gonadotropines hypophysaires (Boussit, 1989).

Les premiers spermatozoïdes apparaissent vers l'âge de 110 jours. On trouve à ce moment-là de nombreuses malformations au niveau des spermatozoïdes. Lamotilité est rapidement

acquise mais la production totale est encore bien inférieure à celle d'un adulte. (Skinner, 1967 cité par Boussit, 1989).

Parallèlement, les premières manifestations d'agressivité et de chevauchement apparaissent vers 2.5 à 3 mois, c'est-à-dire après une longue période de niveaux élevés de testostérone dans le sang (Martinet, 1978 cité par Boussit, 1989).

- **La puberté :**

La puberté, est définie comme le moment où les organes reproducteurs du mâle sont capable de produire, de façon constante, des spermatozoïdes aptes à féconder un ovule est atteinte vers quatre à cinq mois, peu après le descente des testicules dans le scrotum. Cet âge à la puberté varie avec le format et la race. Ainsi, on peut trouver des différences de cinquante à soixante jours pour l'apparition des premiers spermatozoïdes dans les testicules, entre deux lignées de lapins

- **Maturité sexuelle :**

Amman et Lambiase (1967) définissent la maturité sexuelle comme le moment, ou la production journalière de sperme n'augmente plus. Ensuite, la production de sperme récolté reste stable ou décroît légèrement.

Par contre, il semblerait que le volume, donc a priori la sécrétion de plasma séminal, augmenterait jusqu'à l'âge de 12 mois. Un mâle peut être utilisé pour la reproduction dès l'âge de 20 semaines mais avec un rythme moins intensif, par rapport à un adulte mature sexuellement (Lebas, 2009).

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

Toutes ces données sont à considérer comme un ordre de grandeur. Il existe en effet des différences génétiques dans l'âge de la puberté et de la maturité sexuelle, mais les conditions d'élevage jouent aussi un rôle essentiel, en particulier l'alimentation et plus encore le climat. (Lebas, 2009).

2.3 Développement comportemental :

Les premières manifestations du comportement sexuel apparaissent brusquement dès l'âge de 60 à 70 jours et les premiers coïts peuvent survenir vers 110 jours (Macedo et Miguel, 1986 cité par Alvarino, 2000 ; Quiles et Hevia, 2000).

Les premiers coïts, généralement fertiles, sont observés à un âge moyen de 146 plus ou moins 13 jours. Il existe toutefois, une variabilité individuelle importante : les mâles les plus précoces ont des rapports fertiles dès l'âge de 3 mois, certain seulement à partir de 6 mois (Berger et al., 1982).

2.4 Développement hormonal :

- **Androgènes :**

De la naissance à 40 jours, de faibles concentrations de la testostérone et de la dihydrotestostérone (DHT) se retrouvent dans le testicule et le plasma. A partir de 40 jours, ces concentrations s'élèvent brusquement, atteignent leur maxima entre 60 et 90 jours, puis déclinent sensiblement pour atteindre des valeurs adultes.

Dans le plasma, la testostérone est toujours l'androgène dominant à tous les stades, la DHT est présente en quantité importante avec un rapport testostérone /DHT voisin de 2, avec des variations individuelles de grande amplitude. Dans le testicule la testostérone est l'androgène majeur jusqu'à 60 jours. Après ce stade, les concentrations de la DHT sont égales ou supérieures à celle de la testostérone, ce qui constitue une particularité du lapin (Berger et al. 1982).

3 La spermatogenèse :

Elle est définie par la succession des phases permettant d'obtenir un spermatozoïde mature à partir d'une cellule souche. On distingue deux étapes importantes : la phase d'élaboration proprement dite qui correspond au cycle spermatogénétique et la phase de maturation, au niveau de l'épididyme. (Boussit, 1989).

A la naissance, l'animal dispose d'un stock de cellules-souches ou spermatogonie. Le cycle spermatogénétique représente l'ensemble des divisions et des différenciations cellulaires permettant à partir d'une spermatogonie d'élaborer un spermatozoïde non mature. (Boussit, 1989).

3.1 Le cycle spermatogénétique

Il se déroule dans le testicule, représenté (**figure 3**), plus particulièrement au niveau des tubes séminifères(**figure 4**).

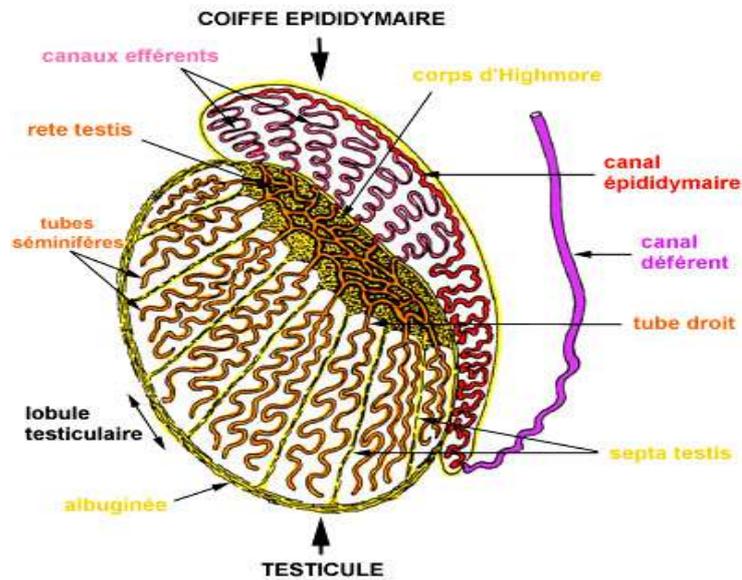


Figure 3 : Détail du testicule. (Muller et Clos, 1997).

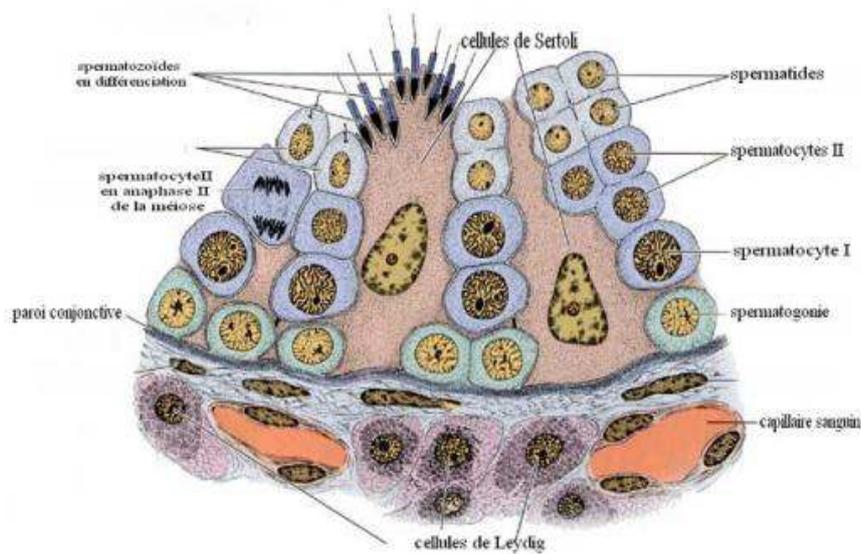


Figure 4 : Détail d'une portion de tubule séminifère de lapin.

(Junqueira et Carneiro, 2007).

Présente deux phases :

- Multiplication et division des cellules souches :

Multiplication et division des spermatogonies pour renouveler le stock et pour participer au cycle spermatogénétique. Ainsi, une spermatogonie (stade **A**) se divise pour donner une spermatogonie intermédiaire (stade **INT**) puis une spermatogonie au stade **B** qui elle-même donne deux spermatocytes primaires (stade **P**). Une spermatogonie **A** permet ainsi d'obtenir 16 spermatocytes I (seulement 4 chez l'homme) (Boussit, 1989).

- Réduction du stock génétique :

Au stade spermatocyte I, la cellule subit une division et une réduction du nombre de chromosomes pour donner un spermatocyte II qui est une cellule haploïde (n chromosomes). Cette dernière se transforme en spermatide qui ne se divise plus mais subit des transformations pour donner un spermatozoïde.

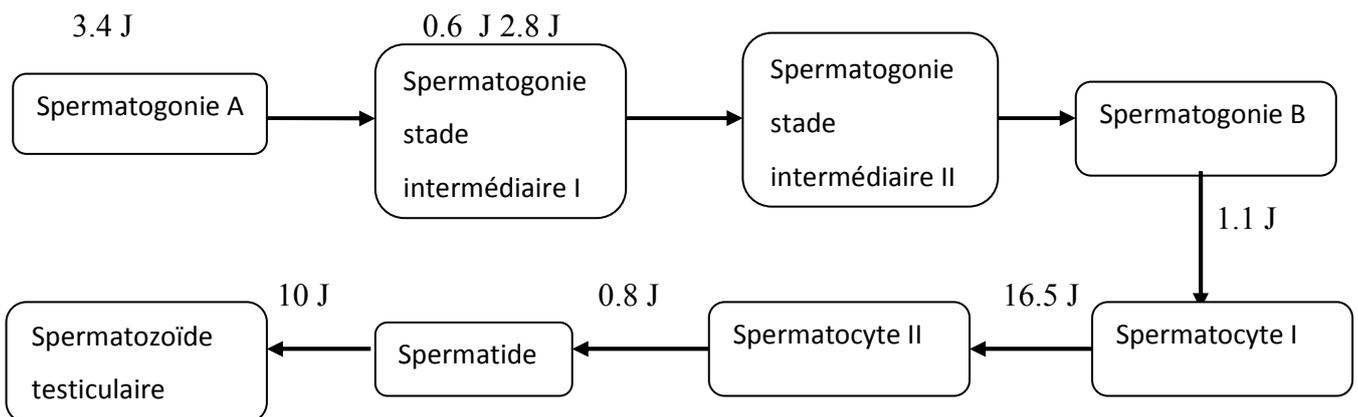


Figure 5: cycle spermatogénétique chez le lapin (Boussit, 1989).

Le temps nécessaire pour élaborer un spermatozoïde présent dans la tête de l'épididyme à partir d'une cellule souche varie de 38 à 45 jours (74 jours chez l'homme, environ 54 chez le taureau et le chien et 34 jours chez le verrat) (Boussit, 1989 ; Thibault et Levasseur, 2001). Dans l'hypothèse où un facteur viendrait freiner la différenciation des spermatogonies, son effet ne se ferait sentir qu'un mois et demi plus tard, du fait de la durée de la spermatogenèse et de la maturation des gamètes. Les spermatozoïdes différenciés et libérés dans la lumière du tube séminifère migrent vers les canaux efférents. Le transport dure en moyenne 5.6 jours (Boussit, 1989).

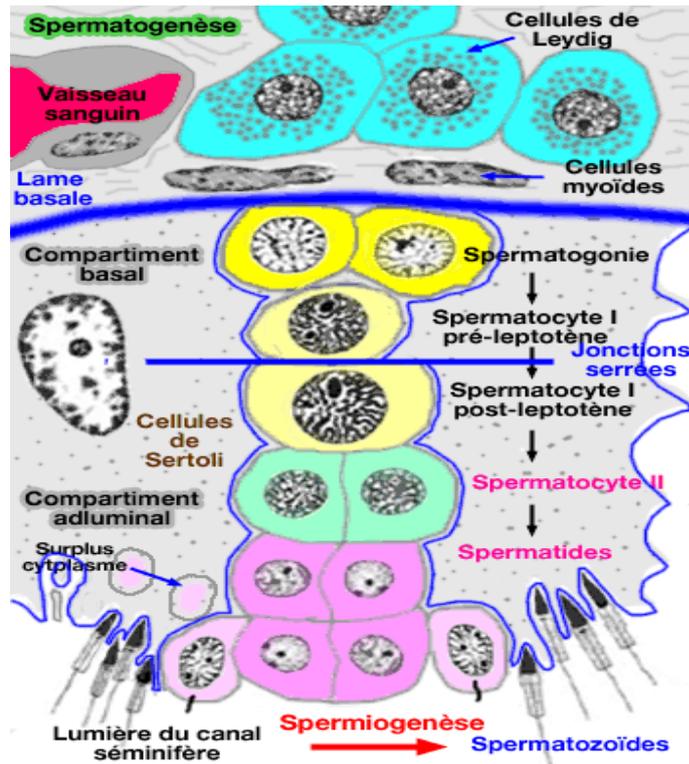


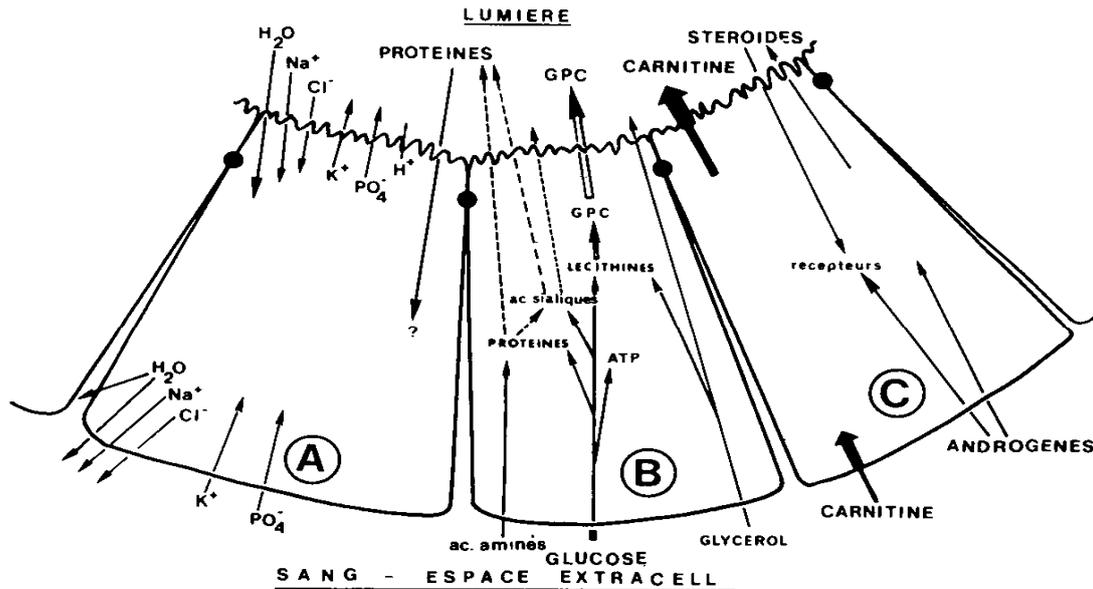
Figure 6 : différenciation germinale schématisée.

<http://www.vetopsy.fr/reproduction/male/images/spermatogenese.gif>

3.2 La maturation épидидymaire :

A leur sortie du testicule, lieu de production des gamètes mâles, les spermatozoïdes sont non féconds et immobiles. Ils sont également inactifs du point de vue de la synthèse protéique car leur ADN, très fortement condensé depuis les dernières étapes de la spermiogénèse. C'est au cours de leur transit à travers l'épididyme, que les spermatozoïdes acquièrent progressivement l'aptitude à féconder un ovocyte *in vivo*, à se mouvoir et à se maintenir en vie lors de leur stockage dans la queue épидидymaire, avant l'éjaculation (Bedford, 1963, 1966, 1967 ; Orgebin-Crist, 1967). on parle alors de maturation post-testiculaire des gamètes.

Ce processus est le résultat d'une constante interaction tout le long de l'épididyme, entre les spermatozoïdes immatures et le fluide intraluminal, microenvironnement spécifique créé par les activités d'absorption et de sécrétion des cellules épидидymaire. Le fluide épидидymaire est riche en protéines, en ions divers, en inositol, en L-carnitine et en acide sialique (Riar et al. 1973) provenant du sang ou sécrétés par l'épithélium. Il participe à la survie et au maintien de l'intégrité des spermatozoïdes (Britan, 2006).



A : Fonction de réabsorption, B : Fonction de sécrétion, C : Fonction de concentration.

Figure 7: Représentation schématique des trois principales fonctions de l'épithélium epididymaire.

3.2.1 Le transit epididymaire :

Le transit dure de 8 à 10 jours, dont 2 jours au niveau de la tête, 2 jours dans le corps et 5 à 6 jours dans la queue, avec une progression plus rapide dans la périphérie que dans le centre du conduit epididymaire (Alvarino, 1993). Ce temps de transit diminue d'environ 10 à 20 % chez les animaux qui éjaculent fréquemment (Baril et al. 1993).

Les spermatozoïdes subissent lors de ce transit de nombreuses modifications morphologiques et biochimiques. Ceci se traduit essentiellement par l'acquisition de la mobilité et la modification de protéine membranaires du spermatozoïde.

3.2.2 Modifications des spermatozoïdes :

Les spermatozoïdes produits par le testicule ne sont pas féconds. Ils subissent certaines modifications déterminantes pour la phase de maturation (**figure 8**) (Boussit, 1989).

3.2.2.1 Modifications morphologiques des spermatozoïdes :

Dans la partie proximale de la tête de l'épididyme, l'acrosome des spermatozoïdes est long et large et 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).

3.2.2.2 L'apparition du pouvoir fécondant :

Les spermatozoïdes sont recouverts par un revêtement glyco-protéique. La modification des charges de surface au cours du transit s'accompagnerait d'une sensibilité croissante aux variations de PH et de la température.

Le revêtement glyco-protéique est modifié au cours du transfert par la perte de la gouttelette cytoplasmique mais également par l'adhésion de protéines provenant des sécrétions de l'épithélium séminifère. Ces modifications interviendraient dans les propriétés d'agglutination du sperme, dans le développement de la capacité fertilisante, notamment pour la reconnaissance de l'ovule.

Insémination avec des spermatozoïdes prélevés	% d'œufs fécondés 48 heures après insémination
Dans la tête de l'épididyme	0
Dans le corps proximal de l'épididyme	0
Dans le corps distal de l'épididyme	57
Dans la queue proximale de l'épididyme	74
Dans la queue distale de l'épididyme	95
Après l'accouplement	95

Figure 8: Influence du lieu de prélèvement des spermatozoïdes sur leur pouvoir fécondant (Orgebin-Crist, 1967).

3.2.2.3 Acquisition de la mobilité :

Les spermatozoïdes de la tête de l'épididyme n'ont que des mouvements vibratoires de la queue et ne se déplacent pas. Progressivement, les mouvements deviennent plus réguliers et plus énergiques. Dans la queue de l'épididyme, ils ont des mouvements de progression rectiligne (Gaddum, 1968 cité par Boussit, 1989). L'acquisition de la mobilité est la dernière phase de la maturation du spermatozoïde qui sera stocké dans la queue de l'épididyme.

3.2.2.4 La résorption des spermatozoïdes :

Les spermatozoïdes, produit par le testicule transitent normalement dans l'épididyme. Certains sont résorbés au cours du transport par l'épididyme. En effet le pourcentage de spermatozoïdes morts ou anormaux diminue entre la tête et la queue de l'épididyme. Les spermatozoïdes sont ensuite stockés pendant un certain temps dans la queue de l'épididyme où ils sont absorbés par les tissus ou évacués par voie urinaires.

