

République Algérienne Démocratique et Populaire

Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la

Recherche Scientifique

Université de Blida 1

Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie



Mémoire de fin d'étude

En vue d'obtention du diplôme de Master académique

Spécialité : Biologie et physiologie de la reproduction

Filière : Sciences biologiques

Domaine : Sciences de la Nature et de la Vie

Thème :

Evaluation de la qualité de la semence du lapin de souche synthétique en automne et au printemps avec le système CASA (Etude comparative).

Réalisé par :

M^{elle} HADJ SADOK Sara

et

M^{elle} KARA ALI Lina

Soutenu le : 10/07/2025

Devant le jury composé de :

Dr. YAHIA A

MCA

ISV, Blida 1

Président

Dr. DJOUAHRA N

MCB

SNV, Blida 1

Examinatrice

Dr. TARZAALI D

MCA

ISV, Blida 1

Promotrice

Année universitaire 2024 – 2025



Remerciements

Bismillah AL-Rahman AL-Rahim

Avant de remercier tous les présents et les absents, nous tenons à dire merci à Allah pour ce que nous avons accompli aujourd'hui, ce n'est que le début d'un succès et d'une nouvelle étape et d'une nouvelle vie.

Aujourd'hui, notre réussite est la vôtre.

*Nous remercions tout d'abord notre promotrice **Dr TARZAALI Dalila**, maître de conférences A à l'institut des sciences vétérinaires de l'université de Blida 1, pour la qualité de son encadrement exceptionnel, pour ses conseils, sa patience, et sa disponibilité durant notre préparation de ce mémoire.*

Nos vifs remerciements vont aux membres du jury

***Dr YAHIA Achour**, maître de conférences A à l'institut des sciences vétérinaires de l'université de Blida 1, nos plus sincères remerciements pour avoir accepté la présidence de jury.*

***Dr DJOUAHRA Nassima**, maître de conférences B à la faculté des Sciences de la Nature et de la Vie de l'université de Blida 1, d'avoir accepté d'examiner ce travail.*

*Nous adressons par la même occasion, nos remerciements au Professeur **BOUYOUCF Abd El Allah** Directeur du laboratoire et **Mme Bentoura Cihame** et **Mlle Kabir Wafa**, ingénieurs au laboratoire, pour nous avoir donné l'opportunité et l'honneur de réaliser notre partie expérimentale et leur grande patience à notre égard.*

Ce diplôme n'est pas seulement le fruit de nos efforts, mais aussi celui de tous ceux qui ont cru en nous. Recevez aujourd'hui toute notre respect et notre gratitude pour votre rôle fondamental dans notre réussite.

Merci, du fond du cœur.



Dédicace

À mes plus grands soutiens et sources d'inspiration, je dédie ce travail avec tout mon amour et ma reconnaissance infinie.

*À mon paradis, à la prunelle de mes yeux, à la source de ma joie et de mon bonheur, la première personne à avoir soutenu mes ambitions : **"ma très chère mère, Samira "**. Quoi que je fasse ou que je dise, je ne pourrai jamais te remercier à la hauteur de tout ce que tu m'as donné. Ton affection m'enveloppe, ta bienveillance me guide, et ta présence à mes côtés a toujours été ma source de force face aux obstacles de la vie.*

*À celui qui m'a permis de devenir la femme que je suis aujourd'hui, **"mon père bien-aimé, Said "**, ton soutien discret, ta sagesse et tes sacrifices silencieux m'ont permis d'avancer avec confiance et détermination. Merci pour ta foi en moi.*

*À **"mon cher frère Mouhamed "** ainsi qu'à **"ma chère sœur Ilhem "**, merci pour votre soutien constant, votre humour contagieux et votre présence réconfortante. Vous êtes ma source de joie et de bonheur.
Je suis fière de vous avoir dans ma vie. Je vous aime profondément.*

*À **"ma chère amie Anfel "**, ta présence dans ma vie est un cadeau précieux.
Tu as toujours su me faire sourire, me motiver et m'apaiser.
Merci pour ton amitié fidèle, ton soutien discret et ta lumière constante. Tu es bien plus qu'une amie : tu es une sœur de cœur*

*À **"mon amie Maroua "** et **"mon amie et binôme Sara "**, Sans à l'université, Sans de fous rires, de galères, de révision de dernière minute, de stress... mais surtout d'amitié vraie. Merci d'être toujours là, avec vos sourire, vos délires, et vos cœurs en or. Cette aventure n'aurait jamais eu la même saveur sans vous.*

À toutes les personnes que j'aime et qui m'aiment

KARA ALI Lina

Dédicace

Nous disons dit que le succès est le résultat de la persévérance est du travail acharné mais je dis que réussite est un mot qui résume mon parcours universitaire.

Aujourd'hui, j'ai réalisé un de mes rêves, après 5 années d'études, de fatigue et de souvenirs, j'allume la bougie de mon diplôme universitaire, hier j'étais étudiante, et aujourd'hui j'ai l'honneur de devenir diplômé de master de l'université de Blida 1.

Ma réussite aujourd'hui c'est grâce à dieu, le Miséricordieux de m'avoir donné le courage, la force, la santé et la persistance et de m'avoir permis de finaliser cette étude dans de meilleures conditions.

*Je dédie ce diplôme à mes chers parents, la première voix qui a cru en moi et qui a été ma force et mon modèle, à ma mère **BEN TAIBE Rokia** qui fus la premier à m'apprendre à écrire, et à lire, vous êtes la lumière de ma vie, merci pour vos prières et votre soutien.*

*À mon père **HADJ SADOK Khaled**, merci pour vos sacrifices silencieux, votre amour inconditionnel. Sans toi, rien de tout cela n'aurait été possible. Merci papa, merci maman, vous êtes mon pilier, mon repère et ma source d'inspiration. Qu'Allah vos protège et vous récompense pour tout ce que vous avez fait pour moi.*

*Je tien à adresser mes plus sincères remerciements à ma chère grande sœurs **Hanane**, tu as toujours été là pour moi, comme une seconde maman, merci pour ton amour, tes encouragements constants. Ton soutien m'a porté jusqu'à ce jour, ce diplôme est aussi le tien. Sans oublier ta fille **LARIS Djana**.*

*À mon frère **Yacine** et ma petite sœur **Imane**, votre présence dans ma vie est un vrai bonheur, merci d'avoir été ma source de joie.*

À mes chers amis, merci d'avoir été à mes côtés tout au long de ce parcours.

*Au final, quelle belle fin avec ma copine et mon binôme **KARA ALI Lina** et mon bras droit **ALEM Meroua**. Je vous remercie pour votre présence, vos fous rire et votre amitié sincère. Je suis fière de vous avoir dans ma vie, vous avez transformé ce parcours en un souvenir inoubliables, je vous garde dans mon cœur.*

Grace à vous ce rêve est devenu réalité, merci à tous.

HADJ SADOK, Sara

Résumé

la qualité de la semence mâle représente un facteur déterminant dans le succès de la reproduction, en particulier dans les systèmes utilisant l'insémination artificielle. Ce travail de mémoire a pour objectif, de faire une étude comparative entre la saison de l'automne et du printemps sur le comportement sexuel, les caractéristiques de la semence et le taux de la testostérone chez les lapins mâles de souches synthétiques élevés dans les mêmes conditions d'élevage. Au totale 06 lapins mâles de souche synthétique, adulte et de poids corporel moyen de $3,04 \pm 3,015\text{Kg}$, ont fait l'objet d'une expérimentation afin d'évaluer et de comparer la qualité spermatique, par le système CASA (Computer Analyser System Assisted), suivi d'un profile hormonal, notamment le taux de la testostérone entre deux saisons où ils ont été exposés aux conditions automnal (Temperature Humidity Index moyen : 22,25) et aux conditions printanières (Temperature Humidity Index moyen : 24,50). Les résultats de notre étude ont montré que les principales caractéristiques de la semence de lapin mâle, après une observation macroscopique (la couleur, le volume) et microscopique (la concentration, la vitalité, les anomalies morphologiques totales , la motilité massale, la motilité individuelle et la progressivité), n'ont présenté aucune différence significative ($p>0,05$) entre l'automne et le printemps, a l'exception du pH ($P<0,05$) et quelque anomalie morphologique (tête, pièce intermédiaire) qui ont montré une différence significatif ($0,01< p<0,05$), par contre, les anomalies de la gouttelette cytoplasmique montre une différence très significative ($p>0,01$). De plus, certains paramètres cinétiques tels que VAP, VSL, STR, VCL et BCF ont montré des réponses similaires et de même pour la libido et le taux de la testostérone ($p>0,05$). En conclusion, il n'y a pas une grande différence entre les caractéristiques du sperme et le taux de testostérone chez les lapins de la souche synthétique entre les deux saisons, indiquant la bonne résistance de cette souche aux changements thermiques et hygrométriques.

Mots clés : comportement sexuelle, semence, système CASA, testostérone, saison automne / printemps), lapin de la souche synthétique.

Abstract

The quality of male semen is a determining factor in reproductive success, particularly in systems using artificial insemination. The aim of our study was to compare sexual behavior, semen characteristics and testosterone levels in male rabbits of synthetic stock reared under the same conditions between the autumn and spring seasons. A total of 06 adult male rabbits of synthetic stock, with an average body weight of 3.04 ± 3.015 kg, were tested to evaluate and compare the sperm quality, using the CASA (Computer Analyser System Assisted) system, of synthetic stock followed by a hormonal profile, in particular testosterone levels between two seasons when they were exposed to autumn conditions (average THI index: 22.25) and spring conditions (average THI index: 24.50). The results of our study showed that the main characteristics of male rabbit semen, after macroscopic (color, volume) and microscopic (concentration, vitality, total morphological anomalies, mass motility, individual motility and progressiveness,) showed no significant difference ($p > 0.05$) between autumn and spring, with the exception of pH ($P < 0.05$) and some morphological anomalies (head, intermediate piece) which showed a significant difference ($0.01 < p < 0.05$), while cytoplasmic droplet anomalies showed a highly significant difference ($p > 0.01$). Furthermore, kinetic parameters such as VAP, VSL, STR, VCL and BCF showed similar responses, as did libido and testosterone levels ($p > 0.05$), but this ALH value showed a significant difference. In conclusion, there was no great difference between the characteristics of sperm and testosterone levels in rabbits of the synthetic strain between the two seasons, indicating the good resistance of this strain to thermal and hygrometric changes.

Key words: sexual behavior, semen, CASA system, testosterone, s e a s o n (fall/ spring), Rabbit of synthetic strain.

ملخص

تُعد جودة السائل المنوي للذكور عاملاً حاسماً في نجاح التكاثر، خاصةً في الأنظمة التي تستخدم التلقيح الاصطناعي. الهدف من هذه الأطروحة هو إجراء دراسة مقارنة بين فصلي الخريف والربيع على السلوك الجنسي وخصائص السائل المنوي ومستويات هرمون التستوستيرون في ذكور الأرناب من السلالات الاصطناعية التي تم تربيتها في نفس ظروف التربية. تم اختبار 06 من ذكور الأرناب البالغة من السلالات الاصطناعية، بمتوسط وزن جسم يبلغ 3.04 ± 3.015 كجم، لتقييم ومقارنة جودة الحيوانات المنوية باستخدام نظام التحليل الحاسوبي المساعد، متبوعاً بخصائص هرمونية، وخاصة مستويات هرمون التستوستيرون بين موسمين عندما تعرضت لظروف الخريف (متوسط مؤشر التستوستيرون: 22.25) وظروف الربيع (متوسط مؤشر التستوستيرون: 24.50). كشفت نتائج دراستنا أن الخصائص الرئيسية للسائل المنوي لذكور الأرناب، بعد الخصائص العيانية (اللون والحجم) والمجهريّة (التركيز، والحيوية، والشذوذ المورفولوجي، والحركة الكتلية) (بين الخريف و الربيع ، باستثناء الأس الهيدروجيني ($p > 0.05$) والحركة الفردية والتقدمية) لم تظهر أي فرق معنوي وبعض التشوهات المورفولوجية (الرأس، القطعة الوسيطة) التي أظهرت فرقاً معنوياً ($0.01 > (P < 0.05)$)، ومن ناحية أخرى، أظهرت التشوهات السيتوبلازمية في القطيرات السيتوبلازمية فرقاً معنوياً كبيراً ($p < 0.05$) استجابات (VAP, VSL, STR, VCL و BCF). بالإضافة إلى ذلك، أظهرت بعض الخصائص الحركية مثل $p > 0.01$ في الختام، لم يكن هناك فرق كبير بين ($p > 0.05$ ، مماثلة، وكذلك الرغبة الجنسية و مستويات هرمون التستوستيرون) خصائص الحيوانات المنوية ومستويات هرمون التستوستيرون في أرناب السلالة الاصطناعية بين الموسمين، مما يشير إلى المقاومة الجيدة لهذه السلالة للتغيرات الحرارية والرطوبة.

الكلمات المفتاحية : السلوك الجنسي، السائل المنوي، نظام CASA ، التستوستيرون، فصل الخريف / فصل الربيع)

السلالة التركيبية.

Sommaire

Introduction	1
--------------------	---

CHAPITRE I : Rappel bibliographique.

I .1. Généralité sur la cuniculture	2
I .1. Généralité sur la cuniculture	2
I.1.1. Cuniculture	2
I .1.2. Production de souche synthétique	2
I .1.3. Type d'élevage	2
I .1.3.1. cuniculture traditionnelle	2
I .1.3.2. Cuniculture intermédiaire	3
I .1.3.3. Cuniculture commerciale	3
I .2. Rappel anatomo-physiologie de l'appareil génital male chez lapin	3
I .2.1. Anatomie de l'appareil génital	3
I .2.1.1. testicules	4
I .2.1.2. Canal déférent	5
I .2.1.3. Épididyme	5
I .2.1.4. Uretré	5
I .2.1.5. Pénis	6
I .2.1.6. Glandes annexes	6
❖ Vésicules séminales	6
❖ glande bulbo-urétrale bilobée ou glande de Cowper	6
❖ Prostate	7
❖ Glandes para prostatiques	7
❖ Glandes inguinales	7
I .2.1.7. Scrotum	7
I .2.2. Physiologie de la reproduction du lapin mâle	7
I .2.2.1. Développement des gonades	7
I .2.2.2. Puberté	8

I .2.2.3. Maturité sexuelle	8
I .2.2.4. Production du sperme	8
I .2.2.4.1.Spermatogenèse	8
I.2.3. Mécanismes endocriniens impliqués dans la reproduction du lapin mâle	9
I .2.3.1. Hormones sécrétées par l'hypophyse Gonadostimulines	10
I .2.3.2. Hormones sécrétées par la gonade	10
I .2.4.Compositions de sperme	10
I .2.4.1.Spermatozoïde	11
I .2.4.2.Gel	11
I .2.4.3.Plasma séminal	12
I .2.4.4. Granules séminaux :	12
I .3. Méthode de récolte et d'évaluation de la qualité de la semence de lapin.....	12
I. 3.1. Préparation de lapin	12
I .3.2. Technique de récolte	12
I .3.2.1. Matériel de collecte	12
I .3.2.1.1. Récolte par le vagin artificiel	13
I. 3.3. Méthode d'évaluation de la qualité de semence	13
I. 3.3.1.Couleur	13
I. 3.3.2. Volume	13
I. 3.3.3. pH	14
I. 3.3.4. Concentration	14
I. 3.3.5. Motilité individuelle	14
I. 3.3.6. Motilité massale	14
I. 3.3.7. Viabilité	15
I. 3.3.8. Morphologie.....	15
I. 3.4. Nouvelle méthode d'évaluation de la semence : Système CASA.....	16
I. 4. Facteur de variation de la qualité de la semence de lapin	17
I. 4.1. Facteurs intrinsèques	17
I. 4.1.1. Age	17

I. 4.1.2. Race	18
I. 4.1.3. Individu et type génétique	18
I. 4.1.4. État sanitaire	18
I. 4.2. Facteurs extrinsèques	19
I. 4.2.1. Température	19
I. 4.2.2. Alimentation	19
I. 4.2.3. Saison	19
I. 4.2.4. Durée d'éclairement (la photopériode)	19
I. 4.2.5. Rythme de récolte	20
I. 4.3. Autres facteurs	20
I. 4.3.1. Effets agissant directement sur la semence	20
I. 4.3.2. Opérateur	20

CHAPITRE II : Matériel et Méthodes.

II.1. Objectif	21
II.2. Matériel et méthodes	21
II.2.1. Lieu et durée de l'expérimentation	21
II.2.2. Bâtiment d'élevage et habitat des animaux	21
II.2.2.1. Bâtiment d'élevage	21
II.2.2.2. Logement des animaux	22
II.2.3. Aliment et abreuvent	22
II.2.3.1. Aliment	22
II.2.3.2. Système d'abreuvent	23
II.2.4. Matériel biologique (Animale).....	24
II.2.5. Matériel de laboratoire et instruments	24
II.2.6. Hygiène de bâtiment	24
II.2.7. Protocole expérimentale	24
II.2.8. Etude de la qualité de la semence	26
II.2.8.1. Paramètre d'ambiance	26
II.2.8.2. Préparation du matériel de récolte de la semence	26

II.2.8.3. Préparation des mâles à la récolte spermatique	27
II.2.8.3.1 Etapes de la technique de récolte de la semence	27
II.2.8.3.2. Calcul de la libido	28
II.2.8.4. Méthodes d'analyse du sperme	28
II.2.8.4.1. Examen Macroscopique	28
II.2.8.4.1.1. Couleur	28
II.2.8.4.1.2. Volume	29
II.2.8.4.1.3. pH	29
II.2.8.4.2. Examen Microscopique	30
II.2.8.4.2.1. Manipulation du système CASA	30
II.2.8.4.2.1.1. Motilité massale (MM)	31
II.2.8.4.2.1.2. Motilité individuelle (MI)	32
II.2.8.4.2.1.3. Vitalité (Viabilité)	34
II.2.8.4.2.1.4. Morphologie	36
II.2.8.4.2.1.5. Concentration	37
II.2.8.5. Prélèvement sanguin	39
II.2.8.5.1. Contention du lapin avant le prélèvement	39
II.2.8.5.2. Techniques de prélèvement de sang	39
II.2.8.5.3. Dosage hormonal de la testostérone par le mini VIDAS	41
II.2.8.5.4. Principe du dosage par le mini VIDAS	41
II.2.8.5.5. Etape de la technique	42
II.2.9. Analyse statistique des résultats	42

CHAPITRE III : Résultats et discussion.

III.1. Résultats

III.1.1. Paramètre d'ambiance	44
III.1.2 Poids corporel	45
III.1.3. Taux de la récolte spermatique utile	45
II.1.4 Evaluation de la libido et les caractéristiques de la semence	46

III.1.4.1. Libido (Ardeur sexuelle)	48
III.1.4.2. Caractéristique de la semence	48
III.1.4.2.1. Evaluation macroscopique de la semence	48
III.1.4.2.1.1 Volume	48
III.1.4.2.1.2Couleur	48
III.1.4.2.1.3. pH	49
III.1.4.2.2. Evaluation microscopique de la semence	49
III.1.4.2.2.1 Concentration	49
III.1.4.2.2.2. Vitalité	50
III.1.4.2.2.3. Anomalies morphologiques	50
III.1.4.2.2.4. Motilité massale et individuelle	52
III.1.4.2.2.5. Progressivité	52
III.1.4.2.2.6. Paramètres cinétiques spermatiques	53
III.1.5. Dosage de la testostérone	54
III.2. Discussion.	
III.2.1. Paramètre d’ambiance	55
III.2.2. Effet de la saison sur le poids corporel	55
III.2.3. Taux de récoltes utiles.....	56
III.2.4. Evaluation de la libido et les caractéristiques de la semence	56
III.2.4.1. Libido.....	56
III.2.4.2. Caractéristiques de la semence	56
III.2.4.2.1. Evaluation macroscopique de la semence.....	56
III.2.4.2.1.1. Couleur	56
III.2.4.2.1.2. Volume sans gel	57
III.2.4.2.1.3. pH	57
III.2.4.2.2. Evaluation microscopique de la semence	58
III.2.4.2.2.1 Concentration	58
III.2.4.2.2.2. Vitalité	58
III.2.4.2.2.3. Anomalies morphologiques.....	59
III.2.4.2.2.4. Motilité massale et individuelle	59
III.2.4.2.2.5. Progressivité	60

III.2.4.2.2.6. Paramètres cinétiques spermatiques.....	60
III.2.5. Dosage de la testostérone	61
Conclusion.....	62
Références bibliographiques	63
Annexe	

Liste des figures

Numéro du figure	Titre de figure	Page
Figure 01	Appareil reproducteur male du lapin.	4
Figure 02	Schéma d'une coupe du testicule, canal déférent et épидидyme chez le lapin.	5
Figure 03	Pénis d'un jeune lapin.	6
Figure 04	Différentes étapes de spermatogénèse.	9
Figure 05	Régulation neuro-endocrinienne de la fonction testiculaire .	10
Figure 06	Spermatozoïde.	11
Figure 07	Principales anomalies morphologiques des spermatozoïdes.	16
Figure 08	Bâtiment d'élevage : a : Vue extérieur, b : Vue intérieure.	21
Figure 09	Cage individuelle (photo originale).	22
Figure 10	Aliment granulé distribué aux animaux (photo originale).	23
Figure 11	Système d'abrévement chez lapin. a :tétines , b : bacs en plastique (photo originale).	23
Figure 12	Organigramme du protocole expérimental.	25
Figure 13	Thermo-hygromètre digital (Photo originale).	26
Figure 14	Préparation de vagin artificiel (a et b) (photo originale).	27
Figure 15	Récolte de semence (a,b et c) (photo originale).	28
Figure 16	Couleur de sperme (photo originale).	29
Figure 17	Mesure du pH (a, b et c) (Photo originale).	30
Figure 18	Conservation des échantillons à 37°C. (a et b) (photo originale).	30
Figure 19	Système CASA (Computer Analyser System Assisted) (Photo originale).	31
Figure 20	Observation d'une microgoutte de spermatozoïde sans dilution pour évaluer la MM (a et b) (photo originale).	32
Figure 21	Observation d'une microgoutte de spermatozoïde diluer pour évaluer la MI (Photo originale).	34
Figure 22	Préparation du frottis pour évaluer la vitalité (a, b, c, d, e, f, g) (photo originale).	35

Figure 23	Observation au microscope (Photo originale).	36
Figure 24	Observation des spermatozoïdes vivants (a) et morts (b) après coloration à l'éosine-nigrosine (a, b et c) (Photo originale).	36
Figure 25	Anomalies des spermatozoïdes : a) Tête normale sans queue ; b et c) Spz à double tête ; d) Queue enroulée ; e) tête écrasée ; f) queue repliée. (Photo originale).	37
Figure 26	Préparation de la cellule de thoma (A, B, C, D, E, F) (photo originale).	38
Figure 27	Observation microscopique des spermatozoïdes à l'aide d'une cellule de thoma (photo originale).	39
Figure 28	Contention à l'aide d'une serviette (photo originale).	39
Figure 29	Technique de prélèvement sanguin (Photo originale).	40
Figure 30	Centrifugation du prélèvement sanguin (photo originale).	41
Figure 31	Appareille VIDAS 3 (Photo originale).	42
Figure 32	Evolution du THI des deux saisons selon les semaines.	44
Figure 33	Diagramme représentant la moyenne du poids corporel des lapins.	45
Figure 34	Evolution de la libido des lapins en fonction des deux saisons.	48
Figure 35	Volume moyen (sans gel) de la semence en fonction des deux saisons.	48
Figure 36	Évaluation de la couleur en automne et en printemps.	49
Figure 37	Evaluation de pH en automne et en printemps.	49
Figure 38	Evaluation de la concentration en automne et en printemps.	50
Figure 39	Evaluation de la vitalité selon les saisons.	50
Figure 40	Evaluation du pourcentage des spermatozoïdes anormaux selon les saisons.	51
Figure 41	Evaluation du pourcentage des spermatozoïdes anormaux avec morphologie de la tête selon les saisons.	51
Figure 42	Evaluation du pourcentage des spermatozoïdes anormaux avec morphologie de la pièce intermédiaire selon les saisons.	51
Figure 43	Evaluation du pourcentage des spermatozoïdes anormaux avec morphologie de la gouttelette cytoplasmique selon les saisons.	52
Figure 44	Evaluation du pourcentage des spermatozoïdes anormaux avec morphologie de la queue selon les saisons.	52

Figure 45	Evaluation de la motilité massale et individuelle selon les saisons.	52
Figure 46	Évaluation de la progressivité selon la saison.	53
Figure 47	Evaluation des paramètres cinétiques du sperme pour les lapins des deux saisons.	53
Figure 48	Evaluation du taux de testostérone selon les saisons (automne/printemps)	55

Liste des tableaux

Numéro du tableau	Titre	Page
Tableau I	Paramètres de la motilité des spermatozoïdes et valeurs.	17
Tableau II	Grille déterminant la couleur du sperme.	29
Tableau III	Echelle de Petitjean (1965) pour notation de la motilité massale.	32
Tableau IV	Echelle d'Andrieu pour la notation de la motilité individuelle.	34
Tableau V	Valeurs moyenne de la température, l'hygrométrie et de THI enregistrées lors de l'expérimentation.	44
Tableau VI	Evolution du poids corporel des lapins selon la saison (moyenne $\pm$ erreur standard).	45
Tableau VII	Le taux des réponses aux sollicitations, des éjaculats analysés et ceux présentant un gel chez les lapins mâles des deux saisons.	46
Tableau VIII	Valeurs moyennes globale et la déviation standard (SD) de la libido et de certains paramètres de la semence chez les lapins mâles des deux saisons.	47
Tableau IX	Valeurs moyennes globale et la déviation standard (SD) du taux plasmatique de la testostérone chez les lapins mâle des deux saisons.	54

Liste des abréviations

ALH : Amplitude latérale de la tête.

