



الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
République Algérienne Démocratique et Populaire
وزارة التعليم العالي والبحث العلمي
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la
Recherche Scientifique
جامعة البليدة 1
Université Blida 1



Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie
Département de Biotechnologies & Agro-Ecologie

Mémoire

En vue de l'obtention du Diplôme d'un Master Académique

Filière Biotechnologie et santé

Option

Biotechnologie et Pathologie Moléculaire

Thème

**Etude comparative de la qualité de la semence
en hiver et au printemps chez les lapins de la
population locale (Système CASA)**

Présenté par :

Date de soutenance : 11/07/2023

** Mme AMRI Soumia*

** Mlle AYOUNI Anissa*

Devant le Jury :

MAKHLOUF C	MCB	SNV, Blida1	Présidente
ZATRA C	MCB	SNV, Blida1	Examinatrice
TARZAALI D	MCB	ISV, Blida1	Promotrice

Session 2022 / 2023



Dédicaces

Je tiens avant tout à exprimer ma gratitude envers ALLAH, pour m'avoir guidé et soutenu tout au long de la réalisation de ce mémoire.

Je dédie ce modeste travail à :

- ❖ *Mes merveilleux parents, pour les sacrifices que vous avez consentis et pour la confiance que vous avez placée en moi. Cette réussite est le reflet de vos efforts et de votre amour infini. Je dédie ce moment spécial à vous, avec tout mon cœur rempli de gratitude et d'amour. Votre présence dans ma vie est un précieux trésor que je chérirai toujours.*
- ❖ *Mes frères : Ishak et Ahmed, Votre soutien constant et votre amour inconditionnel ont été essentiels. Je suis honorée de vous avoir à mes côtés, et je vous dédie cette réalisation avec une profonde affection et une gratitude infinie.*
- ❖ *Mon marie, présent dans tous mes moments fastes et néfastes par son soutien moral et son beau sourire, je t'exprime à travers ce modeste travail mes plus profonds sentiments d'amour et de gratitude.*
- ❖ *Ma famille et tous mes proches.*
- ❖ *Mon très cher binôme, amie et sœur Anissa et sa famille.*
- ❖ *Mes amis, merci énormément à vos soutiens plus que précieux et pour vos conseils surtout SAADI Amel.*
- ❖ *Tous mes collègues de la même spécialité de la promotion 2022/2023.*

.. AMRI Soumia



Dédicaces

Je tiens tout d'abord à remercier ALLAH, de m'avoir aidé à réaliser ce mémoire.

Je dédie ce modeste travail à :

- ❖ *Mes parents, mes piliers solides tout au long de mon parcours. Votre amour inconditionnel, soutien constant et confiance en moi ont été essentiels pour surmonter les défis. Cette réalisation est le fruit de votre amour et éducation. Je vous suis infiniment reconnaissante pour cela, avec tout mon amour et ma gratitude sincère.*
- ❖ *Mes frères : Billel et Othmane. Votre présence, vos encouragements et votre soutien inconditionnel ont été essentiels. Cette réussite est aussi la vôtre, et je vous dédie cette réalisation avec une profonde affection et gratitude.*
- ❖ *Mon très cher binôme, amie et sœur : Soumia et sa famille. La personne dont j'ai partagé la réalisation de ce travail. Notre collaboration a été une expérience exceptionnelle tout au long de ce projet. Je lui souhaite tout le bonheur.*
- ❖ *Mes amies, merci énormément à vos soutiens plus que précieux et pour vos conseils surtout.*
- ❖ *Tous mes collègues de la même spécialité de la promotion 2022/2023.*

.. AYOUNI Anissa



Remerciements

*Tout d'abord, nous remercions **ALLAH**, le tout puissant et le miséricordieux, de nous avoir donné la santé, la volonté et la patience pour mener à terme notre formation de Master.*

*La réalisation de ce mémoire n'aurait jamais été possible sans l'aide patiente, les conseils avisés et les orientations précieuses de notre promotrice **Dr TARZAALI Dalila**, maître de conférences B à l'institut des sciences vétérinaires de l'université de BLIDA 1. Nous exprimons notre profonde gratitude pour sa contribution essentielle du début à la fin de ce projet.*

Nos vifs remerciements vont aux membres du jury :

*Présidente **Dr MAKHLOUF**, maître de conférences B à la faculté des Sciences de la Nature et de la Vie de l'université de BLIDA 1. Nous tenons à vous assurer de nos sincères remerciements pour avoir accepté la présidence du jury. Vos conseils éclairés ne manqueront pas d'enrichir cette étude et nous vous sommes très reconnaissants de votre contribution.*

*Nous remercions également **Dr ZATRA**, maître de conférences B à la faculté des sciences de la nature et de la vie de l'université de BLIDA 1, de nous avoir fait l'honneur d'examiner ce travail.*

Nous souhaitons exprimer notre gratitude spéciale envers tous les enseignants de notre université qui ont contribué à notre formation.



Sommaire

Introduction	1
CHAPITRE I : Données bibliographiques	
I.1. Généralités sur la cuniculture	2
I.1.1. Cuniculture	2
I.1.2. Production du lapin local Algérien	2
I.1.3. Types d'élevages en cuniculture	3
I.2. Généralités anatomo-physiologiques sur l'appareil reproducteur mâle du lapin	3
I.2.1. Rappels anatomiques de l'appareil reproducteur mâle du lapin	3
I.2.1.1. Appareil génital mâle	3
I.2.1.2. Testicules	3
I.2.1.3. Epididyme	4
I.2.1.4. Canal déférent	4
I.2.1.5. Urètre	4
I.2.1.6. Pénis	4
I.2.1.7. Glandes annexes	4
I.2.2. Physiologie de la reproduction du lapin	5
I.2.2.1. Développement des gonades	5
I.2.2.2. Puberté	6
I.2.2.3. Maturité sexuelle	6
I.2.2.4. Production de sperme	6
I.2.2.5. Composition de sperme	6
I.2.2.5.1. Spermatozoïdes	7
I.2.2.5.2. Plasma séminal	7

I.2.2.5.3. Gel	7
I.2.2.5.4. Granules séminaux	7
I.2.2.6. Spermatogenèse	8
I.2.2.7. Maturation épидидymaire	8
I.3. Etude du comportement sexuel chez le lapin mâle	9
I.4. Facteurs de variations de la qualité de la semence chez le lapin mâle	9
I.4.1. Facteurs intrinsèques	9
I.4.1.1. Age	9
I.4.1.2 Santé	9
I.4.1.3. Race	10
I.4.2. Facteurs extrinsèques	10
I.4.2.1. Saison	10
I.4.2.2. Température et hygrométrie	10
I.4.2.3. Nutrition	10
I.4.2.4. Fréquences de collecte	11
I.4.2.5. Opérateur	11
I.5. Méthode de récolte du sperme	11
I.5.1. Récolte par le vagin artificiel	11
I.5.2. Technique de récolte	11
I.6. Méthode d'analyse de la semence	12
I.6.1. Etude macroscopique	12
I.6.1.1. Couleur	12
I.6.1.2. Volume	12
I.6.1.3. pH	12

I.6.2. Etude microscopique	12
I.6.2.1. Motilité massale	12
I.6.2.2. Motilité individuelle	13
I.6.2.3. Vitalité	13
I.6.2.4 Morphologie	13
I.6.2.5 Concentration	13
I.7. Nouvelle méthode d'évaluation de la semence : Système CASA	14
I.8. Endocrinologie de la reproduction	15
I.8.1. Hormones sécrétées par l'hypophyse	15
I.8.2. Hormones sécrétées par la gonade	15
I.8.2.1. Androgènes	15
CHAPITRE II : Matériel et méthodes	
II.1. Objectif	17
II.2. Matériel et méthodes	17
II.2.1. Lieu et durée de l'expérimentation	17
II.2.2. Bâtiment d'élevage et habitat des animaux	17
II.2.2.1. Bâtiment d'élevage	17
II.2.2.2. Logement des animaux	18
II.2.3. Matériel biologique (Animaux)	18
II.2.4. Matériel de laboratoire et instruments	20
II.2.5. Alimentation et abreuvement	20
II.2.5.1. Aliment	20
II.2.5.2. Eau de boisson	21
II.2.6. Traitement prophylactique et hygiène des lieux	21

II.2.7. Protocole expérimental	22
II.2.8. Etude de la qualité de la semence	22
II.2.8.1. Protocole de la collecte	22
II.2.8.2. Paramètre d'ambiance	23
II.2.8.3. Préparation du matériel de récolte de la semence	24
II.2.8.4.1 Etapes de la technique de récolte de la semence	24
II.2.8.4.2. Calcul de la libido	25
II.2.8.5. Méthode d'analyse du sperme	25
II.2.8.5.1. Examen Macroscopique	25
II.2.8.5.1.1. Couleur	25
II.2.8.5.1.2. Volume	26
II.2.8.5.1.3. pH	26
II.2.8.5.2. Examen Microscopique	27
II.2.8.5.2.1. Manipulation du système CASA	27
II.2.8.5.2.1.1. Motilité massale (MM)	28
II.2.8.5.2.1.2. Motilité individuelle (MI)	29
• Paramètres cinétiques	31
II.2.8.5.2.1.3. Vitalité (Viabilité)	31
II.2.8.5.2.1.4. Morphologie	33
II.2.8.5.2.1.5. Concentration	33
II.2.8.5.2.1.5.1. Etapes pour le comptage à l'hématimètre	34
II.2.9. Dosage hormonal de la testostérone	36
II.2.9.1. Prélèvement sanguin	36
II.2.9.1.1. Contention du lapin avant le prélèvement	36

II.2.9.1.2. Techniques de prélèvement de sang	36
II.2.9.2. Dosage hormonal de la testostérone par le mini VIDAS	38
II.2.9.2.1. Principe du dosage par le mini VIDAS	38
II.2.10. Analyse statistique	39
CHAPITRE III : Résultats	
III.1. Paramètre d'ambiance	40
III.2. Poids corporel	41
III.3. Taux de la récolte spermatique utile	41
III.4. Evaluation de la libido et les caractéristiques de la semence	42
III.4.1. Libido (Ardeur sexuelle)	44
III.4.2. Caractéristique de la semence	44
III.4.2.1. Evaluation macroscopique de la semence	44
III.4.2.1.1 Volume sans gel	44
III.4.2.1.2. Couleur	44
III.4.2.1.3. pH	45
III.4.2.2. Evaluation microscopique de la semence	45
III.4.2.2.1. Concentration	45
III.4.2.2.2. Vitalité	46
III.4.2.2.3. Anomalies morphologiques	46
III.4.2.2.4. Motilité massale et individuelle	48
III.4.2.2.5. Paramètres cinétiques spermatiques	48
III.5. Dosage de la testostérone	50
CHAPITRE IV : Discussion	
IV.1. Paramètre d'ambiance	51
IV.2. Effet de la saison sur le poids corporel	51

IV.3. Taux de récoltes utiles	51
IV.4. Evaluation de la libido et les caractéristiques de la semence	52
IV.5. Dosage de la testostérone	56
Conclusion et perspectives	57
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES	58
ANNEXE	

LISTE DES FIGURES

Figure	Titre	Page
Figure 1	Lapin de la race locale (Abdelli-Larbi et <i>al.</i> , 2014).	3
Figure 2	Appareil reproducteur de lapin mâle (vue dorsale) (Lebas, 2009).	5
Figure 3	Différentes étapes de la spermatogenèse (Allais-Bonnet et Paihoux, 2014).	8
Figure 4	Différentes vitesses et les paramètres du mouvement des spermatozoïdes mesurés par le système CASA (http://www.mibio.org/en/metrics-used).	14
Figure 5	Endocrinologie de la reproduction (Sébastien, 2005).	16
Figure 6	Bâtiment d'élevage canicule (vue de l'extérieur) (Photo originale).	17
Figure 7	Cages individuelles (Photo originale).	18
Figure 8	Phénotypes des sept lapins de population locale utilisés (Photo originale).	19
Figure 9	Lapine « boute-en-train » (Photo originale).	19
Figure10	Pèsement des lapins par la balance poids (Photo originale).	19
Figure11	Matériels utilisés lors de l'expérimentation (Photo originale).	20
Figure 12	Aliment granulé distribué aux animaux (Photo originale).	20
Figure 13	Système d'abreuvoir pour les lapins. (Photo originale). a : Abreuvoir en forme de bac en plastique. b : tétine automatique accordé aux systèmes de conduits en PVC)	21
Figure 14	Organigramme du protocole expérimental (Photo originale).	22
Figure 15	Thermo-hygromètre digital (Photo originale).	23
Figures16	Préparation du vagin artificiel (a et b) (Photo originale).	24
Figure 17	Lapine « boute-en-train » placée sur la cage du mâle (Photo originale).	24
Figure18	Récolte de la semence (a , b et c) (Photo originale).	25
Figure 19	Couleur du sperme (Photo originale).	26
Figure 20	Elimination du gel par une pince (Photo originale).	26
Figure 21	Mesure du pH (a , b et c) (Photo originale).	26
Figure22	Conservation des échantillons à 37°C. a : Thermos ; b : Bain marie (Photo originale).	27
Figure 23	Système CASA (Computer Analyser System Assisted) (Photo originale).	28
Figure 24	Observation d'une microgoutte de spermatozoïde sans dilution pour évaluer la MM (a et b) (Photo originale).	28
Figure25	Observation de la MI par le système CASA (Photo originale).	30
Figure 26	Mouvement des spermatozoïdes coloré selon leurs vitesses (Photo originale).	31
Figure27	Préparation du frottis pour évaluer la vitalité (Photo originale).	32
Figure 28	Observation des spermatozoïdes vivants (a) et morts (b) après coloration à l'éosine-nigrosine (Photo originale).	32
Figure 29	Différence entre spz normale et anormale (Photo originale).	33
Figure 30	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).	33

Figure 31	a : Préparation de la solution pour la dilution et la fixation du sperme. b : homogénéisation automatique de la solution par l'agitateur (Photo originale).	34
Figure 32	Préparation de la cellule de Thoma pour l'observation (a et b) (Photo originale).	35
Figure 33	Protocole d'utilisation d'une cellule de Thoma (Rémi Moreda, 2013).	35
Figure 34	Contention à l'aide d'une serviette, façon « burrito » (Photo originale).	36
Figure 35	Technique de prélèvement sanguin (Photo originale).	37
Figure 36	Centrifugation du prélèvement sanguin (a et b) (Photo originale).	37
Figure 37	Appareille mini VIDAS (Photo originale).	38
Figure 38	a : cartouche mini VIDAS (Photo originale); b : principe de fonctionnement (bioMérieux vidas).	39
Figure 39	Evolution du THI des deux saisons selon les semaines.	40
Figure 40	Diagramme représentant la moyenne du poids corporel des lapins mâle en hiver et en printemps.	41
Figure 41	Evolution de la libido des lapins en fonction des deux saisons.	44
Figure 42	Volume moyen sans gel de la semence en fonction des saisons.	44
Figure 43	Evaluation de pH en hiver et en printemps.	45
Figure 44	Evaluation de la concentration en hiver et en printemps.	45
Figure 45	Evaluation de la vitalité selon les semaines.	46
Figure 46	Evaluation du pourcentage des spermatozoïdes anormaux selon les saisons.	46
Figure 47	Evaluation du pourcentage des spermatozoïdes anormaux avec morphologie de la tête selon les saisons.	47
Figure 48	Evaluation du pourcentage des spermatozoïdes anormaux avec morphologie de la pièce intermédiaire selon les saisons.	47
Figure 49	Evaluation du pourcentage des spermatozoïdes anormaux avec morphologie de la gouttelette cytoplasmique selon les saisons.	47
Figure 50	Evaluation du pourcentage des spermatozoïdes anormaux avec morphologie de la queue selon les saisons.	48
Figure 51	Evaluation de la motilité massale et individuelle selon les saisons.	48
Figure 52	Evaluation des paramètres cinétiques du sperme pour les lapins des deux saisons.	49
Figure 53	Evaluation du taux de testostérone selon les saisons (hiver/printemps).	50

LISTE DES TABLEAUX

Tableau	Titre	Page
Tableau 1	Paramètres de la motilité des spermatozoïdes et valeurs standards	15
Tableau 2	Echelle utilisé pour déterminer la MM	29
Tableau 3	Echelle d'Andrieu (1974) pour la notation de la motilité individuelle	30
Tableau 4	Valeurs moyenne de la température, l'hygrométrie et de THI enregistrées lors de l'expérimentation	40
Tableau 5	Evolution du poids corporel des lapins selon la saison (moyenne \pm erreur standard)	41
Tableau 6	Taux des réponses aux sollicitations, des éjaculats analysés et ceux présentant un gel chez les lapins mâles des deux saisons	42
Tableau 7	Valeurs moyennes globale et la déviation standard (SD) de la libido et de certains paramètres de la semence chez les lapins mâles des deux saisons	43
Tableau 8	Valeurs moyennes globale et la déviation standard (SD) du taux plasmatique de la testostérone chez les lapins mâle des deux saisons	50

LISTE DES ABREVIATIONS

ALH : Amplitude of lateral head displacement.

BCF : Beat cross frequency.

C : Concentration.

CMV : Complément minéralo-vitaminique.

FSH : Follicul Stimulating Hormone.

GC : Goutelette cytoplasmique.

GnRH : Gonadotrophin Releasing Hormone.

LBRA : Laboratoire De Biotechnologies liées à la Reproduction Animale.

LH : Lutéinzing Hormone.

LIN : Linéarités du chemin curviligne.

Max : Maximum.

MI : Motilité individuel.

Min : Minimum.

MM : Motilité massale.

Moy : Moyenne.

NACL : Chlorure de sodium.

NS : Non Significatif.

pH : Potentiel Hydrogène.

PI : Pièce Intermédiaire.

SPZ : Spermatozoïde(s).

STR : Straightness.

THI : Temperature Humidity Index.

V : Volume.

VA : Vagin artificielle.

VAP : Vilocity average pathway.

VCL : Curviliner velocity.

VSL : Straight-line velocity.

WOB : Wobble.

RESUME

Ce travail de mémoire a pour objectif, de faire une étude comparative entre la saison d'hiver et de printemps sur le comportement sexuel, les caractéristiques de la semence et le taux de la testostérone chez les lapins mâle de population local élevés dans les mêmes conditions d'élevage.

Au total 07 lapins mâles de population locale, âgés de 30 mois et de poids corporel moyen de $3,575 \pm 0,57$ Kg, ont fait l'objet d'une expérimentation afin d'évaluer et de comparer la qualité spermatique, par le système CASA, de la population locale suivi d'une analyse de la testostérone entre deux saisons où ils ont été exposés aux conditions hivernale (indice THI Température humidity index moyen : 14,75) et aux conditions printanières (indice THI moyen : 20,99). Les résultats de notre travail ont révélé que les principales caractéristiques de la semence de lapin mâle, après une observation macroscopique (la couleur, le volume et le pH) et microscopique (la concentration, la vitalité, les anomalies morphologiques, la motilité massale, la motilité individuelle n'ont présenté aucune différence significative ($p > 0,05$) entre les deux saisons, et avaient une réponse similaire pour certain paramètre cinétiques. Il en est de même pour le taux de la testostérone ($p > 0,05$). Cependant, une différence significative a été notée entre les deux saisons ; pour la libido de lapin ($0,01 < p < 0,05$) et d'autres paramètres cinétiques ($0,001 < p < 0,01$).

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 population locale entre les deux saisons, indiquant la bonne résistance de cette population aux changements thermiques et hygrométriques.

Mots clés : Lapin, comportement sexuele, semence, système CASA, testostérone, saison, population locale.

ABSTRACT

The purpose of this work is to make a comparative study between the winter and spring season on sexual behaviour, semen characteristics and testosterone levels in male rabbits of the local population raised under the same breeding conditions.

A total of 07 local male rabbits, aged 30 months and with an average body weight of $3.575 \pm 0.57\text{Kg}$, were tested to assess and compare sperm quality, by the CASA system, of the local population followed by testosterone analysis between seasons where they were exposed to winter conditions (mean THI Température humidity index : 14.75) and spring conditions (mean THI: 20.99).

The results of our work revealed that the main characteristics of male rabbit semen, after a macroscopic observation (color, volume and ph) and microscopic (concentration, vitality, morphological abnormalities, mass motility, individual motility showed no significant difference ($p>0.05$) between the two seasons, and had a similar response for some kinetic parameters. The same is true for testosterone levels ($p>0.05$). However, a significant difference was noted between the two seasons; for the average rabbit libido ($0.01<p<0.05$) and other kinetic parameters ($0.001 <p<0.01$).

In conclusion, there is not much difference between sperm characteristics and testosterone levels in rabbits of the local population between the two seasons, indicating the good resistance of this population to thermal and hygrometric changes.

Keywords : Rabbit, sexual behaviour, semen, CASA system, testosterone, season, local population.

ملخص

هذه الدراسة تهدف إلى إجراء مقارنة بين فصلي الشتاء والربيع على السلوك الجنسي وخصائص السائل المنوي ومستوى هرمون التستوستيرون لدى الأرناب الذكور المحليين الذين تمت تربيتهم في نفس ظروف التكاثر.

تم اختبار 07 أرناب ذكور محليين، تتراوح أعمارهم بين 30 شهرًا ووزنهم الجسدي المتوسط $3,575 \pm 0,57$ كج، لتقييم ومقارنة السلوك الجنسي، جودة الحيوانات المنوية بواسطة نظام CASA وتحليل هرمون التستوستيرون بين الفصلين. حيث تعرضوا لظروف شتوية (مؤشر THI المتوسط: 14.75) وظروف ربيعية (مؤشر THI المتوسط: 20.99).

كشفت نتائج عملنا أن الخصائص الرئيسية للسائل المنوي للأرناب الذكور، بعد ملاحظة بالعين المجردة (للون والحجم ودرجة الحموضة) و بالمجهر (التركيز والحيوية والشذوذات المورفولوجية والحركة الجماعية والفردية) لم تظهر أي فرق معنوي ($p > 0.05$) بين الفصلين، وكان لديهم رد فعل مماثل لبعض المعايير الحركية. والأمر نفسه ينطبق على مستوى هرمون التستوستيرون ($P > 0.05$). ومع ذلك، لاحظنا فرقًا معنويًا بين الفصلين بالنسبة للشهوة الجنسية للأرناب

($0.01 < p < 0.05$) و المعايير الحركية الأخرى ($0.001 < p < 0.01$)

إذًا نستنتج أنه، لا يوجد فرق كبير بين خصائص السائل المنوي ومستوى هرمون التستوستيرون لدى الأرناب المحليين بين فصلي الشتاء والربيع، مما يشير إلى مقاومة جيدة للتغيرات الحرارية والرطوبة.

الكلمات المفتاحية: أرناب، سلوك جنسي، سائل منوي، نظام CASA، هرمون التستوستيرون، الفصول، السلالة المحلية.

