

RÉPUBLIQUE ALGÉRIENNE DÉMOCRATIQUE ET POPULAIRE
MINISTÈRE DE L'ENSEIGNEMENT SUPÉRIEUR ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE
UNIVERSITÉ SAAD DAHLEB DE BLIDA-1

FACULTÉ DES SCIENCES DE LA NATURE ET DE LA VIE

DÉPARTEMENT DE BIOLOGIE



PROJET DE FIN D'ÉTUDE MASTER

OPTION : BIOLOGIE ET PHYSIOLOGIE DE LA REPRODUCTION

TITRE :

**Étude comparative des caractéristiques de la semence et du taux de
testostérone chez le lapin mâle de souche synthétique selon l'âge adulte et
l'âge pubère au printemps (Système CASA)**

Présenté par :

Mlle BADIR HADJER

Jury de soutenance :

Soutenu le : 10/07/2025

Dr BESSAAD M A

MCA

SNV, Blida 1 Président

Dr BENAOUZ F

MCA

ISV, Blida 1 Examinatrice

Dr TARZAALI. D

MCA

ISV, Blida 1 Promotrice

Année universitaire 2024- 2025

Remerciements

Tout d'abord, je remercie Allah, le Tout Puissant et le Miséricordieux, de m'avoir donné la santé, la volonté et la patience pour mener à terme ma formation de Master.

Je tiens à exprimer mes remerciements à ma promotrice Dr **TARZAALI Dalila**, Maitre de conférences A, à l'institut des Sciences Vétérinaires de l'université Saad Dahleb, Blida 1, qui a accepté de diriger ce travail de mémoire. Je suis vraiment touché par ses qualités humaines et scientifiques. Ainsi que ses précieux conseils et son appui scientifique tout au long de cette période expérimentale. La simplicité, et la patience dont vous avez fait preuve ont donné à ce travail toute sa valeur.

Je remercie vivement Dr **BESSAAD M A**, Maitre de conférences A, Institut des Sciences Vétérinaires à l'université Saad Dahleb, Blida 1» pour avoir fait l'honneur de présider le jury.

Mes plus vifs remerciements s'adressent au Dr **BENAZOUZ F**, Maitre de conférences A, Faculté des sciences de la Nature et de la Vie, à l'université Saad Dahleb, Blida 1, pour avoir accepté d'examiner ce travail et faire partie du jury.

Je remercie également toute personne ayant contribué de près ou de loin à la réalisation de ce travail, qu'ils trouvent ici ma profond reconnaissance.

Dédicaces

Je dédie ce modeste travail à :

- A ma mère (BENOUDA ZHOR)

Affable, honorable, aimable. Tu es la lumière de ma vie et le symbole de la bonté par excellence, la source de tendresse et l'exemple du dévouement qui n'a pas cessé de m'encourager et de prier pour moi. Ta prière et ta bénédiction m'ont été d'un grand secours pour mener à bien mes études.

- A mon père (BADIR ROUDOANE)

Aucune dédicace ne saurait exprimer l'amour l'estime, le dévouement et le respect que j'ai toujours eu pour vous. Rien au monde ne vaut les efforts fournis jour et nuit pour mon éducation et mon bien être. Ce travail est le fruit des sacrifices que tu as consentis pour mon éducation et ma formation.

À mes frères (OMAR, HAITHEM, MOHAMED), .merci d'être toujours à mes cotés.

A tous mes cousins, voisins et les amis que j'ai connu jusqu'à maintenant. Merci pour leurs amours et leurs encouragements.

HADJER

Résumé

Ce travail de mémoire a pour objectif, de faire une étude comparative entre l'âge pubert et adulte sur le comportement sexuel, les caractéristiques de la semence et le taux de la testostérone chez les lapins mâles de souche synthétique élevés dans les mêmes conditions d'élevage.

Au total 06 lapins puberts (6 mois) et 06 lapins adultes de souche synthétique ayant un poids corporel moyen de $2,86 \pm 0,33$ kg et $3,19 \pm 0,23$ kg, respectivement, ont fait l'objet d'une expérimentation afin d'évaluer et de comparer la qualité spermatique, par le système CASA, suivi d'une analyse de la testostérone entre deux catégories d'âges. Les résultats de notre travail ont révélé que la libido et les principales caractéristiques de la semence de lapin mâle, après une observation macroscopique (la couleur, le volume et le pH) et microscopique (la concentration, les anomalies morphologiques, la motilité massale, n'ont présenté aucune différence significative ($p > 0,05$) entre les deux catégories d'âges, et avaient une réponse similaire pour tous les paramètres cinétiques de la semence. Il en est de même pour le taux de la testostérone ($p > 0,05$). Cependant, une différence significative a été notée entre la semence des lapins des deux âges; pour la vitalité ($p = 0,006$), la motilité individuelle ($p = 0,003$) et la motilité progressive ($p = 0,004$). En conclusion, il n'y a pas une grande différence entre le comportement sexuel, certains paramètres du sperme et le taux de testostérone chez les lapins de la souche synthétique entre les deux catégories d'âges.

Mots clés : Lapin, comportement sexuelle, semence, système CASA, testostérone, âge, souche synthétique.

Abstract

The objective of this thesis is to conduct a comparative study between the pubertal and adult ages regarding sexual behavior, semen characteristics, and testosterone levels in male rabbits of synthetic strain raised under the same breeding conditions.

A total of 05 pubescent rabbits (6 months) and 05 adult rabbits of synthetic strain with an average body weight of $2.86 \pm 0.33\text{kg}$ and $3.19 \pm 0.23\text{kg}$, respectively, were subjected to an experiment to evaluate and compare sperm quality using the CASA system, followed by testosterone analysis between the two age categories. The results of our work revealed that the libido and the main characteristics of male rabbit semen, after macroscopic observation (color, volume, and pH) and microscopic observation (concentration, morphological abnormalities, mass motility), showed no significant difference ($p > 0.05$) between the two age categories, and had a similar response for all kinetic parameters of the semen. The same applies to the testosterone levels ($p > 0.05$). However, a significant difference was noted between the semen of rabbits of the two ages; for vitality ($p = 0.006$), individual motility ($p = 0.003$), and progressive motility ($p = 0.004$). In conclusion, there is not a significant difference in sexual behavior, certain sperm parameters, and testosterone levels in synthetic strain rabbits between the two age categories.

Keywords: Rabbit, sexual behavior, semen, CASA system, testosterone, age, synthetic strain.

ملخص:

يهدف هذا العمل إلى إجراء دراسة مقارنة بين سن البلوغ والسن البالغة فيما يتعلق بالسلوك الجنسي، وخصائص السائل المنوي، ومعدل التستوستيرون لدى الأرناب الذكور من السلالة الاصطناعية التي تربي في نفس ظروف التربية في المجموع، تم استخدام 50 أرناب ناضجة (6 أشهر) و50 أرناب بالغة من سلالة صناعية بمتوسط وزن جسم يبلغ 5800 ± 28.6 كجم و 5820 ± 08.3 كجم، على التوالي، في تجربة لتقييم ومقارنة جودة الحيوانات المنوية باستخدام نظام، ثلثها تحليل التستوستيرون بين فئتين من الأعمار. أظهرت نتائج عملنا أن الرغبة الجنسية والخصائص الرئيسية CASA للسائل المنوي للأرناب الذكر، بعد الملاحظة المايكروسكوبية (اللون، الحجم ودرجة الحموضة) والميكروسكوبية (التركيز، بين الفئتين العمريتين، وكان $p > 0.05$) التشوهات الشكلية، الحركة الجماعية، لم تظهر أي اختلافات ذات دلالة إحصائية ومع $p > 0.05$) لديها استجابة مماثلة لجميع المعايير الحركية للسائل المنوي. وينطبق الشيء نفسه على معدل التستوستيرون ($p = 0.003$)، الحركة الفردية ($p = 0.006$)، لك، تم ملاحظة فرق كبير بين نطف الأرناب من الفئتين العمريتين؛ بالنسبة للحوية في الختام، لا توجد فروق كبيرة بين السلوك الجنسي وبعض معايير السائل المنوي ومستوى $p = 0.004$) والحركة التقدمية التستوستيرون لدى الأرناب من السلالة الاصطناعية بين الفئتين العمريتين

الكلمات المفتاحية: أرناب، سلوك جنسي، حيوانات منوية، نظام CASA، هرمون التستوستيرون، عمر، سلالة صناعية.

SOMMAIRE

Introduction	1
Données bibliographies	
CHAPITRE 1 : Rappels anatomo-physiologiques de l'appareil génital mâle	2
1.1. Rappels anatomiques sur l'appareil génital mâle	2
1.1.1. Portion testiculaire	2
1.1.2. Portion tubulaire	3
1.1.2.1. Épididyme	4
1.1.2.2. Canal déférent	4
1.1.2.3. Urètre	4
1.1.3. Portion copulatrice	4
1.1.3.1. Pénis	4
1.1.4. Portion glandulaires	4
1.1.4.1. Vésicule séminale	4
1.1.4.2. Prostate	4
1.1.4.3. Glandes bulbo-urétales ou glandes de Cowper	5
1.1.4.4. Glandes inguinales	5
1.2. Rappels anatomiques sur l'appareil génital mâle	5
1.2.1. Puberté et maturité sexuelle	5
1.2.2. Spermatogenèse	6
1.2.3. Maturation épидидymaire	7
1.3. Mécanismes endocriniens impliqués dans la reproduction du lapin mâle	8
1.3.1.1. Hormones sécrétées par la gonade : Androgènes	8
1.3.1.2. Hormones sécrétées par l'hypophyse : Gonadostimulines	8
1.4. Comportement sexuel de l'accouplement	9
1.4.1. Composition de la semence du lapin mâle	10
1.4.1.1. Spermatozoïde	10
1.4.1.2. Plasma séminal	10
CHAPITRE 2 : Récolte et d'évaluation de la qualité de la semence du lapin mâle	

adulte	11
2.1. Méthode de récolte du sperme	11
2.1.1. Récolte par le vagin artificiel	11
2.1.2. Technique de récolte	11
2.2. Méthode d'évaluation de la qualité de la semence	11
2.2.1. Paramètres macroscopiques	11
2.2.1.1. Volume :	11
2.2.1.2. Couleur	11
2.2.1.3. pH	12
2.2.2. Paramètres microscopiques	12
2.2.1.1. Motilité individuelle	12
2.2.1.2. Motilité massale	12
2.2.2.3. Concentration	12
2.2.1.3. Viabilité	12
2.2.1.4. Morphologie	13
2.2.1.5. Analyse du sperme assisté par ordinateur ou analyse informatisée de la cinétique des spermatozoïdes (computer Assisted sperm analysis = CASA)	13
CHAPITRE 3 : Facteurs influençant la production et la qualité du sperme	15
3.1. Facteurs de variation de la qualité du sperme	15
3.1.1. Facteurs à relation de l'environnement	15
3.1.1.1. Température	15
3.1.1.2. Saison	15
3.1.1.3. Photopériode	15
3.1.1.4. Alimentation	16
3.1.2. Facteurs liées à l'animal	16

3.1.2.1.	Type génétique	16
3.1.2.2.	Age	16
3.1.2.3.	Variabilité individuelle	16

Partie expérimentale

1.	Objectif	17
2.	Matériel et méthodes	17
2.1.	Bâtiment d'élevage	17
2.2.	Logement des animaux	17
2.3.	Alimentation et abreuvement	18
2.4.	Traitement prophylactique et hygiène des lieux	18
2.5.	Matériel de laboratoire et instruments	19
2.6.	Matériel biologique (Animaux)	19
2.7.	Méthodes	19
2.7.1.	Protocole expérimental	19
2.7.2.	Étude du comportement sexuelle et de la qualité de la semence	21
2.7.2.1.	Protocole du prélèvement	21
2.7.2.2.	Préparation du matériel de la récolte	21
2.7.2.3.	Étapes de la technique de récolte de la semence	21
2.7.2.4.	Calcul de libido	22
2.7.2.5.	Méthodes d'analyse du sperme	23
2.7.3.	Dosage hormonal de la testostérone par le mini VIDAS :	31
2.7.3.	Analyse statistique des résultats	32
3.	Résultats	33
3.1.	Poids corporel	33
3.2.	Taux de la récolte spermatique utile	34
3.3.	Évaluation de la libido et les caractéristiques de la semence	34
3.3.1.	Libido (Ardeur sexuelle)	36
3.3.2.	Caractéristiques de la semence	36
3.3.2.1.	Évaluation macroscopique de la semence	36
3.3.2.2.	Évaluation microscopique de la semence	38

3.4. Dosage de la testostéronémie	44
4. Discussion	45
4.1. Effet de l'âge sur le poids corporel	45
4.2. Taux de récoltes utiles	45
4.3. Évaluation de la libido et les caractéristiques de la semence	46
4.3.1. Libido	46
4.3.2. Caractéristiques de la semence	46
4.3.2.1. Évaluation macroscopique de la semence	46
4.3.2.2. Évaluation microscopique de la semence	47
4.4. Dosage de la testostérone	50
CONCLUSION	51
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES	52
ANNEXE	

LISTE DES FIGURES

Figure 1 : Appareil reproducteur mâle du lapin (Lebas, 1996)	2
Figure 2 : Aspect anatomique des testicules (Van Praag, 2002).	3
Figure 3: Scrotum glabre en position crâniale du pénis (<i>Oryctolagus cuniculus</i>) (Rosenbaum, 2010)	3
Figure 4 : Différentes étapes de la spermatogenèse (Luangpraseuth-prosper, 2015).	7
Figure 5 : Complexe hypothalamus-hypophyse-testicule (Saint-Dizier et al., 2014).	8
Figure 06 : Bâtiment d'élevage (photo personnelle)	17
Figure 07 : Cages individuels (photo personnelle)	17
Figure 08 : Nourriture des lapins dans le clapier (photo personnelle)	18
Figure 09 : Abreuvoir en forme de bac en plastique (photo personnelle)	18
Figure 10 : Lapin adulte (photo personnelle)	19
Figure 11 : Lapin pubert (photo personnelle)	19
Figure 12 : Lapine boutte en train (photo personnelle)	19
Figure 13 : Organigramme du protocole expérimental.	20
Figure 14 : Préparation du vagin artificiel (VA) (Photo originale)	21
Figure 15 : Lapine « boutte-en-train » placée sur la cage du mâle (Photo originale).	22
Figure 16 : Récolte de la semence (photo originale).	22
Figure 17 : Couleur de la semence (photo personnelle)	24
Figure 18 : Mesure du pH (Photo originale).	24
Figure 19 : Système CASA (Computer Analyser System Assisted) (Photo originale).	25
Figure 20 : Observation de la motilité massale (MM) (Photo originale).	25
Figure 21 : Observation de la MI par le système CASA (Photo originale).	27
Figure 22 : Mouvement des spermatozoïdes coloré selon leurs vitesses (Photo originale).28	28
Figure 23 : Préparation du frottis pour évaluer la vitalité (Photo originale).	29
Figure 24 : Observation des spermatozoïdes vivants (a) et morts (b) après coloration à l'éosine-nigrosine (Photo originale).	30
Figure 25 : Observation de la cellule de Thoma sur le microscope (Photo originale).	31
Figure 26 : Poids corporel des lapins selon l'âge	33

Figure 27 : Libido des lapins selon l'âge.	36
Figure 28 : Volume moyen sans gel de la semence en fonction de l'âge.	36
Figure 29 : Couleur de la semence en fonction de l'âge.	37
Figure 30 : pH de la semence selon l'âge.	37
Figure 31 : Concentration de la semence selon l'âge.	38
Figure 32 : Vitalité de la semence des lapins puberts et adultes	39
Figure 33 : Taux des spermatozoïdes anormaux selon l'âge.	39
Figure 34 : Taux d'anomalies de la tête des spermatozoïdes selon l'âge.	40
Figure 35 : Taux d'anomalies de la pièce intermédiaire des spermatozoïdes selon l'âge	40
Figure 36 : Taux d'anomalies de la gouttelette cytoplasmique selon l'âge.	40
Figure 37 : Taux d'anomalies de la queue des spermatozoïdes selon l'âge	41
Figure 38 : Taux de la motilité massale (a) et individuelle (b) selon l'âge	41
Figure 39 : Taux de progressivité des lapins selon l'âge.	42
Figure 40 : Taux des paramètres cinétiques de la semence des lapins selon l'âge.	43
Figure 41 : Taux de la testostéronémie selon l'âge.	44

LISTE DES TABLEAUX

Tableau 1 : Paramètres de la motilité des spermatozoïdes et valeurs standards (Theau-Clement, 2006).	13
Tableau 2 : Grille de Roca pour la notification de la couleur de la semence.	23
Tableau 3 : Échelle utilisé pour déterminer la MM (WHO, 2010).	26
Tableau 4 : Echelle de d'Andrieu (1974) pour la notation de la motilité individuelle.	27
Tableau 5 : Poids corporel des lapins selon l'âge (moyenne $\pm$ erreur standard).	33
Tableau 6 : Taux des réponses aux sollicitations, des éjaculats analysés chez les lapins mâles pubert et adultes.	34
Tableau 7 : Valeurs moyennes globale et la déviation standard (SD) de la libido et de certains paramètres de la semence chez les lapins mâles des deux catégories d'âges.	35
Tableau 8 : Testostéronémie chez les lapins mâle selon l'âges (moyenne $\pm$ erreur standard)	44

LISTE DES ABREVIATIONS

ABP: Androgen Bindin Protein.

ALH : Amplitude Latérale de la tête.

CASA : Computer-Aided Sperm Analysis.

DS : Déviation standard.

FSH : Hormone Folliculo-Stimulante.

GnRH : Gonadotrophine Releasing Hormone.

HOST: Hypo-osmotic Swellins Test.

I: Inhibine.

LH : Hormone Lutéinisante.

LIN : Linéarité.

MM : motilité massale.

MP : Membrane plasmique.

NaCL : Chlorure de sodium.

NS : Non significative.

pH: Potentiel en Hydrogène.

SNC: Système nerveux central.

SPZ: Spermatozoïde.

T : Testostérone.

VCL : Vitesse curviligne.

VSL : Vitesse en ligne droite.

VAP : Vitesse de trajet moyenne.

Introduction

En Algérie, depuis quelques années, l'élevage de lapin connaît un nouvel essor. Les autorités ont mis en place des programmes de développement des productions animales, notamment des petits élevages (aviculture et cuniculture) en vue d'augmenter les apports en protéines animales et de diversifier les productions. Dans ce contexte, L'utilisation des biotechnologies de la reproduction comme l'insémination artificielle pourrait être une voie prometteuse pour augmenter la production de viande de lapin et améliorer l'élevage de cette espèce.

La reproduction en élevage cunicole repose en grande partie sur la qualité de la semence des mâles reproducteurs, un facteur clé influençant le taux de fertilité, Parmi les nombreux paramètres pouvant impacter cette qualité, l'âge des reproducteur joue un rôle déterminant (**Theau - Clément et Roustan, 1992**). En effet l'évolution de l'âge est souvent associée à des variations de la concentration, de la motilité et de la viabilité des spermatozoïdes, influençant les performances reproductives chez les lapins (**Foote, 2002**).