BCF : Beat Cross Frequency (Fréquence des croisements de trajectoires).

CASA: Computer Analyser System Assisted.

CMV : complément minéral et vitaminé.

Cn : Concentration.

FSH : Hormone folliculo-stimulante.

GC : Goutelette cytoplasmique.

GnRH : Gonadotrophin Releasing Hormone.

HP : Hewlett-packard.

INRA : institut National de la Recherche Agronomique.

ITELV : l'institut technique de L'Elevage.

LBRA : Laboratoire De Biotechnologies liées à la Reproduction Animale.

LH : Hormone lutéinisante.

LIN : Linéarité du chemin curviligne.

Max : Maximum.

MI : Motilité individuelle.

Min : Minimum.

Min : Minute.

MM : Motilité massale.

Moy : Moyenne.

NaCl : chlorure de sodium.

NS : Non Significatif.

OMS : Organisation mondiale de la santé.

pH : Potentiel Hydrogène.

PI : Pièce Intermédiaire.

PVC : Polyvinyl chloride (le polychlorure de vinyle ou chlorure de polyvinyle).

SCA: sperm- class Analyzer.

SPZ: Spermatozoïde (s).

STR: Straightness.

THI: Temperature Humidity Index.

VA : Vagin artificielle.

VAP : Vitesse de trajet moyenne.

VCL : Vitesse curviligne.

VSL : Vitesse en ligne droite.

WOB: Wobble.

Introduction

Introduction

La pratique de la cuniculture est ancienne en Algérie (**Lebas, 2000**), elle est passée depuis des années par des changements (**Mouhous et al., 2020**) génétiques pour améliorer la reproduction et la création d'une souche synthétique de lapin par l'institut technique de L'élevage (ITELV). Cette souche est issue du croisement entre une population locale algérienne et une souche de l'INRA de France (**Gacem et Bolet, 2005 ; Gacem et al., 2008**). La souche est sélectionnée depuis décembre 2003 (**Gacem et al., 2009**), dans le but d'avoir une bonne croissance et une meilleure adaptation aux conditions climatiques de l'Algérie.

Cependant, peu d'études ont examiné l'influence de l'environnement sur les performances de reproduction des lapins de la souche synthétique Algérienne. Certaines études se sont intéressées à l'impact de la saison sur la libido et les paramètres spermatiques chez le lapin mâle (**Pascual et al., 2004 ; Roca et al., 2005 ; El-Tohamy et al., 2012**). D'autres études **Mazouzi-Hadid et al (2014)**, ont étudié l'effet de la saison sur la reproduction de la femelle.

L'objectif de cette étude est de réaliser une analyse comparative sur le comportement sexuel et des paramètres spermatiques à l'aide du système CASA et le profil hormonal (testostérone) du lapin mâle de souche synthétique entre deux saisons : automne et le printemps. Cette étude peut aider les éleveurs à mieux comprendre les facteurs qui influencent la qualité de la semence et à prendre des mesures pour améliorer l'élevage des lapins

Notre travail est divisé en deux grandes parties : la première consiste à une synthèse bibliographique abordant les notions générales sur la cuniculture, ainsi que les rappels anatomo-physiologiques de l'appareil reproducteur du lapin mâle, puis les méthodes de récolte et d'évaluation de la semence, et enfin, les facteurs de variation de la qualité de la semence.

La seconde partie est une partie expérimentale dans laquelle, nous décrivons le matériel ainsi que les différentes méthodes utilisées pour la réalisation de ce travail, suivie par l'illustration des résultats ainsi que leur discussion. Enfin, nous terminons par une conclusion générale et des perspectives.

Chapitre I

Rappels bibliographiques

I .1 Généralité sur la cuniculture

I.1.1. Cuniculture

La cuniculture ou cuniculiculture selon **Djago et Kpodekon (2007)**, est l'ensemble des sciences, techniques et pratiques permettant l'élevage de lapins domestiques. On peut dire que la cuniculture est un élevage de lapins pour un usage domestique, à destination de l'industrie alimentaire ou à des fins de recherches scientifiques.

En Algérie l'élevage cunicole a été marqué par une nouvelle relance ces dernières années car elle est classée dixième dans le monde par l'Organisation des Nations Unies pour l'Alimentation et l'Agriculture (**faostat,2013**).

I .1.2. Production de souche synthétique

Dans le cadre de l'amélioration génétique de la cuniculture en Algérie, un programme de collaboration scientifique avec l'INRA de Toulouse (France) a permis la création d'une nouvelle souche de lapin (souche synthétique), afin de développer et améliorer la reproduction et production de viande et en même temps construire une souche résistante aux conditions climatiques que la population locale (**Zerrouki et al.,2014**). C'est pour cela, l'Institut Technique de l'Élevage (ITELV) a créé à partir de 2003 une souche synthétique, issue de croisement entre cette population locale et des mâles d'une souche de l'INRA plus lourds et plus productifs décrit par **Gacem et al., (2009)**.

I .1.3. Type d'élevage

On peut classer l'élevage de lapin selon trois grands types : la cuniculture traditionnelle, intermédiaire et commerciale ou professionnelle (**Lebas, 2000**).

I .1.3.1. La cuniculture traditionnelle

Appelée aussi en garenne, en colonies ou fermier (**Djago et Kpodekon, 2007 ; Farsi, 2016 ; Bezaou, 2019**).

Elle est composée de petits élevages (moins de 8 femelles) à vocation vivrière ou hobbyiste, utilisant des méthodes extensives. L'alimentation est de type fermier et la plupart des animaux sont autoconsommés (**Lebas et Colin, 2000**). Il assure un apport protéique non négligeable (**Lebas, 2009**).

I .1.3.2. Cuniculture intermédiaire

Dans ce type de cuniculture, les tailles d'élevage varient de 8 à 100 femelles (**Cherfaoui, 2015**). Ces élevages utilisent des méthodes semi-intensives (**Cherfaoui, 2015**). L'alimentation est de type fermier complémentée avec des produits achetés en dehors de l'exploitation, et une part importante des lapins produits est commercialisés (**Lebas et colin, 2000**). Ce type d'élevage se trouve aussi bien en milieu rural qu'en milieu périurbain, voire nettement urbain (**Cherfaoui, 2015**).

I .1.3.3. Cuniculture commerciale

Encore appelée rationnelle ou professionnelle (**Lekabi, 2009 ; Cherfaoui, 2015 ; Nessah, 2017 ; Bezaou, 2019**), Elle est constituée des élevages de grandes taille (plus de 100 femelles) utilisant des techniques rationnelles (**Lebas, 2000**). L'alimentation est constituée d'aliments composés industriels de type concentré complet granulé.

Les élevages commerciaux sont des élevages tournés vers la vente de la quasi-totalité de la production. La conduite d'élevage adoptée est rationnelle. Les lapins sont logés dans des cages à l'intérieur de bâtiments clos, éclairés et ventilés, ils sont chauffés en hiver et refroidis en été (**Cherfaoui, 2015**).

I .2. Rappel anatomo-physiologie de l'appareil génital male chez lapin

I .2.1. Anatomie d'appareil génital

L'appareil reproducteur chez le lapin est composé d'organes internes (testicules et conduits excréteurs tel que l'épididyme, canal déférent, et urètre), d'organe externe copulateur (le pénis) et de glandes annexes (vésicule séminale, glandes vésiculaires, prostate, glandes para prostatiques et glandes de Cowper) (**Barone, 1984 et Boussit, 1989**) (**Figure 1**).

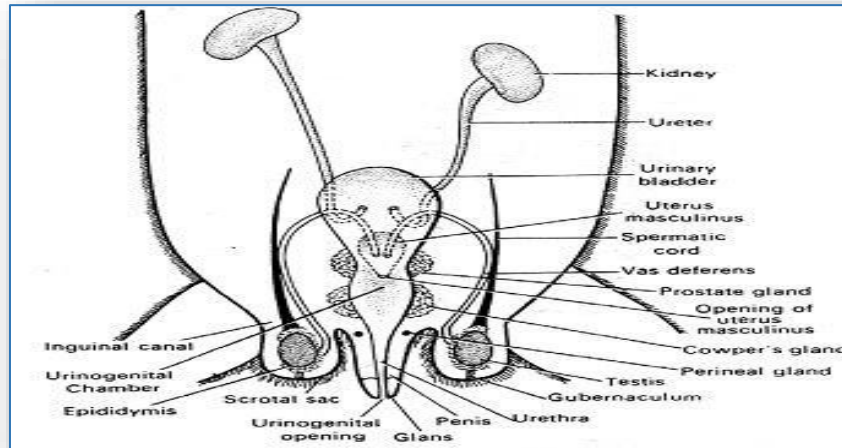


Figure 1 : Appareil reproducteur male du lapin (Van Praag, 2015).

I .2.1.1. Testicules

Deux testicules ovoïdes et flasques mesurant 15 mm de large et 35 mm de long (Van praag, 2015). Il sont placés dans des sacs Scrotaux qui sont restés en communication avec la cavité abdominale (Lebas *et al.*,1996), et leur position dépend de nombreux facteurs, notamment la position du corps, la température corporelle, l'activité reproductive, la réplétion du tractus gastro-intestinal, la quantité de graisse abdominale (Cappelo et Lennox, 2006) et le stress (Richardson, 2003). Qu'ils peuvent redescendre dans les bourses grâce à un tissu musculaire : le crémaster (Van praag, 2015).et monter dans la cavité abdominale par l'anneau inguinal (Capello et Lennox, 2006 ; Donnelly, 2004) sous l'effet de stress ou inactivité sexuelle. Les testicules sont constitués de tubes séminifères, 2 à 3 tubes par lobule (Alvarino, 1993) (Figure 2).

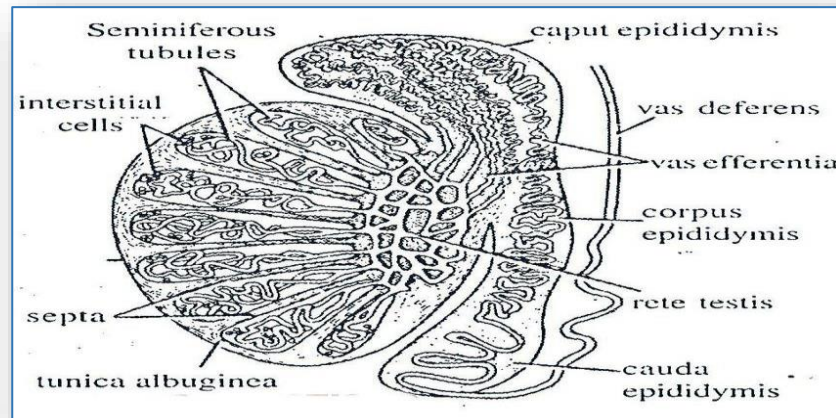


Figure 2 : schéma d'une coupe du testicule, canal déférent et épидидyme chez le lapin (Van Praag, 2015).

I .2.1.2. Canal déférent

Le canal déférent s'étire vers le haut du corps jusqu'à l'épididyme, traverse le canal inguinal et pénètre dans la cavité abdominale. La portion finale du canal déférent forme une boucle autour de l'uretère et devient alors fusiforme. Bien que l'épaisseur du diamètre ne varie pas par rapport au reste du canal déférent (Holtez et Foot, 1978). Ce segment est généralement ampoulé (Onuoha, 2020) (Figure 2).

I .2.1.3. Épидидyme

Épididyme est un canal extrêmement replié sur lui-même à l'intérieur d'une tunique conjonctive qui lui confère une forme globale allongée plaquée sur l'arrière du testicule auquel il fait suite (Garreau *et al.*, 2015). Chez les lapins sa longueur varie de 1,5 à 3 cm, Chaque épидидyme est composé de trois sections : la tête, le corps et la queue. La tête est volumineuse et située sur le pôle antérieur du testicule, tandis que le corps est également accolé au testicule jusqu'à sa partie postérieure, l'épididyme se termine par une queue libre, légèrement renflée qui est le lieu de stockage des spermatozoïdes (Boussit, 1989) (Figure 2).

Cette structure responsable de maturation (gidenne, 2015), et transport de spermatozoïdes (Barone, 2001 ; Bonnes *et al.*, 2005).

I .2.1.4. Urètre

L'urètre est un grand canal qui traverse l'organe pénien pour se rendre à l'extérieur du corps (**Campos et al., 2014**), qui mesure entre 12 à 13 cm de longueur dont 8-9 cm seulement pour la partie spongieuse (pénienne) (**Nguyen et Ferry, 2007**), il joue un rôle double en évacuant l'urine et le sperme. S'étendant de la vessie jusqu'à l'extrémité du pénis, il tapisse l'intérieur de ce dernier (**Barone, 2001**).

I .2.1.5. Pénis

Le pénis est considéré comme un organe copulateur (**Brewer, 2006**) mais le corps du pénis est cylindrique (**Alvariño, 1993 ; Brewer, 2006**), Il mesure de 3 à 5 cm (**Garreau et al., 2015**). Pendant le repos sexuel, le pénis se trouve dans le prépuce situé ventralement à l'anus (**Alvarino, 1993 ; Brewer, 2006**) et caudalement aux testicules (**Capello et lennox, 2006**) (**Figure 3**). Selon **Brewer, (2006)** le lapin n'a pas de gland dans le pénis.



Figure 3 : Pénis d'un jeune lapin. (Van Praag, 2015).

I .2.1.6. Glandes annexes

Ce groupe de glandes comprend également une glande vésiculaire, une glande bulbo-urétrale et une glande prostatique. Elles constituent la principale part du volume de l'éjaculat elles sont déposées de manière dorsale au niveau de l'urètre. Elles sont intriquées les unes dans les autres et situées dans la région pelvienne (**Holtez et Foote, 1978**).

❖ Vésicules séminales

La glande séminale est une glande unique (**Donnelly, 2004**), positionnée sur la face supérieure de la vessie et dotée de parois minces et courtes (**Aycardi, 1971 ; Lebas, 1996**). D'une taille importante et constituée de deux lobes. Les deux tiers de sa partie caudale sont enveloppés par la glande vésiculaire et la prostate (**Donnelly, 2004**), La lumière des glandes

est remplie par le liquide séminal qui contribue à la nutrition des spermatozoïdes (**Arvyl et more, 1974 ; Goemaere-vanneste et Santa Maria-Gonzalez, 1984**).

❖ **Glande bulbo-urétrale bilobée ou glande de Cowper**

La glande bulbo-urétrale du lapin est une modeste structure glandulaire enveloppée par une capsule et largement recouverte par un muscle glandulaire squelettique qui la divise en lobules (**Vàsquez et Del sol, 2001**). Selon **Sabbagh (1983)**, il s'agit de formations sphériques paires, bilobées et volumineuses chez les lapins, situées postérieurement à la prostate et dorsalement à l'urètre dans lequel elle s'ouvre par au moins 4 canaux.

❖ **Prostate**

Située à la face dorso-caudale de la glande vésiculaire, qui constitue la glande accessoire principale de l'appareil reproducteur, Elle est de grande taille, de couleur blanc jaunâtre (**Dimitrov et Stamatova, 2011**).

❖ **Glandes para prostatiques**

Chaque lapin mâle possède au moins une paire de glandes para prostatiques (**Boussit, 1989**). Sont situées sur le côté des ampoules déférentielles, Nettement plus petites et arrondies positionnées de chaque côté de l'urètre, ventralement à la prostate (**Garreau, 2015**). Elles débouchent dans l'urètre par un nombre variable de petits conduits (**Barone, 2001**).

❖ **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**).

I .2.1.7. Scrotum

Les lapins n'ont pas de scrotum mais plutôt deux sacs scrotaux glabre (**Vella et Donnelly, 2012**), C'est une enveloppe cutanée qui entoure les testicules et est constituée de muscles ou de tissu conjonctif (**Van Praag, 2015**).

I .2.2. Physiologie de la reproduction du lapin mâle

I .2.2.1. Développement des gonades

La différenciation des gonades commence au 16ème jour après la fécondation, et la production d'androgènes commence le 19ème jour de gestation (**Lebas, 2010**).

Après la naissance, les testicules se développent moins vite que le reste du corps, puis ont une croissance très rapide après l'âge de cinq semaines. On peut remarquer l'accélération de la croissance testiculaire entre 70 et 110 jours environ (**Lebas, 1996**).

I .2.2.2. Puberte

Boussit, (1989), définit la puberté par le moment où les organes reproducteurs du mâle sont capables de produire, de façon constante, des spermatozoïdes aptes à féconder un ovule. L'âge à la puberté varie avec la race et les conditions d'élevages, notamment l'alimentation (**Fortun-Lamothe et al., 2015**). La puberté se produit entre 4-6 mois, et dans les petites races elle se produit plus tôt que dans les grandes races (**Harcourt-Brown, 2002**). La puberté chez le lapin précède l'apparition de spermatozoïdes dans l'éjaculat (**Macariet Machado, 1978**).

I .2.2.3. Maturité sexuelle

La maturité sexuelle, définie comme le moment où la production quotidienne de spermatozoïdes n'augmente plus, est atteinte vers 30 à 32 semaines. Cependant, un jeune mâle peut être utilisé pour la reproduction à partir de l'âge de 20 semaines. En effet, les premières manifestations de comportement sexuel apparaissent aux jours 60-70 quand le lapin fait ses premières tentatives de chevauchement (**Lebas et al., 1996**).

I .2.2.4. Production du sperme

Le testicule continue à se développer et la production spermatique augmente jusqu'au 6ème mois d'âge (**Morton, 1988**). Il a été constaté depuis longtemps que la qualité et la quantité varient en fonction de leur origine génétique (**Bencheikh, 1993**).

La production spermatique des lapins est influencée par divers facteurs parmi lesquels il convient de mentionner la race, le régime alimentaire et les conditions d'ambiance (lumière et température principalement) (**Lebas, 2010**).

Les testicules sont des organes doués d'une double fonction : La gamétogenèse (fonction exocrine) correspond la spermatogenèse qui s'instaure après la puberté et aboutit à la production de spermatozoïde et la stéroïdogenèse (fonction endocrine) correspond, quant

à elle, a la synthèse et à la sécrétion des hormones stéroïdes, la principale étant la testostérone.

I .2.2.4.1. Spermatogénèse

Elle se déroule en trois phases : la prolifération des spermatogonies ; la méiose, au cours de laquelle un spermatocyte donne quatre spermatides haploïdes, et la différenciation des spermatides en spermatozoïdes, ou spermiogénèse (Marie *et al.*, 2010).

La spermatogénèse est établie chez le lapin vers l'âge de 40 et 50 jours. Ainsi des spermatozoïdes sont présent dans les éjaculats à partir de 112 j d'âge (Lebas, 2009).

La spermatogénèse est un processus biologique complexe et continu (Iamothé *et al.*, 2018), qui se déroule dans le testicule, à l'intérieur des tubes séminifères, de la périphérie du tube séminifère vers la lumière, en suivant une courbe hélicoïdale, englobe toutes les divisions cellulaires et les différenciations qui mènent à la production de spermatozoïdes ("gamètes mâles matures haploïdes" à partir des spermatogonies "cellules souches germinales diploïdes") (Figure 4) (Tortora et Derrickson, 2009).

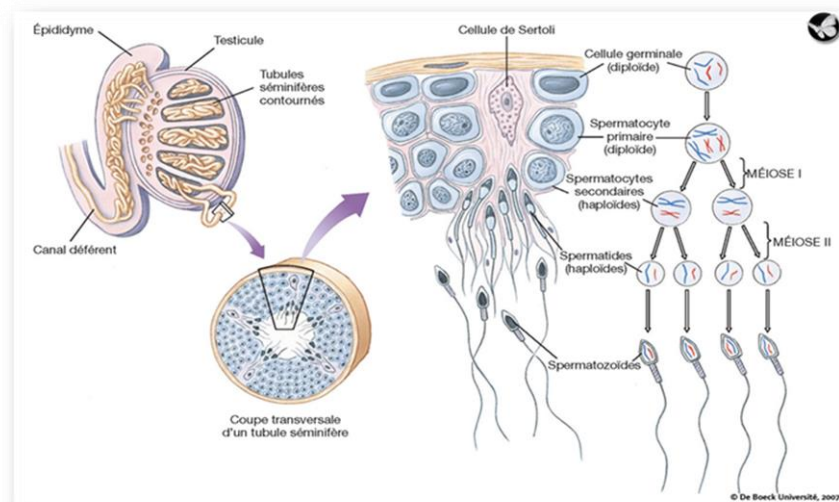


Figure 4 : Différentes étapes de spermatogénèse (Allais-Bonnet et Paihox, 2014).

Ce processus est sous le contrôle des deux hormones suivantes : L'hormone lutéinisante (LH) et de l'hormone folliculo-stimulante (FSH).

I .2.2 .5. Mécanismes endocriniens impliqués dans la reproduction du lapin mâle

Sur le plan hormonal, La fonction sexuelle du lapin mâle est contrôlée par une régulation de type neuroendocrinienne. Les hormones participantes proviennent du complexe hypothalamo-hypophysaire et des testicules (**Figure 5**) (**Bonnes et al., 2005**).

I .2.2 .5.1. Hormones sécrétées par l'hypophyse Gonadostimulines

L'axe hypothalamo-hypophysaire (**Figure 5**) 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**).

I .2.2.5.2. Hormones sécrétées par la gonade

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**).

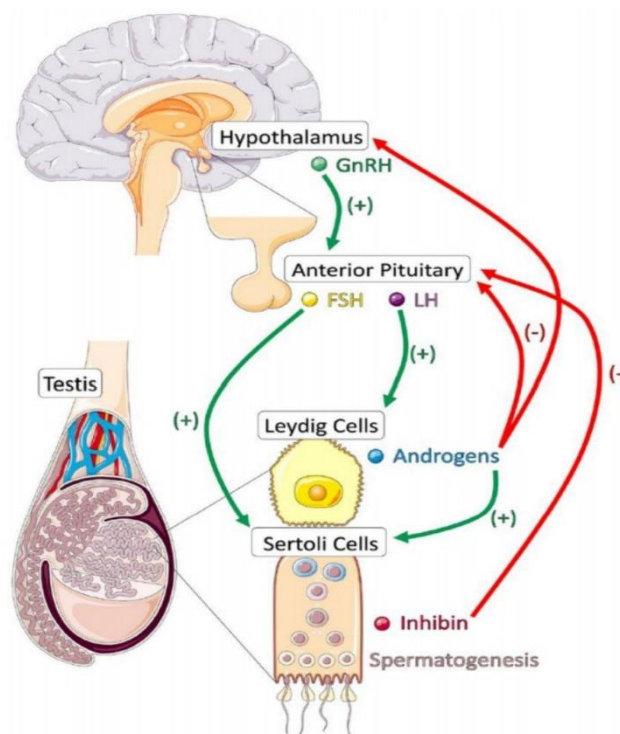


Figure 5 : Régulation neuro-endocrinienne de la fonction testiculaire (**Service et al., 2023**).

I .2.3. Compositions de sperme

La semence est composée de spermatozoïdes, produits dans le testicule, et du plasma séminal composé des sécrétions de l'épididyme et des glandes annexes, le mélange se produisant pendant l'éjaculation. Le plasma séminal fournit notamment des substrats énergétiques aux spermatozoïdes (Gidenne, 2015).

I .2.3.1. Spermatozoïde

La forme du spermatozoïde du lapin est similaire à celui d'autres mammifères. (Castellini *et al.*, 2005). Il mesure entre 55 et 57 μm et est divisé en deux parties (Boussit, 1989 ; Espinosa *et al.* 2009) (Figure 6) :

- La tête, mesurant entre 6,5 à 9 μm , contient l'acrosome, qui est aplatie et couvre environ les deux tiers de sa parties antérieurs. L'acrosome est constitué principalement de glycoprotéines et d'enzymes intervenant lors de la fécondation.
- La queue, divisé en deux parties : la pièce intermédiaire, qui mesure environ 9 μm et renferme la majorité des mitochondries de la cellule. Ces constituants sont responsables de la production énergétique nécessaire au mouvement. L'autre parti est le flagelle, qui est l'organe moteur responsable du déplacement du spermatozoïde.

Le rôle du spermatozoïde est de transporter l'information génétique dans le tractus génital féminin et de la délivrer à l'intérieur de l'ovocyte (Espinosa *et al.*, 2009).