Introduction

En Algérie, l'élevage des lapins à une forte importance. De multiples recherches ont été conduites pour sauvegarder le patrimoine génétique du lapin local et évaluer ces paramètres zootechniques. Ainsi, la faible prolificité et le faible poids de cette population sont attestés par toutes les données bibliographiques (Berchiche et *al*, 2000 ; Berchiche et kadi, 2002 ; Belhadi, 2004 ; Nezzar, 2007). Toutefois, au vu de la bonne adaptation aux variations climatiques de cette population, il convient de la conserver afin de garantir la pérennité et la compétitivité de la filière cunicole en Algérie, en valorisant leur adaptation et leur rusticité (Zerrouki et *al.*, 2005).

Concernant l'environnement, les lapins locaux algériens sont résistants. Ils se sont adaptés aux variations climatiques en modifiant leur comportement, leur alimentation et leur reproduction (Kadi et *al.*, 2015). La comparaison entre différentes saisons de l'année (Mathur et *al.*, 1989 ; El-Masry et *al.*, 1994 ; Nizza et *al.*, 2003 ; Pascual et *al.*, 2004 ; Safaa et *al.*, 2008) et leurs effets sur ces performances reproductives du lapin mâle ont été déjà étudié par plusieurs auteurs dans le monde (Marai et *al.*, 2002a). Cependant, peu d'études ont examiné l'influence de l'environnement sur les performances de reproduction des lapins de la population locale Algérienne. Certaines études se sont intéressées à l'impact de la saison estivale sur la libido et les paramètres spermatiques chez le lapin mâle (Boulbina, 2011 ; Tarzaali, 2021). D'autres études Mazouzi-Hadid et *al* (2014), ont étudié l'effet de la saison sur la reproduction de la femelle.

Le présent travail a pour objectif de faire une étude comparative sur le comportement sexuel, les paramètres spermatiques à l'aide du système CASA et le profil hormonale (testostérone) du lapin mâle de population locale Algérienne entre deux saisons : l'hiver 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 subdivisé en deux grandes parties à savoir une synthèse bibliographique englobant les généralités sur la cuniculture, les rappels anatomo-physiologiques de l'appareil reproducteur du lapin mâle, l'étude du comportement sexuelle, les facteurs qui peuvent influencer la qualité spermatique, les méthodes de récolte et d'évaluation de la semence ainsi que l'endocrinologie de la reproduction chez les lapins mâle. 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

Données bibliographiques

I.1. Généralités sur la cuniculture

I.1.1. Cuniculture

La cuniculture est l'ensemble des sciences, techniques et pratiques permettant l'élevage de lapins domestiques. La petite taille de l'animal et sa docilité constituent de grands atouts dans la pratique de son élevage (**Djago et Kpodekon, 2007**). Elle assure une production abondante sur une surface relativement réduite. Le lapin est peu exigeant sur ses conditions d'élevage et son alimentation est peu coûteuse, notamment si cette dernière est naturelle et traditionnelle. La cuniculture présente de nombreux avantages : citons entre autres la grande prolificité de l'espèce, une lapine peut mettre bas 10 à 11 fois par an (40 à 45 lapereaux/femelle/an, Ceci représente environ 60 à 65 Kg/lapine/an) et sa capacité de convertir les protéines contenues dans les fourrages riches en cellulose inutilisables par l'homme, en viande consommable riche en protéines animales de haute qualité nutritionnelle qui font du lapin, un animal économiquement très intéressant (**Lebas et al., 1996 ; Saidj, 2013**).

I.1.2. Production du lapin local Algérien

L'élevage de lapin en Algérie est une évidence puisqu'elle est considérée comme une source secondaire de revenus et de protéines nobles. Jusqu'à la fin des années 1990, juste avant le lancement du plan national de développement agricole (**P.N.D.A**), la production de lapin était faible et orientée principalement à l'autoconsommation (**Djellal et al., 2006**). L'évolution du secteur des productions animales en Algérie en général et de l'élevage de lapin en particulier à partir des années deux mille (Lancement du P.N.D.A) a donné naissance à une cuniculture relativement moderne et plus rationnelle.

Selon **Berchiche et Kadi (2002)**, il n'y a pas d'étude sur le lapin de population local avant 1990, mais l'élevage du lapin existe depuis fort longtemps en Algérie.

Elle est caractérisée par un niveau de performances constant mais très hétérogène durant plusieurs années (**Saidj, 2006**). Toutes les races importées tel que le Fauve de Bourgogne, le Blanc Néo-Zélandais et le Californien ont fini par être croisées avec les populations locales d'*Oryctolagus cuniculus domesticus* et ont donné naissance aux lapins connus actuellement comme étant les lapins de population locale avec un pelage de couleur variable (**Figure 1**), adaptés aux conditions alimentaires et climatiques, mais dont la prolificité et le poids, sont trop faibles (2.8 kg (race légère)) pour être utilisable telle quelle dans des élevages producteurs de viande (**Berchiche et Kadi, 2002**).



Figure 1 : Lapin de la race locale (**Abdelli-Larbi et al., 2014**)

I.1.3. Types d'élevages en cuniculture

Il existe actuellement dans le monde **quatre** types d'élevages de lapin. **Colin (1994)**, a décrit trois types de cuniculture l'un **traditionnel** composé de très petites unités à vocation vivrière, un autre **intermédiaire** et un élevage dit **rationnel** comprenant de grandes ou moyennes unités orientées vers la commercialisation de leurs produits. Un autre élevage dit **biologique** est apparu ces dernières années pour répondre aux exigences des consommateurs. Cependant, l'élevage cunicole Algérien est composé uniquement de deux secteurs l'un traditionnel et l'autre rationnel.

I.2. Généralités anatomo-physiologiques sur l'appareil reproducteur mâle du lapin

I.2.1. Rappels anatomiques de l'appareil reproducteur mâle du lapin

I.2.1.1. Appareil génital mâle

Selon **Van (2012)**, le système reproducteur du mâle présente de fortes similitudes avec celui des autres mammifères. Il est principalement constitué des testicules, qui peuvent être rétractés dans l'abdomen, ainsi que du pénis, des glandes et des conduits qui y sont associés, comme l'a souligné **Sophie (2008)**. Celui-ci est illustré et schématisé dans la (**Figure 2**).

I.2.1.2. Testicules

Les testicules sont deux organes ovales, de 2 à 4 cm de longueur, qui se trouvent à l'extérieur de la cavité pelvienne, dans une poche de peau plissée nommée "scrotum". Ils sont protégés par une enveloppe conjonctive résistante appelée "albuginée" et peuvent se rétracter dans la cavité abdominale (en cas de peur par exemple) et redescendre dans les bourses grâce à un muscle : le crémaster. Ils s'adaptent à la température ambiante pour maintenir le sperme à la bonne température (**Boussit, 1989**). Les testicules sont divisés en plusieurs lobules testiculaires

qui contiennent les tubes séminifères, où se produit la spermatogenèse. Entre les tubes séminifères se situe le tissu interstitiel qui assure la fonction endocrine (**Soler et al., 1994**).

I.2.1.3. Epididyme

C'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. Sa longueur est de 1,5 à 3 cm chez les Lapins, il permet donc le transfert et la maturation des spermatozoïdes. Chaque épидидyme est composé de trois portions : la tête, le corps et la queue. (**Hegelen et Thiriet, 2012**).

I.2.1.4. Canal déférent

Après la queue de l'épididyme, on trouve le canal déférent, Sa fonction principale est de transporter les gamètes mâles (les spermatozoïdes) jusqu'à l'urètre grâce à un péristaltisme basal additionné d'une motricité brusque lors de l'éjaculation (**Bonnes et al., 2005**).

I.2.1.5. Urètre

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

I.2.1.6. Pénis

Le pénis est un organe tubulaire court, légèrement pointu, qui a une longueur d'environ 8 cm. Il représente la voie externe d'excrétion et l'organe copulateur, quand il est au repos, le pénis est orienté vers l'arrière en biais. Quand il est en érection, le pénis se place horizontalement vers l'avant et mesure entre 3 et 5 cm (**Boussit, 1989**).

I.2.1.7. Glandes annexes

Elles ont pour fonction de produire différents milieux qui composent le liquide séminal lors de l'éjaculation. Elles sont de plusieurs sortes :

- **La vésicule séminale** : Unique et bilobée, située entre le rectum et la vessie, dont la partie terminale se joint aux ampoules déférentielles pour former le canal éjaculateur, qui s'ouvre dorsalement dans l'urètre (**Hegelen et Thiriet, 2012**).
- **La glande vésiculaire** : Se trouvant sur la face dorsale de la vésicule séminale et s'ouvrant dans l'urètre par deux canaux excréteurs.

- **La prostate** : La principale glande accessoire de l'appareil génital mâle, elle est un peu plus petite, étirée d'un côté à l'autre, de couleur jaune-rosée., située sous la glande vésiculaire, s'ouvrant par quatre à six conduits dans l'urètre.
- **Les glandes paraprostatiques** : situées latéralement aux ampoules déférentielles, donnant sur les côtés de l'urètre et recouvrant en partie les ampoules déférentielles et parfois même la vésicule séminale. Cette glande joue un rôle primordial dans l'élaboration du sperme.
- **La glande bulbo-urétrale ou glande de Cowper** : bilobée, située postérieurement à la prostate, s'ouvrant par deux paires de canaux dans l'urètre caverneux (**Boussit, 1989**).

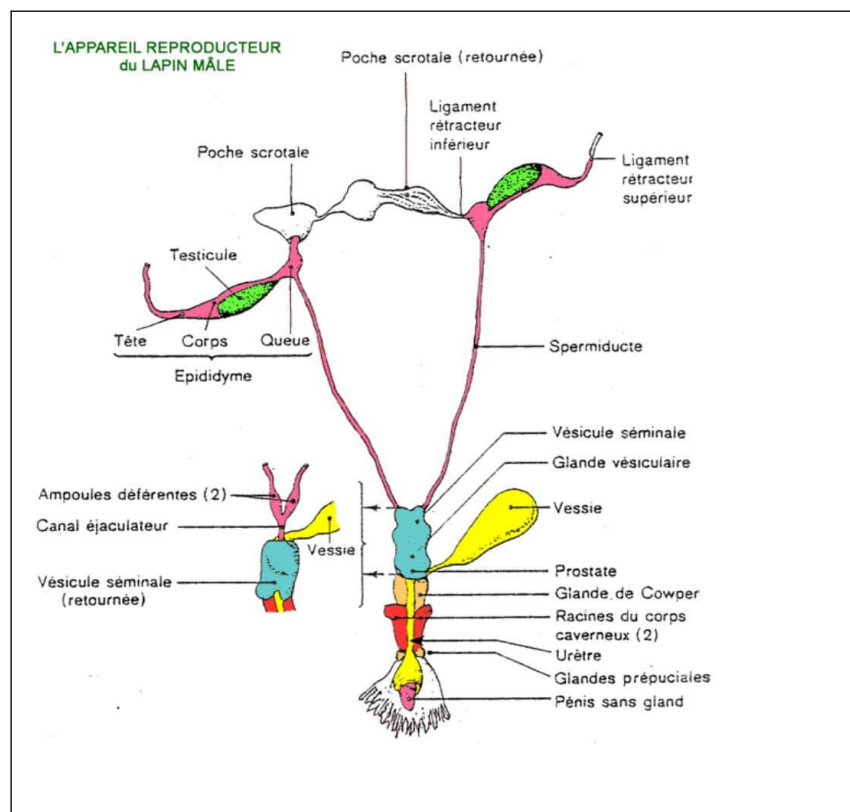


Figure 2 : Appareil reproducteur de lapin mâle (vue dorsale), (**Lebas, 2009**).

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

I.2.2. Physiologie de la reproduction du lapin

I.2.2.1. Développement des gonades

La différenciation des gonades commence au 16^{ème} jour après la fécondation, et la production des hormones androgènes débute le 19^{ème} jour de gestation. Les canaux de Muller régressent le 20^{ème} jour. Au 24^{ème} jour, le développement des canaux de Wolf et la régression des canaux de Muller sont bien établis (**Alvarino, 2000**).

D'après **Martinet (1973)**, "la croissance testiculaire a une allure sigmoïdale ; d'abord plus lente que celle du corps, elle subit une accélération vers 45 jours" au moment où commence la spermatogenèse (entre 40 et 50 jours).

I.2.2.2. Puberté

La puberté chez le mâle est le stade à partir duquel l'éjaculat possède les mêmes caractéristiques physiques et chimiques que chez l'adulte. Un tel stade est atteint à partir de l'âge de 24 semaines chez le lapin Néo-Zélandais blanc et coïncide alors, en termes de reproduction, à la maturité sexuelle ou période d'apparition de spermatozoïdes tout à fait viables dans le sperme (**Macari et Machado, 1978**).

I.2.2.3. Maturité sexuelle

La maturité sexuelle est définie comme le moment où la production quotidienne de spermatozoïdes cesse d'augmenter. Chez le lapin, elle est atteinte dès 4 à 5 mois, mais la production de sperme n'est maximale que vers 5-7 mois (**Boussarie, 2003 ; Richardson, 2000 ; Solau, 2004**). Un mâle peut être utilisé pour la reproduction dès l'âge de cinq mois mais avec un rythme moins intensif, par rapport à un adulte mature sexuellement (**Lebas, 2009**).

I.2.2.4. Production de sperme

Les testicules continuent de croître et d'augmenter la production de sperme jusqu'à six mois d'âge (**Morton, 1988**). Pour obtenir le maximum de spermatozoïdes, il faut utiliser le mâle une fois par jour de façon régulière. Si le mâle est utilisé deux fois par jour régulièrement, chaque éjaculat contient seulement la moitié des spermatozoïdes. Par contre, si les mâles sont utilisés plusieurs fois par jour, un jour par semaine, 3 ou 4 éjaculats peuvent avoir une concentration suffisante pour la fécondation (**Theau Clement et al., 2003**).

I.2.2.5. Composition de sperme

La semence du lapin est constituée de spermatozoïdes suspendus dans le plasma séminal (**Alvarino, 2000**) :

1.2.2.5.1. Spermatozoïdes

Le spermatozoïde correspond au gamète mâle, il transporte l'information génétique dans le tractus génital femelle et la délivre à l'intérieur de l'ovocyte. Il mesure entre 55 et 57 μm , dont la tête 6,5 à 9 μm , la pièce intermédiaire 9 μm et la portion principale et terminale 39 μm (**Espinosa et al., 2009**).

1.2.2.5.2. Plasma séminal

Le plasma séminal, en diluant les gamètes, favorise leur déplacement progressif et leur passage facilité dans les voies génitales de la femelle lors de l'émission du sperme. En effet, **Castellini et al (2000)**, rapportent que les spermatozoïdes placés dans un milieu pauvre en plasma séminal perdent leur motilité en 1 à 3 heures (h). Il est composé à 90% d'eau et il contient également différents composants tels que des substances sécrétées par l'épididyme et les glandes accessoires. Ce liquide contient une concentration élevée de fructose, d'acide citrique, et inclut aussi l'inositol, le glycérol, l'ergothionéine, et l'acide glutamique, certains enzymes, protéines, électrolytes et Petites gouttes lipidiques (**Alvarino, 2000**).

1.2.2.5.3. Gel

Est une substance mucoïde et gélatineuse produite par les glandes annexes. Il est plus ou moins épais, transparent et peu soluble. Ce gel pose un problème lors de la dilution, il faut donc le séparer de l'autre fraction spermatique en le faisant glisser le long de la paroi du tube avec une pipette pasteur ou une paille. La présence ou l'absence de gel doit être indiquée pour caractériser l'éjaculat (**Boussit, 1989**).

1.2.2.5.4. 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 présentent 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 bi-laminaire. Elles sont très abondantes dans le sperme (450×10^6 /ml) et semblent être responsables en partie du processus modulateur de capacitation, réaction acrosmique et le statut kinésique du sperme **Cardinali et al (2007)**.

1.2.2.6. Spermatogenèse

La spermatogenèse est le processus de production des gamètes mâles matures, à partir des cellules souches au niveau du testicule. Chez le lapin, elle débute entre 40 et 50 jours d'âge, avec apparition des premiers spermatozoïdes peu viables dans les éjaculats à 110 jours d'âge (**May et Simpson, 1975 ; Lebas, 2009**). La durée d'évolution vers le stade final du spermatozoïde est de 38 à 41 jours (**Martinet, 1973**).

Au cours de la spermatogenèse, deux évolutions essentielles se produisent (**Posière, 2002**) :

- La réduction du nombre de chromosomes de $2n$ à n , au cours d'une méiose.
- La maturation des cellules germinales aboutissant, à partir de spermatides, à des cellules très hautement différenciées, les spermatozoïdes (**Figure 3**).

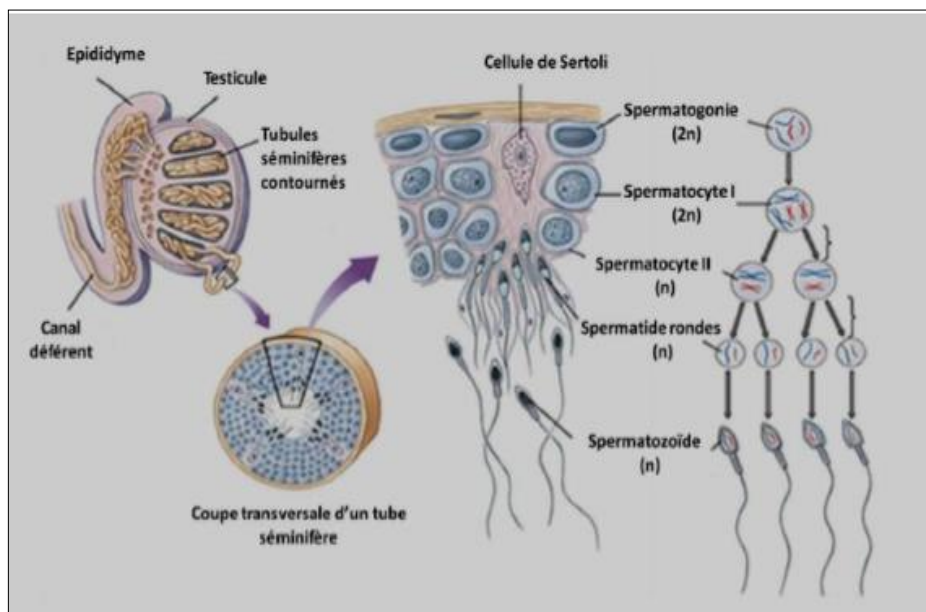


Figure 3 : Différentes étapes de la spermatogenèse (**Allais-Bonnet et Paihoux, 2014**).

1.2.2.7. Maturation épидидymaire

Les spermatozoïdes sont produits dans les testicules, mais ils ne sont ni mobiles ni capables de féconder un ovocyte in vivo. Ils doivent traverser l'épididyme, un organe contigu au testicule, où ils subissent des modifications progressives qui leur confèrent ces aptitudes. On parle alors de maturation post-testiculaire des gamètes (**Robaire et Hermo, 1988**).

I.3. Etude du comportement sexuel chez le lapin mâle

C'est un ensemble de réactions motrices et génitales provoquées par des stimuli internes et externes. Le mâle peut renifler la femelle, lui lécher le nez ou les oreilles, la marquer avec son menton et la toiletter. Si la femelle est disposée (elle se couche sur le sol et relève l'arrière-train), l'accouplement se fait très vite, généralement 10 à 15 secondes après l'introduction de la femelle dans la cage. Le mâle saute sur la femelle en la mordant au cou, pousse souvent un cri perçant pendant l'éjaculation et tombe ensuite sur le côté. Tous ces comportements sont régulés par les stéroïdes sexuels. Une organisation hormonale des réseaux neuronaux se met en place pendant la période périnatale et, au moment de la maturité sexuelle, ces comportements sont finalement exprimés, souvent sous l'effet de la testostérone chez les mâles **(Keller et Saint-Dizier, 2014)**.

I.4. Facteurs de variations de la qualité de la semence chez le lapin mâle

De nombreux facteurs peuvent faire varier les caractéristiques quantitatives et qualitatives d'un éjaculat chez le lapin. Cette variation est due à une multitude de facteurs intrinsèques et extrinsèques **(Lebas, 2002)**.

I.4.1. Facteurs intrinsèques

I.4.1.1. Age

L'âge des mâles influence significativement le pH, la concentration et le nombre de spermatozoïdes totaux et motiles obtenus par l'éjaculat **(Pancella et Castellini, 1989)**. 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)**.

I.4.1.2 Santé

Quand l'appareil reproducteur mâle est enflammé, cela perturbe les différentes fonctions des testicules et les propriétés du sperme. Une infection pendant la spermatogenèse provoque une augmentation des leucocytes qui endommage fortement l'acrosome **(Castellini, 2008 ; Boiti et al., 2005)**.

I.4.1.3. Race

Selon la race des lapins, on note une variation tant dans la qualité que dans la quantité de la semence produite par le lapin mâle (**Theau-Clément et al., 2003 ; Alvariño, 2000 ; Lebas, 2009**). Plusieurs études se sont intéressées à l'effet de la race sur les différents paramètres spermatiques chez le lapin mâle.

I.4.2. Facteurs extrinsèques

I.4.2.1. Saison

Selon **Bonnano et Costanzo (1987)**, les caractéristiques de la semence sont influencées par la saison. En automne, la production spermatique (pourcentage de cellules motiles, vitesse d'acheminement et concentration) est supérieure par rapport au printemps, tandis qu'elle est nettement inférieure en été. La saison estivale a un effet négatif sur le volume, la motilité et le nombre de spermatozoïdes par éjaculat.

Plusieurs auteurs (**Marai et al., 2002 ; Zerrouki et al., 2005 ; Saffa et al., 2008**), ont étudié l'effet saison sur l'activité sexuelle du lapin, et ont observé que la plupart des paramètres de la production spermatique sont affectés.

I.4.2.2. Température et hygrométrie

La quantité et la qualité de la semence produite sont extrêmement sensibles à de fortes chaleurs couplées à une forte hygrométrie. L'hygrométrie optimale conseillée pour le lapin est de l'ordre de 60 à 70%. Cette espèce n'est pas sensible à une humidité trop élevée (**Bouguerra, 2012**). Par ailleurs, une dégénérescence séminale est observée chez le lapin suite à une exposition courte à une température élevée (**Kasa et Twaites, 2001**). Chez le mâle, des températures trop importantes, supérieures à 25°C, font baisser la libido et la qualité du sperme (**Quinton, 2003**). La température de 21°C est connue comme la "zone de confort" pour les lapins (**Fayez et al., 1994**).

I.4.2.3. Nutrition

La stratégie alimentaire en termes de quantités ou d'éléments constitutifs est un facteur important à maîtriser (**Joly et Theau-Clément, 2000**). Les mâles nourris à volonté montrent une augmentation dans le volume de la semence, des spermatozoïdes par éjaculat, et une meilleure libido. Les restrictions alimentaires sévères peuvent affecter le volume de sperme et le nombre

de spermatozoïdes par éjaculat. Ce management n'est pas recommandé pour les jeunes mâles. Les mâles nourris à volonté ou avec des taux bas ou élevés montrent aucune défectuosité dans l'acrosome ni d'altération de ration de spermatozoïdes vivant/ mort (**Luzi et al., 1996**).