Afin de contribuer à construire un capital de connaissances susceptibles de servir à développer la filière cunicole en maîtrisant les biotechnologies de la reproduction à travers l'amélioration des procédés d'évaluation de qualité de la semence, nous nous sommes fixés comme objectif de réaliser une analyse comparative portant sur le comportement sexuel et les caractéristiques spermatiques, évaluées grâce au système CASA chez le lapin pubert et adulte issu de la souche synthétique dans les mêmes conditions expérimentales.

Données Bibliographiques

CHAPITRE 1 : RAPPELS ANATOMO-PHYSIOLOGIQUES DE L'APPAREIL GENITAL MALE

1.1. Rappels anatomiques sur l'appareil génital mâle

L'appareil génital mâle est constitué (figure 1) de deux gonades, les testicules ; d'un ensemble de voies excrétrices ; des voies génitales mâles : l'épididyme, le canal déférent et l'uro-spermiducte ; des glandes annexes : les glandes vésiculaires, la prostate et les glandes bulbouretrales (**Barone, 1984**).

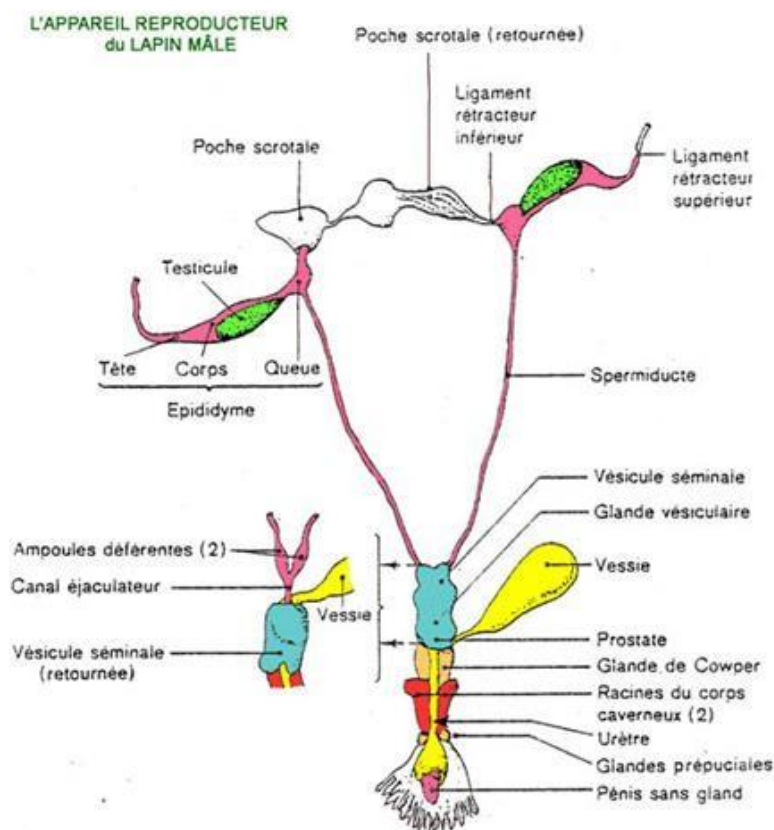


Figure 1 : Appareil reproducteur mâle du lapin (**Lebas, 1996**)

1.1.1. Portion testiculaire

Chez le lapin comme la plupart des mammifères, les testicules, mesurent environ 3-3,5 cm sur 1-1,5 cm (figure 2). Ils sont amincis aux extrémités ce qui facilite leur passage dans l'espace inguinal (**Hegelen et Thiriet, 2012**), ils vont migrer de l'avant vers l'arrière pour se retrouver dans un petit diverticule de la cavité abdominale appelé le scrotum.



Figure 2 : Aspect anatomique des testicules (Van Praag, 2002).

Cette position extra-abdominale conditionne la réussite de la spermatogenèse (Van Praag, 2002) (figure 3). Dans cette espèce, les testicules ont la capacité de se rétracter dans l'abdomen et de ce fait, n'ont pas de position fixe dans la cavité abdominale : c'est une espèce à la fois exorchide et énorchide contrairement à beaucoup d'autres rongeurs (Barone, 1976). Les testicules



Figure 3: Scrotum glabre en position crâniale du pénis (*Oryctolagus cuniculus*) (Rosenbaum, 2010)

1.1.2. Portion tubulaire

Cette portion est constituée par l'épididyme, le canal déférent et l'urètre :

1.1.2.1. Épididyme : c'est un canal extrêmement replié sur lui-même à l'intérieur d'une tunique conjonctive qui lui confère une forme globale allongé, il comporte 03 parties (**Grasse, 1971**) :

- *une tête volumineuse, qui coiffe largement l'extrémité capitée du testicule.

- *un corps représentant la portion moyenne ; il est épais chez le lapin.

- *une queue qui forme un appendice globuleux et mobile.

1.1.2.2. Canal déférent : la queue de l'épididyme se poursuit par le canal déférent qui fait suite au canal épидидymaire, il assure le transit jusqu'à l'urètre grâce à un péristaltisme basal, additionne d'une motricité brusque lors de l'éjaculation (**Barone, 2001**).

1.1.2.3. Urètre : C'est un canal impair qui sert à la fois à l'excrétion de l'urine et du sperme. L'urètre part de la vessie et tapisse l'intérieur du pénis jusqu'à son extrémité, L'urètre au niveau de l'appareil génital, est un conduit long de 12 à 13 cm, dont 8 à 9 cm seulement pour la partie pénienne, il forme la partie extra-pelvienne constitue le pénis (**Barone, 2001**).

1.1.3. Portion copulatrice

1.1.3.1. Pénis

Le lapin est une espèce à pénis rétrofléchi, il est logé dans le prépuce et ne sort que lors de l'accouplement; C'est un organe court, en forme de tube légèrement en pointe qui mesure environ 8 cm de long (**Roger, 2002**). Le pénis est suspendu par un ligament suspenseur, le ligament suspenseur du pénis est doublé par de forts muscles subischio-caverneux qui n'existe chez aucune autre espèce domestique (**Barone, 1978**).

1.1.4. Portion glandulaires

1.1.4.1. Vésicule séminale

Chez le lapin, la vésicule séminale est impaire mais bilobée à son extrémité, sa longueur est environ 2,5 cm avec un aspect ajouré (**Abraham et Kierszenbaum, 2002; Welsch, 2002**). Elles débouchent dans le conduit déférent (**Roger, 2002**).

1.1.4.2. Prostate

Chez le lapin, elle est remplacée par un complexe de plusieurs glandes (**Lebas, 1996**). Toutes développées à partir de diverticules de la paroi urétral du voisinage du colliculus

séminale; Elles présentent une partie diffuse disséminée dans la paroi de l'urètre et une partie conglomérée (**Roger, 2002**).

1.1.4.3. Glandes bulbo-urétrales ou glandes de Cowper

Ce sont des formations sphériques paires; bilobées placées postérieurement à la prostate et dorsalement à l'urètre dans lequel elles s'ouvrent par au moins 04 canaux (**Sabbagh, 1983**).

1.1.4.4. Glandes inguinales

Ces glandes ne se rencontrent que chez le lapin; elles forment un groupe très important de glandes qui s'étalent sous la peau dans la région inguinale et sont bien développées (**Roger, 2002**).

1.2. Rappels anatomiques sur l'appareil génital mâle

L'activité sexuelle du mâle présente un caractère continu, contrairement à ce qu'on observe chez la femelle. Elle s'installe à la puberté et se maintient tout au long de la vie de l'animal. L'appareil génital mâle a d'une manière générale deux fonctions primordiales, la production des spermatozoïdes dans les tubes séminifères. Associés aux sécrétions des glandes annexes ils constituent le sperme et leur dépôt dans les voies génitales femelle lors de l'éjaculation d'une part, et la sécrétion des hormones sexuelles d'autre part. Cette double fonction est sous le contrôle du complexe hypothalamo-hypophysaire (**Alvarino, 1993 ; Welsch, 2002 ; Parapanov et Vargas, 2009**).

1.2.1. Puberté et maturité sexuelle

Fortun-Lamothe et al. (2015), ont définie la puberté, comme le moment où les organes reproducteurs du mâle sont capables de produire de façon constante des spermatozoïdes féconds. Elle est atteinte vers le 4^{ème} ou 5^{ème} mois, peu après la descente des testicules dans le scrotum le lapin est dit exorchide. En période de repos, les testicules peuvent remonter en position abdominale. On parle d'une situation enorchide. Selon **Harcourt-Brown (2002)**, la puberté se produit entre le 4^{ème} et le 6^{ème} mois, et les petites races se reproduisent plutôt que les grandes races. D'après **Macari et Machado (1978)**, la puberté chez les lapins précède l'apparition du sperme dans l'éjaculat. D'autres

études ont révélé que malgré les lapins sont pubert au 4^{ème} mois, les testicules ne sont pas encore dans le scrotum. La descente est observe qu'au 6^{ème} mois d'âge (**Fraser, 1988**). **Skinner (1967)**, a indiqué que les lapins sont pubères quand leurs testicules deviennent androgéniquement actifs et les glandes accessoires commencent à produire le fructose et l'acide citrique et l'animal adopte un comportement sexuel caractéristique du mâle. L'âge à la puberté varie avec la race et les conditions d'élevage, notamment l'alimentation (**Fortun-Lamothe et al., 2015**).

La maturité sexuelle, définie comme le moment où la production journalière de sperme n'augmente plus, serait atteinte vers le 7,5^{ème} et le 8^{ème} mois pour la race néo-zélandaise en climat tempéré. Ensuite, la production de sperme récolté reste stable ou décroît légèrement (**Fortun-Lamothe et al., 2015 ; Lebas et al., 1997 ; Amann et al., 1967**). D'autres études ont révélé que chez cette espèce la maturité sexuelle est atteinte à l'âge de 18 semaines (**Frame et al., 1994**). Chez les lapins, la maturité sexuelle varie avec l'âge (125-150 jours), la race, lignée, l'alimentation et les facteurs d'environnement tel que la photopériode, la température et la saison (**Campos et al., 2014**). Ainsi, la puberté et la maturité sexuelle sont des phases différentes.

1.2.2. Spermatogenèse

La spermatogenèse commence entre 40 et 50 jours après la naissance, les tubes séminifères étant actifs aux alentours de 12 semaines. Des spermatozoïdes sont présents dans les éjaculats à partir de 16 semaines (**Bousseau, 1994 ; Lebas. et al., 1994**). Ce développement passent par 5 stades cellulaires caractéristiques : spermatogonie, spermatocyte I, spermatocyte II, spermatide et spermatozoïdes (Figure 4). Les cellules germinales immatures (spermatogonies, diploïdes) sont localisées à la périphérie du tube et se multiplient par mitoses. Certaines cellules filles cessent de se diviser et se différencient en spermatocytes primaires, qui entrent en méiose. La méiose se déroule sans pause et produit deux spermatocytes secondaires (haploïdes), puis quatre spermatides qui se différencient en spermatozoïdes. L'ensemble des divisions et des différenciations cellulaires permette l'élaboration de spermatozoïde non mature qui vont être libérés dans les divers canaux : rete testis, épидидyme, canaux déférents et canal éjaculateur, dans lesquels leur maturation se poursuit. Les spermatozoïdes matures peuvent être présents dans les éjaculats à partir de

16 semaines (**Boussit, 1989 ; Lebas, 2009 ; Bousseau, 1994**). La production spermatique des lapins est influencée par divers facteurs parmi lesquels il convient de mentionner la race, l'âge, le régime alimentaire et les conditions d'ambiance (lumière et température principalement). Il a été constaté depuis longtemps que la qualité et la quantité de la semence produite par les mâles, varie en fonction de leur origine génétique.

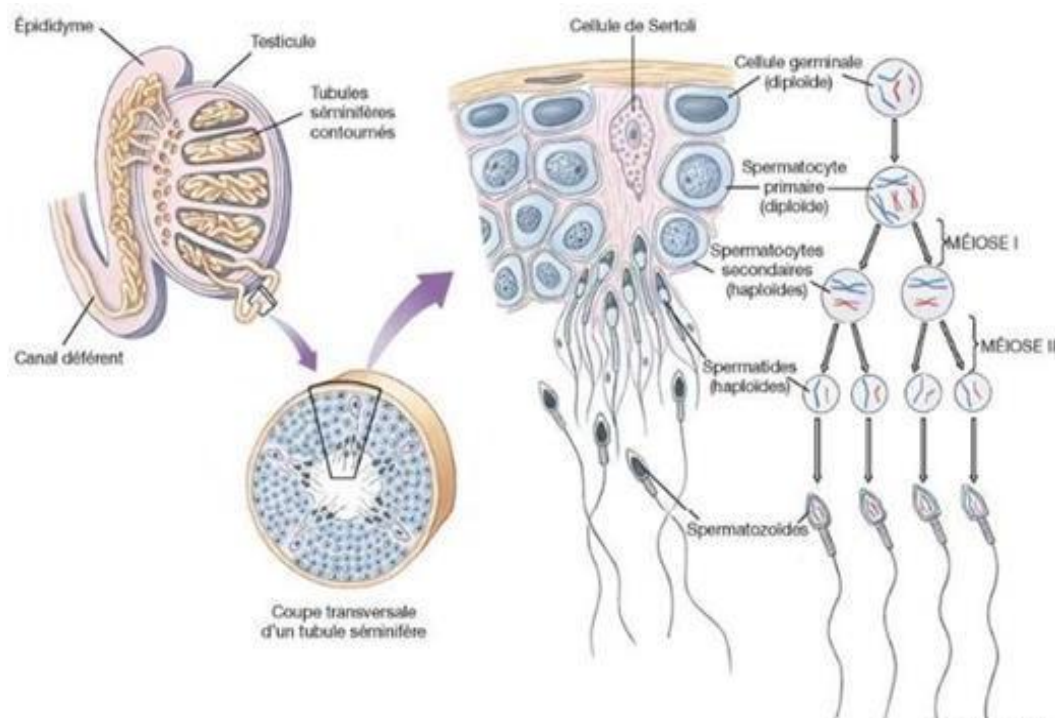


Figure 4 : Différentes étapes de la spermatogenèse (**Luangpraseuth-prosper, 2015**).

1.2.3. Maturation épидидymaire

Lors de leur production dans les tubes séminifères, les spermatozoïdes ne sont pas aptes à la fécondation. Ils acquièrent leur pouvoir fécondant lors de leur transit dans l'épididyme: cette opération s'appelle la maturation épидидymaire. Partant du confluent des canaux efférents, le segment initial constitue la tête puis le corps et enfin la queue de l'épididyme. La durée du transit est assez peu variable en fonction de l'espèce, même si les longueurs du tube épидидymaire diffèrent dans de grandes proportions. Chez le lapin, la durée totale est d'environ 9 à 10 jours, dont 3j dans la tête, 1j dans le corps, 5 à 6 j dans la

queue (**Bedford, 1967**). Au cours de ce transit, les spermatozoïdes subissent différentes modifications. Les conséquences de ces modifications sont : l'acquisition de la motilité fléchante, c'est à dire linéaire avec le mouvement caractéristique du flagelle, l'aptitude à reconnaître et à se fixer à la zone pellucide et l'aptitude à féconder (**Dedoune et Demoulin, 2001 ; Cooper, 2007**).

1.2.4. Mécanismes endocriniens impliqués dans la reproduction du lapin mâle

1.2.4.1. Hormones sécrétées par la gonade : Androgènes

Les androgènes, principalement représentés par la testostérone (T), sont des hormones stéroïdes produites par les cellules interstitielles (cellules de Leydig) des testicules (**Educagri, 2005**). Elles jouent un rôle essentiel dans le développement et la fonction des organes reproducteurs mâles, ainsi que dans l'établissement des caractères sexuels secondaires mâles (**Lebas, 2003**).

1.2.4.2. Hormones sécrétées par l'hypophyse : Gonadostimulines

L'axe hypothalamo-hypophysaire (Figure 3) joue un rôle crucial dans la régulation de la reproduction chez le lapin mâle, notamment par la sécrétion de gonadostimulines (**Educagri, 2005**). La GnRH (Gonadotrophine Releasing Hormone), produite par l'hypothalamus, stimule l'hypophyse à synthétiser et à libérer deux hormones gonadotrophines essentielles : la FSH (Hormone Folliculo-Stimulante) et la LH (Hormone Lutéinisante) (**Cheng, 1985**).

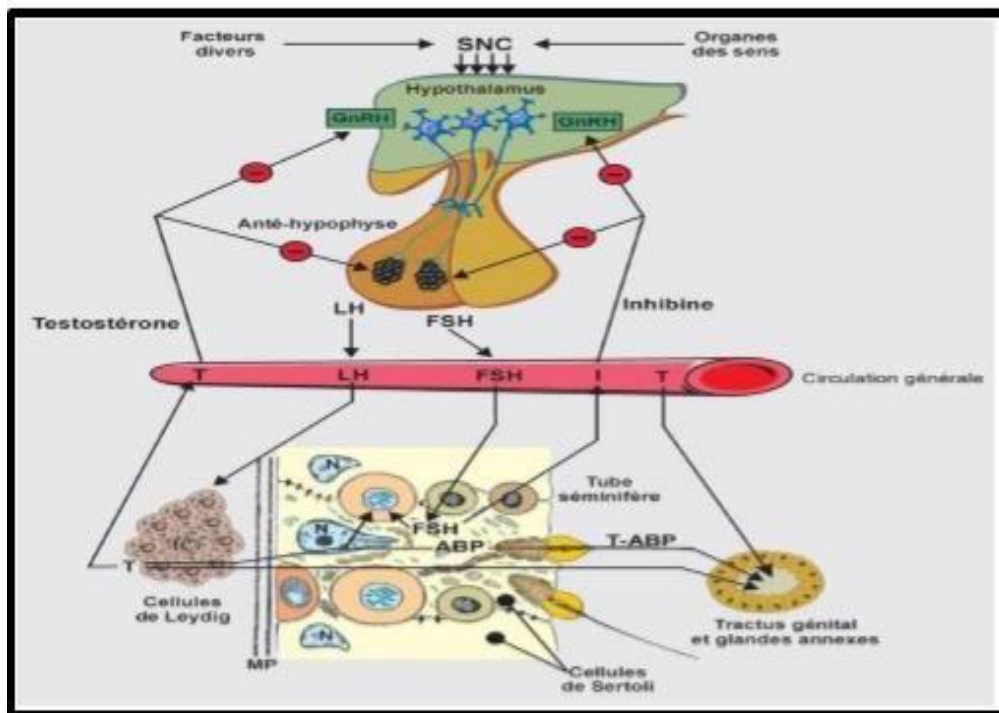


Figure 5 : Complexe hypothalamus-hypophyse-testicule (Saint-Dizier et al., 2014).