Régulation hormonale de la fonction de reproduction :

L'élaboration et la maturation des spermatozoïdes sont sous la dépendance étroite de sécrétions hormonales (**figure 9**).

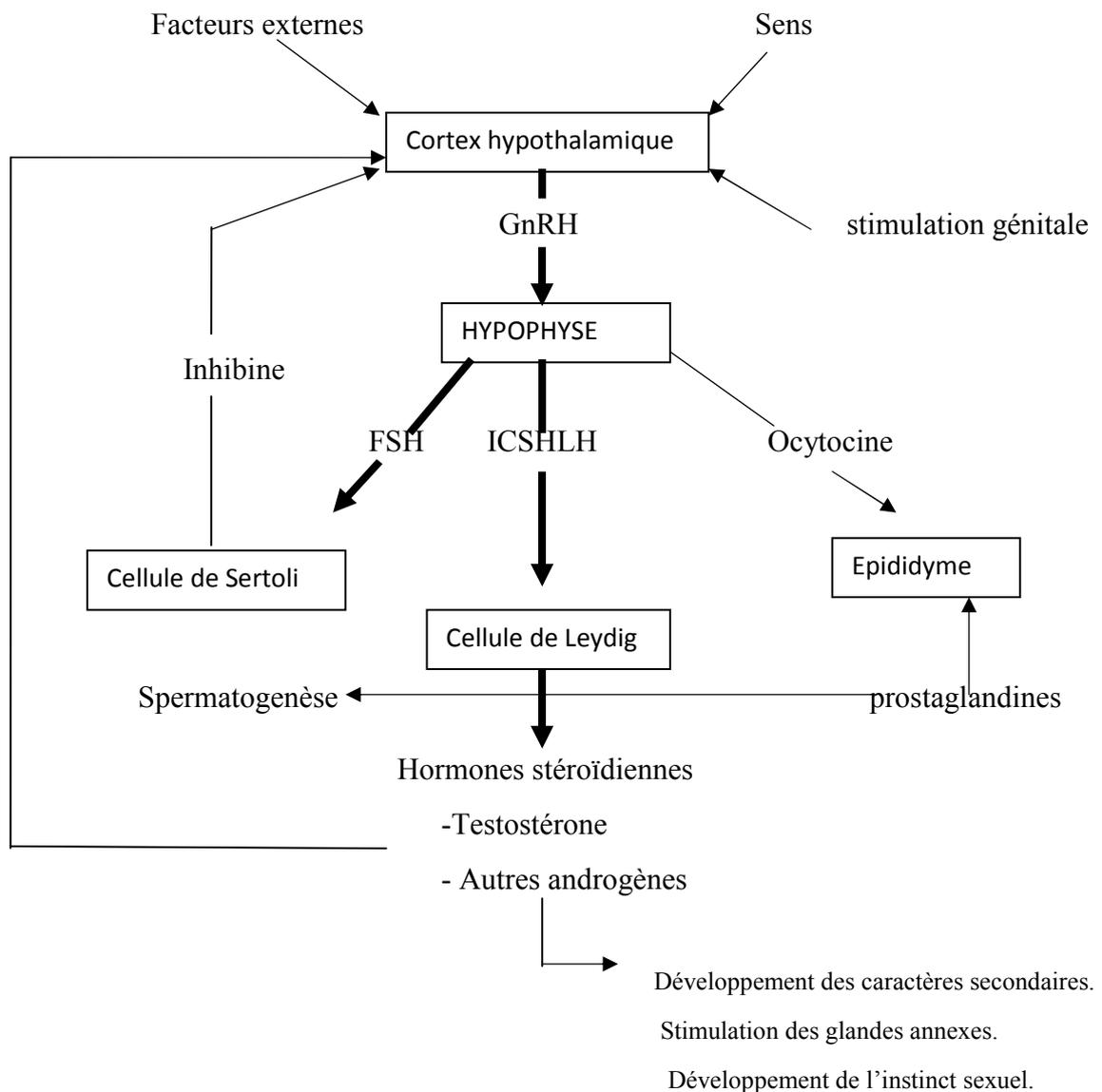


Figure 9 : régulation hormonale de la reproduction chez le mâle. (Boussit, 1989).

La fonction sexuelle du lapin male 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).

L'hypophyse, petite glande située dans le cerveau, sécrète de la FSH ou Folliculin stimulating hormon qui agit sur les tubes séminifères et les cellules de Sertoli qui produisent l'inhibine et l'ABP ; et de l'ICSH ou InterstitialCeLLHormon (équivalent LH ou LuteinizingHormon) qui induit la sécrétion d'androgène stéroïdiens par les cellules de Leydig. Le complexe testostérone, ABP agit sur les spermatozoïdes en activant la méiose et sur les spermatides en stimulant la spermiogénèse. La testostérone représente au moins 50 % de tous les androgènes produits, avant et après la puberté (Martinet, 1978).

Ces hormones régulent la spermatogénèse par un effet direct et un effet retour vers le cortex hypothalamique auquel s'associe éventuellement la sécrétion d'inhibine. Ces androgènes agissent sur le développement des caractères sexuels et stimulent le fonctionnement des glandes annexes.

Les prostaglandines PGE1 et PGF2 α accélèrent la fabrication des spermatozoïdes par vidange des testicules et transport des spermatozoïdes à travers l'appareil génital. Au cours de la journée, la testostérone est sécrétée de manière épisodique, toutes les quatre à cinq heures (Martinet, 1978). On observe en effet cinq ou six pics de cette hormone par journée de vingt-quatre heures dans le sang périphérique. Le taux circulant augmente significativement après l'accouplement ou chez les mâles s'intéressant aux femelles présentées.

L'éjaculation se produit sous le contrôle d'une hormone voisine de l'ocytocine. Cette hormone hypophysaire est libérée par la stimulation de la sphère génitale, ce qui explique que l'on puisse récolter des mâles par simple masturbation (Boussit, 1989).

II. Cryptorchidie acquise (ascending testis des Anglo-Saxons)

Vu l'absence d'étude sur l'effet de la cryptorchidie acquise sur la fertilité masculine nous avons trouvé intéressant de créer un modèle animal de cryptorchidie secondaire qui va nous permettre de déterminer l'effet de cette dernière sur la fertilité ultérieure.

Le terme de cryptorchidie (testicule caché) dénomme habituellement la position du testicule situé en permanence en dehors de la bourse, mais se trouvant sur le trajet normal de la migration. La gonade se situe hors du scrotum et peut même ne pas être palpable; en position intra-abdominale. Si la plus grande partie des cryptorchidies est liée à une anomalie de migration testiculaire pendant la période fœtale, il existe de multiples formes secondaires. Elles sont représentées par la cryptorchidie associée à une pathologie générale, la cryptorchidie acquise, le testicule oscillant et les formes iatrogènes.

Définition de la pathologie :

C'est une réascension de la gonade précédemment palpée au niveau scrotal.

Le testicule a été palpé au niveau du scrotum à la naissance et sera retrouvé en dehors de la bourse au cours de la croissance. Il est alors non abaissable ou abaissable, mais ne restant pas dans la bourse, ce qui le différencie d'un testicule oscillant.

Cette situation est rencontrée surtout entre les âges de huit et dix ans. Cette forme particulière a été décrite récemment (Atwell JG, 1985). Dont la pathogénie est mal connue. Le défaut d'élongation du cordon spermatique, lié à la présence d'un ligament de Cloquet rigide, a été proposé pour expliquer cette pathologie (Clamette TD, et al 1997). Ce ne serait donc pas le testicule qui remonte mais le scrotum qui s'éloigne de la gonade au cours de la croissance (Clamette TD, et al 1997) (**Figure 10**).

III. Evaluation de la fertilité

1. Spermogramme :

L'évaluation conventionnelle de la qualité du sperme frais comprend usuellement les paramètres suivants :

1.1. Les mesures macroscopiques :

Immédiatement après la récolte, on procède à un examen visuel du sperme dans le tube de récolte qui permet d'apprécier :

1.1.1. L'aspect et la couleur :

Le sperme a une coloration blanchâtre. Son opacité dépend surtout de la concentration spermatique. Les éjaculats de faible concentration sont clairs, d'aspect aqueux voire légèrement jaunâtre. Ils contiennent parfois un gel muco-gélatineux plus ou moins consistant et transparent (Boussit, 1989). La couleur idéale optimale de la semence est blanc nacré. En effet la couleur peut être modifiée par la présence d'éléments anormaux :

- La couleur jaune peut être liée à la présence d'urine pouvant détériorer la qualité de la semence.
- Une coloration grisâtre liée à la précipitation au fond du tube, de cristaux et de cellules d'exfoliation, morte, provenant des tissus génitaux.
- La coloration rougeâtre voire rosée peut être due à la présence du sang suite à une irritation du pénis ou de l'urètre au moment de la collecte.
- La coloration marron détermine, une contamination fécale.

1.1.2. Le volume :

Le volume de la semence recueilli par vagin artificiel varie en fonction de l'âge, de la race, de l'alimentation et pour un même lapin, des facteurs psychiques et environnementaux. Bien qu'un éjaculat de volume normal soit un indice favorable, le volume total collecté n'est qu'un facteur secondaire d'appréciation. Il est néanmoins noté une caractéristique du mâle (Boussit, 1989 ; Boiti et al., 2005).

1.1.3. Le pH :

Le pH est situé normalement entre 6 et 7.3 et peut atteindre 7.5. La mesure du pH (pH-mètre, papier indicateur) doit être immédiate car le sperme s'acidifie rapidement suite à la

formation d'acide lactique, résultant de l'utilisation des sucre par les spermatozoïdes (ALvarino, 1993 ; Arencibia et Rosario, 2009).

1.2. Les mesures microscopiques :

1.2.1. La mobilité :

⇒ La motilité massale :

L'emploi du terme motilité et non mobilité signifie que les spermatozoïdes se meuvent par eux-mêmes et ne se déplacent pas. La motilité est la traduction littérale de l'anglais motility (Hanzen, 2009). C'est une mesure rapide et facile qui nécessite un examen microscopique de la semence, dès que celle-ci est collectée. L'observation doit être faite très rapidement car la motilité massale du sperme pur, diminue rapidement au bout de 15 à 20 secondes. Le mouvement global des spermatozoïdes est apprécié à l'aide d'une grille comme celle de Petit-jean, 1965.

⇒ La motilité individuelle :

La mesure de la motilité individuelle est réalisée en utilisant une échelle allant de 0 à 5 ou de 0 à 4. Cette estimation doit tenir compte donc de la vitesse de déplacement des spermatozoïdes, de la rectitude de celui-ci et de ses mouvement latéraux (Boussit, 1989 ; Baril et al., 1993 ; cabannes, 2008).

À l'essor du développement informatique, des logiciels d'analyse spermatisques ont vu le jour, désignés sous le nom commun de << CASA >> pour Computer Assisted Sperm Analysis, et principalement développés pour mesurer objectivement la motilité et les caractères kinésiques des spermatozoïdes.

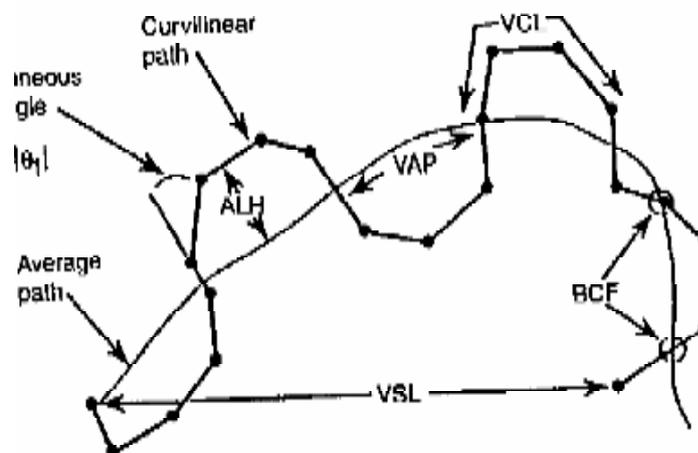


Figure 11 : Schéma de la motilité d'un spermatozoïde. (Boussit, 1989).

VAP : vitesse selon la trajectoire moyenne VCL : vitesse curvilinéaire VPN : valeur prédictive négative VPP : valeur prédictive positive VSL : vitesse de progression linéaire LIN : linéarité (rapport VSL/VCL) ALH : amplitude latérale de la tête ; STR = La rectitude de la vitesse du trajet (VSL / VAP).

1.2.2 La viabilité :

La notion de vitalité spermatique, est plutôt liée à l'intégrité membranaire de cette cellule. Différentes colorations, telle que << l'EOSINE / NEGROSINE >> (Bamba, 1988), permettent d'estimer l'intégrité membranaire par un principe où les dommages de la membrane laissent pénétrer le colorant à l'intérieur de la cellule. Le spermatozoïde non viable prend la coloration de l'EOSINE (rose), le NIGROSINE (bleu-violet) constitue le fond, les cellules vivantes restent incolores (Ducci et al. 2002 ; Garcia-Thoma et al., 2006a,b).

1.2.3 La concentration :

La concentration du sperme est le nombre de spermatozoïdes par unités de volume. La mesure de la concentration est basée sur le dénombrement microscopique direct des spermatozoïdes immobiles et dilués (dispersés), observés en utilisant un hématimètre cellule de Thoma, Burker, ou Neubauer (Boiti et al., 2005 ; Hanzen, 2009).

1.2.4 La morphologie :

La morphologie est un paramètre important pour l'estimation de la qualité spermatique. Des perturbations de la spermatogénèse causent l'augmentation des anomalies morphologiques du sperme lesquelles augmentent les risques d'infécondité et d'infertilité. Plusieurs techniques de colorations sont utilisées pour mettre en évidence des anomalies morphologiques, la coloration Eosine-Negrosine est classiquement utilisée.

La semence ne doit pas contenir plus de 10 % à 15 % de spermatozoïdes anormaux, mais d'autres auteurs suggèrent que 20 à 30 % d'anomalies totales est acceptable (Amorim et Santos, 2009).

- **Caractéristiques générales de la semence du lapin mâles adulte :**

Le volume de la semence varie de 0.3 à 6 ml selon la sécrétion des glandes annexes (la fraction gélatineuse). Sans gel, le volume est de l'ordre de 0.3 à 1 ml et la concentration est évaluée entre 150 et 500 × 10⁶ spermatozoïdes/ml). Le volume et la concentration sont

susceptibles de variations très importantes entre mâles et entre collectes successives pour un même mâle.

La mesure du pH, dès la récolte, est un bon estimateur de la qualité de la semence. Certains auteurs trouvent un pH de la semence nettement alcalin et le situe autour de 8, en revanche d'autres données indiquent un pH très légèrement acide, de l'ordre de 6.8 – 6.9 (Alvarino, 1993 ; Lebas, 2009 ; Quiles et Hevia, 2000).

- **Dosage de l'androgène testiculaire (testostérone) :**

La testostérone est une hormone stéroïdienne sécrétée essentiellement par les cellules de Leydig sous l'influence de la LH. De ce fait, le dosage de la testostérone reflète le fonctionnement leydigien.

IV. L'imagerie nucléaire

1. Le Concept de la scintigraphie :

La scintigraphie applique au patient des radio-pharmaceutiques présentant des propriétés biologiques spécifiques pour chaque organe à étudier et permettant d'obtenir une imagerie fonctionnelle de cet organe. Les propriétés radioactives du radiopharmaceutique permettent son suivi dans le corps par des caméras spéciales à scintillation ou, avec certains produits, d'obtenir un effet de radiothérapie ciblée.

2. Définitions :

2.1.Le Radio-pharmaceutique :

Les radio-pharmaceutiques présentent des propriétés biologiques particulières comme une affinité sélective pour des récepteurs ou ils peuvent participer dans le métabolisme cellulaire. Le radiopharmaceutique suit donc une trajectoire déterminée dans le corps humain qui peut être suivie grâce au radio-marquage par des caméras à scintillation permet ainsi d'étudier les fonctions d'organes ou directement des processus pathologiques.

Par imagerie dynamique, statique ou tomographique, l'ingestion, l'absorption, la rétention spécifique, le métabolisme ou l'élimination du radiotraceur peuvent être visualisés dans le patient.

2.2.Radioisotopes :

La scintigraphie classique est basée sur l'utilisation de radioisotopes émetteurs de rayonnement gamma (γ). Une large gamme de radio-pharmaceutiques contient comme radioisotope le ^{99m}Tc (Technétium ^{99m}Tc). L'attrait de cet isotope réside dans sa disponibilité, l'énergie de ses rayons γ bien adaptée aux caméras et sa demi-vie physique ($t_{1/2}$) de 6 heures permettant à la fois une bonne organisation des examens et de limiter l'exposition du patient aux radiations ionisantes.

Le ^{99m}Tc -pertechnetate (et le ^{99m}Tc libre) lui-même est sécrété par les glandes salivaires, l'estomac, les reins et un éventuel diverticule de Meckel et il est capté par la thyroïde et les organes génitaux (testicules) permettant la scintigraphie de ces structures sans autre modification.

2.3. Les Caméras à scintillation classiques

La technique scintigraphique classique, basée sur la détection de radioisotopes émetteurs de rayonnements γ , utilise un ou plusieurs détecteurs de photons, compris sur une même caméra (GAMMA CAMERA)

Le détecteur présente, en couches successives :

Un collimateur en plomb qui permet de sélectionner les photons provenant d'une unique direction (parallèle ou focalisée). Le rayonnement γ arrive à travers le collimateur sur **un cristal** scintillant qui transforme les rayons γ en un signal lumineux (scintillation). Le signal lumineux est amplifié dans des tubes de **photomultiplication** pour former un signal électrique dont l'amplitude est proportionnelle à l'énergie du rayonnement γ détecté. L'information du détecteur est ensuite traitée sous forme numérique par l'ordinateur qui permet d'obtenir des projections similaires à celles du radiodiagnostic classique et qui peut être imprimée sous forme de film. (Dr H. Zaidi les bases de la scintigraphie, 2006).

*L'*objectif de ce travail est, d'une part, étudié l'effet de la cryptorchidie acquise sur la fertilité dans un modèle animale, à travers la caractérisation quantitative et qualitative de la production spermatique, dosage de l'androgène testiculaire (testostérone). Et d'autre part de discuter l'intérêt de la scintigraphie comme technique d'imagerie médicale dans le diagnostic, la localisation et la viabilité testiculaire lors de la cryptorchidie secondaire.

