



Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie
Département de Biologie
Mémoire de fin d'études
En vue de l'obtention du diplôme de Master dans le domaine SNV
Filière : Sciences Biologiques
Option : Biologie et physiologie de la reproduction

Thème

**Effet de la saison sur les paramètres de la reproduction
chez les bovins**

Présenté par :

Soutenu le : 06/07/2023

***BOUGUERRA Sabrina - Farida.**

***BOURICHA Rabab.**

Devant le jury :

Nom	Grade/Lieu	Qualité
Mr LARBI DOUKARA K.	MCA/U Ain Témouchent	Président
Mr YAHIMI A.	MCA/USDB1	Examinateur
Mr ALLAOUI A.	MCB/USDB1	Promoteur
Mr KOURAT A.	CNIAAG	Co-promoteur

Année universitaire : 2022/2023

Remerciements

Nos gracieux remerciements s'adressent à *ALLAH*, notre créateur tout puissant qui nous a donné la volonté, la patience, l'énergie nécessaire pour survivre ainsi que l'audace pour dépasser toutes les difficultés pour réaliser ce modeste travail et de nous avoir donné le bonheur de lever nos mains vers le ciel et dire *ALHAMDOULILLAH*.

Au terme de ce travail, nous tenons à exprimer nos sincères gratitudee à notre promoteur : Mr Allaoui Amine merci de nous reconforter jour après jour et de faire partie de notre célébration de l'obtention du diplôme. Sans votre contribution cela n'aurait jamais pu être possible. Vous êtes l'exemple d'un bon professeur qui guide ces étudiants vers un chemin de lumière.

Nous adressons nos sincères remerciements à notre Co-promoteur Mr Kourat Ahcen qui nous a donné beaucoup de son temps pour cette excellente expérience, merci du fond du cœur pour les précieux efforts et l'accueil bienveillant. C'était une agréable occasion d'être à jour sur les nouvelles compétences dans cette profession.

Nos profonds remerciements sont adressés aussi à :

A Mr Larbi Doukara Kamel, qui nous a fait l'honneur de présider notre jury.

A Mr Yahimi Abdelkrim, d'avoir accepté d'être membres du jury en examinant ce travail.

Nous tenons nos sincères remerciements à Mr Kaidi Rachid qui a partagé avec nous, cœur et âme, son savoir et son expérience.

Nous présentons nos sincères remerciements à :

Tous les enseignants du département de biologie pour nous avoir formé pendant toutes ces années notamment Mr Bessaad Mme Benazzouz, Mr Larbi Doukara qui étaient les modestes et les aimants pour leurs étudiants et les diligents dans le sens le plus large du mot.

À l'équipe de CNIAAG : Mr Ourari Azzedine, Mme Benouareth Hind, Mme Lounis Amina, Mme Djaafri Hadjira, Mme Meriem, Mme Louiza, Mme Wahiba, Mr Mohamed.

Au Final, un grand remerciement à nos chères familles Bouguerra et Bouricha, nos chères amies et à toutes les personnes qui ont participé de près ou de loin à la réalisation de ce travail.

Dédicace

Je dédie cet évènement marquant de ma vie de plus profond de mon cœur :

A l'homme, mon précieux offre du dieu, qui doit ma vie, ma réussite et tout mon respect :
mon cher papa : **Maamar**

A la femme qui a souffert sans me laisser souffrir, qui n'a épargné aucun effort pour me rendre heureuse : mon adorable mère : **Wahiba**.

J'embrasse très fort vos mains et j'y dépose ce travail, fruit de votre patience, de vos prières et de vos efforts que vous n'avez jamais cessé de consentir pour mon instruction et mon bien-être. Sans vous, la vie n'a aucun sens. Sans vous je ne suis rien.

A la prunelle de mes yeux, **Racha**, la douce, au cœur si grand, **Alla**, l'aimable, mon petit frère **Mohamed**, Je vous remercie pour le soutien moral et l'encouragement que vous m'avez accordés. Je vous souhaite un brillant avenir plein de réussite et de bonheur.

Aux deux merveilleux personnes **Nana** et **Azzedine** qui ont été toujours là pour nous à tous moment. Que Dieu vous protège et vous garde en bonne santé.

A mon chère cousin **Chakib**, merci infiniment pour votre sourire vos paroles et surtout pour votre soutien. Que dieu vous offre la chance et la joie.

A mes amis **Soso** et **Wiwi** qui me sont si chers pour tous les agréables moments qu'on a passés ensemble, pour leur soutien continu. J'espère que j'ai été à la hauteur de vos espérances et sachez que jamais je ne pourrai oublier ce que vous avez fait pour moi.

Sans oublier mon binôme **Sabrina** pour son soutien moral, sa patience et sa compréhension tout au long de ce projet.

A mes enseignants qui m'ont dirigé vers le chemin du succès et qui ont été assez généreux avec leurs aides et de leurs conseils, mille merci à monsieur : **Larbi Doukara, Allaoui Amine, Kaidi Rachid, Bessaad Amine, Kourat Ahcen**.

A la fin, je tiens à me remercier d'avoir atteint ce stade et j'espère que ce n'est pas la fin du parcours, et à toute ma famille Bouricha et Hocine, et ceux qui aiment le bon travail et ne reculent pas devant les obstacles de la vie.

Rabab

Dédicace

Je dédie ce modeste travail qui est le fruit de plusieurs années d'étude avec un grand plaisir :

A dieu tout puissant qui m'a permis de voir ce jour attendu.

A mes parents pais à leurs âmes qui n'ont pas pu assister à aucun de mes réussites durant mon parcours scolaire, la mort nous a séparés mais nos cœurs sont liés pour l'éternité.

A mon cher papa **Ali** l'homme de ma vie qui m'a appris à être qui je suis aujourd'hui.

A ma chère maman **Aicha** la femme qui m'a donné la vie. Je n'ai pas assez de mot pour exprimer l'amour que j'ai pour toi, bien que vous n'êtes pas à mes côtés mais je sens toujours votre présence, j'espère que vous êtes fière de moi là où vous êtes.

A ma chère grande sœur **Feriel** ma deuxième maman je ne serais jamais là sans votre présence, implication et votre éducation. Je ne vous remercierai jamais assez pour tout ce que vous avez fait pour moi. Que dieu te préserve pour moi.

A ma chère sœur **Noor El Houda** et mes chers frères **Rafik, Hakim** vous êtes ma force et ma raison de vivre, merci pour votre encouragement et votre aide tout au long de mes études.

Seul dieu peut vous décrire pleinement combien je vous aime.

A mes chères amies, ma moitié **Rayane** merci d'être dans ma vie je n'oublie jamais ton soutien, ma jumelle **Maria** merci d'être à mes côtés, je suis tellement reconnaissante de vous avoir dans ma vie, vous avez rendu ma vie tellement meilleure grâce à votre amitié.

A ma chère tante **Fatima** et a mon tonton **Kouider** merci à vous deux pour votre présence, gentillesse pendant toutes les périodes où j'étais dans le besoin.

A mes chères nièces **Miral, Aicha, Ania, Nada, Elina, Nadia**.

A mon exceptionnel encadrant **Mr Allaoui Amine**, a mes chères professeurs **Larbi Doukara, Kaidi Rachid, Kourat Ahcen, Bessaad Amine** c'était un honneur d'être votre étudiante.

A ma très chère collègue **Rabab** merci infiniment pour cette agréable expérience. Merci à toi et à toute ta famille. Je te souhaite plein de bonheur dans ta vie.

A moi-même **Sabrina** merci pour mon courage et ma patience pour franchir les obstacles.

Au final je dédie cet évènement marquant dans ma vie à toute la famille **Bouguerra** et **Belaidi** et à tous ceux qui m'ont aidé de près ou de loin dans chaque pas de ma formation et mon éducation.

Sabrina

Résumé

Dans le domaine de la reproduction bovine, on cherche toujours à améliorer la rentabilité et à diminuer les échecs d'où l'importance de connaître et d'étudier les facteurs interférant positivement ou négativement avec la reproduction. L'espèce bovine est une espèce non saisonnière. Cependant, il a été suggéré que les paramètres de la reproduction peuvent différer en fonction des saisons. A cet effet, un objectif a été fixé dans ce travail qui vise à étudier l'effet de la saison sur les paramètres spermatiques (volume, concentration, mobilité, vitalité) ainsi que sur la réussite de l'insémination artificielle. L'étude a été réalisée au niveau du Centre National de l'Insémination Artificielle et de l'Amélioration Génétique (CNIAAG, Alger) durant la période (mars, avril, mai) Des paillettes (24 au total) contenant des spermatozoïdes de 12 taureaux de deux races (Holstein Pie Rouge et Montbéliarde), collectés à différentes saisons de l'année, ont servi pour l'analyse du spermogramme. Dans une deuxième étude, des données sur l'insémination artificielle ont été collectées à partir d'une plateforme au niveau de CNIAAG et analysées pour le taux de réussite de l'insémination artificielle en fonction de la saison de collecte du sperme et la saison de l'insémination artificielle (IA). Les résultats du spermogramme ont montré un effet saison sur la concentration des spermatozoïdes chez la race Holstein avec une valeur 1,6-fois plus élevée en automne *vs* printemps. Pour les paramètres volume de l'éjaculat, mobilité et vitalité des spermatozoïdes, les valeurs observées en hiver et en printemps étaient plus élevées comparées aux valeurs de l'automne, néanmoins, ces différences n'atteignent jamais le seuil de significativité. L'analyse des résultats de l'IA a révélé que le taux de gestation augmente jusqu'au tiers en utilisant les échantillons du printemps, comparés à 22% et 37% obtenus respectivement avec les échantillons de l'automne et de l'hiver. Cependant, aucun effet significatif n'a été constaté pour le taux de gestation et la saison de l'IA. En conclusion, la saison pourrait avoir un effet sur certains paramètres de la reproduction, néanmoins, il est difficile de connaître le mécanisme physiologique et moléculaire impliqué dans cette régulation. Des études supplémentaires sont nécessaires pour établir encore plus précisément cette relation.

Mots clés : Saison, Concentration, Insémination Artificielle, CNIAAG, Taureaux, Spermogramme.

Summary

In the field of bovine reproduction, we always seek to improve profitability and to reduce failures, hence the importance of knowing and studying the factors interfering positively or negatively with reproduction. The bovine species is a non-seasonal species. However, it has been suggested that reproductive parameters may differ depending on the seasons. To this end, a goal has been set in this work which aims to study the effect of the season on the spermatic parameters (volume, concentration, mobility, vitality) as well as on the success of artificial insemination. The study was carried out at the level of the National Centre for Artificial Insemination and Genetic Improvement (CNIAAG, Algiers) during the period (March, April, May) Glitter (24 in total) containing sperm from 12 bulls of two breeds (Holstein Red Pius and Montbeliarde), collected at different seasons of the year, were used for spermogram analysis. In a second study, data on artificial insemination were collected from a platform at the CNIAAG level and analyzed for the success rate of artificial insemination based on the semen collection season and the artificial insemination (AI) season. Spermogram results showed a seasonal effect on sperm concentration in the Holstein breed with a 1.6-fold higher value in autumn vs. springtime. For the parameters ejaculate volume, mobility and sperm vitality, the values observed in winter and spring were higher compared to the values in autumn, however, these differences never reach the threshold of significance. Analysis of the AI results revealed that the gestation rate increases by up to one third using spring samples, compared to 22% and 37% obtained respectively with fall and winter samples. However, no significant effects were observed for gestation rate and AI season. In conclusion, the season could have an effect on certain reproductive parameters, however, it is difficult to know the physiological and molecular mechanism involved in this regulation. Further studies are needed to further establish this relationship.

Keywords: Season, Concentration, Artificial Insemination, CNIAAG, Bulls, Spermogram.

الملخص

في مجال تكاثر الأبقار، نسعى دائمًا إلى تحسين المردودية وتقليل الإخفاقات، ومن هنا تأتي أهمية معرفة ودراسة العوامل التي تتداخل بشكل إيجابي أو سلبي مع التكاثر. الصنف البقري هو نوع غير موسمي. ومع ذلك، فقد تم اقتراح أن العوامل الإنجابية قد تختلف اعتمادًا على الفصول. ولهذه الغاية، تم تحديد هدف في هذا العمل يسعى إلى دراسة تأثير الموسم على القيم الخاصة بالسائل المنوي (الحجم والتركيز والتنقل والحيوية) وكذلك على نجاح التلقيح الاصطناعي. تم إجراء الدراسة على مستوى المركز الوطني للتلقيح الاصطناعي والتحسين الوراثي، الجزائر العاصمة خلال الفترة (مارس، أبريل، ماي) على معاينة مني مكونة مجموعة 24 أنبوب في المجموع التي تحتوي على الحيوانات المنوية من 12 ثورًا من سلالتين مون بليارد وهو لشتاين تم جمعها في مواسم مختلفة. في دراسة ثانية، تم جمع بيانات التلقيح الاصطناعي من منصة على مستوى بلاجيار الموضوع من طرف المركز وتحليل لمعدل نجاح التلقيح الاصطناعي بناءً على موسم جمع السائل المنوي وموسم التلقيح الاصطناعي. أظهرت نتائج المخطط المنوي تأثيرًا موسميًا على تركيز الحيوانات المنوية في سلالة هولشتاين بقيمة أعلى بمقدار 1.6 ضعف في الخريف مقابل فصل الربيع. بالنسبة للمعايير التي تقذف الحجم والتنقل وحيوية الحيوانات المنوية، كانت القيم التي لوحظت في الشتاء والربيع أعلى مقارنة بالقيم في الخريف، ومع ذلك، فإن هذه الاختلافات لا تصل أبدًا إلى تأثير حسابيا. كشف تحليل نتائج التلقيح الاصطناعي أن معدل الحمل يرتفع بما يصل إلى الثلث باستخدام عينات الربيع، مقارنة بـ 22% و 37% على التوالي مع عينات الخريف والشتاء. ومع ذلك، لم تتم ملاحظة أي آثار كبيرة لمعدل الحمل وموسم الذكاء الاصطناعي. في الختام، يمكن أن يكون للموسم تأثير على بعض العوامل الإنجابية، ومع ذلك، من الصعب معرفة الآلية الفسيولوجية والجزيئية المشاركة في هذا التنظيم. هناك حاجة إلى مزيد من الدراسات لزيادة إثبات هذه العلاقة.