1.4.2.4. Fréquences de collecte

Un rythme de collecte intensif (lundi, mercredi et vendredi), un rythme intermédiaire (mardi et vendredi) et un rythme extensif (1 jour par semaine, le jeudi), la meilleure combinaison entre les caractéristiques du sperme, la production de spermatozoïdes par semaine et la fertilité est obtenue avec le rythme extensif, serait une fois par semaine (**Bencheich et de Rochambeau, 1993**). Selon **Montaillé (1992)**, le meilleur rythme serait de 3 fois par semaine avec 2 sauts à 15 minutes d'intervalle chaque fois.

1.4.2.5. Opérateur

Pour réussir la collecte, l'opérateur doit être serein, vigilant et patient. Il doit adopter dès le début et maintenir par la suite de bonnes habitudes et pratiques, afin de créer une bonne relation entre le collecteur et l'animal. La collecte doit être aussi effectuée dans des conditions non stressantes pour l'animal (**Boussit, 1989**).

1.5. Méthode de récolte du sperme

1.5.1. Récolte par le vagin artificiel

Selon **Alvarino (1993)**, chez les lapins, la récupération du sperme s'effectue en utilisant un dispositif simulant un vagin "vagin artificiel". Ce récipient offre à l'organe reproducteur des stimulations thermiques et mécaniques ainsi qu'une élasticité nécessaire pour permettre l'éjaculation.

1.5.2. Technique de récolte

La technique est décrite par **Boussit (1989)** ; **Arencibia et Rosario (2009)**, lors de la collecte de sperme, une femelle stimulante est placée brièvement dans la cage du mâle pour déclencher le processus d'accouplement. Dès que le mâle tente de monter sur la femelle, l'opérateur la saisit par les épaules pour l'immobiliser. La main libre, tenant le vagin artificiel, passe sous l'abdomen de la femelle et soulève l'arrière-train (position de lordose). Le vagin artificiel est tenu dans la paume de la main, juste en dessous de la zone uro-génitale et légèrement en retrait sous l'abdomen. Ces actions doivent être effectuées rapidement pour profiter de la forte

libido du mâle. Le comportement du mâle est similaire à celui observé lors d'un accouplement naturel. L'opérateur peut toutefois orienter le vagin artificiel pour faciliter l'insertion du pénis.

I.6. Méthode d'analyse de la semence

I.6.1. Etude macroscopique

Une fois la collecte effectuée, le sperme est examiné visuellement dans le tube de collecte, ce qui permet d'évaluer :

I.6.1.1. Couleur

La semence est un liquide clair, plus ou moins visqueux, de couleur blanchâtre à jaunâtre. Elle est homogène mais trouble. Elle peut être de couleur anormale, signe d'une contamination par de l'urine (jaune), du sang (rouge ou brun), ou encore du pus (vert) (**Johnston et al., 2001**). Selon **Alvarino (1993)**, la couleur transparente indique une faible concentration en spermatozoïdes, La couleur optimale de la semence est blanc nacré.

I.6.1.2. Volume

Le volume de l'éjaculat est mesuré, après élimination du gel au moyen d'une pipette en verre, par une lecture directe sur le tube gradué (**Bencheikh, 1995**). Le volume de sperme varie entre 0,3 et 6,0 ml selon la sécrétion des glandes accessoires (fraction de gel) (**Alvarino, 2000**).

I.6.1.3. pH

Le pH mesuré juste après la collecte de sperme se situe entre 6,8 - 8,4 et est un bon index pour estimer la qualité du sperme (**Alvarino, 2000**). Il est crucial de mesurer le pH (à l'aide d'un pH-mètre ou d'un papier indicateur) immédiatement après la collecte du sperme, car celui-ci s'acidifie rapidement en raison de la formation d'acide lactique résultant de l'utilisation des sucres par les spermatozoïdes (**Alvarino, 1993 ; Arencibia et Rosario, 2009**).

I.6.2. Etude microscopique

I.6.2.1. Motilité massale

L'emploi du terme motilité signifie que les spermatozoïdes se meuvent d'eux-mêmes et ne se déplacent pas (**Hanzen, 2009**). Par examen microscopique, on observe l'impulsion en masse des spermatozoïdes en mouvements, représentée sous forme de vagues. L'intensité de la

motilité massale est notée sur différents degrés référencés. Selon **Boussit (1989)**, une échelle de 0 (pas de spermatozoïdes) à 9 (aspect de tourbillons) permet de classer la motilité massale.

1.6.2.2. Motilité individuelle

La motilité individuelle est évaluée sur une échelle de 0 à 5 ou de 0 à 4, Cette évaluation doit prendre en compte la vitesse de déplacement des spermatozoïdes, leur rectitude et leurs mouvements latéraux (**Boussit, 1989 ; Baril et al., 1993 ; Cabannes, 2008**).

1.6.2.3. Vitalité

Une technique de coloration vivante à base d'éosine-nigrosine permet de distinguer les spermatozoïdes qui sont vivants ou morts après avoir compté 200 spz. Les spermatozoïdes morts ont une membrane perméable et prennent une teinte rose. Les spermatozoïdes vivants ont une membrane imperméable et restent incolores (**Alvarino, 2000**).

1.6.2.4 Morphologie

L'étude de la morphologie des spermatozoïdes est un outil utile pour détecter la fertilité des spermatozoïdes et estimer la qualité du sperme chez les mammifères (**Irvine et Aitken, 1994**). Les anomalies morphologiques peuvent être classées en fonction de leur localisation sur le spermatozoïde : anomalies de la tête, de la pièce intermédiaire ou de la queue (**Brito, 2007**). La morphologie de la tête des spermatozoïdes a été utilisée précédemment pour déterminer le potentiel de fertilité chez les lapins (**Lavara et al., 2008, Cooper et al., 1999 ; Ombelet et al., 1995**).

1.6.2.5 Concentration

Pour déterminer la concentration des spermatozoïdes (nombre de spermatozoïdes par millilitre de sperme), on peut procéder à un comptage direct après avoir dilué le sperme dans une solution qui permet de les disperser et de les tuer (solution de chlorure de sodium à 3 % ou solution de formaldéhyde à 1 %), en utilisant un appareil appelé hématimètre (cellule de Thoma, Burker ou Neubauer) (**Boiti et al., 2005; Hanzen, 2009**). On peut mesurer la concentration des spermatozoïdes dans un échantillon de sperme pur si elle est comprise entre 2 millions/mL et 50 millions/mL (**Garrett et al., 2003**). Au-delà de 50 millions/mL, il faut diluer le sperme (**OMS, 2010**).

I.7. Nouvelle méthode d'évaluation de la semence : Système CASA

L'organisation mondiale de la santé (OMS) définit le système d'analyse CASA (Computer-Aided Sperm Analysis) 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 nous a permis d'évaluer la vitesse des spermatozoïdes qui est la motilité (VCL, VSL, VAP). La motilité des spermatozoïdes a été le premier, et continue d'être l'indicateur le plus largement utilisé de la fonction des spermatozoïdes (Partyka et al., 2012). Ce système de motilité, caractérise le mouvement des spermatozoïdes individuels (Tableau 1). Ces mouvements, comprennent la mesure de la distance entre chaque point d'un spermatozoïde donné au cours de la période d'acquisition de la tête (vitesse curviligne, VCL, $\mu\text{m} / \text{s}$), la distance entre premier et dernier points de la tête, divisé par le temps d'acquisition (vitesse en ligne droite, VSL, $\mu\text{m} / \text{s}$), et la mesure de la tête des spermatozoïdes oscillation (amplitude latérale déplacement de la tête, ALH, μm), la linéarité (LIN, %) qui mesure le départ de la progression linéaire et est calculé comme $VSL / VCL \times 100$, tandis que la vitesse de trajet moyenne (VAP, $\mu\text{m} / \text{s}$) est un chemin lissé construit par la moyenne de plusieurs positions sur la piste de sperme (Figure 4) Verstegen et al., (2002).

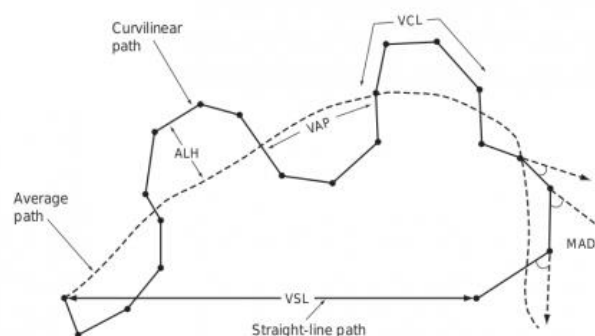


Figure 4 : Différentes vitesses et les paramètres du mouvement des spermatozoïdes mesurés par le système CASA. (<http://www.mibio.org/en/metrics-used>).

ALH : Amplitude latérale de déplacement de la tête.

VSL : Vitesse en ligne droite.

VAP : Vitesse de trajet moyenne.

VCL : vitesse curviligne.

Tableau 1 : Paramètres de la motilité des spermatozoïdes et valeurs standards(Theau-clément et *al.*, 1996).

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

I.8. Endocrinologie de la reproduction

I.8.1. Hormones sécrétées par l'hypophyse

La production de spermatozoïdes (fertilité) et la sécrétion de testostérone (virilité) par les testicules dépendent indirectement par la libération de (GnRH) gonadotrophine hypothalamique hormonale sécrétée dans le cerveau plus exactement par l'hypothalamus au moment de la puberté (**Educagri, 2005**). Cette hormone (GnRH) va agir sur l'hypophyse et l'activer pour produire les hormones gonadotrophines hypophysaires : hormone folliculo-stimulante (FSH) et hormone lutéinisante (LH). La FSH agit sur les cellules de Sertoli (cellules nourricières) qui se trouve dans le tube séminifère, ces cellules permet de nourrir les spermatogonies constituent le premier stade cellulaire de la spermatogenèse représentant les cellules souches germinales à l'origine du développement et de la formation des spermatozoïdes (**Marie-Christine et al., 2014**). Tandis que la LH contrôle la sécrétion des hormones mâles (testostérone) par son action sur les cellules interstitielles (les cellules de Leydig) (**Figure 5**).

I.8.2. Hormones sécrétées par la gonade

I.8.2.1. Androgènes

Les androgènes sont des hormones sexuelles mâle dérivent à partir du cholestérol, la famille d'hormones stéroïdiens exerçant l'effet masculinisant (**Lebas, 2003**). Le principal androgène est la testostérone (T), hormone stéroïde androgène indispensable au contrôle des

caractères sexuels primaires qui concernent le fonctionnement de l'appareil reproducteur (spermatogenèse ; sécrétion des glandes annexes) (**Educagri, 2005**). Cette hormone est sécrétée par la cellule de Leydig adulte sous LH stimulation et elle agit localement et directement via les récepteurs aux androgènes sur les cellules de Sertoli. Un déficit dans celle-ci entraîne la stérilité. Elle est aussi sécrétée dans le sang par les vaisseaux sanguins à concentration globalement constante permettant d'établir les caractères sexuels secondaires mâles (pilosité, masse musculaire, timbre de la voix) (**McLachlan et al., 2002**).

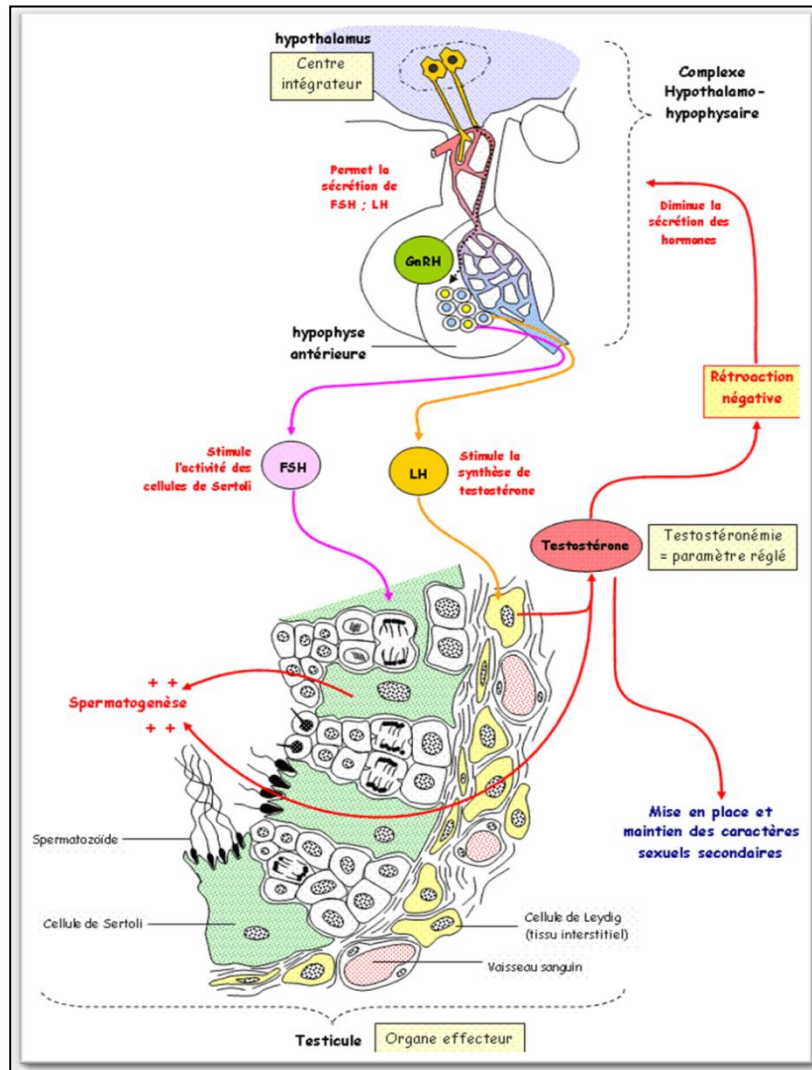


Figure 5 : Endocrinologie de la reproduction (Sébastien, 2005).

CHAPITRE II

Matériel et Méthodes

II.1. Objectif

L'objectif de notre travail est basé sur l'étude comparative entre la saison hivernale et printanière du comportement sexuelle, l'évaluation des paramètres macroscopiques et microscopique de la semence suivie d'une analyse d'image par le système CASA, ainsi qu'un dosage hormonal de la testostérone plasmatique.

II.2. Matériel et méthodes

II.2.1. Lieu et durée de l'expérimentation

L'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 du Dr. ZEMMOULI qui se situe à Boufarik. Notre expérimentation s'est étalée du début du mois de février jusqu'à la fin du mois de mai 2023.

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

II.2.2.1. Bâtiment d'élevage

Les animaux sont logés dans un clapier d'une superficie de 184 m², avec une charpente de type métallique, et une toiture en plaque éternit assurant une ventilation naturelle du bâtiment. Le bâtiment comporte deux salles de maternité qui se trouvent à droite de l'entrée principale, et au fond nous retrouvons une grande salle dédiée à l'engraissement des animaux, cette salle dispose de deux grandes fenêtres de type vasistas qui permettent l'éclairage et l'aération naturelle des lieux (**Figure 6**).



Figure 6 : Bâtiment d'élevage canicule (vue de l'extérieur) (**Photo originale**).

II.2.2.2. Logement des animaux

Les mâles sont placés dans des cages individuelles mesurant 70 cm de longueur sur 40 cm de largeur et 30 cm de hauteur (**Figure 7**), chaque cage est équipée d'une mangeoire individuelle ainsi qu'un système d'abreuvement à tétine. Les déjections sont réceptionnées sur le sol et ramassées quotidiennement.



Figure 7 : Cages individuelles (**Photo originale**).

II.2.3. Matériel biologique (Animaux)

Les lapins utilisés dans cette étude appartiennent à la population locale Algérienne de robes variées. Leur mise à la reproduction a été réalisée au sein du clapier de la station universitaire de SAAD Dahleb Blida 1.

- Les lapins mâles de population locale (n=7) (**Figure 8**), âgés en moyenne de 30 mois et de poids moyen de $3,575 \pm 0,57$ Kg. Ces derniers ont été préalablement entraînés pour le prélèvement de la semence.
- Au cours de l'expérimentation, deux lapines « boute-en-train » ont été utilisées pour le prélèvement de la semence (**Figure 9**).

Tous les animaux étaient en bon état sanitaire. Les mâles ont été placés dans des cages individuelles pour leur permettre une bonne adaptation.

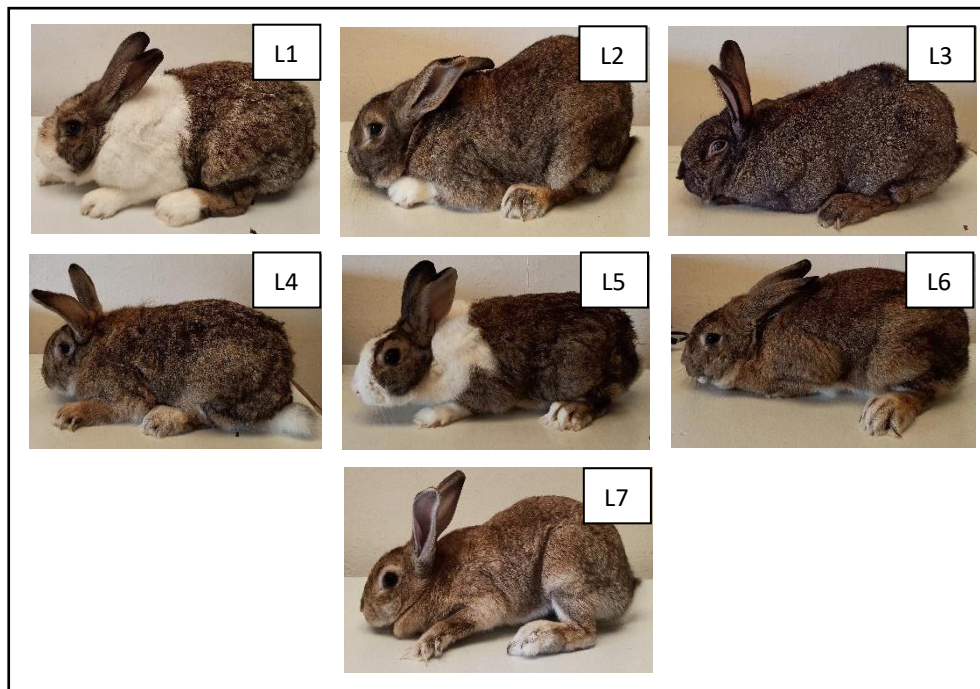


Figure 8 : Phénotypes des sept lapins de population locale utilisés (Photo originale).



Figure 9 : Lapine « boute-en-train » (Photo originale).

Durant l'expérimentation nous avons pesé les sept lapins en hiver et en printemps par une balance poids (Figure 10).



Figure 10 : Pèsement des lapins par la balance poids (Photo originale).

II.2.4. Matériels de laboratoire et instruments

Tous les matériels utilisés lors de l'expérimentation (**Figure 11**) sont présentés dans L'Annexe A.



Figure 11 : Matériels utilisés lors de l'expérimentation (**Photo originale**).

II.2.5. Alimentation et abreuvement

II.2.5.1. Aliment

Tous les animaux étaient nourris à base d'un aliment granulé spécial pour lapins provenait de l'unité de fabrication de l'aliment de bétail de Bouzaréah (ALGER) (**Figure 12**) distribué chaque matin en raison de 100g/jour, dans des trémies métalliques qui équipent chacune des cages d'élevage. Le granulé est fabriqué à base d'orge, de maïs, de farine de luzerne, de son de blé, de Soja et de CMV spécial lapin.



Figure 12 : Aliment granulé distribué aux animaux (**Photo originale**).

II.2.5.2. Eau de boisson

L'eau distribuée aux animaux provient du réseau local d'eau potable. Elle est disponible en permanence grâce à des bacs de 6 litres en plastiques reliés à un système de conduits en PVC munis de tétines automatiques (**Figure 13**) et sont remplis chaque matin d'eau potable et fraîche.



Figure 13 : Système d'abreuvoir pour les lapins. **a** : Abreuvoir en forme de bac en plastique.
b : Tétine automatique accordé aux systèmes de conduits en PVC (**Photo originale**).

II.2.6. Traitement prophylactique et hygiène des lieux

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

II.2.7. Protocole expérimental

Notre travail a été réalisé en deux parties et les différentes étapes de l'expérimentation sont regroupées selon l'organigramme suivant (**Figure 14**) :

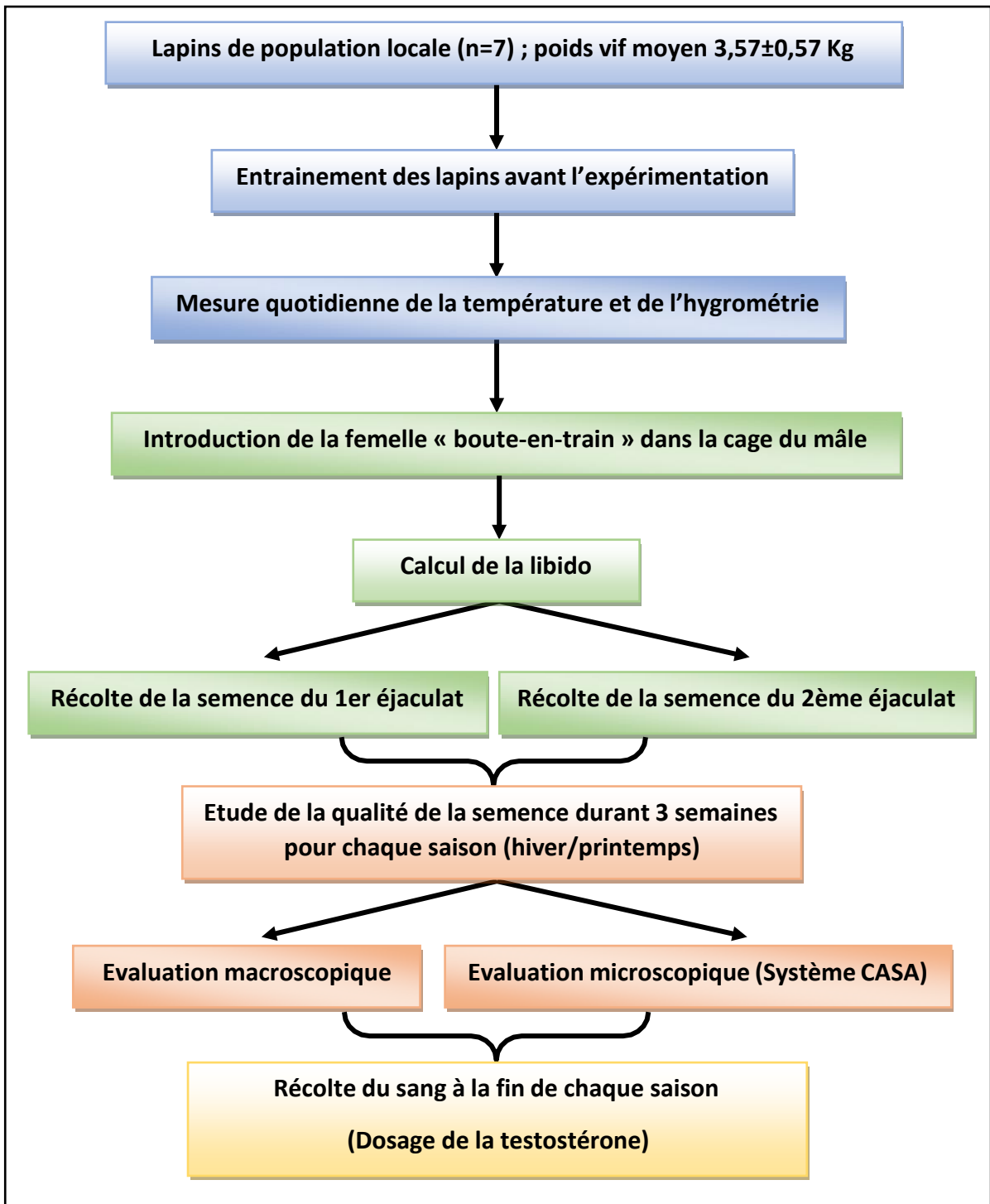


Figure 14 : Organigramme du protocole expérimental.