Protocole expérimentale

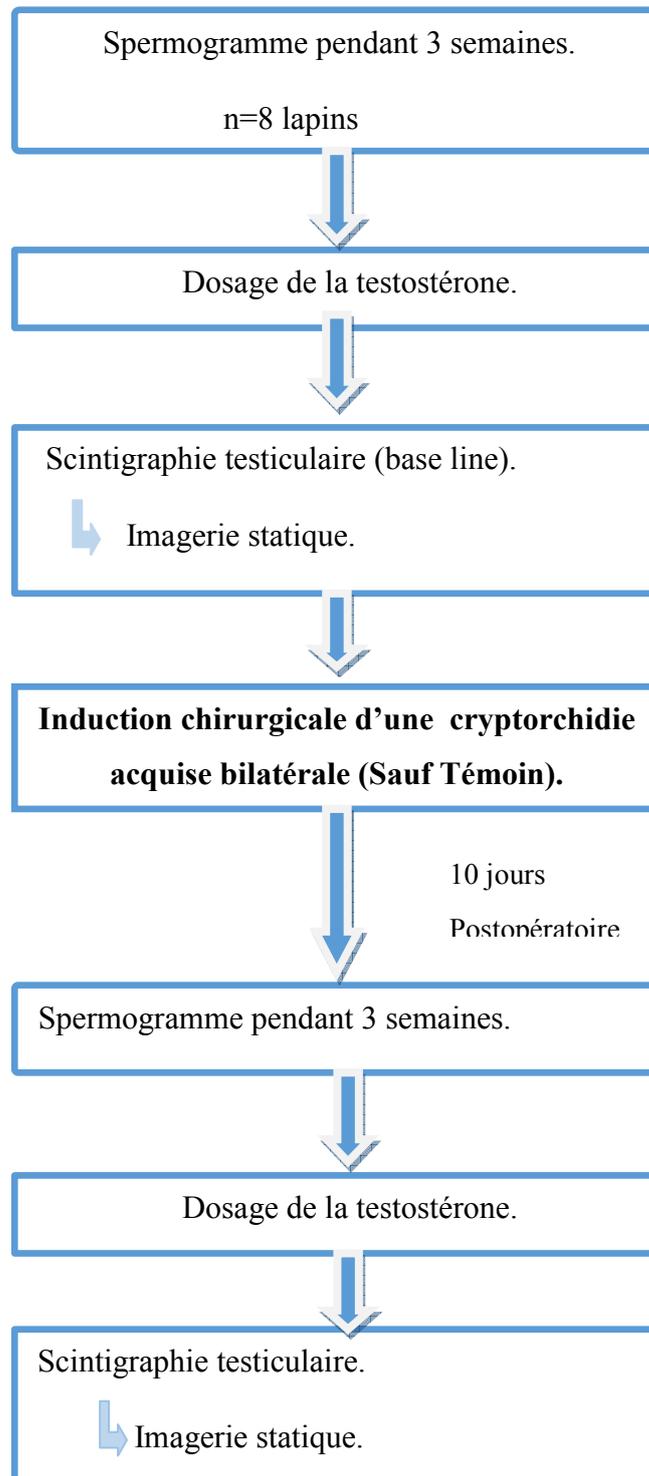


Figure 12 : Protocole expérimentale.

1. Protocole expérimentale

Notre étude comporte deux parties principales ; l'induction chirurgicale de la cryptorchidie d'une part, et la réalisation des images scintigraphique d'autre part.

En vue d'étudier l'effet de la cryptorchidie sur la fertilité, un spermogramme est réalisé avant et après induction chirurgicale de la pathologie, avec un rythme de récolte extensif. Ainsi qu'un dosage hormonal est effectué à la fin des trois semaines des spermogrammes.

En scintigraphie, une imagerie base line est effectuée en mode statique, chez tous les lapins, et ce avant et après induction chirurgicale de la cryptorchidie, afin de déterminer, l'intérêt de cette dernière dans le diagnostique, et avoir une idée sur le fonctionnement du testicule cryptorchide.

Déroulement des essais

L'expérimentation s'est dérouler du début du mois de mai, au début du mois d'aout 2017, L'élevage s'est passé au niveau de la station expérimentale USDB1, dans un clapier d'une superficie de 12 m² construit en dure et possédant une charpente métallique, l'aération statique est assuré par deux fenêtres.



Figure13 : photographie du clapier.

L'induction chirurgicale de la cryptorchidie a eu lieu dans la clinique vétérinaire du docteur Cherif Toufik à CHAIBA.

Le Laboratoire d'analyse humain, de Docteur Zibouche situé à Ain Defla, nous a permis d'effectuer les analyses sanguines.

La scintigraphie testiculaire, était réalisée au centre d'imagerie scintigraphique <SLAMA> à Chelf, sous l'égide du docteur Mohamed Yahyaoui spécialiste en médecine nucléaire.

2. Animaux et conduite d'élevage

Le travail est réalisé sur huit lapins adultes agé 1 an, de souche Synthétique, logés dans des cages métalliquesLes animaux étaient nourris ad libitum, avec un aliment de type granulé provenait de l'unité de fabrication de l'aliment de bétail Khemisse khachna. L'abreuvement est assuré par un système de tétine. La température et l'hygrométrie on été enregistrées quotidiennement au moment de la collecte par un thermohygromètre.

Au cours de l'essai, deux femelles adultes sont utilisées comme femelle boute-en-train pour stimuler les mâles au moment de la collecte spermatique.

I. Evaluation de la fertilité

1. Analyse de la semence (spermogramme)

Les lapins, était entraînés pendant 30 jours a éjaculés dans un vagin artificiel.

Pendant 3 semaines, deux éjaculats ont été prélevés par lapin et par semaine, avec un intervalle de 20-30 minutes.

1.1. Récolte de la semence

1.1.1 matériel de collecte

Le kit de prélèvement de la semence du lapin contient :

- vagin artificiel en silicone
- tube conique gradué, fixer au vagin artificiel, permet la récolte du sperme.

Un bain marie, afin de reconstituer les conditions naturelles de température du vagin chez la lapine. La température du vagin doit avoisiner 39° C (température normal du vagin de la lapine)



Figure 14 : Matériels de récolte de la semence du lapin.

1.1.2 Récolte spermatique

Au moment de la préparation du vagin artificiel, la lapine boute-en-train est laissée sur la cage des mâles pour les stimuler (Boiti et al, 2005).



Figure 15 : Lapine boute-en-train sur la cage d'un mâle.

Une fois le vagin artificiel est prêt à être utilisé, la lapine est introduite dans la cage du mâle. Cette dernière est immobilisée par la main gauche. Quand le mâle tend à la chevaucher, la main libre tenant le vagin artificiel passe sous l'abdomen entre les deux membres postérieures de la femelle en orientant le vagin artificiel afin de faciliter l'intromission du pénis (Figure 16). Après l'éjaculat le mâle émis un cri caractéristique, et tombe sur le côté.

La libido, est le temps écoulé entre l'introduction de la femelle dans la cage du mâle et l'éjaculation, est mesurée à l'aide d'un chronomètre.



Figure 16 : photographie représentatif de la technique de récolte de la semence du lapin.

1.2. Spermogramme :

Une fois le sperme récolté, le tube de collecte identifié est maintenu dans le creux de la main, afin de protéger la semence du choc thermique et de la lumière.

1.2.1 L'analyse macroscopique :

Immédiatement après la récolte :

La couleur: est déterminée par observation directe de l'éjaculat dans le tube de collecte transparent. Le degré de la couleur est noté selon les recommandation de Boussit, (1989):

- Sperme contaminé avec l'urine : jaunatre.
- Sperme avec présence de sang : rosatre, rougatre.
- Sperme blanc crémeux.
- Sperme blanc nacré.

Le volume de l'éjaculat est apprécié par lecture directe sur le tube gradué servant à la collecte. Si le serme recueilli contient du gel, ce dernier est retiré à l'aide d'une pipette pasteur pour déterminer **le volume sans gel**.

Le pH de la semence est déterminé à l'aide du papier pH. Puis le tube collecteur est mis immédiatement dans un bain-marie à 37°C.

1.2.2 L'analyse microscopique

Les mesures microscopiques sont évalués avec le système CASA (computer-Assisted Semen Analysis).

1.2.2.1 Description de la technique (CASA) :

L'analyse informatisée de la cinétique des spermatozoïdes par computer assisted sperm analysis (CASA) est réalisée au moyen d'un système automatisé comprenant un microscope de contraste de phase inversé à platine chauffante généralement trioculaire couplé à une caméra CDD et à un système informatique. Le système SCA[®] (Sperm Class Analyzer, SCA, Microptic, Barcelone, Espagne) utilisé dans notre étude, possède également un éclairage par fluorescence.

Cet appareil permet de filmer les spermatozoïdes déposés sur la platine chauffante via différents systèmes (lame, lame Leja, chambre de Mackler) et d'étudier un grand nombre de paramètres relatifs à leur nombre, leur concentration et leur mobilité (Mortimer ST, 2004) . Les paramètres cinétiques généralement mesurés sont : le nombre de spermatozoïdes analysés (totaux, mobiles, progressifs), les concentrations de spermatozoïdes (totaux mobiles, progressifs), les vitesses linéaires VSL et curvilinéaires moyennes VCL, l'amplitude du battement latéral de la tête ALH, la fréquence de battement, la linéarité LIN.

L'intérêt de cette technique est de permettre de mesurer objectivement diverses caractéristiques spermatiques, jusque-là soumises à une grande variabilité intra et interindividuelle. Techniquement le système CASA est utilisé pour, l'évaluation de la vitalité, morphologie des spermatozoïdes.



Figure 17 : Système CASA au niveau du laboratoire des biotechnologies liées à la reproduction animal (LBRA).

1.2.2.2 Analyse de la motilité :

a. La motilité massale :

La motilité massale est appréciée en déposant 10 µl à l'aide d'une micropipette sur une lame, l'observation se fait sous microscope $\times 10$, Une note de 0 (pas de spermatozoïde) à 9 (aspect de tourbillon) est attribuée au mouvement de la masse des spermatozoïdes observés selon l'échelle de Petitjean (Boussit 1989). (annexe 1).

b. Les paramètres cinétiques

On dépose 10µl de semence diluée dans 290µl de l'eau physiologique (1/30) maintenue au bain marie à 37°C, entre lame et lamelle (24mm×24mm) pour analyser la motilité à l'aide du système d'analyse de sperme assisté par ordinateur (CASA) (Sperm Class Analyzer, SCA, Microptic, Barcelone, Espagne). La motilité du sperme a été évaluée à 37 ° C à 10x avec le filtre vert.

Pour chaque échantillon, 500 spermatozoïdes ont été évalués. Le pourcentage de cellules mobiles (MOT,%), la vitesse moyenne du trajet (VAP, µm / s), la vitesse moyenne du chemin cellulaire lissé), la vitesse curviligne (VCL, µm / s), la vitesse moyenne mesurée sur le point réel piste suivie par la cellule), vitesse linéaire (VSL, µm / s); vitesse moyenne mesurée en ligne droite du début à la fin de la piste), l'indice de linéarité (LIN,%; la valeur moyenne du rapport VSL / VCL), l'amplitude du déplacement de la tête latérale (ALH, µm, la largeur moyenne de l'oscillation de la tête lorsque les spermatozoïdes naissent), la rectitude coefficient (STR = (VAP / VCL) x100,%) et oscillation (WOB = (VAP / VCL) x 100,%; une mesure de la oscillation de la trajectoire actuelle sur son parcours spatial moyen ont été enregistrés.

Dans notre études que VCL, VSL, VAP sont pris en considération.

En même temps **la motilité individuelle** est appréciée après examen de 5 champs d'une même préparation, le type des mouvements des spermatozoïdes est noté en utilisant l'échelle d'Andrieu (1974) allant de 0 à 4. (cité par Boussit, 1989). (annexe 2).

1.2.2.3 La concentration

Cette mesure consiste à déterminer le nombre de spermatozoïdes par millilitre de semence pure en utilisant un hématimètre de type cellule de thoma. Cette dernière est composée de deux

grilles de comptage, chaque grille est divisée en 16 grands carreaux, eux même divisé en 16 petit carreau, qui présentent chacun un volume de $1/4000\text{m}^3$.

Méthodes d'estimation de la concentration

- Nous établissons une dilution de 10 μl de la semence au $1/200^{\text{eme}}$ dans une solution de fixation de formol à 3.5%(10 ml de formol 35% dilué dans 1 L de solution NaCL 0.9%), puis homogénéisation au vortex.
- Préparation de l'hématimètre, une lamelle (24mm×24mm) est fortement adhérent à l'hématimètre
- A l'aide d'une micropipette, on Dépose 10 μl de la solution de dilution en bordure de la lamelle. La gouttelette, par capillarité, se répartit alors entre la lame et la lamelle.
- 10 min de repos est respecté avant la lecture.
- La lecture, est faite sous microscope au grossissement $\times 400$.

⇒ Si nous observons la présence de bulle d'air emprisonnées sous la lamelle, l'opération sera refaite.

La numération des spermatozoïdes se fait sur les deux colonnes centrale. Nous comptons le nombre de têtes de spermatozoïdes (face et profile), ainsi que les spermatozoïdes normaux, malformés, à l'intérieur de la colonne envisagée. Pour éviter une répétition du comptage pour les spermatozoïdes qui se superposent sur les lignes de quadrillage des grands et petits carreaux, on compte que celle qui touchent les lignes inférieures et droites, en générale celle formant la lettre L.

- La numération de l'échantillon est dupliquée sur les deux grille, la somme et la différence de lecture sont renvoyées à une table qui fixe la marge de différence entre deux comptages (Anonym1, 1999). Si la différence est plus grande que celle indiquée dans la table, l'opération du comptage est refaite.

Nous pratiquâmes une numération de deux colonnes, soit 8 grand carrés de 0.032m^3 de volume. La concentration (C) par ml, en spermatozoïdes comptés(X) dans les deux grilles sera :

$$\mathbf{C = X \cdot D \cdot 1000 / 0.032 \cdot 2 \quad \text{Soit : } C = X \cdot D / 64}$$

C : concentration, X somme de comptage, D : dilution du sperme.

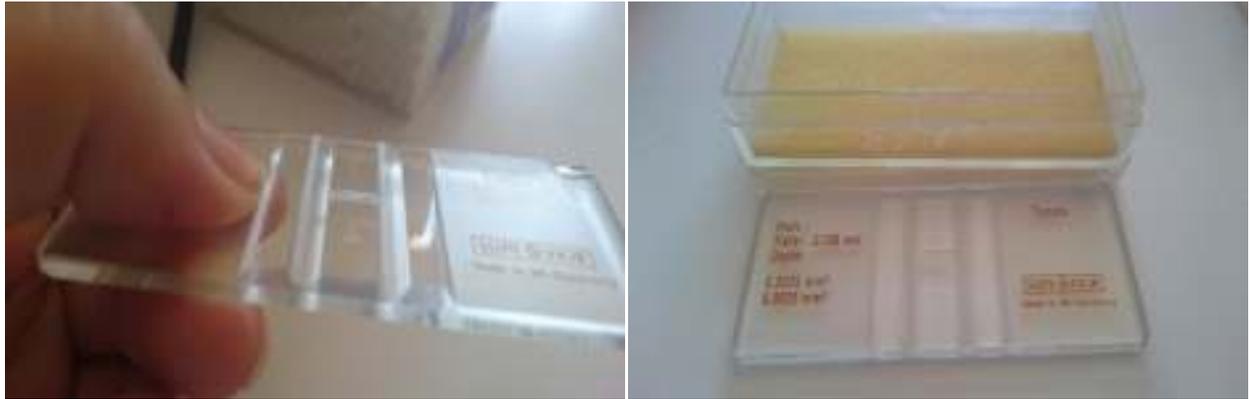


Figure 18 : photographies représentatives de l'hématimètre, cellule de Thoma.



Figure 19 : Numeration des spermatozoïdes au microscope optique $\times 400$.

1.2.2.4 La vitalité

A l'aide d'une micropipette, $10\mu\text{l}$ de semence pure est déposé sur une lame et mélangé avec $10\mu\text{l}$ de colorant Eosine et $10\mu\text{l}$ de Negrosine, un frotti est réalisé et laissé sécher pendant 5 à 10 min à l'obscurité. L'observation au microscope $\times 20$.

Le spermatozoïde mort prend la coloration de l'EOSINE (rose), sur un fond (bleu-violet) le NIGROSINE, les cellules vivantes restent incolores. (Figure 20).

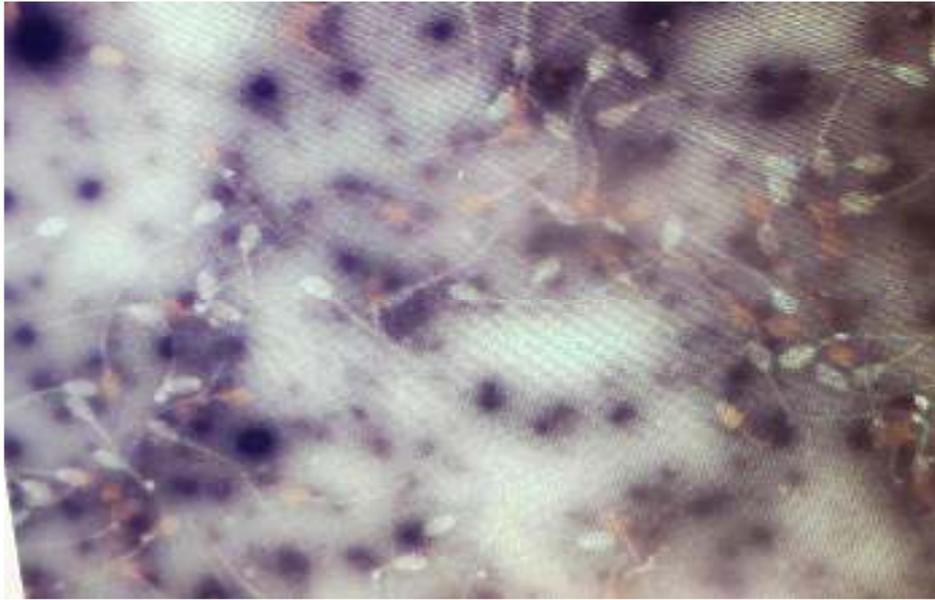


Figure 20 : test de vitalité spermatique sous frotti colorés, Eosine/Negrosine G×20. Spermatozoides mort : rouge ou rose foncé ; spermatozoïdes incolore : vivant.



Figure 21 : test de vitalité spermatique sous frottis colorés Eosine/Negrosine, G ×100.

Spermatozoïdes vivants.

1.2.2.5 Etude de la morphologie

La même lame qui nous a servis à apprécier la vitalité, est utilisée pour déterminer les anomalies morphologiques des spermatozoïdes.

Sur 200 spermatozoïdes, le pourcentage des spermatozoïdes normaux sans anomalie, avec anomalie de la tête, de la pièce intermédiaire, du flagelle et ceux présentant une gouttelette cytoplasmique, est enregistré.

Dans notre étude, le pourcentage des spermatozoïdes vivants, et celui des spermatozoïdes anormaux est pris en considération

2. Dosage de la testostérone

2.1. Technique de prélèvement sanguin

L'identification de l'animal doit être vérifiée et son état général observé avant de commencer le prélèvement sanguin. Pour une contention adaptée, une serviette est utilisée en enveloppant l'animale, les yeux couverts tout en s'assurant que les narines sont libres.