الكلمات المفتاحية: الموسم، التركيز، التلقيح الاصطناعي، المركز الوطني للتلقيح الاصطناعي والتحسين الوراثي، الثيران، معاينة المنى.

SOMMAIRE

Introduction.....	1
Revue bibliographique.....	2
I. Rappel anatomo-physiologique de l'appareil reproducteur du taureau.....	2
I.1. Anatomie de l'appareil génital mâle.....	2
I.2. Physiologie de l'appareil reproducteur du taureau.....	4
I.2.1. Le spermatozoïde.....	4
I.2.2. La spermatogénèse	5
I.2.3. Contrôle hormonal de la spermatogénèse.....	7
II. Technologie de la production de la semence bovine	8
II.1 Production de la semence.....	8
II.2. L'insémination artificielle.....	10
III. Techniques d'analyse du sperme	12
III.1. Spermogramme.....	12
III.1.1. Examens macroscopiques.....	12
III.1.2. Examens microscopiques.....	13
IV. Facteurs saisonniers.....	16
IV.1. Impact du stress thermique et de certains facteurs environnementaux.....	16
IV.2. L'alimentation.....	17
IV.3. Effet de la photopériode.....	17
IV.4. Contrôle endocrinien de la reproduction.....	17
IV.5. Les pathologies.....	18
Partie expérimentale.....	19
I. Lieu et période de l'étude.....	19
II. Objectif de travail.....	19
III. Matériel	20
III.1. Matériel biologique.....	20
III.2. Matériel non biologique.....	21
IV. Protocole de l'étude.....	22
IV.1. Données du spermogramme.....	22
IV.2. Performances de l'insémination artificielle.....	25
IV.3. Analyse statistique des données	26
Résultats et interprétation.....	27

A Résultats du spermogramme.....	27
B Effet de la saison sur la réussite de l'IA.....	29
V. Discussion.....	31
VI. Conclusion.....	34

Liste des figures :

Figure 1 : Schéma de l'appareil reproducteur du taureau.....	2
Figure 2 : Représentation de la structure d'un spermatozoïde bovin.....	5
Figure 3 : Représentation schématique des différentes étapes de la spermatogenèse chez les mammifères	6
Figure 4 : Schéma de mise en place d'une dose de semence.....	10
Figure 5 : Schémas de la régulation hormonale de la reproduction chez le mâle.....	18
Figure 6 : Haouch de Richemont, Birtouta.....	19
Figure7 : Laboratoire CNIAAG lieu de la collecte.....	19
Figure 8 : Organigramme de l'étude.....	22
Figure 9 : Etapes de la décongélation suite à l'analyse de la mobilité progressive.....	23
Figure 10 : Réalisation de manipulation de test de williams.....	24
Figure 11 : Réalisation de test d'hypo-osmolarité.....	25
Figure 12 : Températures annuelle moyennes en Algérie de jours et de nuit.....	27
Figure 13 : Humidité relative en % en Algérie.....	27
Figure 14 : Taux de réussite de l'insémination artificielle en fonction de la saison d'éjaculat durant l'année 2021.....	30
Figure 15 : Taux de réussite saisonnière de l'insémination artificielle durant l'année 2018.....	30

Liste des tableaux :

Tableau I : Paramètres sémiologiques du taureau.....	12
Tableau II : Caractéristiques des taureaux étudiés Source CNIAAG.....	20
Tableau III : Changement saisonnier du spermogramme des 2 races bovines	28
Tableau IV : Changement saisonnier du spermogramme des 2 races bovines (2)	28

Liste des annexes :

Annexe 1 : Tableau des pourcentages correspondant à la nature des mouvements.

Annexe 2 : Matériels.

Annexe 3 : Taux de réussite de l'insémination artificielle en fonction de la saison d'éjaculation durant l'année 2021.

Annexe 4 : Taux de réussite saisonnière de l'insémination artificielle durant l'année 2018.

La liste des abréviations :

- °C : degré Celsius.
- **µl** : microlitre.
- **ACTH** : hormone adrénocorticotrope.
- **ADN** : acide désoxyribonucléique.
- **Aut** : automne.
- **CASA** : *Computer Assisted Semen Analysis*.
- **CNIAAG** : centre national d'insémination artificielle et d'amélioration génétique.
- **Cps** : centre de production de semence.
- **ET** : écart type.
- **GnRH** : *gonadotropin-releasing hormone*.
- **Hiv** : hiver.
- **Hpr** : Holstein pie rouge.
- **IA** : insémination artificielle.
- **LH** : hormone lutéinisante.
- **M** : moyenne.
- **Mb** : montbéliarde.
- **ml** : millilitre.
- **mn** : minute.
- **Print** : printemps.
- **Spz** : spermatozoïdes.
- **VR** : volume récolté.
- **Vs** : versus.

Introduction

L'insémination artificielle (IA) est l'un des outils les plus cruciaux du programme de sélection bovine (Ghozlane *et al.*, 2010). C'est une technique comportant une succession d'opérations qui permettent de recueillir le sperme du mâle puis de le déposer dans les voies génitales femelles, sans qu'il y ait accouplement. Le succès de celle-ci dépend donc de plusieurs facteurs liés d'une part à la vache (alimentation, pathologies) et d'autre part au taureau, principalement à la qualité de sa semence.

L'étude de la fertilité masculine dans les programmes d'IA met l'accent sur l'évaluation de la qualité du sperme. Elle joue un rôle important dans le succès de la reproduction et l'exploitation d'une espèce ou d'une race (Le Goff *et al.*, 2008). Il est donc essentiel de connaître les conditions optimales de la production de la semence et le moment opportun pour un meilleur rendement de l'IA.

Parmi les paramètres qui peuvent influencer sur la qualité du sperme, on cite les conditions d'ordre technologique et de gestion (méthodes de collecte, de conservation, de décongélation, ...etc.) et les conditions d'ordre environnementale (climat, stress, ...etc.). Un autre paramètre aurait également un impact sur la qualité du sperme : la saison. En effet, au contraire de certains animaux domestiques, tels que les ovins et les caprins, qui dépendent des variations saisonnières dans leurs biologies de reproduction, il est bien connu que la reproduction chez les bovins est non-saisonnière. Néanmoins, certains auteurs suggèrent que des variations saisonnières peuvent être observées dans la qualité de la semence ainsi que dans la réussite de l'IA. Il faut, cependant, préciser que le facteur saison interagirait étroitement avec d'autres facteurs environnementaux, notamment la race et l'alimentation, malgré le fait que certaines. Cependant, en l'absence d'une concertation, cette relation reste discutée.

Pour cette raison, ce travail vise à étudier les variations saisonnières des paramètres spermatiques dans deux races bovines, de plus que leur pouvoir fécondant et l'évolution des taux de réussite de l'IA à travers les saisons.

Notre travail est scindé en deux parties :

- ✚ Dans une première partie, une revue bibliographique est présentée avec des définitions et l'état des lieux de la problématique de ce travail.
- ✚ La deuxième partie représente la partie expérimentale comprenant la méthodologie de travail, ainsi qu'une présentation et une discussion des résultats obtenus.

*Revue
bibliographique*

I. Rappel anatomo-physiologique de l'appareil reproducteur du taureau

I.1. Anatomie de l'appareil génital mâle

Le système reproducteur masculin comprend tous les organes responsables de développement du sperme et son dépôt dans les voies génitales féminines où s'effectue la fécondation. L'appareil génital mâle peut se grouper en différentes parties : les gonades (les testicules et leurs enveloppes), les voies excrétrices qui sont les voies génitales (épididymes, canal déférent) et les voies urogénitales (urètre, pénis), les glandes annexes (prostate, vésicules séminales, glandes de Cowper) (Whittier, 2021).

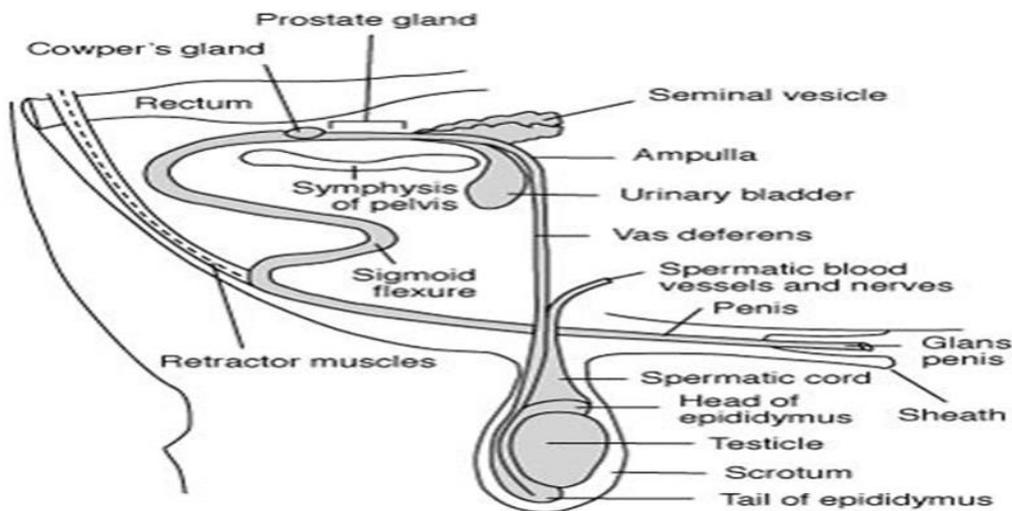


Figure 1. Dessin de l'appareil reproducteur du taureau (Gene, 1980)

I.1.1. Les testicules

Les testicules proviennent du mésonéphros. Chez l'embryon, ils sont dans la position abdominale et ensuite descendent avant la naissance sous la région inguinale dans les enveloppes testiculaires (Fabrice *et al.*, 2008).

Histologiquement, le testicule est composé de la partie intertubulaire constituée de l'appareil du tissu conjonctif vasculaire, des cellules de Leydig et du composant tubulaire (Maïke, 2020). Les deux testicules, reliés aux corps par le cordon testiculaire, sont suspendus de chaque côté du pénis et sont enveloppés dans une série de sacs ; les bourses, qui sont constituées par cinq couches de tissus : scrotum, dartos, crémaster, gaine vaginale et albuginée (Ringuet, 2019).

I.1.2. Les voies spermatiques

Les premières parties de ces voies sont le tube droit, le rete testis et les tubules efférents. Ces voies se poursuivent ensuite avec une longue conduite qui présente deux parties distinctes : **L'extrémité proximale** (l'épididyme) et **l'extrémité distale** (Canal déférent, qui pénètre dans l'urètre et présente la glande séminale) (Rigale, 2008).

I.1.2.1. L'épididyme

C'est un canal allongé qui coiffe les extrémités du testicule. Il peut être globalement divisé en trois parties : la tête, qui adhère intimement au testicule à son pôle supérieur, la queue, fixée au pôle inférieur et, joignant les deux parties précédentes, le corps (Marie *et al.*, 1962).

I.1.2.2. Le canal déférent

Le conduit déférent s'étend de la queue de l'épididyme à la partie pelvienne de l'urètre dans laquelle il se projette. Il passe par le canal inguinal, la région abdominale et la région pelvienne (Daunat et Schallier, 2021).

I.1.2.3. L'urètre

C'est un tube impair long de 100 à 120 cm, qui peut transporter l'urine et le sperme en même temps (Rigal, 2008).

I.1.2.4. L'organe copulateur (pénis)

Le pénis est l'organe copulateur du mâle permettant l'érection, l'accouplement et donc le dépôt de sperme dans les voies génitales femelles. La racine du pénis comprend l'origine des tissus érectiles qui composent le pénis ainsi que l'origine des muscles très volumineux du pénis (Ringuet, 2019).

I.1.3. Glandes annexes

Les glandes annexes sont des structures glandulaires qui participent à la formation du sperme grâce aux liquides qu'elles secrètent le long des voies spermatiques. Elles sont représentées par la prostate, les vésicules séminales et les glandes de Cowper (Jordan, 2016).

I.1.3.1. Vésicules séminales

Elles sont situées sur la face dorsale de la vessie et de son col. Elles se rejoignent dans leur partie caudale où elles s'annexent à la terminaison du conduit déférent. Chez le taureau, leur longueur est d'environ 10 cm pour une largeur de 2 à 4 cm. Leur consistance est ferme et elles sont fortement lobulées. Les sécrétions des vésicules séminales sont de nature alcaline (Florentin, 2016).

I.1.3.2. Prostate

La prostate est un complexe glandulaire contenant deux parties distinctes. Une première, compacte, nommée corps de la prostate, est assez réduite chez les taureaux et couvre uniquement la face dorsale et latérale de l'urètre depuis son origine. La seconde partie, qualifiée de diffuse ou disséminée, est étalée dans la paroi de l'urètre entre la muqueuse et le corps caverneux et s'étend jusqu'à l'isthme de l'urètre. Elle est très épaisse, particulièrement au niveau de la face dorsale de l'urètre mais diminue en face ventrale (Ringuet, 2019). La prostate produit un liquide alcalin qui neutralise l'acidité naturelle des voies génitales femelles et donne au sperme son odeur caractéristique (Rigal, 2008).

I.1.3.3. Glandes de Cowper

Appelées aussi les glandes bulbo-urétrales ou de Mery, chaque glande est formée de lobules séparés par une cloison conjonctive riche en fibres élastiques et en cellules musculaires lisses. Elles sont de faibles dimensions chez le taureau (Marc, 2015).

I.2. Physiologie de l'appareil reproducteur du taureau

La fonction testiculaire comprend deux fonctions complémentaires (Garrigue, 2017) :

- **Fonction exocrine** : production des cellules reproductrices (les spermatozoïdes) à l'aide des cellules de Sertoli dans les testicules, qui sont émis hors de l'organisme par le pénis dans un liquide de composition complexe appelé le sperme (Bolillo, 2015).
- **Fonction endocrine** : production des hormones sexuelles mâles, notamment la testostérone, androgène produit par les cellules de Leydig (Marc, 2015).