II.2.8. Etude de la qualité de la semence

II.2.8.1. Protocole de la collecte

Deux éjaculats par mâle ont été collectés chaque semaine au moyen d'un vagin artificiel, avec un intervalle de 15 à 30 mn entre les éjaculats successifs, pendant trois semaines de chaque saison (hiver et printemps). La moyenne des deux éjaculats est prise en considération dans

l'interprétation des résultats. Les prélèvements sont effectués par le même opérateur pour éliminer l'effet du préleveur.

II.2.8.2. Paramètre d'ambiance

Au cours de cette étude, la température et l'hygrométrie ont été mesurées quotidiennement à l'aide de thermo-hygromètres digitaux placés dans chaque salle (**Figure 15**).

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 15 : Thermo-hygromètre digital (**Photo originale**).

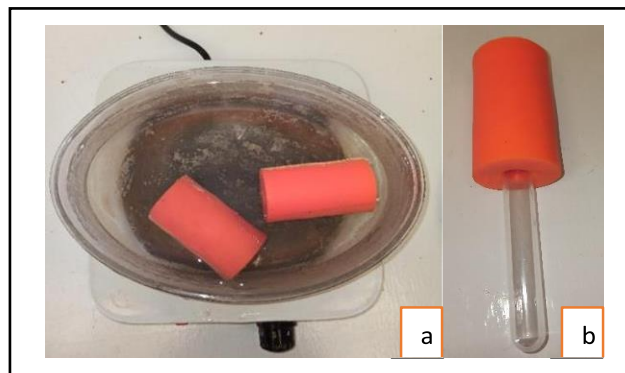
Ce paramètre a été modifié par **Marai et al.**, pour les petits animaux notamment les lapins.

Les valeurs obtenues sont classées comme suit :

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

II.2.8.3. Préparation du matériel de récolte de la semence

La semence est collectée au moyen d'un vagin artificiel en caoutchouc ou silicone de structure élastique, ce dernier est réchauffé avant son utilisation à l'aide d'un bain marie maintenu à température entre 55 et 60°C grâce à une résistance afin de reconstituer les conditions naturelles de température du vagin chez la lapine. Le vagin artificiel n'est utilisé que lorsque sa température se situe entre 40° et 45°C et il faut bien le nettoyer et le sécher avant son utilisation. Un tube de collecte gradué est placé à l'extrémité du vagin artificiel pour pouvoir récolter la semence (**Figure 16**).



Figures 16 : Préparation du vagin artificiel (VA).
 a : préchauffage du VA ; b : Emplacement du tube de collecte avec le VA.
 (Photo originale).

II.2.8.4. Préparation des mâles à la récolte spermatique

II.2.8.4.1 Etapes de la technique de récolte de la semence

En premier lieu les mâles sont isolés dans des cages individuelles préparées spécialement pour la récolte du sperme. Au moment de la préparation du vagin artificiel, la femelle «boute-en-train» est laissée sur la cage des mâles pendant 5 à 10 mn pour les stimuler (**Figure 17**).



Figure 17 : Lapine « boute-en-train » placée sur la cage du mâle (Photo originale).

Une fois que le vagin artificiel est prêt à être utilisée, on le place sous l'abdomen entre les deux membres postérieurs de la femelle « boute-en-train » (**Figure 18 : a**) puis elle est introduite dans la cage du mâle, lorsque le mâle exprime son comportement sexuel et tend à chevaucher la femelle (**Figure 18 : b**), le préleveur immobilise rapidement le corps de celle-ci avec la main gauche placée sur le dos, et la main droite tenant le vagin artificiel en l'orientant vers le pénis

afin de faciliter l'intromission de ce dernier. Après l'éjaculation, le mâle tombe à l'arrière en poussant par fois un cri caractéristique.



Figure 18 : Récolte de la semence (a, b et c) (Photo originale).

II.2.8.4.2. Calcul de la libido

C'est l'intervalle de temps calculé entre l'introduction de la femelle dans la cage du mâle et la première éjaculation à l'aide d'un chronomètre.

Un mâle qui refuse le chevauchement après 10 min de contact est considéré comme un mâle qui répond négativement à cette sollicitation.

II.2.8.5. Méthode d'analyse du sperme

II.2.8.5.1. Examen Macroscopique

La première étape d'analyse macroscopique se déroule au niveau du clapier et doit se faire immédiatement après la récolte du sperme. L'évaluation macroscopique de la semence est effectuée comme suit :

II.2.8.5.1.1. Couleur

La couleur est déterminée par observation directe à l'œil nu de l'éjaculat dans le tube de collecte transparent (**Figure 19**). Le degré de la couleur est noté selon les recommandations de **Boussit (1989)** :

- Sperme contaminé avec urine : Jaunâtre (**J**).
- Sperme avec présence de sang : Rosâtre ou rougeâtre (**R**).
- Sperme grisâtre (**G**).
- Sperme blanc crémeux (**BC**).
- Sperme blanc jaunâtre (**BJ**).
- Sperme blanc nacré (**BN**).

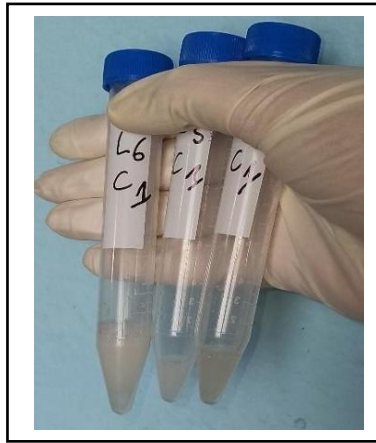


Figure 19 : Couleur du sperme (Photo originale).

II.2.8.5.1.2. Volume

Le volume total de l'éjaculat est mesuré par lecture directe sur le tube gradué servant à la collecte. Si le sperme recueilli contient du gel le volume est mesuré avec le gel, et ensuite mesuré après avoir retiré le gel à l'aide d'une pipette Pasteur ou une pince préalablement chauffée à l'aide de la vapeur d'eau à 37°C et refroidi à la température corporelle afin d'éviter tout choc thermique pouvant altérer la semence. (Figure 20).



Figure 20 : Elimination du gel par une pince (Photo originale).

II.2.8.5.1.3. pH

Le pH est mesuré à l'aide d'un papier pH (papier indicateur). Il permet de noter un pH entre 0 et 14, refléter par le changement de la couleur observée et enregistrée sur le papier (Figure 21 : a, b et c).

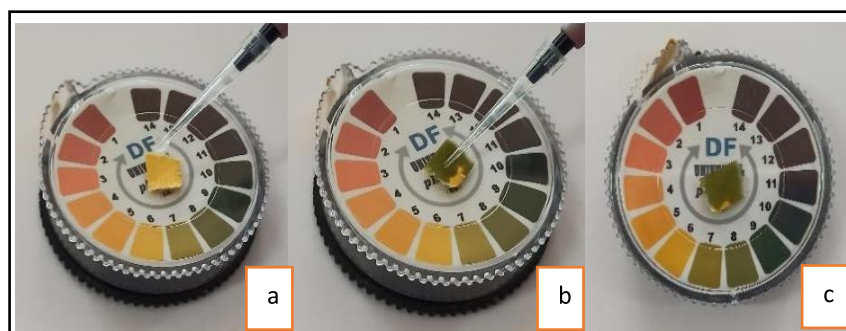


Figure 21 : Mesure du pH (a, b et c) (Photo originale).

II.2.8.5.2. Examen Microscopique

Après la première étape d'analyse macroscopique qui se déroule au niveau du clapier, le tube contenant la semence est maintenu dans une bouteille thermique contenant de l'eau à 37°C pour qu'il soit transféré au niveau du laboratoire de recherche lié à la reproduction animale de l'institut des sciences vétérinaires (LBRA) pour la réalisation de la partie microscopique. Le prélèvement doit être déposé directement dans un bain marie à 37°C pendant toute l'analyse (Figure 22).

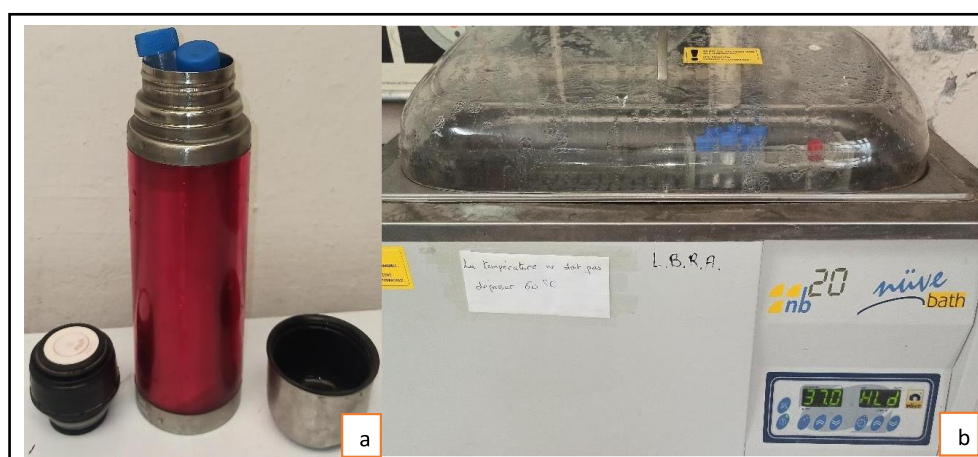


Figure 22 : Conservation des échantillons à 37°C. **a** : Thermos ; **b** : Bain marie (photo originale).

L'évaluation microscopique de la semence est effectuée comme suit :

II.2.8.5.2.1. 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 23).



Figure 23 : Système CASA (Computer Analyser System Assisted) (Photo originale).

II.2.8.5.2.1.1. Motilité massale (MM)

La motilité massale est estimée par l'observation d'une microgoutte de sperme posée sur une lame sous microscope, muni d'une plaque chauffante réglée à 37°C, et avec un grossissement x10. Le mouvement global des spermatozoïdes est apprécié en fonction de l'intensité des vagues observées (**Figure 24 : a et b**). La grille de notation « Grille de Petitjean » (1965) (cité par **Boussit 1989**), nous permet d'estimer l'intensité des vagues, une note allant de 0 (pas de spermatozoïdes) à 9 (aspect de tourbillon) est attribuée à chaque échantillon (**Tableau 2**). L'estimation de la motilité doit se faire rapidement dans les 5 à 10 minutes qui suivent la collecte.

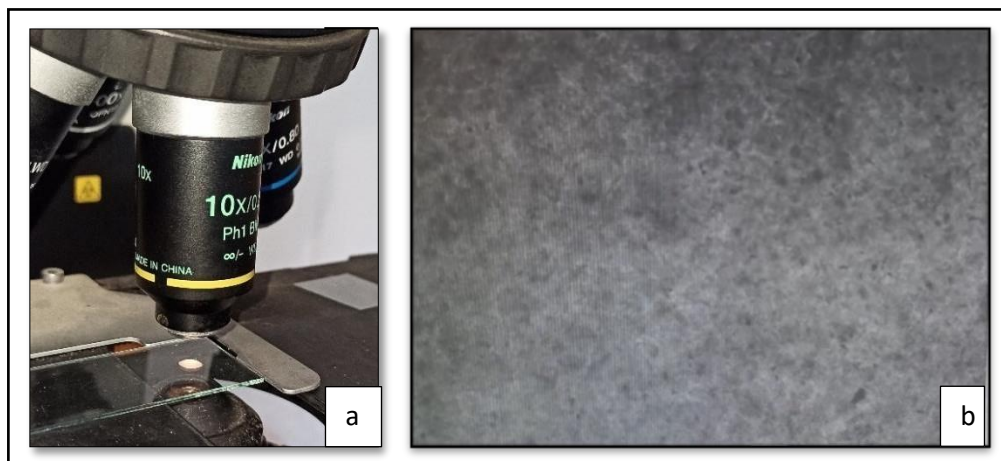


Figure 24 : Observation d'une microgoutte de spermatozoïde sans dilution pour évaluer la MM (a et b) (photo originale).

Tableau 2 : Echelle utilisé pour déterminer la MM d'après **Petitjean, 1965**.

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.

II.2.8.5.2.1.2. Motilité individuelle (MI)

Avec une micropipette réglable, prélever 10 microlitres de la semence pure (dans les premières minutes qui suivent l'arrivée de l'échantillon au laboratoire) et les diluer dans 290 microlitres de solution de NaCl précédemment conservé dans le bain marie à 37 °C, afin d'éviter le choc thermique au sperme lors de la dilution. À savoir une dilution au 1/30 puis homogénéiser la solution contenant les spermatozoïdes. Avec une micro pipette déposer 10µl de la solution diluée entre lame et lamelle, l'observation se fait par le système CASA (grossissement X10) avec un filtre vert (**Figure 25**). Cette observation, nous permet dans un premier lieu d'évaluer le type de mouvements des spermatozoïdes et de les noter en utilisant l'échelle d'**Andrieu (1974) (Tableau 3)** qui va de 0 à 4 (cité par **Boussit, 1989 ; Baril et al., 1993**), ce système nous permet également d'évaluer le pourcentage des spermatozoïdes mobiles est effectué au même moment l'appréciation de la motilité individuelle dans les mêmes conditions.

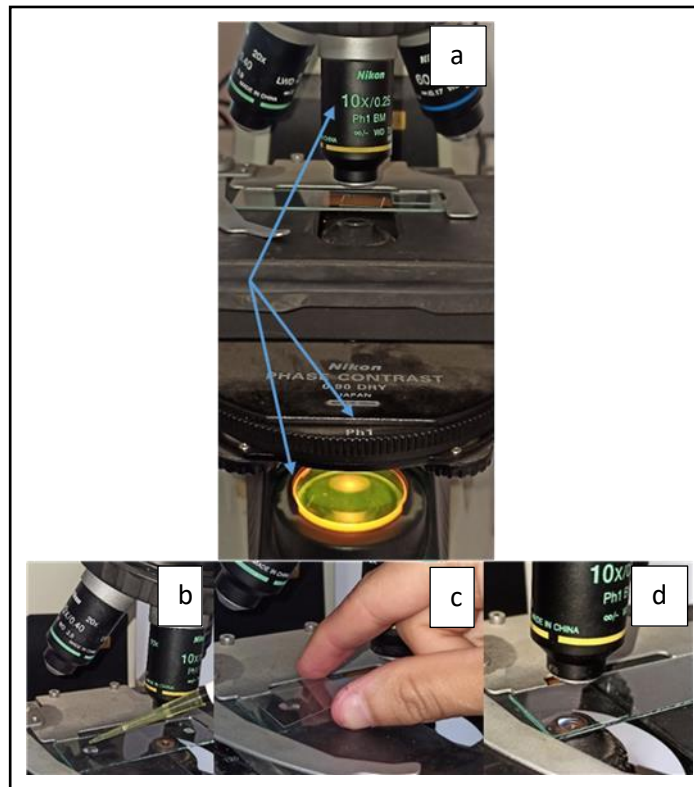


Figure 25 : Observation de la MI par le système CASA (a, b, c et d) (Photo originale).

Tableau 3 : 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.

Il nous a permis aussi l'estimation des paramètres cinétiques des spermatozoïdes de chaque échantillon analysé qui sont :

- Pourcentage de spermatozoïdes fléchant (dont la trajectoire a des caractéristiques supérieures à une vitesse et une linéarité de mouvement prédéfinie (LIN %)), et est calculé comme $VSL / VCL \times 100$.
- Amplitude de mouvements latéraux de la tête des spermatozoïdes pendant leur déplacement (ALH, μm : Amplitude of Lateral Head Displacement).
- Vitesse moyenne de déplacement linéaire (VSL, $\mu\text{m} / \text{s}$: Straight-Line Velocity). La distance entre premier et dernier points de la tête, divisée par le temps d'acquisition.
- Vitesse curviligne (VCL, $\mu\text{m} / \text{s}$: Curvilinear Velocity) c'est-à-dire la vitesse mesurée sur la distance entre chaque point d'un spermatozoïde donné au cours de la période d'acquisition de la tête.
- Vitesse de trajet moyenne (VAP, $\mu\text{m} / \text{s}$) est un chemin lissé construit par la moyenne de plusieurs positions sur la piste de sperme.
- Fréquence des rythmes de croisements des trajectoires (BCF : Beat Cross Frequency).

Le mouvement des spermatozoïdes est représenté distinctement sur l'écran par différentes couleurs (**Figure 26 a et b**).

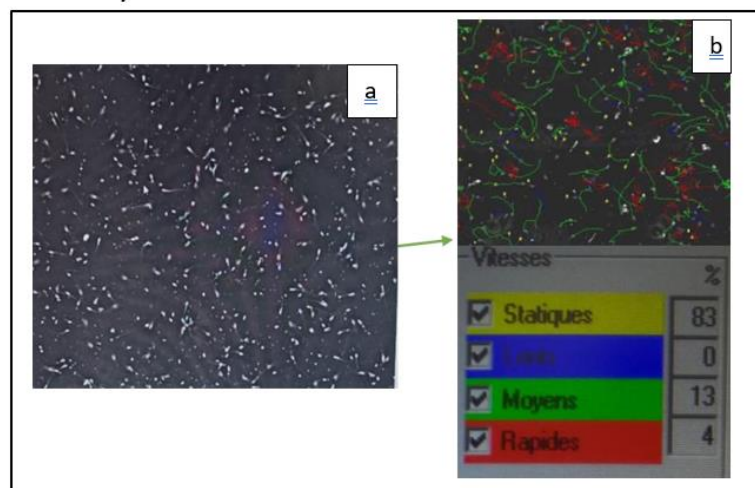


Figure 26 : Mouvement des spermatozoïdes coloré selon leurs vitesses (**a et b**) (**Photo originale**).

II.2.8.5.2.1.3. Vitalité (Viabilité)

Pour étudier ce paramètre, nous avons utilisé la technique de coloration éosine-nigrosine (**Bamba, K., 1998**). Il faut suivre les étapes suivantes :

- Déposer sur une lame à l'aide d'une micropipette 10 microlitres de sperme pur au quel rajouter 10 microlitres de nigrosine et 10 microlitres d'éosine. Homogénéiser avec l'embout de la micropipette puis étaler à l'aide d'une autre lame afin d'avoir un frotti (**Figure 27**).
- Laisser la lame séchée, pendant quelques minutes dans l'obscurité.
- Dès que cette dernière est complètement sèche, procéder à l'observation par le système CASA grossissement X20 et sans le filtre vert. 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 28**).

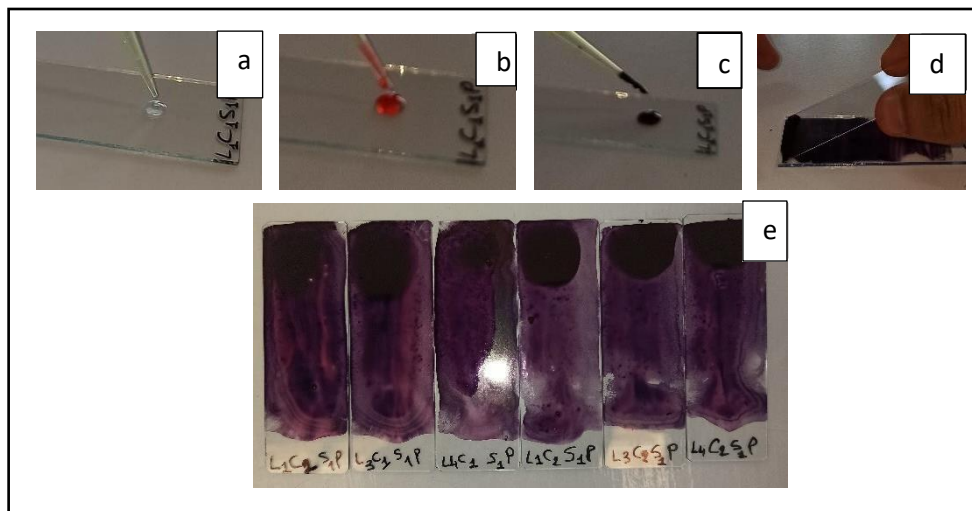


Figure 27 : Préparation du frottis pour évaluer la vitalité (a, b, c, d et e) (Photo originale).

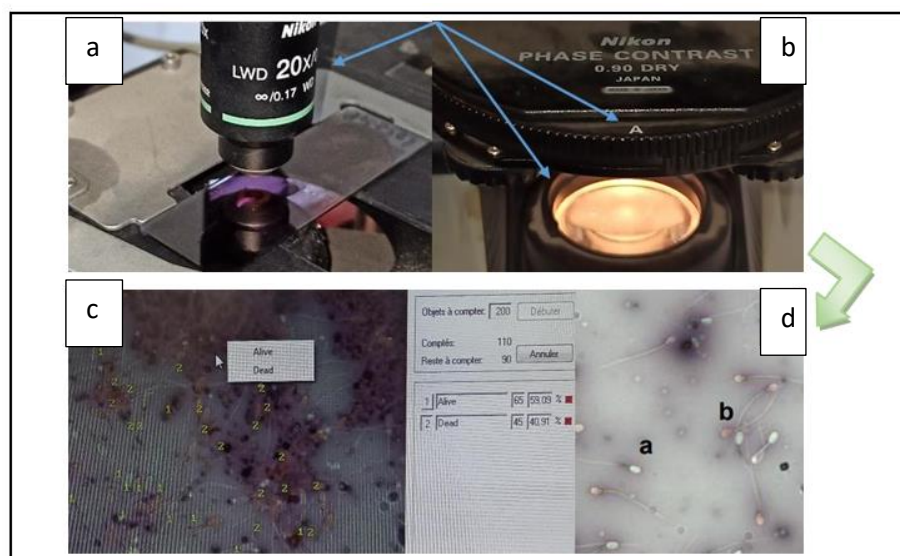


Figure 28 : Observation des spermatozoïdes vivants (a) et morts (b) après coloration à l'éosine-nigrosine (a, b, c et d) (Photo originale).