L'artère marginale centrale, est située dans le plan médiane et présente un trajet rectiligne (figure 22). Les poils couvrant l'artère sont rasés, le site est nettoyé avec de l'alcool 70%, un garrot à la base de l'oreille est maintenu tout au long du prélèvement.

On frotte doucement la base de l'oreille pour faire gonfler l'artère. La tubulure d'une épicroânienne G22 est coupée pour ne garder qu'environ 1 cm à 3 cm, le bout est placé directement dans le tube hépariné. L'épicroânienne G22 est insérée à l'extrémité de l'oreille, parallèlement à l'artère, en direction de la base de l'oreille. Une fois sous la peau, l'aiguille est réorientée dans le vaisseau. A l'issue du prélèvement, une compression sur le site de ponction doit être appliquée jusqu'à réalisation de l'hémostase.

Ensuite on procède à une centrifugation des tubes, 3000 tours pendant 15min, le plasma est transféré au laboratoire d'analyse médicale, sous régime du froid à l'aide d'une pochette de transport du matériel biologique.



Figure 22 : localisation de l'artère marginale centrale (originale, 2017).

2.2. Principe de la technique du dosage de la testostérone

Le dosage repose sur la technique immunométrique par compétition entre la testostérone présente dans l'échantillon et un conjugué de testostérone marqué à la peroxydase de raifort (HRP) pour un nombre limité de site de liaison sur un anticorps biotinylé (anticorps de souris

anti-testostérone). Le complexe antigène-anticorps est capturé par la streptavidine recouvrant les parois des puits. Les substances non liées sont éliminées par lavage.

Le conjugué HRP lié est mesuré par une réaction lumineuse. Un réactif contenant des substances luminogènes (un dérivé du luminol et un sel de peroxyde) et un agent de transfert d'électrons est ajouté dans les puits. La HRP du conjugué lié catalyse l'oxydation du dérivé du luminol, produisant ainsi de la lumière. L'agent de transfert d'électrons (un acétanilide substitué) amplifie le signal lumineux émis et en prolonge l'émission. Les signaux lumineux sont lus par le système. La quantité de conjugué HRP lié est indirectement proportionnelle à la concentration de testostérone présente.

Schéma de la réaction :

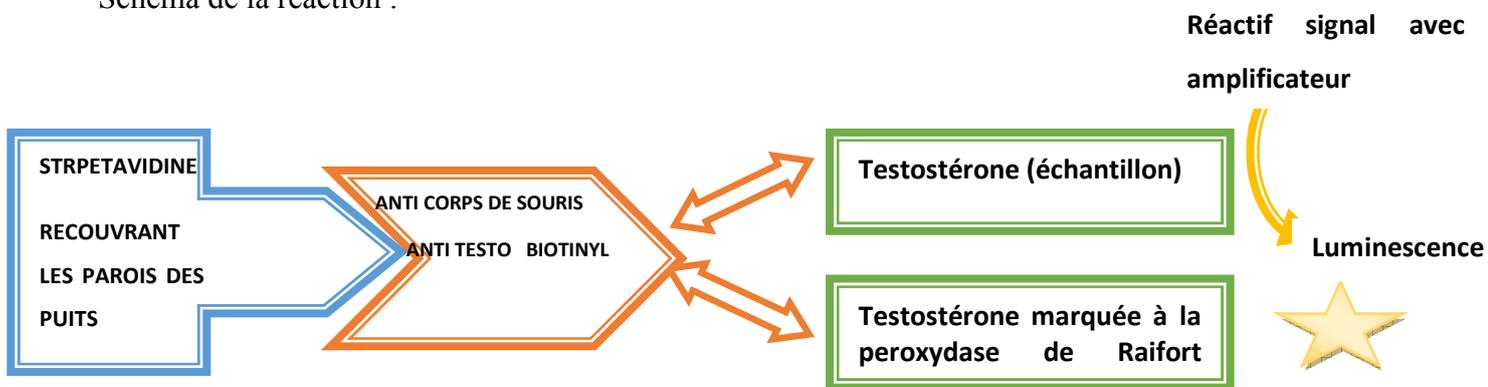


Figure 23 : schéma représentatif du principe de la méthode du dosage.

La Gamme de mesure :

Système	Gamme de mesure
3600	0.174-75nmol/L (4.90-2163ng/dl).

La limite inférieure de la gamme de mesure rapportée par le logiciel du système est en fonction de la limite de détection.

La limite inférieure de la gamme de mesure rapportée par le logiciel du système est de 0.170nmol/L (4.90ng/dl).

Les concentrations de testostérone supérieures à la gamme de mesure doivent être rapportées comme >75nmol/L.

II. Induction chirurgicale de la cryptorchidie acquise

– Procédure opératoire selon Glover 1958 :

L'anesthésie est induite et maintenue par l'administration de Ketamine/Acepromazine avec des doses respectivement, 18mg/kg, 0.2-0.3mg/kg.

La région abdominale est préparée de façon aseptique pour la chirurgie. Par une incision à mi-ventrale, les testicules sont tirés le long des canaux inguinaux dans la cavité abdominale et ancrés à la paroi abdominale au moyen d'une suture prise à travers la tunique vaginal inversée (Glover, 1958), en utilisant un fil absorbable 3-0, (assucryl®Lactin braided violet coated, Absorbable PGLA).

La même procédure opératoire, est effectuée bilatéralement sur chaque animal.

Après achèvement des manipulations chirurgicales, la paroi abdominale ainsi que le plan cutané est suturé par du fil résorbable 3-0, (assucryl®Lactin braided violet coated, Absorbable PGLA).une antibiothérapie de couverture est mise immédiatement en place, avec une injection de 1 cc de pénicilline G, par voie sous cutanée tout les 3 jours.

Un nettoyage des plaie a l'aide d'un antiseptique est effectués tous les jours suivie d'une pulvérisation d'Aluspray (vetiquinol).

Le lapin témoin n'a pas subit de chirurgie.

Les complications postopératoires n'étaient pas évidentes, 3 jours après l'opération, 2 lapins (C et D), sont morts.

Les analyses postopératoires, spermogramme, dosage de la testostérone, ainsi que les images scintigraphiques, sont réalisés sur 5 lapins+ le témoin.

Les étapes opératoires sont représentées dans **les figures 24, 25, 26, 27, 28** :



Figure 24 : photographies représentatifs des cordons spermatiques du testicule gauche.

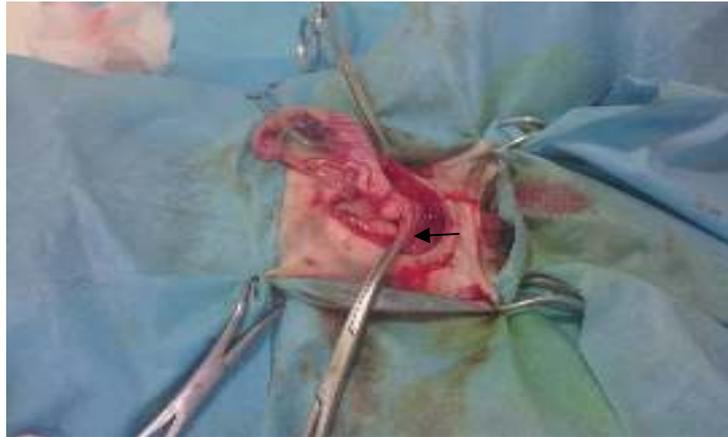


Figure 25 : potographie representative de la tunique vaginale.



Figure 26 : suture de la tunique vaginale au péritoine (testicule gauche).



Figure 27:Emplacement du testicule dans l'abdomen

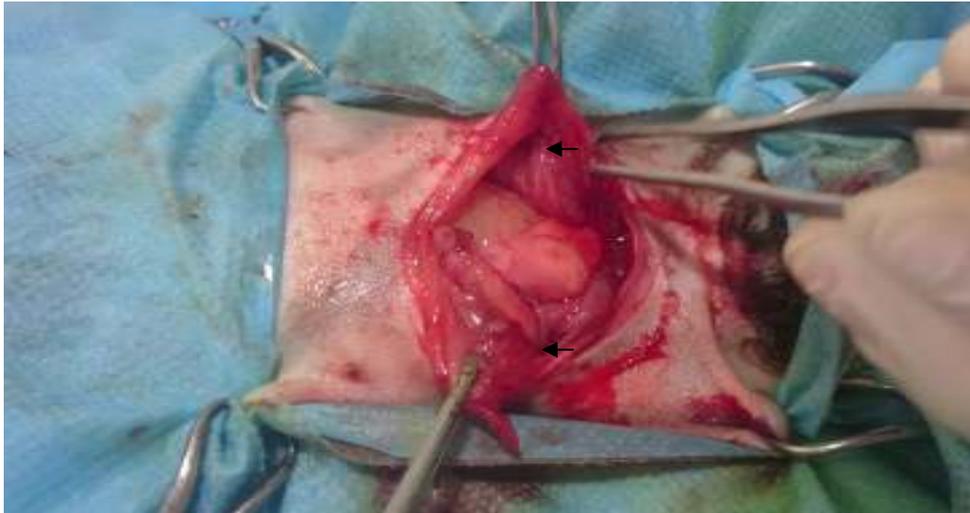


Figure 28 : photographie representative des deux point de fixation des testicules (gauche et droit).



Figure 29 : suture de la parois abdominale.



Figure 30 : suture du plan cutané par un surjet simple.

III. La scintigraphie testiculaire :

Des arriver au centre SLAMA, les animaux ont été tranquilisés en injectant une dose d'Acépromazine 0.2 mg/kg.

Protocole de l'imagerie statique :

Injection IVD de 18.5MBq de ^{99m}Tc (0.5mCi).

– Acquisition en mode statique centré sur la région abdominale pendant 05mn.

⇒ L'injection du ^{99m}Tc libre se fait au niveau de la veine marginale de l'oreille.

Les mêmes protocoles ont été suivis en période postopératoire.



Figure 31 : Injection du radio-isotope dans la veine marginale de l'oreille.



Figure 32 : Positionnement du collimateur, et acquisition d'image.

IV. Analyse statistique :

Les différents résultats sont décrits par la moyenne et l'écart-type ou bien la moyenne et l'erreur standard (SE , calculée à partir de l'écart-type selon la formule : $SE = \text{ecart type} / \sqrt{n}$; n étant la taille de l'échantillon).

L'analyse statistique a été réalisée sur ces résultats en utilisant le logiciel "R", nous avons calculé le coefficient de régression P, avec un seuil de signification 5% ; la différence est jugée significative quand $P \leq 0.05$.

Dans cette étude, nous présenterons les résultats concernant l'effet de la cryptorchidie artificielle sur la fertilité ultérieure des lapins, évalué par une analyse des paramètres microscopiques et macroscopique de la semence d'une part, et le dosage des concentrations plasmatiques de la testostérone d'autre part et ce, avant et après l'induction chirurgicale de la cryptorchidie. Aussi, nous nous sommes proposé pour une étude scintigraphique des testicules eutopiques et cryptorchides afin de mettre en valeur l'utilisation de la scintigraphie testiculaire dans le diagnostic de la cryptorchidie et évaluer le fonctionnement du testicule artificiellement cryptorchide.

I. Evaluation de la fertilité

1. La libido :

Les résultats concernant la libido avant et après l'induction chirurgicale de la cryptorchidie sont présentés dans le **tableau1** et illustrés dans la **figure 33**. L'analyse statistique ne révèle aucune différence significative entre les deux périodes d'étude (37.45 vs 18.02 seconde ; $P>0,05$).

Il est à signaler que l'ardeur sexuelle a varié entre les différents mâles expérimentaux. En effet, le mâle P a présenté une l'ardeur plus élevée comparée à celles notées sur les autres mâles en période préopératoire ($157,66 \pm 78,38$ secondes). Cependant, en période postopératoire, nous n'avons pu la mesurer à cause d'absence d'éjaculats durant 3 semaines.

Tableau 1 : La libido en période préopératoire et postopératoire (Moyenne \pm ES).

Périodes	Libido (s)
<i>Préopératoire</i>	37.45 \pm 27.43
<i>Postopératoire</i>	18.025 \pm 3,68

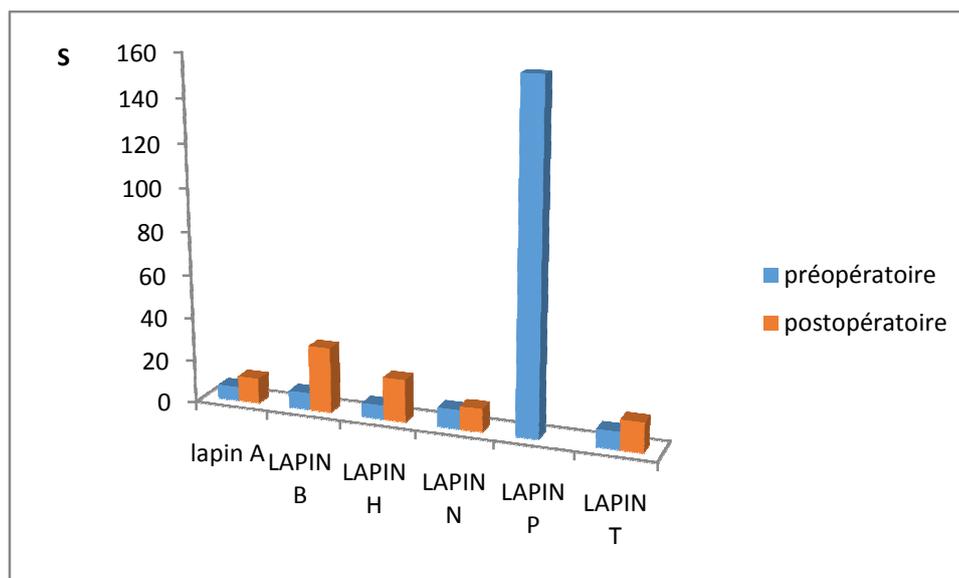


Figure 33 : Evolutions de la libido en secondes, des lapins durant la période préopératoire et postopératoire.

2. Résultats du dosage hormonal :

Résultats du dosage de la testostérone chez les lapins expérimentaux avant et après cryptorchidie

L'analyse statistique a été effectuée entre :

- la testostérone dosée en périodes préopératoire et 18 jours postopératoires.
- La testostérone dosée en périodes préopératoire et 26 jours postopératoires.
- La testostérone postopératoire (18 jours et 26 jours postopératoires).

Cette étude n'a montré aucune différence significative pour l'hormone testiculaire, en périodes préopératoire comme en 18 – 26 jours postopératoire avec des moyennes respectivement (7.67nmol/l, 6.3nmol/l ; $p > 0.05$) ; (7.67 nmol/l ,12.48 nmol/l ; $p > 0.05$) ; (6.3nmol/l, 12.48 nmol/l ; $p > 0.05$). (**Tableau 2**)

Tableau 2 : valeurs moyenne du testostérone en nmol/l , avant et après chirurgie.

Périodes	Préopératoire	18j Postopératoires	26j Postopératoire
Testostérone (nmol/l)	7.67 ± 5.06	6.3 ± 2.84	12.48 ± 9.28
Testostérone(témoin)	2.65	5.56	/

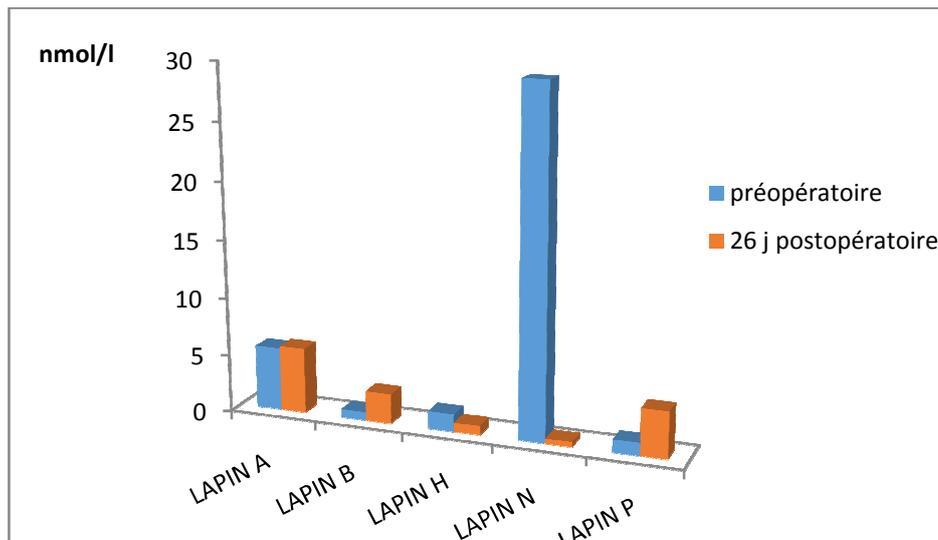


Figure 34 : Dosage de la testostérone avant et après 18 jours de cryptorchidie.

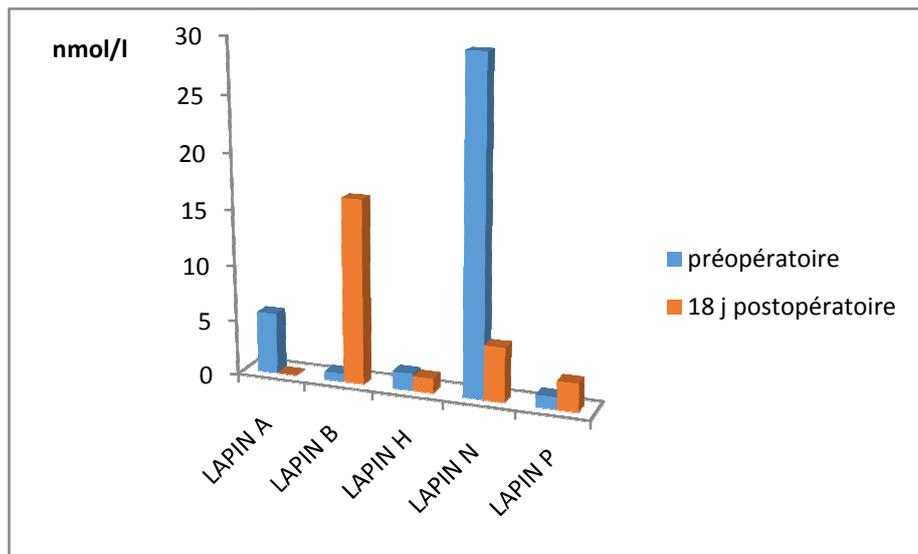


Figure 35 : dosage de la testostérone avant et après 26 jours d'induction de la cryptorchidie

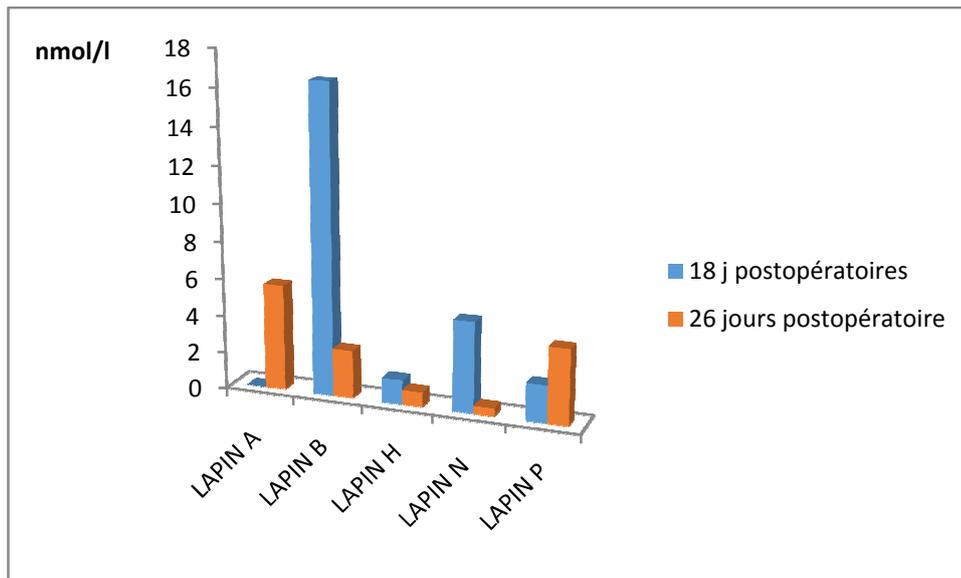


Figure 36 : dosage de la testostérone en 18 jours et 26 jours de cryptorchidie

L'ardeur sexuelle des lapins cryptorchides...