SNC: Système nerveux central; T: Testostérone; I: Inhibine; ABP: Androgen Bindin Protein;

MP : Membrane plasmique

1.2.5. Comportement sexuel de l'accouplement

L'accouplement est très rapide chez le lapin ; il s'accompagne d'un cri poussé par le mâle lequel se retire rapidement et se jette de côté après l'éjaculation. Une nouvelle copulation peut avoir lieu immédiatement. Si la lapine qui est présentée à un mâle est réceptive, la saillie proprement dite commence en général 10 à 15 secondes après l'introduction de la femelle dans la cage. En cas de prélèvement de semence avec une femelle boutte-en-train, le délai moyen entre l'introduction de la femelle et l'éjaculation, a été estimé par (Theau-Clément et al., 1994) à une durée variant de 15 à 20 secondes en fonction du mode d'élevage du mâle. L'accouplement proprement dit, avec des mouvements de va-et-vient du bassin, dure $2,6 \pm 1,5$ secondes chez des lapins Néo-Zélandais Blancs. Ces mouvements sont un peu plus rapides dans le cas d'un accouplement se terminant par une éjaculation ($13,5 \pm 1,1$ par seconde) que dans le cas contraire ($12,1 \pm 0,1$).

1.2.6. Composition de la semence du lapin mâle

1.2.6.1. Spermatozoïde

Le spermatozoïde mature comprend deux parties principales la tête et la queue qui sont reliés par le cou. La queue est composée d'une pièce intermédiaire et de deux pièces principale et terminale qui constituent le flagelle (**Baril et al., 1993**). Le spermatozoïde de lapin mesure entre 55 et 57µm, dont la tête 6,5 à 9µm, la pièce intermédiaire 9µm. La section longitudinale de la tête du spermatozoïde du lapin montre une chromatine nucléaire très compacte entourée par le complexe anoxémie composée de deux microtubules centraux et 9 fibres accessoires (**Castellini et al., 2005**).

1.2.6.2. Plasma séminal

La semence est constituée de spermatozoïdes suspendus dans un fluide appelé plasma séminal. Le plasma séminal est un fluide complexe qui contrôle la fonction chimique de l'éjaculat. L'une des raisons de sa complexité est due à la grande diversité des composants biochimiques du plasma séminal qui proviennent des sécrétions du testis, de l'épididyme, des vésicules séminales, de la prostate et des glandes bulbo-urétrales. De façon conventionnelle, le plasma séminal est un milieu de survie servant au transport des spermatozoïdes. L'évolution des technologies en reproduction a permis de montrer que le plasma séminal tient un rôle beaucoup plus important dans la fonction spermatique notamment pour la préparation des spermatozoïdes à la fécondation (**Boussit, 1989**).

CHAPITRE 2 : RECOLTE ET D'ÉVALUATION DE LA QUALITE DE LA SEMENCE DU LAPIN MALE

ADULTE

2.1. Méthode de récolte du sperme

2.1.1. Récolte par le vagin artificiel

D'après Alvarino (1993), avec les lapins, la collection de la matière de reproduction (Semence) s'effectue en pratiquant un dispositif simulant un vagin. Ce récipient donne ou offre à l'organe reproducteur male des simulations dans les deux éléments, thermique et mécanique ainsi qu'une texture et élasticité adaptable d'une façon nécessaire pour permettre l'éjaculation.

2.1.2. Technique de récolte

La technique est décrite par Boussit (1989) et Arencibia Arrebola (2009), lors de la récolte de sperme, une lapine stimulante est positionnée brièvement dans la cage de male pour démarrer le processus d'accouplement. Lorsque le male tente de grimper sur la lapine, l'opérateur la saisit par les épaules dans le but de l'immobiliser. La main libre, tenant le vagin artificiel, passe sous l'abdomen de la lapine et soulève l'arrière-train (position de lordose). Le vagin artificiel est tenu dans la paume de la main, juste en dessous de la partie ou zone urogénitale et légèrement en retrait sous l'abdomen. Ces pratiques doivent être effectuées rapidement pour profiter de la forte libido de lapin male. Le comportement de male est le même qu'à celui observé lors d'un accouplement naturel.

2.2. Méthode d'évaluation de la qualité de la semence

2.2.1. Paramètres macroscopiques

2.2.1.6. Volume : la mesure du volume du sperme s'effectue par plusieurs méthodes, certains auteurs utilisent un tube collecte calibré après l'enlèvement du gel (**Boussit, 1989**) . Le volume normal de la semence varie entre 0,3 et 0,6 ml (**Alvarino, 1993**).

2.2.1.7. **Couleur** : La couleur du sperme du lapin est généralement blanchâtre (laiteux ou crémeux). Cette couleur peut être modifiée par la présence d'autres éléments anormaux comme la couleur jaune liée à la présence d'urine, la couleur grise liée à une infection ou bien la couleur rougeâtre ou rose liée à la présence du sang (**Boussit, 1989**)

2.2.1.8. **pH** : le PH est mesuré directement après la collecte de la semence en utilisant un pH mètre ou papier pH (**Boussit, 1989**). Le pH de la semence varie entre 6,8 et 8,4 (**Alvarino, 1993**).

2.2.2. Caractères microscopiques

2.2.2.5. Motilité individuelle

La motilité individuelle est le mouvement de chaque spermatozoïde. Pour mesurer la motilité, la semence fraîche sera diluée par la solution TRIS-BUFFER, la dilution est de (1 :5); La motilité est mesurée à 37 C, sous microscope à grossissement (x 10) (**Najjar et Ben Mrad, 2013**).

2.2.2.6. Motilité massale

Cette motilité représente les mouvements de la masse des spermatozoïdes ; elle s'évalue par observation microscopique d'un goutte de sperme brute sur une lame (**Bencheikh, 1995**), L'observation se fait au grossissement (x10) (**Najjar et Ben Mrad, 2013**). Une note de 0 à 9 est attribuée selon l'échelle de PETIT JEAN (**Boussit, 1989**).

2.2.2.3. Concentration

La concentration du sperme est le nombre des spermatozoïdes dans un ml de sperme; la dilution se fait par une solution de fixation contenant 10 ml de formol 35% dans 1 L de NaCl à 0.9 / (**Ariola et al., 2001**). **Boussit (1989)**, a montré que la précision est optimale pour une dilution de 1/200, le comptage se fait par une cellule hématométrique , exemple cellule de THOMA ; La concentration varie entre 300 et 700 x 10⁶ spz/ml (**Raphaël et al., 2004**).

2.2.2.7. Viabilité

Une coloration vitale à l'éosine-nigrosine permet de classer les spermatozoïdes qui sont morts ou vivants après de dénombrement de 200 spz. Les spermatozoïdes morts ont leur membrane perméable et prennent une coloration rosée. Les spermatozoïdes vivants ont une membrane imperméable et apparaissent incolores **(Alvarino, 1993)**. Le colorant le plus utilisé est l'éosine-nigrosine car il présente l'avantage de permettre l'évaluation de la morphologie et la viabilité des spz. La viabilité peut être testée par la méthode de HOST qui concerne principalement la membrane de la queue du spermatozoïde **(Theau-Clément, 2005)**.

2.2.2.8. Morphologie

La morphologie du spermatozoïde du lapin est déterminée par la réalisation d'un frottis après coloration à l'éosine-nigrosine qui permet de classer les spermatozoïdes normaux et anormaux. La morphologie des spermatozoïdes sera détectée par l'analyse microscopique **(Chemineau et Guillaume, 2007)**.

2.2.2.9. Analyse du sperme assisté par ordinateur ou analyse informatisée de la cinétique des spermatozoïdes (computer Assisted sperm analysis = CASA)

Ce système permet de mesurer avec précision la vitesse des spermatozoïdes (leur motilité) en utilisant des paramètres comme la vitesse curviligne (VCL), la vitesse en ligne droite (VSL) et la vitesse moyenne de parcours (VAP). La motilité des spermatozoïdes a été historiquement le premier et reste le principal indicateur de leur fonction **(Partyka et al., 2012)**. Ce dispositif d'évaluation de la motilité fournit une caractérisation détaillée des mouvements individuels des spermatozoïdes (Tableau 1).

Les mouvements des spermatozoïdes sont évalués à l'aide de plusieurs critères **(Verstegen, 2002)** :

- **Vitesse curviligne (VCL, $\mu\text{m/s}$)** : correspond à la distance totale parcourue par un spermatozoïde pendant la période d'acquisition.

- **Vitesse en ligne droite (VSL, $\mu\text{m/s}$)** : représente la distance directe entre le point de départ et le point d'arrivée de la tête du spermatozoïde, divisée par le temps d'acquisition.
- **Amplitude latérale de la tête (ALH, μm)** : mesure l'ampleur des oscillations de la tête du spermatozoïde.
- **Linéarité (LIN, %)** : indique la déviation par rapport à une trajectoire rectiligne et se calcule en divisant VSL par VCL, puis en multipliant par 100.
- **Vitesse de trajet moyenne (VAP, $\mu\text{m/s}$)** : se réfère à une trajectoire lissée obtenue en moyennant plusieurs positions successives le long du parcours du spermatozoïde

Tableau 1 : Paramètres de la motilité des spermatozoïdes et valeurs standards (Theau-Clement, 2006).

Caractères	Valeurs standard
Spermatozoïde/ml (nx10⁶)	250-600
Progressive motilité (%)	30-90
VCL ($\mu\text{m/s}$)	80-100
VSL ($\mu\text{m/s}$)	30-50
VAP ($\mu\text{m/s}$)	50-70
LIN (%)	35-80
STR (%)	40-80
ALH (μm)	2.0-6.0

CHAPITRE 3 : FACTEURS INFLUENCANT LA PRODUCTION ET LA QUALITE DU SPERME

3.1. Facteurs de variation de la qualité du sperme

3.1.1. Facteurs à relation de l'environnement

1.2.6.3. Température

La température influence fortement la qualité de la semence chez le lapin, elle entraîne une baisse de la concentration, de la motilité et de la viabilité spermatique ainsi qu'une augmentation des anomalies morphologiques. Ces effets négatifs sont liés à une altération de la spermatogenèse, du tissu testiculaire et à un stress oxydatif élevé (**Alvarino, 2000**).

1.2.6.4. Saison

La qualité de la semence chez le lapin est influencée par la saison, elle est généralement meilleure au printemps et en automne, grâce à une température modérée et un moindre stress thermique. En été, la chaleur réduit la concentration, la motilité et la viabilité des spermatozoïdes; tout en augmentant les anomalies morphologiques; la baisse de la lumière peut également affecter la reproduction. Ces variations saisonnières influencent la fertilité des mâles et les performances d'insémination (**Marai et al., 2000**)_Livestock production science).

1.2.6.5. Photopériode

Chez des males soumis à un éclairage artificiel 8 heures sur 24, la quantité de spermatozoïdes présents dans les gonades est significativement plus importante que celle obtenue par 16 heures d'éclairage sur 24 heures. Par contre, la quantité de spermatozoïdes régulièrement récoltable dans les éjaculats est un peu plus forte lorsque les males sont élevés sous 16 heures de lumière. (**Lebas et al., 1996**) Ce résultat est en accord avec **Deprés et al., (1994)** qui ont écrit que la libido du lapin ainsi que la quantité et la qualité de sa production spermatique ont été améliorés lorsque la durée de l'éclairage était plus longue (16 heures de lumière vs 8 heures de lumière par jour).

1.2.6.6. Alimentation

L'alimentation joue un rôle essentiel dans la qualité de la semence chez le lapin; un régime équilibré riche en protéines, vitamines (notamment A; E et C) oligo-éléments (zinc; sélénium) et acides gras essentiels améliore la spermatogenèse; la motilité ; la viabilité et la morphologie des spermatozoïdes. A l'inverse; une alimentation carencée ou déséquilibrée peut causer une baisse de la concentration spermatique, des anomalies morphologiques et un stress oxydatif élevé (**Rochambeau, 1996**). L'alimentation influence également les niveaux hormonaux; notamment la testostérone, affectent ainsi la protection spermatique (**Castellini, 2003**)

1.2.7. Facteurs liées à l'animal

1.2.7.1. Type génétique

La génétique joue un rôle clé dans la qualité du sperme du lapin, influençant des paramètres comme la concentration et la mobilité des spermatozoïdes. Certaines lignées sélectionnés pour la croissance rapide présentent une fertilité réduite en raison d'un compromis entre la reproduction et le développement corporel (**Castellini et al., 2006**).

L'héritabilité de la concentration spermatozoïdaire est estimée entre 0,20 et 0,30; ce qui signifie qu'elle peut être améliorée par la sélection génétique. En revanche; la mobilité des spermatozoïdes est plus influencée par l'environnement (**Lavara et al., 2011**).

1.2.7.2. Age

L'âge des mâles a un impact significatif sur la concentration et le nombre de spermatozoïdes mobiles par éjaculat. En effet, les mâles adultes âgés de 9 à 12 mois présentent une concentration de sperme et un nombre de spermatozoïdes mobiles plus élevés que les jeunes mâles âgés de 4 à 5 mois (**Theau-Clément et al., 2009**).

1.2.7.3. Variabilité individuelle

Au sein d'une même population nous observons chez les lapins de même âge et soumis aux mêmes conditions de production, une variabilité individuelle cette dernière peut être observée soit sur une échelle inter-mâle, soit sur une échelle inter-lot de mâle, et pourrait être due à la fois aux facteurs génétiques et/ou environnementaux (**Bencheikh, 1993 ; Roca et al., 1993; Theau-Clément et al., 2009**) . Cette importante variabilité entraîne une diminution de la répétabilité et de l'héritabilité des caractéristiques de la semence et rend l'amélioration génétique de ces derniers, difficile à réaliser (**Castellini, 1996**)

PARTIE EXPERIMENTALE

1. Objectif

L'objectif de notre travail est basé sur l'étude de l'influence de l'âge (puberté et adulte) sur le comportement sexuelle, la qualité de la semence en utilisant des analyses d'imagerie par le système CASA, ainsi que sur le dosage hormonal de la testostérone plasmatique chez les lapins de souche synthétique.

2. Matériel et méthodes

2.1. Bâtiment d'élevage

Le clapier est un bâtiment en dur d'une superficie de 184 m² (Figure 06); il est ouvert sur la lumière du jour par plusieurs fenêtres chaque mur comporte deux fenêtres de type vasistas; Ce bâtiment comporte deux salles de maternité qui se trouve à gauche de l'entre principale. Et au fond, nous trouvons une grande salle d'engraissement.



Figure 06 : Bâtiment d'élevage (photo personnelle)

2.2. Logement des animaux

Les animaux sont placés dans des cages de 70 cm de longueur sur 40 cm de largeur et 30 cm de hauteur, chaque cage équipée par une mangeoire et un système d'abreuvement.



Figure 07 : Cages individuels (photo personnelle)

2.3. Alimentation et abreuvement

- ❖ **Alimentation** : Tous les animaux étaient nourris à base d'un aliment granulé spécial pour lapins provenant de l'unité de fabrication de l'aliment de bétail de Khmise el khelchna (Alger) (Figure 8), distribué chaque matin en raison de 100g/jour, dans des trémies métalliques qui équipent chacune des cages d'élevage. Le granulé est fabriqué à base d'orge, de maïs, de farine de luzerne, de son de blé, de soja et de CMV spécial lapin.



Figure 08 : Nourriture des lapins dans le clapier (photo personnelle)

- ❖ **Eau de boisson** : L'eau distribuée aux animaux provient du réseau local d'eau potable. Elle est disponible en permanence grâce à des bacs en plastiques de 6 litres (Figure 9) reliés à un système de conduits munis de tétines automatiques et sont remplis chaque matin d'eau potable et fraîche.



Figure 09 : Abreuvoir en forme de bac en plastique (photo personnelle)

2.4. Traitement prophylactique et hygiène des lieux

Les déjections des lapins sont évacuées et le sol lavé quotidiennement. Le nettoyage des cages est réalisé à l'aide d'un chalumeau. Par mesure de sécurité et afin d'éviter toute introduction de maladie contagieuse ou à déclaration obligatoire, un pédiluve contenant un désinfectant (eau de javel et crésyl) a été mis en place à l'entrée du clapier.

2.5. Matériel de laboratoire et instruments

Tous le matériel utilisé lors de l'expérimentation est présenté dans l'Annexe A.

2.6. Matériel biologique (Animaux)

Les lapins utilisés dans cette étude appartiennent à la souche synthétique de robes variées. Leur mise à la reproduction a été réalisée au sein du clapier de la station universitaire de Blida 1.

- Les lapins mâles puberts (n=06) (Figure 10), âgés en moyenne de 06 mois et de poids moyen de $2,662 \pm 0,10$ Kg. Ces derniers ont été préalablement entraînés pour le prélèvement de la semence.
- Les lapins mâles adultes (n=06) (Figure 11), âgés en moyenne de 20 mois et de poids moyen de $2,468 \pm 0,47$ Kg.
- Au cours de l'expérimentation, deux lapines « boute-en-train » ont été utilisées pour le prélèvement de la semence (Figure 12). Tous les animaux étaient en bon état sanitaire.



Figure 10 : Lapin adulte (photo personnelle)

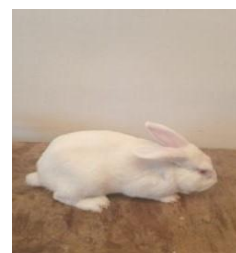


Figure 11 : Lapin pubert (photo personnelle)



Figure 12 : Lapine boute en train (photo personnelle)

2.7. Méthodes

2.7.1. Protocole expérimental

Notre travail a été réalisé en deux parties et les différentes étapes de l'expérimentation sont regroupées selon l'organigramme suivant (Figure 13) :

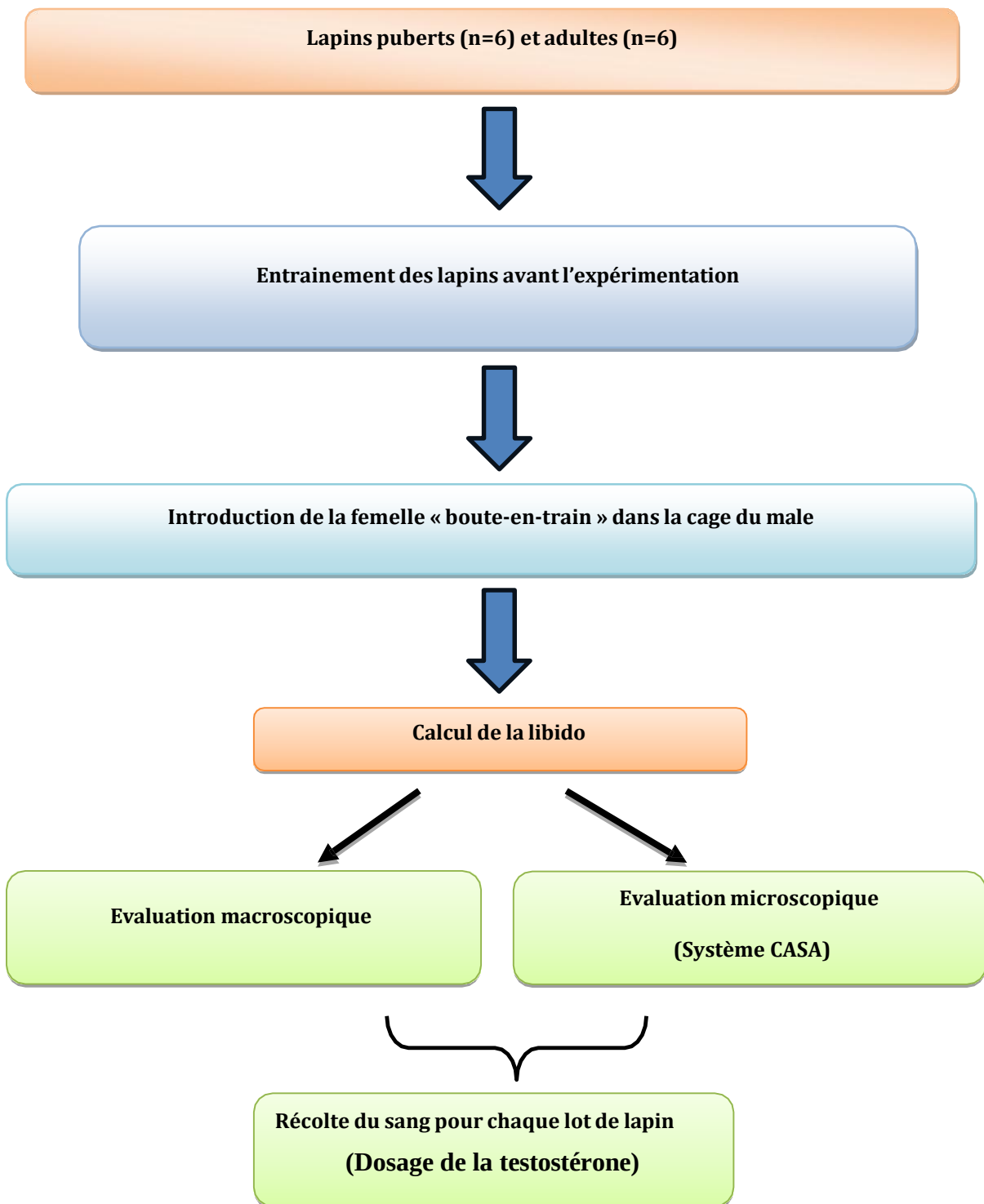


Figure 13 : Organigramme du protocole expérimental.