I.2.1. Le spermatozoïde

La fonction principale de la spermatogénèse est la production de milliards de gamètes mâles haploïdes, spermatozoïdes, aptes à féconder un seul gamète femelle. Le spermatozoïde est une cellule hautement spécialisée qui ne se développe plus et ne se divise plus une fois formée. Sa

taille varie entre 50 à 80 μm . Le spermatozoïde comporte trois principales parties (Sigala, 2016) qui sont :

- **la tête**, partie essentielle, est presque exclusivement constituée d'un noyau haploïde et coiffé de l'acrosome.
- **la pièce intermédiaire**, elle est riche en mitochondries et en enzymes propres aux métabolismes du spermatozoïde.
- **le flagelle**, dont les mouvements favorisent le déplacement du spermatozoïde.

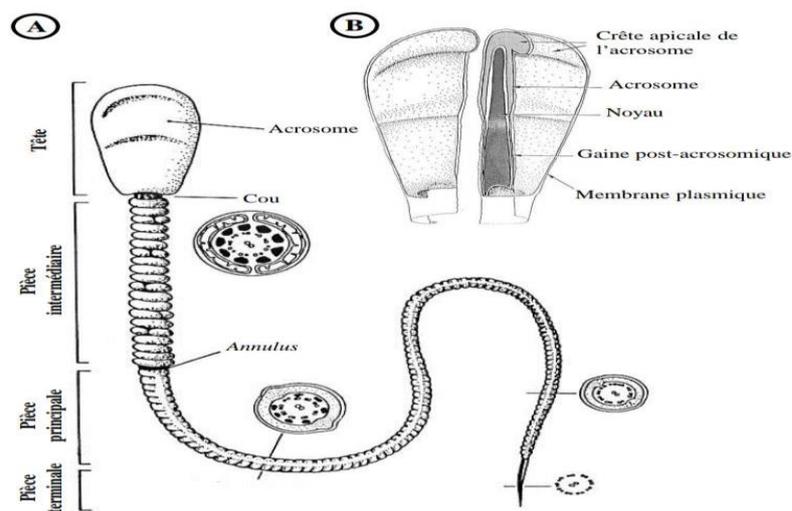


Figure 2 : Représentation de la structure d'un spermatozoïde bovin (Perrier, 2017).

I.2.2. La spermatogénèse

La spermatogénèse (ou gamétogénèse mâle) est un processus complexe et continu de multiplication, de différenciation cellulaire et d'apoptose, qui, à partir des cellules germinales souches diploïdes, les spermatogonies, aboutit à la formation des spermatozoïdes, cellules haploïdes hautement spécialisées, et à leur libération dans la lumière des tubules (ou tubes) séminifères. Les spermatozoïdes vont ensuite acquérir leur mobilité et finiront leur maturation durant leur transit dans les voies génitales mâles (Lucas *et al.*, 2011).

D'après Ringuet, (2019), la spermatogénèse peut être divisée en trois étapes successives comme le montre la figure 3 :

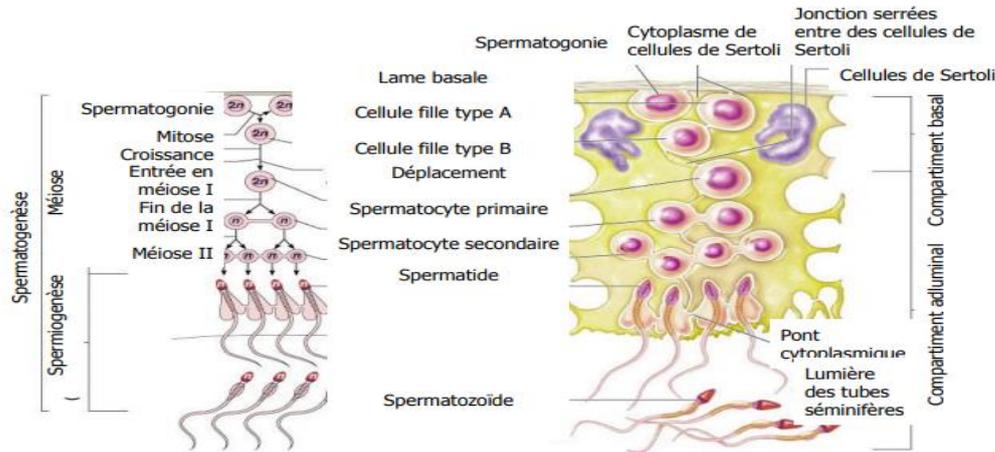


Figure 3 : Représentation schématique des différentes étapes de la spermatogenèse chez les mammifères (Gayrard, 2019).

- La spermatocytogénèse est la première étape lors de laquelle les cellules germinales, situées au niveau de la membrane basale des tubes séminifères, s'engagent dans un cycle de divisions mitotiques. Ceci permet à la fois un renouvellement constant du stock de cellules souches, mais aussi la formation de spermatogonies A qui se transforment en spermatogonies B puis en spermatocytes I. Les spermatocytes I traversent ensuite la barrière hémotesticulaire et se retrouvent au sein de l'épithélium des tubes séminifères.
- Les spermatocytes I entrent ensuite en première division de méiose pour former des spermatocytes II. Cette première division de méiose divise par deux le nombre de chromosomes cellulaires, on obtient donc des spermatocytes II haploïdes qui vont former à la suite de la deuxième division de méiose des spermatides. Cette étape de méiose assure une diversité génétique des gamètes mâles grâce aux recombinaisons génétiques.
- La spermiogénèse est l'étape de différenciation des spermatides. Elle comprend la formation de l'acrosome (contient des enzymes hydrolytiques nécessaires à la pénétration de l'ovocyte lors de la fécondation), l'élongation de la cellule, la formation du flagelle et la condensation de la chromatine nucléaire.

La spermatogenèse évolue par cycles de l'épithélium séminifère. En effet, les nouvelles spermatogonies commencent leur cycle de divisions cellulaires et s'engagent dans le

processus de différenciation à intervalles de temps constants. C'est pourquoi les coupes de tubes séminifères représentent toujours les mêmes associations de différenciation cellulaire. La durée d'un cycle de division dans l'épithélium du tube séminifère est de 13,5 jours alors que la durée totale de la spermatogenèse est de 61 jours, soit 4,5 fois la durée d'un cycle.

I.2.3. Contrôle hormonal de la spermatogenèse

La régulation hormonale de la spermatogenèse s'organise autour de l'axe hypothalamus-hypophyse-gonadique : la synthèse de LH et FSH par l'adénohypophyse est sous le contrôle de la GnRH, synthétisée de manière pulsatile par l'hypothalamus.

La testostérone produite par les cellules de Leydig sous stimulation de la LH est essentielle à la spermatogenèse. Elle permet notamment le maintien du nombre basal de spermatogonies, l'intégrité de la barrière hémotesticulaire, l'entrée en méiose et assure la survie des spermatocytes. De plus, la testostérone assure le développement des glandes sexuelles accessoires, stimule l'apparition des caractères sexuels secondaires et le comportement sexuel du mâle. Enfin, elle exerce un rétrocontrôle négatif sur l'axe hypothalamo-hypophysaire

La FSH, quant à elle, a une action directe sur les cellules germinales mais aussi une action sur les cellules de Sertoli. Elle permet l'initiation de la spermatogenèse et, chez l'adulte, le maintien d'une quantité suffisante de cellules germinales produites. Elle augmente aussi le nombre de spermatogonies et jouerait un rôle dans leur entrée en méiose.

L'âge, la nutrition et le stress sont aussi des facteurs de variations essentiels à prendre en compte lors d'un défaut de spermatogenèse chez le taureau (Ringuet, 2019).

II. Technologie de la production de la semence bovine

L'insémination artificielle est une technique comportant une succession d'opérations qui permettent de recueillir le sperme du mâle puis de le déposer dans les voies génitales femelles, sans qu'il y ait accouplement (Leborgne *et al.*, 2013).

II.1 Production de la semence

II.1.1 Préparation des taureaux

Pour obtenir une semence de bonne qualité, les taureaux doivent être bien préparés avant la collecte. Les taureaux sont préparés et collectés sur des mâles castrés. La préparation sexuelle comprend une phase d'attente passive pendant laquelle le taureau est stimulé par le conditionnement comme la reconnaissance des odeurs propres à la zone de montage. Après un temps variable selon les individus arrive la préparation active consiste à promener le taureau et à l'amener au contact avec des boutes en train (Gérard *et al.*, 2008).

II.1.2 la collecte du sperme

La collecte du sperme est une opération très importante en insémination artificielle puisqu'elle permet la mise à disposition de semence pour la réalisation des dosages d'insémination artificielle (Leborgne *et al.*, 2013). La récolte ne se fait que sur des animaux sains, immunisé et indemnes contre toutes les maladies infectieuses. (Konfe, 2014). Chez les ruminants, le prélèvement est réalisé à l'aide d'un vagin artificiel ou d'un électro-éjaculateur. La technique la plus usitée est la collecte dans le vagin artificiel à l'aide d'une femelle en chaleur ou non comme boute-en-train (Haye *et al.*, 2004 ; Marichatou *et al.*, 2004). La durée de la collecte de sperme chez les bovins varie de 6 à 12 minutes, selon la race (Dotché *et al.*, 2019).

II.1.3 Analyse et l'évaluation de la qualité de sperme

Il comprend l'évaluation des propriétés des spermatozoïdes collectés, en particulier celles liées à la capacité de fécondation et à la technique de conditionnement. L'examen sémiologique de l'éjaculat comprend un examen visuel (macroscopique), un examen microscopique (Konfe, 2014).

II.1.4 Dilution du sperme

La dilution permet non seulement de prolonger la durée de vie des spermatozoïdes, mais aussi de :

- Augmenter le volume pour permettre le fractionnement de l'éjaculat en plusieurs doses.
- Fractionner l'éjaculat et d'apporter des substances cryoprotectrices et conservatrices.
- Protéger les spermatozoïdes pour qu'ils supportent la succession des opérations ultérieures.

Les substances utilisées dans les dilueurs de congélations sont : le citrate de sodium, le jaune d'œuf, du sucre, du lait de vache, lait de coco et des antibiotiques (Dotché *et al.*, 2019).

II.1.5. Réfrigération

Cette étape consiste à monter progressivement les paillettes de 37°C à +4°C. Cela permet de ralentir les processus enzymatiques et les échanges transmembranaires. En raison de la sensibilité des spermatozoïdes au froid, le refroidissement doit se faire progressivement pour éviter le développement de trop nombreuses lésions cellulaires. Le processus de réfrigération peut se faire dans une vitrine réfrigérée et dure de 25 minutes à 2 heures. (Celeghini *et al.*, 2008).

II.1.6. Équilibration et conditionnement

Il consiste à fractionner la semence en doses fécondantes destinées à être utilisées. L'utilisation des paillettes de 0,25 ou 0,5 ml est largement majoritaire. Il existe un code couleur national de ces paillettes établi pour chaque race elle va porter ainsi les renseignements sur la traçabilité de la semence (le nom du géniteur, race, numéro de code, date de récolte, numéro de récolte, centre ou lieu de production, etc.). (Fidèle, 2008).

II.1.7. Congélation et stockage à -196°C

Enfin, la dernière étape est la congélation proprement dite pendant laquelle les paillettes vont passer d'une température de +4°C à celle de -196°C, Les paillettes sont d'abord congelées à -140°C au-dessus d'une vapeur d'azote liquide pendant 9 mn (Celeghini *et al.*, 2008).

II.2. L'insémination artificielle

L'insémination artificielle des ruminants est surtout développée dans l'espèce bovine. Elle est utilisée dans plusieurs programmes d'amélioration de production de viande et surtout de la production du lait. Elle est réalisée sur chaleurs naturelles, mais beaucoup plus sur chaleurs synchronisées à l'aide des hormones de synthèse (Dotché *et al.*, 2019).

II.2 .1. L'acte d'insémination

La décongélation de la paillette retirée de l'azote liquide se fait en la plongeant dans de l'eau à 34°C pendant 45 secondes. La paillette est ensuite asséchée à l'aide d'un papier filtre puis montée dans le pistolet. Pour un droitier, l'acte consistera à mettre la main gauche dans un gant lubrifié et à l'introduire dans le rectum pour localiser le col. Le pistolet tenu de la main droite est ensuite introduit dans le vagin jusqu'au col qu'il traverse. Alors le sperme est déposé dans le corps de l'utérus. (Marichatou, 2004).

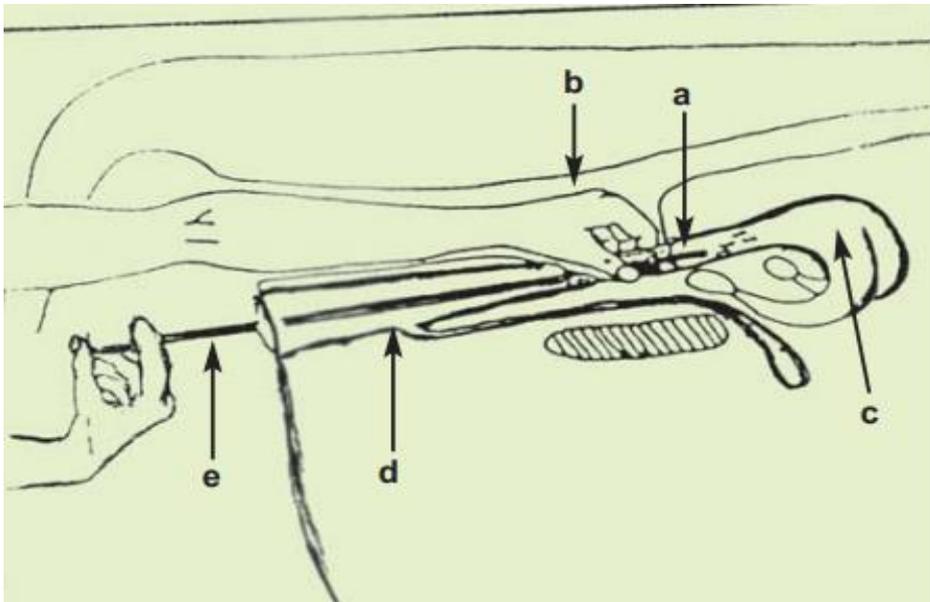


Figure 4 : Schéma de mise en place d'une dose de semence : a : col de l'utérus ; b : rectum ; c : corps de l'utérus, d : vagin ; e : pistolet d'insémination. (Marichatou, 2004).