Nous avons constaté une meilleure libido après induction chirurgicale de la cryptorchidie avec une moyenne de 18.02 secondes comparé à celle enregistré en période préopératoire 37.45 secondes, cela peut s'expliquer par l'élévation des taux de la testostérone chez les lapins cryptorchides. En effet, des taux élevés de l'androgène testiculaire ont été notés, chez la plupart des individus cryptorchides, ces observations s'accordent avec ceux de Clegg 1961 et Jain, 1976, qui montrent que la cryptorchidie expérimentale entraîne une augmentation du nombre des cellules de Leydig et donc une augmentation de la testostéronémie, n'empêche que dans notre étude deux lapins sur les cinq, ont réagi différemment avec une légère diminution de la concentration de la testostérone plasmatique en 18 et 26 jours de cryptorchidie, des études expérimentales indiquent que la pathologie dans les modèles animaux entraîne généralement une augmentation des gonadotropines FSH, LH selon Swerdloff et al., Gupta et al., 1975 ; Grisard et al., 1979. Cela a été expliquée par G. Grizard et al., en 1980 ; une diminution des récepteurs à LH sur les cellules de Leydig est à l'origine de l'accroissement du LH sérique et la diminution de l'androgène leydigien. Nous regrettons de ne pas avoir prolongé l'expérimentation pour voir l'évolution de la libido et du taux de la testostérone.

3 Spermogramme

3.1 Les paramètres macroscopiques de la semence :

3.1.1 La couleur :

Durant notre expérimentation, la couleur de la semence n'a pas présenté de variations entre la période pré et postopératoire et tous les lapins, ont montré une couleur blanche de la semence.

3.1.2 Le volume :

Dans les conditions de notre expérimentation, les éjaculats récoltés ne présentaient pas de gel, et ce durant la période pré et postopératoire. Le volume moyen de la semence sans gel est significativement plus élevé en période préopératoire comparé à celui noté en périodes postopératoire (+39% ; $P < 0.05$) (**Tableau 3**; **Figure 42**).

Tableau 3 : Volume de la semence des lapins en périodes préopératoire et postopératoire (moyenne \pm ES).

Périodes	Volume (ml)
<i>Préopératoire</i>	0,69 \pm 0,05
<i>Postopératoire</i>	0,41 \pm 0,04

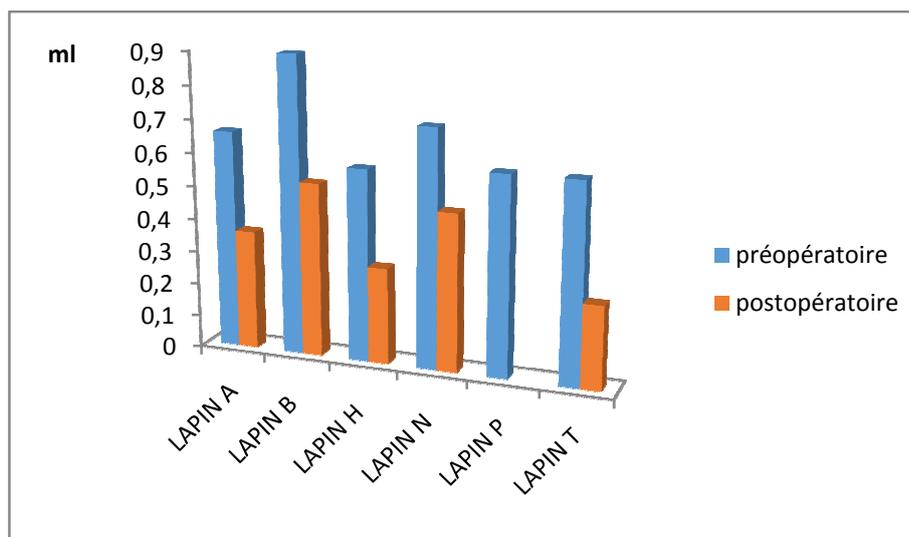


Figure 37 : Evolution du volume de la semence des lapins avant et après l'induction chirurgicale de la cryptorchidie.

Le volume des éjaculats des lapins cryptorchide...

Le volume moyen collecté a été estimé à 0.41ml chez les lapins cryptorchides, et 0.69 ml chez les même lapins avant induction de la pathologie, ces résultats montre une légère diminution du volume des éjaculats, de même pour le lapin témoin on a noté un volume moyen de 0.6ml vs 0.4ml ; cependant le volume des lapins cryptorchide ainsi que du lapin témoin entrent dans l'intervalle de variation 0.3-0.9 ml énoncé par Theau-Clément, 1996.

3.1.3 Le pH :

Les résultats du pH mesuré avant et après l'induction chirurgicale de la cryptorchidie sont présentés dans le **tableau 4** et illustrés dans la **figure 38**. L'analyse statistique ne révèle aucune différence significative, entre les valeurs du pH, en période pré et postopératoire (7,37 vs 7,59 ; $P > 0.05$).

Tableau 4 : pH moyen de la semence noté en période préopératoire et postopératoire (Moyenne \pm ES)

Périodes	pH
<i>Préopératoire</i>	7,37 \pm 0,17
<i>Postopératoire</i>	7,59 \pm 0,1

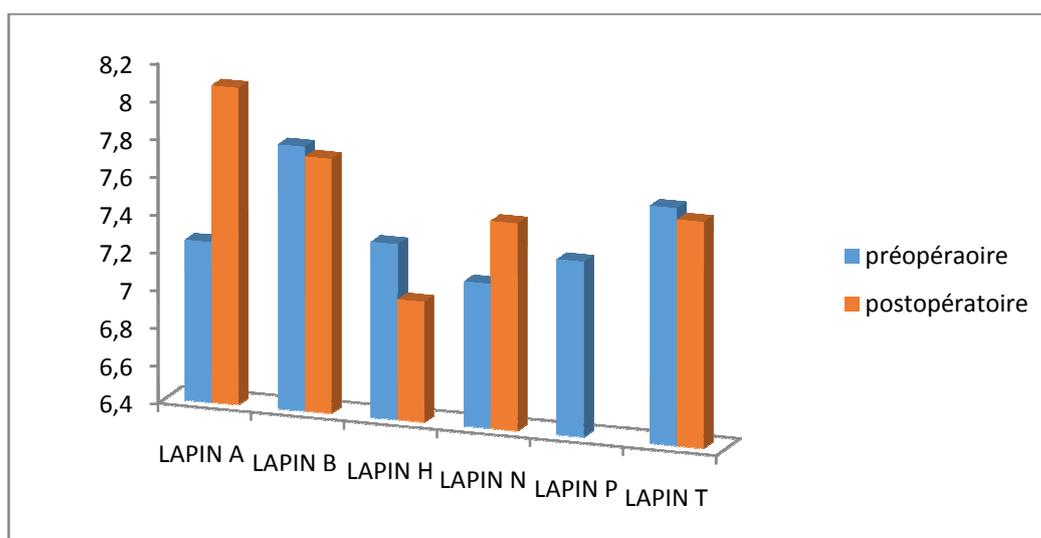


Figure 38 : Variation du pH des lapins en période préopératoire et postopératoire.

Le pH de la semence...

Nous avons constaté que la cryptorchidie artificielle n'a pas d'influence sur le pH de la semence. En effet le pH moyen enregistré avant et après chirurgie est de l'ordre de 7,42 vs 7,59.

⇒ Les résultats de l'analyse macroscopiques du lapin témoin (n'a pas subi une cryptorchidie expérimentale) :

Tableau 5 : Résultat de l'analyse macroscopique de la semence des 3 semaines préopératoire postopératoire du lapin T.

Périodes	Libido (s)	Volume (ml)	pH
<i>Préopératoire</i>	8.833 ± 2.55	0.6 ± 0.23	7.66 ± 0.23
<i>Postopératoire</i>	11.66 ± 42	0.4 ± 0.22	7.6 ± 0.4

La cryptorchidie a-t-elle une influence sur les grandes qualités spermatique ? Par quel mécanisme ?

3.2 Les paramètres microscopiques de la semence :

3.2.1 Motilité massale et individuelle :

La moyenne des scores de la motilité massale et individuelle enregistrée chez les lapins avant et après cryptorchidie artificielle, est significativement plus basse en période postopératoire comparée à celle enregistrée en périodes préopératoire. (**Tableau 6 ; figure 39, 40**).

Tableau 6 : les scores moyens de la motilité massale et individuelle en périodes préopératoire et postopératoire

Périodes	Motilité massale	Motilité individuelle
<i>Préopératoire</i>	7,26 ± 0,5	2,46 ± 0,14
<i>Postopératoire</i>	0,54 ± 0,14	0

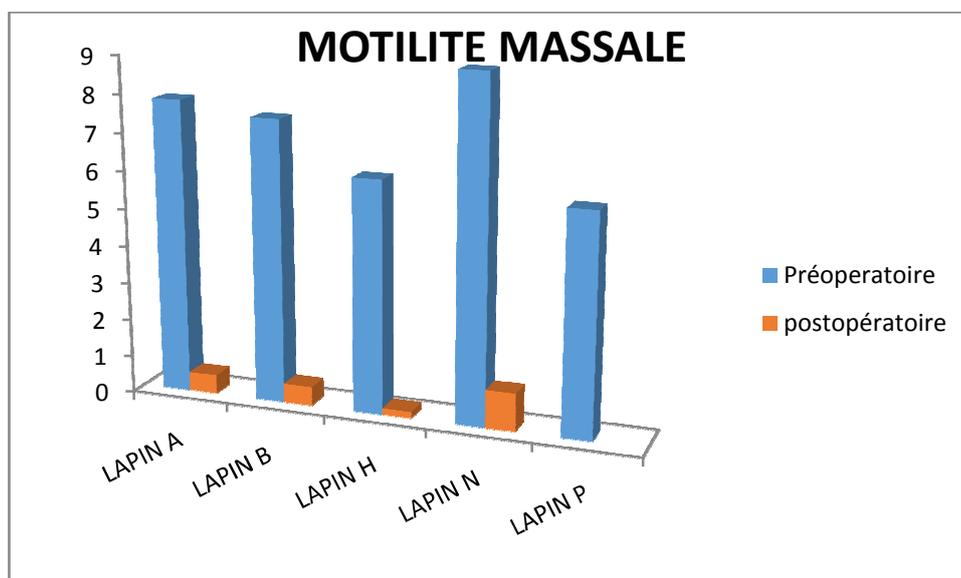


Figure 39 : Evolution de la motilité massale moyenne de chaque animal avant et après chirurgie.

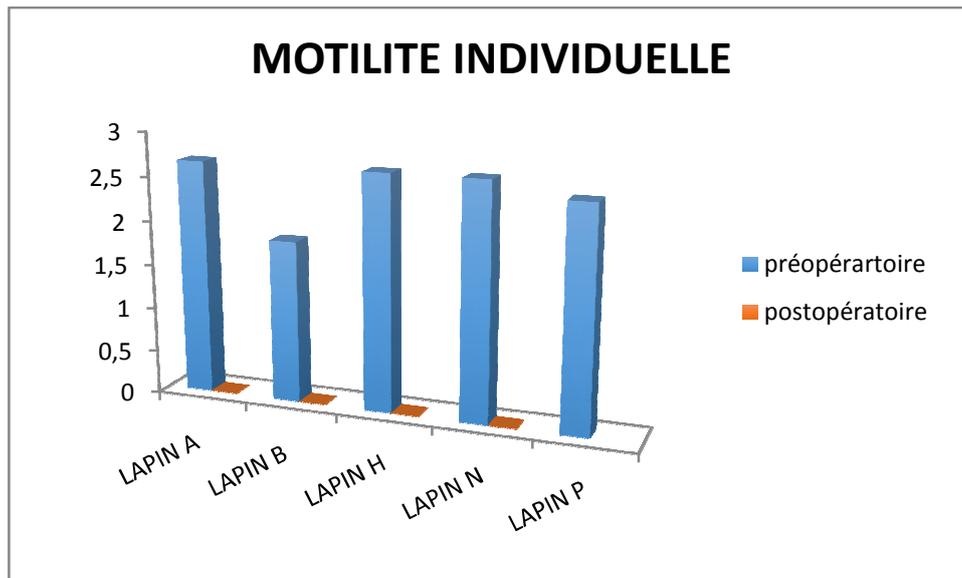


Figure 40 : variables de la motilité individuelle de chaque individu avant et après chirurgie.

Les scores moyens de la motilité massale et individuelle du lapin témoin :

Tableau 7 : scores moyens de la motilité massale et individuelle du lapin T

Périodes	Motilité Massale	Motilité Individuelle
<i>Préopératoire</i>	6.33±1.69	2 ± 0.81
<i>Postopératoire</i>	1.87 ± 2.83	0.75 ± 0.95

Dés la première semaine du spermogramme, une akinésie à été enregistré chez les lapins cryptorchides, en effet la motilité massale des spermatozoïdes à baissé d’une moyenne de 7.85 à 0.80 ; il en est de même pour la motilité individuelle, où le score estimé été à 2.46 vs 0 en période pré-postopératoire ; cela s'explique principalement par une augmentation de la température testiculaire. Effectivement les spermatozoïdes sont produits par les testicules avoisinant les 36°C, une fois cryptorchide la gonade se trouve a une température de 39.1°C, ce qui perturbe la spermatogénèse.

De plus, le lapin Témoin ‘T’ (n’a pas subit de cryptorchidie), a présenté une légère diminution de la motilité d’ensemble avec des score de 6.33 vs 1.87 enregistré respectivement en périodes préopératoire et postopératoire. On a aussi noté une baisse des scores de la motilité individuelle de 2 vs 0.75, on attribue cela a la température ambiante élevée, durant les 3 semaines postopératoires ; plusieurs auteurs montrent l’effet dépressif de fortes température Bagliaca et Coll. ; 1987.

3.2.2 Paramètres cinétiques de la semence :

L'analyse statistique révèle une différence significative au seuil $p=0.05$, entre les valeurs de la VCL, VSL et VAP en périodes pré et postopératoire avec des moyenne respectivement ($57.41 \mu\text{m/s}$ vs $12.63\mu\text{m/s}$; $p<0.05$,) ($40.2 \mu\text{m/s}$ vs $9.89 \mu\text{m/s}$; $p<0.05$) ($33.29 \mu\text{m/s}$ vs $7.73 \mu\text{m/s}$; $p<0.05$). (Tableau 8, figures, 41, 42, 43)

Tableau 8 : les paramètres cinétiques de la semence des lapins en périodes préopératoire et postopératoire (Moyenne \pm ES).

Périodes	VCL ($\mu\text{m/s}$)	VSL ($\mu\text{m/s}$)	VAP ($\mu\text{m/s}$)
<i>Préopératoire</i>	57.41 ± 2.69	40.2 ± 1.38	32.29 ± 1.4
<i>Postopératoire</i>	12.63 ± 3.71	9.89 ± 2.74	7.73 ± 2.11

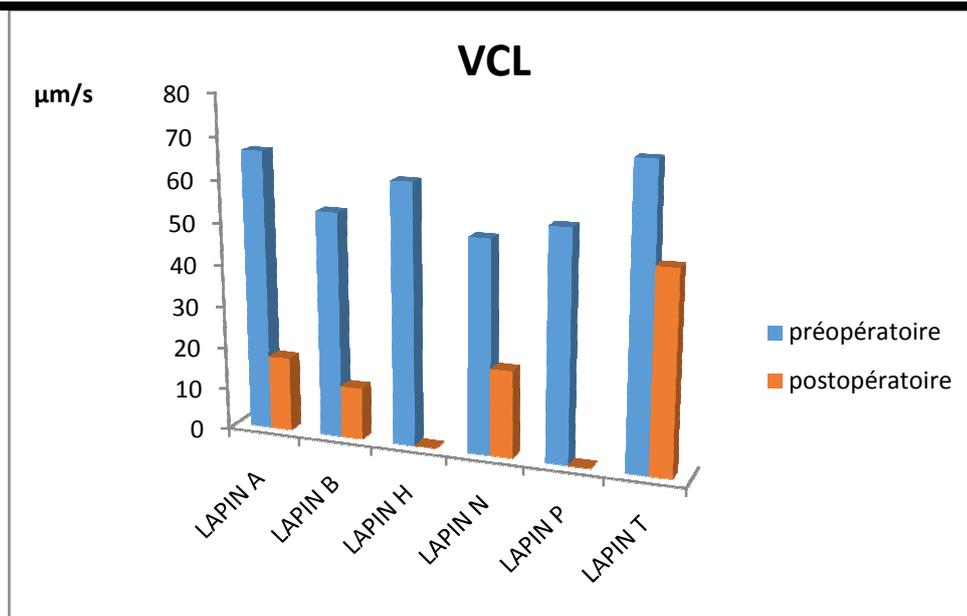


Figure 41 : variations de la moyenne de la VCL de la semence en périodes pré-postopératoire.