II.2.8.5.2.1.4. Morphologie

La même lame qui a été utilisée pour évaluer la vitalité des spermatozoïdes est également utilisée pour détecter les anomalies de ces derniers en examinant 200 spermatozoïdes, en utilisant toujours le système CASA avec un grossissement x20 et sans le filtre vert (**Figure 29**). Il existe plusieurs types d'anomalies qui peuvent être identifiées, liées à la tête, à la pièce intermédiaire, à la gouttelette cytoplasmique ou à la queue ou au flagelle du spermatozoïde (**Figure 30**).

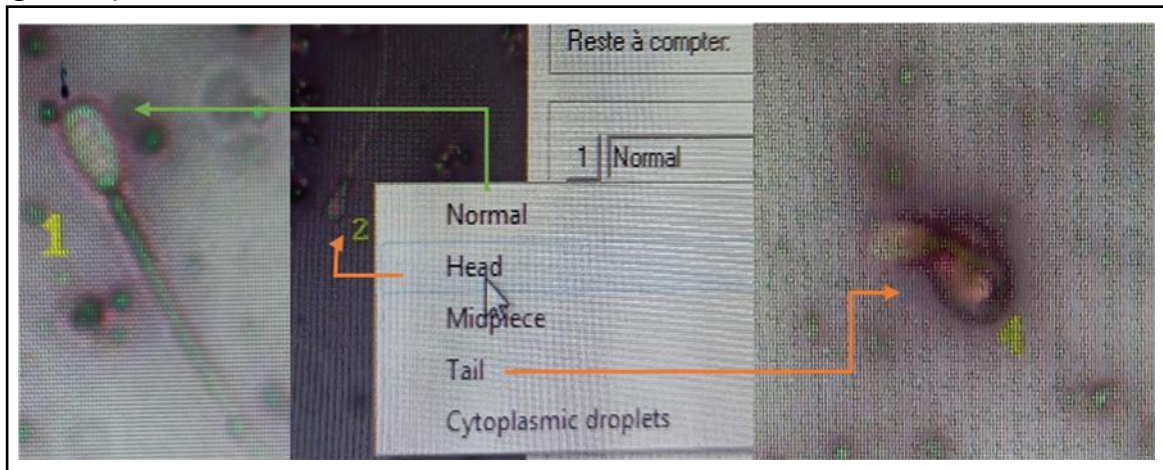


Figure 29 : Différence entre spz normale et anormale (**Photo originale**).

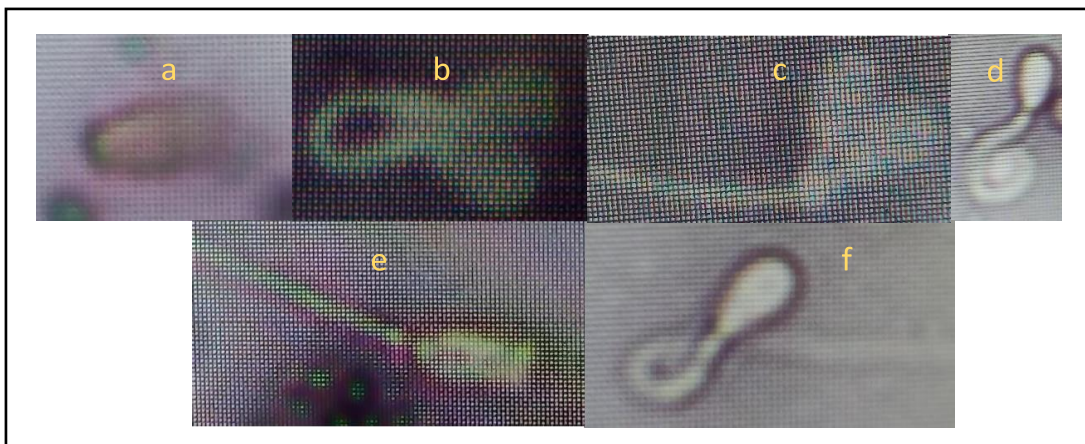


Figure 30 : Anomalies des spermatozoïdes : **a**) Tête normale sans queue ; **b et c**) Spz à double tête ; **d**) Queue enroulée ; **e**) tête écrasée ; **f**) queue repliée. (**Photo originale**).

II.2.8.5.2.1.5. Concentration

La détermination de la concentration implique l'évaluation du nombre de spermatozoïdes par millilitre de semence pure en comptant directement les spermatozoïdes dans un échantillon de semence dilué et tué. Cette mesure est effectuée à l'aide d'un hématimètre de type cellule de Thoma, qui comporte deux grilles, chacune divisée en 16 grands carrés, eux-mêmes divisés en 16 petits carrés d'une surface de $1/400 \text{ mm}^2$ ($1/20 \times 1/20 \text{ mm}$).

Pour la dilution et la fixation du sperme, prendre 10 microlitres de sperme à l'aide d'une micropipette auquel ajouter 990 microlitres de formol dilué à 10% (10 ml de formol 35% dilué dans 1 l de solution NaCl 0,9%). On homogénéise la solution manuellement ou à l'aide d'un agitateur (**Figure 31 : a et b**).

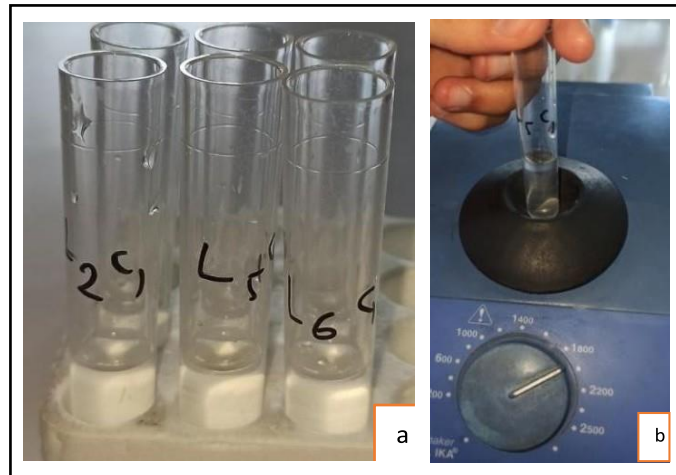


Figure 31 : a : Préparation de la solution pour la dilution et la fixation du sperme.
b : homogénéisation automatique de la solution par l'agitateur (**Photo originale**).

II.2.8.5.2.1.5.1. Etapes pour le comptage à l'hématimètre

- Préparer la cellule de Thoma en pressant fortement la lamelle sur les côtés de la grille (Pour adhérer la lamelle a l'hématimètre).
- Déposer une goutte de solution diluée sans bulles d'air avec une micropipette en bordure de lamelle pour la 1ere grille. La gouttelette par capillarité sera diffusée entre lame et lamelle. Refaire la même opération pour la 2^{ème} grille (**Figure 32 : a**).
- Laisser reposer 10 minutes pour que les spermatozoïdes se déposent sur le fond de la lame.
- Observer au microscope optique à contraste de phase (grossissement x 20) (**Figure 32 : b**).
- Le comptage se fera sur les deux colonnes centrales de chaque grille plutôt que 4 colonnes d'une seule grille prise au hasard parmi les deux.

Le calcul se fait selon **Falières et Theau-Clement, 2007**, comme suit, les deux colonnes centrales d'une grille contiennent 8 x 16 soit 128 petits carrés, sachant que le volume d'un petit carré est de 1/4000 mm³, le volume de 8 grands carrés est de 0,032 mm³.

La concentration en spermatozoïdes par ml de diluant, sera si nous comptons juste les cellules qui se trouve à l'intérieur du rectangle ainsi que celles qui chevauchent le bord haut et droit (**Figure 33**) comme suit :

$$Cn = X * D * 1000$$

Soit :

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

$$\text{Volume compté} * 2$$

$$64$$

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

D = Dilution du sperme.

Cn = Concentration.

- Calculer la somme des spermatozoïdes comptés de chaque chambre, et vérifier la différence entre comptage des deux chambres, qui doit être inférieure ou égale au « valeur ».

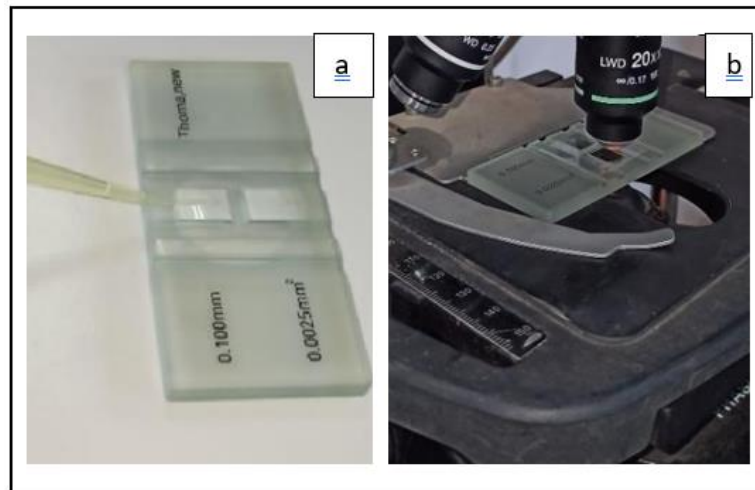


Figure 32 : a et b : Préparation de la cellule de Thoma pour l'observation (Photo originale).

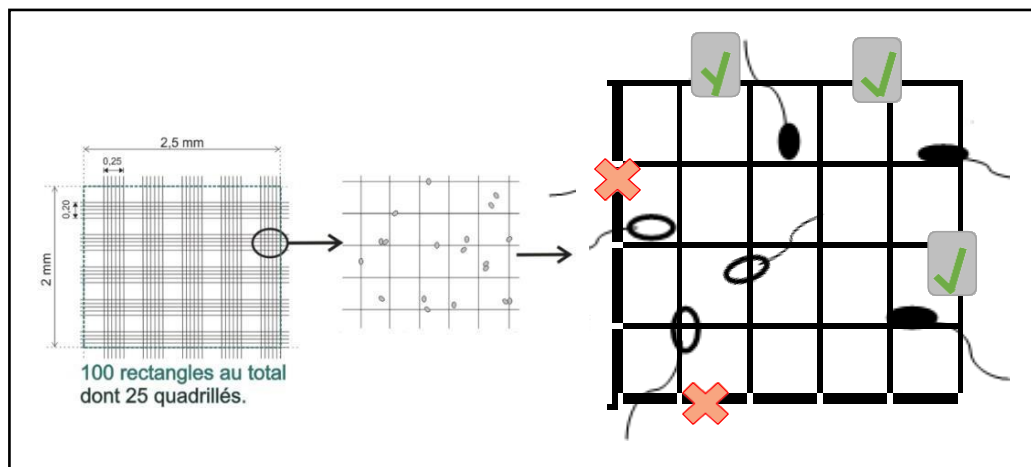


Figure 33 : Protocole d'utilisation d'une cellule de Thoma (Rémi Moreda, 2013).

II.2.9. Dosage hormonal de la testostérone

II.2.9.1. Prélèvement sanguin

Le prélèvement sanguin a été pratiqué la dernière semaine d'analyse de la semence de chaque saison (hiver / printemps) 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 il est possible d'envelopper le lapin dans une serviette, comme un "burrito" (**Figure 34**).



Figure 34 : Contention à l'aide d'une serviette, façon « burrito » (**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 35**).
- 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.
- Centrifugé à 300 rpm pendant 15 min les prélèvements sanguins afin de séparer le sang du plasma (**Figure 36 : 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 35 : Technique de prélèvement sanguin (Photo originale).

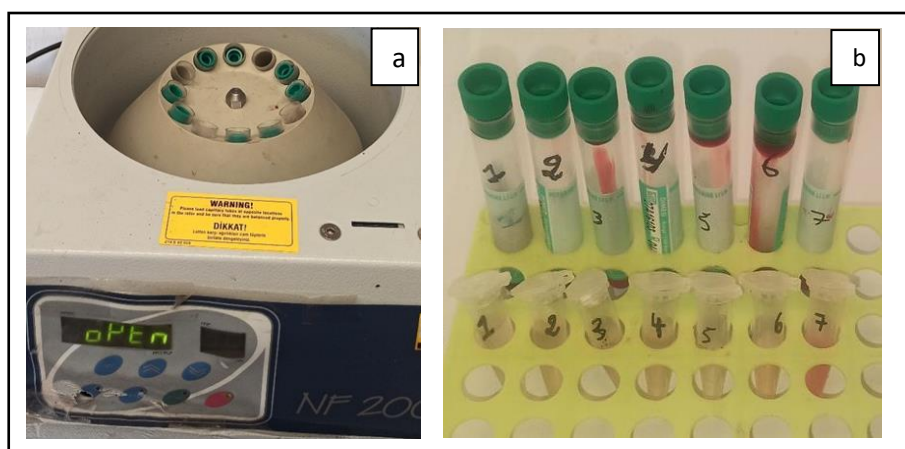


Figure 36 : Centrifugation du prélèvement sanguin (a et b) (Photo originale).

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

Nous plaçons les échantillons dans une glacière immédiatement après la centrifugation pour les conserver au froid. Ensuite, nous les amenons au laboratoire d'analyse de M. ZEMMOURI à Boufarik pour mesurer le taux d'hormone testostérone.

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 37 a et b**), 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. Les autres réactifs (l'enzyme conjugué, tampons de rinçage, substrat) sont prêts à l'emploi et pré-dosés dans la cartouche, toutes les étapes du test sont réalisées automatiquement dans l'appareil.

Son logiciel informatique se distingue par sa facilité d'utilisation, sa fiabilité et sa simplicité. L'échantillon préparé est prélevé puis transféré dans les puits contenant un anti-testostérone, il y a une compétition entre l'antigène de l'échantillon et l'antigène testostérone fixé sur le cône pour les sites de l'anticorps spécifique anti-testostérone conjugué. Des étapes de rinçage éliminent les composés non liés ; Lors de l'étape finale de révélation le substrat (4- Méthyl-ombelliferyl phosphate) est aspiré puis refoulé dans le cône ; l'enzyme du conjugué catalyse la réaction d'hydrolyse de ce substrat en un produit (4-méthyl-ombelliférol) dont la fluorescence émise est mesurée à 450nm (**Figure 38**). La valeur du signal de fluorescence est inversement proportionnelle à la concentration de l'antigène dans l'échantillon. A la fin du test, les résultats sont calculés automatiquement par l'instrument par rapport à une courbe de calibration enregistrée, puis imprimés (**Gasser et al., 2003**).



Figure 37 : Appareille mini VIDAS (Photo originale).

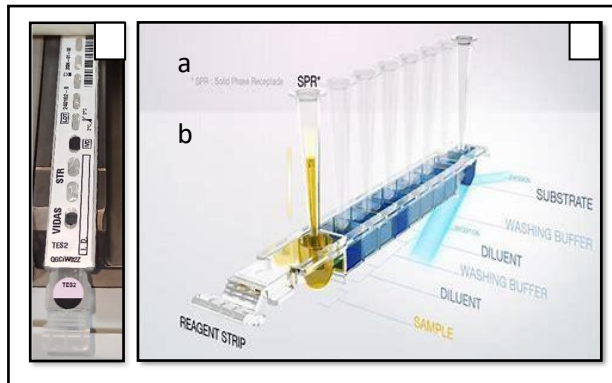


Figure 38 : a : cartouche mini VIDAS (Photo originale).

b : principe de fonctionnement (BioMerieux vidas).

II.2.10. Analyse statistique des résultats

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

- **Moyenne arithmétique** : $X = \frac{\sum x_i}{n}$

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

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

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

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

Où : X_1 et X_2 : valeurs moyennes arithmétiques de chaque série.

X_1 : valeurs individuelles de la première série. X_2 : valeurs individuelles de la deuxième série.

n_1 et n_2 : nombre de valeurs de chaque série.

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

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

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

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

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

CHAPITRE III

Résultats

Dans cette partie d'étude, nous déterminerons d'abord les paramètres d'ambiance dans les deux saisons, le poids corporel et le taux de récolte de la semence utile des lapins mis en œuvre pour la réalisation de cette partie expérimentale, représentés par les lapins de la population locale, âgés d'environ 30 mois et ayant un poids respectif de $3,56 \pm 0,52$ et $3,59 \pm 0,62$ Kg en hiver et en printemps. S'ensuit après, l'analyse macroscopique et microscopique de la qualité spermatique de ces derniers. Et enfin, le dosage sérologique de la testostérone dans chaque saison.

III.1. Paramètre d'ambiance

Les valeurs moyennes de température et d'hygrométrie ambiante notées durant cette partie expérimentale ainsi que celles de l'indice reliant la température à l'hygrométrie (THI) calculées sont rapportées dans le **tableau 4** et présentées dans la **figure 39**.

En hiver, les valeurs de la température et de l'hygrométrie diurnes moyennes enregistrées atteignent respectivement $14,79$ °C et $68,72\%$, mettant ainsi les lapins justes au-dessous de leur zone du confort thermique située entre 15 et 20 °C selon **Moussa-Balabel (2004)**. Et durant le printemps, nous notons une augmentation de la température ($21,55$ °C) et de l'hygrométrie ($74,70\%$), cette augmentation remet les lapins dans une zone du confort thermique.

Tableau 4 : 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
Hiver	10,67 $\pm 1,2$	17,87 ± 1	14,79 $\pm 3,4$	54,33 $\pm 1,2$	79 ± 0	68,72 $\pm 9,9$	11,19 ± 1	17,64 ± 1	14,75 $\pm 1,5$
Printemps	20,03 $\pm 0,8$	23,67 $\pm 0,6$	21,55 $\pm 1,8$	70,33 $\pm 8,1$	78,67 $\pm 11,9$	74,70 $\pm 9,8$	19,52 $\pm 0,8$	23,07 $\pm 0,9$	20,99 $\pm 0,7$

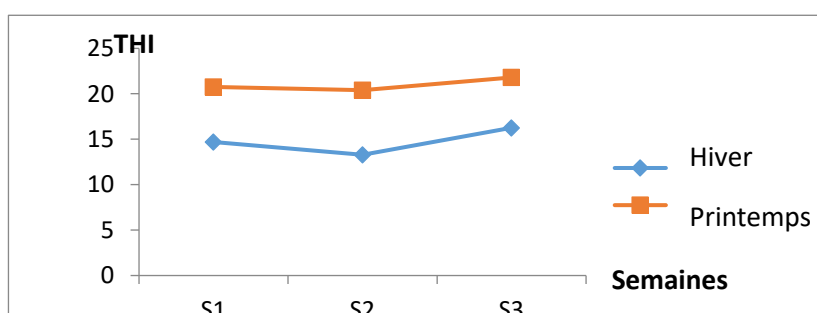


Figure 39 : Evolution du THI des deux saisons selon les semaines.

III.2. Poids corporel

Les résultats du poids corporel mesurés pendant l'expérience sont présentés dans le **tableau 5** et la **figure 40**.

Le poids corporel des lapins, mesuré est le même dans les deux saisons. Nous avons enregistré un poids de 3,56g vs 3,59g pour l'hiver et le printemps, respectivement. Ces résultats montrent une égalité entre les deux saisons ($p > 0,05$).

Tableau 5 : Evolution du poids corporel des lapins selon la saison (moyenne \pm erreur standard).

	Hiver	Printemps	P value
Poids corporel	3,56 \pm 0,52	3,59 \pm 0,62	0,908 (NS)

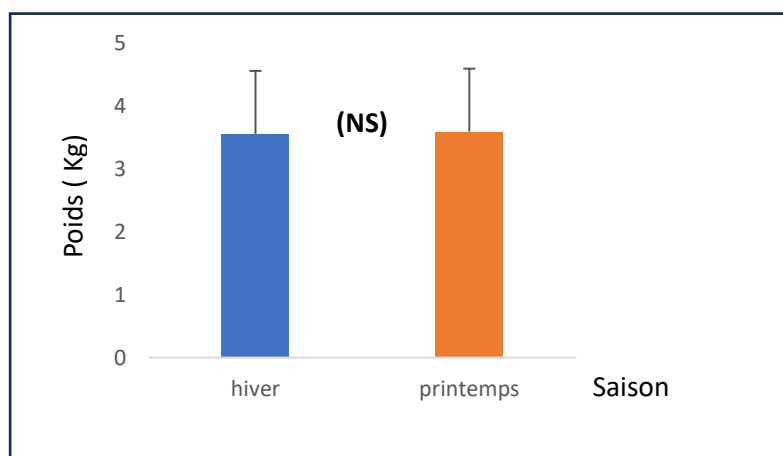


Figure 40 : Diagramme représentant la moyenne du poids corporel des lapins mâle en hiver et au printemps.

III.3. Taux de la récolte spermatique utile

Les valeurs moyennes du taux de la réponse positive aux sollicitations, des éjaculats analysés et celui des éjaculats avec gel chez les lapins males des deux saisons sont rapportés dans le **tableau 6**. Pendant l'hiver, les taux de sollicitation et d'éjaculation étaient respectivement de 85,71% et 94,44%. Au printemps, le taux de sollicitation a augmenté de 7,15% pour atteindre 92,86%, tandis que le taux d'éjaculation a baissé de 14,44% pour arriver à 80%.

Tableau 6 : Taux des réponses aux sollicitations, des éjaculats analysés et ceux présentant un gel chez les lapins mâles des deux saisons.

	Hiver	Printemps
Nombre d'animaux étudiés	7	
Nombre de sollicitations	42	42
Nombre d'éjaculats collectés	36	40
Nombre d'éjaculats observés	34	32
Nombre d'éjaculats éliminés	2	8
Causes d'élimination		
Présence de sang	0	1
Présence d'urine	0	0
Volume < 0,2 ml	2	7
Réponses aux sollicitations		
Réponse aux sollicitations (%)	85,71	95,24
Réponse aux éjaculations (%)	94,44%	80
Nombre des éjaculats avec gel	2	9
Taux des éjaculats avec gel (%)	5,88	28,13

III.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 7**.