2.7.2. Étude du comportement sexuelle et de la qualité de la semence

2.7.2.1. Protocole du prélèvement

Deux éjaculats par mâle ont été collectés chaque semaine pour chaque lot de lapin au moyen d'un vagin artificiel, avec un intervalle de 15 à 30 min entre les éjaculats successifs, pendant 04 semaines en saison printanière. La moyenne des deux éjaculats est prise en considération dans l'interprétation des résultats. Les prélèvements sont effectués par le même opérateur pour éliminer l'effet du préleveur.

2.7.2.2. Préparation du matériel de la récolte

La collecte de la semence se fait en utilisant un vagin artificiel en silicone. Avant son utilisation, ce dispositif est préchauffé dans un bain-marie, maintenu à une température comprise entre 55 et 60°C grâce à une résistance chauffante, afin de simuler les conditions thermiques naturelles du vagin de la lapine. Avant chaque utilisation, il doit être soigneusement nettoyé et séché. Un tube de collecte gradué est fixé à l'extrémité du vagin artificiel pour recueillir la semence (Figure 14).



Figure 14 : Préparation du vagin artificiel (VA) (Photo originale)

2.7.2.3. Etapes de la technique de récolte de la semence

Tout d'abord, les mâles sont placés dans des cages individuelles conçues spécifiquement pour la collecte du sperme. Pendant la préparation du vagin artificiel, une femelle dite "boute-en-train" est positionnée au-dessus des cages des mâles pendant 5 à 10 minutes pour les exciter et les stimuler (Figure 15).



Figure 15 : Lapine « boute-en-train » placée sur la cage du mâle (Photo originale).

Une fois que le vagin artificiel est prêt à être utilisé, il est positionné sous l'abdomen de la femelle "boute-en-train", entre ses pattes arrière. Ensuite, la femelle est placée dans la cage du mâle. Lorsque le mâle commence à montrer des signes de comportement sexuel et tente de monter la femelle (Figure 16), l'opérateur stabilise rapidement la femelle en plaçant sa main gauche sur son dos, tandis que la main droite guide le vagin artificiel vers le pénis du mâle pour faciliter l'intromission. Après l'éjaculation, le mâle se laisse généralement tomber en arrière, parfois en émettant un cri distinctif.



Figure 16 : Récolte de la semence (photo originale).

2.7.2.4. Calcul de libido

Cet intervalle de temps, mesuré à l'aide d'un chronomètre, correspond à la période entre l'introduction de la femelle dans la cage du mâle et la première éjaculation. Si le mâle ne montre aucun signe de chevauchement après 5 minutes de contact avec la femelle, il est considéré comme ne répondant pas favorablement à cette stimulation.

2.7.2.5. Méthodes d'analyse du sperme

❖ Examen macroscopique

La première étape de l'analyse macroscopique a lieu directement sur le site de collecte, généralement au niveau du clapier, et doit être réalisée immédiatement après la récolte du sperme. Cette évaluation macroscopique de la semence se fait de la manière suivante :

a. Couleur

La couleur de l'éjaculat est déterminée par une observation directe à l'œil nu, en regardant le sperme à travers le tube de collecte transparent (Figure 20) une note de 0 à 3 est attribuée à l'échantillon selon la grille citée par **Roca (1993) (tableau 2)**. La semence contaminée par le sang ou les urines est éliminée systématiquement.

Tableau 2 : Grille de Roca pour la notification de la couleur de la semence.

Note	Couleur
0	Jaune : urine Rosâtre ou rougeâtre : le sang
1	Sperme blanc aqueux
2	Sperme blanc laiteux
3	Sperme blanc nacre ou blanc ivoire

b. Volume

Le volume total de l'éjaculat est mesuré en lisant directement les graduations sur le tube de collecte utilisé (Figure 17). Si le sperme recueilli contient du gel, ce dernier sera retiré à l'aide d'une pipette Pasteur ou d'une pince préalablement chauffée à la vapeur d'eau à 37°C et refroidie à la température corporelle pour éviter tout choc thermique qui pourrait altérer la qualité du sperme.



Figure 17 : Couleur de la semence (photo personnelle)

c. pH

Le pH de l'éjaculat est mesuré à l'aide d'un papier indicateur pH. Ce papier permet de déterminer le pH dans une plage allant de 0 à 14 en fonction du changement de couleur observé et enregistré sur le papier (Figure 18).

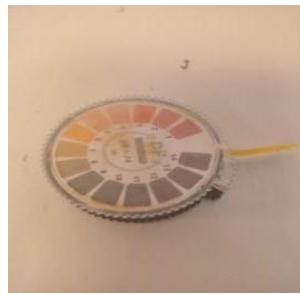


Figure 18 : Mesure du pH (Photo originale).

❖ Examen microscopique

Après la première étape d'analyse macroscopique effectuée au clapier, le tube contenant la semence est placé dans une bouteille thermique contenant de l'eau à 37°C. Cela permet de transporter l'échantillon au laboratoire de recherche en reproduction animale de l'Institut des Sciences Vétérinaires (LBRA) pour la partie microscopique de l'analyse.

a. Manipulation du système CASA

Le système CASA (Computer Assisted Sperm Analysis) est un système informatisé d'analyse du sperme comprenant un microscope Nikon Eclipse E 200 équipé d'une plaque chauffante et d'objectifs à contraste de phase négatif (x100, x200, x400, x600), une caméra

Nikon et un moniteur HP. Pour l'analyse de la mobilité, il utilise le logiciel SCA version 5.1 de Microptic à Barcelone, Espagne. Ce logiciel permet de quantifier les spermatozoïdes selon leur déplacement ainsi que d'évaluer les paramètres de vitesse. En plus de la mobilité, ce système permet d'évaluer la vitalité, la morphologie et la concentration des spermatozoïdes (Figure 19).



Figure 19 : Système CASA (Computer Analyser System Assisted) (Photo originale).

b. Motilité massale (MM)

La motilité massale est évaluée en observant une microgoutte de sperme placée sur une lame de microscope, chauffée à 37°C grâce à une plaque chauffante, avec un grossissement de x10. Nous évaluons le mouvement global des spermatozoïdes en fonction de l'intensité des vagues observées (Figure 20). Pour cette évaluation, la grille de notation "Grille de Petitjean citée par Boussit, (1989), est utilisée. Cette grille permet d'attribuer une note de 0 (aucun spermatozoïde) à 9 (aspect de tourbillon) à chaque échantillon (Tableau 3). Il est essentiel de réaliser cette estimation de la motilité rapidement, dans les 5 à 10 minutes suivant la collecte.



Figure 20 : Observation de la motilité massale (MM) (Photo originale).

Tableau 3 : Échelle utilisé pour déterminer la MM (WHO, 2010).

Note	Nature et intensité du mouvement
0	Pas de spermatozoïdes.
1	Spermatozoïdes immobiles
2	Quelques spermatozoïdes agités, oscillants sur place.
3	Beaucoup e spermatozoïdes agites sans déplacement notable.
4	Quelques spermatozoïdes immobiles, Quelques spermatozoïdes agites sur place, quelques spermatozoïdes mobiles.
5	Même chose que 4 mais plus de spermatozoïdes mobiles, motilité assez bonne mais pas homogène.
6	La quasi-totalité des spermatozoïdes se déplace. Motilité bonne et homogène.
7	Même chose que 6 avec amorce de mouvement de vagues lents.
8	Même chose que 7 avec mouvements de vagues distinct lents.
9	Vagues énergétiques, aspect de tourbillons, motilités excellentes.

c. Motilité individuelle (MI)

Déposez 10 microlitres de sperme dilué à 1/30 avec l'eau physiologique entre une lame et une lamelle. L'observation se fait avec le système CASA, en utilisant un grossissement x10 (Figure 21). Cette observation permet, dans un premier temps, d'évaluer le type de mouvements des spermatozoïdes. Ceux-ci sont notés selon l'échelle **d'Andrieu (1974)**, (Tableau 3), qui va de 0 à 4. Ce système permet également de déterminer le pourcentage de spermatozoïdes mobiles tout en appréciant la motilité individuelle dans les mêmes conditions.

Tableau 4 : Echelle de d'Andrieu (1974) pour la notation de la motilité individuelle.

Note	Motilité individuelle.
0	Spermatozoïdes immobiles.
1	Les spermatozoïdes ont des mouvements de flagelle sans déplacement.
2	Les spermatozoïdes se déplacent lentement. Les mouvements circulaires dominants.
3	Les spermatozoïdes ont des mouvements heurtés. Leur déplacement s'effectue le long d'une hélice de diamètre sensiblement égal à leur longueur ou de cercle de larges diamètres.
4	Les spermatozoïdes se déplacent rapidement le long d'une hélice de faible diamètre.



Figure 21 : Observation de la MI par le système CASA (Photo originale).

Le système CASA nous a également permis de mesurer les paramètres cinétiques des spermatozoïdes pour chaque échantillon analysé, notamment :

- **Pourcentage de spermatozoïdes présentant une trajectoire linéaire (LIN %)** : Ce pourcentage reflète les spermatozoïdes dont la trajectoire répond à des critères spécifiques de vitesse et de linéarité de mouvement. Il est calculé en utilisant la formule $VSL / VCL \times 100$.
- **Amplitude des mouvements latéraux de la tête (ALH, μm)** : Cette mesure évalue l'ampleur des oscillations de la tête des spermatozoïdes lors de leur déplacement.

- **Vitesse moyenne en ligne droite (VSL, $\mu\text{m/s}$)** : Il s'agit de la vitesse moyenne calculée entre le point de départ et le point d'arrivée de la tête du spermatozoïde, divisée par le temps total de la période d'acquisition.
- **Vitesse curviligne (VCL, $\mu\text{m/s}$)** : Cette mesure évalue la vitesse en tenant compte de la distance totale parcourue par chaque point de la trajectoire d'un spermatozoïde pendant la période d'acquisition.
- **Vitesse de trajet moyenne (VAP, $\mu\text{m/s}$)** : Elle correspond à une trajectoire lissée obtenue en moyennant plusieurs positions successives sur la trajectoire du spermatozoïde.
- **Fréquence des croisements de trajectoires (BCF : Beat Cross Frequency)** : Cette fréquence mesure la rapidité avec laquelle les spermatozoïdes croisent leurs trajectoires.

Le mouvement des spermatozoïdes est distinctement représenté à l'écran par différentes couleurs, illustrant ces paramètres cinétiques (Figure 22).

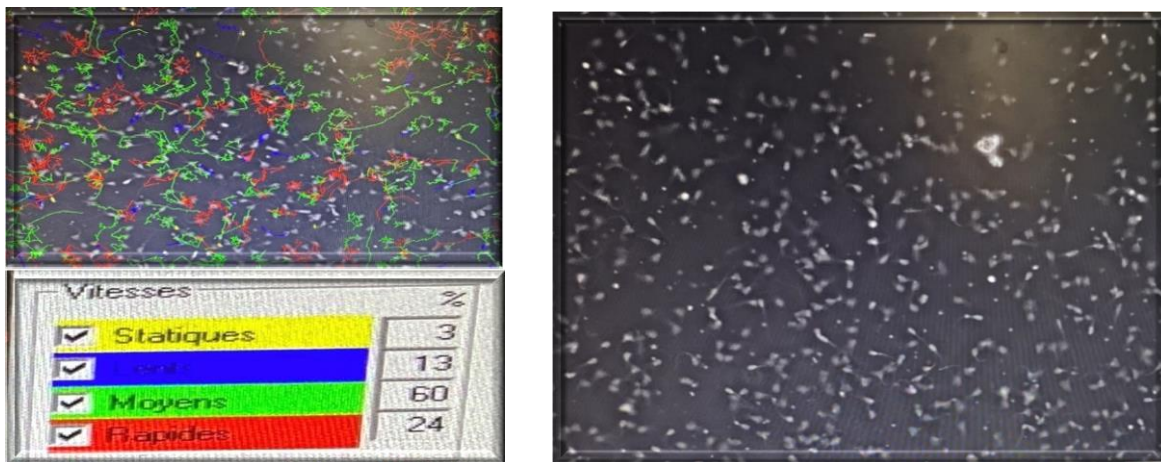


Figure 22 : Mouvement des spermatozoïdes coloré selon leurs vitesses (Photo originale).

d. Vitalité (viabilité)

Pour examiner ce paramètre, nous avons utilisé la méthode de coloration à l'éosine-nigrosine (Bamba, 1998), Les étapes à suivre sont les suivantes :

- **Préparation de l'échantillon** : À l'aide d'une micropipette, déposer 10 microlitres de sperme pur sur une lame. Ajouter ensuite 10 microlitres de nigrosine et 10 microlitres d'éosine. Mélanger soigneusement avec l'embout de la micropipette. Étaler la solution sur la lame en utilisant une autre lame pour obtenir un frottis uniforme (Figure 23).
- **Séchage de la lame** : Laisser la lame sécher pendant quelques minutes dans l'obscurité.
- **Observation au microscope** : Une fois la lame complètement sèche, l'observer avec le système CASA à un grossissement de x20, sans utiliser le filtre vert. Compter 200 spermatozoïdes.
- **Interprétation des résultats** : L'éosine pénètre les spermatozoïdes morts (cellules dont la membrane plasmique est endommagée), les colorants en rose. En revanche, la nigrosine crée un fond sombre qui contraste avec les spermatozoïdes vivants, dont la membrane reste imperméable au colorant, les faisant apparaître en blanc (Figure 24).

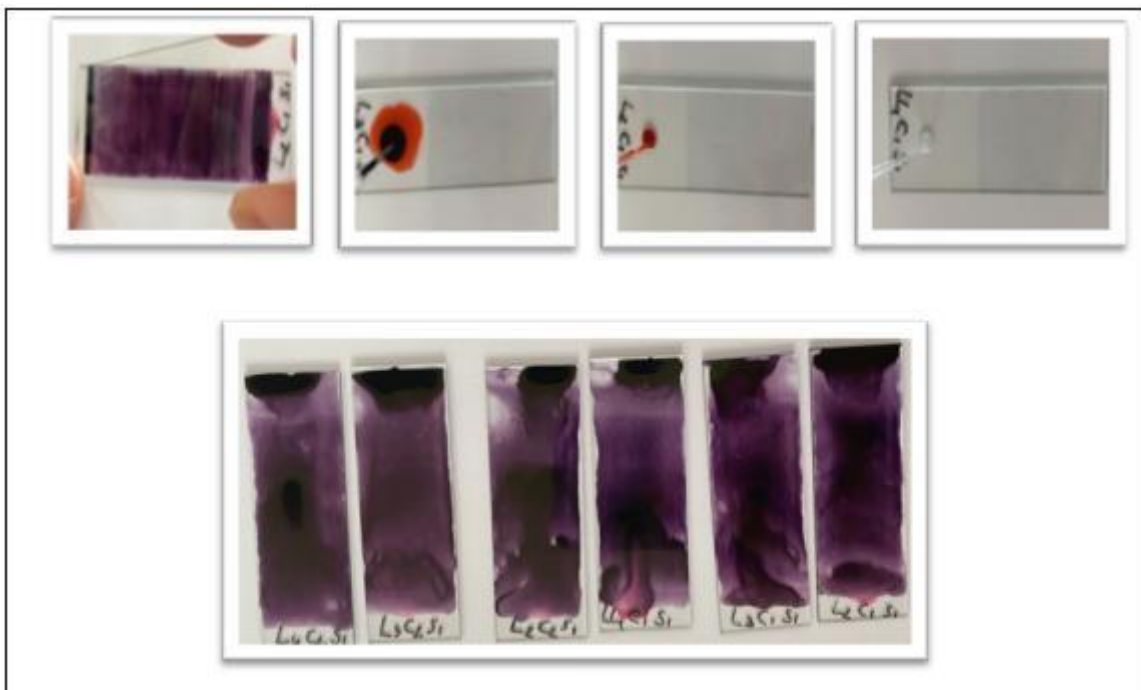


Figure 23 : Préparation du frottis pour évaluer la vitalité (Photo originale).