II.2.2. Avantages de l'IA

Le recours à l'insémination artificielle présente certains avantages que ce soit d'ordre économique puisque l'achat et l'entretien d'un taureau demandent la mobilisation d'un capital assez important et d'un entretien coûteux. En outre, grâce à la possibilité de récolter de grandes quantités des semences en provenance d'un individu et de les utiliser même après la

mort du donneur, elle offre un gain de temps et de l'espace par suite de la facilité de transport, à grande distance et sans altération d'une semence de qualité (Rukundo, 2009).

II.2.3. Inconvénients de l'IA

En général l'IA ne présente pas que d'**Inconvénients** le risque zéro n'existe pas. En effet, une diminution de la variabilité génétique et un accroissement du taux de consanguinité peuvent émerger au sein d'un troupeau issu de tel procédé (Blagna, 2018).

III. Techniques d'analyse du sperme

On étudie les caractéristiques qualitatives et quantitatives du sperme pour l'utilisation artificielle (Rukundo, 2009), à l'aide des examens à l'échelle macroscopique et microscopique. On vise à détecter les différentes anomalies des spermatozoïdes.

III.1. Spermogramme

Le spermogramme est un ensemble de paramètres analysés par les praticiens qui permettent d'estimer la qualité d'un éjaculat et d'orienter le choix de son utilisation en insémination artificielle (Cabannes, 2008). Chez les taureaux l'état de la semence est responsable d'un pourcentage important d'échecs reproductifs en production bovine. Comme l'IA est largement utilisée chez les bovins, l'évaluation du sperme joue un rôle impératif non seulement dans la réussite de l'établissement de la gestation, mais aussi pour faciliter l'amélioration génétique (Tanga *et al.*, 2021)

Tableau I : Paramètres sémiologiques du taureau (d'après Cupps, 1991).

Paramètres sémiologiques	Valeurs
Volume (ml)	2-10
Concentration en spermatozoïdes ($\times 10^6/\text{ml}$)	300-2000
pH	6,48-6,99
Poids spécifique	1,035

III.1.1. Examen Macroscopique

L'aspect général de l'échantillon, en termes de couleur, de pH, de volume, de viscosité et de liquéfaction, est le premier critère qu'un vétérinaire doit analyser et reporter sur sa fiche de produit après la collecte de sperme (Cabannes, 2008).

III.1.1.1. Volume

Le volume du sperme collecté varie selon l'espèce, et pour une même espèce donnée, il est fonction de l'état physiologique de l'individu, de l'âge, de la saison, de la race, de la méthode

de récolte ou encore des conditions sanitaires et alimentaires selon (Parez et Duplan, 1987) cité par (Konfe 2014).

III.1.1.2. Aspect et consistance

Un sperme est généralement laiteux à crémeux (Cabannes, 2008).

III.1.1.3. Couleur de sperme Chez le taureau

La couleur de l'éjaculat peut varier du blanc clair au jaune brillant. Le sperme pathologique peut avoir, selon les cas, une couleur brunâtre, rosée, bleuâtre, jaunâtre, rougeâtre ou grisâtre (Djabakou *et al.*, 1984).

III.1.1.4. Poids spécifique

Le poids spécifique du sperme dépend du rapport entre la concentration en spermatozoïdes et le volume du plasma séminal. Il est de 1,035 chez le taureau (Konfe, 2014).

III.1.1.5. Viscosité

La viscosité du sperme est fortement tributaire de la concentration en spermatozoïdes, Comparé à l'eau distillée le sperme normal de taureau a une viscosité de 3,7 (Parez et Duplan, 1987) cité par (Konfe, 2014).

III.1.1.6. pH du sperme

Le pH du sperme est mesuré à l'aide d'un pH-mètre ou à l'aide du papier indicateur. C'est une mesure qui se fait immédiatement après la récolte. En effet le sperme s'acidifie rapidement par formation d'acide lactique. Le pH du sperme normal est compris entre 6.48 – 6.99 chez le taureau selon (Cabannes, 2008). Un changement de pH peut être un indice d'anomalies de sécrétions glandulaires ou d'infection. (Boumaza, 2021).

III.1.2. Examen microscopique

L'examen microscopique du sperme regroupe l'évaluation de différents paramètres. La motilité et la morphologie des spermatozoïdes, en particulier, font partie des indicateurs les plus importants pour prédire la fertilité d'un taureau.

III.1.2.1. Mobilité

La motilité dépend de la présence des spermatozoïdes dans un milieu et un pH normaux. L'examen de la motilité peut se faire soit sur sperme récolté immédiatement en s'intéressant à

la totalité des spermatozoïdes (mobilité massale) soit sur le sperme dilué en s'intéressant aux spermatozoïdes individualisés (motilité individuelle).

Elle comporte :

a) La motilité massale : c'est un test qui se fait directement sur une goutte de sperme non diluée (Cabannes, 2008). L'intensité et le nombre des mouvements est appréciée subjectivement, se traduisent selon une échelle d'évaluation de 0 à 5 (Boujenane et Boussaq, 2014).

b) La motilité individuelle ou progressive : En revanche, ce test est réalisé sur un sperme dilué entre 10 et 40 fois. La motilité progressive correspond aux spermatozoïdes doués d'une motilité propre et traçante, c'est-à-dire ayant une trajectoire rectiligne et un déplacement rapide (Dumont, 1997).

III.1.2.2. Vitalité

Le test de vitalité est généralement réalisé en cas d'un taux anormalement bas de spermatozoïdes mobiles, il consiste principalement à compter et à étudier la vitalité des spermatozoïdes (Cabannes, 2008).

III.1.2.3. Concentration du sperme

Elle est évaluée par comptage direct des spermatozoïdes à l'aide d'une cellule hématimétrique ou par mesure au spectrophotomètre. En monte naturelle, une concentration minimale de 300 000 spermatozoïdes/ml est nécessaire pour considérer le taureau comme fertile (Ringuet, 2019).

III.1.2.4. Morphologie

La morphologie des spermatozoïdes est évaluée par observation microscopique à l'immersion d'un sperme préalablement coloré. Elle doit être réalisée sur au moins 100 spermatozoïdes si plusieurs malformations sont identifiées (Kastelic et Thundathil, 2008). Les malformations morphologiques des spermatozoïdes sont classées par site (tête, queue, pièce intermédiaire, acrosome), par origine (primaire, secondaires, tertiaire) et aussi selon leur impact sur la fertilité du taureau (Parkinson, 2004).

Divers facteurs, tels que le mode de collecte, l'hygrométrie, la température, la pluviométrie, la saison et l'alimentation peuvent être à l'origine d'une variation du spermogramme. La motilité,

le pourcentage de spermatozoïdes anormaux et la viabilité du sperme sont les trois principaux paramètres dont la qualité paramètres principaux utilisés afin d'évaluer sa qualité au laboratoire avant son utilisation. Ces critères n'apportent une indication très valable que lorsqu'ils sont pris en compte simultanément. Toutefois, il est souvent difficile d'expliquer les variations de fertilité observées sur les vaches inséminées avec l'observation seulement au microscope (Rodriguez, 2003).

IV. Facteurs saisonniers

L'effet saison comprend différents facteurs qui influencent sur la reproduction des bovins comme la température, la photopériode, l'alimentation (la gestion des animaux variant selon la saison).

L'impact négatif de la température extérieure sur la fécondation (55,3% de taux de fécondation en été contre 87,8% en hiver) n'est qu'un exemple de l'impact significatif de la saison sur la reproduction (Koutinhouin *et al.*, 2009).

La spermatogénèse est perturbée et les taux de testostérone sont plus faibles en été. Le développement des spermatides est impacté par une exposition à 40°C pendant au moins 12 heures.

Les températures élevées chez une race africaine s'accompagnent d'une baisse du désir masculin. La fréquence des chevauchements tolérés par les femelles diminue également. (Meyer, 2009a).

Sekoni et Gustafsson, (1987), ont noté que des anomalies totales des spermatozoïdes sont fréquemment observées en été lorsque les températures varient de 21 à 43°C.

Cependant, les auteurs restent impartis quant à l'effet direct de la saison sur les performances de la reproduction. C'est l'exemple de l'impact de saison des pluies qui, pour certains auteurs, serait plus favorable à la production de sperme : (le volume, la concentration, le pourcentage de spermatozoïdes vivants sont significativement plus élevés en saison des pluies) (Rekwot *et al.*, 1987), alors que pour d'autres, c'est la saison sèche qui serait plus favorable à la production de sperme (Meyer, 2009a).

IV.1. L'impact du stress thermique et de certains facteurs environnementaux

L'insémination artificielle des vaches est moins efficace en été qu'en hiver. L'influence de stress thermique sur la diminution de l'efficacité reproductive des bovins est liée à l'occurrence des troubles de la sécrétion hormonale principalement l'hormone lutéinisante. De plus, le stress thermique entrave le développement des follicules dominants (Wakayo *et al.*, 2015).

Le stress thermique causé par un excès de chaleur peut perturber la vache :

- L'ovulation (pic de LH retardé),

- La croissance folliculaire, et celle du follicule dominant,
- L'expression des chaleurs,
- Le développement embryonnaire par réduction du flux sanguin dans l'utérus (Meyer, 2009a).

IV.2. L'alimentation

Facteur économique crucial dans l'élevage des animaux, la nutrition a un impact significatif sur la productivité des animaux d'élevage comme les bovins. La disponibilité de la nourriture est un facteur dans la relation étroite entre la saison et l'alimentation. L'alimentation agit sur la reproduction à toutes les étapes et composantes de la reproduction des femelles (puberté, cyclicité et chaleurs, saillie ou insémination, gestation, tarissement, post-partum, et lactation) et des mâles (puberté, libido, sperme) (Meyer, 2009b).

IV.3. Effet de la photopériode

La photopériode est assez importante pour les petits ruminants. La photopériode doit également intervenir car, malgré la satisfaction des besoins nutritionnels, les performances de reproduction peuvent varier selon les saisons. La glande pinéale du cerveau est l'endroit où la photopériode opère. La phase obscure correspond à la sécrétion de la mélatonine. La quantité de mélatonine produite est importante si les nuits sont longues et les jours courts. L'activité sexuelle est répandue parmi les espèces "de jours courts". La mélatonine régule la reproduction en faisant sécréter plus ou moins de GnRH par l'hypothalamus (Quesnel *et al.*, 2005).

La photopériode affecte la qualité de la semence. En fait, une augmentation de la photopériode est bénéfique pour la production de spermatozoïdes. (Fuerst- Walzl *et al.*, 2006). De plus, Haugan *et al.* (2005) précisent que la meilleure qualité de semence correspond à la période Décembre-Mars (hiver) lors de l'augmentation de la photopériode.

IV.4. Contrôle endocrinien de la reproduction

Les facteurs de l'environnement interne de l'animal (santé, état physiologique, état nutritionnel, stress, etc.) et ceux de l'environnement externe (lumière, température ambiante, etc.) agissent sur le système nerveux central qui intervient sur l'hypothalamus par voie

nerveuse. Ils agissent donc sur le système hypothalamo-hypophysaire (Quesnel *et al.*, 2005).

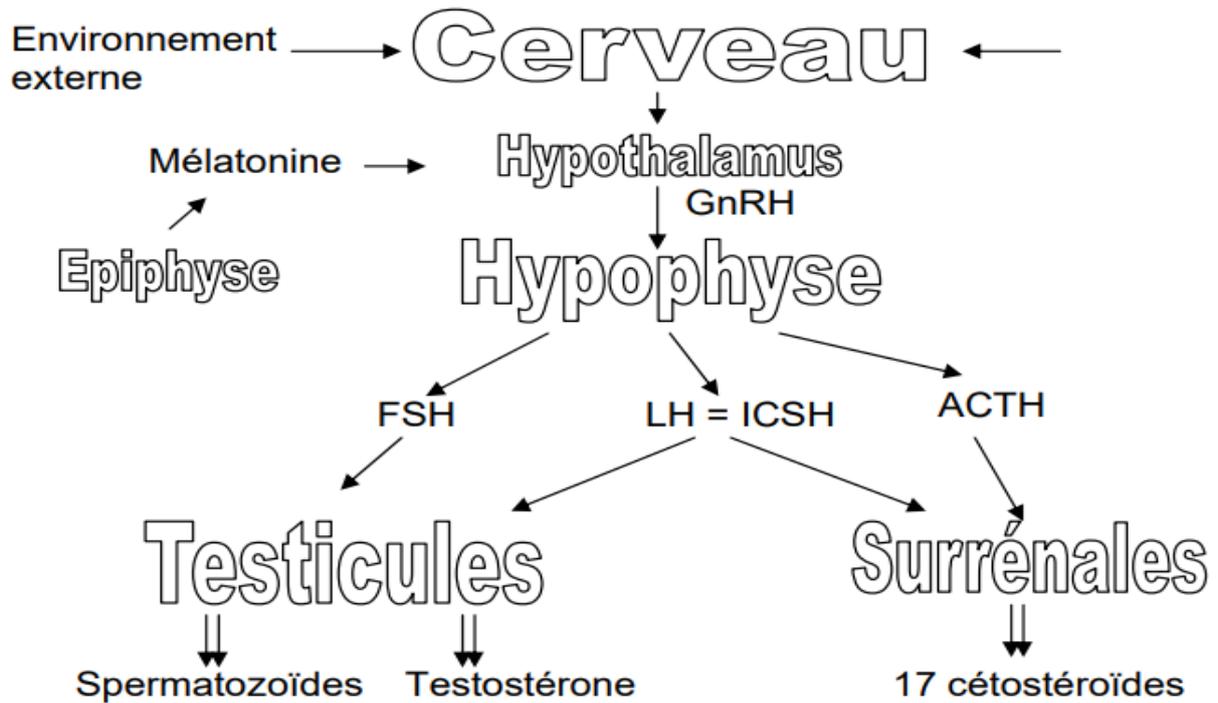


Figure 5 : schémas de la régulation hormonale de la reproduction chez le mâle (Quesnel *et al.*, 2005).

IV.5. Les pathologies

De nombreuses maladies, qu'elles soient générales ou spécifiques à l'appareil reproducteur, peuvent altérer les capacités de reproduction. Certaines maladies sont saisonnières, notamment les maladies parasitaires et les maladies transmises dont la présence fluctue tout au long de l'année selon les saisons (Meyer, 2009a).