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

Variable		(Moyenne \pm SD)		P values
		Printemps	Hiver	Saison
Libido (sec)		18,89 \pm 14,16	8,71 \pm 5,05	0,014 (*)
Volume sans gel (ml)		1,11 \pm 0,4	1,03 \pm 0,1	0,698 (NS)
pH		7,61 \pm 0,3	7,57 \pm 0,2	0,832 (NS)
Concentration (x10 ⁶ /ml)		314,62 \pm 232	320,20 \pm 264	0,963 (NS)
Vitalité (%)		50,02 \pm 11,3	44,14 \pm 14,2	0,324 (NS)
Anomalie morphologique (%)	Totale	23,1 \pm 6,9	20,81 \pm 0,36	0,912 (NS)
	Tête	3,36 \pm 4,6	0,96 \pm 0,5	0,162 (NS)
	PI	1,11 \pm 1,6	0,12 \pm 0,1	0,177 (NS)
	GC	0,07 \pm 0,1	0,49 \pm 0,6	0,197 (NS)
	Queue	18,57 \pm 6,1	19,23 \pm 7,4	0,934 (NS)
Motilité	Motilité Massale	6,35 \pm 1,3	6,17 \pm 1	0,606 (NS)
	Motilité Individuelle (%)	59,66 \pm 15,1	52,61 \pm 27,3	0,230 (NS)
Paramètres cinétiques du sperme	VCL (μ m/s)	49,37 \pm 5	48,9 \pm 5,5	0,890 (NS)
	VAP (μ m/s)	38,55 \pm 5,7	29,57 \pm 4,7	0,005 (**)
	VSL (μ m/s)	33,13 \pm 9,6	22,05 \pm 4,4	0,009 (**)
	STR (%)	58,89 \pm 15	38,87 \pm 17,6	0,003 (**)
	LIN (%)	77,35 \pm 8,5	59,26 \pm 21	0,002 (**)
	WOB (%)	76,05 \pm 9,8	51,60 \pm 21,6	0,0003 (***)
	ALH (μ m)	2,32 \pm 0,6	2,71 \pm 0,2	0,106 (NS)
	BCF (Hz)	4,88 \pm 1	5,06 \pm 0,5	0,464 (NS)

(PI : pièce intermédiaire ; GC : gouttelette cytoplasmique)

III.4.1. Libido (Ardeur sexuelle)

Durant notre expérimentation et selon l'analyse statistique que nous avons effectuée, la libido varie de façon significative $P=0,014$ entre l'hiver et le printemps ($8,71\pm 5,05$ et $18,89\pm 14,16$ respectivement). ($0,01 < p < 0,05$) (Voir le **tableau 7** et la **figure 41**).

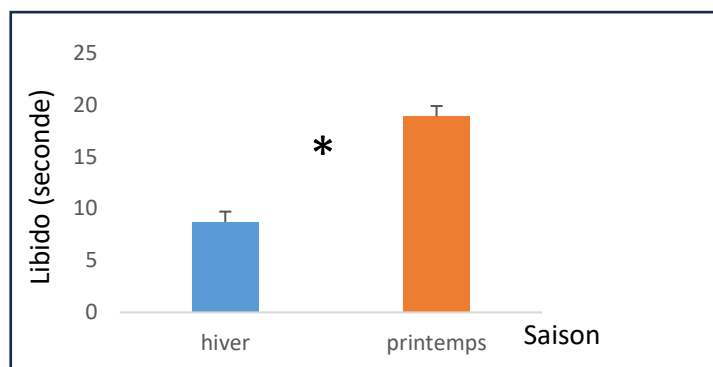


Figure 41 : Evolution de la libido des lapins en fonction des deux saisons.

III.4.2. Caractéristique de la semence

III.4.2.1. Evaluation macroscopique de la semence

III.4.2.1.1 Volume sans gel

Les résultats concernant l'évaluation du volume moyen du sperme avec et sans gel dans les conditions de cette étude. Le **tableau 7** et la **figure 42** montrent la moyenne du volume sans gel pour les deux saisons. L'analyse statistique ne révèle pas de différence significative entre l'hiver et le printemps pour le volume de l'éjaculat sans gel, car $P > 0,05$ ($P = 0,698$).

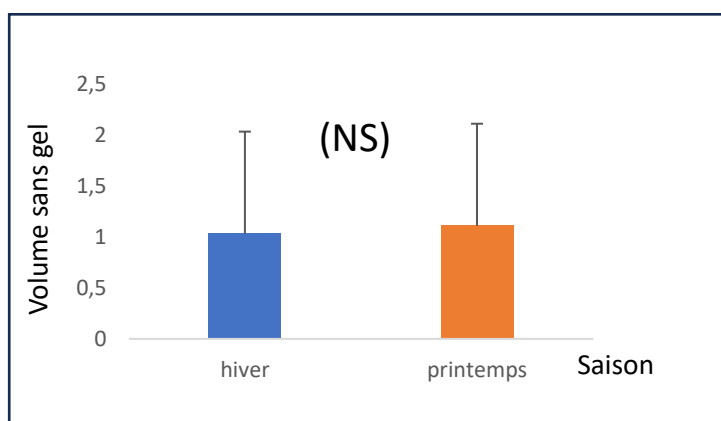


Figure 42 : Volume moyen sans gel de la semence en fonction des deux saisons.

III.4.2.1.2. Couleur

Durant notre expérimentation nous avons noté une couleur blanche pour la majorité des prélèvements pour la population locale durant la saison hivernale avec quelques exceptions où la

couleur a viré à un blanc crème. De même, durant le printemps où la couleur de la semence n'a pas varié du blanc, sauf nous avons rencontré un seul cas présentant des traces du sang.

III.4.2.1.3. pH

Dans les conditions de cette étude, l'évaluation du pH moyen en fonction de la saison ne montrent aucune différence significative au seuil ($P > 0,05$) (Tableau 7 et figure 43).

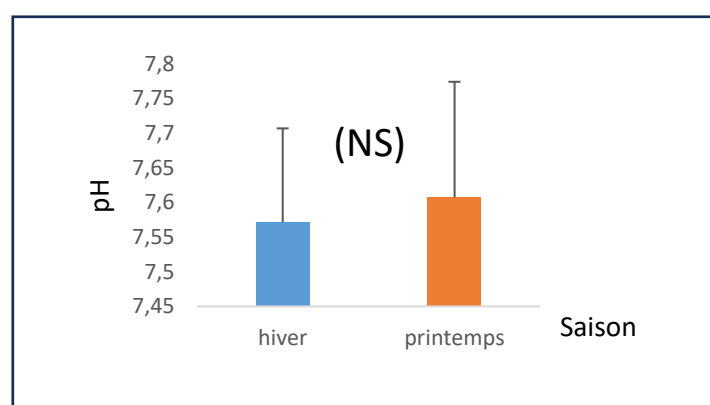


Figure 43 : Evaluation de pH en hiver et en printemps.

III.4.2.2. Evaluation microscopique de la semence

III.4.2.2.1. Concentration des spermatozoïdes

L'effet de la saison sur la concentration moyenne des spermatozoïdes dans la semence est présenté dans le tableau 7 et la figure 44. Les lapins de population locale pendant l'hiver ont présenté des valeurs de concentration en spermatozoïdes de $320,20 \pm 264$. Comparées à celles enregistrées en printemps qui étaient de $314,62 \pm 232$. Cependant l'analyse statistique ne montre aucune différence significative ($P > 0,05$).

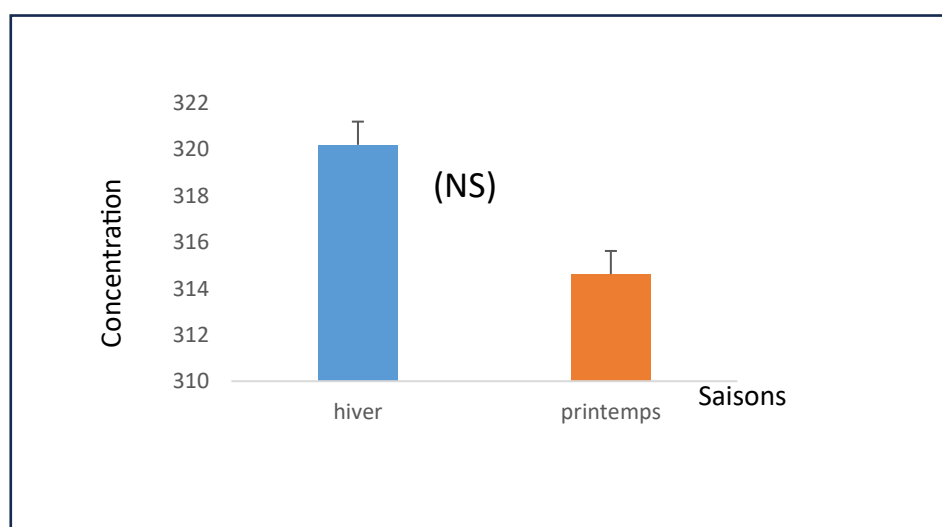


Figure 44 : Evaluation de la concentration des spermatozoïdes en hiver et au printemps.

III.4.2.2.2. Vitalité

Le pourcentage moyen de spermatozoïdes vivants selon la saison est illustré dans le **tableau 7** et la **figure 45**. L'analyse statistique n'a montrées aucune différence significative entre la saison hivernale et printanière ($P > 0,05$).

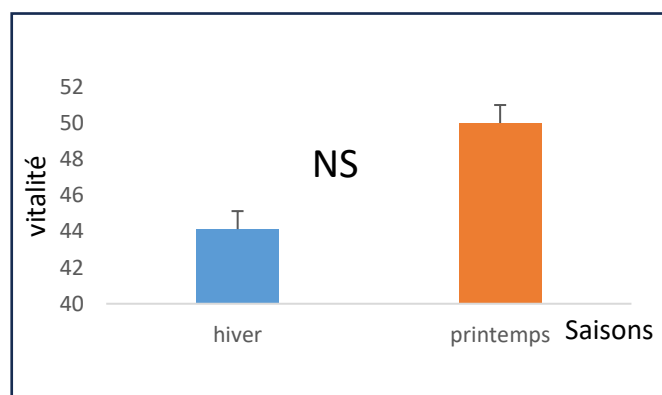


Figure 45 : Evaluation de la vitalité selon les saisons.

III.4.2.2.3. Anomalies morphologiques

Dans notre étude, les lapins de la population locale n'ont montré aucune différence significative par rapport au nombre total des anomalies morphologiques dans les deux saisons d'hiver et de printemps $P = 0,912$ ($p > 0,05$). Les valeurs moyennes de ces dernières sont illustrées dans le **tableau 7** et les **figures 46,47,48,49 et 50**.

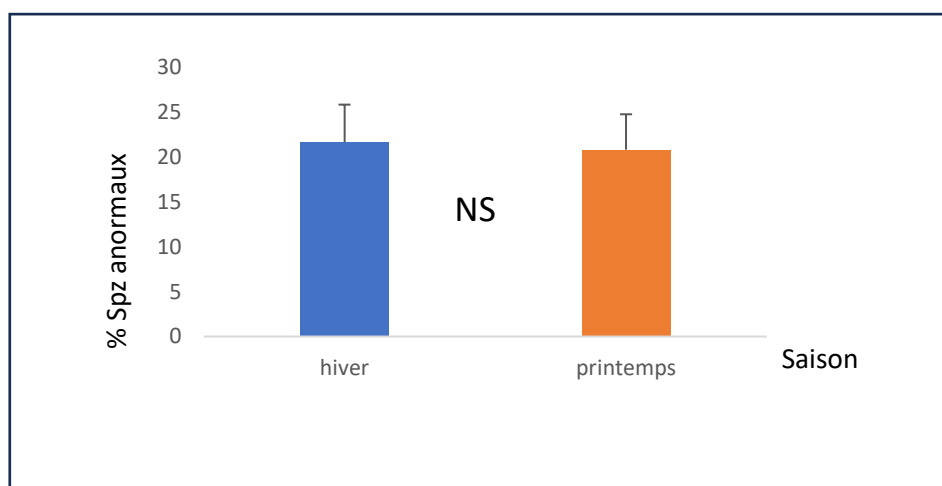


Figure 46 : Evaluation du pourcentage des spermatozoïdes anormaux selon les saisons.

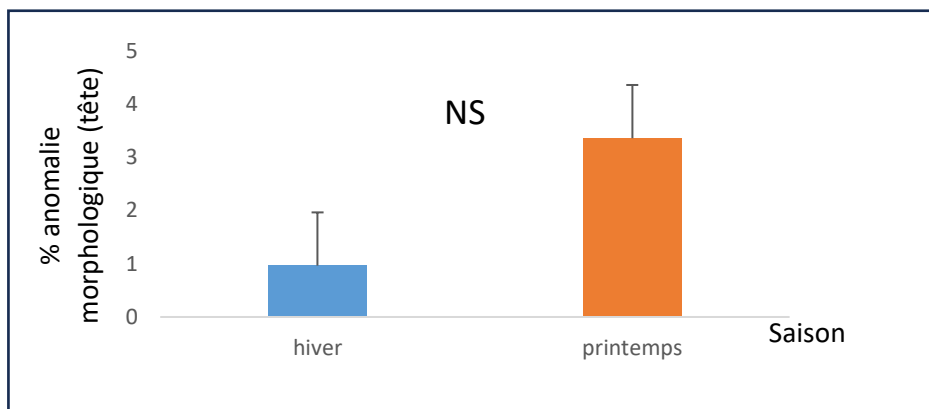


Figure 47 : Evaluation du pourcentage des spermatozoïdes anormaux avec morphologie de la tête selon les saisons.

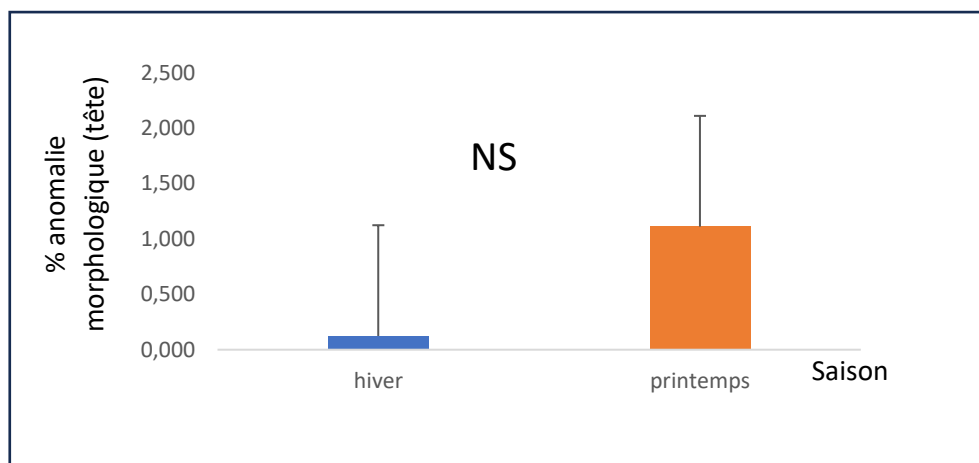


Figure 48 : Evaluation du pourcentage des spermatozoïdes anormaux avec morphologie de la pièce intermédiaire selon les saisons.

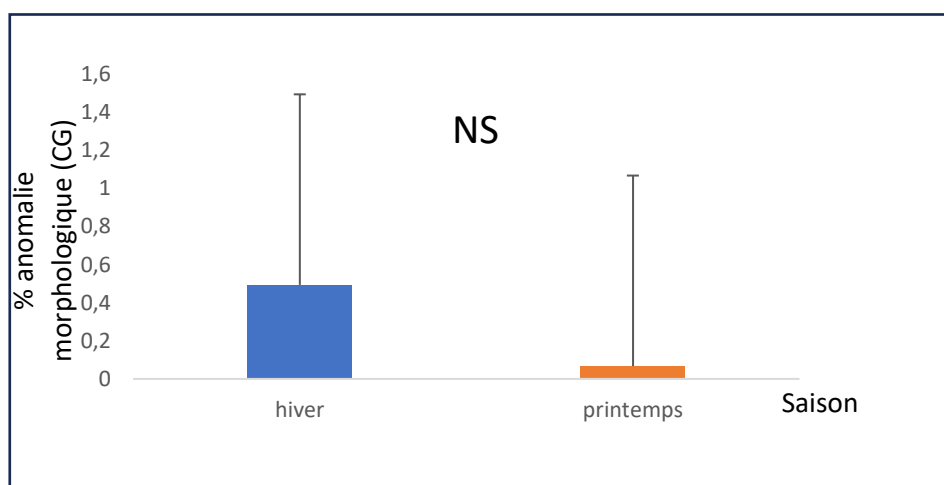


Figure 49 : Evaluation du pourcentage des spermatozoïdes anormaux avec morphologie de la gouttelette cytoplasmique selon les saisons.

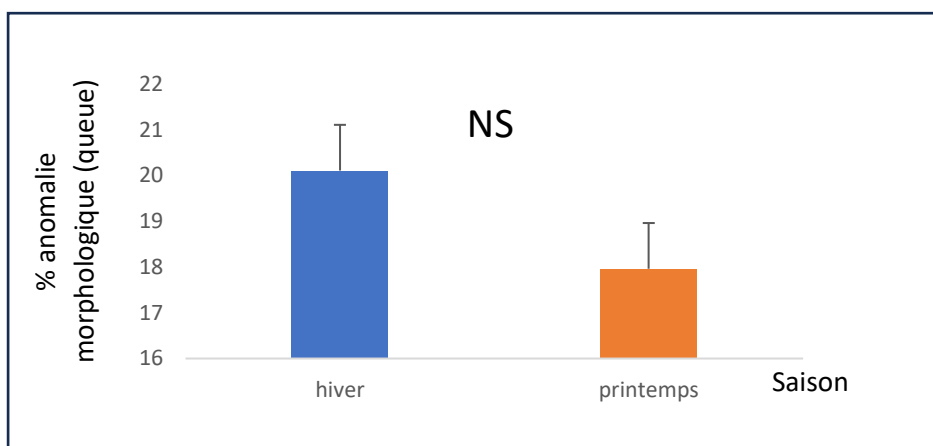


Figure 50 : Evaluation du pourcentage des spermatozoïdes anormaux avec morphologie de la queue selon les saisons.

III.4.2.2.4. Motilité massale et individuelle

Motilité massale et individuelle moyennes mesurées chez les lapins de population locale dans les deux saisons, sont présentées dans le **tableau 7** et la **figure 51** cette dernière n'a montré aucune différence significative ($P > 0,05$) lors du résultat : $P = 0,606$ et $P = 0,230$ pour le motilité massale et individuelle respectivement.

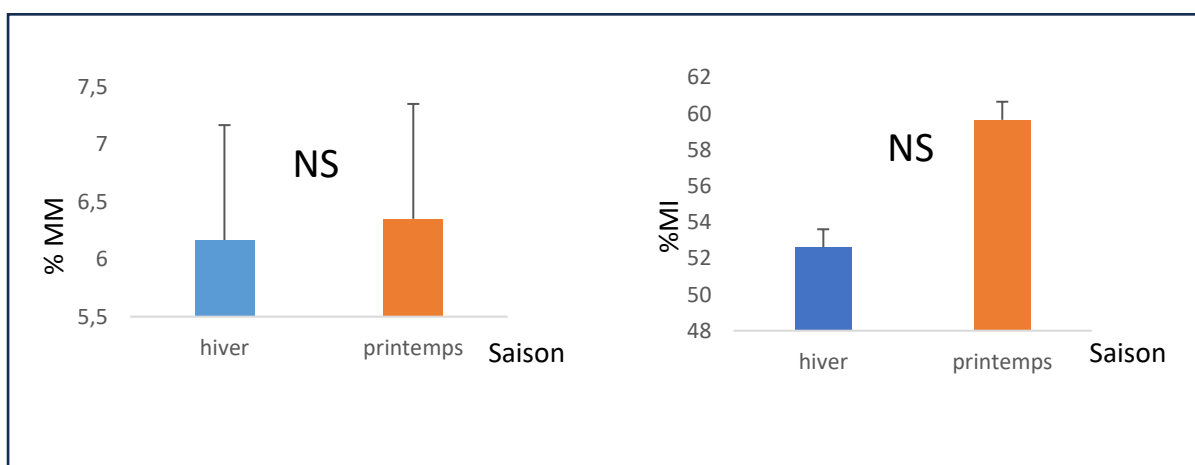


Figure 51 : Evaluation de la motilité massale et individuelle selon les saisons.

III.4.2.2.5. Paramètres cinétiques spermatiques

Les paramètres de motilité mesurés par le système CASA ont montré que, pour la population locale en hiver, nos traits cinétiques expérimentaux étaient nettement supérieurs ($0,001 < p < 0,01$) à ceux du printemps et même pour le %WOB il y avait une différence hautement significative ($p < 0,001$), sauf pour VCL, ALH et BCF qui n'ont pas varié de façon significative ($P = 0,05$) (Figure 52).

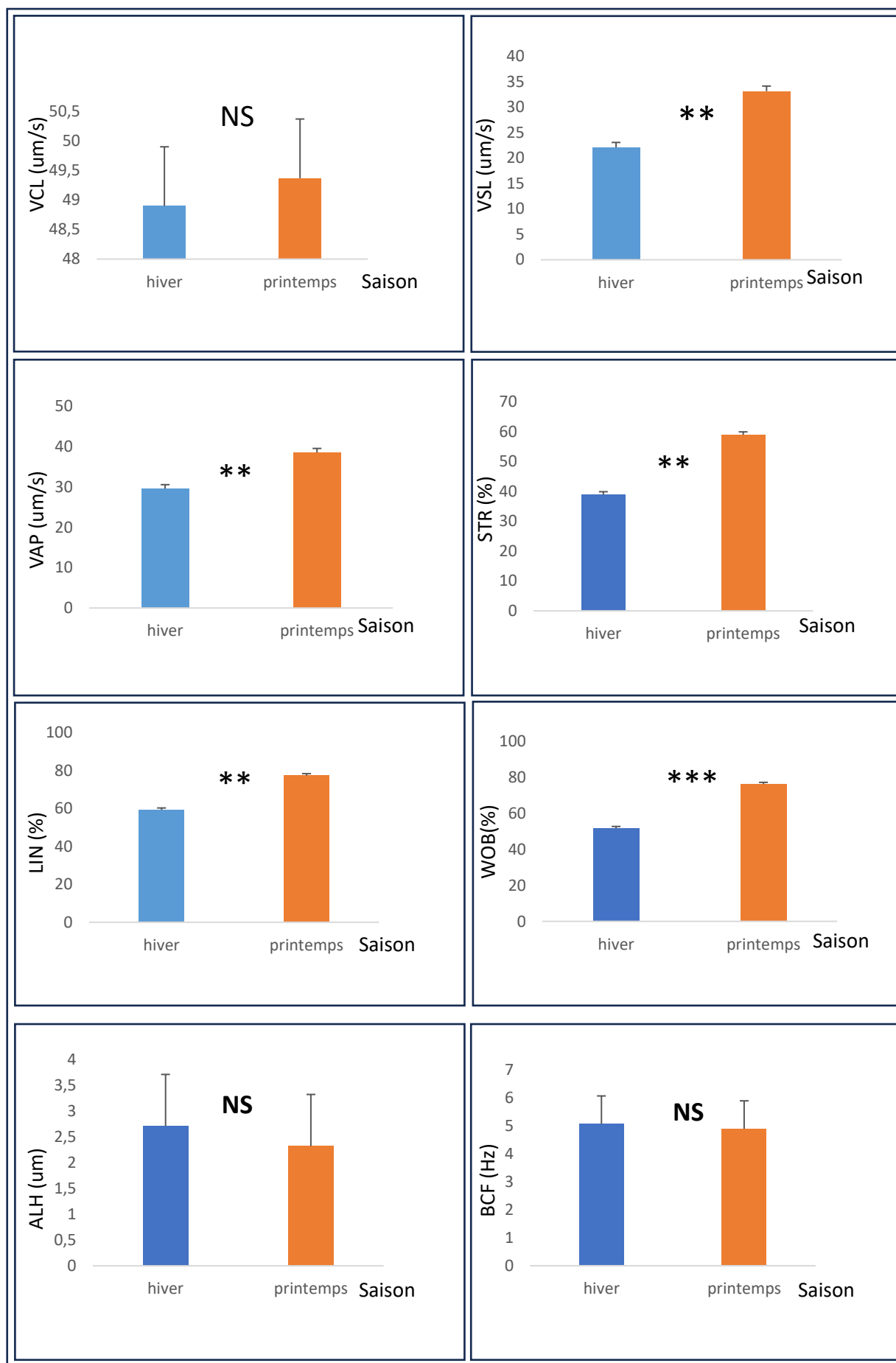


Figure 52 : Evaluation des paramètres cinétiques du sperme pour les lapins des deux saisons.