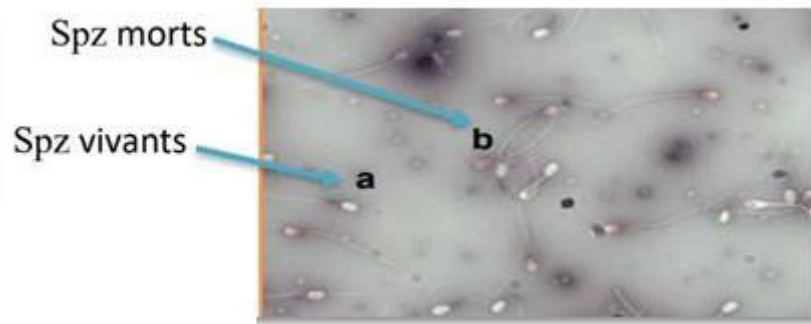


Figure 24 : Observation des spermatozoïdes vivants (a) et morts (b) après coloration à l'éosine-nigrosine (Photo originale).

e. Morphologie

La lame utilisée pour évaluer la vitalité des spermatozoïdes est également employée pour détecter leurs anomalies. En examinant 200 spermatozoïdes avec le système CASA à un grossissement de x20, nous pouvons identifier les éventuelles anomalies morphologiques présentes. Il existe plusieurs types d'anomalies qui peuvent être identifiées, liées à la tête, à la pièce intermédiaire, à la gouttelette cytoplasmique ou à la queue ou au flagelle du spermatozoïde.

f. Concentration

La concentration de spermatozoïdes est déterminée en comptant le nombre de spermatozoïdes par millilitre de semence pure, après dilution et immobilisation des spermatozoïdes. Cette mesure est réalisée à l'aide d'un hématimètre de type cellule de Thoma. Voici les étapes pour déterminer la concentration des spermatozoïdes en utilisant une cellule de Thoma :

- **Préparation de la cellule de Thoma :** Fixer la lamelle sur la lame de l'hématimètre.
- **Application de la solution diluée :** Déposez une goutte de la solution diluée avec le formol à 10% (1/200) sur le bord de la lamelle, pour la première grille. La goutte se diffusera par capillarité entre la lame et la lamelle. Répétez cette opération pour la deuxième grille. Laissez reposer la préparation pendant 10 minutes afin que les spermatozoïdes se déposent au fond de la lame.
- **Observation au microscope :** Observez la préparation sous un microscope optique à contraste de phase, avec un grossissement de x20 (Figure 25).
- **Comptage des spermatozoïdes :** Comptez les spermatozoïdes dans les deux colonnes centrales de chaque grille plutôt que dans quatre colonnes aléatoires d'une seule grille parmi les deux.



Figure 25 : Observation de la cellule de Thoma sur le microscope (Photo originale).

La concentration est ensuite calculée en utilisant ces données :

$$Cn = X * 200 \text{ millions } / 64$$

X = Nombre de spermatozoïdes dans 8 grands carrés de la grille du haut et du bas.

Cn = Concentration.

Calculer la somme des spermatozoïdes comptés de chaque chambre, et vérifier la différence entre comptage des deux chambres, qui doit être inférieure ou égale au « value » (Annexe B)

2.7.3. Dosage hormonal de la testostérone par le mini VIDAS :

2.7.3.1. Prélèvement sanguin :

Au cours de la dernière semaine d'analyse du sperme des lapins, le prélèvement sanguin a été effectué aux niveaux de l'artère auriculaire (Annexe C).

2.7.3.2. Dosage hormonal de la testostérone par le mini VIDAS :

Les échantillons sont placés dans une glacière afin de maintenir une température froide. Ils sont ensuite transportés vers le laboratoire d'analyse de Dr VITALAB à Soumaa, où la testostéronémie est évaluée.

2.7.3.3. Etapes de la technique du dosage de la testostéronémie :

Le dosage de la testostérone est réalisé par le mini VIDAS dont le principe est présenté dans l'annexe D. comme suit :

1. Préparation de l'échantillon : L'appareil travaille directement sur les tubes primaires, ce qui simplifie la manipulation des échantillons.
2. Ajout des réactifs : Les réactifs et consommables sont dotés de codes à barres pour une traçabilité complète et une gestion simplifiée.

3. Calibration et dilution automatique : VIDAS 3 effectue la calibration et la dilution de manière automatique, réduisant ainsi les erreurs manuelles.
4. Contrôles pré-test : Avant chaque test, l'appareil vérifie le volume des réactifs et des échantillons, ainsi que la date de péremption des réactifs embarqués.
5. Analyse ELFA : L'analyse proprement dite est réalisée selon la méthode ELFA, qui combine les techniques d'immuno-analyse avec la détection par fluorescence.
6. Résultats : L'appareil offre une interface tactile intuitive pour lancer les analyses et prioriser les urgences, permettant d'obtenir des résultats précis et rapides.

2.7.3. Analyse statistique des résultats

Les résultats numériques sont représentés sous forme de moyenne arithmétique accompagnée de l'erreur standard à la moyenne (ESM) :

-Moyenne arithmétique : $\bar{X} = \sum x_i / n$

- Erreur standard à la moyenne : $ESM = \frac{\sigma}{\sqrt{n}}$ avec $\sigma = \sqrt{\frac{\sum (x_i - \bar{X})^2}{n-1}}$

Où : x_i : valeurs individuelles n : nombre de valeurs σ : écart-type

La validité statistique des différences entre les moyennes de deux séries expérimentales, est calculée par le **test « t » de Fisher-Student**, en utilisant le **logiciel PAST**.

$$t = \frac{\bar{X}_1 - \bar{X}_2}{S \sqrt{\frac{1}{n_1} + \frac{1}{n_2}}} \quad \text{Avec} \quad S^2 = \frac{\sum (x_{1i} - \bar{x}_1)^2 + \sum (x_{2i} - \bar{x}_2)^2}{n_1 + n_2 - 2}$$

Où : $\bar{X}_1$ et $\bar{X}_2$: valeurs moyennes arithmétiques de chaque série.

x_{1i} : valeurs individuelles de la première série. x_{2i} : valeurs individuelles de la deuxième série.

n_1 et n_2 : nombre de valeurs de chaque série.

La probabilité « p » est déterminée sur la table de distribution des « t » en fonction du degré de liberté ($n_1 + n_2 - 2$) ; si :

- $p > 0,05$: résultat non significatif (NS). - $p < 0,05$: résultat significatif (*).

- $p < 0,01$: résultat très significatif (**). - $p < 0,001$: résultat hautement significatif (***)

Résultats et discussion

3. Résultats

Dans cette partie d'étude, nous déterminerons d'abord le poids corporel et le taux de récolte de la semence utile des lapins mis en œuvre pour la réalisation de cette partie expérimentale, représentés par les lapins de la souche synthétique, ayant un âge respectif de 6 mois pour les lapins puberts et 20 mois pour les lapins adultes. S'ensuit après, l'analyse macroscopique et microscopique de la qualité spermatique de ces derniers. Puis, le dosage sérologique de la testostérone des lapins pour chaque âge.

3.1. Poids corporel

Les résultats du poids corporel mesurés pendant l'expérience sont présentés dans le tableau 5 et la figure 26.

Le poids corporel mesuré est légèrement plus important chez les lapins adultes par rapport aux lapins jeunes. Nous avons enregistré un poids de $2,86 \pm 0,33$ et $3,19 \pm 0,23$ Kg pour les lapins puberts et adultes, respectivement. Sur le plan statistique, ces résultats montrent qu'il n'existe aucune différence significative entre les deux groupes d'âges ($p > 0,05$).

Tableau 5 : Poids corporel des lapins selon l'âge (moyenne $\pm$ erreur standard).

	Pubert	Adulte	P-value
Poids corporel (Kg)	$2,86 \pm 0,33$	$3,19 \pm 0,23$	0,07

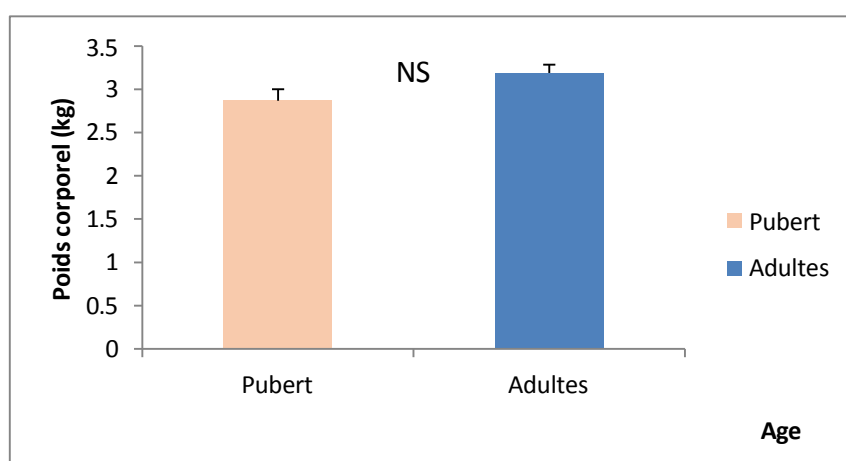


Figure 26 : Poids corporel des lapins selon l'âge

3.2. Taux de la récolte spermatique utile

Les valeurs moyennes du taux de la réponse positive aux sollicitations, des éjaculats analysés chez les lapins mâles des deux tranches d'âges sont rapportées dans le tableau 6. Chez les lapins puberts, les taux de sollicitation et d'éjaculation étaient respectivement de 79,16% et 86,84%. Chez les lapins adultes, le taux de sollicitation est de 66,66%, tandis que le taux d'éjaculation est de 87,5%.

Tableau 6 : Taux des réponses aux sollicitations, des éjaculats analysés chez les lapins mâles pubert et adultes.

	Puberts	Adultes
Nombre d'animaux étudiés	6	6
Nombre de sollicitations	48	48
Nombre d'éjaculats collectés	38	32
Nombre d'éjaculats observés	33	28
Nombre d'éjaculats éliminés	5	4
Causes d'élimination		
Présence de sang	-	-
Présence d'urine	-	-
Volume < 0,2 ml	5	4
Réponses aux sollicitations		
Réponse aux sollicitations (%)	79,16	66,66
Réponse aux éjaculations (%)	86,84	87,5
Nombre des éjaculats avec gel	0	0
Taux des éjaculats avec gel (%)	0	0

3.3. Evaluation de la libido et les caractéristiques de la semence

Les résultats de la libido et les paramètres de la semence chez les lapins mâles des deux catégories d'âges sont présentés dans le tableau 7.

Tableau 7 : Valeurs moyennes globale et la déviation standard (SD) de la libido et de certains paramètres de la semence chez les lapins mâles des deux catégories d'âges.

Variable		(Moyenne $\pm$ SD)		P-values
		Pubert	Adulte	
Libido (sec)		12,90 $\pm$ 8,16	13,87 $\pm$ 8,65	0,85(NS)
Volume sans gel (ml)		0,47 $\pm$ 0,13	0,76 $\pm$ 0,36	0,09(NS)
Couleur		1,94 $\pm$ 0,58	1,93 $\pm$ 0,33	0,97(NS)
pH		7,26 $\pm$ 0,47	7,34 $\pm$ 0,14	0,72(NS)
Concentration ($\times 10^6$ /ml)		229,614 $\pm$ 133,8	225,706 $\pm$ 104,70	0,96(NS)
Vitalité %		44 $\pm$ 0,05	65 $\pm$ 0,09	0,006 (*)
Anomalies morphologiques (%)	Totale	15,81 $\pm$ 17,03	25,16 $\pm$ 22,9	0,46(NS)
	Tête	4,94 $\pm$ 3,43	4,62 $\pm$ 2,5	0,86(NS)
	PI	2,60 $\pm$ 1,65	6,73 $\pm$ 2,32	0,15(NS)
	GC	3,61 $\pm$ 2,22	3,07 $\pm$ 2,77	0,71(NS)
	Queue	4,94 $\pm$ 3,43	4,62 $\pm$ 2,5	0,86(NS)
Motilité	Motilité massale	4,62 $\pm$ 1,86	6,61 $\pm$ 0,68	0,051(NS)
	Motilité individuelle (%)	49,13 $\pm$ 10,37	71,9 $\pm$ 8,20	0,003 (*)
	Progressivité (%)	7,71 $\pm$ 6,05	23,43 $\pm$ 7,61	0,004 (*)
Paramètres cinétiques du sperme	VCL (μ m/s)	30,30 $\pm$ 12,42	28,30 $\pm$ 20,86	0,84(NS)
	VAP (μ m/s)	26,23 $\pm$ 5,87	32,90 $\pm$ 3,32	0,051(NS)
	VSL (μ m/s)	20,76 $\pm$ 6,10	27,77 $\pm$ 3,11	0,05(NS)
	STR (%)	48,97 $\pm$ 12,73	55,90 $\pm$ 6,40	0,30(NS)
	LIN (%)	68,60 $\pm$ 8,97	72,63 $\pm$ 6,4	0,42(NS)
	WOB (%)	68,71 $\pm$ 5,52	66,80 $\pm$ 12,09	0,73(NS)
	ALH (μ m)	2,05 $\pm$ 0,34	2,32 $\pm$ 0,30	0,2(NS)
	BCF (Hz)	4,91 $\pm$ 1,42	4,77 $\pm$ 0,27	0,83(NS)

(PI : pièce intermédiaire ; GC : gouttelette cytoplasmique)

3.3.1. Libido (Ardeur sexuelle)

Durant notre expérimentation et selon l'analyse statistique que nous avons effectué, la libido varie de façon non significative $P=0,85$ entre les sujets puberts et les adultes ($12,90 \pm 8,16$ et $13,87 \pm 8,65$ respectivement) ($p > 0,05$) (Tableau 7 et figure 27).

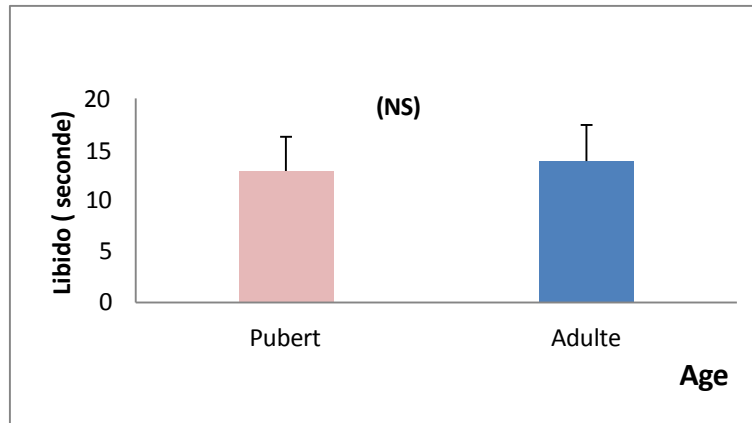


Figure 27 : Libido des lapins selon l'âge.

3.3.2. Caractéristiques de la semence

3.3.2.1. Evaluation macroscopique de la semence

- Volume sans gel

Les résultats concernant l'évaluation du volume moyen du sperme sans gel dans les conditions de cette étude sont présentés dans le tableau 7 et la figure 28. L'analyse statistique ne révèle pas de différence significative pour le volume de l'éjaculat sans gel entre les sujets puberts et adultes car $P > 0,05$ ($P = 0,09$).

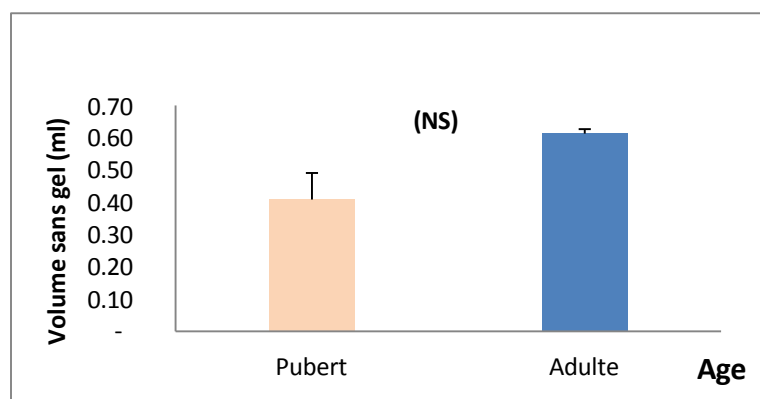


Figure 28 : Volume moyen sans gel de la semence en fonction de l'âge.

- **Couleur**

Durant notre expérimentation nous avons noté une couleur blanche laiteuse avec un score moyen de 1,9 pour la majorité des prélèvements de semences des lapins puberts et adultes (Figure 29). Ces résultats montrent qu'il n'existe aucune différence significative entre les deux catégories d'âges ($p > 0,05$).

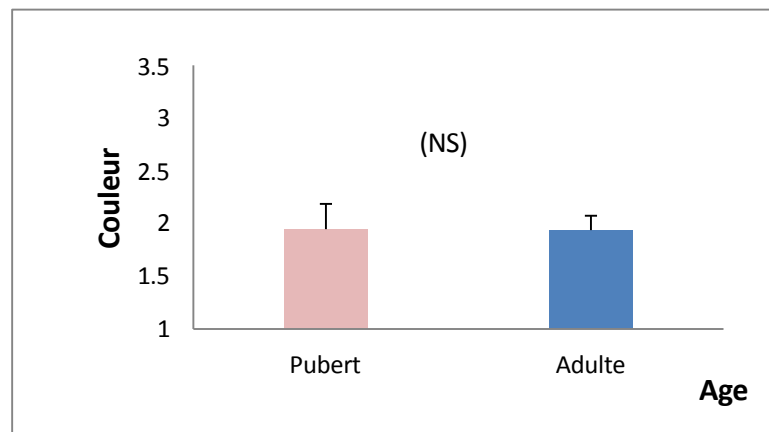


Figure 29 : Couleur de la semence en fonction de l'âge.

- **pH**

Dans les conditions de cette étude, l'évaluation du pH moyen en fonction des deux catégories d'âges (Puberts : 7,26, adultes : 7,34) ne montrent aucune différence significative au seuil ($P > 0,05$) (Tableau 7 et figure 30).

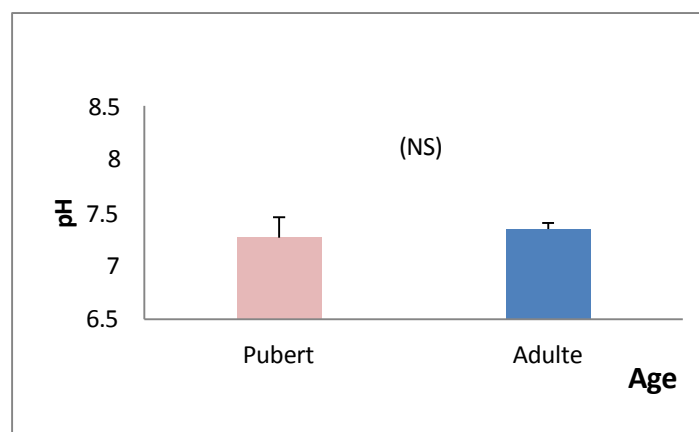


Figure 30 : pH de la semence selon l'âge.

3.3.2.2. Évaluation microscopique de la semence

- **Concentration**

L'effet de l'âge sur la concentration moyenne des spermatozoïdes dans la semence est présenté dans le tableau 7 et la figure 31. Les lapins puberts ont présenté des valeurs de concentration en spermatozoïdes de $229,614 \pm 133,8$ ($\times 10^6/\text{ml}$), comparé aux adultes qui étaient de $225,706 \pm 104,70$ ($\times 10^6/\text{ml}$). Cependant, l'analyse statistique n'a montré aucune différence significative ($P > 0,05$).