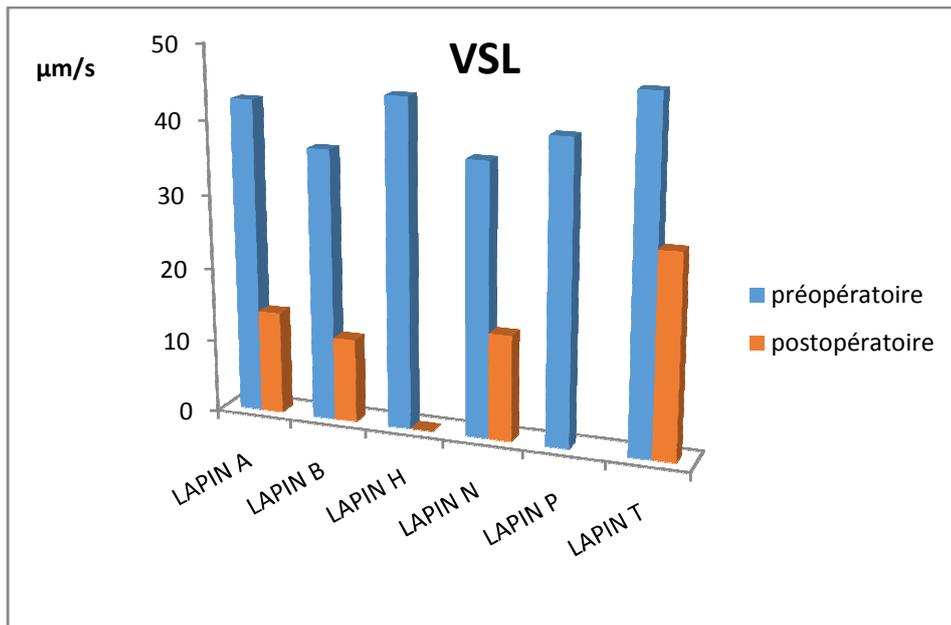


Figure 42: variation de la moyenne de la VSL de la semence en périodes préopératoire et postopératoire.

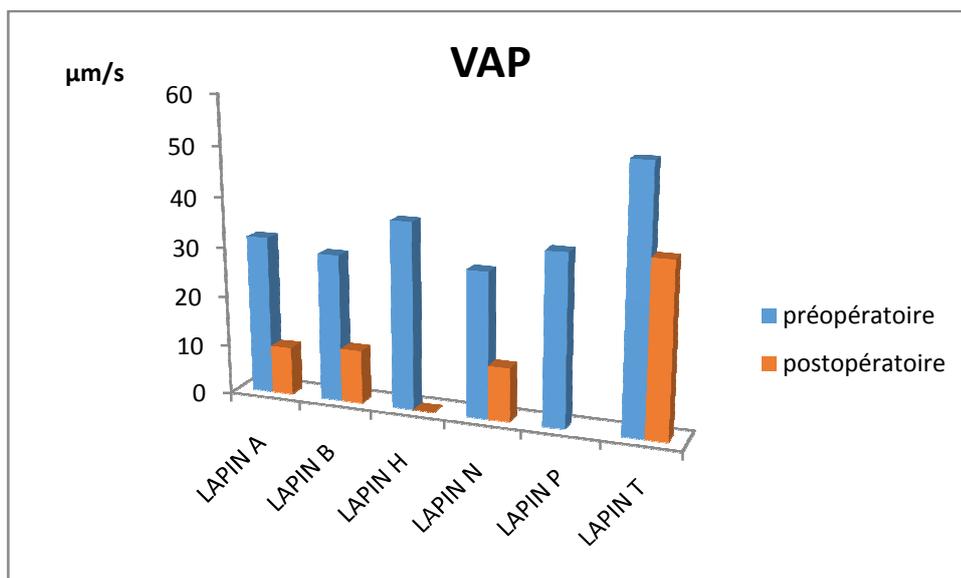


Figure 43 : Evolution de la moyenne de la VAP de la semence avant et après induction de la cryptorchidie.

⇒ Les résultats de l'analyse cinétique de la semence du lapin témoin :

Tableau 9 : Résultat de l'analyse des paramètres cinétiques de la semence du témoin.

Périodes	VCL ($\mu\text{m/s}$)	VSL ($\mu\text{m/s}$)	VAP ($\mu\text{m/s}$)
<i>Préopératoire</i>	70.46± 8.7	46.88 ± 7.69	51.90 ± 7.9
<i>Postopératoire</i>	47.56± 22.76	27.35 ± 10.13	34.46 ± 12.13

Une diminution des vitesses des spermatozoïdes est observée, lors de l'analyse des caractères cinétiques, on a noté : (57.41 $\mu\text{m/s}$ vs 12.63 $\mu\text{m/s}$) (40.2 $\mu\text{m/s}$ vs 9.89 $\mu\text{m/s}$), (32.29 $\mu\text{m/s}$ vs 7.73 $\mu\text{m/s}$) respectivement pour VCL, VSL, VAP ;

Ces résultats sont en contradiction avec ceux cités précédemment, le sperm du lapin présente une particularité : la présence 'des granules séminale' ce qui rend l'analyse de la semence des lapins par le système CASA difficile. ces granule sont confondu avec le mouvement des spermatozoïdes.

3.2.3 Concentration :

Les résultats de la concentration mesurés avant et après induction chirurgicale de la cryptorchidie sont présentés dans le **tableau 10**, et illustré dans la **figure 44**.

L'analyse statistique a montré une différence significative au seuil de $p=0.05$ entre les deux périodes (480.50 $\times 10^6$ vs 120.46 $\times 10^6$; $p < 0.05$).

Tableau 10 : la concentration des spermatozoïdes dans la semence des lapins en périodes pré-postopératoire. (Moyenne \pm ES).

Périodes	Concentration $\times 10^6$
<i>Préopératoire</i>	480.50 ± 107.47
<i>Postopératoire</i>	120.46 ± 45.73

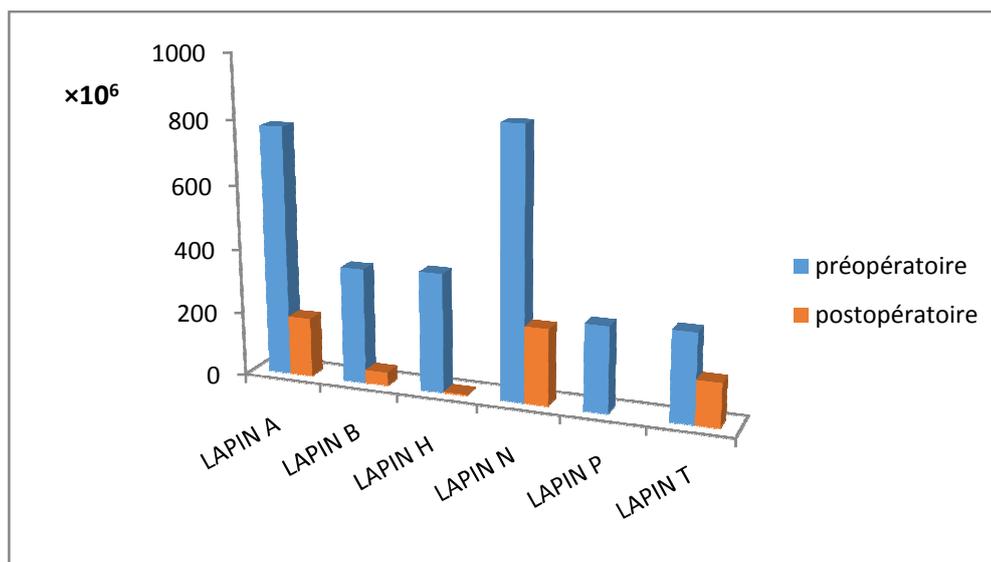


Figure 44 : Evolution de la concentration spermatique par millilitre avant et après cryptorchidie artificielle.

⇒ Résultats de l'analyse de la concentration en spermatozoïdes du lapin témoin :

La moyenne de la concentration enregistrée chez le lapin témoin, avant et après chirurgie est présentée dans le **tableau 11**.

Tableau 11 : la moyenne de la concentration des éjaculats du lapin témoin en pré-postopératoire.

Périodes	Concentration×10 ⁶
<i>Préopératoire</i>	276.396 ± 142.5
<i>Postopératoire</i>	136.677±136.722

Durant notre étude, on a enregistré une oligospermie (521.32×10^6 vs 116.40×10^6) chez la pluparts des lapins cryptorchides, un lapin sur les cinq était azoospermique après 10 jour de cryptorchidie, une décroissance dans la concentration en spermatozoïdes est noté chez les autre lapins après chaque semaine de spermogramme. On sait que les spermatozoïdes de lapin prennent de 8 à 10 jours pour passer à travers l'épididyme. Il est probable, par conséquent, Que la population de sperme dans la queue de l'épididyme se compose de cellules avec Des âges chronologiques très différents ce qui pourrait expliquer la décroissance de la concentration au cours des semaines de spermogramme, à chaque éjaculat le stock de spermatozoïdes épидидymaire diminue et comme la spermatogénèse est altérée, pas du renouvellement du stock. Il serait intéressant de prolonger la durée du spermogramme, pour voir si on atteint l'azoospermie chez tous les lapins cryptorchides.

3.2.4 Le pourcentage de spermatozoïdes vivant et anormaux :

Le pourcentage moyen de spermatozoïdes vivants et anormaux, en périodes préopératoire est illustré dans le tableau ci-dessous. L'analyse statistique a révélé l'existence d'une différence significative au seuil $p=0.05$, entre le pourcentage des spermatozoïdes vivants avant et après induction de cryptorchidie

Le pourcentage des spermatozoïdes anormaux a varié significativement entre les lapins avant et après cryptorchidie.

Tableau 12 : comparaison du pourcentage de spermatozoïdes vivant et anormaux avant et après cryptorchidie.

Périodes	Le pourcentage des spermatozoïdes vivants (%)	Le pourcentage des spermatozoïdes anormaux (%)
<i>Préopératoire</i>	57.32 ± 6.43	32.14 ± 6.34
<i>Postopératoire</i>	0.16 ± 0.09	54.23 ± 8.81

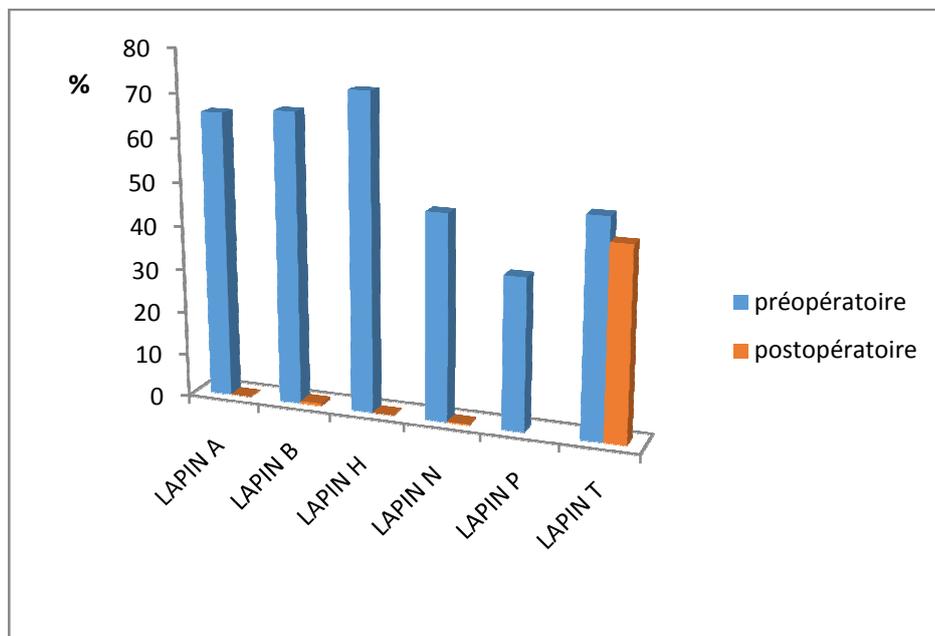


Figure 45 : Pourcentage de spermatozoïdes vivants avant et après cryptorchidie.

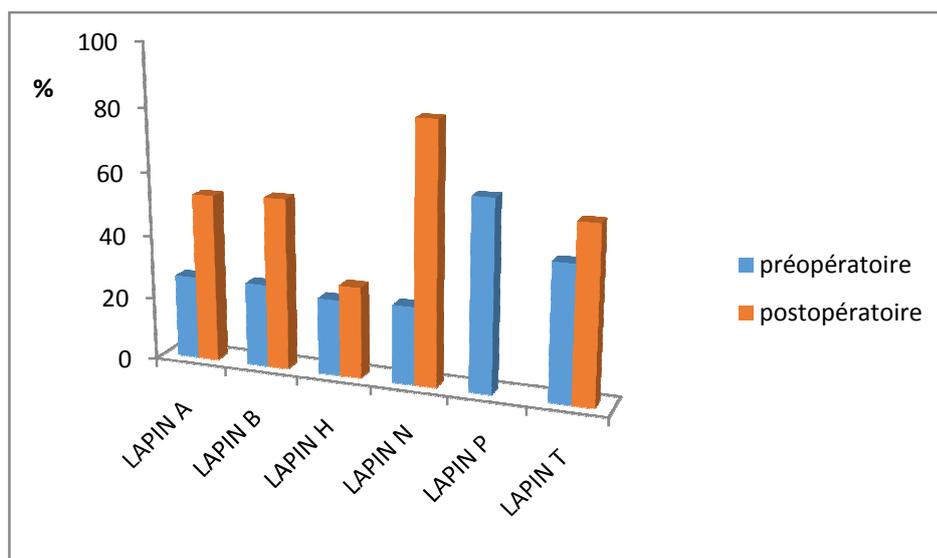


Figure 46 : pourcentage de spermatozoïdes anormaux des lapins avant et après cryptorchidie.

⇒ **Résultats de l'analyse de la vitalité ; et de la morphologie des spermatozoïdes du lapin témoin :**

Le pourcentage moyen des spermatozoïdes vivants, et anormaux du lapin témoin est représenté dans le **tableau 13**.

Tableau 13 : Résultat de l'analyse de la vitalité et la morphologie des spermatozoïdes de la semence du lapin témoin.

Périodes	Le pourcentage des spermatozoïdes vivants (%)	Le pourcentage des spermatozoïdes anormaux (%)
<i>Préopératoire</i>	49.5 ± 14.56	42.75 ± 6.12
<i>Postopératoire</i>	44 ± 15.52	55.16 ± 15.50

Soumettre le testicule à la température de l'abdomen, entraîne une aspermatogenèse et une dégénérescence rapide des spermatozoïdes dans l'épididyme (Glover, 1958, 1962), en effet l'incidence de la cryptorchidie sur la vitalité des spermatozoïdes était considérable ; un nombre restreints de spermatozoïdes vivants était retrouvés chez les lapins cryptorchides. 57.32% de spermatozoïdes vivant avant l'intervention, un fois cryptorchide un pourcentage de 0.16% est

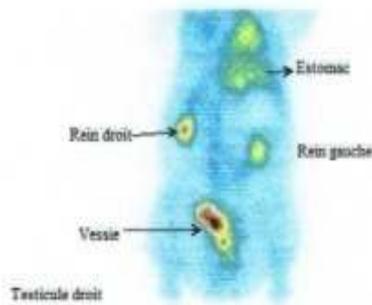
enregistré. Contrairement au lapin témoin avec les testicules en position scrotale le pourcentage des spermatozoïdes vivants pendant les 3 semaines avant et 3 semaines après induction de la cryptorchidie est estimé respectivement 49.5% vs 44% (figure 50). J. m. Cummins, et T. D. Glover en 1970 montrent qu'après 7 jours de cryptorchidie les éjaculats contiennent encore une moyenne de 43% de cellules vivantes, cependant notre étude démontre qu'à dix jours de cryptorchidie aucune viabilité des cellules est détectée, un ou deux spermatozoïdes est retrouvé vivant.

L'intervention a également une influence défavorable Sur la morphologie des spermatozoïdes éjaculés, en comparant le pourcentage des spermatozoïdes anormaux avant et après induction de la cryptorchidie on constate, une augmentation de leurs nombre chez les lapins cryptorchides depuis 22 jours (figure 51). Et cela a été montré chez le rat (Mori, 1951) et le cochon d'inde (Lawrence, 1926) et chez le lapin (Glover, 1958; El Azab, 1966).

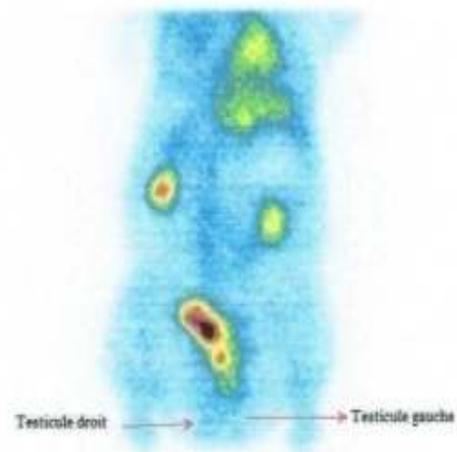
II. Scintigraphie testiculaire

La place de la scintigraphie testiculaire dans le diagnostique, et l'évaluation du fonctionnement du testicule cryptorchide...

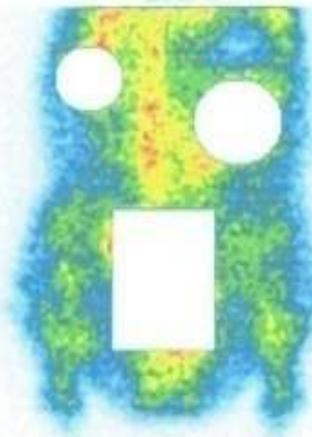
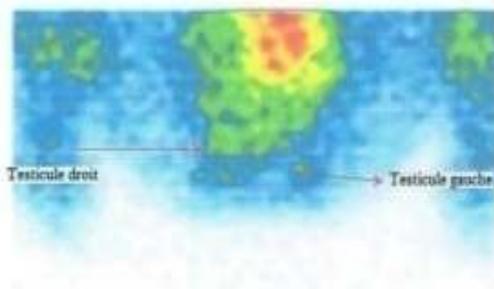
A notre connaissance, aucun travail n'a été réalisé sur la scintigraphie chez les lapins. Bien que c'est difficile, sa reste un outil performant pour avoir une idée sur la qualité reproductive autrement dis, la fertilité et d'évaluer l'activité testiculaire.



