épublique Algérienne Démocratique et Populair

Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

Université Larbi Tébessi -Tébessa-

Faculté des Sciences Exactes et des Sciences de la Nature et de la vie

Département: Biologie Êtres vivants

MEMOIRE EN VUE DE L'OBTENTION DU DIPLOME DE MASTER

Spécialité: ECOPHYSIOLOGIE ANIMALE

Thème :

Enquête réalisée au niveau de la wilaya de Tébessa sur l'insémination artificielle bovine

Présentée par: ACHI Rim

Membres de Jury:

Dr. SOLTANI Nedjem Eddine	MCA	U. Larbi Tébessi-Tébessa	Rapporteur
Dr. DJALEB Sihem	MCA	U. Larbi Tébessi-Tébessa	Président
Dr. MAHMOUDI Khawla	MCB	U. Larbi Tébessi-Tébessa	Examinateur

Année universitaire : 2024/2025

Remerciements

"Étudie, non pour savoir plus, mais pour savoir mieux."
De Sénèque

Dieu merci pour la santé, la volonté, le courage et la determination qui nous ont accompagnés tout au long de la preparation et l'élaboration de ce travail et qui nous ont permis d'achever ce modeste travail .

Le present travail est non seulement le résultat de notre courage ,sacrife, patience et endurance et endurance mais aussi une participation de plusieurs personnes qui nous sont chères.

La première personne à qui j'exprime ma profonde gratitude est ***Pr Soltani Nedjem Eddine*** *,encadrant de ce travail, pour son énergie positive, ses orientations précieuses, son encadrement rigoureux ainsi que pour sa disponibilité constante. Ses conseils avisés ont été d'une aide précieuse tout au long de cette étude.*

Je tiens également à adresser mes plus sincères remerciements à ***Khaled Jeddi****, don't le soutien et l'accompagnement m'ont apporté force et inspiration pendant toute la période d'élaboration du mémoire. Qu'il trouve ici l'expression de mon profond respect et de ma reconnaissance.*

Mes remerciements s'adressent également à ***Mme Siham Djellab****, pour avoir accepté la présidence du jury de soutenance de ce travail. Je lui exprime toute ma considération et mon estime.*

Je remercie aussi ***Mme Mahmoudi Khaoula*** *pour avoir accepté de faire partie des membres du jury et pour le temps précieux qu'elle a bien voulu consacrer à l'évaluation de ce travail.*

Nos sincères remerciments s'adressent à tous les camarades .

Dédicace

Au nom de Dieu, le Clément, le Miséricordieux

***À mes chers parents**,*

Je dédie ce modeste travail en signe d'amour et de reconnaissance,

En hommage à tous les efforts et les sacrifices consentis pour ma réussite.

***À mon cher père Khemissi**,Mon modèle et source de force,*

Celui qui m'a appris la patience et le sens des responsabilités,

Et qui m'a soutenu dans toutes les étapes avec amour et encouragements sans limite ,Je te rends hommage avec tout mon respect et ma gratitude.

***À ma chère mère Kheira**,Source de tendresse et de prières,*

Qui a toujours été mon appui et ma lumière sur le chemin de la vie,

Ses prières ont été la clé de ma réussite,Je t'offre toute mon affection et ma reconnaissance.

À mes frères et sœurs,

À mes fidèles amis,

À mes chers enseignants,

Et à tous ceux qui m'ont soutenu de près ou de loin.

Je vous dédie ce travail avec fierté et gratitude.

Résumé :

Ce travail vise à étudier la technique de l'insémination artificielle chez les bovins, en tant que moyen biotechnologique efficace pour améliorer la production animale dans la wilaya de Tébessa.

Les résultats de l'enquête ont montré qu'une grande partie des éleveurs continue de recourir à la saillie naturelle, en raison du manque de formation, de l'absence de suivi vétérinaire, ainsi que des faibles moyens financiers. En revanche, les éleveurs ayant recours à l'insémination artificielle ont enregistré de bons résultats en termes de taux de fertilité et d'amélioration des caractères génétiques des veaux.

Cette étude conclut que la sensibilisation et la formation continue dans le domaine de l'insémination artificielle peuvent contribuer efficacement à l'amélioration quantitative et qualitative de la production animale au niveau de la wilaya de Tébessa.

Mots-clés : Insémination artificielle, Bovins, œstrus, appareil reproducteur, Tébessa.

Abstract:

This study aims to examine the technique of artificial insemination in cattle as an effective biotechnological tool for improving animal production in the wilaya of Tébessa. The survey results revealed that a large number of breeders still rely on natural mating due to a lack of training, absence of veterinary follow-up, and limited financial resources. However, breeders who use artificial insemination reported good results in terms of fertility rates and improvement of the genetic traits of calves.