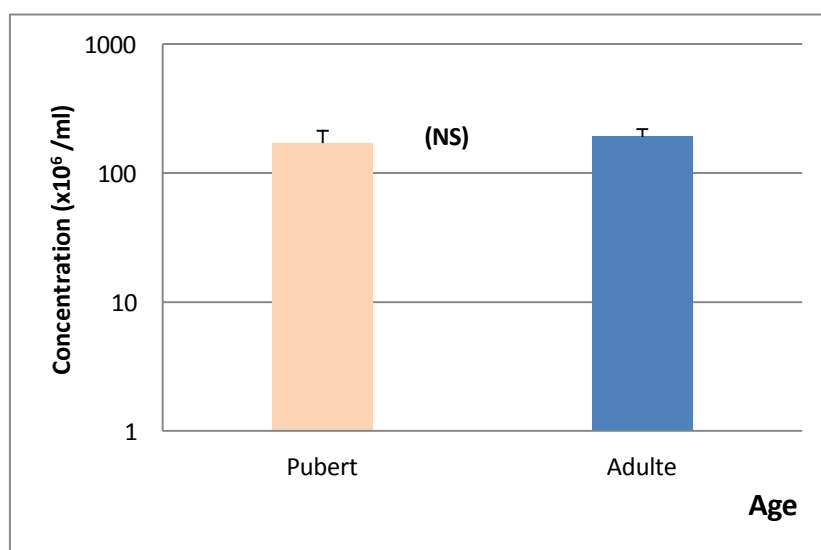


Figure 31 : Concentration de la semence selon l'âge.

- **Vitalité**

Le taux moyen des spermatozoïdes vivants selon l'âge est illustré dans le tableau 32 et la figure 7. L'analyse statistique a montré une différence significative entre les lapins puberts et adultes ($P < 0,05$), ($p = 0,006$).

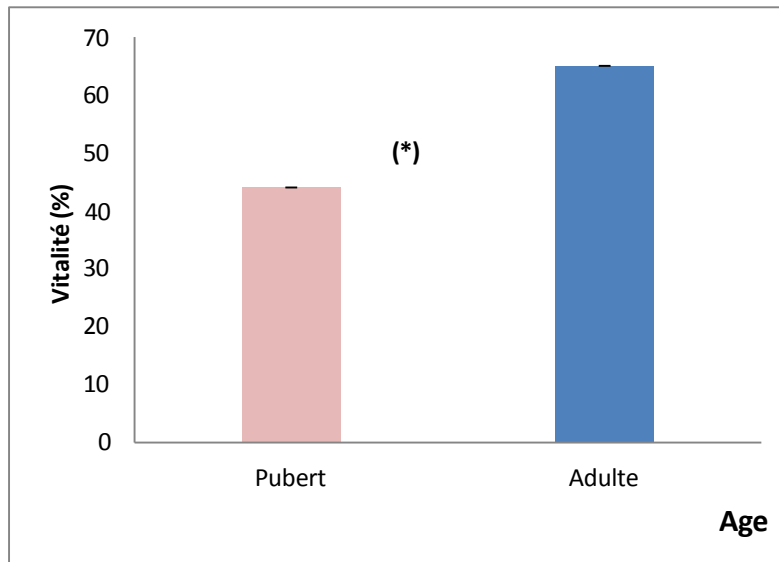


Figure 32 : Vitalité de la semence des lapins puberts et adultes

- **Anomalies morphologiques**

Dans notre étude, les lapins pubert et adultes ont montré une différence non significative par rapport aux nombre totale des anomalies morphologiques avec un P value = 0,46 (**p>0,05**), marqués au niveau de la tête ($p=0,86$), pièce intermédiaire ($p=0,15$), la gouttelette cytoplasmique ($p=0,71$) et la queue ($p= 0,42$). Les valeurs moyennes des anomalies morphologiques sont illustrées dans le tableau 7 et les figures (33, 34, 35, 36 et 37).

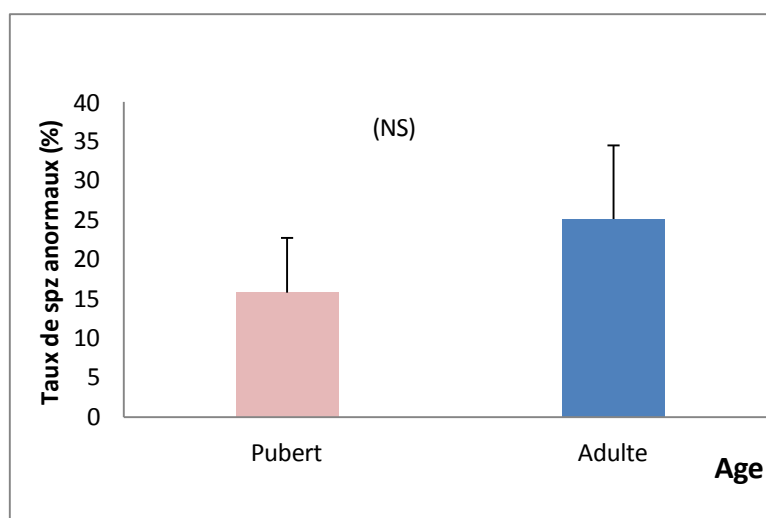


Figure 33 : Taux des spermatozoïdes anormaux selon l'âge.

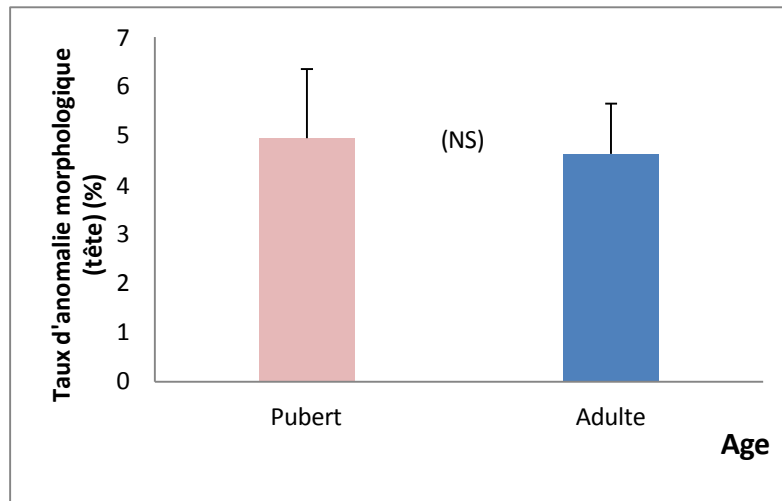


Figure 34 : Taux d'anomalies de la tête des spermatozoïdes selon l'âge.

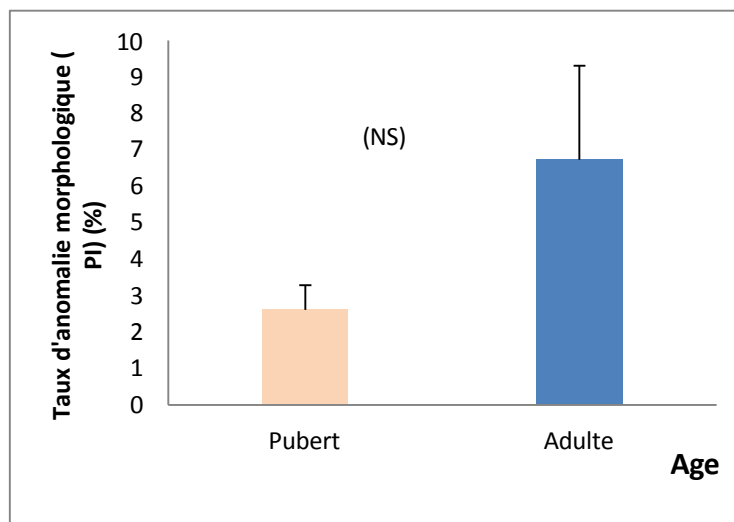


Figure 35 : Taux d'anomalies de la pièce intermédiaire des spermatozoïdes selon l'âge.

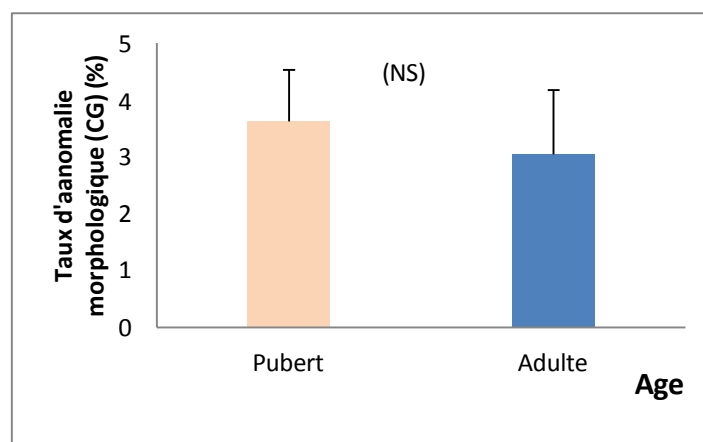


Figure 36 : Taux d'anomalies de la gouttelette cytoplasmique selon l'âge.

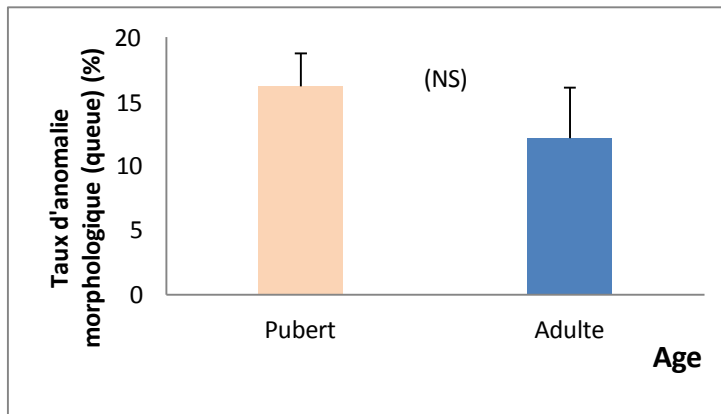


Figure 37 : Taux d'anomalies de la queue des spermatozoïdes selon l'âge.

- **Motilité massale et individuelle**

La motilité massale et individuelle moyennes mesurées chez les lapins de la souche synthétique sont présentées dans le tableau 7 et la figure 38. Les motilités enregistrées ont montré une différence non significative ($P= 0,051$) pour les lapins puberts et significative ($P< 0,05$) pour les sujets adultes avec un $P=0,003$.

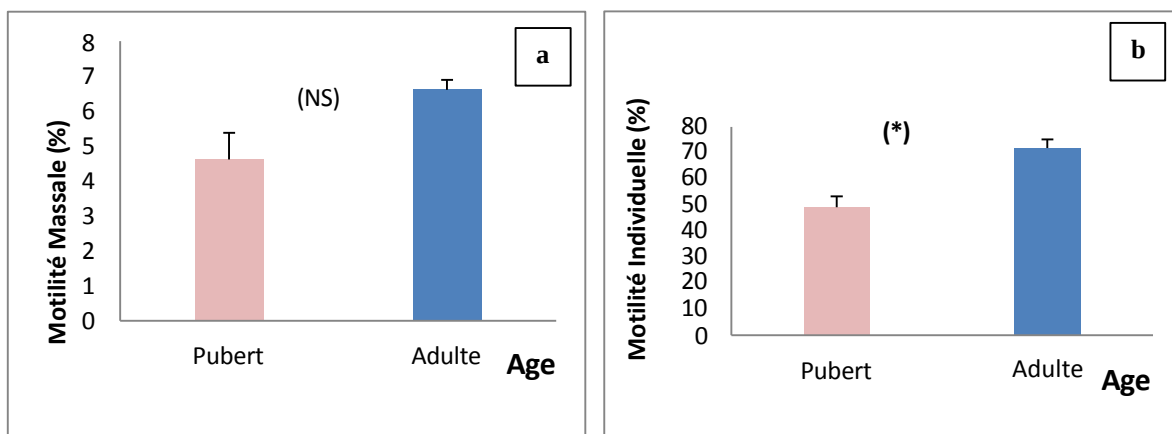


Figure 38 : Taux de la motilité massale (a) et individuelle (b) selon l'âge.

- **Motilité progressive**

Durant notre expérimentation, les lapins puberts et adultes ont montré une différence significative en ce qui concerne la progressivité des spermatozoïdes, avec un **P-value = 0,004** ($p < 0,05$). Les valeurs moyennes de ces derniers sont illustrées dans le tableau 7 et la Figure 39.

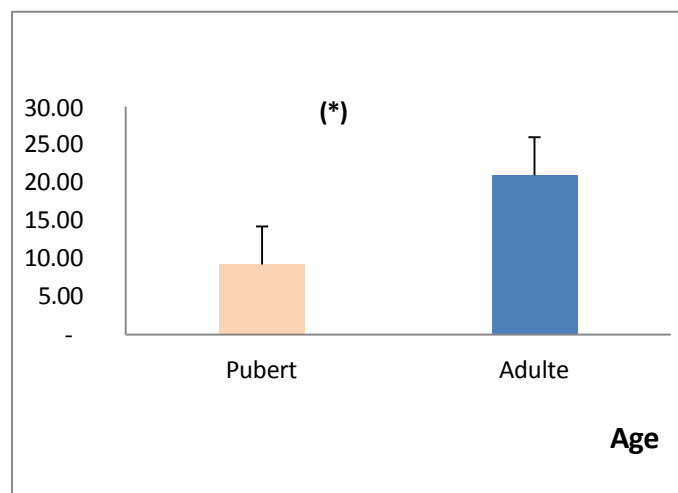


Figure 39 : Taux de progressivité des lapins selon l'âge.

- **Paramètres cinétiques spermatiques**

Concernant les paramètres cinétiques des spermatozoïdes évalués par le système CASA, nous avons enregistré une différence non significative ($p > 0,05$) pour la tous des paramètres cinétiques. Les moyennes mesurées sont présentées dans le tableau 7 et la figure 40.

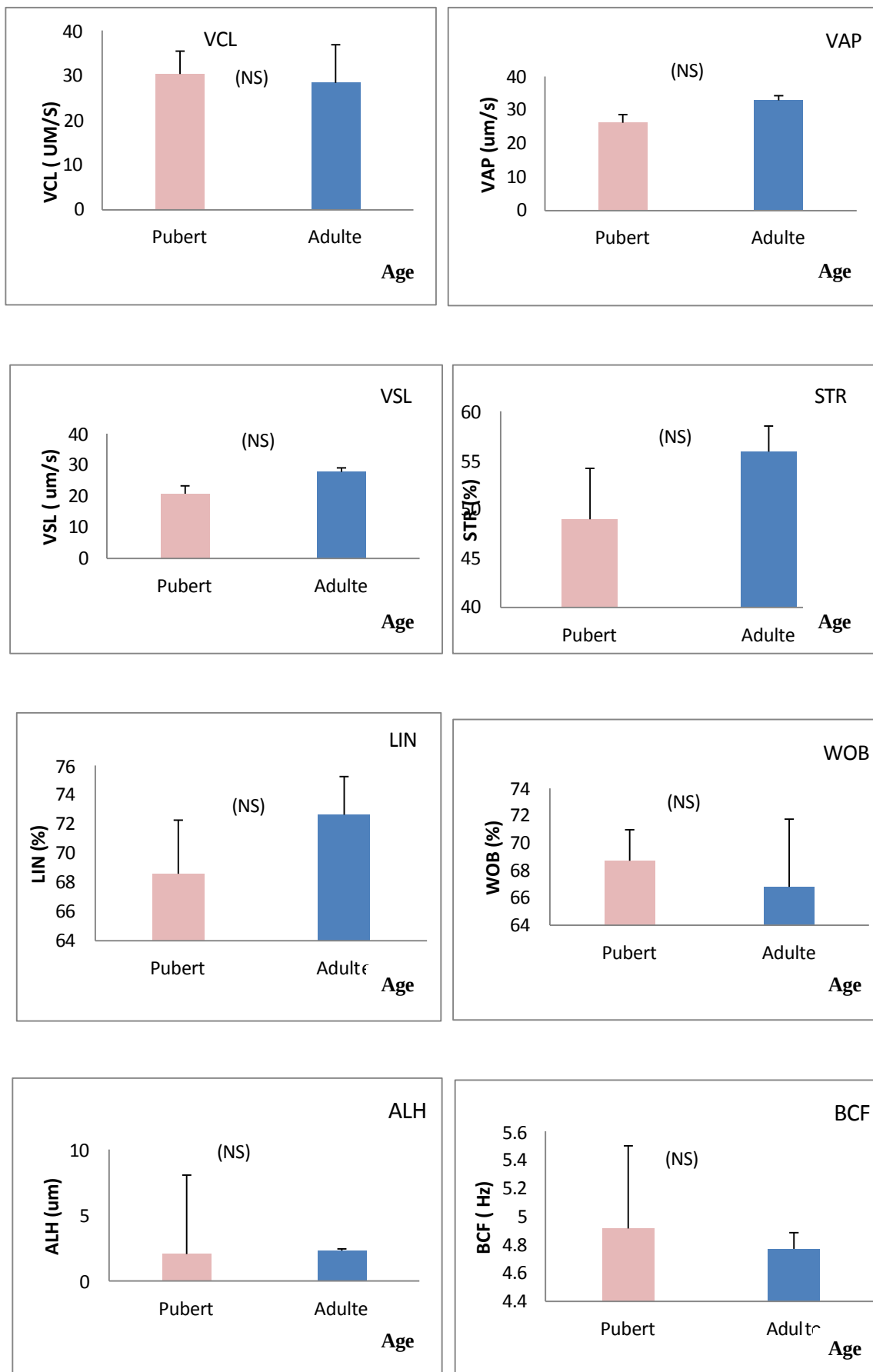


Figure 40 : Taux des paramètres cinétiques de la semence des lapins selon l'âge.

3.4. Dosage de la testostéronémie

Les valeurs moyennes du taux plasmatique de la testostérone enregistrées chez la souche synthétique durant cette partie expérimentale sont rapportées dans le tableau 8 et la figure 41.

Tableau 8 : Testostéronémie chez les lapins mâle selon l'âges (moyenne $\pm$ erreur standard).

	Puberts	Adultes	P-value
Testostéronémie (ng/mL)	0,77 $\pm$ 1,2	0,24 $\pm$ 0,21	0,42

Les profils hormonaux de la testostérone du plasma sanguin de nos lapins ont montré qu'il n'y avait pas de différences significatives ($P > 0,05$) entre les lapins puberts et adultes, où la valeur moyenne globale était (0,77 $\pm$ 1,2 ng/mL) et (0,24 $\pm$ 0,21 ng/mL) respectivement pour les deux catégories d'âges.

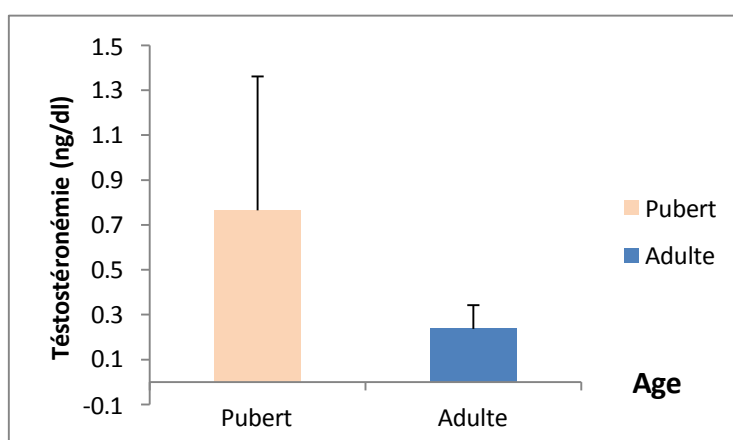


Figure 41 : Taux de la testostéronémie selon l'âge.