III.5. Dosage de la testostéronémie

Les valeurs moyennes du taux plasmatique de la testostérone enregistrées chez la population locale durant cette partie expérimentale sont rapportées dans le **tableau 8** et la **figure 53**.

Tableau 8 : Valeurs moyennes globale et la déviation standard (SD) du taux plasmatique de la testostéronémie chez les lapins mâle des deux saisons.

	Hiver	Printemps	P value
Testostéronémie ($\mu\text{g}/\text{dl}$)	2,93 \pm 1,35	5,09 \pm 2,45	0,228 (NS)

Les profils hormonaux de la testostérone du plasma sanguin de nos lapins ont montré qu'il n'y avait pas d'effet significatif (**P > 0,05**) entre la saison hivernale et printanière, où la valeur moyenne globale était (2,93 \pm 1,35 ng / dl) et (5,09 \pm 2,45 ng / dl) respectivement dans les deux saisons.

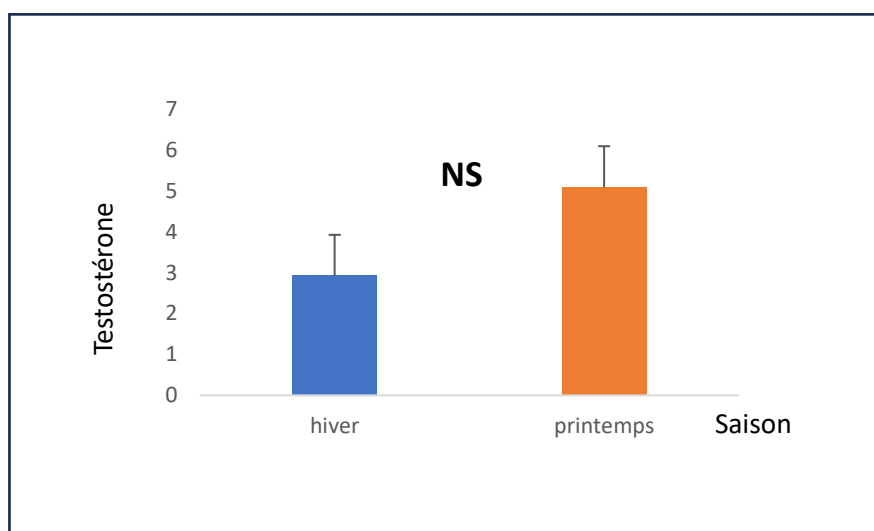


Figure 53 : Evaluation du taux de testostéronémie selon les saisons (hiver/printemps).

CHAPITRE IV

Discussion

IV.1. Paramètre d'ambiance

Durant l'hiver et le printemps, nous notons une température de 14,79 °C et 21,55 °C respectivement. Et une hygrométrie de 68,72% et 74,70% respectivement.

Nos résultats sont plus ou moins similaires à ceux retrouvés chez **Nizza et al. (2003)** et **Okab (2007)**, qui ont trouvé une température de 13,8 °C, 23 °C et 75%, 86,1 % d'humidité en hiver et en printemps respectivement.

Les valeurs moyennes calculées de l'indice reliant la température à l'hygrométrie THI en hiver et au printemps sont respectivement de 14,75±1,5 et 20,99±0,7. Le THI évolue proportionnellement avec la température et inversement avec l'hygrométrie, les données enregistrées indiquent une absence de stress thermique THI<27,85 selon **Marai et al. 2002**.

IV.2. Effet de la saison sur le poids corporel

Dans nos conditions expérimentales, les résultats obtenus montrent que la saison ne semble pas influencer sur le poids corporel de nos lapins adultes de population locale.

IV.3. Taux de récoltes utiles

Le taux des éjaculats récoltés chez la population locale en printemps (95,24%) est plus important qu'en hiver (85,71%) avec un écart moyen de 9,53%. En revanche, Le taux des éjaculats analysés en hiver est supérieur (94,44%) que celui du printemps (80%) avec un écart moyen de 14,44%.

Les taux d'éjaculats collectés et analysés en hiver (85,71% et 94,44% respectivement) sont similaires à ceux signalés par **Nizza et al. (2003)**. Ils ont obtenu un taux d'éjaculat de 83,88% par rapport aux valeurs de référence et 78,02% pour les éjaculats analysés.

Toutefois, Le taux d'éjaculats collecté et analysé en printemps (95,24%, 80% 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.

Nous avons noté que la proportion d'éjaculats présentant un gel, mesuré dans nos conditions expérimentales, est plus élevée en printemps (28,13%) par rapport à celle de l'hiver (5,88%) avec un écart moyen de 22,25%. L'étude réalisée par **Boulbina (2012)** au printemps, montre que chez la population locale, la proportion des éjaculats présentant un gel est (62,9%), ce qui est plus élevé en comparaison avec nos résultats de la même saison. Bien qu'il soit courant de

trouver du gel dans le sperme de lapin, aucune fonction n'a été trouvée pour celui-ci, à part prévenir la perte de spermatozoïdes rétrogrades chez les rongeurs (**Quesenberry et al., 2004**). Les directives de l'IRRG (International Rabbit Reproduction Group) de 2005 recommandent de retirer le gel immédiatement après la collecte et avant d'évaluer le sperme de lapin.

IV.4. Evaluation de la libido et les caractéristiques de la semence

IV.4.1. Libido

Dans nos conditions expérimentales, la libido moyenne notée au cours de notre étude est de 8,71 secondes et de 18,89 secondes, respectivement pour l'hiver et le printemps. Ce que nous pouvons noter, est que le temps de réaction de nos mâles de population locale en hiver est plus court par rapport à celui du printemps. Cependant, nos valeurs de libido entrent dans l'intervalle de variation (entre 5 et 300 secondes) énoncé par **Alvarino (1993)**.

Selon **Safaa et al. (2008)**, la libido pour les mâles chez Black Baladi et la Nouvelle Zélande blanche en hiver est estimée à 12,3 et 19,3 secondes respectivement. De plus, nos valeurs de libido en hiver étaient bien supérieures à celles rapportées par **Nizza et al. (2003)**, (23,6 s) chez les lapins de Hyla, ainsi que celle de **Rodríguez (2010)**, chez la Nouvelle Zélande blanche (13,3s), reflétant un comportement sexuel meilleur de nos lapins par rapport à ces derniers.

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).

IV.4.2. Caractéristiques de la semence

IV.4.2.1. Evaluation macroscopique de la semence

IV.4.2.1.1. Couleur

Dans nos conditions, la majorité des prélèvements présente une couleur blanche. Cependant, **Roca et al (1993)**, ont noté une semence crémeuse. Selon **Alvarino (1993)**, la couleur est un indicateur de la qualité du sperme. Les travaux de **Roca et al. (1993)**, ont montré une corrélation positive entre la couleur et la concentration spermatique.

IV.4.2.1.2 Volume sans gel

Les moyennes globales de nos résultats en volume sans gel (1,03 vs 1,11 ml pour l'hiver et le printemps, respectivement) sont proches aux normes (0,3-0,9 ml), Nos résultats montrent un volume total légèrement supérieur en printemps comparativement à celui relevé en hiver avec différence non significatif ($p>0,05$).

Cependant, nos résultats de l'hiver étaient plus élevés par rapport au volume d'éjaculat (0,75ml) rapportées par **Schneidgenova et al. (2011)**, chez la Nouvelle Zélande blanche, ainsi que celle de **Rodríguez (2010)** chez la Nouvelle Zélande blanche (0,57 ml).

Toutefois, Nous avons trouvé que nos résultats du printemps étaient supérieurs par rapport aux moyennes du volume d'éjaculat enregistré par **Iraqi et al. (2012)**, chez les lapins Gabali, V-line et M-line (0,62, 0,66 et 0,67ml respectivement). De même, **Ain-Baaziz et al. (2012)**, ont montré que le volume de sperme pour la population locale était de 0,86 ml. De plus, **Schneidgenova et al. (2011)**, ont rapporté un volume de 0,68 ml chez la Nouvelle Zélande blanche.

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**).

IV.4.2.1.3. pH

Le pH de la semence obtenue de la population locale pendant la saison hivernale a été mesuré à 7,57, tandis que celui de la semence récoltée au printemps a été déterminé à 7,61. Ainsi, nos résultats sont conformes à la norme (7,1). Dans nos conditions expérimentales, nous avons noté une différence non significative ($p>0,05$) lors de l'estimation du pH pour les deux saisons. Des résultats similaires ont été rapportés par **Iraqi et al. (2012)**, chez les lapins Gabali, V-line et M-line en hiver (7,77, 7,76 et 7,71 respectivement) et en printemps (7,72, 7,77 et 7,88 respectivement), et par **Rodríguez et al. (2010)**, chez la Nouvelle Zélande blanche (7,57 et 7,64 en hiver et au printemps respectivement). 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.

IV.4.2.2. Evaluation microscopique de la semence

IV.4.2.2.1 Concentration

Dans nos conditions expérimentales, la concentration spermatique par éjaculat est de $320,20 \times 10^6$ spz /ml pour la population locale en hiver et de $314,62 \times 10^6$ spz /ml en printemps, qui est conforme à la norme ($250-600 \times 10^6$ spz /ml). Ces résultats montrent une différence non significative ($p > 0,05$) entre les deux saisons. Nos résultats de l'hiver sont supérieurs à ceux enregistrés par **Morsy (2007)**, ($276,4 \times 10^6$ spz /ml) et à ceux rapportés par **Nagwa et al. (2006)**, ($276,4 \times 10^6$ spz /ml). Cependant, la concentration de sperme en printemps était inférieure à celle rapportée par **Iraqi et al. (2012)**, chez les lapins Gabali, V-line et M-line ($423,72 \times 10^6$, $474,91 \times 10^6$ et $474,13 \times 10^6$ spz /ml respectivement), et celles rapportée par **Ain-Baaziz et al. (2012)**, ($621,8 \times 10^6$ spz /ml). La variation de la concentration des spermatozoïdes peut être due à une différence 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**).

IV.4.2.2.2. Vitalité

Le taux de viabilité exprimé dans notre étude, révèle un résultat comparable entre la population locale en hiver (44,14%) et au printemps (50,02%). Dans nos conditions, cela ne reflétait pas une différence entre ces deux saisons ($p > 0,05$). **Iraqi et al. (2012)**, ont trouvé une valeur plus élevée dans le taux de viabilité en hiver : 82,23, 84,46 et 83,03% chez les lapins Gabali, V-line et M-line respectivement. Des données similaires ont été enregistrées par **Nizza et al. (2003)**, (78,1%) chez les lapins de Hyla.

Cependant, les résultats de la viabilité du printemps (80%) rapportés par **Ain-Baaziz et al. (2012)**, sont plus élevés que ceux de nos conditions expérimentales, également pour 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). Il est possible que cette différence soit liée aussi à l'âge des mâles.

IV.4.2.2.3. Anomalies morphologiques

Dans nos conditions expérimentales, le taux de présence d'anomalies totales dans la semence de la population locale en hiver est inférieur (20,81%) à celui du printemps (23,1%). Cette différence n'est pas significative ($p > 0,05$). Parmi tous les spermatozoïdes anormaux

évalués, le plus grand nombre était des anomalies de la queue : 19,23 et 18,57% pour l'hiver et le printemps respectivement.

Nos résultats en hiver sont plus élevés par rapport à ceux rencontrés par **Iraqi et al. (2012)**, qui ont observé des anomalies dans le sperme avec des moyennes de 10,71, 11,44 et 10,92 % chez les lapins de Gabali, V-line et M- line, respectivement. De même pour les résultats de **Bodnar et al. (2000)** : 10,17 et 10,28% chez les lapins de Pannon blanche et la Nouvelle Zélande blanche, respectivement. Toutefois, les résultats de **Ain-Baaziz et al. (2012)**, en printemps ont montré que le nombre total de spermatozoïdes anormaux (15,08%) sont plus élevée que celles de nos conditions expérimentales. De même, pour les résultats rapportés par **Iraqi et al. (2012)**, avec des moyennes de 10,67, 11,76 et 11,92% chez les lapins de Gabali, V-line et M- line, respectivement.

IV.4.2.2.4. Motilité massale et individuelle

Durant notre analyse de la motilité massale, nous avons noté un score de 6,17 pour la population locale en hiver et 6,35 au printemps. Ces résultats montrent un avantage pour la deuxième saison avec une différence non significative ($p>0,05$).

Il en est de même pour la motilité individuelle où les taux observés sont respectivement de 52,61% et de 59,66% en hiver et en printemps, avec un léger avantage pour la population locale au printemps et une différence non significative ($p>0,05$) entre les deux saisons.

D'autre part, le taux de la motilité individuelle en hiver était inférieur à celles rapportées par **Schneidgenova et al. (2011)**, (67,91%) chez la Nouvelle Zélande blanche, ainsi que celle de **Rodríguez (2010)**, (63,8%) chez la même population. En revanche, la motilité individuelle en printemps était supérieure à celles rapportées par **Iraqi et al. (2012)**, chez les lapins Gabali, V-line et M-line : 57,75, 55,52 et 57,90% respectivement. Les différences de motilité des spermatozoïdes peuvent être dues aux variations de l'activité de la glande pituitaire qui peuvent affecter la sécrétion de l'hormone lutéinisante (LH) qui affecte la sécrétion de testostérone à partir du tissu interstitiel (cellules de Leydig) des testicules (**Seleem, 2005**).

IV.4.2.2.5. Paramètres cinétiques spermatiques

Concernant la VCL, ALH et BCF, nous avons noté une différence non significative entre les deux saisons (48,9, 2,71 et 5,06) en hiver et (49,37, 2,32 et 4,88) au printemps respectivement

($p > 0,05$). Par contre, la VAP, VSL et STR (29,57, 22,05 et 38,87 en hiver et 38,55, 33,13 et 58,89 au printemps respectivement), ont montré une différence très significative entre les deux saisons ($0,01 < p < 0,05$). La population locale au printemps a montré de meilleurs résultats pour tous les paramètres, sauf la BCF, était moins élevée chez cette dernière. À propos de la WOB (51,60 et 76,05 en hiver et en printemps respectivement), la différence est hautement significative ($p < 0,001$). Ainsi, nos résultats en hiver sont inférieurs à ceux rapportés par **Schneidgenova et al. (2011)**, pour tous les paramètres cinétiques, sauf la LIN (45 Hz). Cependant, nos résultats du printemps sont inférieurs à ceux relevés par **Safaa et al. (2008)**, chez les lignées A et R à l'exception de la LIN (77,35Hz) où elle est plus élevée pour les deux lignées, ainsi que 33,13 $\mu\text{m/s}$ de VSL et 2,32 μm de ALH où elles sont plus élevées que la lignée A.

IV.5. Dosage de la testostérone

L'analyse du taux de la testostérone, nous a permis d'enregistrer une valeur moyenne de 2,925 ng/ml pour la population locale en hiver et 5,0925 ng/ml au printemps. Ces résultats montrent un avantage pour la saison printanière. Avec une différence non significative entre les deux saisons ($p > 0,05$). Toutefois, les résultats de nos analyses en hiver sont plus élevés que ceux rencontrés par **Habeeb et al. (2008)**, chez la Nouvelle Zélande blanche (3,0 ng/ml). De même, nos analyses du printemps sont supérieures à ceux enregistrés par **Okab (2007)**, chez la Nouvelle Zélande blanche (2,79 ng/ml).

Conclusion

Conclusion

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

Le taux d'éjaculats collectés lors de l'expérimentation était plus élevé chez les lapins en saison printanière.

Les caractéristiques macroscopiques de la semence (couleur, pH et volume) étaient similaires chez les lapins mâles durant les deux saisons. En ce qui concerne les caractéristiques microscopiques, nous avons observé une différence minimale en termes de motilité massale et de concentration entre les deux saisons. De plus, certains paramètres cinétiques de la semence ont montré des vitesses plus élevées en printemps.

Le taux de viabilité et d'anomalies des spermatozoïdes ainsi que le taux de la testostérone étaient similaires entre les deux saisons chez les lapins de la population locale.

Ce travail constitue une étude préliminaire visant à caractériser la qualité de la semence chez les lapins de la population locale entre l'hiver et le printemps. Nos conclusions ont identifié plusieurs axes de recherche nécessitant le développement de paramètres importants :

Une étude approfondie de la semence en utilisant le système CASA, en prenant en compte l'effet d'autres saisons sur le comportement et la qualité de la semence de la même population ainsi, que d'autres races.

Il serait intéressant d'élargir cette étude en comparant les performances de reproduction du lapin mâle de la population locale dans les mêmes conditions avec ceux d'un groupe d'âge plus jeune.

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.
- Abdelli-Larbi, O., Mazouzi-Hadid, F., Berchiche, M., Bolet, G., Garreau, H., et Lebas, F. 2014. Pre-weaning growth performance of kits of a local Algerian rabbit population: influence of dam coat color, parity and kindling season. *World Rabbit Science* , 22(3),231-239.
- 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 (*oryctolaguscuniculus*) of local Algerian population. In *Proceedings of the 10th World Rabbit Congress* (pp. 3-6).
- Allais-Bonnet, A., et Pailhous, E. 2014. Role of the parion protein family in the gonades. *Front cell Dev Biol*, 2,56. Doi : 10.3389/fcell.2014.00056.
- Alvarino, M.R. Control de la reproduccion en el conejo. 1er éd., IRYDA, Mundi-Prensa, 1993. 137p
- Alvarino, M.R., Reproductive performance of male rabbits. 7th world rabbit congress, world rabbit sci., Valencia (Spain), 2000, 8 supplement n°1 a, 13-35p.
- Arencibia Arrebola, D.F., Et Rosario Fernandez, L.A., 2009. Consideraciones practicas acerca de la calidad del semen de conejos aplicado en estidiuos de toxicologia de la fertilidad. *Redvet revista electronica veterinaria* , 8 (10) : 1-18.

B

- Bamba, K., Evaluation of acrosomal integrity of boar spermatozoa by bright field microscopy using an eosin-nigrosin stain. *Theriogenology*. 1988, 29: 1245-1251.
- Baril, G., Chemineau, P., Cognie, Y., Guérin, Y., Leboeuf, B., Orgeur, P., et Vallet, J.C., "Manuel de formation pour l'insémination artificielle chez les ovins et les caprins". FAO, Romme Italie, 1993, 231 p.
- Barone, R., 1978. Anatomie comparée des Mammifères domestiques : Tome 3 : Splanchnologie 2: Appareil uro-génital, foetus et ses annexes, péritoine et topographie abdominale. Paris : Vigot.- 896p
- Belhadi, S., 2004. Characterization of local rabbit performance; 8 th World Rabbit CongressPuebla (Mexico). *World Rabbit Science Association*. 218-223p.
- Bencheick, 1995. Effet de la fréquence de collecte de la semence sur les caractéristiques du sperme et des spermatozoïdes récoltés chez le lapin ; *ann.zootech* .44, 263-279p.
- Berchiche, M., Kadi, SA., 2002. The Kabyle rabbits (Algeria). In *rabbit genetic resources in Mediterranean countries Options Méditerranéennes série B Ciheam Zaragoza, N° 38* 11- 20.
- Berchiche, M., Kadi, SA., Lounaouci, G., 2000. Elevagerationnel de lapin de population locale: alimentation, croissance et rendement à l'abattage .5èmes journées de recherchedur les productions animales "conduite et performances d'élevages, p 293-298.
- Berchiche, M., 1992. Systèmes de production de viande de lapin au Maghreb. Séminaire approfondi, Institut agronomique méditerranéen de Saragosse (Espagne) ,14-26 septembre.

- Berger, M., Jean-Faucher, Ch., De Turckheim, M., Veyssiere, G. Blanc, M. R., Poirier, J. C., Jean, Cl., 1982. Testosterone, luteinizing hormone (lh) and follicle stimulating hormone (fsh) in plasma of rabbit from birth to adulthood. Correlation with sexual and behavioural development. *European journal of endocrinology*, volume 99 (issue 3 :459–465).
- Bodnar, K., Szendro, Z., Németh, E., Eiben, C., & Radnai, I., 2000. Comparative evaluation of abnormal spermatozoa in Pannon White, New Zealand White and Angora rabbit semen. *Archives Animal Breeding*, 43(5), 507-512.
- Boiti, C., Castellini, C., Besenfelder, U., Theau-Clément, M., Liguori, L., Renieri, T., Pizzi, F., 2005. Guidelines for the handling of rabbit bucks and semen. *World rabbit science*, 13, 71- 91.
- Bolet, G, 2000. Evaluation and conservation of European rabbit (*Oryctolagus cuniculus*) genetic resources. First results and inferences. Proc. 7th World Rabbit Congress, Valence, Espagne, A: 281–315.
- Bonanno, A., Costanzo, D., 1987. The effect of physiological and climatic factors on the main reproductive traits of artificially inseminated rabbits. *Coniglicoltura*, 24(3), 33-39.
- Bonnes, G., Desclaude, J., Drogoul, C., Gadoud, R., Jussiau, R., Le Loc’h, A., Montméas, L., Robin, G., 2005. *Reproduction des animaux d’élevage*. 2ème éd., Ed. Educagri, 407 p.
- Bouguerra, A., Contribution à l’évaluation des performances zootechniques du lapin de population locale élevé en semi plein air. Thèse en vue de l’obtention du diplôme de magistère en science agronomique, 2012, 90p.
- Boulbina, I., 2011. Caractérisation de la semence du lapin de population locale (*Oryctolagus cuniculus*). Mémoire en vue de l’obtention du diplôme de Magistère en science vétérinaire. Option : Élevage et Pathologie Avicole et Cunicole.
- Boussarie, D., 2003. Consultation des petits mammifères de compagnie. Edition du point vétérinaire. 210p.
- Boussit, D., 1989. Reproduction et insémination artificielle en Cuniculture. Association Française de Cuniculture, Ed. Lempdes France, 234 p.
- Boussit, D., Reproduction et insémination artificielle en Cuniculture. Association Française de Cuniculture, Ed. Lemp des France (1989), 234 p.
- Brito, L. F.C., Evaluation of stallion sperm morphology. *Clinical techniques in equine practice.*, 2007, vol. 6, n° 4, p 249-264.
- Bulliot, C., *Un lapin à la maison : le choisir, le comprendre, le soigner*. Editions rustica, 2007.