Partie
expérimentale

1. Lieu et période de l'étude

Ce travail est réalisé au laboratoire de Production et de Conservation des Semences Bovines au Centre National de l'Insémination Artificielle et de l'Amélioration Génétique (CNIAAG, Baba Ali, Alger) entre mars et mai 2023.

II. Objectif de travail

Il a comme objectif de répondre à deux questions majeures :

- Existe-t-il une variation saisonnière dans les paramètres spermatiques chez le taureau.
- Est-ce que le taux de réussite de l'insémination artificielle dépend de la saison de l'insémination (IA).

A cet effet, l'étude est répartie en deux grands axes :

Le premier consiste à collecter des paillettes de spermes congelés de deux races de taureaux (Montbéliarde et Holstein pie rouge) afin d'évaluer les variations spermatiques des taureaux reproducteurs à travers les différentes saisons (automne, l'hiver, printemps). Différents paramètres ont été évalués, à savoir : le volume de l'éjaculat, la concentration spermatique, la mobilité et la vitalité.

Dans le deuxième axe, des données sur l'insémination artificielle ont été collectés à partir d'une base de données au niveau du CNIAAG. Ces données correspondent à des informations sur le taux de réussite (gestation) de l'insémination artificielle, en prenant en considération deux facteurs essentiels : la date de l'éjaculat et la saison de l'IA.

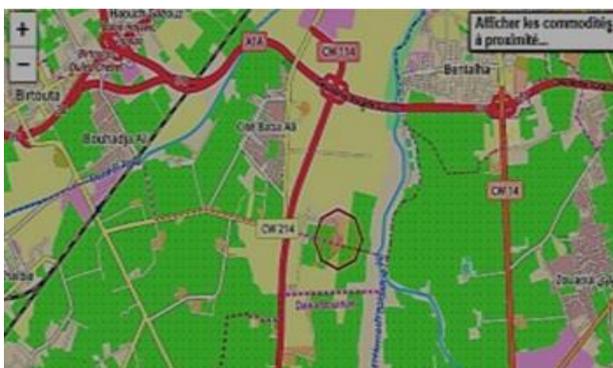


Figure 6 : Haouch de Richemont, Birtouta.



Figure 7 : Laboratoire CNIAAG lieu de la collecte.

III. Matériel

III.1 Matériel biologique

24 paillettes de semences bovines conservées en azote liquide collectées de six taureaux de race Montbéliarde (Mb) et six taureaux de race Holstein pie rouge (HPR) ont été inclus dans l'étude. Ces semences sont issues d'une collecte par un vagin artificiel pendant trois saisons (automne, hiver et printemps). Les informations des échantillons sont résumées dans le tableau II.

Tableau II : Caractéristiques des taureaux étudiés (Source CNIAAG).

N	CPS	Taureau	N° de lot	Race	Date de production
01	CNIAAG	Youpi	08	HPR	29/11/2017
					21/05/2017
02	CNIAAG	Jeffry	0074	HPR	19/11/2017
					21/05/2017
03	CNIAAG	Mabrouk	01	HPR	29/11/2017
					21/05/2017
04	CNIAAG	Merbouh	02	HPR	08/11/2017
					10/04/2017
05	CNIAAG	Jopic	5287	HPR	13/04/2022
					24/10/2021
06	CNIAAG	Young	09	HPR	28/03/2022
					20/12/2021
07	CNIAAG	Markus	5210	Mb	20/02/2022
					17/11/2022
08	CNIAAG	Jack	2666	Mb	15/12/2021
					14/02/2022
09	CNIAAG	Jeton	2671	Mb	06/02/2022
					17/11/2022
10	CNIAAG	Charly	040	Mb	15/11/2022
					23/02/2022
11	CNIAAG	Jocker	2672	Mb	14/02/2022
					13/11/2022
12	CNIAAG	Ronald	1636	Mb	15/11/2022
					14/02/2022

Note : HPR (Holstein pie rouge) ; MB (Montbéliarde) ; CPS (centre de production de sperme) ; CNIAAG (Centre National de l'Insémination Artificielle et de l'Amélioration Génétique).

Aperçu sur les races utilisées

- **La Holstein pie rouge** : est une race bovine internationale. En France, l'Holstein est considérée comme une race de grande taille, à la robe pie rouge. Elle bénéficie d'une vitesse de croissance rapide. Spécialisée dans la production laitière, elle affiche un très bon niveau en lait et en matière protéique. C'est une race qui s'acclimate à tous types de milieux, de systèmes d'exploitation et à tous types d'alimentation.
- **La Montbéliarde** : est une race montagnarde, en France résistante aux conditions climatiques. C'est une grande race laitière avant tout, mais qui conserve des qualités d'élevage (facilité de traite et de vêlage), avec une bonne longévité.

III.2. Matériel non biologique

1. Appareillage

- Microscope photonique
- Microscope avec platine chauffante
- Bain marie
- Micropipette : 50 µl.
- Cuvette
- Eau physiologique
- Biostat d'azote
- Fiche de spermogramme

2. Réactifs

- Colorant éosine 1 % (marque si vous l'avez)
- Colorant nigrosine 10%

3. Logiciel

- Plateforme de gestion des inséminations artificielles « Plagiart ».

IV. Protocole de l'étude

Le plan de travail général de cette étude est résumé dans le diagramme de la figure 8.

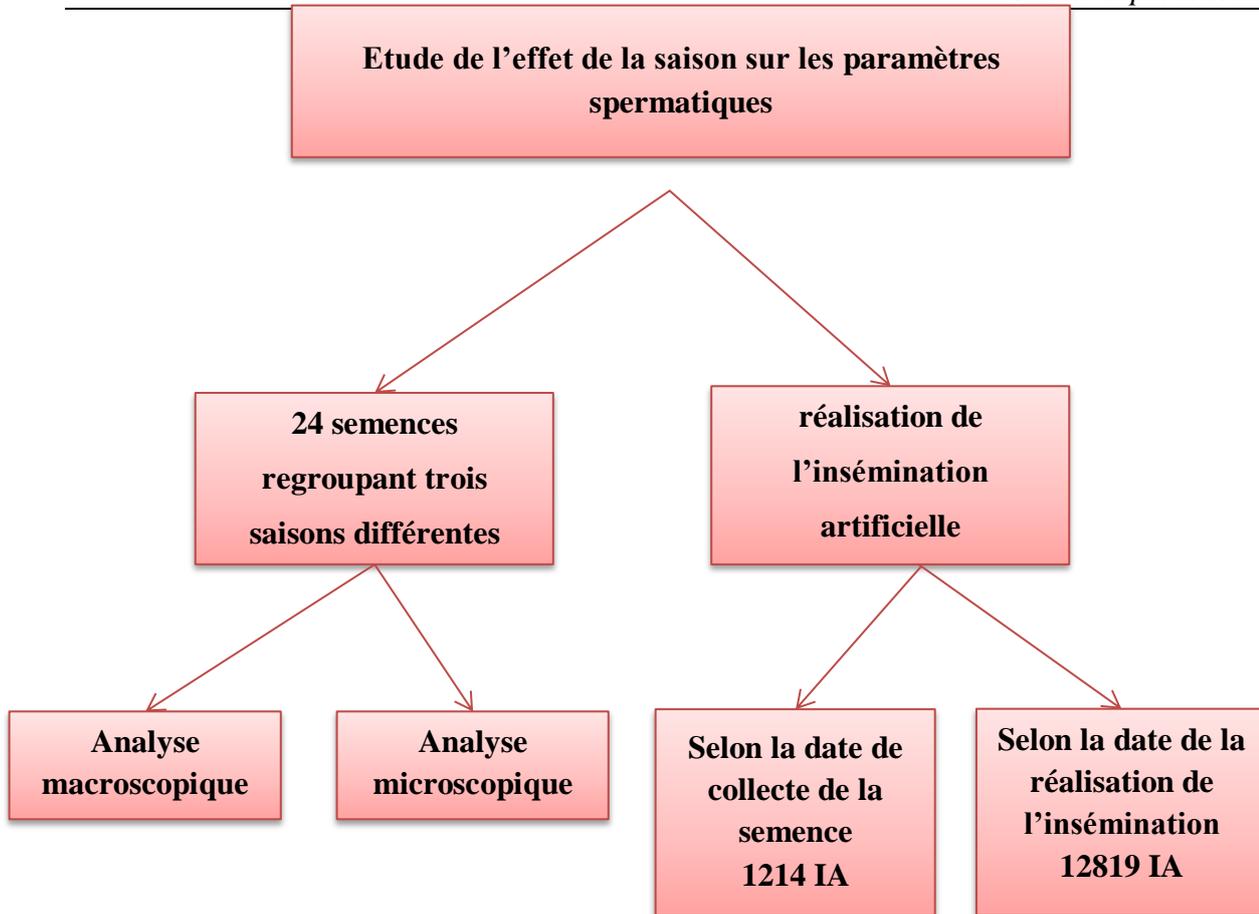


Figure 8 : Organigramme de l'étude.

IV. 1. Données du spermogramme

Le volume et la concentration des spermatozoïdes des éjaculats étudiés ont été collectés à partir des fiches d'information de chaque échantillon dûment remplies et informées.

IV. 1.1. Volume

Le volume a été mesuré par la lecture directe sur le tube gradué immédiatement après la collecte.

IV. 1.2. Concentration

La concentration des spermatozoïdes est mesurée à l'aide d'un spectrophotomètre après la dilution du sperme au 1/10 au moyen d'un appareil de dilution automatique (le diluteur).

IV. 1.3. Décongélation

La décongélation doit prendre en considération trois paramètres : la température, le temps et la solution de décongélation. Elle a été réalisée dans un bain marie réglé à une température de 38°C. Les paillettes sont plongées entièrement dans le bain-marie pendant 30

secondes, après quoi elles sont retirées et débarrassées de tout résidu d'eau. Les paillettes sont ensuite ouvertes par une coupure du côté soudé puis placées du côté opposé afin de pousser la semence et. Enfin, la semence est mise dans une cuvette qui est déposée dans un bain marie à 37°C pour l'utiliser dans les différents tests.

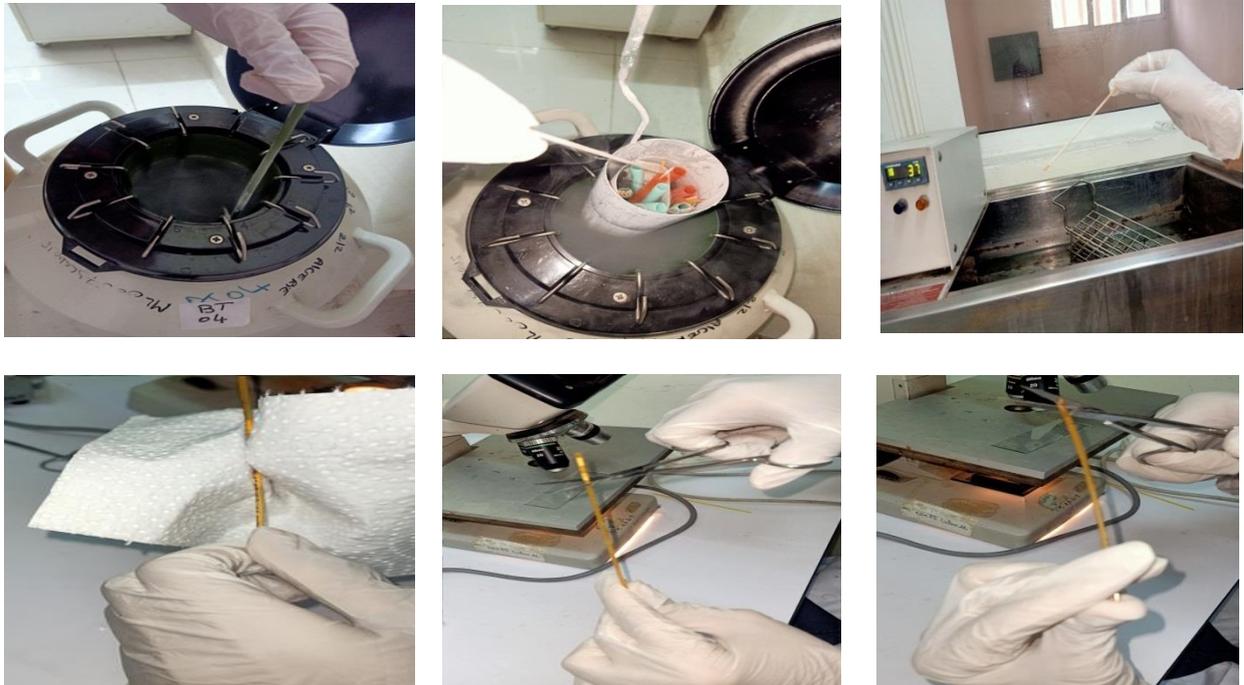


Figure 9 : les étapes de la décongélation suite à l'analyse de la mobilité progressive.

IV. 1.4. Mobilité progressive :

Une goutte de sperme est déposée sur une lame et recouverte d'une lamelle. Le sperme doit être relativement peu concentré, afin que chaque spermatozoïde soit individualisable. L'analyse est réalisée au microscope photonique au grossissement ($\times 100$). Les spermatozoïdes avec une mobilité progressive sont comptés sur un champ. Les valeurs de la mobilité de chaque échantillon sont données selon une échelle (annexe1).

IV. 1.5. Analyse de la vitalité

IV. 1.5.1. Test de Williams (coloration éosine-nigrosine)

Le test repose sur la capacité de l'éosine à colorer le cytoplasme des cellules mortes. Il consiste à mélanger dans une cuvette stérile 50 μ l de semence avec 25 μ l d'éosine à 1% et

25 μ l de nigrosine à 10%. A partir de ce mélange, un frottis est réalisé sur une lame dégraissée puis séché à l'air libre. Le frottis est ensuite recouvert par une lamelle avant que le frottis soit sec et puis examiné au microscope optique au grossissement ($\times 100$).

Les spermatozoïdes ayant une bordure post acrosomale rose sont considérés comme morts même si le reste de la cellule est incolore. Le résultat est exprimé en pourcentage de cellules vivantes par rapport au nombre total des spermatozoïdes par champ d'observation.