477460 cnts 421.51 sec
TESTICULE STAT



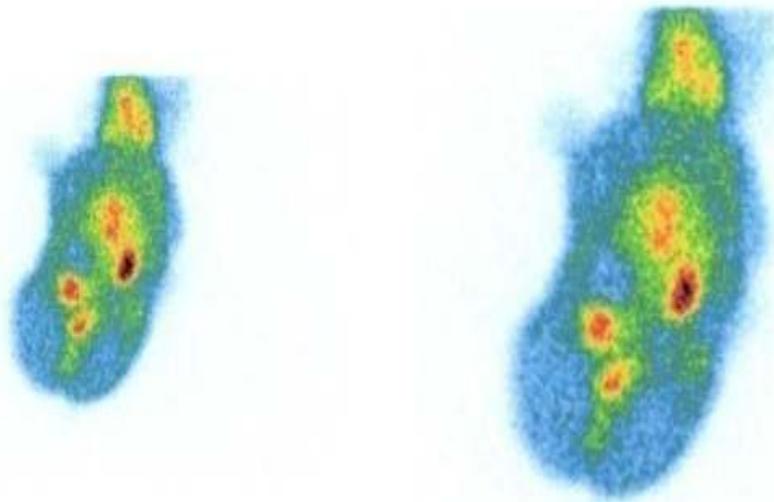
1049753 cnts 421.51 sec
LAPIN A





SLAMA
CENTRE D'IMAGERIE SCINTIGRAPHIQUE

Cité Guezzou, Lot 301, N° 44, Chlef, Algérie
Tél: 27 79 25 81 / 0536 42 68 05 / 0663 41 73 70
Fax: 027 79 24 90
E-mail: dryahyaouimohamed@yahoo.fr



271082 ents 30" **LAPIN A POST OPERATOIR** 06.36 sec

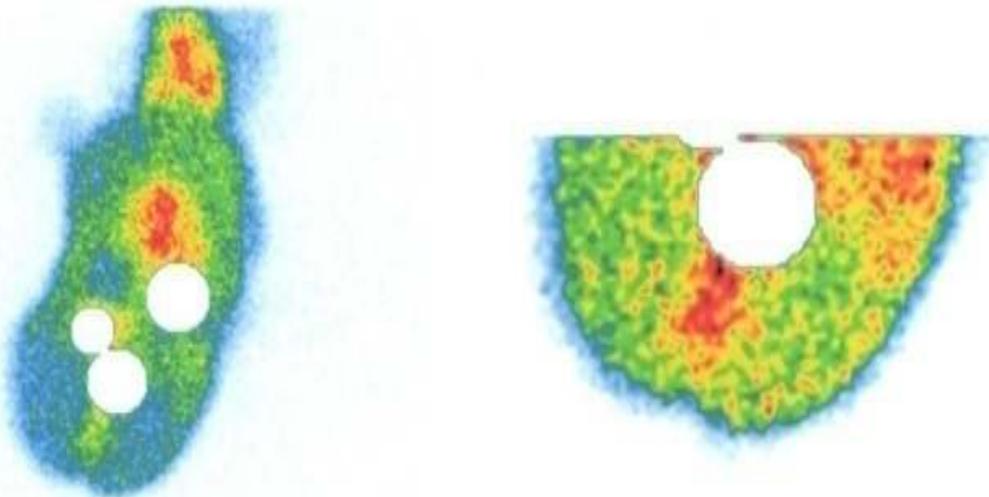


Figure 47: images scintigraphiques du lapin A avant et après cryptorchidie ; images en mode statique.

Interprétation des images :

La scintigraphie testiculaire réalisée sur le lapin A avant induction chirurgicale, a mis en évidence les deux glandes testiculaire en position scrotale, viable .

➤ Après chirurgie :

-Pas de fixation du radiotraceur en regard du siège habituel des glandes testiculaires.

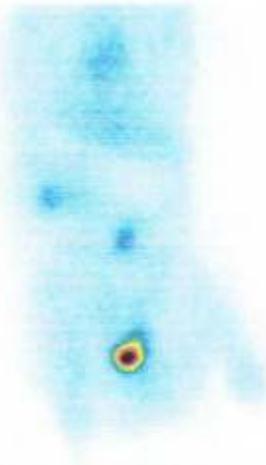
-Fixation latéralisée à droite(en rapport avec le testicule droit qui adhère à la cicatrisation).

-Pas de foyer visible à gauche (le testicule gauche adhère à la paroi vésicale ce qui rend sa mise en évidence très difficile).

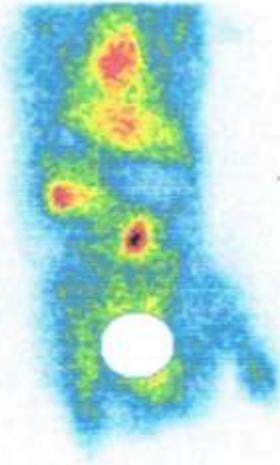


SLAMA CENTRE D'IMAGERIE SCINTIGRAPHIQUE

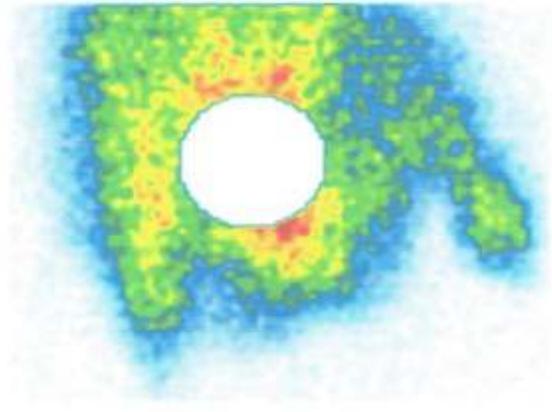
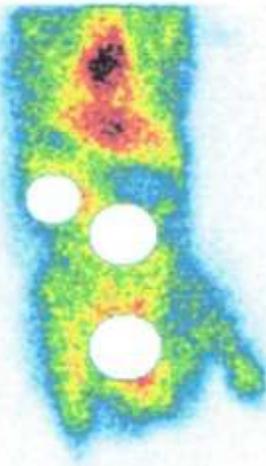
Cité Guezzou, Lot 301, N° 44, Chlef, Algérie
Tél: 27 79 25 81 / 0536 42 68 05 / 0663 41 75 70
Fax: 027 79 24 90
E-mail: dryahyaouimohamed@yahoo.fr



685278 cnts 303.17 sec
Lepin B



604720 cnts 303.17 sec
Lepin B





SLAMA
CENTRE D'IMAGERIE SCINTIGRAPHIQUE

Cité Guezzou, Lot 301, N° 44, Chlef, Algérie
Tél: 27 79 25 81 / 0556 42 68 05 / 0663 41 75 70
Fax: 027 79 24 90
E-mail: dryahyaouimohamed@yahoo.fr

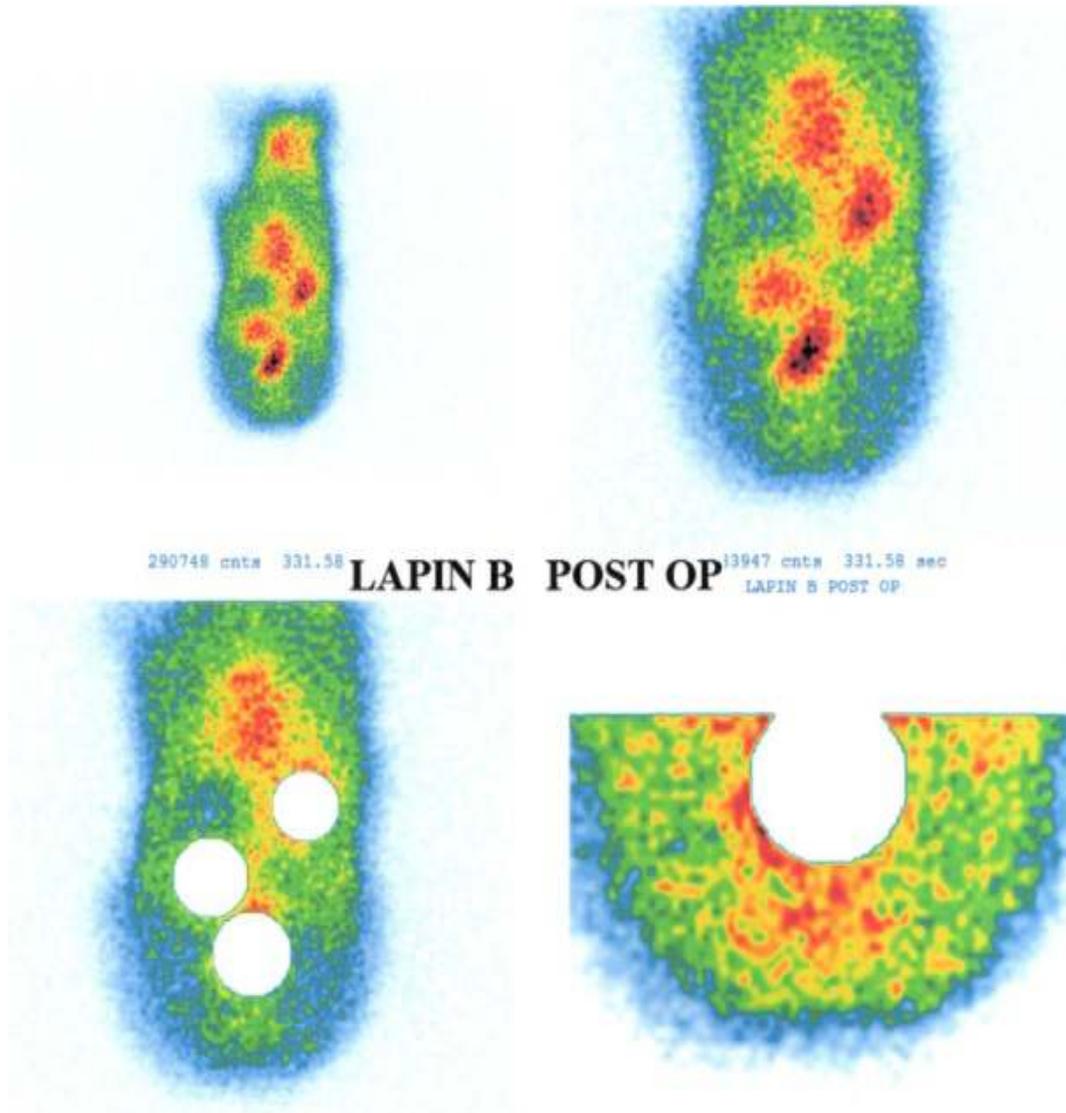


Figure 48 : scintigraphie testiculaire statique du lapin **B**, avant et après chirurgie.

Interprétation des images

La scintigraphie testiculaire réalisée sur le lapin B avant induction chirurgicale, a mis en évidence les deux glandes testiculaire en position eutopique , relativement fixant du radiotraceur.

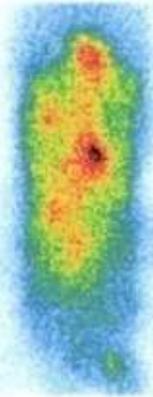
- Après chirurgie :
 - les deux glandes testiculaires ne sont pas dans leurs siège habituel, ils se situent juste au-dessus de la vessie de part et d'autre.
 - légère fixation du produit radioactive



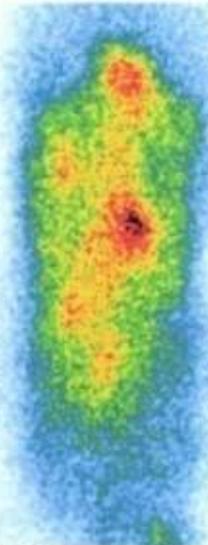
SLAMA CENTRE D'IMAGERIE SCINTIGRAPHIQUE

1

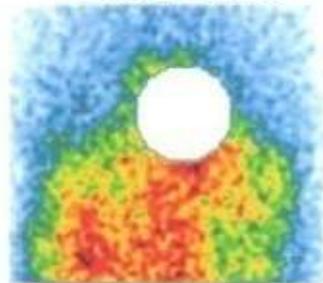
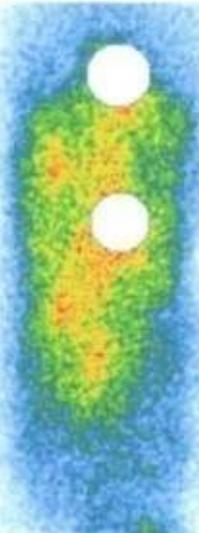
Cité Guezzou, Lot 301, N° 44, Chlef, Algérie
Tél: 27 79 25 81 / 0536 42 68 03 / 0663 41 75 70
Fax: 027 79 24 90
E-mail: dryahyaouimohamed@yahoo.fr



219217 cnts 265.90 sec



467525 cnts 265.90 sec
LAPIN H POST OP



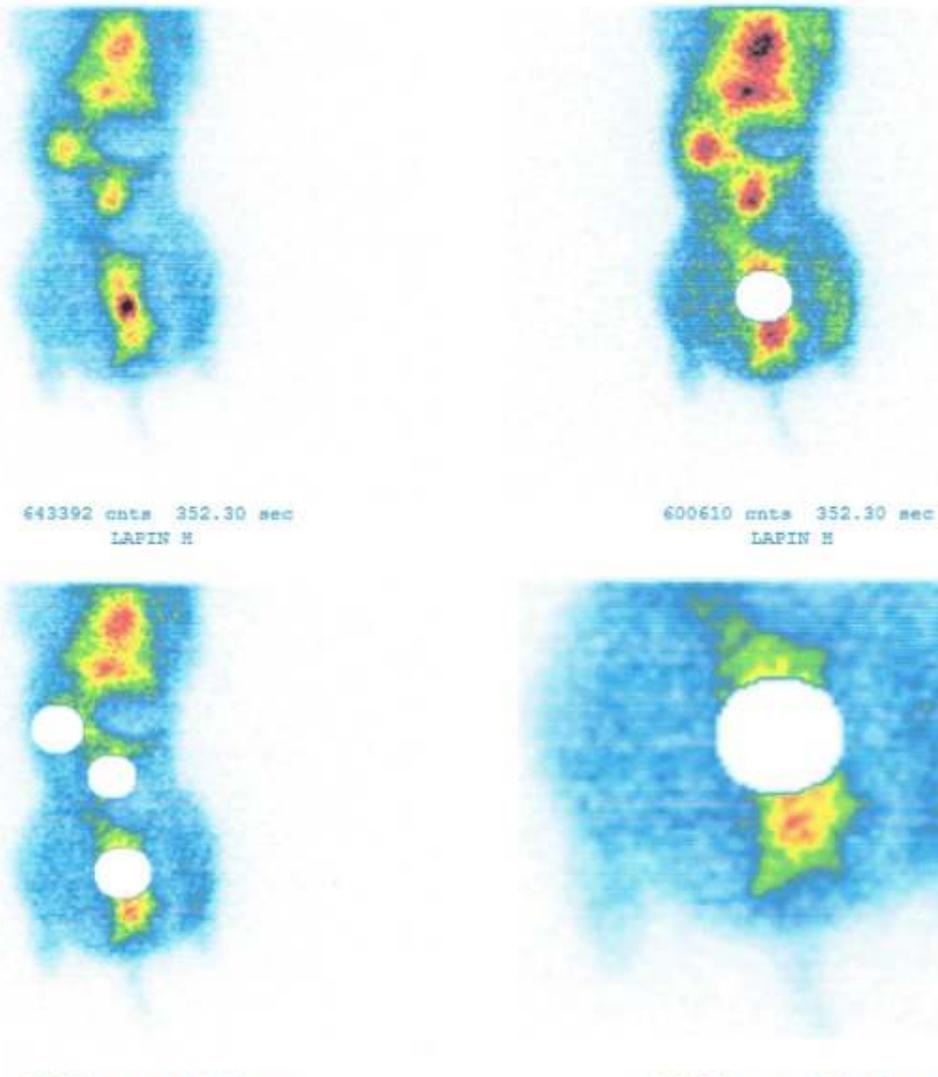


Figure 49 : scintigraphie testiculaire du lapin H, avant (1), et après chirurgie (2)

Interprétation des images :

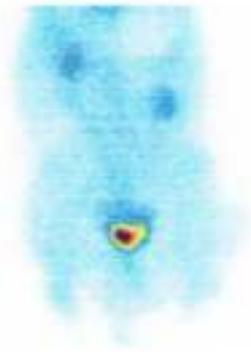
La scintigraphie testiculaire réalisée sur le lapin H, avant induction chirurgicale, a mis en évidence les deux glandes testiculaire en position eutopique , hyperfixants.

- Après chirurgie :
 - Les deux glandes testiculaires ne sont pas dans leurs siège habituel, ils se situent juste au-dessus de la vessie de part et d'autre.
 - hypofixation du tc99^m.

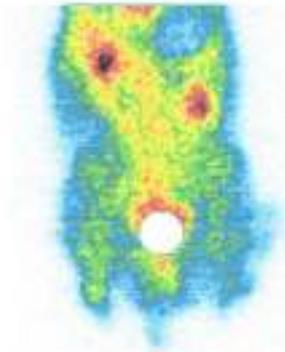


SLAMA CENTRE D'IMAGERIE SCINTIGRAPHIQUE

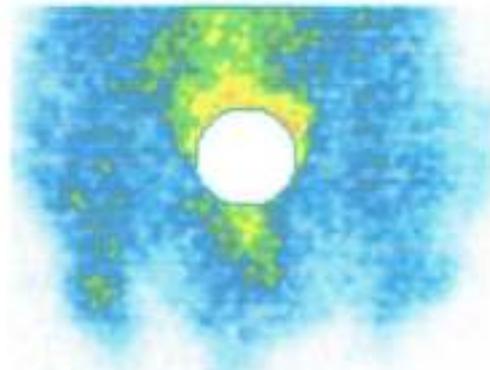
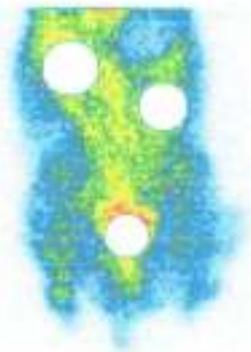
Cité Guezou, Lot 301, N° 44, Chlef, Algérie
Tél: 27 79 25 81 / 0358 42 68 03 / 0663 41 73 70
Fax: 027 79 24 90
E-mail: dryahyaoui.mohamed@yahoo.fr



443212 cuts 303.00 sec
LAFIN P



440450 cuts 303.00 sec
LAFIN P



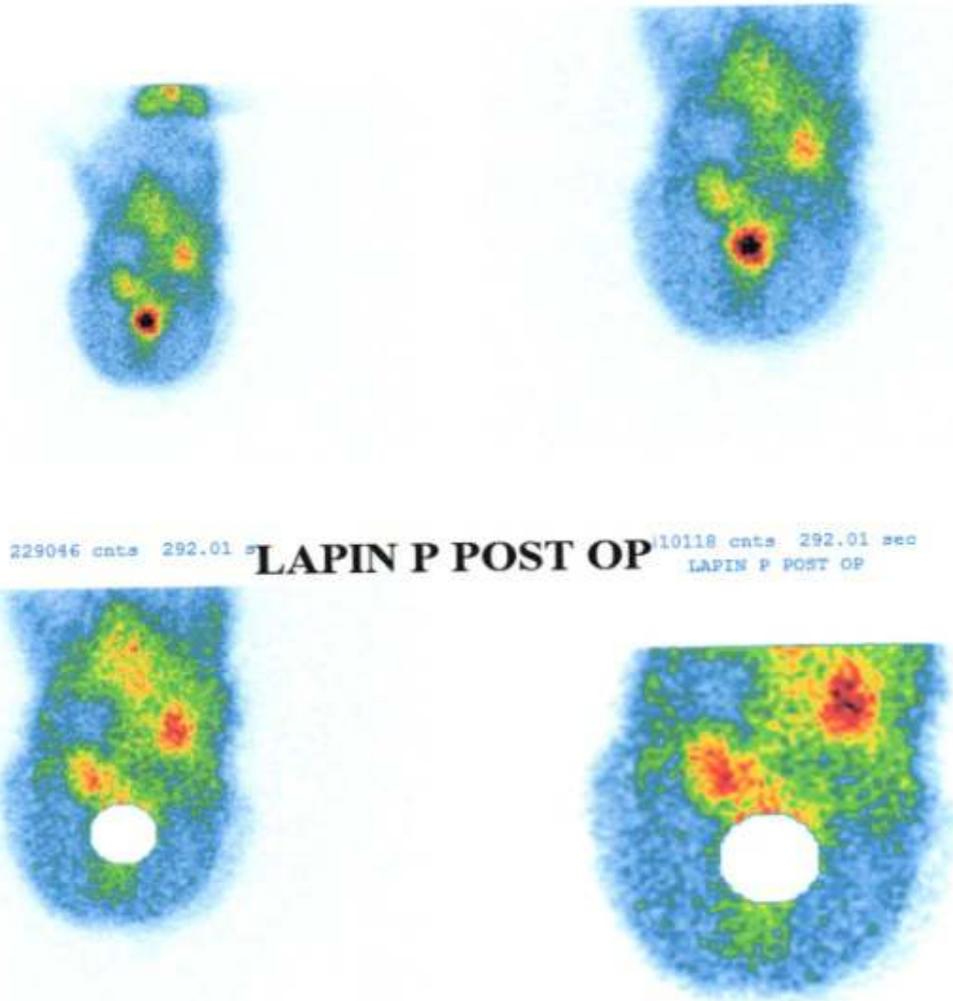


Figure 50 : Imagerie scintigraphique du lapin P, avant et après cryptorchidie.