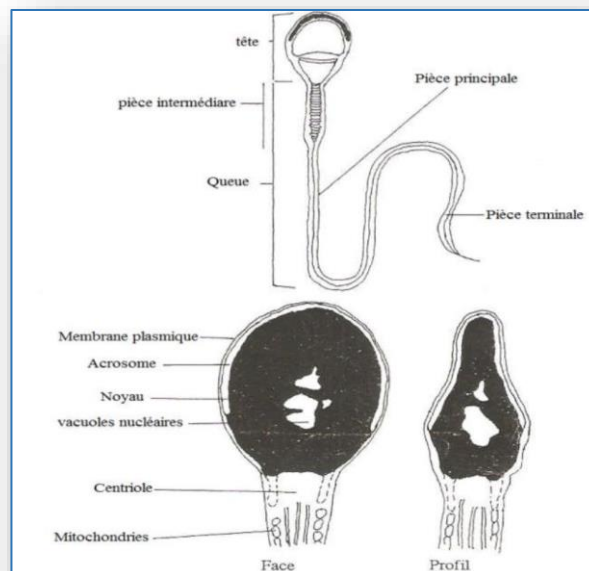


Figure 6 : Spermatozoïde (Boussit, 1989).

I .2.3.2. Gel

C'est une substance mucoïde et gélatineuse produite par les glandes annexes. Il est plus ou moins épaisse, transparente et peu soluble. Ce gel pose un problème lors de la dilution, il est nécessaire de le séparer de l'autre fraction spermatique en le faisant glisser le long de la paroi du tube avec une pipette pasteur ou d'une paille (Boussit, 1989).

I .2.3.3. Plasma séminal

Le plasma séminal résulte du mélange des sécrétions de l'épididyme et des glandes annexes, il est composé d'une partie fluide et d'une partie gélatineuse ; la partie fluide est un liquide translucide, blanchâtre et visqueux, en ce qui concerne son rôle, il se limite à fournir principalement des substrats énergétiques et des substances protectrices aux spermatozoïdes. Il assure également le transport des gamètes lors de l'éjaculation (Derivaux, 1971 ; Boussit, 1989 Alvarino, 1993).

I .2.3.4. Granules séminaux

Castellini (2008), a démontré que ces particules sont sécrétées par la prostate, principalement par le premier lobe, appelé la pro-prostate. Sous microscope électronique, ces particules montrent une forme ronde et des protubérances cytoplasmiques, avec de petites vésicules détachées. Ils sont de tailles variables (0,5 à 6 μm), non homogènes et généralement délimitées par une membrane bilaminaire. Elles sont très abondantes dans le sperme (450 x 10⁶ /ml) et semblent être en partie responsables du processus modulateur de capacitation, de la réaction acrosomique et du statut kinésique du sperme (Cardinali *et al.*, 2007).

I .3. Méthode de récolte et d'évaluation de la qualité de la semence de lapin

I. 3.1. Préparation de lapin

Le mâle représente le principal facteur déterminant dans la réussite de la collecte, il a été constaté qu'il pouvait répondre plus ou moins bien à la sollicitation selon l'opérateur (Boussit, 1989). Garcia-Tomas *et al.* (2005), ont débuté l'entraînement des mâles au vagin artificiel à l'âge de 5 mois. À l'âge de 6 mois, ils entrent en phase de production. Aucune préparation sexuelle n'est appliquée au mâle avant la collecte.

La durée de la collecte peut aller de quelques secondes à plusieurs minutes. L'attente d'une récolte n'a jamais dépassé 10 minutes (Theau-clement *et al.*, 2011). Selon Theau-Clément *et*

al., 1991 et 2009), Un refus de prélèvement est enregistré si le mâle n'a pu être récolté dans un délai de 5 min.

I .3.2. Technique de récolte

I .3.2.1. Matériel de collecte

I .3.2.1.1. Récolte par le vagin artificiel

On utilise un vagin artificiel de taille adaptée. Cet appareil comprend de l'eau chaude de 40 à 45°C entre 2 membranes (**Morin, 1976 ; Lebas *et al.*, 1996**). Afin de reconstituer les conditions naturelles de température et de pression du vagin chez la lapine (**Arencibia et Rosario, 2009**).

Avant la récolte de la semence, une lapine boute-en-train a été laissée sur la cage des mâles pour les stimuler (**Boiti *et al.*, 2005**). De ce fait la lapine est introduite dans la cage du mâle, le vagin artificiel est positionné sous l'abdomen, vers l'arrière (**Vaissaire, 1977**). Lorsque le mâle s'appuie sur la lapine, on dirige son pénis vers le vagin artificiel de l'index (**Morin, 1976 ; Lebas, 1996**). La collecte de la semence a été effectuée selon un rythme extensif : une fois par semaine avec deux éjaculats successifs séparés par 10 à 20 min (**Bencheikh, 1995**).

L'éjaculat est placé dans un tube à centrifuger gradué dans une bouteille thermos à une température de 30-36°C, et l'éjaculat est ensuite évalué macroscopiquement et/ou microscopiquement (**Arencibia et Rosario, 2009**).

I. 3.3. Méthodes d'évaluation de la qualité de semence

I. 3.3.1. Couleur

La couleur est déterminée par observation du sperme dans le tube de collecte transparent (**Boussit, 1989**). Une notation a été appliquée à la couleur du sperme selon la grille de **Roca *et al.*, (1993)**, variant de 0 (sperme contaminé avec l'urine (jaunâtre) ou le sang (rosâtre ou rougeâtre) à 3 (sperme blanc nacré ou blanc ivoire). La couleur idéale optimale de la semence selon **alvarino (1993)**, est blanc nacré. Mais, elle peut être modifiée par la présence d'éléments anormaux.

I. 3.3.2. Volume

Le volume de l'éjaculat recueilli est mesuré après élimination du gel au moyen d'une pipette en verre, par lecture directe sur le tube gradué (**Bencheikh, 1995**). Le volume de sperme du lapin varie entre 0,25 à 1 ml, avec une moyenne de 0,6 ml par l'éjaculat (**Francisco et Luis, 2003**). Selon la période de l'année, les valeurs les plus basses sont obtenues en automne et les plus élevées au printemps (**Arencibia et Rosario, 2009**). Le volume peut également être influencé par des facteurs tels que l'âge, l'individu et le type génétique, les conditions d'élevage. Ainsi, il a été montré que le volume moyen de l'éjaculat augmentait jusqu'à 8 mois, puis se stabilisait (**Amann, 1966**).

I. 3.3.3. pH

La mesure du pH, est un bon estimateur de la qualité de la semence, La mesure du pH doit s'effectuer juste après la récolte, se fait à l'aide d'un pH mètre ou d'un papier indicateur. Les valeurs normales varient en général entre 6,8 à 7,3 (**Francisco et Luis, 2003**).

Certains auteurs trouvent un pH nettement alcalin et le situe autour de 8 (**Alvarino, 1993 ; Quiles et Heevia, 2000 ; Lebas, 2009**).

Le pH du sperme de lapin de qualité oscille entre 7,1 et 7,3 (**Boussit, 1989**)

I. 3.3.4. Concentration

La concentration est un bon indicateur des chances de conception (**WHO, 2010**). Elle peut être mesurée par numération directe après dilution du sperme dans une solution susceptible de disperser et de tuer les spermatozoïdes (solution de chlorure de sodium à 3 % ou solution de formaldéhyde à 1%) en utilisant un hématimètre (cellule de Thoma, Burkner ou Neubauer). (**Boiti et al., 2005 ; Hanzen, 2009**).

I. 3.3.5. Motilité individuelle

La motilité individuelle des spermatozoïdes est évaluée sur une échelle de 0 à 5 ou de 0 à 4. Cette évaluation prend en compte plusieurs critères, notamment la vitesse de déplacement, la rectitude du mouvement et les mouvements latéraux des spermatozoïdes (**Boussit, 1989 ; Baril et al., 1993 ; Cabanne, 2008**).

Elle est indispensable pour que les spermatozoïdes remontent le tractus génital femelle. Elle peut être mesurée, sous microscope, soit en semence pure, soit en semence diluée (**Nelson, 1985**).

Un sperme de bonne qualité doit posséder au moins 60 à 70% de spermatozoïde mobiles avec un degré de motilité individuelle de 3 ou 4. Ceci correspond à des spermatozoïdes fléchants, présentant une trajectoire quasi rectiligne et capables de traverser le champ en 2 à 3 secondes (**Boussit, 1989**).

I. 3.3.6. Motilité massale

La motilité est une caractéristique du spermatozoïde et constitue l'un des paramètres les plus importants dans les contrastes séminaux, car elle est essentielle à la fécondation (**Arencibia et Rosario, 2009**).

D'après **Boussit (1989)**, l'observation se fait par examen microscopique, on remarque l'impulsion en masse des spermatozoïdes en mouvements, représentée sous forme de vagues. Intensité et nombre des mouvements des spermatozoïdes. Notée de 0 à 9 (**Benchikh, 1995**).

I. 3.3.8. Viabilité

On utilise généralement une série de colorations, parmi lesquelles l'éosine-nigrosine, l'iodure de propidium ou le trypan bleu (**Mocé et Graham, 2008**). Toutes ces techniques reposent sur la capacité du spermatozoïde à empêcher l'incorporation de certains colorants à l'intérieur, en raison de l'effet barrière exercé par sa membrane cytoplasmique.

Les résultats de la viabilité sont classés comme suit (**Boiti et al., 2005 ; Arencibia et Rosario, 2009**) :

- Plus de 70-80% : semence très bonne.
- 70% : semence bonne.
- De 60- 69% : semence moyenne.
- Moins de 60% : semence de mauvaise qualité

I. 3.3.9. Morphologie

La morphologie du spermatozoïde du lapin sont recherchées sur un frottis réalisé à partir d'une goutte de semence coloré à l'éosine-nigrosine (**Cabannes, 2008**), et sera détectée par une analyse microscopique. Cette coloration permet de classer les spermatozoïdes normaux et anormaux (**Figure 7**) (**Johnston et al., 2001**).

Les anomalies morphologiques peuvent affecter n'importe laquelle des trois parties du spermatozoïde : la tête, le tractus intermédiaire et la queue, générant des altérations qui entraveront la fécondation (**arencibia et Rosario, 2009**).

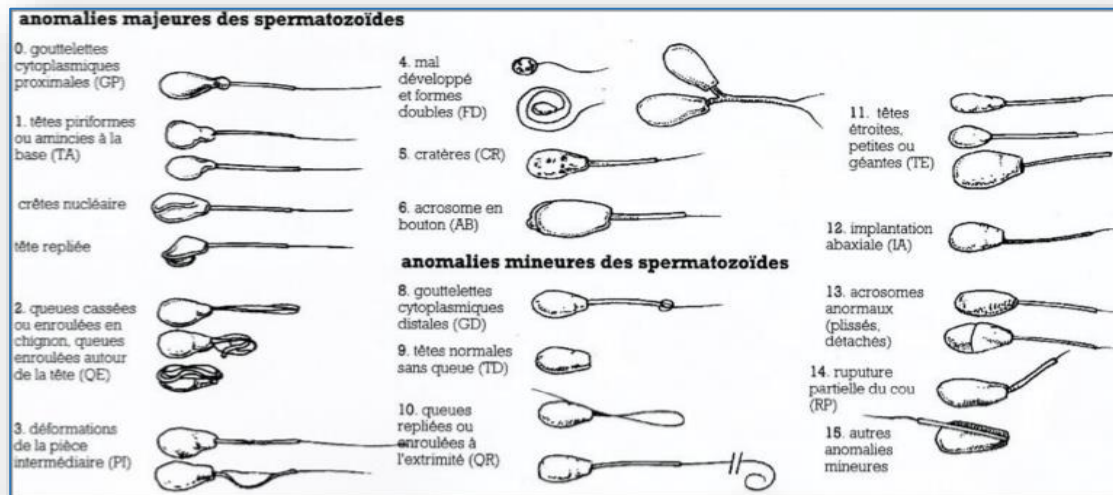


Figure 7 : Principales anomalies morphologiques des SPZ (**Ott et al., 1987**).

I. 3.4. Nouvelle méthode d'évaluation de la semence : Système CASA

Le système d'analyse CASA (Computer- Aided Sperm Analysis) est défini par l'organisation mondiale de la santé (**OMS**) comme une approche automatisée permettant l'analyse quantitative et qualitative des spermatozoïdes à l'aide d'un logiciel spécialisé. Il utilise des algorithmes pour détecter, suivre et mesurer les paramètres du sperme à partir d'images ou de vidéos capturées sous un microscope (**OMS, 2010**).

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 I**).

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 I : Paramètres de la motilité des spermatozoïdes et valeurs

(Theau-Clément *et al.*, 1996).

Caractères	Valeur standard
Spermatozoïde/ml ($n \times 10^6$)	250-600
Progressive motilité (%)	30-90
Volume (ml)	0.3-0.9
pH	7.1
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

I. 4. Facteur de variation de la qualité de la semence de lapin

Il Ya nombreux facteurs peuvent faire varier les caractéristiques quantitatives et qualitatives d'un éjaculat chez le lapin (**Benchick, 1995**). Cette variation est due à une multitude de facteurs intrinsèques et extrinsèques (**Lebas, 2002**). Parmi eux en trouve : rythme de collecte, la durée d'éclairage, l'âge, l'état de sanitaire et l'alimentation (**Boiti, 2005**), Race, Individu et type génétique, Température, Ordre de l'éjaculat, et d'autres

facteurs l'effet de l'opérateur et les effets agissant directement sur la semence (Bencheick,1995).

I. 4.1. Facteurs intrinsèques

I. 4.1.1. Age

L'âge des mâles a un effet sur la concentration et le nombre de spermatozoïdes mobiles par éjaculat (Theau *et al.*, 2009). D'après les recherches de (Panella et Castellini, 1990 ; Alvarino , 2000 ;Castellini, 2008)qui montre que les lapins mâles âgés de moins de 5 mois et plus de 20 mois présentent un taux supérieur de spermatozoïdes avec une chromatine altérée et aussi une influence sur le pH, par contre les mâles adultes de 9 à 12 mois montrent une plus grande concentration de sperme et un nombre supérieur de spermatozoïdes mobiles, mais quand le mâle de 8 mois, le volume et la concentration de sperme seront moins mobiles qu'adulte.

En effet, le vieillissement est également accompagné d'une augmentation de l'incidence de formes anormales de spermatozoïdes, avec des queues enroulées et des têtes microcéphales étant les défauts les plus courants (Schwartz *et al.*, 1983).

L'âge a un effet sur l'inefficacité de la spermatogenèse et à la dégénérescence testiculaire (Brito ,2007).

I. 4.1.2. Race

Selon la race des lapins, une variation est noté à la fois dans la qualité et la quantité de la semence produite par le lapin mâle (Alvarino, 2000 ; Theau-Clément *et al.*, 2003 ; Lebas, 2009) .divers facteurs , tels que le volume de la fraction du sperme et du gel, la motilité des spermatozoïdes, la concentration des spermatozoïdes, les altérations morphologiques ou la concentration de fructose démontre une grande variabilité entre les différentes races (Dubiel *et al.*, 1985 ; El-ezz *et al.*, 1985).

I. 4.1.3. Individu et type génétique

La variabilité de la qualité et la quantité du sperme chez les lapins mâles est généralement élevées (Moce *et al.*,2005). Néanmoins, les caractéristiques du sperme de certaines souches génétiques exposées à des protocoles stricts d'élevage (lumière, température, alimentation) et de fréquences de collecte ont montré une plus faible variabilité à l'intérieur et entre les mâles (Theau-Clement *et al.*, 2003). On peut observer ce phénomène

soit sur une échelle inter mâle, soit sur une échelle inter lot de mâles, et il pourrait être due à la fois aux facteurs génétiques et/ou environnementaux (**Theau-Clément *et al.*, 1994 ; Bencheick, 1995 ; Theau-Clement *et al.*, 2009**).

I. 4.1.4. État sanitaire

Il est bien établi que l'inflammation de l'appareil reproducteur masculin aggrave plusieurs fonctions testiculaires et les caractéristiques séminales (**O'Bryan *et al.*, 2000**). Une infection pendant la spermatogenèse provoque une augmentation des leucocytes qui endommage fortement l'acrosome (**Castellini, 2008 ; Boiti *et al.*, 2005**).

I. 4.2. Facteurs extrinsèques

I. 4.2.1. Température

La température est un facteur qui affecte significativement la production des spermatozoïdes, en altérant la qualité du sperme, la concentration et le volume des éjaculats (**Joly et Theau, 2000**). Des températures élevées (supérieures à 27 °C) peuvent affecter la fertilité en raison de l'augmentation des valeurs de pH du sperme et des altérations morphologiques, accompagnée d'une diminution de la motilité et de la libido du sperme (**Brockhausen *et al.*, 1979 ; Bagliacci *et al.*, 1987**).

I. 4.2.2. Alimentation

L'alimentation des mâles est un facteur influençant les caractéristiques de la semence et la libido, particulièrement lorsque le niveau des apports nutritionnels est insuffisant (**Joly et Theau-Clément, 2000**).

Il est recommandé que l'aliment donné aux lapins comporte plus de 15% de protéines (**Nizza *et al.*, 2000**).

I. 4.2.3. Saison

La saison de collecte influence directement la quantité et la qualité du sperme et donc de la semence (**Joly et Theau-Clément, 2000**). De nombreuses études ont décrit les variations saisonnières d'activité sexuelle du lapin mâle dans la nature. Par conséquent, l'activité de reproduction est essentielle pendant les jours croissants (de février à juillet généralement) et devient quasi nulle en automne (**Lebas, 2009**).

Toutes les caractéristiques du sperme, à l'exception du pH étaient influencées par la saison, comme l'ont rapporté **Mathur *et al.*, (1989)** ; **Panella et Castellini, (1990)** et **Marai *et al.*, (2002)**.

I. 4.2.4. Durée d'éclairement (la photopériode)

La photopériode a une influence sur le fonctionnement testiculaire (**Johnstons *et al.*, 2001**), et la spermatogenèse chez le lapin (**Lebas *et al.*, 1996**) ce qu'il provoque la fertilité des mâles. (**Theau-Clément *et al.*, 1994**). D'après **Cooksey et Lasley (1963)**, ont montré que la concentration de spz était minimum pour des photopériodes claires supérieures à 14h et maximum pour des photopériodes claires inférieures à 12h.

D'une part, **Walter *et al.*, (1968)** et **Lebas *et al.*, (1996)** montrent que l'exposition à un éclairage constant de 8h/24 permet d'augmenter le poids des testicules et les réserves spermatiques dans l'épididyme, donc sera plus difficilement d'accepter le couplement avec les mâles par rapport à des durées d'éclairement plus longues de 12h ou 16h sur 24.

I. 4.2.5. Rythme de récolte

Le rythme de collecte a un effet important sur les caractéristiques du sperme (**Bencheikh, 1995**). Le nombre de prélèvements par jour peut varier de 1 à 4 (**Bodnar *et al.*, 1996** ; **Bunaciu *et al.*, 1996** ; **Lopez *et al.*, 1996** ; **Mocé *et al.*, 2000**) mais la meilleur prélèvements : deux éjaculats collectés une fois par semaine (avec un intervalle d'au moins 15 min) pour une bonne production de sperme (**Bencheikh, 1995**).

I. 4.3. Autres facteurs

I. 4.3.1. Effets agissant directement sur la semence

Le sperme est un milieu biologique sensible, et tout risque de choc, qu'il soit mécanique, thermique, chimique ou lié à des radiations, doit être évité pour maintenir sa qualité (**Boussit, 1989**).

I. 4.3.2. Opérateur

Selon les résultats de l'étude de **Theau-Clement *et al.* (2009)**, la motilité massale, le pourcentage de cellules motiles et la concentration en spermatozoïdes sont plus élevés dans les semences collectées par le même préleveur comparativement à un autre. Car Les

conditions de collecte peuvent influencer les caractéristiques du sperme, comme le rapportent **Theau-Clément *et al.*, (1991)**.

Chapitre II

Matériel et Méthodes

II.1. Objectif

L'objectif de cette étude est de réaliser une analyse comparative sur le comportement sexuel et des paramètres spermatiques à l'aide du système CASA et le profil hormonal (testostérone) du lapin mâle de souche synthétique entre deux saisons : automne et le printemps.

II.2. Matériel et méthodes

II.2.1. Lieu et durée de l'expérimentation

Notre expérimentation s'est déroulée au sein du clapier de la station expérimentale de l'Université de Blida 1, ainsi qu'au niveau du laboratoire de recherche lié à la reproduction animale de l'institut des sciences vétérinaires (LBRA) et aussi au niveau du laboratoire d'analyse médicales VITALAB qui se situe à Soumaa. Notre expérimentation s'est étalée du 20 octobre jusqu'à la fin du mois de mai 2025.

II.2.2. Bâtiment d'élevage et habitat des animaux

II.2.2.1. Bâtiment d'élevage

Le logement des lapins est assuré dans un clapier d'une superficie de 184 mètres carrés. Le bâtiment est composé de trois salles, deux pour la maternité située à droite de l'entrée principale, et une pour l'engraissement des animaux située au fond (**Figure 8**). Cette dernière est composée de deux grandes fenêtres de type vasistas et une porte pour permettre l'éclairage et l'aération naturelle des lieux. La structure du bâtiment est constituée d'une charpente métallique et d'une toiture en plaques d'éternit, favorisant le système d'aération avec les ventilateurs.

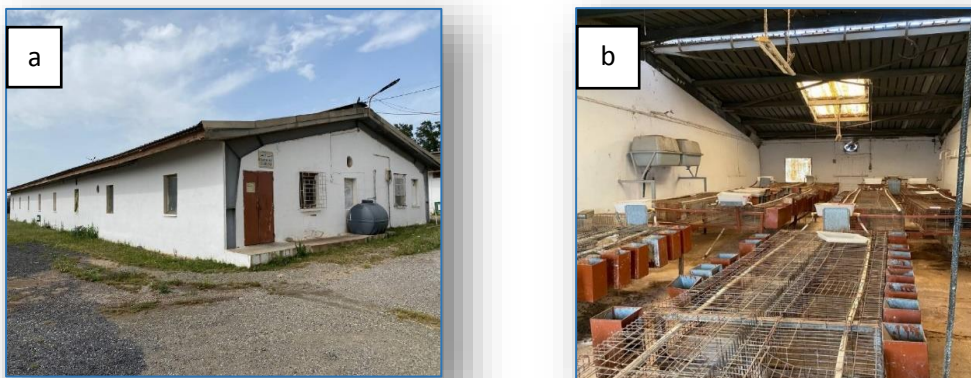


Figure 8 : Bâtiment d'élevage : **a** : Vue extérieur, **b** : Vue intérieure (photo originale).

II.2.2.2. Logement des animaux

Les lapines mâles sont hébergés dans des cages individuelles faisant 70 cm de longueur sur 40 cm de largeur et 30 cm de hauteur (**Figure 9**), chaque cage est disposé d'une mangeoire individuelle ainsi qu'un système d'abreuvement à tétine. Les déjections sont collectées quotidiennement après être tombés au sol.



Figure 9 : Cage individuelle (photo originale).

II.2.3. Aliment et abreuvent

II.2.3.1. Aliment

Pendant toute la durée de l'expérimentation, les animaux ont été alimentés avec un aliment granulé spécifique pour lapins, provenant de l'usine de production d'aliments pour bétail située à khemis El khechna, dans la wilaya de Boumerdas (ALGER). Cet aliment distribué chaque matin en raison de 100g/jour, dans des trémies métalliques qui équipent chacune des cages d'élevage. Ce granulé est composé d'orge, de maïs, de farine de luzerne, de son de blé, de Soja et d'un complément minéral et vitaminé (CMV) spécifiquement élaboré pour les lapins (**Figure 10**).



Figure 10 : Aliment granulé distribué aux animaux (photo originale).

II.2.3.2. Système d'abreuvent

Le système d'abreuvement permet aux lapins d'avoir accès à une eau fraîche et propre. Ce système est relié au réseau local d'eau potable et se compose de bacs en plastique de 6 litres, de conduits en PVC et de tétines automatiques (**Figure 11.a**). Les bacs sont remplis chaque matin avec de l'eau fraîche provenant du réseau (**Figure 11.b**).

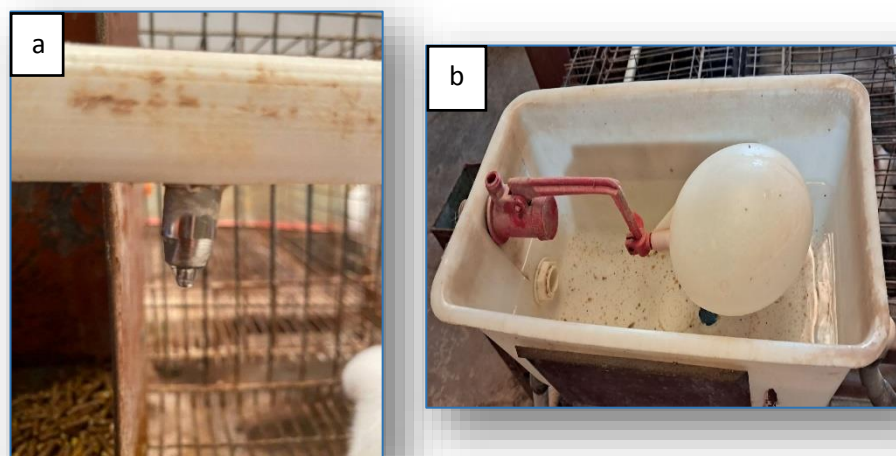


Figure 11 : Système d'abreuvement chez lapin : **a :** tétines, **b:** bacs en plastique (photo originale).