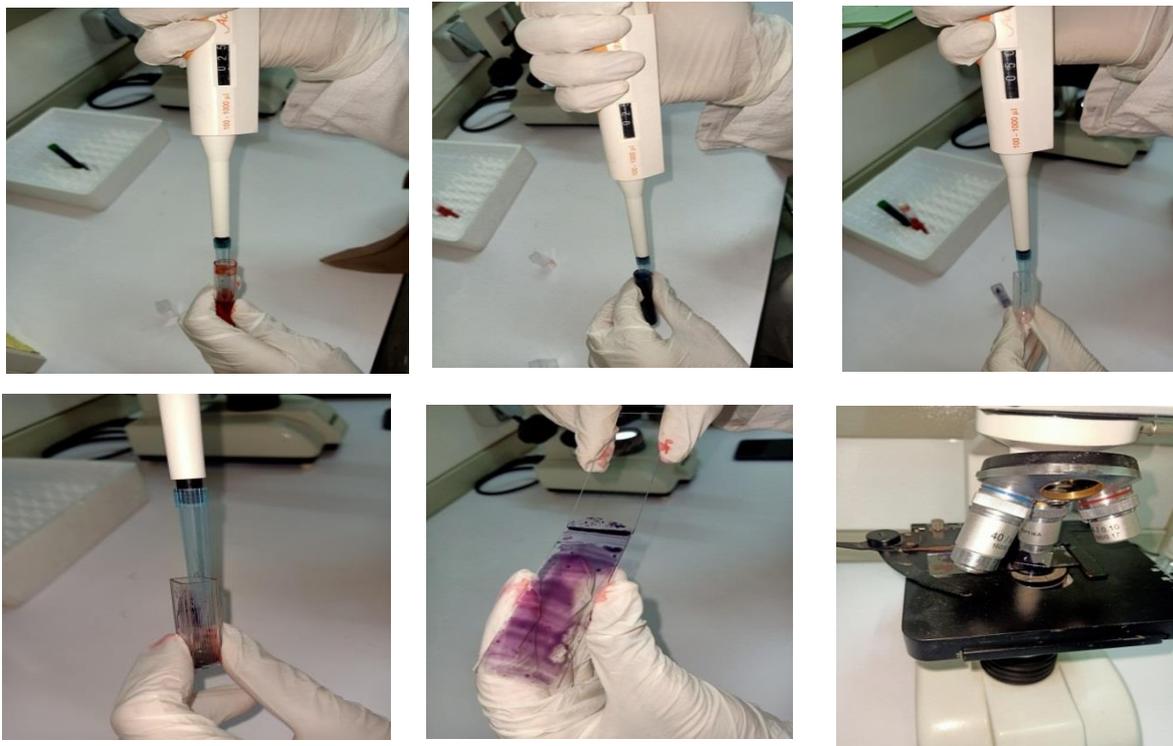


Figure 10 : Réalisation de test de Williams.

IV.1.5.2. Test d'hypo-osmolarité

Ce test permet d'évaluer l'intégrité membranaire des cellules. En effet les cellules vivantes, l'eau va pénétrer dans le milieu intracellulaire jusqu'à ce que l'équilibre osmotique soit atteint de part et d'autre de la membrane. La cellule va donc gonfler. Les spermatozoïdes vivants présentent un influx d'eau au niveau de leur flagelle, entraînant une distension membranaire.

Juste après sa décongélation, la semence (50 μ l) est diluée au 1/5 avec une solution hypoosmolaire (200 ml d'eau distillé) puis incubée à 37°C pendant 30 minutes. Une goutte de

cette préparation est ensuite observée sous un microscope. Le nombre total de spermatozoïdes vivants est déterminé par rapport au nombre de spermatozoïdes dans un champ d'observation.

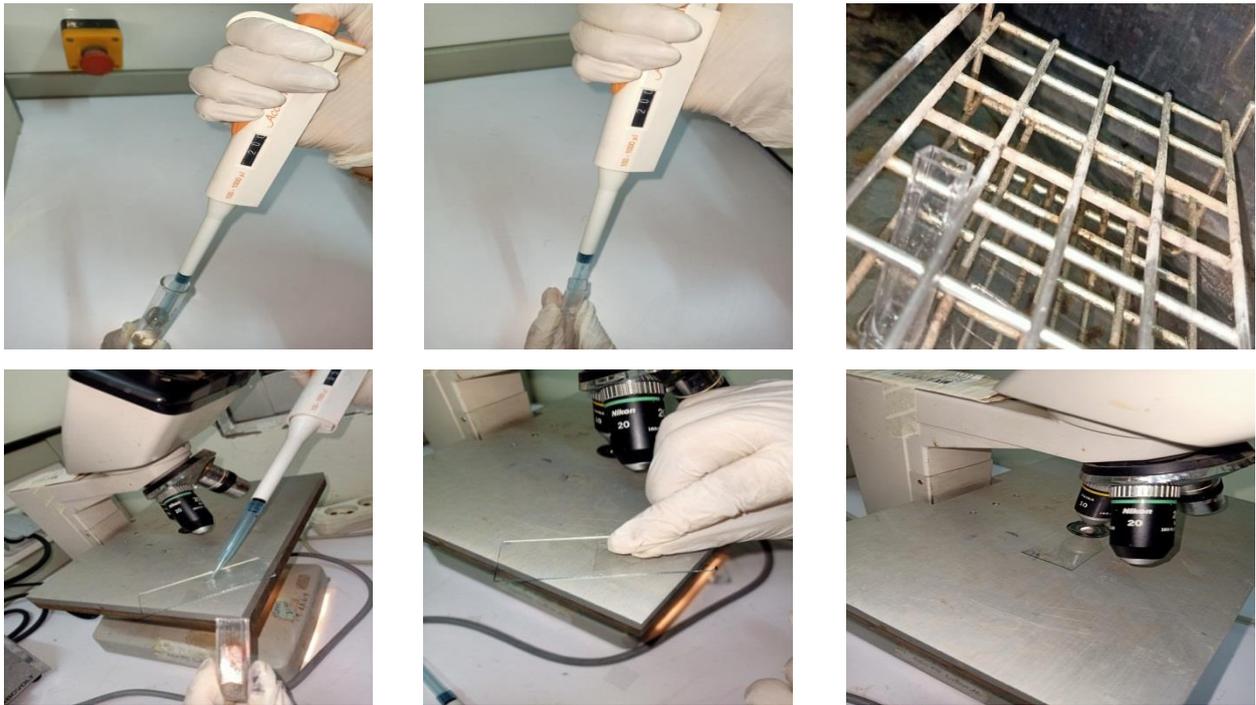


Figure 11 : Réalisation du test d'hypo-osmolarité.

IV. 2. Performances de l'insémination artificielle

Dans cette étude, l'effet de la saison sur le taux de réussite de l'insémination artificielle a été évalué en prenant en compte deux facteurs :

- En premier temps, en comparant les semences collectées dans différentes saisons tout en fixant la saison de l'IA (automne).
- En second temps, en comparant le taux de réussite de l'IA à travers les différentes saisons.

Ces informations sont récupérées à partir de la plate-forme *Plagiart*. L'IA est considérée comme réussie si elle est suivie par une gestation. Le taux de réussite est déterminé par le nombre de gestations obtenues sur le nombre total d'inséminations pratiquées dans deux régions d'études (Tizi-Ouzou).

IV. 3. Analyse statistique des données

Les données ont été saisies et analysées sur Excel Microsoft Office 2010. L'ensemble des paramètres quantitatifs du spermogramme sont présentées sous forme de moyennes \pm écart type (M \pm ET). La comparaison des moyennes est effectuée par le test *Student*. Les résultats du taux de réussite de l'IA sont analysés par le test de dépendance de *Khi-Deux*. Les résultats sont considérés significatifs à un $p < 0,05$.

*Résultats et
interprétation*

Graphes de l'évolution de la température et de l'humidité durant les saisons :

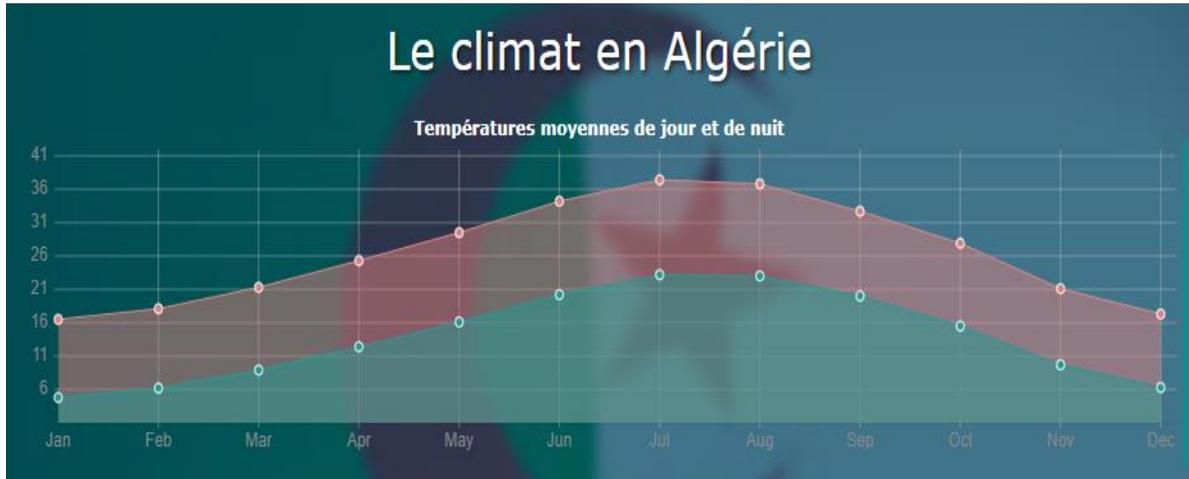


Figure 12 : Températures annuelles moyennes en Algérie de jours et de nuit.

(<https://www.donneesmondiales.com/afrique/algerie/climat.php> visité le 24/06/2023.)

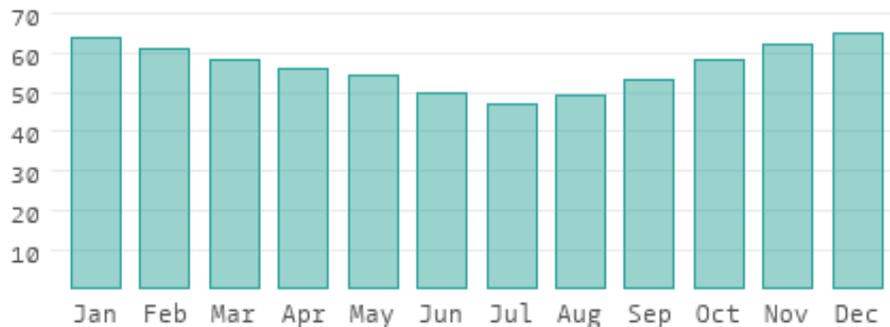


Figure 13 : Humidité relative en % en Algérie.

(<https://www.donneesmondiales.com/afrique/algerie/climat.php> visité le 24/06/2023.)

Les résultats du spermogramme (volume, concentration et mobilité) sont résumés dans le tableau III.

Tableau III : Changement saisonnier du spermogramme des 2 races bovines (1).

Paramètres spermatiques	Holstein pie rouge	Montbéliarde
Volume (ml)	Aut 5,9±1,2	Aut 7,4±2,4
	Print 7,7±3,2	Hiv 8,2±1,3
Concentration (×10 ⁶ spz/ml)	Aut 1385,5±482,4	Aut 1179,2±222,4
	Print 845,3±287,4	Hiv 1485,7±525,0
Mobilité (%)	Aut 58,3±11,7	Aut 65,0±15,2
	Print 73,3±12,3	Hiv 71,7±14,7

Les résultats sont exprimés en M±ET. Les valeurs portant des signes différents dans la même colonne sont significativement différentes ($p<0,05$).

1. Volume de l'éjaculat

Chez les deux races étudiées, l'analyse du volume de l'éjaculat a montré une faible valeur en automne comparé à l'éjaculat de l'hiver (Mb) ou du printemps (Hpr). Cependant, cette différence reste non significative.

2. Concentration des spermatozoïdes

Chez la race Hpr, la concentration des spermatozoïdes dans le sperme d'automne est 1,6-fois plus élevée comparé au sperme du printemps ($p<0,05$). En revanche, chez la race Mb, la concentration du sperme d'automne est inférieure à celui de l'hiver. Néanmoins, cette différence demeure statistiquement non significative ($p>0,05$).

3. Mobilité

Comparés aux éjaculats de l'automne, la mobilité des spermatozoïdes a augmenté de 25% et 10%, respectivement dans les éjaculats du printemps, chez la race Hpr ($p>0,05$), et de l'hiver chez la race Mb, même si pour cette dernière race le $p=0,053$.

4. Vitalité

Le tableau IV montre les taux de la vitalité des spermatozoïdes en fonction de la saison, évaluée par les deux méthodes : le test d'hypo-osmolarité et le test de coloration éosine nigrosine.

Tableau IV : Changement saisonnier du spermogramme des 2 races bovines (2).

Vitalité	Holstein pie rouge	Montbéliarde
Test d'hypo-osmolarité (%)	Aut 56,6±6,5	Aut 60,2±5,9
	Print 67,8 ±2,5	Hiv 67,5±5,6
Test Williams (%)	Aut 62,1±5,0	Aut 62,2±7,6
	Print 64,5±7,1	Hiv 63,7±5,9

Les résultats sont exprimés en M±ET. Les valeurs portant des signes différents dans la même colonne sont significativement différentes ($p<0,05$).

En considérant le test de vitalité par hypo-osmolarité, les spermatozoïdes des deux races de taureaux ont montré une vitalité significativement plus faible en automne comparé aux spermatozoïdes du printemps (-16% ; $p<0,05$) ou de l'hiver (-11% ; $p=0,54$), respectivement chez la Hpr et Mb.

Cependant, ces résultats ne sont pas reproduits avec le test de Williams, où aucune différence de la vitalité spermatique n'a été notée entre les saisons ($p>0,05$).

A. Effet de la saison sur la réussite de l'IA

Selon le résultat du test de Khi-deux, il existe une différence du taux de réussite de l'IA en fonction de la saison de la collecte de la semence utilisée dans l'insémination ($p=0.001$). Avec la semence d'automne, le taux de gestation représente 22% du nombre d'inséminations artificielles réalisées. Alors que le taux de gestation avec la semence d'hiver augmente 37%. En utilisant la semence du printemps, ce taux atteint les 49% du nombre total d'inséminations (figure 14).