C

- Cardinali, R., Dal Bosco, A., Mourvaki, E., Del Vecchio, M.T., Sartini, B., Renieri, T., Lasagna, E. Et Castellini, C., 2007. Rabbit semen particles: secretion pattern and main effect in the sperm functions. *J. Sub. Cytol. Pathol.* 39: 3-10.
- Castellini, C., Dal Bosco A, 1998. inseminazione artificiale nel coniglio: fisiologia del maschio, produzione e conservazione del seme. *Large animals review* 4, 87–94.
- Castellini, C. Semen production and management of rabbit bucks. 9 world rabbit congress, 2008, Verona (Italy), p, 265-277.

Castellini, C., Lattaioili P., Minelli A. Et Moroni M., 2000. Effect of seminal plasma on the characteristics and fertility of rabbit spermatozoa. Anim. Repro. Sci. 63: 275-282.

Colin, M. 1994. La cuniculture des pays méditerranéens. Vol 7.

Cooper, T. G., Atkinson, A. D., & Nieschlag, E., 1999. Experience with external quality control in spermatology. Human Reproduction, 14(3), 765-769.

D

Daader, A.H., Gabr, H.A., Seleem, T.S.T. Productive and reproductive performance of New-Zealand White and Californian rabbit bucks as affected by supplementing natural clay to the diet, during summer and winter seasons. The 7th Science Conference on Animal Nutrition, ElArish, North Sinai. Egypt, 1999, 565-579

De Rochambeau, H., 1990. Objectifs et méthodes de gestion génétique des populations cunicoles d'effectif limité. Options Méditerranéennes - Série Séminaires – n° 8: 19-27.

Djago, A. Y., Kpodekon M., Lebas., F., 2007. Méthodes et Techniques d'Élevage du Lapin Élevage en Milieu tropical 2ème édition révisée du le guide pratique de l'éleveur de lapins en afrique de l'ouest Editeur : Association "Cuniculture" 31450 Corronsac – France Document en libre accès sur le Web à : [http://www.cuniculture.info/ Docs/Elevage/Tropic-01.htm](http://www.cuniculture.info/Docs/Elevage/Tropic-01.htm) p : 71.

Djellal, F., Mouhous, A., Kadi, S. A., 2006. Performances de l'élevage fermier du lapin dans la région de Tizi-Ouzou, Algérie. Livestock Research for Rural Development. Volume 18, from <http://www.lrrd.org/lrrd18/7/djel18100.htm>

E

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

El-Kamash, H.A., Gabr, H.A., Bahgat, L.B., Zeidan,A.E.B. and Seleem,T.S.T., "Effects of intramuscular injection of gonadotropin-releasing hormone on semencharacteristics of buckrabbits, underdifferentseasons of the year". Inter. Conf. On Anim. Prod. Andhealth, 2-4 Sept., Giza, Egypt, 2000, 587-592.

El-Masry, K.A., Nasr, A.S., et Kamal, T.H., 1994. Influences of season and dietarysupplementationwith sélénium and vitamin E or Zinc on somebloodconstituents and semenquality of New Zealand White rabbit males. World Rabbit Science, 2 (3): 79- 86

Espinosa E., Josa A., Viloria A., 2009. Fisiologia de la reproduccion en el conejop. 135-139.

F

Fayez, I.; Marai, M.; Alnaimy, A.; Habeeb, M.: thermoregulation in rabbits. 1994, vol. 8, rabbit production in hot climates 33-41

Finzi, A., « Recherches pour la selection de souches de lapins thermotolérants ». Options méditerranéennes, série A "seminaries Mediterranean". (1990), N° 8, p. 333-336.

G

Garrett, C., Liu, D. Y., Clarke, G. N., Rushford, D. D., & Baker, H. W. G., 2003. Automated semen analysis: "zona pellucid preferred" sperm morphometry and straight-line velocity are related to pregnancy rate in sub fertile couples. *Hum reprod.*1643–9.

Gasser, F., Jeandidier, N., Doffoel, S., Klein, F., Sapin, R., 2003. Évaluation de la trousse testostérone VIDAS™ bioMérieux, comparaison avec les trousse Elecsys™ et Immunotech™. *Immuno-Analyse ; Biologie Spécialisée*, 18(2), 98–102.

Gayraad, V., 2018. *Physiologie de la reproduction des mammifères domestiques*. Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse-ENVT, 356p.

Grasse, P.P., 1955. *Traité de Zoologie, anatomie, systématique, biologie : mammifères. Les ordres : anatomie, éthologie, systématique Tome 17 fascicule2*. Paris. 1170 p

H

Habeeb, A.A.M., Teama, F.E.I., Nesseim, M.Z., & Elwan, K.M., 2008. Evaluation of Physical Semen Characteristics of Male Rabbits Exposed to Different Climatic Conditions and Lighting Regimes Using Nuclear Techniques. *Proceedings of the 9 International Conference for Nuclear Sciences and Applications, Egypt*, p. 1239.

Hanzen, C., 2009. *Rappels anatomophysiologiques relatifs à la reproduction du taureau*. Orbi. Université de liège, 8 p.

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

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.

IRRG Guidelines, 2005. International Rabbit Reproduction Group. Guidelines for the handling of rabbit bucks and semen. *World Rabbit Science*. 13: 71 – 91.

Irvine, D.S., et Aitken, R.J, 1994. seminal fluid analysis and sperm function testing. *Endocrinology and metabolism clinics of north america*, 23(4):725-748.

J

Johnston, S.D., Root Kustritz, M.V. Et Olson, P.N.S., 2001. *Canine and feline theriogenology*. Saunders company. 592p.

Joly, T., et Theau-Clément, M., 2000. *Reproduction et physiologie de la reproduction au 3ème congrès mondial de cuniculture*. A.S.F.C. Journée du 5 décembre 2000, Valencia 2000 ombres et lumières, thème reproduction, p. 19-24.

K

Kadi, S. A., Mouhous, A., Djellal, F., Berchiche, M., 2015. *Engraissement des lapins en élevage rationnel dans les conditions algériennes : utilisation d'un aliment simplifié à bas de produits locaux*.

Kasa, I.W., & Thwaites, C.J., 2001. Relationship between scrotal temperature and sperm mortality of the New Zealand white rabbit. *World Rabbit Science*, 9(2), 87-89.

Keller, M. 2014. *Comportements sexuels*. 751p.

Khalil, M.H., Technical report on the project entitled production of purebred and crossbred parental stock of rabbits to be distributed to small scale breeders in Qalyoubia Governorate; Faculty of Agriculture at Moshtohor and Regional Council for Research and Extension, Ministry of Agriculture. Egypt, 1996. p 9.

L

Lavara R., M. L. Garcia, C. Torres, J. S. Vicente, M. B Aselga, 2008. genetic parameters for semen traits of rabbit males:1. production, morphology and sperm head morphometry. *Proceeding of the 9th world rabbit congress, Verona (Italy)*. Edited by Gerolamoiccato, Angela Trocino And Steven D. Lukefahr international congress of rabbit, p58.

Lebas, F., 2002 la biologie du lapin : www.cuniculture.info

Lebas, F., Coudert P., De Rochambeau H., Thebault R.G., 1996. *Le lapin : Elevage et Pathologie*. Nouvelle version révisée, FAO éd. Rome

Lebas, F., 2009. *Biologie du lapin*. Sous chapitre 7.2. Reproduction du mâle. [Http://www.cuniculture.info/docs/indexbiol.htm](http://www.cuniculture.info/docs/indexbiol.htm).

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

Luzi F., Maertens, L., Mijten, P., & Pizzi, F. Effect of feeding level and dietary protein content on libido and semen characteristics of bucks. In *6th World Rabbit Congress, Toulouse (France), 1996*. (pp. 87-92).

M

Macari, M., Machado C.R., 1978. Sexual maturity in rabbits defined by the physical and chemical characteristics of the semene laboratory animais 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.

Maree, L. 2021. Standard Semen Analysis: Computer-Assisted Semen Analysis. In A. Agarwal, R. Henkel, & A. Majzoub (Eds.), *Manual of Sperm Function Testing in Human Assisted Reproduction* (pp. 11-22). Cambridge: Cambridge University Press.

Marie, C. L., & Jean M. T., 2014. *Reproduction des animaux d'élevage* (3ème édition, zootechnie). Educagri, p. 63.

Martinet, L., 1973. Quelques aspects de la physiologie de la reproduction du lapin. Conférence, session ITAVI, Toulouse.

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 Elsevier Science Publishers.

Mazouzi Hadid, F., Abdelli-Larbi, O., Lebas, F., Berchiche, M., Bolet G., 2014. Influence of coat colour, season and physiological status on reproduction of rabbit does in Algerian local population. *Anilam Reproduction Science* 150, p 30-40.

McLachlan, R., O'Donnell, L., Meachem, S., Stanton, P., De Kretser, D., Pratis, K., & Robertson, D., 2002. Identification de sites spécifiques de régulation hormonale dans la spermatogenèse chez le rat, le singe et l'homme. *Progrès récents dans la recherche sur les hormones*, 57(1), 149-179.

Mocé, E., Lavara, R., Lavara, F., et Vicente, J.S., "Effect of reproductive rhythm on seminal parameters from a rabbit line with high growth rate". 7 th World Rabbit Congress, 4-7 Juillet, Valencia Spain, 2000, 6 p.

Montaillé, G., 1992. L'insémination artificielle en élevage cynicole. Thèse méd vét n° 81, Ecole Nat. Vét. de Lyon, Lyon, 153 p.

Moreda, R. – Lycée Docteur Lacroix – Narbonne – 2013.

Morton, D., 1988. The use of rabbits in male reproductive toxicology. *Environmental Health Perspectives*, 77, 5-9.

Moussa-Balabel, T.M., Effect of heat stress on New Zealand White rabbits behaviour and performance". *MINUFIA VET.J.* 2004. Vol 3 N°. 1 125-134.

N

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

Nizza, A., Di Meo, C., & Taranto, S., 2003. Effect of collection rhythms and season on rabbit semen production. *Reproduction in Domestic Animals*, 38(6), 436-439.

O

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.

Ombelet, W., R. Menkveld, T. F. Kruger, O. Steeno, 1995: Sperm morphology assessment historical review in relation to fertility. *Hum. Reprod.update*, 1:543-557.

P

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 INRA, EDP Sciences, 2003.

Posière, S.C.G.J., 2002. Récolte de la semence de chat (*Felis catus*) par électro-éjaculation et par dissection de l'épididyme (comparaison des méthodes, essai de cryoconservation avec un dilueur canin). Thèse de doctorat vétérinaire, École nationale vétérinaire d'Alfort, 95 p.

Q

Quesenberry, K. E., Donnelly, T. M., & Hillyer, E. V., 2004. Biology, Husbandry, and Clinical Techniques of Guinea Pigs and Chinchillas. In K. E. Quesenberry & J. W. Carpenter (Eds.), *Ferrets, Rabbits and Rodents: Clinical Medicine and Surgery*, 2nd ed. (pp. 232-244). Philadelphia, PA: Elsevier.

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

Quinton, J-F., 2003. Les lapins. In: nouveaux animaux de compagnie : petits mammifères. Masson, issy-les-moulineaux, pp. 57-73, 222 p.

R

Richardson, V, 2000. Rabbits health, husbandry and disease. Blackwell science, oxford. 178p.

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

Roselli, C.E., Thornton, J.E, Chambers, K.C., Age-related deficits in brain estrogen receptors and sexual behavior of male rats. *Behavioral neuroscience*, 1993. 107 (1): pp202-9.

S

Safaa, H. M., Emarah, M.E. Et Saleh, N.F.A., 2008. Seasonal effects on semen quality in black baladi and white new zealand rabbit bucks. *Worl. Rab. Sci.* 16: 13-20

Safaa, H. M., Vicente, J. S., Lavara, R., et Viudes de Castro, M. P., 2008. Semen evaluation of two selected lines of rabbit bucks. *World Rabbit Science*, 16(3).

Saidj, D., 2006. Performances de reproduction et paramètres génétiques d'une lignée maternelle d'une population de lapin local sélectionné en G0. Mémoire de Magister en médecine vétérinaire, Option : Zootechnie, Ecole Nationale Supérieure Vétérinaire, 106p.

Saidj, D., Aliouat, S., Arabi, F., Kirouani, S., Merzem, K., Merzoud, S., Merzoud, I., et Ain Baziz, H. 2013. La cuniculture fermière en Algérie : une source de viande non négligeable pour les familles rurales. *Livestock Research for Rural Development* 25(8).

Sanroma, E., 2012 . These: Guide pratique de médecine des principaux nouveaux animaux de compagnie presents en consultation : lapin ,furset , cochon , d' inde et rat.

Schneidgenova, M., Vaříček, J., Čupka, P., et Chrenek, P., 2011. Is it necessary to control seasonal quality of the rabbit ejaculate?. *Slovak Journal of Animal Science*, 44(2), 48-51.

Schwartz, D., Mayaux, M.J., Spira, A., Moscato, M.L., Jouannet, P., Czyglik, F. And David, G., 1983. Semen characteristics as a function of age in 833 fertile men. *Fertility and sterility*, 39(4), 530-535.

Seleem, T.S.T., 2005. Some reproductive productive and physiological aspects of purebred and crossbred flander and New Zealand White rabbits under Egyptian environmental condition, the 4th Inter. Cong. On Rabbit Prod. In hot climate, Sharm El Sheikh. Egypt., 161-168.

Solau Poissonet, C., 2004. Principales maladies du lapin, du cobaye, du chinchilla, du hamster et du rat de compagnie. Thèse de doctorat vétérinaire, faculté de médecine, Créteil. 128p.

Soler, C., Yeung, C.H., Cooper, T.G., 1994. Development of sperm motility patterns in the murine epididymis. *Int J Androl*, 1994. 17(5) : p. 271-8.

Sophie, 2008. Quenottes.net – L'univers du lapin nain « L'anatomie »

T

Tarzaali D., (2021). Etude du comportement et évaluation de la fonction sexuelle chez le lapin local. Thèse de Doctorat : Physiologie de la reproduction. Institut des Sciences Vétérinaires Université de blida-1, 252p.

Theau-Clément, M., Brun, J. M., Sabbion, E., Castellini, C., Renieri, T., Besenfelder, U., Falières, J., Esparbié, J., Saleil, G., Comparaison de la production spermatique de trois souches de lapins : moyennes et variabilités. 10èmes journées de la recherche cunicole, INRA ITAVI, 2003, Paris (France), p. 81-88.

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

Theau-Clément, M., Michel, N., Poujardieu, B., Bolet, G., Esparbié, J., Influence de la photopériode sur l'ardeur sexuelle et la production de semence chez le lapin. 6èmes journées de La Recherche Cunicole, La Rochelle (France), 1994, vol. 1, 179-186.

Theau-Clement, M., Sanchez, A., Duzert, R., Saleil G., Brun, JM., Etude de facteurs de variation de production spermatique chez le lapin. 13ème journée de la recherche cunicole, 17-18 novembre, 2009, Le mans, France.

V

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

W

World Health Organization . Who laboratory manual for the examination and processing of human semen , fifth edition , Genève , who , 2010;271p.

Z

Zeidan, A. E. B. Marai, I. F. M., Abd El- Kariem, M. A. And Ibrahim, Z. A., 1997. Effects of intratesticular injection of gonadotropinreleasing hormone on reproductive performance of low fertile male rabbits, under Egyptian summer condition.4st Inter. Conf on Anim. Prod. And Health. Giza. Egypt. 557-5.

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

Annexes

- **Matériel et réactifs utilisés dans la partie expérimentale :**

1. Matériel de collecte de la semence :

- Plaque chauffante et le Cristallisoir (Figure 1) pour chauffer le vagin artificiel.
- Vagin artificiel et les Tubes gradués stériles (Figure 2), d'un volume de 15 ml au max, pour le prélèvement de la semence.
- Serviette pour sécher le vagin artificiel avant chaque récolte (Figure 3).
- Bouteille isothermique qui servira à garder l'échantillon a une température ambiante de 37°C lors de son transport. (Figure 4).
- Chronomètre.

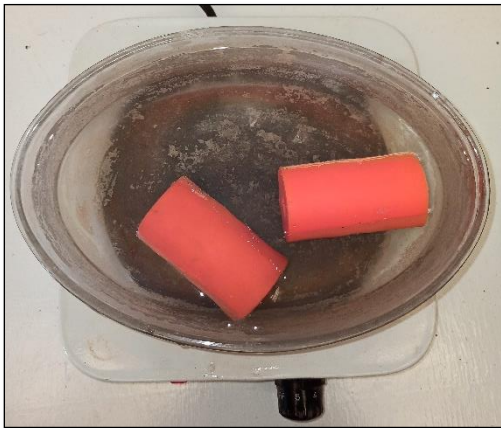


Figure 1 : Plaque chauffante et le cristallisoir Figure 2 : Vagin artificiel et le tube de collecte



Figure 3 : Serviette.



Figure 4 : Bouteille isothermique.

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

- Microscope optique (Figure 5), qui permet de grossir l'image d'un objet de petites dimensions.
- Le système CASA (Computer Analyser System Assisted) (Figure 9), le logiciel utilisé permet de quantifier plusieurs paramètres de motilité, vitalité et morphologie.
- Cellule de Thomas (Figure 7), qui est un hématimètre qui permet de compter le nombre de cellules en suspension dans une solution.
- Bain marie, pour la conservation de la semence à 37 °C (Figure 8).
- Pipettes pasteurs et micropipettes avec embouts à usage unique (embouts jaunes et bleus) pour les différents prélèvements (Figure 9).
- Tubes stériles en verre (5 ml) et tubes eppendorf (1.5ml) pour préparer les différents solutions (Figure 10).
- Lames, lamelles (Figure 11) pour les différentes observations microscopiques.
- Vortex pour l'homogénéisation des solutions (Figure 12).
- Verre optique filtrant coloré (Figure 13).
- plaque chauffante lie aux microscope (Figure 14).
- Portoir (Figure 15).



Figure 5 : Microscope optique.



Figure 6 : Système CASA.

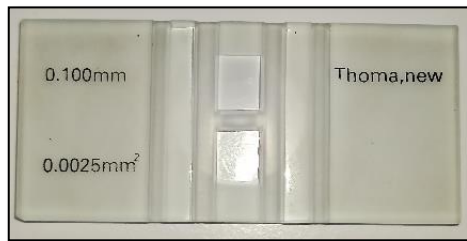


Figure 7 : Cellule de Thomas.

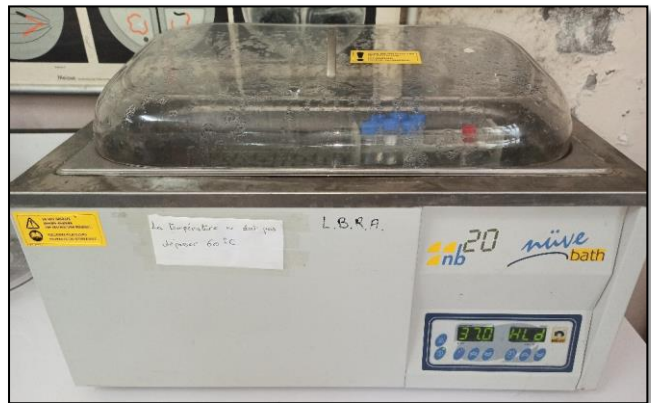


Figure 8 : Bain marie.



Figure 9 : Pipettes pasteurs et micropipettes avec embouts à usage unique (embouts jaunes et bleus).



Figure 10 : Tubes stériles en verre (5 ml) et tubes Eppendorf (1.5ml).



Figure 11 : Lame et lamelles.



Figure 12 : Vortex.



Figure 13 : Verre optique filtrant coloré.

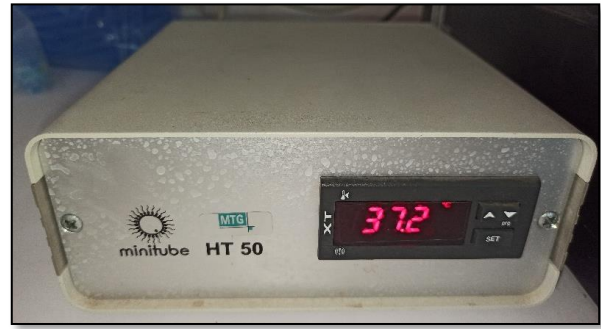


Figure 14 : système de plaque chauffante.



Figure 15 : Portoir.

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

- Papier pH (Figure 16).
- Eosine et nigrosine pour la vitalité et la morphologie (Figure 17).
- Formole 10% et sérum physiologique NaCl pour la concentration (Figure 18).



Figure 16 : Papier pH.



Figure 17 : Nigrosine et éosine.

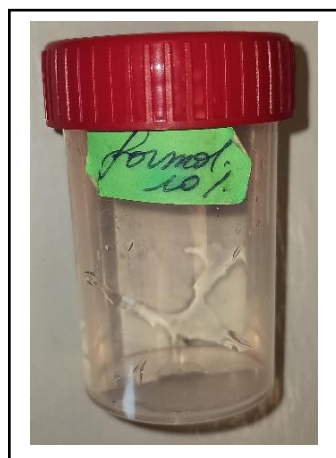


Figure 18 : Formol 10%.



Figure 19 : NaCl.

4. Matériel de prélèvement du sang :

- Alcool pour désinfecter l'oreille (Figure 20).
- Cathénaire G22 (Figure 21).
- Tubes stériles héparines pour récolter le sang et les tubes Eppendorf pour récolter le plasma (Figure 22).
- Centrifugeuse de type nuve NF 200 (Figure 8) pour récupérer le plasma (Figure 23).



Figure 20 : Alcool.



Figure 21 : Cathénaire G22.



Figure 22 : Tubes stériles héparines et les tubes Eppendorf.



Figure 23 : centrifugeuse.

5. Matériel utilisé pour la manipulation du dosage de la testostérone :

- Gants non talqués à usage unique.
- Micropipettes réglables à embout jetable permettant la distribution du plasma.
- Portoir.
- Système analyseur Mini VIDAS (Figure 24).
- Cartouche composée de puits contenant des billes magnétiques lyophilisées recouverte d'anticorps monoclonaux de souris anti-testostérone conjuguée avec la phosphatase alcaline. (Figure 25).



Figure 24 : Système analyseur Mini VIDAS.



Figure 25 : cartouches.

6. Matériel utilisé dans le clapier :

- Hygromètre (Figure 26).
- Système d'abreuvoir en PVC (Figure 27).
- Balance a poids (Figure 28).



Figure 26 : Hygromètre.



Figure 27 : Système d'abreuvoir en PVC.



Figure 28 : Balance a poids.



Figure 29 : les matériels utilisés.

- **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		