II.2.4. Matériel biologique (Animale) :

Les lapins utilisés comme sujets expérimentaux proviennent d'une population de souche synthétique. Leur activité reproductive a eu lieu au sein du clapier de la station universitaire de Saad Dahleb Blida 1.

- Les lapins mâles de souche synthétique (n=6), sont adulte âgée de 20 mois. Ces derniers ont été préparés en amont pour la collecte de la semence.

- 03 lapines « boute-en-train » ont été utilisées pour le prélèvement de la semence, durant l'expérimentation. L'ensemble des lapins présente un bon état sanitaire.

Durant l'expérimentation, nous avons pesé les six lapins en automne et en printemps avec une balance poids qui était comme suit :

- Automne le poids moyen : $3,04 \pm 0,326 \text{ Kg}$.
- Printemps le poids moyen : $3,015 \pm 0,342 \text{ Kg}$

II.2.5. Matériel de laboratoire et instruments :

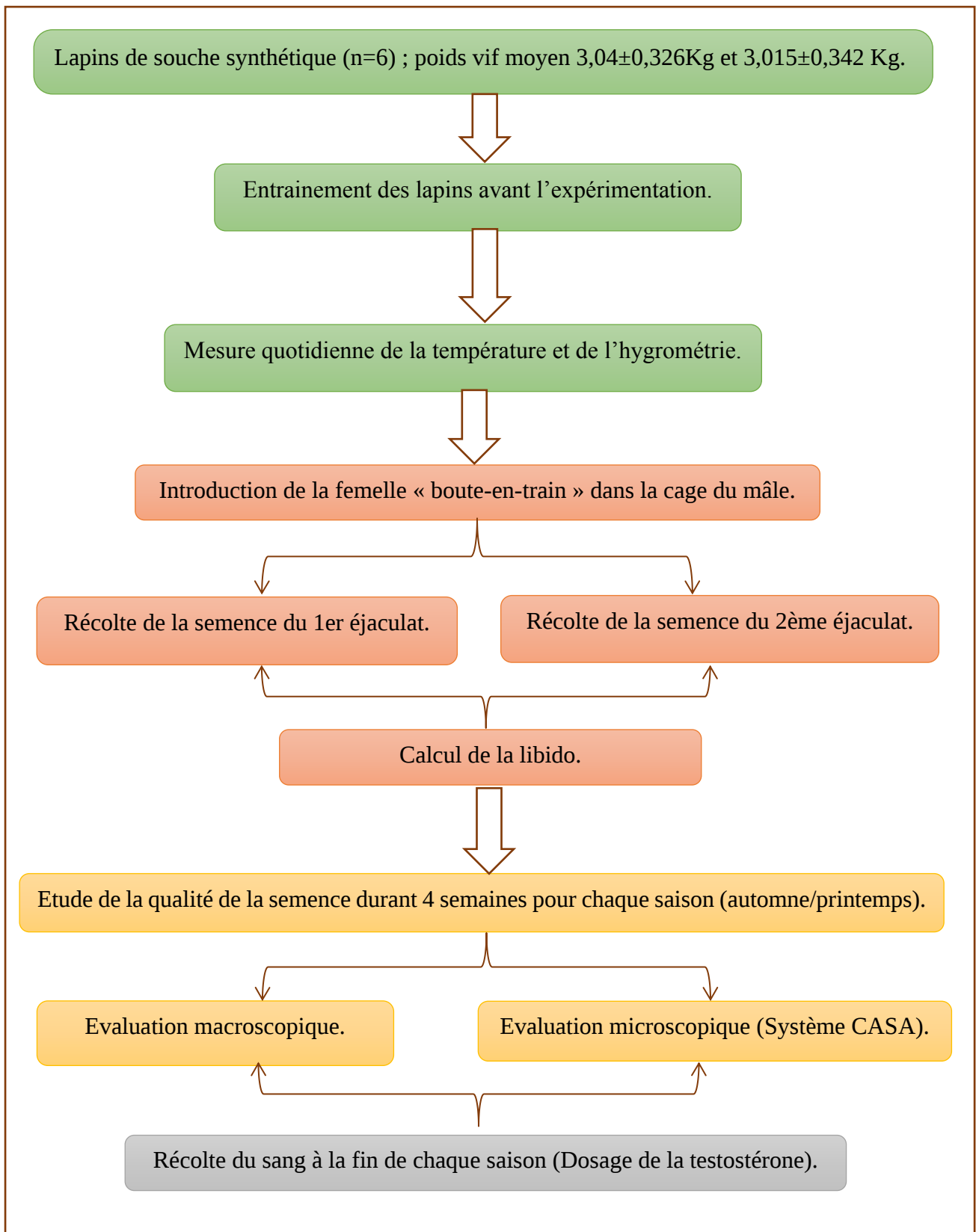
L'ensemble de matériels utilisés lors de l'expérimentation, sont présentés dans l'Annexe A.

II.2.6. Hygiène du bâtiment

Les déjections sont évacuées et le sol est lavé quotidiennement. Pour un nettoyage en profondeur, un chalumeau est utilisé pour désinfecter les cages.

II.2.7. Protocole expérimentale

L'ensemble de notre travail s'est déroulé en suivant les différentes étapes illustrées par l'organigramme ci-dessous (**Figure 12**).

**Figure 12 :** Organigramme du protocole expérimental.

II.2.8. Etude de la qualité de la semence

II.2.8.1. Paramètre d'ambiance

La température et l'hygrométrie dans cette expérience a été évaluée à l'aide de thermo-hygromètres digitaux qui sont placés dans chaque salle (**Figure 13**), sa lecture se fait de façon quotidienne.

L'indice reliant la température à l'hygrométrie (THI : Température humidity index) a été estimé à partir de l'équation mise au point pour les lapins (**Khalil, 1996**).

$$\text{THI} = \text{db}^{\circ}\text{C} - [(0,31 - 0,31(\text{RH} / 100)) (\text{db}^{\circ}\text{C} - 14,4)]$$

- **db°C** : la température ambiante en °C.
- **RH**: l'hygrométrie en %.



Figure 13 : Thermo-hygromètre digital (Photo originale).

Ce paramètre a été modifié par **Marai et al., (2002)** pour les petits animaux notamment les lapins. Les valeurs obtenues sont classées comme suit :

- < 27,85 : absence de stress thermique.
- > 27,85 : présence de stress thermique.

II.2.8.2. Préparation du matériel de récolte de la semence

Le prélèvement de sperme est réalisé à l'aide d'un vagin artificiel fabriqué en Silicone, ce dernier est préalablement désinfecté et réchauffé dans un bain-marie à une

température compris entre 55 et 60°C avant l'utilisation da vagin artificiel doit être bien nettoyé et séché (**Figure 14 a**).

Un tube de collecte gradué, destiné à récolter la semence, est placé à l'extrémité du vagin (**Figure 14 b**).

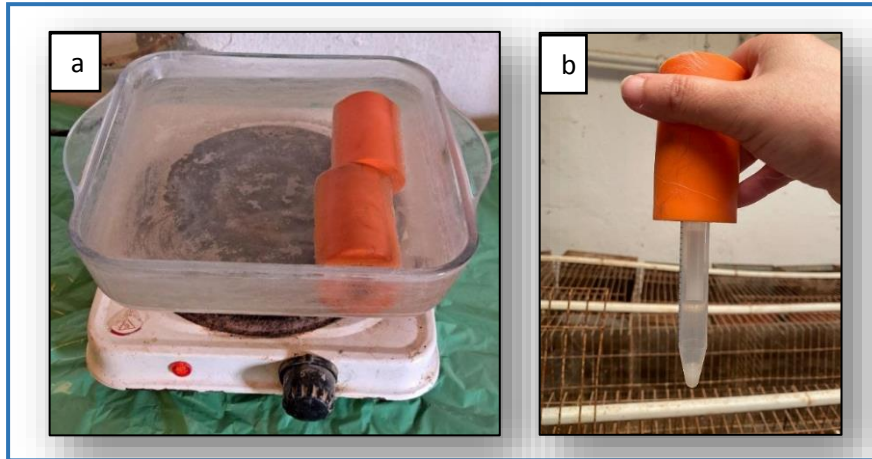


Figure 14 : Préparation du vagin artificiel (VA) : **a** : Chauffage du VA,

b : Emplacement du tube de collecte à l'extrémité de VA (**Photo originale**).

II.2.8.3. Préparation des mâles à la récolte spermatique

II.2.8.3.1 Etapes de la technique de récolte de la semence

La collecte de la semence est effectuée sur les males logés dans des cages individuelles, Au départ quelques minutes avant la récolte, une lapine boute-en-train a été laissée sur la cage des mâles pour les stimuler (**Figure 15.a**), une fois le vagin artificiel est préparé, la femelle prise est introduite dans la cage du mâle.

Lorsque le male exprime son comportement sexuel (chevauchement), la femelle est immobilisée par la main gauche, la main libre tenant le vagin artificiel passe sous l'abdomen entre les deux membres postérieurs de la femelle, et oriente le vagin artificiel afin de faciliter l'intromission du pénis (**Figure 15.b-c**). Après l'éjaculation, le mâle se laisse généralement tomber en arrière, parfois en émettant un cri distinctif.

La collecte a été effectuée par le même opérateur selon un rythme extensif, 2 éjaculats ont été prélevés de chaque mâle et espacés de 15 minutes (prélèvements 1 et 2).



Figure 15 : Récolte de la semence (a, b et c) (photo originale).

II.2.8.3.2. Calcul de la libido

C'est l'intervalle de temps calculé depuis l'introduction de la femelle dans la cage du mâle jusqu'à la première éjaculation, mesuré avec un chronomètre. Un mâle qui décline l'invitation de la femelle après un contact de 5 minutes est jugé avoir donné une réponse négative à cette invitation.

II.2.8.4. Méthodes d'analyse du sperme

II.2.8.4.1. Examen Macroscopique

L'examen macroscopique est effectué directement juste après la récolte, au niveau du clapier. Cette évaluation porte sur la couleur, le volume et le pH, et selon la méthode suivante :

II.2.8.4.1.1. Couleur

La couleur est déterminée par observation visuelle de la semence dans le tube de collecte transparent (**Figure 16**), Une note de 0 à 4 est attribuée à l'échantillon selon la grille citée par **Roca et al. (1993)**, (**Tableau II**).



Figure 16 : Couleur du sperme (photo originale).

Tableau II : Grille déterminant la couleur du sperme (Roca et al., 1993).

Note	Couleur
0	Sperme contaminé avec de l'urine (jaunâtre) ou le sang (rosâtre ou rougeâtre).
1	Sperme blanc aqueux
2	Sperme blanc laiteux
3	Sperme blanc nacré ou blanc ivoire.

II.2.8.4.1.2. Volume

Le volume total d'éjaculat collecté a été mesuré par lecture directe sur le tube de collecte gradué, Si le sperme recueilli contient du gel, ce dernier est retiré à l'aide d'une pince.

II.2.8.4.1.3. pH

La mesure du pH du sperme s'effectue à l'aide d'un papier pH, qui permet de déterminer l'acidité ou l'alcalinité du sperme. Une goutte de semence est prélevée à l'aide d'une micropipette et est déposée sur une bandelette de pH. La couleur obtenue est comparée avec la couleur sur la boîte, et une note de 0 à 14 donnée en fonction du changement de couleur observé et enregistré sur le papier. (Figure 17. a, b et c).

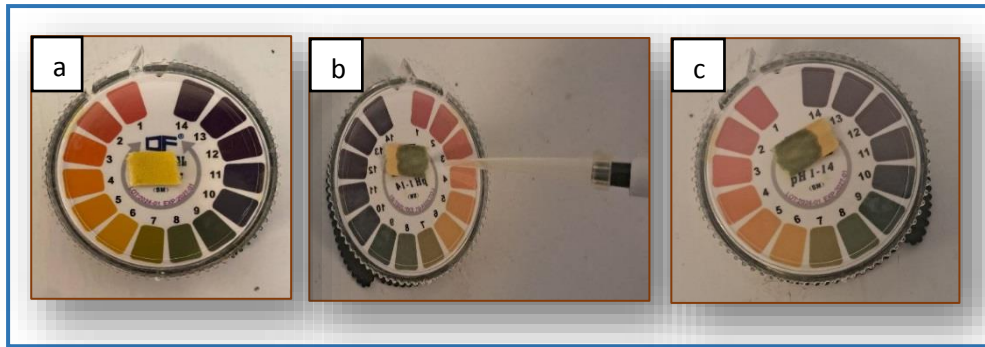


Figure 17 : Mesure du pH (a, b et c) (Photo originale).

II.2.8.4.2. Examen Microscopique

Après la réalisation de l'analyse macroscopique initiale au niveau du clapier, les tubes contenant la semence a été insérée dans une bouteille isotherme contenant de l'eau à 37°C afin de préserver sa température (**Figure 18.a**). Ensuite, l'ensemble est transporté directement au laboratoire de recherche (LBRA), et déposée dans un bain-marie maintenu à 37°C (**Figure 18.b**) afin d'effectuer l'analyse microscopique.

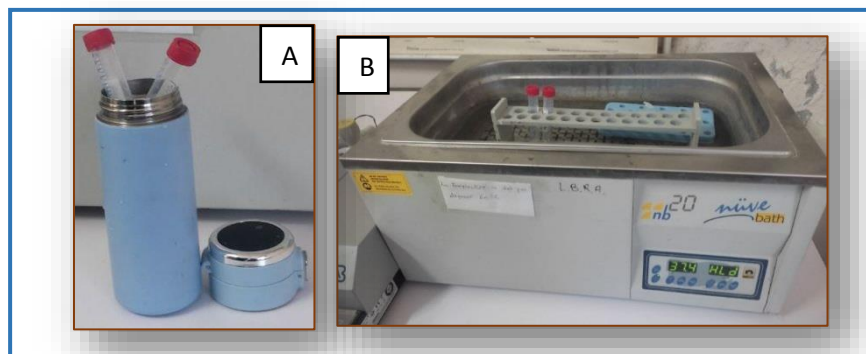


Figure 18 : Conservation des échantillons à 37°C : a : Thermos ; b : Bain marie (photo originale).

II.2.8.4.2.1. Manipulation du système CASA :

Le système CASA (Computer Analyser System Assisted) est un système informatisé d'analyse de sperme qui comprend 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. Le logiciel utilisé pour l'analyse de la mobilité est le SCA ver (version 5.1, Microptic Barcelone, Espagne), qui permet de quantifier le nombre de spermatozoïdes ayant un déplacement lent, moyen, rapide et progressif, ainsi que les

paramètres de vitesse, l'angle et la rectitude des trajectoires. Ce système permet également d'évaluer la vitalité, la morphologie et la concentration des spermatozoïdes (**Figure 19**).



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

II.2.8.4.2.1.1. Motilité massale (MM)

Nous évaluons la motilité massale en observant la capacité de déplacement en groupe des spermatozoïdes. Après identification du tube, à l'aide d'une micropipette une goutte de cette semence (10 μ L) été prélevée et déposée sur une lame de microscope, chauffée à 37°C grâce à une plaque chauffante, avec un grossissement de x10. (**Figure 20**). Ensuite, Une note de 0 (aucun spermatozoïde) à 9 (aspect de tourbillon) a été attribuée au mouvement de la masse des spermatozoïdes observés selon l'échelle de Petitjean citée par **Boussit, (1989)** (**Tableau III**).

Tableau III : Echelle de Petitjean (1965) pour notation de la motilité massale (Boussit, 1989).

Note	Nature et intensité du mouvement
0	Pas de spermatozoïdes
1	Spermatozoïdes immobiles
2	Quelques spermatozoïdes agités, oscillants sur place
3	Beaucoup de spermatozoïdes agités sans déplacement notable.
4	Quelques spermatozoïdes immobiles, quelques spermatozoïdes agités 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 mouvements de vagues lents.
8	Même chose que 7 avec mouvements de vague distinct lents
9	Vagues énergétiques, aspect de tourbillons, motilités excellentes.

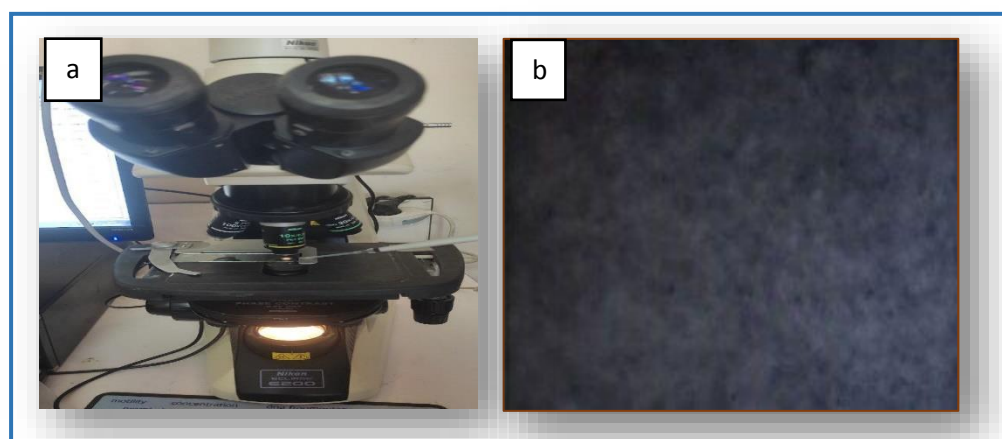


Figure 20 : Observation d'une microgoutte de spermatozoïde sans dilution pour évaluer la MM (a et b) (photo originale).

II.2.8.4.2.1.2. Motilité individuelle (MI)

La motilité individuelle a été appréciée après dilution de 10 microlitres de sperme pur prélevé à l'aide d'une micropipette réglable, dans 290 μ L de solution de NaCl préalablement chauffée à 37 °C dans un bain-marie pour éviter le choc thermique lors de la dilution. Cela revient à diluer la solution dans un rapport de 1/30, suivie d'une homogénéisation.

Ensuite, Une goutte de semence diluée a été déposée entre une lame et une lamelle à l'aide d'une micropipette et la préparation est ensuite observée à l'aide du système CASA, utilisant un grossissement x10 (**Figure 21.a**). Après, le type des mouvements des spz est noté en utilisant l'échelle d'**Andrieu, (1974)** allant de 0 à 4 (**Tableau IV**).

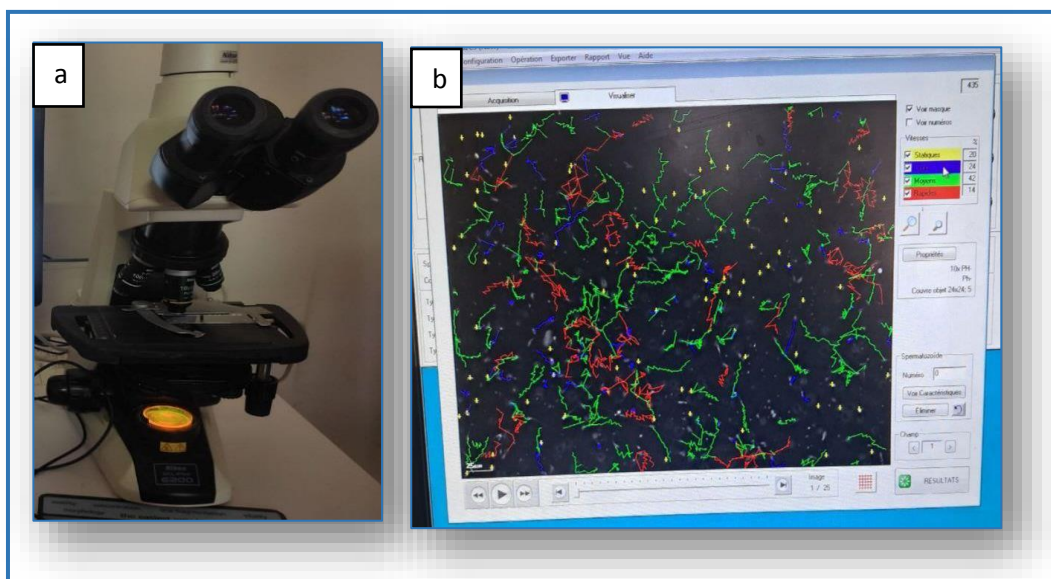
Tableau IV : Echelle d'**Andrieu (1974)** pour la notation de la motilité individuelle.

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.

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, μ m) : 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 21. b**).

Figure 21 : Observation d'une microgoutte de spermatozoïde diluer pour évaluer la MI (**a et b**) (Photo originale).

II.2.8.4.2.1.3. Vitalité (Viabilité)

D'après **Bamba (1998)**, ce paramètre est évalué par l'utilisation de la technique de la coloration éosine-nigrosine. Pour réaliser cette étude, il faut suivre les étapes suivantes :

- Déposer 10 μL de sperme sur la lame pur à l'aide d'une micropipette (**Figure 22.a**).

- Ajouter 10µL d'éosine et homogénéiser (**Figure 22.b et c**), puis 10 microlitres de nigrosine (**Figure 22.d**) sur le même point.
- A l'aide d'un embout de micropipette, homogénéiser le mélange (sperme, éosine-nigrosine) (**Figure 22.e**).
- Étaler à l'aide d'une autre lame afin d'avoir un frotti. (**Figure 22.f**).
- Laisser le frotti séché dans l'obscurité pendant quelques minutes (**Figure 22.g**).
- La lecture se fait après quelques minutes, lorsque les lames sont complètement sèches.
- Déposer la lame sous le microscope relié au system CASA avec un grossissement X20 (**Figure 23**). Compter 200 spermatozoïdes.

Le colorant éosine pénètre dans les spermatozoïdes morts (cellules dont la membrane plasmique est endommagée) et les colore en rose. Tandis que le colorant nigrosin offre un contraste sombre pour une meilleure visualisation des spermatozoïdes vivants dont la membrane est imperméable au colorant, apparaissent avec couleur blanche (**Figure 24**).

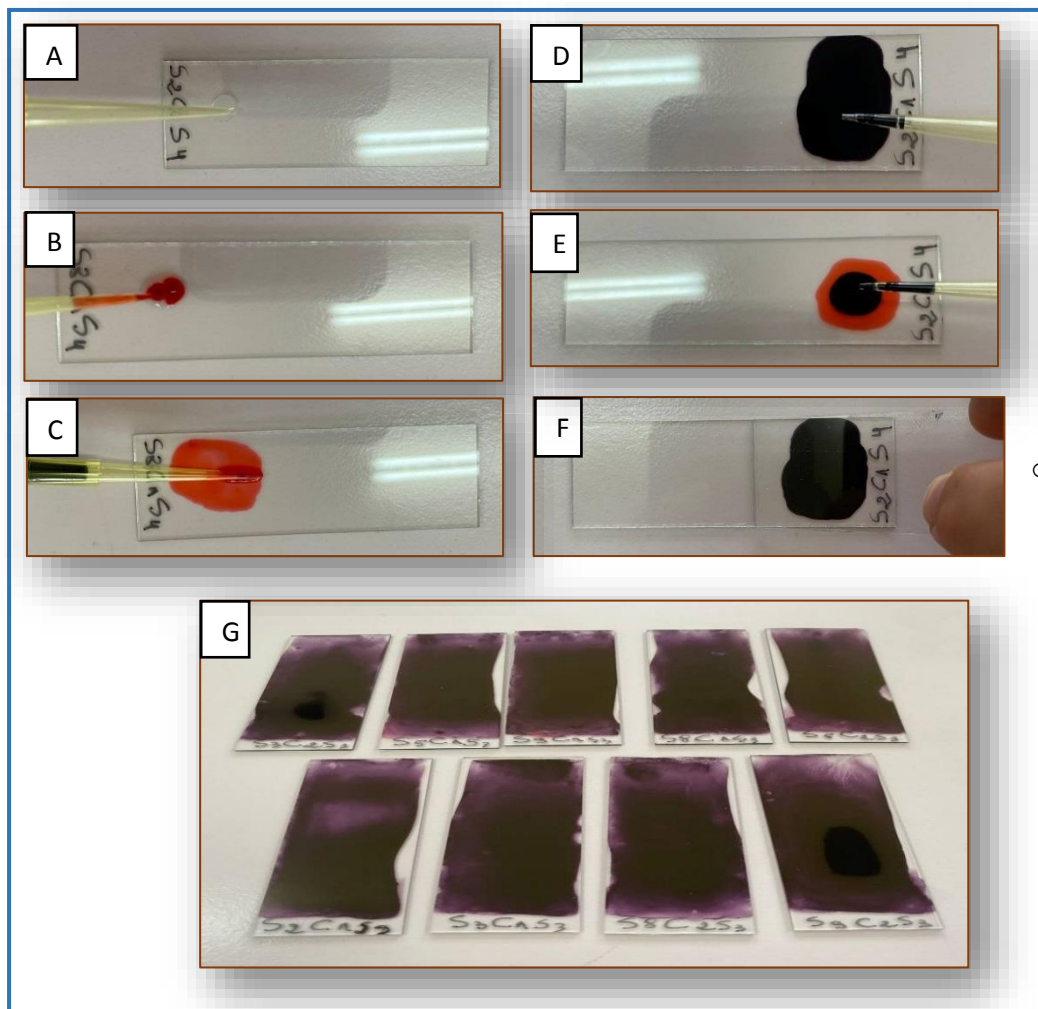


Figure 22 : Préparation du frottis pour évaluer la vitalité (a, b, c, d, e, f, g) (photo originale).