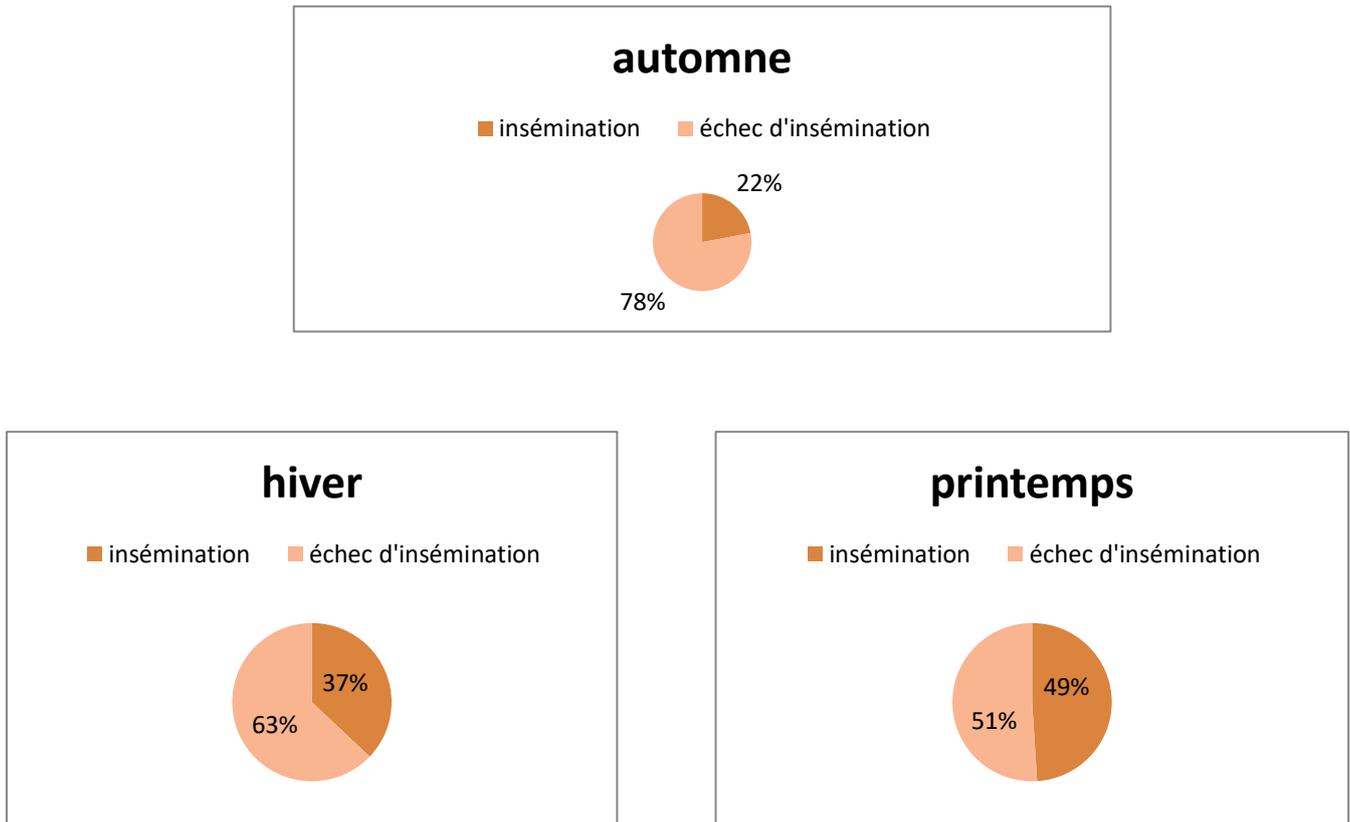


Figure 14 : Taux de réussite de l'insémination artificielle en fonction de la saison d'éjaculat.

En exploitant les données des IA pratiquées sur la race Montbéliarde durant les saisons de l'année 2018 au niveau de la wilaya de Tizi-Ouzou, les résultats montrent un taux de réussite invariable entre les quatre saisons (hiver, printemps, été, automne) avec des gestations avoisinant les 50% et avec un $p=0,12$.

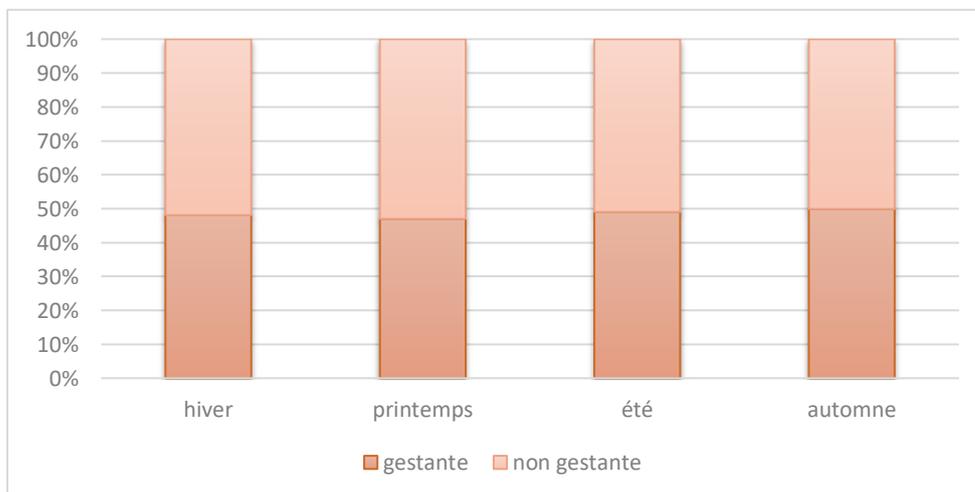


Figure 15 : Taux de réussite saisonnière de l'insémination artificielle.

Discussion

Notre étude a pour but d'évaluer les variations de la qualité du sperme en fonction de la saison, ainsi que l'analyse des résultats statistique qui révèle le taux de réussite de l'insémination artificielle en premier lieu en fonction de la saison d'éjaculat et en second lieu en fonction de la saison de la réalisation d'IA.

Le volume de l'éjaculat est le premier paramètre analysé par le vétérinaire après chaque collecte d'éjaculat. Dans les conditions physiologiques, il varie généralement entre 5 et 8 ml (Ringuet, 2019). Dans cette étude, les volumes des éjaculats des taureaux étaient compris entre 5,92 et 8,17 ml. Il a été noté qu'en hiver et en printemps, le volume du sperme est plus important qu'en automne. Néanmoins, cette différence n'était pas significative. Ces résultats sont similaires à ceux rapportés par Afshin *et al.* (2020) qui ont remarqué que la saison n'a aucun effet sur le volume du sperme.

En revanche, d'autres auteurs ont noté un effet saison sur ce paramètre. En effet, selon Rekwot *et al.* (1987), la saison d'hiver est plus favorable à la production de la semence (volume). D'après ces mêmes auteurs, la saison des pluies qui serait plus favorable à la production de sperme. Ces différences peuvent être plus ou moins marquées selon les régions et les races (Meyer, 2009).

Un autre paramètre important indicateur de la qualité du sperme est sa concentration en spermatozoïdes. La concentration en spermatozoïdes dans l'éjaculat chez la Hpr était plus élevée en automne comparé au printemps. En prenant en considération l'invariabilité saisonnière du volume du sperme dans cette race, cette augmentation de concentration serait probablement due à une stimulation de la spermatogénèse. Ces résultats sont en accord avec ceux trouvée par Rekwot *et al.* (1987). En effet, en période d'automne, la photopériode diminue ce qui aura pour conséquence une augmentation des niveaux de mélatonine. Cette dernière aurait un effet stimulateur et protecteur sur la spermatogénèse (Yang *et al.*, 2014 ; Li *et al.*, 2023). Au contraire, dans une autre étude, il a été conclu que dans les périodes avec plus d'obscurité, il y a diminution significative de la production des spermatozoïdes chez la race Holstein Friesian (Mandal *et al.*, 2022). En éliminant les facteurs chaleur et humidité, Murphy *et al.* (2018) affirment que les spermatozoïdes d'automne chez la race Holstein Friesian sont plus concentrés en spermatozoïdes que ceux de l'hiver ou du printemps.

En outre, cet effet saisonnier n'a pas été observé chez la Mb. Cloe *et al.* (1989), ont noté la saison n'influence pas la concentration des spermatozoïdes chez les taurins. Le facteur génétique ou l'effet race pourraient expliquer en partie la différence des résultats entre les

deux races étudiées dans ce travail. Fuerst-Waltl *et al.* (2006) sont en accord avec ces résultats et expliquent ces observations par la tolérance des taureaux à la chaleur. Ces mêmes auteurs ajoutent que chaque race s'adapte aux conditions de la saison à sa manière et avec ses propres capacités.

Une absence de différence de mobilité spermatique a été enregistrée chez les deux races. Cependant, une différence tend à être significative entre les deux saisons automne et printemps chez la Hpr. Ces résultats sont en accord avec ceux d'Afshin *et al.* (2020), qui ont remarqué que la mobilité n'est pas affectée par les variations saisonnières. Murphy *et al.* (2018), comme les résultats de cette étude, ont noté une augmentation non significative de la mobilité en hiver comparé à l'automne. Cela serait dû principalement à l'effet de la photopériode dans la saison du printemps, qui est un facteur favorable à la spermatogénèse.

Par contre, Koutinhoun *et al.* (2009) ont remarqué que lorsque les températures corporelles sont supérieures à la normale, la mobilité des spermatozoïdes diminue sensiblement, ce qui entraîne une baisse des taux de productivité à cause du stress thermique qui est défini comme un facteur qui porte atteinte à la physiologie de l'animal. L'exposition à ce stress met l'animal dans une situation de malaise, l'axe hypothalamo-hypophysaire intervient en libérant de l'ACTH puis de glucocorticoïdes.

Le test de la viabilité par hypo-osmolarité s'améliore en passant de l'automne à hiver ou au printemps. Cependant, le test de référence pour évaluer la viabilité des spermatozoïdes reste celui de Williams. En effet, le test de la vitalité spermatique en milieu hypotonique est une méthode utilisée beaucoup plus dans le cadre de l'insémination *in vitro* afin de tester la vitalité du spermatozoïde destiné à féconder l'ovocyte tout en évitant l'effet toxique de l'éosine (Forges *et al.*, 2001).

Avec le test de Williams, la vitalité n'a pas montré de dépendance avec les saisons. Ces résultats sont en désaccord avec les travaux de Rekwot *et al.* (1987) qui ont noté que la viabilité des spermatozoïdes dépend de la saison et de l'état de santé du taureau, avec une augmentation de ce paramètre en saison sèche qu'en saison humide.

Dans la deuxième partie de ce travail, l'effet de la saison sur le taux de réussite de l'insémination artificielle a été analysé, en fonction de la saison de l'éjaculat d'abord. D'après les résultats, un effet saison sur le taux des gestations après IA a été observé. Les spermatozoïdes collectés au printemps ont donné de meilleurs taux de réussite comparés aux échantillons

obtenus en hiver ou en automne. D'après Haugan *et al.* (2005), la saison de collecte de la semence a eu un impact significatif sur le taux de vêlage par rapport au nombre d'IA avec un taux légèrement élevé en période où la photopériode augmente. Etant donné que la concentration des spermatozoïdes utilisée en IA est fixe, d'autres paramètres pourraient intervenir dans l'explication de ces résultats, à savoir la température ambiante, l'humidité, la photopériode et la qualité de l'alimentation de base, tel que suggéré par Quereshi *et al.* (1995).

Courot *et al.* (1968) ont distingué que la saison de récolte du sperme semble être moins importante que la saison au cours de laquelle ce sperme est utilisé, c'est-à-dire la saison d'insémination. Mais, ils confirment que le sperme congelé au printemps possède un très bon potentiel fécondant ; il permet d'obtenir d'excellents résultats lorsqu'il est utilisé en **automne**. En résumé, il est probable que cela dépend des variables de la femelle et du mâle en même temps. Cela nous a ramené à évaluer dans un troisième temps le changement des taux de réussite de l'IA en fonction de la saison de l'insémination.

La saison n'a aucun impact sur l'insémination artificielle dans les quatre saisons annuelles. D'après Allouche *et al.* (2015), aucune différence significative n'est observée pour le taux de gestation global et le nombre d'insémination nécessaires pour obtenir une IA fécondante, entre la saison d'été et d'automne. A l'opposé, Koutinhouin (2009) rapporte que les vaches inséminées au cours des périodes les plus froides de l'année ont présenté un taux de fertilité plus élevé que celles inséminées au cours des périodes de chaleur. Ainsi, la température de la période de saillie joue un rôle déterminant dans la fécondité des vaches. Ceci justifie les faibles taux de fécondité obtenus pendant le mois étudié.

Il aurait été préférable d'analyser les taux gestation/IA en testant chaque saison de collecte à travers toute l'année afin de définir le couple idéal saison d'éjaculat-saison d'IA. Toutefois, il nous était difficile de collecter les informations nécessaires pour faire ces statistiques.

D'après la littérature, dans les saisons à fortes chaleurs, on peut assister à une diminution de la durée de l'œstrus et une augmentation de l'ovulation silencieuse. Le résultat de ces changements est une diminution du taux de gestation (Cavestany *et al.*, 1985 ; White *et al.*, 2002).

Conclusion

L'environnement des animaux est affecté par les facteurs climatiques et environnementaux qui peuvent affecter de façon positive ou négative les performances de la reproduction. Dans cette optique, cette étude a été établie afin d'évaluer la variation des paramètres spermatiques au fil des saisons.

L'analyse des données obtenues a permis d'établir un impact de la saison sur la concentration du sperme en spermatozoïdes, plus élevée en automne. Pour le reste des paramètres spermatiques étudiés (volume de l'éjaculat, mobilité et vitalité spermatique) malgré une augmentation apparente des résultats en printemps et hiver comparé à l'automne, néanmoins elle demeure statistiquement non significative.

De plus la saison la plus favorable dans la qualité d'éjaculat par rapport la mobilité et la vitalité est le printemps ce qui est confirmé dans la deuxième étude qui démontre que l'augmentation de rendement de l'insémination artificielle dépend de la saison de la collecte du sperme, en particulier en printemps.