Interprétation des images :

La scintigraphie testiculaire réalisée sur le lapin P, avant induction chirurgicale, a mis en évidence les deux glandes testiculaires en position eutopique, relativement hypofixant.

➤ Après chirurgie :

- Pas de fixation du radiotracer en regard du siège habituel des glandes testiculaires.
- les testicules se situent juste au-dessus de la vessie de part et d'autre.

⇒ Les images scintigraphiques des autres lapins, se trouve en annexe.

Limites de la scintigraphie testiculaire chez le lapin cryptorchide artificiellement...

L'élimination du radioisotope par voie urinaire, et le rehaussement des organes fixateurs du ^{99m}Tc , rend la mise en évidence des testicules cryptorchides en position intra abdominale parfois difficile. De plus, la présence de l'inflammation, et l'adhérence de la glande testiculaire cryptorchide à d'autres tissus (vessie, la cicatrice abdominale), limite l'interprétation des images. (Faux négatif et faux positif +)

Imagerie fonctionnelle ...

...Activité de la glande testiculaire...

Vue l'interprétation du médecin nucléaire, les données du spermogramme, ainsi que le dosage de la testostérone sérique, on pourra dire que la scintigraphie, comme technique d'exploration fonctionnelle de la glande testiculaire permet en réalité : D'avoir une idée sur le positionnement et la viabilité de la glande, par le taux de fixation du produit radioactive, sans refléter la spermatogénèse, ni le fonctionnement leydigien. En effet, on note une fixation de technétium ^{99m}Tc par les glande cryptorchide du lapin H, alors que il présentait une aspermatogénèse des la premières semaine du spermogramme.

L'intérêt de la scintigraphie testiculaire dans le diagnostique de la cryptorchidie est bien établie ; cette technique permet la localisation des testicules en position cryptorchide (intra abdominale, inguinale.), dans notre études, les images scintigraphiques avant chirurgie, montrent des testicules en position scrotale avec une fixation du produit radioactive, une fois cryptorchide, et malgré l'absence d'activité testiculaire, et les difficultés cité en haut ; on a pu localisé les testicules en position intra abdominale.

Au terme de ce travail, portant sur l'étude de l'impact de la cryptorchidie secondaire sur la fertilité ultérieure nous pouvons conclure que :

L'induction chirurgicale de la cryptorchidie chez les lapins est une procédure simple avec peu de complications. Ceci nous a permis de réaliser un modèle animal approprié de la pathologie acquise.

La cryptorchidie secondaire, n'a pas d'influence sur les caractéristiques macroscopiques de la semence (la couleur, volume, et pH). Par contre, l'effet de cette pathologie demeure défavorable, sur les paramètres primordiaux ; l'akinésie, l'oligospermie, la tératospermie ainsi que la diminution du pourcentage des spermatozoïdes vivants, ont été enregistrés après 10 jours de cryptorchidie. Même si l'estimation des paramètres cinétiques a été perturbée par la présence des granules séminale, nous avons noté une baisse importante des vitesses des spermatozoïdes des lapins cryptorchide.

Cette étude a également montrée que, l'ardeur sexuelle chez les lapins cryptorchides est meilleure, comparée à celle enregistrée avant l'induction de la pathologie. De plus, le dosage de la testostéronémie a connu des variations au sein de l'effectifs cryptorchides.

La température intra-abdominale pourrait être à l'origine des perturbations notées chez les lapins cryptorchides. En effet l'induction d'une cryptorchidie secondaire est intéressante pour élucider comment la température élevée affecte un testicule avec une spermatogenèse en cours.

Enfin, dans notre études on a pu montrer, l'intérêt de la scintigraphie testiculaire, dans la localisation des gonades cryptorchides, on comparant des images, avant et après cryptorchidie expérimentale secondaire.

Pas mal de visions on surgit de ce travail ; il serait donc nécessaire :

- D'entreprendre cette étude avec un effectif plus important, et pourquoi pas comparer l'effet de la cryptorchidie primaire sur la fertilité à celui de la secondaire.
- De compléter ce travail par une étude histologique des testicules, pour explorer le fonctionnement leydigien.
- De Déterminer, l'influence de l'exposition aux perturbateurs endocriniens sur l'apparition des la cryptorchidie
- D'apprécier l'influence de l'âge au moment de l'orchidopexie sur la fertilité.

A

Atwell JD (1985) Ascent of the testis. Fact or fiction. Br J Urol 57:474–7.

Alvarino M.R., 1993. Control de la reproducción en el conejo. 1^{ère} éd., IRYDA, Mundi-Prensa, 137 p.

Alvarino M.R., 2000. Reproductive performance of male rabbits. 7th World Rabbit Congress, 4-7 juillet, Valencia (Spain), 28.

Arencibia Arrebola D.F., et Rosario Fernandez L.A., 2009. Consideraciones practicas acerca de la calidad del semen de Conejos aplicado en estudios de toxicología de la fertilidad. Redvet Revista Electronica Veterinaria , 8 (10) : 1-18.

Amorim E.A.m., Torres C.A.A., Graham J.K., Amorim L.S., Santos L.V.L., 2009. The hyposmotic swelling test in fresh rabbit spermatozoa (Short communication). Animal Reproduction Science, 111: 33-343.

Amann RP, 1967. Cite par Andrieu R, 1974.

Arencibia Arrebola D.F., et Rosario Fernandez L.A., 2009. Consideraciones practicas acerca de la calidad del semen de Conejos aplicado en estudios de toxicología de la fertilidad. Redvet Revista *Electonica Veterinaria* , 8 (10) : 1-18.

B

Bagliaca M et Col., 1978. temperatura e performance di coigli maschi riproduttori
Rive. Di Coniglicoltura.

Bamba K., 1988. Evaluation of acrosomal integrity of boar spermatozoa by bright field microscopy using an eosin-nigrosin stain. Theriogenology, 29: 1245-1251.

Baril G., Chemineau P., Cognie Y., Guérin Y., Leboeuf B., Orgeur P., et Vallet J.C., 1993. Manuel de formation pour l'insémination artificielle chez les ovins et les caprins. FAO, Rome (Italie), 231 p.

Berger M., Jean-Faucher Ch., De Turckheim M., Veyssiere G., et Jean C.I., 1982. La maturation sexuelle du lapin mâle. 3^{èmes} Journées de *la Recherche Cunicole*, 8 et 9 décembre 1982, Paris, 1-11.

Boiti C., Castellini C., Theau-Clément M., Besenfelder U., Liguori L., Renieri T., et Pizzi F., 2005. Guidelines for the handling of ra.

Boussit D., 1989. Reproduction et insémination artificielle en Cuniculture. Association Française de Cuniculture, Ed. Lempdes France, 234 p.

- Britan A., 2006. Développement, optimisation et utilisation d'un système cellulaire de l'épithélium épидидymaire murin: Approches moléculaire. Thèse Doctorat, Ecole des Sciences de la vie et de la sant. Université Blaise Pascal d'Auvergne : 83p.
- Boussit D., 1989. Reproduction et insémination artificielle en Cuniculture. Association Française de Cuniculture, Ed. Lempdes France, 234 p.
- Bedford J.M., 1963. Morphological changes in rabbit spermatozoa during passage through the epididymis. *Journal of Reproduction and Fertility*, 5: 169-177.
- Bedford J.M., 1967. Effects of duct ligation on the fertilizing ability of spermatozoa in the epididymis of the rabbit. *J. of Exp. Zoo.* 163: 271-281.
- Bouguerra A., 1989. Reproduction et insemination artificielle en cuniculture. Association Française de Cuniculture, Ed. Lempdes France, 234 p.
- C**
- Cabannes C.R., 2008. Comparaison des méthodes d'évaluation de la qualité de la semence dans les espèces bovine, canine et humaine. Thèse de Doctorat Vétérinaire, Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse, 107 p.
- Cabannes C.R., 2008. Comparaison des méthodes d'évaluation de la qualité de la semence dans les espèces bovine, canine et humaine. Thèse de Doctorat Vétérinaire, Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse, 107 p.
- Clarnette TD, Rowe D, Hasthorpe S, Hutson JM (1997) Incomplete disappearance of the processus vaginalis as a cause of ascending testis. *J Urol* 157:1889–91.
- Clarnette TD, Hutson JM (1997) Is the ascending testis actually “stationary”? Normal elongation of the spermatic cord is prevented by a fibrous remnant of the processus vaginalis. *Pediatr SurgInt* 12:155–7.
- Clegg E., J 1961 further studies on artificial cryptorchidism : quantitative changes in the interstitial cells of the rat testis. *J. endocr.*, 21, 433-441.

D

Dobremez E, Harper L (2010) Cryptorchidie acquise, testicule oscillant et autres formes secondaires de cryptorchidie. *Andrologie* 20:190–3

E

European Society for Human Reproduction and Embryology. Guidelines on the application of CASA technology in the analysis of spermatozoa. ESHRE Andrology Special Interest Group. *Hum Reprod* 1998;13(1):142-5.

El-Azab, E. A. (1966) Effect of local application of heat to the scrotum on spermatogenesis, maturation of the spermatozoa in the epididymis, and semen quality in rabbits and bulls. Dissertation, Tierärztl. Fak., Ludwig-Maximilians-Universität, München

F

Fukui, N. (1923) Action of body temperature on the testicle. *Japan med. Wld*, 3, 160.

G

Garcia-Tomas M., Sanchez J., Rafel O., Ramon J., et Piles M., 2006a. Heterosis, direct and maternal genetic effects on semen quality traits of rabbits. *Livestock Science*, 100: 111-120.

Garcia-Tomas M., Sánchez J., Rafel O., Ramon J., et Piles M., 2006b. Reproductive performance of crossbred and pure bred male rabbits. *Livestock Science*, 104: 233-243.

Garcia-Tomas M., Sanchez J., et Piles M., 2009. Post-natal sexual development of testis and epididymis in the rabbit: variability and relationships among macroscopic and microscopic markers. *Animal Reproduction*, 110: 347-355.

Gaddum, 1989. Cité par Andrieu R, 1974.

Glover, T. D. (1958) Experimental induction of seminal degeneration in rabbits. *Stud. Fert.* 10,80.

Gupta D., Rager k., Zarzycki J., Eichiner M., 1975. Levels of luteinizing hormone, follicle stimulating hormone, testosterone and dihydrotestosterone in the circulation of sexually maturing intact male rat and after orchidectomy

Grizard G., Boucher D., Andre M Jarrige J.f., 1979. Gonadostimulines après LHRH et recepteurs testiculaires chez les rats male adulte normal ou cryptorchide. J.PHYS. ,75 ,7 A

Glover,T D. (1958) Experimental induction of seminal degeneration in rabbits. Stud. Fert. 1080.

H

Hanzen CH., 2009. La propédeutique de l'appareil reproducteur et l'examen du sperme des ruminants.

Année : 2008-2009, 21 p.

H. Zaidi les base de la scintigraphie, 2006

J

J.L Dacheux(1), M. Paquignon (2) ; maturation épидидymaire des spermatozoïdes, influence sur la qualité des gamètes.

L

Lebas F., 2009. Biologie du lapin. <http://www.cuniculture.info/Docs/indexbioI.htm>.(à consulter).

López J., Alvarino J.M.R., Del Arco J.A., Bueno A., et Sanz C., 1996. Effect of male rabbit management on semen production. 6th World rabbit congress, Toulouse (France), 2: 83-86.

Lawrence, W. (1926) The fate of the germinal epithelium of experimental cryptorchid testes of guinea pigs. Biol. Bull. mar. biol. Lab., Woods Hole, 51, 129.

M

Mortimer ST. CASA: practical aspects. J Androl 2000;21(4):515-24.

Martinet L, 1978. Physiologie de la reproduction du lapin. Journée d'étude CNRS-INRA, Orléans, France.

O

Orgebin-Crist M.C., 1967. Gonadal and epididymal sperm reserves in the rabbit : estimation of the daily sperm production. *Journal of Reproduction and Fertility*, 15 : 15-25.

P

Petitjean M, 1965. Recherches sur l'estimation du pouvoir fécondant des coqs. Thèse d'ingénieur d'état, Agriculture, France.

Q

Quiles A., et Hevia M.L., 2000. Bases fisiozootécnicas de la reproduction en cunicultura. Agricultura: *Revista agropecuaria*. N° 814, p. 270-273.

R

Riar S.S., Setty B.S., et Kar A.B., 1973. Studies on the physiology and biochemistry of mammalian epididymis : Biochemical composition of epididymis. A comparative study. *Fertility and Sterility*, 24: 355-363

S

Skinner JD, 1967. Puberty in the male rabbit. *J.Reprod. Fert.*, 14,151-154.

swerdloff r. s., walsh p. c., jacobs h. s., odell w.d 1971. serum lh and fsh during sexual maturation in the male rat. effect of castration and cryptorchidism. *endocrinology*, 88, 120-128.

T

Theau-Clement M., Lattaioli P., Roustan A., Castellini C. 1996a. A comparison between computerised semen image analyses and visual methods to evaluate various biological parameters in rabbit semen. 6th World Rabbit Congress, Toulouse 1996, Vol 2, 133-137.

Thibault C., et Levasseur M.C., 2001. La reproduction chez les mammifères et l'homme. INRA, Editions, 928p.

Theau-clément M. et Falières J. 2005. Evaluation de la concentration de semence de lapins selon 2 méthodes : hématimère et NucleoCounter SP100. 11^{ème} journées de la recherche Cunicole, 29-30 novembre 2005, Paris, 95-98.

<http://www.cuniculture.info/Docs/Biologie/fig-biol/fig28g.gif> (à consulter).

<http://www.vetopsy.fr/reproduction/male/images/spermatogenese.gif> (à consulter).

Note	Motilité Massale
0	Pas de spermatozoïdes
1	Pas de spermatozoïdes
2	Quelques spermatozoïdes agités, oscillant sur place.
3	. Beaucoup de spermatozoïdes agités sans déplacement notable.
4	Quelques spermatozoïdes immobiles, quelques spermatozoïdes agités sur place, quelques spermatozoïdes mobiles.
5	Comme 4 mais plus de spermatozoïdes mobiles.
6	La quasi-totalité des spermatozoïdes se déplace.
7	Comme 6, avec amorce des mouvements de vagues lents.
8	Comme 7 avec mouvement de vagues lents.
9	Vagues énergiques. Aspects de tourbillons.

Annexe 1: Echelle adapté de PETITJEAN (1965) pour la notaion de la motilité d'ensemble.

Note	Type des mouvements des spermatozoïdes
0	spermatozoïdes immobiles.
1	Les spermatozoïdes ont des mouvements de flagelle sans déplacement.
2	Les spermatozoïdes se déplacent lentement. Les mouvements circulaires dominant.
3	Les spermatozoïdes ont des mouvements heurtés. Leur déplacement s'effectue le long d'une hélice de diamètre sensiblement égale à leur longueur ou de cercles de large diamètre (plusieurs fois la longueur des gamètes).
4	Les spermatozoïdes se déplacent rapidement le long d'une hélice de faible diamètre.

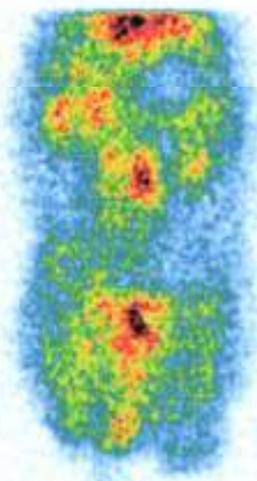
Annexe 2 : Echelle d'ANDRIEU (1974) pour la notation de la motilité individuelle. (cité par Boussit, 1989).

Annexe 1 : Image scintigraphique du lapin N après la scintigraphie.

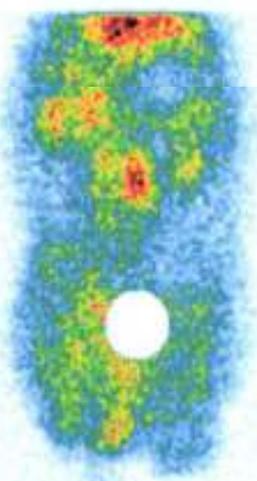


SLAMA CENTRE D'IMAGERIE SCINTIGRAPHIQUE

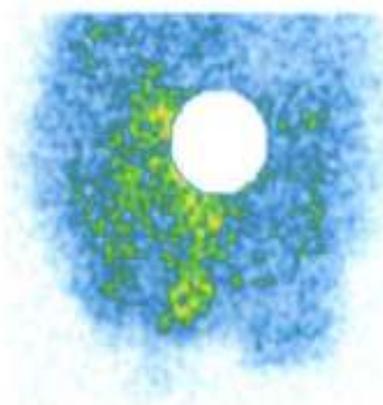
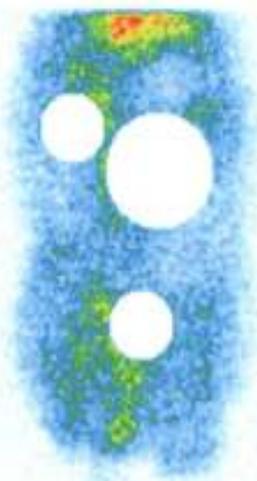
Cité Guezzou, Lot 301, N° 44, Chlef, Algérie
Tél: 27 79 25 81 / 0556 42 68 03 / 0663 41 75 70
Fax: 027 79 24 90
E-mail: dryahyaouimohamed@yahoo.fr



197083 cnts 305.37 sec
LAPIN N



185297 cnts 305.37 sec
LAPIN N



Matériels & Méthodes

Introduction

Résultats & Discussion

Conclusion & Perspectives

Références Bibliographiques

Partie Bibliographique