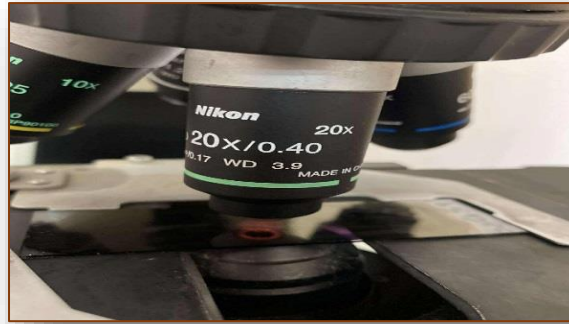


Figure 23 : Observation au microscope (Photo originale).

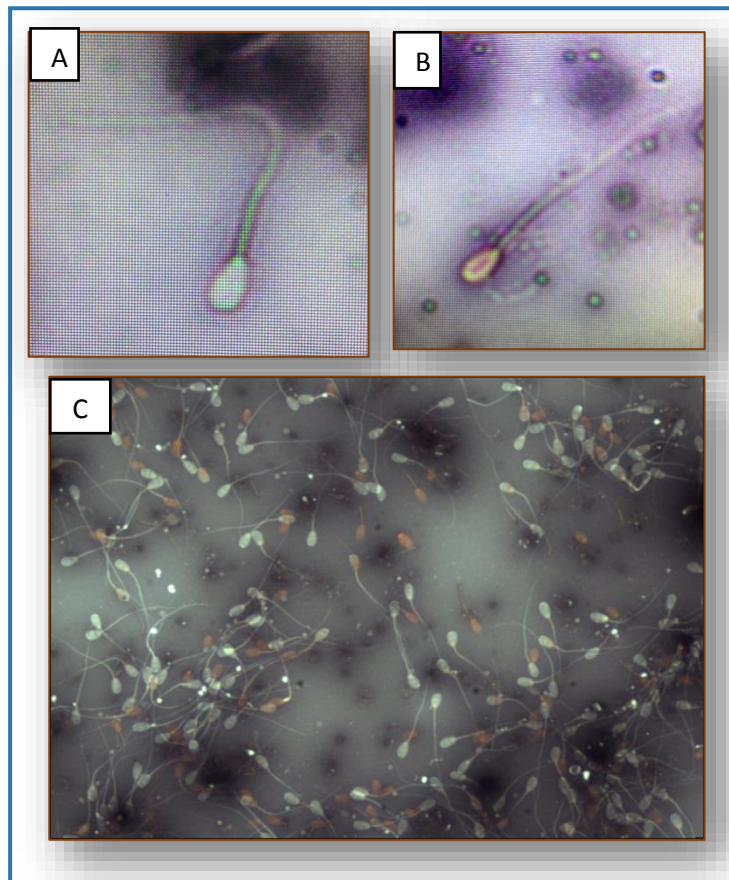


Figure 24 : Observation des spermatozoïdes vivants (a) et morts (b) après coloration à l'éosine-nigrosine (a, b et c) (Photo originale).

II.2.8.4.2.1.4. Morphologie

A la suite de l'analyse de la vitalité des spz, la même lame est également utilisée pour détecter les anomalies morphologiques. L'analyse porte sur 200 spermatozoïdes, toujours à l'aide du système CASA avec un grossissement $\times 20$. Divers types d'anomalie des différentes

parties du spz sont susceptible d'être détectées (**Figure 25**). Nous distinguons ainsi des anomalies suivantes :

- La tête : allongée, arrondie, piriforme ou double, vacuolement nucléaire.
- La pièce intermédiaire : épaissie, coudée, dédoublée ou détachée présence de gouttelette cytoplasmique.
- La queue ou au flagelle du spz : courte, multiple, enroulée, cassée ou absente.

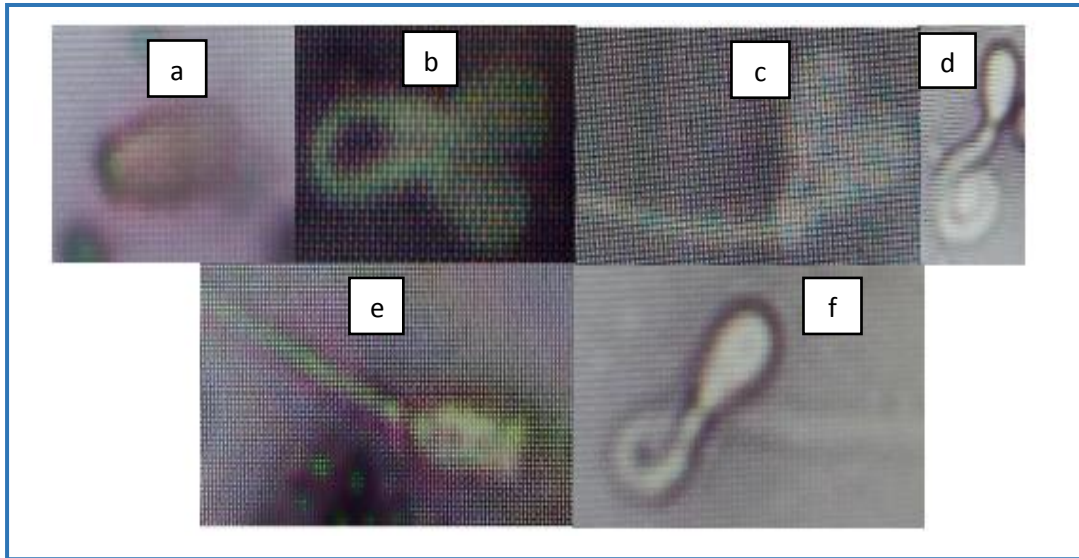


Figure 25 : Anomalies des spermatozoïdes : **a)** Tête normale sans queue ; **b et c)** Spz à double tête ; **d)** Queue enroulée ; **e)** tête écrasée ; **f)** queue repliée. (**Photo originale**).

II.2.8.4.2.1.5. Concentration

La concentration est déterminée à l'aide d'un hématimètre de type cellule de Thoma, qui comporte des grilles composées chacune de 16 grands carrés, eux-mêmes subdivisés en 16 petits carrés d'une surface de $1/400 \text{ mm}^2$ (chaque petit carré mesurant $1/20 \text{ mm} \times 1/20 \text{ mm}$).

Cette mesure permet de déterminer le nombre de spz par millilitre de semence pure à partir d'une goutte de sperme diluée selon le protocole suivant :

- Prélever $10 \mu\text{L}$ de sperme à l'aide d'une micropipette (**Figure 26.a**).
- Ajouter $1990 \mu\text{L}$ de formol dilué à 10 % (préparé en diluant 10 mL de formol à 35 % dans 1 L de solution de NaCl à 0,9 %) (**Figure 26.b**).
- Homogénéiser la solution manuellement ou à l'aide d'un agitateur (**Figure 26.c**).

- La préparation de la cellule de Thoma consiste à fixer de la lamelle sur la lame de l'hématimètre (**Figure 26.d**).
- A l'aide d'un micropipette déposez une goutte de solution diluée (sans bulles d'air) sur le bord de la lamelle, pour la première grille. La goutte se propagera ensuite par capillarité entre la lame et la lamelle. Répétez l'opération pour la deuxième grille (**Figure 26.e**).
- Laisser reposer la préparation pendant 10 minutes afin que les spz se déposent au fond de la lame.
- Observer la préparation sous un microscope optique à contraste de phase, avec un grossissement de x20 (**Figure 26.f**).

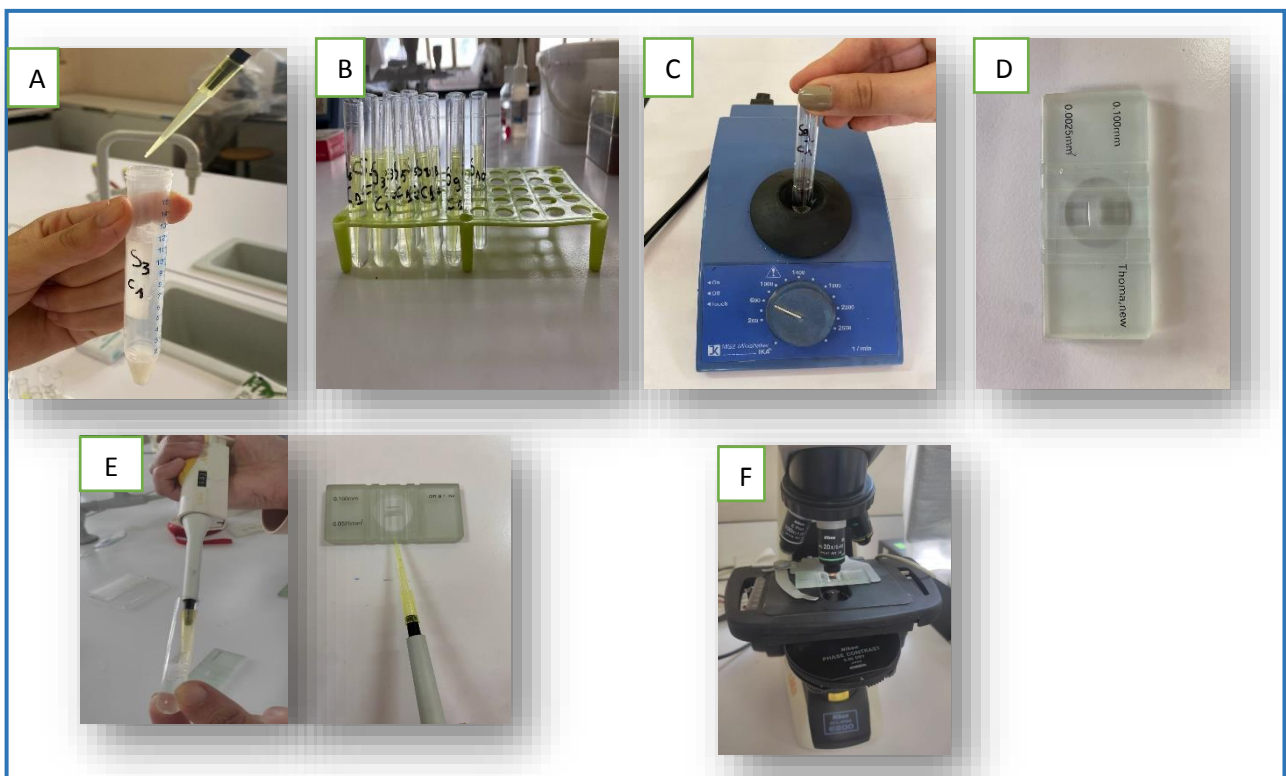


Figure 26 : Préparation de la cellule de thoma (A, B, C, D, E, F) (photo originale).

La concentration en spz est calculée selon la formule ci-dessus

$$\text{Cn} = \frac{X * D * 1000}{\text{volume compté} * 2} \quad \longrightarrow \quad \text{Cn} = X * 200 \text{ millions} / 64.$$

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

D = Dilution du sperme.

Cn = Concentration.

Pour calculer la somme des spermatozoïdes, nous comptons le nombre de spz dans chaque chambre et s'assurant que la différence entre comptages des deux chambres, ne dépasse pas la valeur indiquée dans Annexe B. **(Figure 27).**

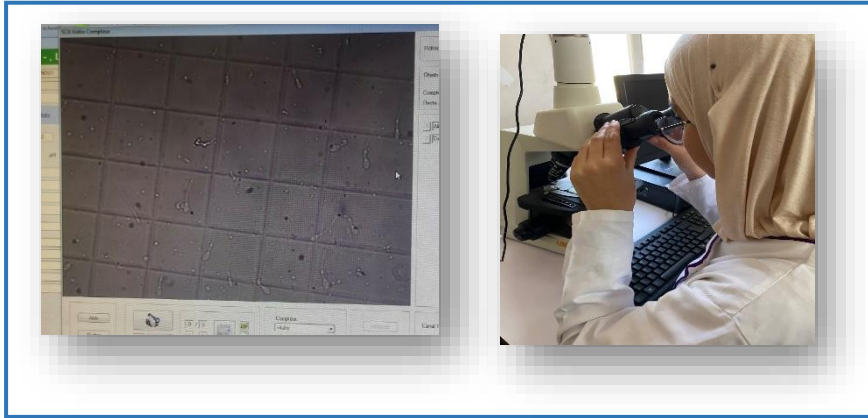


Figure 27 : Observation microscopique des spz à l'aide d'une cellule de Thoma **(photo originale).**

II.2.9. Prélèvement sanguin :

Au cours de la dernière semaine d'analyse du sperme de chaque saison (automne / printemps), le prélèvement sanguin doit être effectué aux niveaux du clapier de la station expérimentale de l'université de Blida 1.

II.2.9.1.1. Contention du lapin avant le prélèvement :

Pour faciliter le prélèvement sanguin, le lapin peut être enveloppé dans une serviette, formant ainsi une contention douce et sécurisante **(Figure 28).**



Figure 28 : Contention à l'aide d'une serviette **(photo originale).**

II.2.9.1.2. Techniques de prélèvement de sang

Selon la technique décrite par **Sanroma (2012)**, le prélèvement sanguin doit être effectué en suivant ces étapes :

- Vérifier l'identification de l'animal et observer son état général avant de commencer, en notant toute anomalie observée.
- Restreindre le lapin dans un sac ou une serviette de contention, le placer en décubitus sternal et étirer sa tête vers le haut et ses pattes antérieures vers le bas.
- Raser ou bien arracher en douceur avec les doigts les cheveux au tour du site de prélèvement puis le nettoyer avec de l'alcool.
- Dilater la veine en massant l'oreille, en approchant une source de chaleur.
- Effectuer une pression à la base de l'oreille pendant le prélèvement (garrot).
- Préparer les cathéters et les seringues, insérer prudemment l'aiguille et collecter dans un tube d'héparine contenant l'héparine de lithium comme anticoagulant pour le dosage hormonale (testostérone) un volume de 5 ml (**Figure 29**).
- Retirer l'aiguille, puis appliquer fermement une gaze de coton sur le site de venipuncture pendant au moins une minute pour arrêter le saignement et prévenir la formation d'hématomes, en évitant d'utiliser une gaze imprégnée d'alcool.
- S'assurer que le saignement s'est arrêté avant de retourner l'animal dans sa cage et vérifier l'état des animaux avant de quitter la pièce.

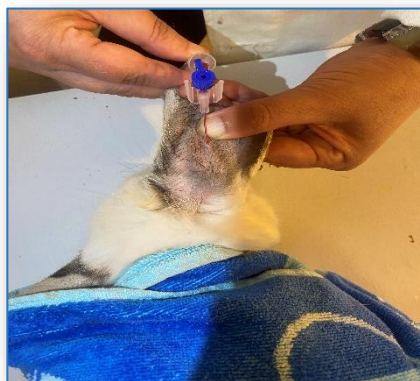


Figure 29 : Technique de prélèvement sanguin (Photo originale).

- Centrifugé à 300 rpm pendant 15 min les prélèvements sanguins afin de séparer le sang du plasma (**Figure 30 : a et b**).
- Prélever avec une micropipette le surnageant (plasma) et le mettre dans un

Eppendorf et le congèle rapidement pour une conservation optimale.



Figure 30 : Centrifugation du prélèvement sanguin (photo originale).

a : Centrifugation du prélèvement sanguin, **b :** récupération du plasma, **c :** le plasma

II.2.9.2. Dosage hormonal de la testostérone par le mini VIDAS

Après la centrifugation, les échantillons sont placés dans une glacière afin de maintenir une température froide. Ils sont ensuite transportés vers le laboratoire d'analyse de VITALAB à Soumaa, où la concentration de testostérone est évaluée.

II.2.9.2.1. 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 31**), 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 (**Gasser et al., 2003**).



Figure 31 : Appareil VIDAS 3 (Photo originale).

II.2.9.2.2. Les étapes de la technique

- 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.

II.2.10. Analyse statistique des résultats :

Les résultats numériques sont exprimés sous la forme de la moyenne arithmétique, avec l'erreur standard de la moyenne (**ESM**) en complément :

❖ <u>Moyenne arithmétique</u> :	$X = \frac{\sum X_i}{n}$
--	--------------------------

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

Où :

- **xi** : valeurs individuelles.
- **n** : nombre de valeurs.
- **σ** : écart-type.

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

$$t = \frac{\bar{X}_1 - \bar{X}_2}{s \sqrt{\frac{1}{n_1} + \frac{1}{n_2}}} \quad \text{Avec} \quad s^2 = \sqrt{\frac{\sum (x_1 - \bar{X}_1)^2 + \sum (x_2 - \bar{X}_2)^2}{n_1 + n_2 - 2}}$$

Où :

- **X1** et **X2** : valeurs moyennes arithmétiques de chaque série.
- **X1** : valeurs individuelles de la première série.
- **X2** : valeurs individuelles de la deuxième série.
- **n1** et **n2** : nombre de valeurs de chaque série.

La probabilité « **p** » est déterminée sur la table de distribution des « **t** » en fonction du degré liberté (**n1 + n2 - 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 (***)

Chapitre III

Résultats et Discussion

III.1 Résultats

Dans cette section de l'étude, nous commencerons par déterminer les paramètres d'ambiance propres à chaque saison. Ainsi que le poids corporel et le taux de récolte de la semence utilisable des lapins de souche synthétiques sélectionnés pour cette expérimentation. Ces derniers sont d'âge adulte (20mois), présentaient un poids moyen respectif en automne $3,04 \pm 0,326$ kg et de $3,015 \pm 0,342$ kg au printemps. S'ensuite après, l'analyse macroscopique et microscopique de la qualité spermatique de ces derniers. Et enfin, le dosage sérologique de la testostérone pour chaque saison.

III.1.1. Paramètre d'ambiance

Les valeurs moyennes de température et d'hygrométrie ambiante notées au cours de cette partie expérimentale ainsi que celles de l'indice reliant la température à l'hygrométrie (THI) calculées sont rapportées dans **le tableau V** et présentées dans **la Figure 32**.

Tableau V : Valeurs moyenne de la température, l'hygrométrie et de THI enregistrées lors de l'expérimentation.

	Température (°C)			Hygrométrie (%)			THI		
	Min	Max	Moy	Min	Max	Moy	Min	Max	Moy
Automne	21,6 ± 0,73	25,73 ± 1,28	23,23 ± 1,73	47,38 ± 9,91	89,25 ± 3,18	65,63± 10,46	21,88 ± 0,49	26,12 ± 1,87	22,25 ± 1,39
Printemps	24,9 ± 2,58	28,34 ± 1,65	26,11 ± 1,65	52 ± 7,95	60,13± 6,09	55,79± 5,55	23,40 ± 2,19	26,60 ± 1,09	24.50 ± 1,30

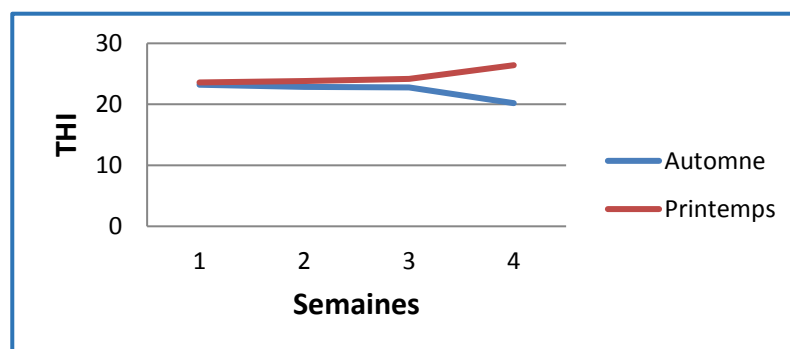


Figure 32 : Evolution du THI des deux saisons selon les semaines.

III.1.2. Poids corporel

Les résultats concernant le poids corporel des lapins, mesurés au cours de l'expérience, sont présentés dans le **tableau VI** et la **Figure 33**. Le poids des lapins est similaire entre les deux saisons, avec des valeurs de 3,04 g en automne et 3,015 g au printemps. Ces données indiquent qu'il n'y a pas de différence significative entre les deux saisons ($p > 0,05$).

Tableau VI : Evolution du poids corporel des lapins selon la saison (moyenne $\pm$ erreur standard)

	Automne	Printemps	P value
Poids corporal	3,04 $\pm$ 0,326	3,015 $\pm$ 0,342	0,899(NS)

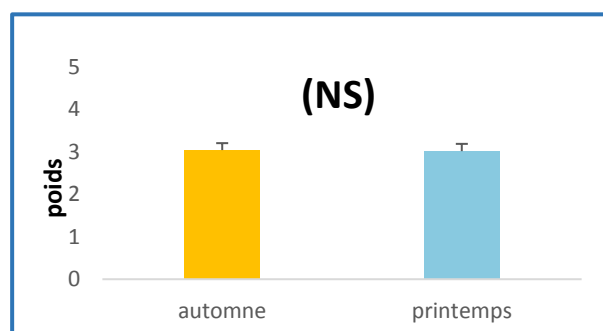


Figure 33 : Diagramme représentant la moyenne du poids corporel des lapins mâle en automne et au printemps.

III.1.3. Taux de la récolte spermatique utile

Les valeurs moyennes du taux de la réponse positive aux sollicitations, des éjaculats analysés chez les lapins males des deux saisons sont rapportées dans le **tableau VII**. Pendant l'automne, les taux de sollicitation et d'éjaculation étaient respectivement de 64,58% et 87,09%. Au printemps, le taux de sollicitation a augmenté de 20,83% pour atteindre 85,41%, tandis que le taux d'éjaculation a baissé de 4,17% pour arriver à 82,92%.

Tableau VII : le taux des réponses aux sollicitations, des éjaculats analysés et ceux présentant un gel chez les lapins mâles des deux saisons.

Saison	Automne	Printemps
Nombre d'animaux étudiés	6	6
Nombre de sollicitations	48	48
Nombre d'éjaculats collectés	31	41
Nombre d'éjaculats observés	27	34
Nombre d'éjaculats éliminés	4	7
Causes d'élimination		
Présence de sang	0	0
Présence d'urine	1	0
Volume < 0,2 ml	3	7
Réponses aux sollicitations		
Réponse aux sollicitations (%)	64,58	85,41
Réponse aux éjaculations (%)	87,09	82,92
Nombre des éjaculats avec gel	0	0
Taux des éjaculats avec gel (%)	0	0

I.1.4. 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 saisons sont présentés dans le **tableau VIII** .

Tableau VIII : Valeurs moyennes globale et la déviation standard (SD) de la libido et de certains paramètres de la semence chez les lapins mâles des deux saisons.

Variable		(Moyenne $\pm$ SD)		P values
		Automne	Printemps	Saison
Libido (sec)		51,061 $\pm$ 66,84	18,19 $\pm$ 8,06	0,26 (NS)
Volume sans gel (ml)		0,66 $\pm$ 0,37	0,54 $\pm$ 0,22	0,55 (NS)
pH		7,52 $\pm$ 0,30	7,10 $\pm$ 1,27	0,042 (*)
Concentration (x106 /ml)		250,24 $\pm$ 146,45	195,57 $\pm$ 76,78	0,45 (NS)
Vitalité (%)		51 $\pm$ 0,19	53 $\pm$ 0,13	0,86 (NS)
Anomalie morphologique (%)	Totale	19,3 $\pm$ 11,003	33,78 $\pm$ 13,97	0.09(NS)
	Tête	2,71 $\pm$ 1,58	6,33 $\pm$ 2,80	0,03 (*)
	PI	1,23 $\pm$ 1,18	7,49 $\pm$ 4,62	0,02 (*)
	GC	1,33 $\pm$ 1,49	4,78 $\pm$ 1,34	0,003 (**)
	Queue	13,96 $\pm$ 8.25	14,15 $\pm$ 8.44	0,97 (NS)
Motilité	Motilité Massale	4,73 $\pm$ 2.12	5,87 $\pm$ 0.94	0,26 (NS)
	Motilité Individuelle (%)	56,87 $\pm$ 16,10	59,30 $\pm$ 16,95	0.62 (NS)
Progression (%)		43,13 $\pm$ 12,72	8,12 $\pm$ 15,87	0.64(NS)
Paramètres cinétiques du sperme	VCL (μ m/s)	43,24 $\pm$ 6,84	40,38 $\pm$ 4,83	0,44 (NS)
	VAP (μ m/s)	27,06 $\pm$ 8,31	29,76 $\pm$ 3,36	0,48 (NS)
	VSL (μ m/s)	21,66 $\pm$ 8,36	24,78 $\pm$ 3,66	0,43 (NS)
	STR (%)	46,91 $\pm$ 12,11	54,23 $\pm$ 10,01	0,30 (NS)
	LIN (%)	49,82 $\pm$ 8,75	61,83 $\pm$ 28,08	0,74 (NS)
	WOB	62,82 $\pm$ 11,64	63,19 $\pm$ 12,44	0,96 (NS)
	ALH (μ m)	2,38 $\pm$ 0,26	1,91 $\pm$ 0,38	0,046 (*)
	BCF (Hz)	4,79 $\pm$ 0,52	4,68 $\pm$ 1,46	0,87 (NS)

(PI : pièce intermédiaire ; GC : gouttelette cytoplasmique).