4. Discussion

4.1. Effet de l'âge sur le poids corporel

Dans nos conditions expérimentales, les données collectées indiquent que l'âge n'a pas d'impact significatif sur le poids des lapins des deux catégories d'âges.

4.2. Taux de récoltes utiles

Nous avons noté que le nombre d'éjaculats collectés sur les mâles puberts et adultes est de 38 et 32 respectivement sur 48 sollicitations pour chaque groupe d'âge. Le taux de réponse positive aux sollicitations est de 79,16% pour les lapins puberts et 66,66% pour les adultes, avec un écart moyen de 12,5% entre les deux groupes de lapins, cela désigne que les lapins puberts ont un taux de réponse légèrement supérieur par rapport aux lapins adultes.

Le taux des éjaculats récoltés et analysés chez les lapins puberts (86,84%) est similaire à celui noté chez les adultes (87,5%), avec un écart moyen de 0,66%. **Ain Baziz et al. (2012)**, ont obtenu un taux d'éjaculat de 100% par rapport aux nombres de sollicitations et 96% pour les éjaculats analysés chez les lapins adultes.

Nous avons constaté qu'un volume inférieur à 0,2 ml de la semence est la cause principale du rejet des éjaculats chez les lapins. Cependant, **Boulbina, (2011)**, rapporte que la cause d'élimination des éjaculats est la présence d'urine dans la semence et elle a constaté l'absence de la souillure de cette dernière par le sang.

En revanche, Nous avons constaté l'absence de gel dans tous les éjaculats collectés, dans nos conditions expérimentales, chez les lapins puberts et adultes. Bien que le gel soit commun à la semence du lapin, aucune fonction n'a été trouvée du gel à part la prévention de la perte de spermatozoïdes rétrogradé chez les rongeurs en fermant l'hymen vaginal lors de la saillie (**Mukherjee et al., 1951**).

4.2.1. Évaluation de la libido et les caractéristiques de la semence

4.2.1.1. Libido

Dans notre étude, nous avons observé une libido moyenne de 12,90 seconds pour les lapins puberts et de 13,87 secondes pour les adultes. Ces résultats présentent une différence significative entre les lapins puberts et adultes ($p>0,05$). Ces valeurs de libido entrent dans l'intervalle de Variation (entre 5 et 3000 secondes) par **Alvarino (1993)**. Nos résultats de libido sont supérieurs à ceux rapportés par **Ain Baziz et al. (1912)** (7,2 s) et similaire à ceux enregistrés par **Rodriguez-De Lara et al. (2010)**, chez le lapin blanc de Nouvelle Zélande (13,0 s).

4.2.1.2. Caractéristiques de la semence

4.2.1.2.1. Évaluation macroscopique de la semence

- **Couleur**

Dans notre étude, nous avons noté que la majorité des échantillons de sperme provenant des deux groupes d'âges présentaient une couleur blanche laiteuse. Toutefois, **Roca et al. (1993)**, ont constaté une semence crémeuse. Selon **Alvarino (1993)**, la couleur est un indicateur de la qualité de sperme. **Roca et al. (1993)**, ont rapporté une corrélation positive entre la couleur et la concentration spermatique.

- **Volume sans gel**

Dans notre étude, le volume moyen de sperme sans gel pour les lapins puberts est de 0,47 ml, ce qui se situe dans la norme établie entre 0,3 et 0,9 ml. Cela annonce que cette semence est conforme à la norme standard. La semence des lapins adultes est légèrement élevée avec un volume moyen de 0,76 ml qui est aussi conforme à la norme. La comparaison statistique entre les deux groupes d'âges montre une différence non significative ($p>0,05$) suggérant que les deux groupes ne diffèrent pas de manière importante en termes de volume de semence sans gel.

Nos résultats sont similaires à ceux rapportés par **Theau-Clément et al. (2009)**, chez les lapins jeunes (0,49ml). Cependant, nos résultats sont inférieures à ceux rapportés par **Ain-Baziz et al. (2012)** chez les lapins adultes de population locale (0,86ml) et à ceux rapportés

par **Safaa et al. (2008a)** chez les lapins blancs de Nouvelle-Zélande adultes (A line : 1,04, B Line : 1,02ml) ainsi que de ceux rapportés par **Safaa et al. (2008b)** chez les lapins pubert (Black Baladi : 0,70ml).

La variation du volume d'éjaculat peut être due à des variations de l'activité des glandes sexuelles accessoires en réponse à l'hormone testostérone (**El-Masry, (1994) ; El-Kamash, (2000)**). Le volume, donc à priori la sécrétion de plasma séminal, augmenterait entre la 20^{ème} et la 33^{ème} semaine (**Garcia-Tomas et al., 2009**) et peut aller jusqu'à l'âge de 12 mois (**Lebas, 2009**).

- **pH**

Dans nos conditions expérimentales, le pH du sperme prélevé chez les lapins jeunes de souche synthétique a été de 7,26, et celui des lapins adultes a été de 7,34. Nos résultats sont conformes à la norme, qui est d'environ 7,1. Concernant le pH de sperme, aucune différence significative ($p > 0,05$) n'a été observée entre les deux groupes de lapins. Des résultats proches ont été rapportés par Mathur et al. (1989) avec un pH = 7,23 et par **Ain-Baziz et al. (2012)** chez les lapins adultes de population locale (pH= 7,3). Cependant, **Theau-Clément et al. (2009)**, ont enregistré un pH de 6,87 chez les sujets jeunes et un pH de 6,95 chez les lapins adultes. D'après **Abd El-Ghaffar (1992)**, le pH sert d'indicateur pour évaluer le fonctionnement normal des glandes accessoires et la capacité de survie de spermatozoïdes.

4.2.1.2.2. Évaluation microscopique de la semence

- **Concentration**

La concentration moyenne enregistrée était de $229,614 \times 10^6/\text{ml}$ pour les lapins jeunes contre $225,706 \times 10^6/\text{ml}$ pour les lapins adultes qui sont conformes à la norme ($200-600 \times 10^6/\text{ml}$). Ces résultats montrent une différence non significative ($p > 0,05$) entre les deux groupes d'âges. Nos résultats de la souche synthétique sont similaires à ceux rapporté par Safaa et al. (2008a), qui ont enregistré une concentration de $232 \times 10^6/\text{ml}$ et $220 \times 10^6/\text{ml}$, respectivement chez les lapins adultes blancs de Nouvelle-Zélande (A Line et B Line). Cependant, **Safaa et al. (2008b)**, ont rapporté une concentration plus élevée chez les lapins jeunes du Black Baladi ($512.8 \times 10^6/\text{ml}$). **Theau-Clément et al. (2009)**, ont enregistré des

concentrations supérieures (jeunes : $557 \times 10^6/\text{ml}$ et adultes : $673 \times 10^6/\text{ml}$). La concentration spermatique par éjaculat pourrait être donc un meilleur indicateur sur la production des spermatozoïdes (**El-Tohamy et al., 2012**).

- **Vitalité**

Dans notre étude, le taux de viabilité enregistré est de 44% chez les lapins jeunes et de 65% chez les lapins adultes. L'étude statistique montre une différence significative entre les deux groupes de lapins ($p < 0,05$). Les résultats de la viabilité de la semence enregistrés chez les lapins blancs de Nouvelle-Zélande Adultes de la ligné A et rapportés par **Safaa et al. (2008a)** (65,5%), sont identiques à ceux de nos lapins adultes de la souche synthétique. Cependant, ceux rapportés par **Safaa et al. (2008b)** (86,08%) chez les lapins jeunes de Black Baladi et ceux d'**Ain Baziz et al. (2012)** (80,0%) chez les lapins adultes de la population locale sont supérieurs à nos résultats enregistré chez les lapins de la souche synthétique.

- **Anomalies morphologiques**

La morphologie des spermatozoïdes est un paramètre important dans le processus de fécondation. Il est important de noter que la présence d'un grand nombre de spermatozoïdes anormaux dans le sperme semble diminuer sa fertilité (**Swan et al., 2005**). Dans notre étude, nous avons noté que le taux d'anomalies totales enregistré dans la semence des lapins puberts était de 15,81%, plus bas que ceux des lapins adultes de 25,16%. Cependant, aucune différence significative n'a été observée ($p > 0,05$). Concernant les anomalies spécifiques, les anomalies de la queue étaient les plus fréquentes, avec un taux de 16,17% pour les lapins puberts et 12,5% pour les lapins adultes de la souche synthétique. Nos résultats sont proches de ceux rapportés par **Safaa et al. (2008a)**, qui ont rapporté un taux d'anomalies de 20,7 % pour les lapins Line A et 18,4% pour les lapins Line B des lapins Blancs de Nouvelle Zélande. Les taux d'anomalies des lapins puberts sont proches de ceux rapportés par **Safaa et al. (2008b)**, qui ont enregistré un taux de 11,63% chez les lapins Black Baladi et 14,04% pour les lapins blancs de Nouvelle Zélande. En plus, **Ain Baziz et al. (2012)**, ont rapporté un taux d'anomalies de 15,08% chez les lapins adultes de population locale qui est similaire à nos résultats.

- **Motilité massale et individuelle**

Durant notre étude, la motilité massale enregistrée avait un score de 4,62 pour les lapins puberts et de 6,61 pour les lapins adultes. Cependant, la différence est non significative ($p > 0,05$). Concernant la motilité individuelle, nous avons observé des taux de 49,13 % pour les lapins jeune et de 71,9% pour les lapins adultes. Ces résultats ont montré une différence significative ($p = 0,003$) entre les deux groupes. Le taux de motilité massale et individuelle est identique à celui rapporté par **Theau-Clément et al. (2009)**, qui ont trouvé une motilité massale moyenne de 5 chez les lapins jeunes et les adultes et une motilité individuelle moyenne de 70% pour les deux groupes de lapins. **Safaa et al. (2008a)**, ont rapporté une motilité individuelle de 65,4% pour la Line A et 67,5% pour la Line B des lapins adultes Blanc de nouvelle Zélande. Les variations de la motilité des spermatozoïdes peuvent être liées à des fluctuations de l'activité de la glande pituitaire, ce qui peut influencer la sécrétion de l'hormone LH et, par conséquent, la production de testostérone par les cellules de Leydig dans les testicules (**Safaa et al, 2008 a**).

- **Progressivité**

Pour la motilité progressive, nous avons observé que les lapins puberts présentés un taux élevé de 7,71 %, contre 23,43 % pour les lapins adultes. L'analyse comparative révèle une différence significative entre les deux groupes de lapins ($p < 0,05$). Cependant, nos résultats sont inférieurs à ceux rapportés par **Mathur et al. (1989)**, pour les lapins adultes, qui ont trouvé un taux de motilité progressive de 68,92 %.

- **Paramètres cinétiques spermatiques**

En ce qui concerne les paramètres cinétiques spermatique tels que VCL, VAP, VSL, STR, LIN, WOB, ALH et BCF, nous avons observé une différence non significative entre les deux groupes d'âges ($p > 0,05$). Les valeurs enregistrées étaient de (30,30 ; 26,23 ; 20,76 ; 48,97 ; 68,59 ; 68,71 ; 2,05 ; 4,91) pour les lapins puberts et de (28,30 ; 32,90 ; 27,76 ; 55,89 ; 72,63 ; 60,80 ; 2,32 ; 4,77) pour les lapins adultes, respectivement. Les lapins adultes de la souche synthétique ont montré des meilleurs résultats pour la majorité des paramètres cinétiques. Les résultats de notre étude sont supérieurs à ceux rapporté par **Safaa et al. (2008a)** pour tous les paramètres.

4.2.2. Dosage de la testostérone

L'analyse du taux de la testostérone, nous a permis d'enregistrer une valeur moyenne de 0,77 ng/mL pour les lapins puberts et 0,24 ng/mL pour les lapins adultes. Ces résultats montrent un avantage pour les lapins puberts. Avec une différence non significative entre les deux catégories d'âges ($p > 0,05$). Toutefois, les résultats de nos analyses sont inférieurs à ceux enregistrés par **Okab (2007)**, chez la Nouvelle Zélande blanche (0,845 ng/ml).

CONCLUSION

À la fin de notre expérimentation, visant sur l'étude comparative du comportement sexuel et les caractéristiques macroscopiques et microscopiques de la semence ainsi que sur le taux de la testostérone chez les lapins de la souche synthétique entre les lapins pubert et adultes, nous pouvons conclure que :

Le taux d'éjaculats collectés lors de l'expérimentation était plus élevé chez les lapins puberts. Alors que ceux qui ont été analysés, provenaient des lapins adultes.

Les caractéristiques macroscopiques de la semence (couleur, pH et volume) étaient similaires chez les lapins des deux catégories d'âges. En ce qui concerne les caractéristiques microscopiques, nous avons observé une différence minime en termes de motilité individuelle et progressive ainsi que la vitalité entre les deux groupes de lapins. Cependant, tous les paramètres cinétiques de la semence ont montré des vitesses similaires pour les deux groupes d'âges. De même, le taux d'anomalies morphologiques des spermatozoïdes, la motilité massale ainsi que le taux de la testostérone étaient similaire entre les lapins des deux catégories d'âges.

Ce travail constitue une étude préliminaire visant à caractériser la qualité de la semence chez les lapins de la souche synthétique entre les puberts et les adultes. Nos conclusions ont identifié plusieurs axes de recherche nécessitant le développement de paramètres importants :

Une étude approfondie de la semence en utilisant le système CASA, en prenant en compte l'effet de l'âge sur le comportement et la qualité de la semence de lapins d'autres races.

Il serait intéressant d'élargir cette étude en comparant les performances de reproduction du lapin mâle de la souche synthétique dans les mêmes conditions avec ceux d'un groupe d'âge plus jeune (croissance) et plus âgés.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

Abd El-Ghaffar, A. E. Some studies on the artificial insemination in rabbits. Ph.D. Thesis, Faculty of Veterinary Medicine, Zagazig University, Benha Branch, Egypt. 1992.

Ain-Baziz, H., Boulbina, I., Ilès, I., Belabbas, R., Zenia, S., & Temim, S., 2012. Influence of environmental temperature and relative humidity on semen characteristics in male rabbit (*Oryctolagus cuniculus*) of local Algerian population. In Proceedings of the 10th World Rabbit Congress (pp. 3-6).

Alvarino, J. M. R., Ubilla, E., Rebollar, P. G., Pazo, D. & Esquifino, A. 2000. Effects of doe_litter separation on endocrinological and productivity variables in lactating rabbits. *Livestock Science*, p 67, 67_74

Alvarino, M.R. Control de la reproduction en el conejo. 1er éd., IRYDA, Mundi- Prensa. 1993 ;137p.

Alvarino, M.R. Control de la reproduction en el conejo. 1er éd., IRYDA, Mundi- Prensa. 1993 ;137p.

Amann, R.P., Lambiase, J.R., J.T. "The Male Rabbit: I. Changes in semen characteristics and sperm output between puberty and one year of age". *J. Reproduction and Fertility*. (1967), 14: 329-332.

Arencibia Arrebola, D.F., Et Rosario Fernandez, L.A. Consideraciones practicas acerca de la calidad Del semen de conejos aplicado en estudios de toxicologia de la fertilidad. *Redvet revista electronica Veterinaria*. 2009 ;8 (10): 1-18.

Arriola, J. & Foote R. H. 2001 Accessory sperm as an indication of fertilizing ability of rabbit spermatozoa frozen in egg yolk acetamide with detergent. *Journal of Andrology* p 22, 458, 463

Baril G., Chemineau P., Cognie Y., Guérin Y., Leboeuf B., Orgeur P., Vallet J-C., 1993. Manuel de formation pour l'insémination artificielle.

Barone R, 1984. Anatomie comparée des Mammifères domestiques : Tome 3 : Splanchnologie1 : Appareils digestif et respiratoire.- Paris : Vigot.- 896p).

Barone R, Simoens P. Anatomie comparée des mammifères domestiques-tome 4: Splanchnologie II/appareil uro-génital, fœtus et ses annexes, péritoine et topographie abdominale. Paris : Edition VIGOT. 2001. 896 p.

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

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

Bedford, J.M., "Effects of duct ligation on the fertilizing ability of spermatozoa in the epididymis of the rabbit". J. of Exp. Zoo. (1967), 163: 271-281.

Bencheikh N., 1993. Production de sperme et fertilité du mâle *Oryctolagus cuniculus* . Effets de la fréquence de récolte et du type génétique. Thèse Doctorat Institut National Polytechnique de Toulouse, 142 p.

Boulbina, I., « Caractérisation de la semence du lapin de population locale (*Oryctolagus cuniculus*) ». Thèse de magistère, Ecole Supérieure Vétérinaire d'Alger (2011).

Bousseau S, 1994. Technique, récolte et conservation du sperme In : Journée de l'AERA, Ecole nationale vétérinaire, 20 janvier 1994.94p. Edition : Association pour l'étude de la reproduction animale, Maisons-Alfort.

Bousseau, S., "Technique, récolte et conservation du sperme" In : Journée de l'AERA, Ecole nationale vétérinaire,. Edition : Association pour l'étude de la reproduction animale, Maisons-Alfort. 20 janvier (1994).

Boussit D., "Reproduction et insémination artificielle en Cuniculture. Association Française de Cuniculture",Ed. Lemp des France (1989), 234 p.

Campos, A.C.N., Gadelha, C.R.F., Guerreiro, M.E.F., Pereira, E.S., Lima, I.C.S., Linard, M.A.B., Meneses, H.M., Castelo-Branco, K.F., and Estevam, F.N.L., "Male Rabbit Reproductive. Physiology". Standard Research Journal of Agricultural Sciences Vol 2(8), (2014).120-128.

Castellini C., Besenfelder U., Pizzi F., Theau-Clément M., Vicente J., Renieri T., 2006. Developments in the investigation of rabbit semen and buck management. In: Recent advances in rabbit sciences. Edité par Maertens L. EtCoudert P., p. 53-67.

Castellini , C , Lattaioli , P , Dal Bosco , A , Minelli , A, Mugnai , C (2003). Oxidative status and semen characteristics of rabbit bucks as affected by dietary vitamin E ,Vitamin C and n-3 fatty acids .Reproduction Nutrition Developemnt p 43(1) ,91_103

Guillaume ,D , Chemineau ,P , Migaud ,M et al (2008) .Seasonality of reproduction in Mammals : Intimate Regulatory Mechanisms Reproduction in Domestic Animals p 43 (Suppl 2) , 40_47

Cheng, J. F. (1985). Endocrine regulation of reproduction in the male rabbit. Journal of reproduction and fertility, 75(4), 625-643.

Cooper, T.G., "Sperm maturation in the epididymis: a new look at an old problem". Asian J Androl; (2007), 9:533-9.

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

Deprés , E , Clément , M , Lorvelec , O et al (1994) . Influence de la durée d'éclairement sur les performances de reproduction de lapins nullipares élevées en Guadeloupe (French West Indies) . World Rabbit Science p 2 (2) ,53_60

Educagri, 2005. Reproduction des animaux d'élevage. Educagri editions, p : 40-42.