En dépit de l'importance de ces résultats, certains points restent non élucidés en raison de la courte période d'étude et la faible taille de l'échantillon disponible. Ce qui ramène à suggérer de poursuivre cette étude avec un nombre important d'individus et en prenant en considération d'autres paramètres non traités dans ce travail, à savoir : le contrôle de l'alimentation des bovins, les conditions d'élevage, contrôle de la durée de la photopériode...etc. Il serait également souhaitable de proposer d'autres tests pour rechercher l'impact d'autres paramètres sur les performances de la reproduction, en particulier l'équilibre hormonal. Ces examens pourraient concerner l'analyse détaillée du sperme en terme de teneurs en pro/antioxydants, en oligoéléments, en certaines molécules, test de la dégradation de l'ADN, analyse de la morphologie des spermatozoïdes, ou même l'analyse sur CASA pour plus de précision dans les résultats.

Références
bibliographiques

- Allouche L, Madani T, Lamari S, Mechmeche M, Bouchemal A. (2015). Effet de la saison sur la fertilité de vaches Montbéliarde élevées en Algérie. *Renc. Rech. Ruminants*, 22 :213.
- Blagna S. (2018). Impacts de l'insémination artificielle sur les performances de reproduction bovine et l'amélioration génétique dans la région des cascades au Burkina Faso. Thèse de doctorat. Université Nazi Boni : 163p
- Bolillo C. (2015). Recherche de prédicteurs et d'indicateurs de la mise en place de la fonction sexuelle de jeunes béliers en relation avec leur carrière à l'âge adulte. Thèse de doctorat. L'Université Paul-Sabatier de Toulouse : 98p
- Boujenane I., Boussaq K. (2014). Caractérisation du spermogramme de taureaux d'insémination artificielle de race Holstein au Maroc. *Livestock Research for Rural Development* 26(12):232
- Boumaza K. (2021). Détection et Estimation de Mouvement dans une Séquence d'Images Microscopiques : Application à l'Analyse des Spermatozoïdes Humains. Thèse de doctorat. Université des Sciences et de la Technologie d'Oran Mohamed-Boudiaf.
- Cabannes C.R. (2008). Comparaison des méthodes d'évaluation de la qualité de la semence dans les espèces bovine canine et humaine. Thèse de doctorat vétérinaire. Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse :107 P
- Cavestany D, El-wishy AB, Foot RH. (1985). Effect of season and high environmental temperature on fertility of Holstein cattle. *J.Dairy Sci*, 68:1471-1478.
- Celeghini EC, de Arruda RP, de Andrade AF, Nascimento J, Raphael CF, Rodrigues PH. (2008). Effects that bovine sperm cryopreservation using two different extenders has on sperm membranes and chromatin. *Anim Reprod Sci*, 3 ;104(2-4) :119-31.
- Cloe L, Chicoteau P, Coulibaly M, Bassinga A. (1989). Caractéristiques spermatiques du taureau Baoulé (*Bos taurus*) au Burkina Faso. *Revue d'élevage et de médecine vétérinaire des pays tropicaux* 42 : 457-462.
- Courot M, Goffaux M, Ortavant R, Vuidepot R, Vuidepot M, (1968). Analyse Des Variations Saisonnières De La Fertilité Des Bovins Dans Le Jura Français. *Annales de biologie animale, biochimie, biophysique*, 8 (2), pp.209-216.
- Cupps, P.T, (1991). *Reproduction in Domestic Animals*. 4th Edition, Academic Press Inc., Cambridge, 491-508.
- Daunat J, Schallier A. (2021). Physiologie Et Pathologie De La Reproduction Du Taureau : Elaboration D'une Ressource Pédagogique En Ligne A Partir D'images Echographiques De L'appareil Genital. Thèse de doctorat .l'Université Paul-Sabatier de Toulouse : 78 p.
- Deutscher Gene H, (1980). *Reproductive Trace Anatomy and Physiology of the Bull Historical Materials from University of Nebraska-Lincoln Extension*. 316p.

- Djabakou, K., Fimmen, H.O., Bottger, M, (1984). Examination of bull semen at CREAT, Trypanotolerance and animal production, Avetonou (Togo), 3, 40–44.
- Dotché I-O, Kiki P, Govoeyi B, Dahouda M, Antoine-Moussiaux N, Dehoux JP *et al.* (2019). Etat des lieux sur l'insémination artificielle animale dans les pays de l'Afrique de l'Ouest. *Journal of Applied Biosciences*, 143 : 14712 – 14730.
- Dumont P. (1997). Appréciation de la fonction sexuelle du taureau reproducteur. *Point Vét*, 28:19-30.
- Fabrice B, Guillaume R. (2008). Comparaison de la qualité de la semence de taureaux collectes à l'électro-éjaculateur ou au vagin artificiel .thèse de doctorat. L'Université Paul-Sabatier de Toulouse : 99 p
- Fidele K. (2008). Appréciation de la qualité de la semence bovine produite au centre national d'amélioration génétique (cnag) de Dahra au Senegal. Mémoire de fin d'études ; Université Cheikh Anta Diop. Dakar :42p.
- Florentin S. (2016). La semence de taureaux infectés par *Besnoitia besnoiti* : moindre qualité et source de contamination ? Thèse de doctorat. Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse - ENVT : 90 p
- Forges T, Monnier-Barbarino P, Foliguet B. (2001). La vitalité des spermatozoïdes. *Andrologie*, 11, n° 1 : 45-55.
- Fuerst-Waltl B, Schwarzenbacher H, Perner C,Sölkner J.(2006).Effects of age and environmental factor on semen production and semen quality of Austrian Simmental bulls. *Anim.reprod.Sci*, 95:27-37.
- Garrigue M. (2017). Effet du stress thermique sur les paramètres séminologiques de taureaux de centre d'insémination. Thèse de doctorat Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse : 73p
- Gayrard V. (2019). Production et transport des spermatozoides. Thèse d'exercice. Médecine Vétérinaire. Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse : 40p
- Gerard O, Ponsart C, Petit M, Humblot P. (2008). Evolution des techniques de préparation de la semence et d'insémination artificielle chez les bovins. *Renc. Rech. Ruminants*, 15 :351-354.
- Ghozlane M K, Atia A, Miles D, Khellef D. (2010). Insémination artificielle en Algérie : Etude de quelques facteurs d'influence chez la vache laitière. *Livestock Research for Rural Development*, 22 :2.
- Hanzen C. (2009), La propédeutique de l'appareil reproducteur et l'examen du sperme des ruminants. ORBI Université de Liège, P : 21.

- Haugan T, Reksen O, Gröhn YT, Kommisrud E, Sehested E. (2005). Seasonal effects of semen collection and artificial insemination on dairy cow conception. *Anim. Reprod. Sci*, 90 : 57-71.
- Haye A, M'betiegue C, Nazair LG, Tanon B. (2004). Evaluation de la qualité du sperme du bélier de race Djallonké en région de savane humide de Cote d'Ivoire. *Agronomie africaine*, 16 : 37-46.
- <https://www.donneesmondiales.com/afrique/algerie/climat.php> visité le 24/06/2023.
- Kastelic JP et Thundathil JC, (2008). Breeding soundness evaluation and semen analysis for predicting bull fertility. *Reprod Domest Anim Zuchthyg* ;43 Suppl 2:368-73
- Konfe H. (2014). Etude spermologique des bovins de races locales de l'Afrique de l'Ouest : cas du Borgou, du taurin Lagunaire, du taurin N'Dama et du Zébu Peulh. Thèse de magister. Université polytechnique de Bobo-Dioulasso. Burkina Faso :87 p.
- Koutinhoun Y, Tobada, Kpodekon, Adimatin. (2009). Influence de l'indice de température et d'humidité relative de l'air sur la fécondité de la vache Borgou élevée selon deux modes d'élevage au Bénin. *J. Biol. Chem. Sci*, 1336-1345.
- Le Goff S, Lédée N, Bader G. (2008). Obésité et reproduction : revue de la littérature. *Gynecol Obstet Fertil*, 36(5):543-50.
- Leborgne MC, Tanguy JM, Foisseau JM, Selin I, Vergonzanne G, Wimmer E. Reproduction des animaux d'élevage. 3ème édition. Paris : Edicagri (Editeur),2013 : 466page.
- Li Z, Zhang K, Zhou Y, Zhao J, Wang J, Lu W. (2023). Role of Melatonin in Bovine Reproductive Biotechnology. *Molecules*. 28 :4940
- Lucas, H, Grenet, C, de Boccard, G.A, Mieusset, R., Durand, P, (2011). Spermatogenèse — Cellules souches testiculaires — Reprotoxicité. In: Physiologie, pathologie et thérapie de la reproduction chez l'humain. *Springer*, Paris : p 35–52
- Mandal DK., Kumar M, Tyagi S. (2022). Effect of seasons and photoperiods on seminal attributes and sperm morphology in Holstein Friesian × Sahiwal crossbred dairy bulls International. *Journal of Biometeorology*, 66:2223–2235.
- Marc S. (2015). Actualités en cryoconservation des semences des principales espèces d'intérêt vétérinaire. Thèse doctorat. L'université Claude Bernard. LYON I : 163p.
- Marichatou H, Tamboura H, Traoré A. (2004). Synchronisation des chaleurs et insémination artificielle bovine. *Fiche technique N 9 CIRDES*, 1-7.
- Marie-Claire, Orgebin-Crist, Liliane Boivineau, Y, (1962). Recherches Expérimentales Sur La Durée De Passage Des Spermatozoïdes Dans L'épididyme Du Taureau. *Annales de biologie animale, biochimie, biophysique*, 2 (1), p.51-108.

- Meyer C (2009a). Les variations saisonnières de la reproduction des bovins domestiques en zone tropicale. *Cirad Campus de Baillarguet*, 34 398 : 1-26.
- Meyer C (2009b). Influence de l'alimentation sur la reproduction des bovins domestiques. *Systèmes d'élevage et produits animaux Cirad*, 34398 :1-52.
- Murphy EM, Kelly AK, O'Meara C, Eivers B, Lonergan P, Fair S. (2018). Influence of bull age, ejaculate number, and season of collection on semen production and sperm motility parameters in Holstein Friesian bulls in a commercial artificial insemination center. *Journal of Animal Science*. **96** :2408–2418
- Perrier JP. (2017). Epigénétique de la semence bovine : analyse moléculaire de la qualité de la semence et impact potentiel sur le développement embryonnaire. Thèse de doctorat. l'Université Paris-Saclay : 386p
- Quesnel H, Boulot S, LE COZLER Y. (2005). Les variations saisonnières des performances de reproduction chez la truie. *Prod. Anim. INRA*, (18) : 101-110.
- Rekwot PI, Voh AA, Oyedipe EOJ, Opaluwa GI, Sekoni VO, Dauda PM. (1987). Influence of season on characteristics of ejaculate from bulls in an artificial insemination center in Nigeria. *Anim. Reprod. Sci*, (14): 187-194.
- Ringuet Marion, (2019). L'infécondité en élevage bovin allaitant : démarche dans le cadre de la réalisation d'un audit. Thèse doctorat. L'université Claude Bernard. LYON I : 158.
- Rodríguez-Martínez H, (2003). Laboratory semen assessment and prediction of fertility: still utopia? *Reprod Domest Anim*. NIH Aug;38(4):312-8.
- Rohländer M, Otzen H, Rode K, Jung K, Schmicke M, Harborth T, Langeheine M, Brehm R, Bajcsy ÁC. (2020). Histological Comparison of Testicular Needle Biopsy and En Bloc Samples in Abattoir Calves. *Animals (Basel)*, 25;10(5):918.
- Rukundo, J. C, (2009). Evaluation des résultats de l'insémination artificielle bovine dans le département de Mbour au Sénégal : cas du projet GOANA. Thèse: Méd. Vét. Dakar; n° 23.
- Seifi-Jamadi A, Zhandi M, Kohram H, Luceño NL, Leemans B, Henrotte E, Latour C, Demeyere K, Meyer E, Van Soom A, (2020). Influence of seasonal differences on semen quality and subsequent embryo development of Belgian Blue bulls. *Theriogenology*.;158:8-17.
- Sekoni VO, Gustafsson BK. (1987). Seasonal variations in the incidence of sperm morphological abnormalities in dairy bulls regularly used for artificial insemination. *Br. Vet. J*, 143 (4): 312-317.
- Sigala, J. (2016). Qualité du protéome du spermatozoïde humain et infertilité. Médecine humaine et pathologie. Thèse de doctorat. Université du Droit et de la Santé - Lille II. Français : 267

- Tanga BM, Qamar AY, Raza S, Bang S, Fang X, Yoon K, Cho J, (2021). Semen evaluation: methodological advancements in sperm quality-specific fertility assessment - A review. *Anim Biosci.* Aug;34(8):1253-1270.
- Thomas J. (2016). Reproductive Anatomy and Physiology of the Bull, .university of Missouri : 04p
- Wakayo BU, Brar PS, Prabhakar S. (2015). Review on mechanisms of dairy summer infertility and implications for hormonal intervention. *Open Vet J*, 5(1) :6–10.
- White FJ, Wettemann RP, Looper ML, Prado TM, Morgan GL. (2002). Seasonal effects on estrous behavior and time of ovulation in nonlactating beef cows. *J Anim Sci*, 80(12) :3053-9.
- Whittier J. (2021). Reproductive Anatomy and Physiology of the Bull University of Missouri. extension University of Missouri, 04p
- Yang WC, Tang KQ, Fu CZ, Riaz H, Zhang Q, Zan LS. (2014). Melatonin regulates the development and function of bovine Sertoli cells via its receptors MT1 and MT2. *Animal Reproduction Science*, **147** :10-16.

Annexes

Annexe 3

Le taux de réussite de L'insémination artificielle en fonction de la saison d'éjaculat durant l'année 2021

		gestation		insémination
		oui	non	
saison	printemps	49%	51%	100%
	hiver	37%	63%	100%
	automne	22%	78%	100%

Annexe 4

Le taux de réussite saisonnière de l'insémination artificielle durant l'année 2018.

		gestation		total
		oui	oui	
saison	hiver	48%	52%	100%
	printemps	47%	53%	100%
	été	49%	51%	100%
	automne	50%	50%	100%