III.1.4.1. Libido (Ardeur sexuelle)

Au cours de notre étude expérimentale et d'après l'analyse statistique que nous avons réalisée, la libido varie de façon non significative $P=0,26$ ($P>0,05$) entre l'automne et le printemps ($51,061\pm66,84$ et $18,19\pm8,06$) (Voir le tableau VIII et la Figure 34).

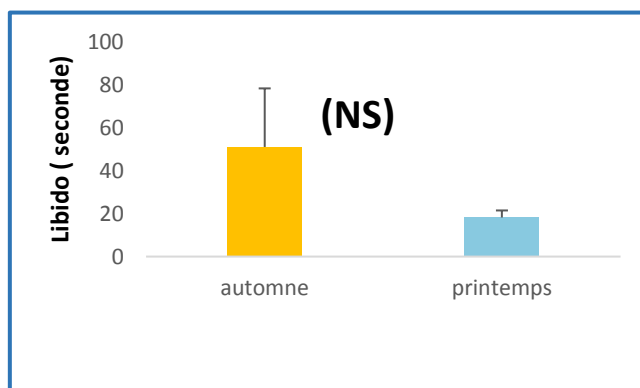


Figure 34 : Evolution de la libido des lapins en fonction des deux saisons.

III.1.4.2. Caractéristique de la semence

III.1.4.2.1. Evaluation macroscopique de la semence

III.1.4.2.1.1 Volume

La Figure 35 et le tableau VIII démontrent la moyenne du volume (sans gel) pour les deux saisons. L'analyse statistique ne montre pas de différence significative entre l'automne et le printemps en ce qui concerne le volume de l'éjaculat (sans gel), car $P>0,05$ ($P=0,55$).

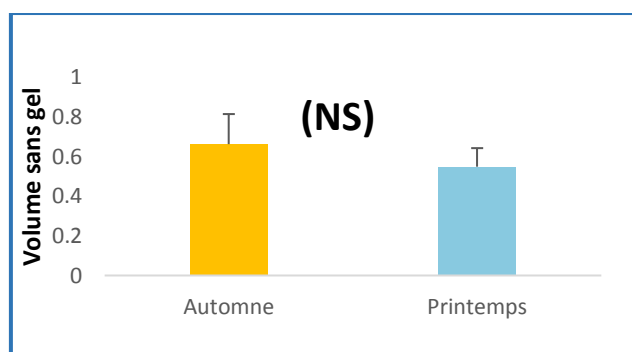


Figure 35 : Volume moyen (sans gel) de la semence en fonction des deux saisons.

III.1.4.2.1.2. Couleur

Au cours de notre expérimentation, la majorité des prélèvements effectués sur la souche synthétique durant l'automne présentaient une couleur blanche. De même, au printemps, la couleur de la semence est restée blanche dans l'ensemble, à l'exception de quelques cas où elle tendait vers un blanc crème. Donc l'évaluation ne montre aucune différence significative ($P > 0,05$) (Figure 36).

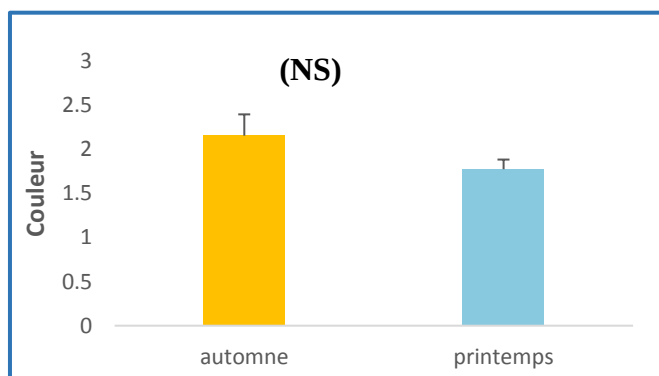


Figure 36 : Evaluation de la couleur en automne et au printemps.

III.1.4.2.1.3. pH

Dans le contexte de cette étude, l'évaluation du pH moyen en fonction de la saison révèle une différence significative au seuil ($P > 0,01$) (Tableau VIII et Figure 37).

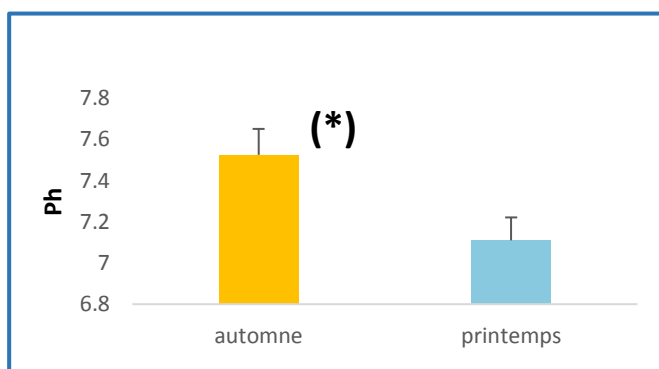


Figure 37 : Evaluation de pH en automne et au printemps.

III.1.4.2.2. Evaluation microscopique de la semence

III.1.4.2.2.1. Concentration

Le tableau VIII et la Figure 38 montrent l'impact de saison sur la concentration moyenne de spz dans le sperme, durant l'automne, les lapins de souche synthétique ont présenté des valeurs de concentration en spz $250,24 \pm 146,45$. En comparant avec les

données obtenues au printemps, qui étaient de $195,76 \pm 76,78$. Néanmoins, l'analyse statistique ne révèle aucune différence significative $P=0.45$ ($P>0,05$).

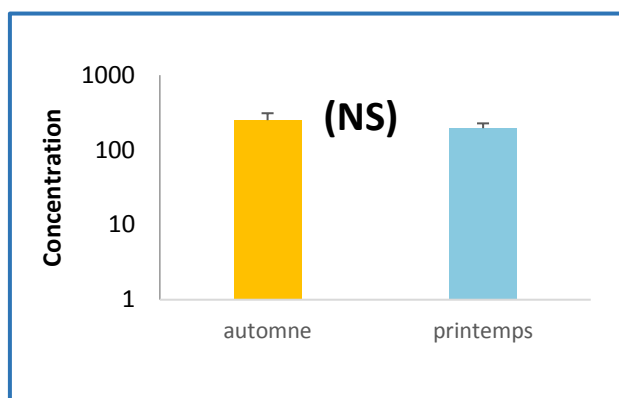


Figure 38 : Evaluation de la concentration en automne et au printemps.

II.1.4.2.2.2. Vitalité

Le pourcentage moyen de spermatozoïdes vivants par saison est présenté dans le **tableau VIII et la Figure 39**. L'analyse statistique n'a révélé aucune différence significative entre les saisons automnale et printanière ($p > 0,05$).

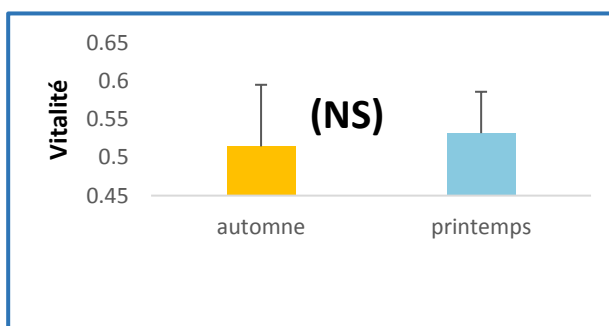


Figure 39 : Evaluation de la vitalité selon les saisons.

III.1.3.2.2.3. Anomalies morphologiques

Dans notre étude réalisée sur des lapins de souche synthétique, aucune différence significative ($p > 0,05$) n'a été observée entre les deux saisons (automne et printemps) pour les valeurs totales de morphologie ($p = 0,09$) et de la queue ($p = 0,97$). En revanche, pour la pièce intermédiaire ($p = 0,02$) et les anomalies de la tête ($p = 0,03$), des différences significatives ont été observées ($0,05 < p < 0,01$). Quant à la gouttelette cytoplasmique ($p =$

0,003), elle montre une différence très significative ($p < 0,01$). Les moyennes de ces anomalies sont présentées dans le **tableau VIII** et les **Figures 40, 41 42, 43 et 44**.

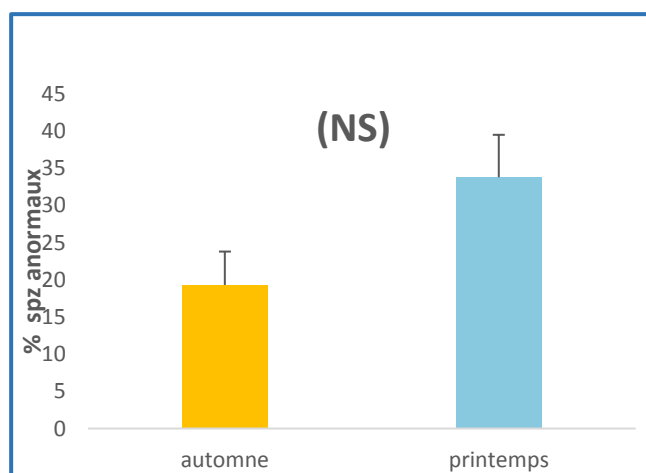


Figure 40 : Evaluation du pourcentage des spermatozoïdes anormaux selon les saisons.

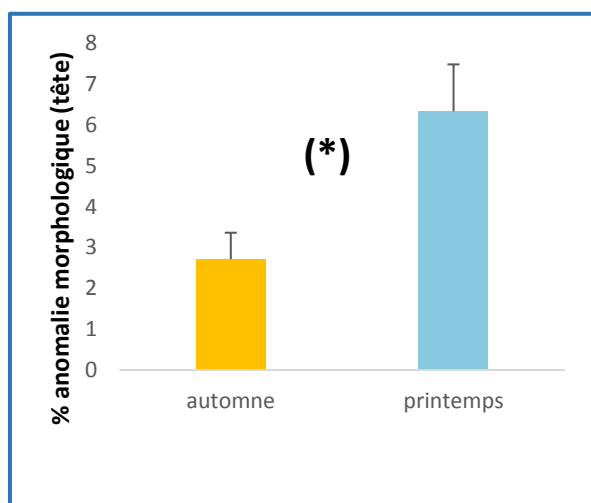


Figure 41 : Evaluation du pourcentage des spermatozoïdes anormaux avec morphologie de la tête selon les saisons.

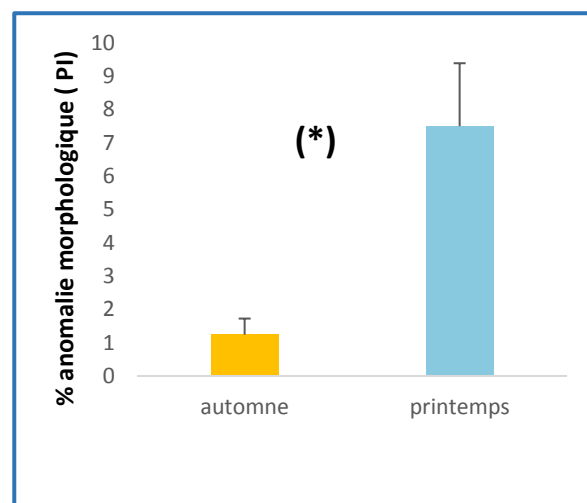


Figure 42 : Evaluation du pourcentage des spermatozoïdes anormaux avec morphologie de la pièce intermédiaire selon les saisons.

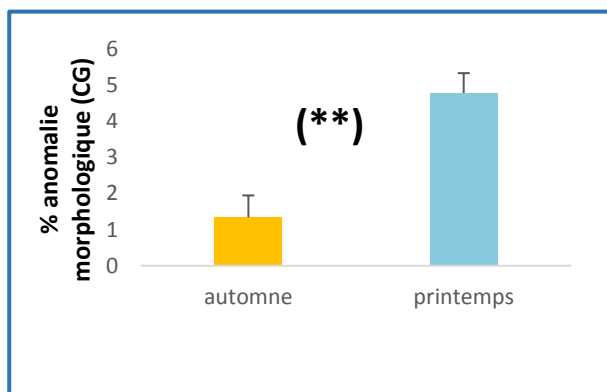


Figure 43 : Evaluation du pourcentage des spermatozoïdes anormaux avec morphologie de la gouttelette cytoplasmique selon les saisons.

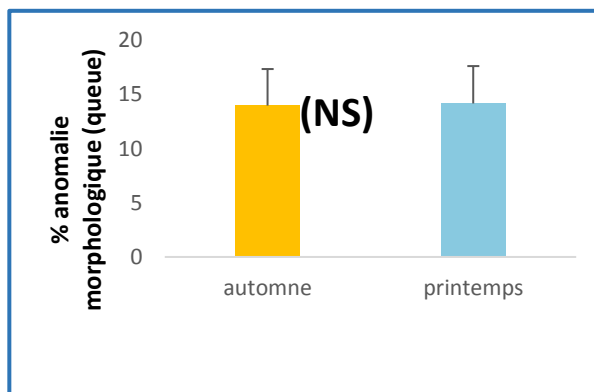


Figure 44 : Evaluation du pourcentage des spermatozoïdes anormaux avec morphologie de la queue selon les saisons.

III.1.4.2.2.4. Motilité massale et individuelle

Les moyennes de la motilité massale et individuelle mesurées chez les lapins de la souche synthétique au cours des deux saisons sont présentées dans **le tableau VIII et la Figure 45**. Cette dernière n'a mis en évidence aucune différence significative ($P > 0,05$), avec des valeurs de ($P = 0,26$) pour la motilité massale et ($P = 0,62$) pour la motilité individuelle.

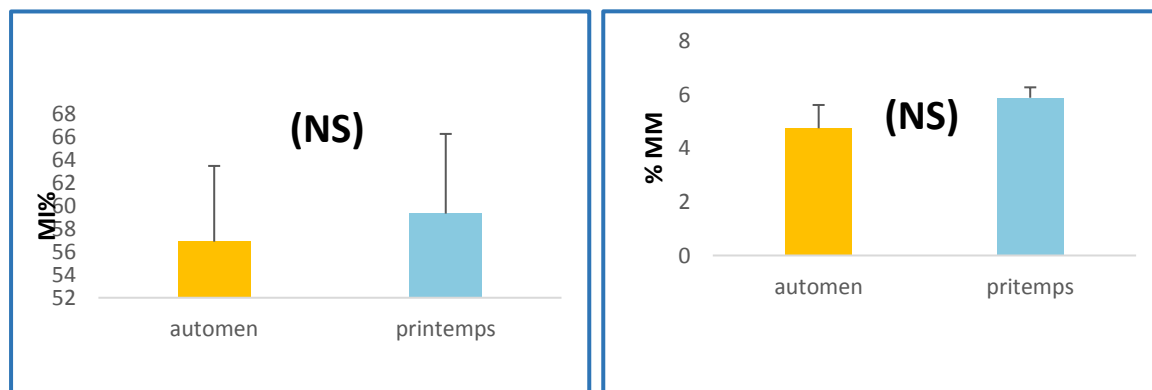


Figure 45 : Evaluation de la motilité massale et individuelle selon les saisons.

III.1.3.2.2.4.1. Progressivité

Durant notre expérimentation en automne et printemps, les lapins de la souche synthétique n'ont montré aucune différence significative en ce qui concerne la progressivité des spermatozoïdes, avec un $P = 0,64$ ($p > 0,05$). Les valeurs moyennes de ces dernières sont illustrées dans **le tableau VIII et la Figure 46**.

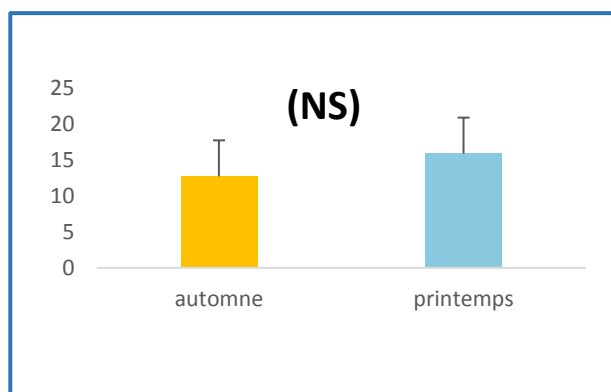
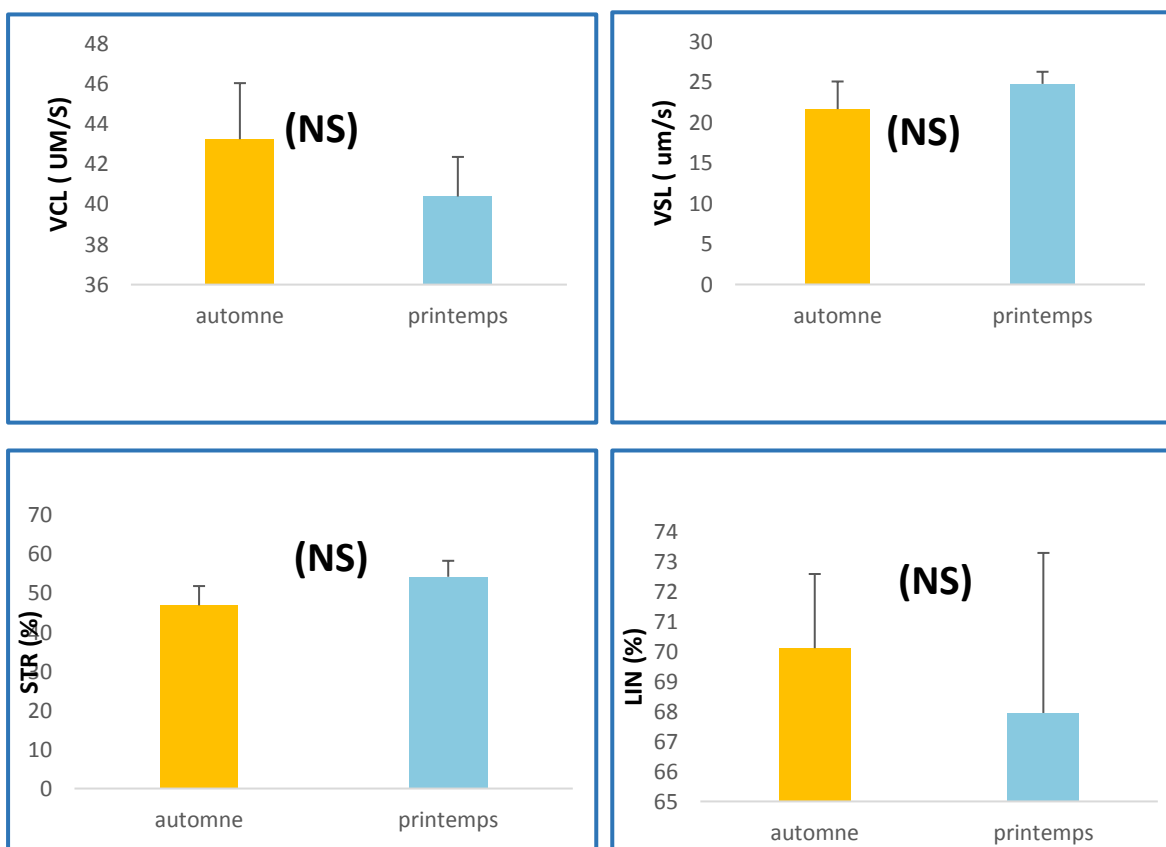


Figure 46 : évaluation de la progressivité selon les saisons.

III.1.3.2.2.4.2. Paramètres cinétiques spermatiques

Au cour de cette étude, les paramètres de motilité mesurés par le système CASA chez les lapins de la souche synthétique en automne et au printemps, ne révèle aucune différence significative ($P > 0,05$), à l'exception de l'ALH qui a varié de façon significative ($0,05 < p < 0,01$) (Figure 47).



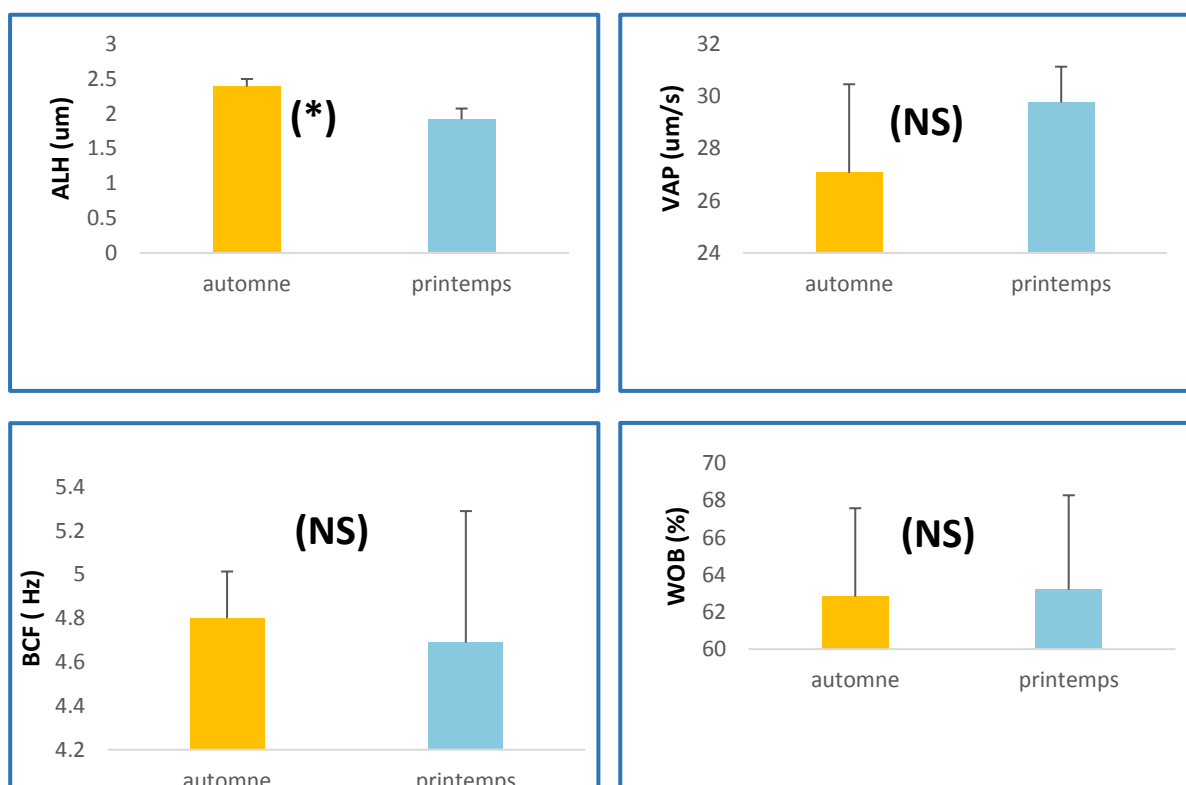


Figure 47 : Evaluation des paramètres cinétiques du sperme pour les lapins des deux saisons.

III.1.5. Dosage de la testostérone

Les valeurs moyennes du taux plasmatique de la testostérone enregistrées chez la souche synthétique durant cette partie expérimentale sont rapportées dans **le tableau IX et la Figure 48**.

Tableau IX : Valeurs moyennes globale et la déviation standard (SD) du taux plasmatique de la testostérone chez les lapins mâle des deux saisons.

	Automne	Printemps	P value
Testostérone(μg/dl)	0,21±0,23	0,78±1,17	0,376(NS)

Les profils hormonaux de la testostérone plasmatique chez nos lapins n'ont révélé aucune différence significative (**P > 0,05**) entre les saisons automnale et printanière. Les concentrations moyennes étaient respectivement de 0,21± 0,23 ng/dl en automne et de 0,78 ± 1,17 ng/dl au printemps.

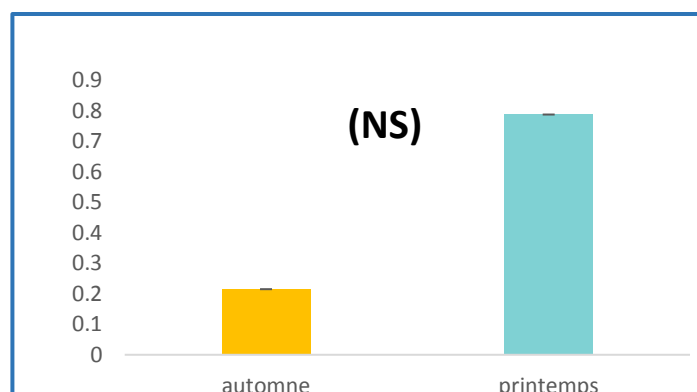


Figure 48 : Evaluation du taux de testostérone selon les saisons (automne/printemps).

III.2. Discussion

III.2 .1. Paramètre d'ambiance

À l'automne, les valeurs de la température et de l'hygrométrie diurnes moyennes enregistrées atteignent respectivement $23,23 \pm 1,73^\circ\text{C}$ et de $65,63 \pm 10,46\%$. Durant le printemps, nous notons une légère augmentation de la température ($26,11 \pm 1,65^\circ\text{C}$) et une baisse de l'hygrométrie ($55,79 \pm 5,55\%$), mettant ainsi les lapins justes au-dessus de leur zone du confort thermique située entre 15 et 20°C selon **Moussa-Balabel, (2004)**. Nos résultats sont proches à ceux retrouvé chez **Okab,(2007)**, qui a trouvé une température entre $27,1^\circ\text{C}$ et $18,9^\circ\text{C}$ et une humidité de $86,1\%$ d'humidité au printemps.