El-Kamash, H.A., Gabr, H.A., Bahgat, L.B., Zeidan,A.E.B. and Seleem,T.S.T., "Effects of intramuscular injection of gonadotropin-releasing hormone on semen characteristics of buck rabbits, under different seasons of the year". Inter. Conf. on Anim. Prod. and Health, 2-4 Sept., Giza, Egypt, (2000), 587-592.

El-Masry, K.A., Nasr, A.S., et Kamal, T.H., "Influences of season and dietary supplementation with sélénium and vitamin E or Zinc on some blood constituents and semen quality of New Zealand White rabbit males". World Rabbit Science, (1994), 2 (3): 79- 86.

El-Tohamy M.M., Kotp M.S., M.S., El-Nattat W.S. et Mohamed A.H.Semen Characteristics and Oxidative/Antioxidative Status in Semen and Serum of Male Rabbits Supplemented with Antioxidants during Heat Stress. Iranian Journal of Applied Animal Science. (2012) ;2(2), 175-183.

Fortun-Lamothe, L ; Theau-Clément, M ; Combes, S ; Allain, D ; Lebas, F., Le Normand, B., Gidenne, T., "Physiologie, In Gidenn, T : Le lapin de la biologie à l'élevage". Edition quae. (2015) P 33-76.

Frame, S.R, Hurtt, M.E, Green, J.W., "Testicular maturation in prepubertal New Zealand white rabbits". Veterinary Pathology. (1994) 31: 541- 545.

Fraser, K.W., "Reproductive biology of rabbits, *oryctolagus cuniculus* (L.), in Central Otago, New Zealand". New Zealand J. Ecology. (1988), 11: 79-88.

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

Harcourt-Brown, F., "Biological characteristics of the domestic rabbit (*Oryctolagus cuniculi*)". In: *Textbook of Rabbit Medicine*. Elsevier Science. (2002). 410p.

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

Lavara , R , Vicente , J , S , Baselga , M et al (2011) . Genetic parameter estimates for semen production traits and growth rate of a paternal rabbit line. *Journal of animal Breeding and Genetics* , p 128 (1) , 44 _51

Lebas F., "Quel génotype pour la production du lapin « bio ».cuniculture magazine", (2009), 36,5-8.

Lebas F., 2003. Cunicultures : la biologie de lapin-biologie du lapin, chapitre 7-1 rappels sur les hormones.

Lebas F., coll. 1996. Le lapin, élevage et pathologie. Edition FAO, Rome. 229p.

Lebas F., coll., 1994. Rappel de physiologie général de la reproduction. In : Journée de l'Aera, Ecole nationale vétérinaire d'Alfort, 20 janvier 1994. 94p. Edition : Association pour l'étude de la reproduction animale, Maisons-Alfort.

Lebas F., Fortun-Lamothe L., 1996. Effects of dietary energy level and origin (starch vs oil) on performance of rabbits does their litters: average situation after 4 weanings. 6 Th World Rabbit Congress, Toulouse, France, 9-12/07/1996, vol. 1, 217-222.

Lebas, 1996. Document Cuniculture : Biologie des lapins. Recherche INRA. [En ligne]. Accès internet : www.cuniculture.info/Docs/.../biologie-01.htm (page consulté le (1er janvier 2016)).

Lebas, F., Coudert, P., Rochambeau, H., Thébault, R.G., Rouvier, R., "Reproduction", 45-10, In: The Rabbit: Husbandry, Health and Production, FAO (1997).

Luangpraseuth-prosper, A. "Topaz1, un gène indispensable à la spermatogenèse". THESE pour obtenir le grade de docteur de l'Université d'Evry-Val-d'Essonne Spécialité Reproduction et Développement. (2015), 144p.

Macari, M., Machado, C.R., "Sexual maturity in rabbits defined by the physical and chemical characteristics of the semen". Laboratory Animals. (1978), 12: 37-39.

Rashwan , A A & Marai , I , F M (2000) . Mortality in young rabbits : A Review .world Rabbit science p 8 (3) ,111 _ 124

Mathur A.K., Srivastava R.S., Rawat' P.S., Kalra D.B. 1989.Seasonal Variation in the Semen Characters of Soviet Angora Rabbit Bucks. Animal Reproduction Science. 19(1989);293-298 Elsevier Science Publishers.

Mukherjee, D.P., Johari, M.P., Bhattacharya, P., "The gelatinous mass in rabbit semen". Nature (1951), 168: 422 – 423.

Najjar Ben Maatoug , A , Ben Said , S , Najjar , T , kalamounn , S , Ben Khalifa , N , Ben Aichae , E & Ben Mrad , M (2013). Short communication : Influence of vitamins C and E on sperm motility of rabbit bucks . World Rabbit Science p 21 (1) , 47 _52

Okab, A.B., "Semen characteristics and plasma testosterone of new-zealand male rabbits as affected by environmental temperatures". Slovak J Anim Sci., (2007), 40 (4):161-167.

Parapanov, R., et Vargas, J., "Spermatogenèse et perturbateurs endocriniens : étude sur la qualité du sperme en suisse", Fondation andrologie. Biologie. Endocrinologie, reproduction Faber, Suisse (2009).

Partyka, A., Nizański, W., Ochota, M. Methods of assessment of cryopreserved semen. In: Katkov II (ed) Current Frontiers in Cryobiology. In Tech Open Access Publisher, Rijeka, Croatia. 2012; pp 547-574.

Raphael , T , Theau –Climent , M (2000) Advances in rabbit reproduction management and welfare : a review , World Rabbit science , 8 (Suppl 1) 1_16 : lire en ligne

Roca T., Casas J., De Gracia J. Efecto de los factores ambientales sobre las características del semen de conejo. Boletín de cunicultura, N°70, noviembre-diciembre, 1993 ;4p.

Lebas , f , Coudert , P , de Rochambeau , H & Thébault , R (1996) . Le lapin : élevage et pathologie (production and Health Animals no , 19) Rome : FAO .227 p

Rodriguez-De Lara, R., Noguez-Estrada, J., Rangel-Santos, R., García-Muñiz, J.G., Martínez-Hernández, P. A., Fallas-López, M., & Maldonado-Siman, E. Controlled doe exposure as bio stimulation of buck rabbits. Animal reproduction Science. 2010 ;122(3-4), 270-275.

Rosenbaum M.D. 2010. Détermination du sexe chez les petits mammifères. LAFEBER VET. Safaa, H. M., Vicente, J. S., Lavara, R., et Viudes de Castro, M. P., Semen evaluation of two selected Lines of rabbit bucks. World Rabbit Science. 2008a ;16(3).

Safaa, H.M., Emarah, M.E., et Saleh, N.F.A., “Seasonal effects on semen quality in Black Baladi and White New Zealand rabbit bucks” .World Rabbit Science (2008), 16 : 13-20.

Skinner, J.D., “Puberty in the male rabbit”. Journal of Reproduction and Fertility”. (1967) 14: 151-154.

Swan, S.H., Main, K.M., Liu, F., Stewart, S.L, Kruse, R.L., Calafat, A.M., Mao, C.S., Redmon, J.B., TERNAND, C.L., Sullivan, S. et al. “Decrease in anogenital distance among male infants with prenatal phthalate exposure”. Environ Health Perspect, (2005);113:1056–1061.

Theau-Clement M, 1994. Rôle de l'état physiologique de la femelle au moment de la saillie sur la fécondité. In : Journée de l'AERA, Ecole nationale vétérinaire d'Alfort, 20 janvier 1994. 94p. Edition: Association pour l'étude de la reproduction animale, Maisons-Alfort.

Theau-Clement M., Sanchez A., Duzet R., Saleil G., Brun J.M., 2009. Etude de facteurs de variation de la production spermatique chez le lapin. 13ème Journée de la Recherche Cunicole, 17-18 novembre 2009, Le Mans (France), 4 p.

Theau _Climent (2005) .Reproduction et physiologie de la reproduction au 8^e Congrès Mondial de Cuniculture Présentée dans Cuniculture Magazine , vol 32 pages 38_48 le 10mars 2005

Theau-Clément, M., Guerin, J.F., Boisseau, N., & Roux, C. (2009). Effect of the age of rabbits at the first semen collection and of the frequency of collections on semen quality. *Animal Reproduction Science*, 113(1-2), 147-153.

Theau-Clement, M., Lattaioli P., Routan A. and Castellin, C., Reliability and accuracy of a computerized Semen image analyses to evaluate various biological parameters in rabbit semen. In proc: 6 the World rabbit congress, 9-19 July, 1996.Toulouse. France. 1996, vol.2, pp.139-146.

Theau-Climent, M (2000) Advances in biostimulation methods applied to rabbit reproduction

Communiqué présenté au 7^e Congrès Mondial de Cuniculture (Valence , Espagne) section reproduction , vol .A pages 61 _79

Van Praag E, 2002. Appareil reproducteur mâle du lapin et Orchidectomie(castration chirurgicale);[En ligne] Accès internet : http://www.medirabbit.com/FR/Skin.../Fusobacterium_fr.pdf (page consultée le 20.5.2016).

Verstegen J., Iguer-ouada M., Onclin k. Computer assisted semen analyses in andrology research and veterinary practice. *Theriogenology*. 2002; 57,149-179 p.

Welsch, U., "Précis D'histologie. Cytologie, Histologie, Anatomie Microscopique".- Tournai (Belgique):éd Médicales internationales. (2002), 260p.

Annexe

ANNEXE A

Matériel et réactifs utilisés dans la partie expérimentale

1. Matériel de collecte de la semence

- Plaque chauffante et le Cristallisoir (Figure 1) pour chauffer le vagin artificiel.
- Vagin artificiel et les Tubes gradués stériles (Figure 2), d'un volume de 15 ml au max, pour le prélèvement de la semence.



Figure 1 : Plaque chauffante et le cristallisoir. **Figure 2 :** Vagin artificiel et tube de collecte.

- Chronomètre.
- Serviette pour sécher le vagin artificiel avant chaque récolte (Figure 3).
- Bouteille isothermique qui servira à garder l'échantillon a une température ambiante de 37°C lors de son transport. (Figure 4).



Figure 3 : Serviette.

Figure 4 : Bouteille isothermique.

2. Matériel de laboratoire et instruments pour l'analyse de la semence

- Microscope optique, qui permet de grossir l'image d'un objet de petites dimensions.
- Le système CASA (Computer Analyser System Assisted) (Figure 5), le logiciel utilisé permet de quantifier plusieurs paramètres de motilité, vitalité et morphologie.
- Bain marie, pour la conservation de la semence à 37 °C (Figure 6).

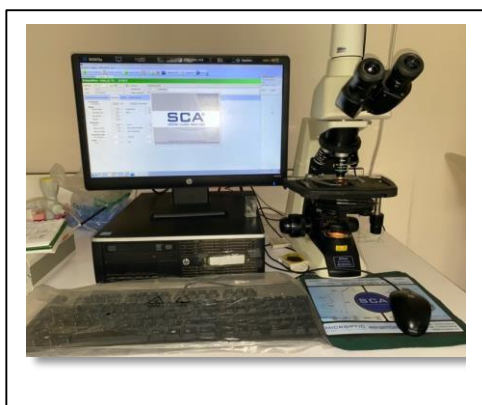


Figure 5 : Système CASA.



Figure 6 : Bain marie.

- Cellule de Thomas (Figure 7), qui est un hématimètre qui permet de compter le nombre de cellules en suspension dans une solution.

Pipettes pasteurs et micropipettes avec embouts à usage unique (embouts jaunes et bleus) pour les différents prélèvements (Figure 8).

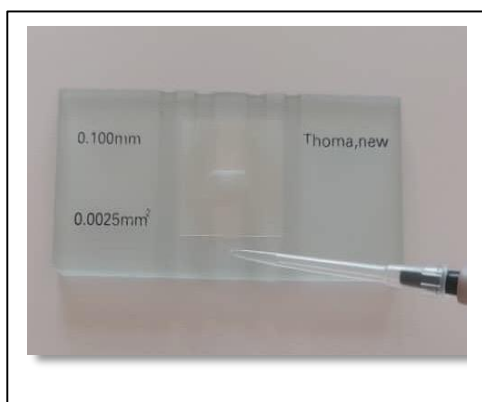


Figure 7 : Cellule de Thoma



Figure 8 : Micro-Pipettes.

- Tubes stériles en verre (5 ml) et tubes eppendorf (1,5ml) pour préparer les différents solutions (Figure 9).
- Lames, lamelles (Figure 10) pour les différentes observations microscopiques.
- Vortex pour l'homogénéisation des solutions (Figure 11).

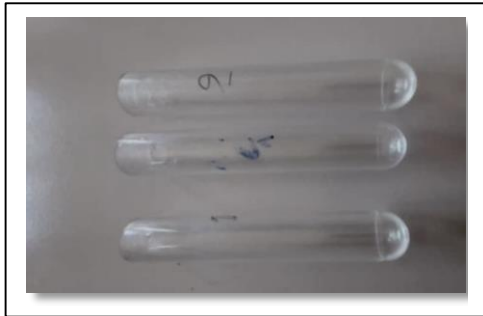


Figure 9 : Tubes stériles en verre.



Figure 10 : Lame et lamelles.



Figure 11 : Vortex.

3. Réactifs et solutions de l'analyse de la semence :

- Papier pH (Figure 12).
- Eosine et nigrosine pour la vitalité et la morphologie.
- Formole 10% (Figure 13) et sérum physiologique NaCl pour la concentration (Figure 14).



Figure 12 : Papier pH.



Figure 13 : Formole 10%.



Figure 14 : NaCl.

ANNEXE B

Table des marges d'erreur entre les deux grilles d'hémocytomètre « WHO semen manual, 1999 »

SUM	VALUE	SUM	VALUE	SUM	V
969-1000	61	376-395	38	59-66	15
938-968	60	357-375	37	52-58	14
907-937	59	338-356	36	44-51	13
876-906	58	319-337	35	38-43	12
846-875	57	301-318	34	32-37	11
817-845	56	284-300	33	27-31	10
788-816	55	267-283	32	22-26	9
760-787	54	251-266	31	17-21	8
732-759	53	235-250	30	13-16	7
704-731	52	219-234	29	10-12	6
678-703	51	206-218	28	7-9	5
651-677	50	190-205	27	5-6	4
625-650	49	176-189	26	3-4	3
600-624	48	163-175	25	2	2
576-599	47	150-162	24	1	1
551-575	46	138-149	23	0	0
528-550	45	126-137	22		
504-527	44	115-125	21		
482-503	43	105-114	20		
460-481	42	94-104	19		
438-459	41	85-93	18		
417-437	40	76-84	17		
396-416	39	67-75	16		

ANNEXE C

1. Technique de prélèvement sanguin

Technique de prélèvement sanguin chez le lapin est comme suit:

- Avant toute ponction veineuse, il est recommandé d'épiler ou de raser doucement la zone autour de la veine (la zone de prélèvement), afin désinfection avec l'alcool.
- Ensuite, la zone de l'oreille est massée où une source de chaleur est approchée afin de favoriser la dilatation de la veine, ce qui la rend plus visible et accessible. Par la suite, exerce une pression sur la base de l'oreille à l'aide d'un garrot. Ce qui permet de ralentir le flux sanguin et de faciliter le prélèvement.
- Ainsi, pour le dosage hormonal (testostérone), on utilise le tube héparine (contenant de l'héparine de lithium comme anticoagulant), qui doit être remplie avec le sang (5ml) à l'aide d'une aiguille qu'on insère avec précaution dans la veine (figure 1).
- Lorsque le tube est rempli, retirer délicatement l'aiguille, puis appliquer immédiatement une compresse de gaze stérile et sèche (non alcoolisée) sur la zone de prélèvement pendant 1min. Cette procédure vise à stopper le saignement et à prévenir la formation d'hématomes.
- Enfin, il faut vérifier l'absence de saignement avant de mettre les animaux (lapins) dans les cages, et surveiller leur santé avant qu'ils quittent le clapier pour assurer qu'ils n'ont subi aucune complication.



Figure 1 : Prélèvement du sang (photo personnelle)

Après le prélèvement du sang, les tubes sont centrifugés à 3000 tours par minute pendant 15 min (figure 2.a). Une fois la centrifugation terminée, le surnageant (plasma)

(Figure 2.b) est récupéré à l'aide d'une micropipette, et transféré dans un tube à eppendorf (figure 2.c), puis congelé rapidement pour assurer une conservation optimale.

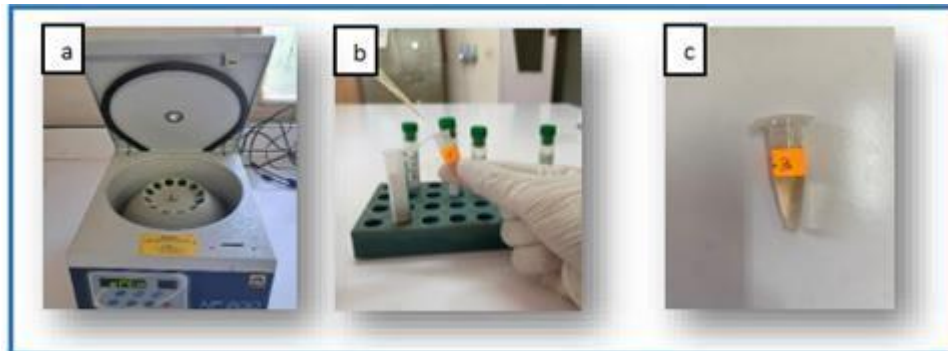


Figure 2 : Centrifugation du prélèvement sanguin (photo originale).

ANNEXE D

Principe du dosage par le mini VIDAS :

Le mini VIDAS est un appareil d'analyse immunologique automatisé compact qui utilise la méthode ELFA (Enzyme Linked Fluorescent Assay) combinant les techniques ELISA et IFA pour mesurer le taux de testostérone totale dans le sérum ou le plasma. L'appareil comporte 2 chambres (Figure 1), le marquage est enzymatique et la détection se fait par fluorescence (Elfa). Le cône VIDAS sert à la fois de support solide et de système de pipetage : il est recouvert d'un anticorps polyclonal contre la testostérone.



Figure 1 : Appareille VIDAS 3 (Photo originale)

RÉPUBLIQUE ALGÉRIENNE DÉMOCRATIQUE ET POPULAIRE
MINISTÈRE DE L'ENSEIGNEMENT SUPÉRIEUR ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE
UNIVERSITÉ SAAD DAHLEB DE BLIDA-1

FACULTÉ DES SCIENCES DE LA NATURE ET DE LA VIE

DÉPARTEMENT DE BIOLOGIE



PROJET DE FIN D'ÉTUDE MASTER
OPTION : BIOLOGIE ET PHYSIOLOGIE DE LA REPRODUCTION

TITRE :

Étude comparative des caractéristiques de la semence et du taux de
testostérone chez le lapin mâle de souche synthétique selon l'âge adulte et
l'âge pubère au printemps (Système CASA)

Présenté par :

Mlle BADIR HADJER

Jury de soutenance :

Soutenu le : 10/07/2025

Dr BESSAAD M A

MCA

SNV, Blida 1 Président

Dr BENAZOUZ F

MCA

ISV, Blida 1 Examinatrice

Dr TARZAALI. D

MCA

ISV, Blida 1 Promotrice

Année universitaire 2024- 2025