Les valeurs moyennes calculées de l'indice reliant la température à l'hygrométrie THI en automne et au printemps sont respectivement de $22,25 \pm 1,39$ et de $24,50 \pm 1,30$. Les données enregistrées indiquent une absence de stress thermique ($\text{THI} < 27,85$) selon **Marai et al., 2002**.

Nous notons que les valeurs de THI sont plus basses à l'automne que celles enregistrées au printemps, ces résultats sont liés à la température baisse. La température faible ne semble nullement perturber les lapins dans leurs activités sexuelles (**Lebas, 2009**). La qualité de la semence produite est extrêmement sensible à de fortes chaleurs couplées à une forte hygrométrie (85% pendant 6 semaines) (**Finzi et al., 2000**).

III.2.2. Effet de la saison sur le poids corporel

Dans le cadre de notre expérimentation, les résultats montrent que le poids corporel des lapins adultes de souche synthétique n'est pas influencé par la saison.

Selon **baselga (1978)**, les performances de croissance sont meilleures pendant l'automne et l'hiver et diminuent au printemps et en été.

III.2.3. Taux de récoltes utiles

Le taux des éjaculats récoltés chez la souche synthétique en printemps (85,41%) est plus important qu'en automne (64,58%) avec un écart moyen de 20,83%. En revanche, le taux des éjaculats analysés en automne est supérieur (87,09%) que celui du printemps (82,92%) avec un écart moyen de 4,17%.

Toutefois, le taux d'éjaculats collecté et analysé au printemps (85,41%, 82,83% respectivement) est proche à celui rapporté par **Ain-Beziz et al. (2012)**, qui ont obtenu un taux d'éjaculat de 100 % par rapport aux nombres de sollicitation et 96% pour les éjaculats analysés.

III.2.4. Evaluation de la libido et les caractéristiques de la semence

III.2.4.1. Libido

Dans nos conditions expérimentales, la libido moyenne notée au cours de notre étude est de 51,06 secondes et de 18,19 secondes, respectivement pour l'automne et le printemps. Ce que nous pouvons noter, est que le temps de réaction de nos mâles de souche synthétique en printemps est plus court par rapport à celui de l'automne. Cependant, nos valeurs de libido entrent dans l'intervalle de variation (entre 5 et 300 secondes) énoncé par **Alvarino, (1993)**.

Nos résultats en automne étaient supérieurs à celles rapportés par **theau-clément et al., (1991)**, où la libido des lapins angora en automne était estimé à 41,4s.

Par ailleurs, Nos résultats de libido en printemps étaient plus longs à celles rapportées par **Ain Baziz et al., (2012)** (7,2s), ainsi que celle de **Rodríguez (2010)**, chez la Nouvelle Zélande blanche (13,0s).

Selon **Cross et Roselli (1999)**, cela peut être dû à la testostérone et à l'estradiol, qui agissent en synergie pour stimuler le comportement sexuel du mâle.

III.2.4 Caractéristiques de la semence

III.2.4.1 Evaluation macroscopique de la semence

III.2.4.1.1. Couleur

Dans nos conditions expérimentales, la majorité des prélèvements provenant des deux saisons présente une couleur blanche. Toutefois, **Roca et al., (1993)** ont observé une couleur crèmeuse pour la semence.

De plus, les travaux de **Roca et al., (1993)** ont révélé une corrélation positive entre la couleur et la concentration spermatique. Selon **Alvarino (1993)**, la couleur serait un indicateur de la qualité du sperme.

III.2.4.1.2 Volume sans gel

Les moyennes globales de nos résultats en volume sans gel sont de (0,66 ml vs 0,54 ml pour l'automne et le printemps, respectivement). Ce qui reste proches aux normes (0,3-0,9 ml), Nos résultats montrent un volume total légèrement supérieur en automne comparativement à celui relevé au printemps avec une différence non significatif ($p>0,05$).

Les résultats obtenus sont en accord avec **Seleem (2005)**, qui a trouvé que la saison a un effet non significatif sur le volume de l'éjaculat.

Cependant, nos résultats de l'automne (0,66ml) étaient légèrement élevés par rapport au volume d'éjaculat (0,30ml) rapportées par **Mathur et al., (1989)**, alors que **Pascual et al., (2004)** a montré que le volume de sperme était de 0,90ml, ce qui est légèrement supérieur à notre résultat .Toutefois, Nous avons trouvé que nos résultats du printemps (0,54 ml) étaient inférieur par rapport aux moyennes du volume d'éjaculat enregistré par **Mathur et al., (1989)**, ainsi que celle de **Pascual et al., (2004)** (1,13ml, 0,90ml respectivement).

Les différences de volume d'éjaculat entre les races et les saisons peuvent être attribuées à des variations de l'activité des glandes sexuelles accessoires en réponse à l'hormone testostérone (**El-Kamash et al., 2000**).

III.2.4.1.3.pH

Le pH de la semence obtenue de la souche synthétique pendant la saison automnale a été mesuré à 7,52, tandis que celui de la semence récoltée au printemps a été déterminé à 7,10. Nos résultats sont conformes à la norme, qui est d'environ 7,1.

Dans nos conditions expérimentales, nous avons noté une différence significative au seuil ($P > 0,01$) lors de l'estimation du pH pour les deux saisons. Des résultats proches ont été rapporté par **Mathur et al., (1989)** (7,96 et 7,23 en automne et au printemps respectivement). En revanche, **El-Bashary et al. (2005)**, ont constaté que le pH était

significativement plus élevé dans des conditions chaudes (7,33) que dans des conditions froides (7,14) chez les lapins blancs de nouvelle zélande.

Selon **Abd El-Ghaffar (1992)**, le pH joue un rôle en tant qu'indicateur de la sécrétion normale des glandes accessoires et de la capacité des spermatozoïdes à survivre.

III.2.4.2. Evaluation microscopique de la semence

III.2.4.2.1 Concentration

Dans nos conditions expérimentales, la concentration de spermatozoïdes par éjaculat est de $(250,24 \times 10^6 \text{ spz/ml})$ en automne et de $(195,57 \times 10^6 \text{ spz/ml})$ au printemps, des valeurs au norme dans l'automne mais par rapporte au printemps inférieur à la normale ($250-600 \times 10^6 \text{ spz/ml}$). Aucune différence significative ($p > 0,05$) n'a été observée entre les deux saisons. Nos résultats automnaux sont supérieurs à ceux enregistrés par **Mathur et al., (1989)** ($18 \times 10^6 \text{ spz/ml}$) et à ceux rapportés par **Pascual et al., (2004)** ($104,9 \times 10^6 \text{ spz/ml}$). Cependant, par rapport aux résultats de **Roca et al. (2005)**, la concentration en automne est supérieure, atteignant $447,92 \times 10^6 \text{ spz/ml}$.

En revanche, la concentration de sperme au printemps était inférieure à celle rapportée par **Iraqi et al., (2012)** chez les lapins des souches Gabali, V-line et M-line ($423,72 \times 10^6$, $474,91 \times 10^6$ et $474,13 \times 10^6 \text{ spz/ml}$ respectivement), ainsi qu'à celle rapportée par **Ain-Baaziz et al. (2012)**, ($621,8 \times 10^6 \text{ spz/ml}$), par **Mathur et al. (1989)**, ($934 \times 10^6 \text{ spz/ml}$) et par **Roca et al., (2005)** ($465,71 \times 10^6 \text{ spz/ml}$). En revanche, les résultats de **Pascual et al. (2004)**, indiquent une concentration supérieure au printemps ($99,6 \times 10^6 \text{ spz/ml}$).

La variation de la concentration des spermatozoïdes pourrait être liée à des différences entre les races, l'âge, les conditions environnementales, le niveau de testostérone, la taille du corps et le poids des testicules (**Abd El-Ghaffar, 1992**), ainsi qu'à la dégénérescence de l'épithélium germinale et à l'atrophie des tubules séminifères (**Zeidan et al., 1997**).

III.2.4.2.2. Vitalité

Le taux de viabilité observé dans notre étude montre des résultats comparables entre la souche synthétique en automne (51 %) et au printemps (53 %). Dans nos conditions expérimentales, aucune différence significative n'a été constatée entre ces deux saisons ($p > 0,05$). **Mathur et al. (1989)**, ont trouvé une valeur plus élevée pour le taux de viabilité en

automne (25,86 %), et à ceux rapportés par **Theau-Clément et al. (1991)**, (38,9 %). En revanche, les résultats de viabilité observée au printemps (80 %) rapportés par **Ain-Baaziz et al., (2012)** sont plus élevés que ceux obtenus dans nos conditions expérimentales. De même, les résultats rapportés par **Iraqi et al. (2012)**, chez les lapins Gabali, V-line et M-line (81 %, 91 %, 87,47 % et 82,68 %, respectivement) sont supérieurs. Les résultats de **Mathur et al. (1989)**, (89,97 %) sont également plus élevés. Il est possible que cette différence soit liée à l'âge des mâles.

III.2.4.2.3. Anomalies morphologiques

Dans nos conditions expérimentales, le taux d'anomalies totales dans la semence de la souche synthétique est plus faible en automne (19,3 %) qu'au printemps (33,78 %). Cette différence n'est cependant pas significative ($p > 0,05$). Concernant les spermatozoïdes anormaux, les anomalies de la queue représentent le pourcentage le plus élevé, avec 13,96 % en automne et 14,15 % au printemps. En revanche, les anomalies dans la tête sont respectivement de 2,71 % en automne et 6,33 % au printemps, tandis que les anomalies de la pièce intermédiaire sont de 1,23 % en automne et 7,49 % au printemps. Ces dernières anomalies montrent une différence significative entre les deux saisons ($p < 0,05$). En ce qui concerne les anomalies de gouttelette cytoplasmique, le taux observé dans la semence de la souche synthétique est de 1,33 % en automne et 4,78 % au printemps, avec une différence très significative entre les deux saisons ($0,01 < p < 0,05$).

Nos résultats en automne sont plus élevés que ceux observés par **Pascual et al. (2004)**, qui ont rapporté un taux d'anomalies de 8,05 %. De même, les résultats de **Roca et al. (2005)**, et de **Mathur et al. (1989)**, étaient respectivement de 9,45 % et 10,14 %. Cependant, les résultats d'**Ain-Baaziz et al., (2012)** obtenus au printemps ont montré un taux d'anomalies total plus élevé (15,08 %) que celui observé dans nos conditions expérimentales. De plus, les données d'**Iraqi et al. (2012)**, indiquent des moyennes de 10,67 %, 11,76 % et 11,92 % chez les lapins de Gabali, V-line et M-line, respectivement, tandis que les résultats de **Mathur et al., (1989)** étaient de 16,59 %.

Marai et al. (2002), ont attribué l'augmentation du taux de spermatozoïdes anormaux en conditions estivales aux défauts de la spermatogenèse, en particulier au dernier stade de différenciation des spermatides.

III.2.4.2.4. Motilité massale et individuelle

Lors de l'analyse de la motilité massale, nous avons observé un score de 4,73 pour la souche synthétique en automne et de 5,87 au printemps. Ces résultats indiquent un avantage en faveur du printemps, bien que la différence ne soit pas significative ($p > 0,05$).

De plus, le taux de motilité massale en automne était inférieur à celui rapporté par **Theau-Clément et al., (2015)** (5,87 %), tandis qu'au printemps, il était légèrement similaire (5,73%).

Concernant la motilité individuelle, les taux observés étaient respectivement de 56,87 % en automne et de 59,30 % au printemps, montrant un avantage pour le printemps. Cependant, la différence entre les deux saisons n'est pas significative ($p > 0,05$).

D'autre part, le taux de motilité individuelle en automne était supérieur à celui rapporté par **Mathur et al., (1989)** (7,87 %) et par **Pascual et al., (2004)** (34,38 %), mais inférieur à celui rapporté par **Roca et al., (2005)** (65,67 %).

En revanche, la motilité individuelle au printemps était supérieure aux valeurs rapportées par **Iraqi et al., (2012)** chez les lapins Gabali, V-line et M-line, qui étaient respectivement de 57,75 %, 55,52 % et 57,90 %. Et aussi par rapporte aux résultats de **Pascual et al., (2004)** (47,01 %). Toutefois, ces valeurs sont inférieures à celles rapportées par **Roca et al., (2005)** (66,88 %).

Les différences observées dans la motilité des spermatozoïdes pourraient être attribuées aux variations de l'activité de la glande pituitaire, qui influence la sécrétion de l'hormone lutéinisante (LH). Cette dernière, à son tour, affecte la production de testostérone par les cellules de Leydig dans le tissu interstitiel des testicules (**Seleem, 2005**).

III.2.4.2.5. Progressivité

Dans nos conditions expérimentales, la valeur de la progression de spz en automne (12,72%) et en printemps (15,87%) son inferieur eux normes (30%-90%) (**Theau-Clément et al., 1996**). L'analyse comparative révèle une différence non significative entre les deux saison ($p>0,05$). Toutefois, les résultats que nous obtenons en automne sont inférieure à ceux rapportés par **Theau-Clément et al., (2015)** (42,6 %). Cependant, nos résultats sont inférieurs à ceux rapportés par **Mathur et al., (1989)** pour la saison du printemps, qui ont trouvé une valeur de 68,92 %.

III.2.4.2.6. Paramètres cinétiques spermatiques

Concernant les valeurs des paramètres cinétiques (VCL, VSL, VAP, STR, LIN, WOB, ALH et BCF), aucune différence significative n'a été observée entre les deux saisons. Les résultats obtenus sont les suivants : en automne (43,24 $\mu\text{m/s}$; 21,66 $\mu\text{m/s}$; 27,06 $\mu\text{m/s}$; 46,91 % ; 70,12 % ; 62,82% ; 2,38 $\mu\text{m/s}$; 4,79 Hz) et au printemps (40,38 $\mu\text{m/s}$; 24,78 $\mu\text{m/s}$; 29,76 $\mu\text{m/s}$; 54,23 % ; 67,95 % ; 63,19 % ; 1,91 $\mu\text{m/s}$; 4,68 Hz) respectivement (**p > 0,05**). A l'exception de l'ALH qu'a une valeur significative. En général, la souche synthétique a présenté de meilleurs résultats au printemps pour la plupart des paramètres, bien que ces résultats restent inférieurs aux normes rapportées par **Theau -Clément et al., (1996)**.

De plus, nos résultats en automne sont inférieurs à ceux obtenus par **Theau-Clément et al., (2015)** pour tous les paramètres, notamment pour le VAP (93 $\mu\text{m/s}$) et l'ALH (6,01 %). En revanche, pour le paramètre LIN (40,8 %), nos résultats sont supérieurs.

Enfin, nos résultats du printemps sont inférieurs à ceux observés par **Safaa et al., (2008)** chez les lignées A des lapins blanc de la nouvelle zélandes, à l'exception du paramètre LIN (49,2 %), qui est inférieur à nos valeurs. Cette variation peut être causée par l'âge du lapin.

III.2.5. Dosage de la testostérone

L'analyse du taux de testostérone nous a permis d'enregistrer une valeur moyenne de 0,215 ng/ml pour la souche synthétique en automne et de 0,7875 ng/ml au printemps. Ces résultats montrent un avantage pour la saison printanière, mais restent inférieurs aux normes (2,40-8,70 ng/ml), avec une différence non significative entre les deux saisons (**p > 0,05**).

Toutefois, les résultats de nos analyses en automne sont inférieurs à ceux rapportés par **Ben Saad et Baylé, (1985)**, chez des animaux détenus en semi-captivité près de Tunis (Zembra) (3,66 ng/ml). De même, nos analyses du printemps sont inférieures à celles enregistrées par **Okab, (2007)** chez la Nouvelle-Zélande blanche (2,79 ng/ml).

Cette variation des valeurs peut être causée par la photopériode, qui agit sur l'axe hypothalamus-hypophyse-gonadique (**Ben Saad et Baylé, 1985**).

Conclusion

Conclusion

Au terme de notre étude expérimentale, qui a porté 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 l'automne et le printemps, il ressort de cette étude que :

- Le taux d'éjaculats collectés au cours de l'expérimentation s'est révélé plus élevé chez les lapins durant la saison printanière.
- Les caractéristiques macroscopiques de la semence (couleur, volume) étaient globalement similaires chez les lapins mâles durant les deux saisons à l'exception le pH.
- En ce qui concerne les caractéristiques microscopiques, une différence notable a été observé en termes de motilité massale, individuelle ainsi que de la progressivité et la concentration au printemps par rapport à l'automne.
- De plus, les paramètres cinétiques de la semence ont révélé des vitesses peu élevées durant la saison printanière.
- Par ailleurs, Le taux de viabilité des spermatozoïdes, la fréquence des anomalies ainsi que le taux de testostérone étaient plus élevées au printemps qu'en automne.

Ce travail constitue une étude préliminaire visant à caractériser la qualité de la semence chez les lapins de la souche synthétique durant les saisons d'automne et le printemps. Les résultats obtenus ont mis en évidence plusieurs axes de recherche. A ce propos plusieurs paramètres importants seraient à développer :

- Une étude plus approfondie de la semence à l'aide du système CASA, tout en prenant en compte l'impact d'autre saisons sur le comportement sexuel et la qualité de la semence chez la même population, ainsi que chez d'autres races.
- Il serait également intéressant d'élargir cette recherche en comparant les capacités reproductives des mâles de la souche synthétique à différents âges, dans les mêmes conditions expérimentales.

Références

Bibliographiques

A

- Abd El-Ghaffar, A. E. (1992). Some studies on the artificial insemination in rabbits. Ph.D. Thesis, Faculty of Veterinary Medicine, Zagazig University, Benha Branch, Egypt..
- 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).
- Allais-Bonnet, A., & Pailhoux, E. (2014). Role of the parion protein family in the gonades. *Frontiers in Cell and Developmental Biology*, 2, 56. <https://doi.org/10.3389/fcell.2014.00056>
- Alvarino, J.M.R. (1993). Control de la reproduccion en el conejo. Edit. MAPA Mundiprensa, Madrid, pp. 137.
- Alvarino, J.M.R. (2000). Reproductive performance of male rabbits. In Proceedings of the 7th World Rabbit Congress, Valencia, Spain, 13–35.
- Arencibia Arrebola, D.F., & Rosario Fernandez, L.A. (2009). Consideraciones practicas acerca de la calidad del semen de conejos aplicado en estudios de toxicologia de la fertilidad. *Redvet Revista Electrónica Veterinaria*, 8(10), 1–18.
- arvyl L.,et moreJ, (1974), Atlas d’histologie du lapin .p :227-249.
- Aycardi, J. (1971). Le lapin et son élevage professionnel. Dunod, Problèmes de l’entreprise agricole, Paris, 272p.

B

- Bagliacci, M., Camilo, F., & Paci, P. (1987). The effect of temperature on the reproductive performance of male rabbits. *Rev. Di Coniglicolture*, 10, 61–65.
- Baril, G., Chemineau, P., Cognie, Y., Guérin, Y., Leboeuf, B., Orgeur, P., & Vallet, J.C. (1993). Manuel de formation pour l’insémination artificielle chez les ovins et les caprins. FAO, Rome, Italie, 231 p.
- Barone, R. (1984). Anatomie comparée des Mammifères domestiques : Tome 3 - Splanchnologie I. Paris : Vigot, 896p.
- Barone, R. (2001). Anatomie comparée des mammifères domestiques : Tome 4 - Splanchnologie II. Éd. Vigot, 920 p.
- Baselga, M. (1978). Analisis genetico de diversa caracteristica de crecimiento en el conejo de producción de carne. 3ème Symposium de Cunicultura, Valancia, 1–10 Nov.

- Ben Saad, M., & Baylé, J.D. (1985). Seasonal changes in plasma testosterone, thyroxine, and cortisol levels in wild rabbits. *General and Comparative Endocrinology*, 57(3), 383–388. [https://doi.org/10.1016/0016-6480\(85\)90218-7](https://doi.org/10.1016/0016-6480(85)90218-7)
- Bencheikh, N. (1993). Production de sperme et fertilité du mâle *Oryctolagus cuniculus*. Effets de la fréquence de récolte et du type génétique. Thèse de Doctorat, Institut National Polytechnique de Toulouse, 142 p.
- Bencheikh, N. (1995). Effet de la fréquence de collecte de la semence sur les caractéristiques du sperme et des spermatozoïdes récoltés chez le lapin. *Ann. Zootech*, 44, 263–279.
- Bezaou, S. (2019). Effet de l'incorporation des dattes Mech-Degla dans l'alimentation sur la croissance des lapins de la race locale (Mémoire de Master en production et nutrition animale). Université Mohamed Khider, Biskra, Algérie.
- Bodnar, K., Torok, I., Hejel, P., & Bodnar, E. (1996). Preliminary study on the effect of ejaculation frequency on some characteristics of rabbit semen. 6th World Rabbit Congress, Toulouse, France, 2:41–44.
- Boiti, C., Castellini, C., Theau-Clément, M., Besenfelder, U., Liguori, L., Renieri, T., & Pizzi, F. (2005). Guidelines for the handling of rabbit bucks and semen. *World Rabbit Science*, 13, 71–91.
- Bonnes, G., Desclaude, J., Drogoul, C., Gadoud, R., Jussiau, R., Le Loc'h, A., Montméas, L., & Robin, G. (2005). Reproduction des animaux d'élevage. 2e éd., Ed. Educagri, 407 p.
- Boussit, D. (1989). Reproduction et insémination artificielle en cuniculture. Association Française de Cuniculture, France, 234 p.
- Boussit, O. (1989). Analyse automatisée de la motilité et de la concentration des spermatozoïdes de lapin par le système CASA. *Reproduction Nutrition Development*, 29(2), 151–156.
- Brewer, N.R. (2006). Historical special topic overview on rabbit comparative biology: Biology of the rabbit. *Journal of American Association*, 45, 8–24.
- Brito, L.F.C. (2007). Evaluation of stallion sperm morphology. *Clinical Techniques in Equine Practice*, 6(4), 249–264.
- Brockhausen, P., Paufler, S., & Schlolaut, W. (1979). Influence of heat and stress, due to length of the coat, on semen quality traits, sexual behaviour and testis volume of Angora rabbits. *Züchtungskunde*, 51(3), 234–248.
- Bunaciu, P., Cimpeanu, I., & Bunaciu, M. (1996). Mating frequency effect on spermatogenesis and performance of breeding rabbits. 6th World Rabbit Congress, Toulouse, France, 2: 51–54.
- Bussit, D. (1989). Reproduction et insémination artificielle en cuniculture chez le lapin. Association Française de Cuniculture, diffusion Lavoisier TEC et DOC.

- Cabannes, C.R. (2008). Comparaison des méthodes d'évaluation de la qualité de la semence dans l'espèce bovine, canine et humaine. Thèse de doctorat vétérinaire, École Nationale Vétérinaire de Toulouse, 107 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., & Estevam, F.N.L. (2014). Male Rabbit.
- Capello, V., & Lennox, A.M. (2006). Gross and surgical anatomy of the reproductive tract of selected exotic pet mammals. Association of Avian Veterinarians, Teaneck, 19–28.
- Cardinali, R., Dal Bosco, A., Mourvaki, E., Del Vecchio, M.T., Sartini, B., Renieri, T., Lasagna, E., & Castellini, C. (2007). Rabbit semen particles: secretion pattern and main effect in the sperm functions. *J. Sub. Cytol. Pathol.*, 39, 3–10.
- Castellini, C. (2008). Semen production and management of rabbit bucks. 9th World Rabbit Congress, Verona, Italy, 10–13 June, 265–277.
- Castellini, C. (2008). Semen production and management of rabbit bucks. Dept. of Applied Biology, University of Perugia, Italy, 9th World Rabbit Congress, June, P10–13.
- Cherfaoui-Yami, D. (2015). Évaluation des performances de production de lapin d'élevage rationnel en Algérie (Thèse de doctorat en sciences biologiques). Université Mouloud Mammeri, Tizi-Ouzou, Algérie.
- Cheng, J. F. (1985). Endocrine regulation of reproduction in the male rabbit. *Journal of reproduction and fertility*, 75(4), 625-643.
- Chubb, C., Ewing, L., Irby, D., Desjardins, C., “Testicular maturation in the rabbit: secretion of testosterone, dihydrotestosterone, 5 α -androstan-3 α ,17 β -diol and 5 α -androstan- β , 17 β -diol by perfused rabbit testes epididymides and spermatogenesis”. *Biology of Reproduction* 18, (1978), 212-218.
- Cooksey, R., & Lasley, J.F. (1963). Seasonal rhythm in the fertility of the male domestic rabbit. *Small Stock Mag.*, 47(10).
- Cross, E., & Roselli, C.E. (1999). 17 beta-estradiol rapidly facilitates chemo investigation and mounting in castrated male rats. *Am. J. Physiol.*, 226, 497–509.

D

- Derivaux, J. (1971). Reproduction chez les animaux domestiques : Tome 1 et Tome 2. Liège: Éditions Dérouaux, 157–171p.
- Dimitrov, R.S., & Stamatova, K. (2011). Comparative ultrasonographic study of the prostate complex and bulbourethral glands of the domestic rabbit. *J. Vet. Res. Anim. Sci.*, 35, 201–205.
- Djago, A.Y., & Kpodekon, M. (2007). Méthodes et techniques d'élevage du lapin en milieu tropical. 2e éd., Association Cuniculture, Corronsac, France.

- Donnelly, T.M. (2004). Section 2: Rabbit. Basic Anatomy, Physiology and Husbandry. In Quesenberry & Carpenter (Eds.), *Ferrets, Rabbits and Rodents* (pp. 136–146). Elsevier.
- Dubiel, A., Krolinski, J., & Karpiak, C. (1985). Semen quality in different breeds of rabbits in different seasons. *Med. Weterynaryja*, 41(11), 680–684.

E

- Educagri, 2005. *Reproduction des animaux d'élevage*. Educagri editions, p : 40-42.
- El-Bashary, S.M., Bayoumy, M.A., & Azamel, A.A. (2005). Semen characteristics of New Zealand White rabbits under different housing systems. 3rd Sci Conf., Ras Sedr, Egypt, 137–150.
- El-Ezz, Z.R.A., Kosba, H.A., Hamdy, S.M., & Soliman, F.N. (1985). Effect of crossing on semen characteristics in rabbits. *Beitr. Trop. Landwirtsch. Vet. Med.*, 23(4), 429–434.
- El-Kamash, H.A., Gabr, H.A., Bahgat, L.B., Zeidan, A.E.B., & Seleem, T.S.T. (2000). Effects of intramuscular injection of GnRH on semen characteristics of buck rabbits, under different seasons. *Inter. Conf. Anim. Prod. and Health*, Giza, Egypt, 587–592.
- El-Tohamy, M.M., Kotp, M.S., El-Nattat, W.S., & Mohamed, A.H. (2012). Semen Characteristics and Oxidative/Antioxidative Status in Semen and Serum of Male Rabbits Supplemented with Antioxidants during Heat Stress. *Iranian J. Appl. Anim. Sci.*, 2(2), 175–183.
- Espinosa, E., Josa, A., & Vilorio, A. (2009). Fisiología de la reproducción en el conejo. 135–139.

F

- FAOSTAT. (2013). Données statistiques de la FAO : Production agricole. Organisation des Nations Unies pour l'Alimentation et l'Agriculture. <http://faostat3.fao.org/download/Q/QL/E> (Consulté le 24/11/2016).
- Farsi, R. (2016). Caractérisation comparative sur les aspects physico-chimiques et sensoriels de la viande cunicole et avicole (Mémoire de Magister en sciences agronomiques). Université Abou Bekr Belkaid, Tlemcen, Algérie.
- Finzi, A., Daader, A., Yamani, K., Soliman, A., & Askara, A. (2000). Influence of chronic high relative humidity on semen quality of hot stressed bucks. 7th World Rabbit Congress, Valencia, Spain, 8 p.
- Fortun-Lamothe, L., Theau-Clément, M., Combes, S., Allain, D., Lebas, F., Le Normand, B., & Gidenne, T. (2015). Physiologie. In *Le lapin : de la biologie à l'élevage* (pp. 39–83). Versailles, France : Éditions Quae.

- Francisco, D.A.A., & Luis, A.R.F. (2003). Analysis of seminal quality: a tool in fertility experimental toxicology study. p. 44–46.

G

- Gacem, M., Zerrouki, N., Lebas, F., & Bolet, G. (2008). Strategy of developing rabbit meat in Algeria: creation and selection of a synthetic strain. 9th World Rabbit Congress, Verona, Italy, 85–89.
- Gacem, M., & Bolet, G. (2005). Création d'une lignée issue du croisement entre une population locale et une souche européenne pour améliorer la production cunicole en Algérie. 11èmes Journées de la Recherche Cunicole, 15–18.
- Gacem, M., Zerrouki, N., Lebas, F., & Bolet, G. (2009). Comparaison des performances d'une souche synthétique de lapins avec deux populations locales disponibles en Algérie. 13ème Journée de la Recherche Cunicole, Le Mans, France, 149–152.
- Garcia-Tomas, M., Sanchez, J., Rafel, O., Ramon, J., & Piles, M. (2005). Variabilité et relations phénotypiques de plusieurs caractéristiques de production et de qualité du sperme chez le lapin. 11èmes Journées de la Recherche Cunicole, 29–30 novembre, Paris.
- Garreau, H., Theau-Clément, M., & Gidenne, T. (2015). Anatomie, taxonomie, origine, évolution et domestication. In T. Gidenne (Ed.), *Le lapin, de la biologie à l'élevage* (pp. 13–31). Quae.
- Gasser, F., Jeandidier, N., Doffoel, S., Klein, F., Sapin, R., 2003. Évaluation de la trousse testosterone VIDASTM bioMérieux, comparaison avec les trousse ElecsysTM et ImmunotechTM. *Immuno-Analyse ; Biologie Spécialisée*, 18(2), 98–102.
- Gidenne, T. (2015). *Le lapin : de la biologie à l'élevage*. Éditions Quae, 270 p.
- Goemaere-Vanneste, J., & Santa Maria-Gonzalez, A. (1984). *Atlas d'histologie*, pp. 53–63.

H

- Hanzen, C., 2009. *Rappels anatomophysiologiques relatifs à la reproduction du taureau*. Orbi. Université de Liège, 8 p.
- Harcourt-Brown, F. (2002). Biological characteristics of the domestic rabbit (*Oryctolagus cuniculus*). In *Textbook of Rabbit Medicine* (410 p). Elsevier Science.
- Holtz, W., & Foote, H. (1978). The anatomy of the reproduction system in male Dutch rabbits (*Oryctolagus cuniculus*) with special emphasis on the accessory sex glands. *Journal of Morphology*, 158, 1–20. <https://doi.org/10.1002/jmor.1051580102>

I

- Iraqi, M. M., Radwan, A. A., Gado, M. S., El-Sayed, A. I., & Elokil, A. A., 2012. Evaluation of semen characteristics in a project of synthesizing new line of rabbits in Egypt. *Animal Biotechnology*, 1(8),1.

J

- Johnstons, D., Rootkustritz, M.V., & Olson, P.N.S. (2001). *Canine and Feline Theriogenology*. Saunders Company, Philadelphia, (287-592 p).
- Joly, T., & Theau-Clément, M. (2000). Reproduction et physiologie de la reproduction au 7ème Congrès Mondial de Cuniculture. ASF Cuniculture, Journée du 5 décembre, Valencia, pp. 19–24.

L

- Lamothe, S., Kerlan, V., & Christin-Maitre, S. (2018). Qualité du sperme et fertilité : rôle de l'environnement et de la santé. *Annales d'Endocrinologie*, 79, S1–S9.
- Lakabi, D. (2009). Production de la viande de lapin : essai dans les conditions de production algériennes (Thèse de doctorat). Université Mouloud Mammeri, Algérie.
- Lebas, F. (2000). Systèmes d'élevage en production cunicole. *Jornadas Internacionais de Cunicultura*, Vila Real, Portugal.
- Lebas, F. (2002). La biologie du lapin. www.cuniculture.info .
- Lebas F., 2003. Cunicultures : la biologie de lapin-biologie du lapin, chapitre 7-1 rappels sur les hormones.
- Lebas, F. (2009). Biologie du lapin : reproduction du mâle. In Document Cuniculture. www.cuniculture.info/Docs/.../biologie-01.htm
- Lebas, F. (2010). La biologie du lapin. www.cuniculture.info/Docs/indescbiol.htm
- Lebas, F., Coudert, P., De Rochambeau, H., & Thébault, R.G. (1996). Le lapin : élevage et pathologie. FAO, Rome, 227 p.
- Lebas, F., Lamboley, B., & Fortun-Lamothe, L. (1996). Effects of dietary energy level and origin (starch vs oil) on gross and fatty acid composition of rabbit milk. *Proc. 6th World Rabbit Congress*, Toulouse, vol. 1, 223–226.
- Lebas, F., & Colin, M. (2000). Production et consommation de viande de lapin dans le monde. Estimation en l'an 2000. *Jornadas Internacionais de Cunicultura*, 24–25 novembre 2000, Vila Real, Portugal, pp. 3–12
- Lôpez, J., Alvarino, J.M.R., Del Arco, J.A., Bueno, A., & Sanz, C. (1996). Effect of male rabbit management on semen production. *6th World Rabbit Congress*, Toulouse, 2:83–86.

M

- Macari, M., & Machado, C.R. (1978). Sexual maturity in rabbits defined by the physical and chemical characteristics of the semen. *Laboratory Animals*, 12, 37–39.
- Marai, I.F.M., Habeeb, A.A.M., & Gad, A.E. (2002). Rabbits productive, reproductive and physiological performance traits as affected by heat stress: a review. *Livestock Production Science*, 78, 71–90.
- Marie-Hélène, P., Christophe, G., Nadia, P., Cendrine, G.S., Dominique, S., Marie-Roberte, G., Georges, P., & Philippe, D. (2010). Analyse de la spermatogenèse ex vivo : application à l'analyse de la toxicité testiculaire (REACH). *Toxicologie Analytique et Clinique*, 26, 305–310.
- 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, 293–298.
- Mocé, E., Lavara, R., & Vicente, J.S. (2005). Influence of the donor male on the fertility of frozen-thawed rabbit sperm after artificial insemination of females of different genotypes. *Reprod. Dom. Anim.*, 40, 516–521.
- Mocé, E., & Graham, J.K. (2008). In vitro evaluation of sperm quality. *Animal Reproduction Science*, 105, 104–118.
- Mocé, E., Lavara, R., Lavara, F., & Vicente, J.S. (2000). Effect of reproductive rhythm on seminal parameters from a rabbit line with high growth rate. 7th World Rabbit Congress, Valencia, Spain, 6 p.
- Morin, M. (1976). Le point sur l'insémination artificielle en aviculture. *Bulletin Technique de l'Insémination Artificielle*, (1), 5–7.
- Morton, D. (1988). The use of rabbits in male reproductive toxicology. *Environmental Health Perspectives*, 77, 5–9.
- Mouhous, A., Guermah, H., Djellal, F., & Kadi, S.A. (2020). Sustainability and profitability of commercial rabbitries in Tizi-Ouzou, Algeria. 12th World Rabbit Congress, Nantes, France, July 1–3.
- Moussa-Balabel, T.M. (2004). Effect of heat stress on New Zealand White rabbits' behaviour and performance. *MINUFIA VET. J.*, 3(1), 125–134.

N

- Nelson, L. (1985). *Physiology of fertilization*. Academic Press, London, Vol. II, 215–234.
- Nessah, M. (2017). Paramètres de reproduction en élevage cunicole (Projet de fin d'études en vue de l'obtention du diplôme de docteur vétérinaire). Institut des Sciences Vétérinaires, Université de Blida, Algérie.

- Nguyen, T., & Ferry, N. (2007). La reproduction des vertébrés. pp. 83.
- Nizza, A., Di Meo, C., & Taranto, S. (2000). Influence of dietary protein content on libido and semen characteristics of bucks. 7th World Rabbit Congress, Valencia, Spain, 7 p.

O

- O'Bryan, M.K., Schlatt, S., Phillips, D.J., De Kretser, D.M., & Hedger, M.P. (2000). Bacterial lipopolysaccharide-induced inflammation compromises testicular function at multiple levels in vivo. *Endocrinology*, 141, 238–246.
- Okab, A.B. (2007). Semen characteristics and plasma testosterone of New Zealand male rabbits as affected by environmental temperatures. *Slovak Journal of Animal Science*, 40(4), 161–167.
- Onuoha, C.H. (2020). Reproductive physiology of male rabbits: a key factor in buck selection for breeding (review). *Advances in Reproductive Sciences*, 8, 97–112.
- Ott, R.S., Goffaux, M., & Thibier, M. (1987). Examen morphologique des spermatozoïdes. *Et INS.*, 221, 15–20.

P

- Panella, F., & Castellini, C. (1990). Fattori ambientali e genetici che influiscono sulle caratteristiche del seme di coniglio. *Riv. Coniglic*, 8, 39–41.
- Partyka, A., Nizański, W., Ochota, M., 2012. Methods of assessment of cryopreserved semen. In: Katkov II (ed) *Current Frontiers in Cryobiology*. In Tech Open Access Publisher, Rijeka, Croatia, pp 547-574.
- Pascual, J.J., García, C., Martínez, E., Mocé, E., & Vicente, J.S. (2004). Rearing management of rabbit males selected by high growth rate: the effect of diet and season on semen characteristics. *Reprod. Nutr. Dev.*, 44, 49–63.

Q

- Quiles, A., Et Heviam.L., 2000. Bases fisiozootécnicas de la reproducción en cunicultura. *Agricultura: Revista agropecuaria*.N° 814, p. 270-273.

R

- Richardson, V.C.G. (2003). *Rabbits: Health, Husbandry, and Diseases*. 178 p.
- Roca, J., Martinez, S., Orengo, J., Parrilla, I., Vázquez, J.M., & Martinez, E.A. (2005). Influence of constant long days on ejaculate parameters of rabbits reared under Mediterranean natural conditions. *Livestock Production Science*, 94, 169–177.

- Roger T., (2002), Anatomie comparée des Animaux de Laboratoire. - Lyon : ENV. p 20.

S

- Safaa, H.M., Emarah, M.E., & Saleh, N.F.A. (2008). Seasonal effects on semen quality in black baladi and white New Zealand rabbit bucks. *World Rabbit Science*, 16, 13–20.
- Safaa, H.M., Vicente, J.S., Lavara, R., & Viudes de Castro, M.P. (2008). Semen evaluation of two selected lines of rabbit bucks. *World Rabbit Science*, 16(3).
- Schwartz, D., Mayaux, M.J., Spira, A., Moscato, M.L., Jouannet, P., Czyglik, F., & David, G. (1983). Semen characteristics as a function of age in 833 fertile men. *Fertility and Sterility*, 39(4), 530–535.
- Sebbagh, M. (1983). Étude de la sexualité et de la reproduction du lapin domestique (*Oryctolagus cuniculus*) à des températures élevées en corrélation avec la régulation thermique, le comportement alimentaire et le fonctionnement thyroïdien et surrénalien en période d'adaptation au stress thermique. Thèse méd. vét., Dakar, 32–33.
- Seleem, T.S.T. (2005). Some reproductive, productive and physiological aspects of purebred and crossbred Flander and New Zealand White rabbits under Egyptian environmental conditions. 4th International Congress on Rabbit Production in Hot Climate, Sharm El Sheikh, Egypt, 161–168.
- Service CA., Puri D., Hsieh TC., Patel D. (2023). Concepts émergents en matière de contraception masculine : une revue narrative des nouvelles options hormonales et non hormonales. *Progrès thérapeutiques en santé reproductive* 17.

T

- Theau-Clément, M., Sanchez, A., Duzert, R., Saleil, G., & Brun, M.J. (2009). Étude des facteurs de variation de la production spermatique chez le lapin. 13ème Journée de la Recherche Cunicole, Le Mans, France, 4 p.
- Theau-Clément, M., Thébault, R.G., Bolet, G., & De Rochambeau, H. (1991). Reproduction of Angora rabbit of French strain: ovulation in the female, production of semen in the male. *Reproduction, Nutrition, Development*, 31, 667–673.
- Theau-Clément, M., Bolet, G., Sanchez, A., Saleil, G., & Brun, J.M. (2015). Some factors that influence semen characteristics in rabbits. *Animal Reproduction Science*, 157, 33–38. <https://doi.org/10.1016/j.anireprosci.2015.03.011>

- Theau-Clément, M., Brun, J.M., Sabbion, E., Castellini, C., Renieri, T., Besenfelder, U., Falières, J., & Esparbié, J. (2003). Comparaison de la production spermatique de trois souches de lapins : moyennes et variabilités. 10èmes Journées de la Recherche Cunicole, INRA-ITAVI, 81–88.
- Theau-Clément, M., Tircazes, A., Saleil, G., Monniaux, D., Bodin, L., & Brun, J.M. (2011). Étude préliminaire de la variabilité du comportement d’œstrus de la lapine. 14ème Journée de la Recherche Cunicole, Le Mans, France.
- 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-Clément, M., Michel, N., Poujardieu, B., Bolet, G., & Esparbié, J. (1994). Influence de la photopériode sur l'ardeur sexuelle et la production de semence chez le lapin. 6èmes Journées de la Recherche Cunicole, La Rochelle, vol. 1, 179–186.
- Tortora, G.J., & Derrickson, B. (2009). Manuel d’anatomie et de physiologie humaine.

V

- Vaissaire, J.P. (1977). Sexualité et reproduction des mammifères domestiques et de laboratoire. Paris : Maloine SA Éditeur, 457 p.
- Van Praag, E. (2015). Testicules tombants ou traînants causés par une dysplasie du collagène chez le lapin mâle non-castré. MediRabbit. [Consulté le 02/02/2024]. http://www.medirabbit.com/FR/Urogenital/Male/Test_tombant/Testic_pendants_fr.pdf
- Vásquez, B., & Del Sol, M. (2001). Estudio morfológico de la glándula bulbouretral de conejo (*Oryctolagus cuniculus*). *Revista Chilena de Anatomía*, 19, 221–228. <https://doi.org/10.4067/S0716-98682001000200015>
- Vella, D., & Donnelly, T.M. (2012). Basic anatomy, physiology and husbandry. In *Ferrets, Rabbits, and Rodents: Clinical Medicine and Surgery* (2nd ed.), Saunders, Philadelphia, pp. 157–161.
- Verstegen, J., Iguer-Ouada, M., & Onclin, K. (2002). Computer assisted semen analyses in andrology research and veterinary practice. *Theriogenology*, 57, 149–179.

W

- Walter, M.R., Martinet, L., Moret, B., & Thibault, C. (1968). Régulation photopériodique de l'activité sexuelle chez le lapin mâle et femelle. *Archives d'Anatomie, d'Histologie et d'Embryologie normales et expérimentales*, Tome 51, Fasc. 1/8, 775–780.

- World Health Organization. (2010). WHO laboratory manual for the examination and processing of human semen (5th ed.), Genève, WHO, 271 p.

Z

- Zeidan, A.E.B., Marai, I.F.M., Abd El-Kariem, M.A., & Ibrahim, Z.A. (1997). Effects of intratesticular injection of gonadotropin-releasing hormone on reproductive performance of low fertile male rabbits under Egyptian summer conditions. 4th International Conf. on Animal Production and Health, Giza, Egypt, 557–561.
- Zerrouki, N., Lebas, F., Gacem, M., Meftah, I., & Bolet, G. (2014). Reproductive performances of a synthetic rabbit line and rabbits of local populations in Algeria, in 2 breeding locations. World Rabbit Science, 22, 269–277.

Annexes

• Matériel et réactifs utilisés dans la partie expérimentale

1. Matériel de collecte de la semence



Figure 49 : Plaque chauffante et le Cristallisoir (pour chauffer le vagin artificiel).



Figure 50 : Vagin artificiel et les Tubes gradués stériles, d'un volume de 15 ml au max (pour le prélèvement de la semence).



Figure 50 : Bouteille isothermique (qui servira à garder l'échantillon à une température ambiante de 37°C lors de son



Figure 51 : Serviette (pour sécher le vagin artificiel avant chaque récolte).



Figure 52 : Chronomètre pour calculer la

2. Matériel utilisé dans le clavier :



Figure 53 : Hygromètre.



Figure 54 : Système d'abreuvoir en PVC.



Figure 55 : matériel utilise.



Figure 56: Balance a poids.

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



Figure 57 : Eosine et nigrosine (pour la vitalité et la morphologie).



Figure 58 : Papier pH.



Figure 59 : Formole 10%.



Figure 60: sérum physiologique NaCl (pour la concentration).

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



Figure 61 : Microscope optique, (qui permet de grossir l'image d'un objet de petites dimensions).

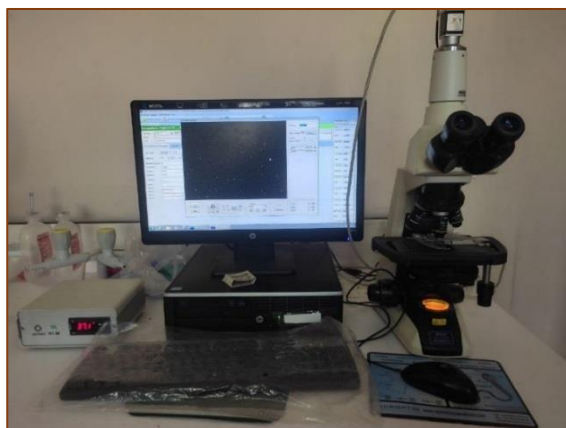


Figure 62 : Le système CASA (Computer Analyser System Assisted), le logiciel utilisé permet de quantifier plusieurs paramètres de motilité, vitalité et morphologie.

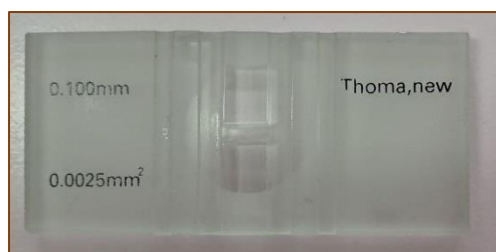


Figure 63: Cellule de Thomas, (qui est un hématimètre qui permet de compter le nombre de cellules en suspension dans une solution).



Figure 64: Bain marie, (pour la conservation de la semence à 37 °C).

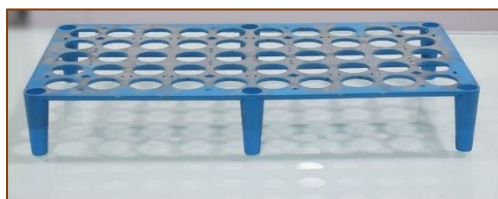


Figure 65 : portoire.

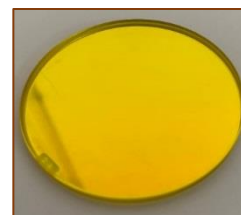


Figure 66 : Verre optique filtrant



Figure 67: embouts à usage unique (embouts jaunes et bleus) pour les différents prélèvements.



Figure 68 : Pipettes pasteurs et micropipettes (pour les différents prélèvements).



Figure 69 : Tubes stériles en verre (5 ml) et tubes Eppendorf (1.5ml) (pour préparer les différents solutions).

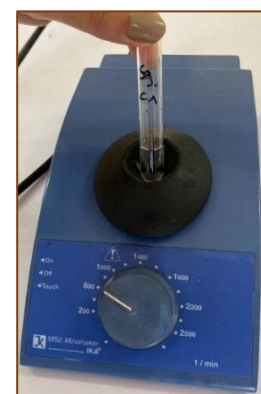


Figure 70 : Vortex pour l'homogénéisation des solutions.



Figure 71 : Lames, lamelles (pour les différentes observations microscopiques).



Figure 72 : plaque chauffante lie aux microscopes.

5. Matériel de prélèvement du sang :



Figure 73 : Alcool (pour désinfecter la zone de prélèvement).



Figure 74 : Cathénaire G22.



Figure 75 : les tubes Eppendorf (pour récolter le plasma).



Figure 76 : Tubes stériles héparines pour récolter le sang.

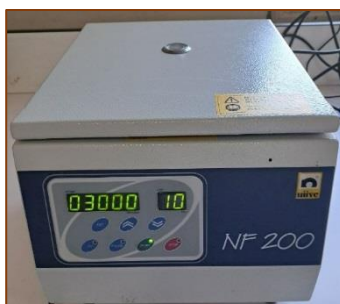


Figure 77 : Centrifugeuse de type nuve NF 200 (pour récupérer le plasma).

6. Matériel utilisé pour la manipulation du dosage de la testostérone



Figure 78 : Gants non talqués à usage unique.

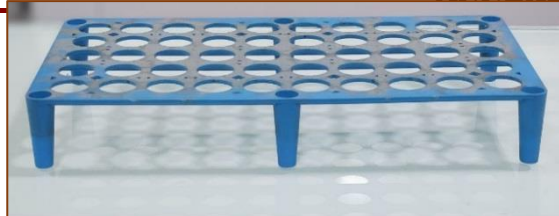


Figure 79: portoire.



Figure 80 : Système analyseur Mini VIDAS.



Figure 81 : Cartouche composée de puits contenant des billes magnétiques lyophilisées recouverte d'anticorps monoclonaux de souris anti-testostérone conjuguée avec la phosphatase alcaline.



Figure 82 : Embout de test du système automatisé VIDAS (bioMérieux), utilisé pour la détection immunoenzymatique de la testostérone.



Figure 83 : Micropipettes réglables à embout jetable permettant la distribution du

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		

République Algérienne Démocratique et Populaire

Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la

Recherche Scientifique

Université de Blida 1

Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie



Mémoire de fin d'étude

En vue d'obtention du diplôme de Master académique

Spécialité : Biologie et physiologie de la reproduction

Filière : Sciences biologiques

Domaine : Sciences de la Nature et de la Vie

Thème :

Evaluation de la qualité de la semence du lapin de souche synthétique en
automne et au printemps avec le système CASA (Etude comparative).

Réalisé par :

Melle HADJ SADOK Sara



Melle KARA ALI Lina

Soutenu le : 10/07/2025

Devant le jury composé de :

Dr. YAHIA A

MCA

ISV, Blida 1

Président

Dr. DJOUAHRA N

MCB

SNV, Blida 1

Examinatrice

Dr. TARZAALI D

MCA

ISV, Blida 1

Promotrice

DJOUAHRA Nassima

Avis favorable

Année universitaire 2024 – 2025