The study concludes that raising awareness and providing continuous training in the field of artificial insemination can significantly contribute to both the quantitative and qualitative improvement of animal production in the wilaya of Tébessa.

Keywords: artificial insemination, cattle, estrus, reproductive system, Tébessa.

ملخص

يهدف هذا العمل إلى دراسة تقنية التلقيح الاصطناعي عند الأبقار، باعتبارها وسيلة بيوتقنية فعّالة لتحسين الإنتاج الحيواني في ولاية تبسة.

حيث أظهرت نتائج التحقيق أن نسبة كبيرة من المربين لا تزال تعتمد على التلقيح الطبيعي بسبب نقص التكوين، وغياب المتابعة البيطرية، بالإضافة إلى ضعف الإمكانيات المادية. كما تبين أن المربين الذين يعتمدون على التلقيح الاصطناعي سجلوا نتائج جيدة من حيث نسبة الخصوبة وتحسين الصفات الوراثية للعجول.

خلص هذا البحث إلى أن نشر الوعي والتكوين المستمر في مجال التلقيح الاصطناعي يمكن أن يساهم بشكل فعّال في تحسين الإنتاج الحيواني عددا نوعا على مستوى ولاية تبسة .

الكلمات المفتاحية: التلقيح الاصطناعي، الأبقار، الشبق، الجهاز التناسلي، تبسة

Sommaire

Titre	**N°**
Résumé :	4
Abstract:	5
ملخص	6
Sommaire	7
Liste des tableaux	10
Liste des figures	11
Listes des abréviations	12
Introduction :	15
Chapitre I : Rappels anatomie de l'appareil génital de la vache	17
Partie 01: Rappels Anatomiques de l'appareil génital de Femelle .	18
1. Rappels Anatomiques de l'appareil génital de la vache:	18
1- 1- LA SECTION GLANDULAIRE:	19
1- 1- 1- L'Ovaire de la Vache:Anatomie et Fonctions:	19
1- 2- La section tubulaire:	20
1-2-1-L'oviducte :	20
1-2-2- Les cornes:	21
1-2-3-Le corps:	22
1-2-4-Le col:	22
1-3- section copulatrice:	22
1-3-1- Le vagin:	22
1-4- Utérus:	23
1-5- Les sinus urogénital:	23
1-5-1- Le vulve:	23
1-5-2-Le vestibule vaginal:	23
Partie 02: Rappels physiologique sur la reproduction chez la vache:	24
1- Étape de la vie sexuelle et la puberté:	24
2. Cycle sexuelle de la vache:	25
2-1-1-Phases du cycle sexuelle	25
2-1-2- Facteurs influençant le cycle:	25
2- 2- composante cellulaires du cycle sexuelle:	26
2- 2- 1- Le pro-œstrus:	26
2- 2- 2- L'œstrus:	26
2-2-3- Le métoestrus:	26
2- 2- 4- Le dioestrus :	27
2- 3- Composante comportementale :	27
2-4- composants hormonale:	28
2- 4-1- les hormones hypothalamique:	28
2- 4- 2- Les hormones hypophysaire Fsh/Lh:	29
3- Les hormones Ovariennes:	30
3- 1-La progestérone:	30
3-2-Les œstrogènes:	30
3-3- L'inhibine :	31
3- 4- Les prostaglandines:	31
Chapitre II :	32

1- Détection des chaleurs chez la vache	33
1- 1- Définition de chaleur:	33
1- 2- les signes de chaleur:	33
1- 2- 1- Phase pré-chaleur (5-15 heures ; moyenne 10 heures):	33
1- 2- 2- Phase de l'œstrus ou chaleur réelle (6-24 heures ; moyenne 18 heures):	33
1- 3- Modifications hormonales:	34
1- 4- Modifications histologiques de tractus:	35
1- 5- la détection de chaleurs:	35
1- 5- 1- Méthodes de détection des chaleurs : (directes et indirectes)	36
1- 5-2- Le planning d'élevage :	36
1- 5- 3- le système de marquage (détecteurs de monte):	37
1- 5- 3- 1- les crayons marqueurs:	37
1- 6- Animal détecteurs:	42
1-6-1-Premièrement : Le mâle comme détecteur	42
1-6-2-Deuxièmement : Induction du comportement sexuel mâle par traitement hormonal	42
2- la synchronisation des chaleurs :	43
2- 1- Définition:	43
2- 2- Méthodes d'indication des chaleurs:	44
2- 3- Synchronisation à base de prostaglandine ou se analogues :	44
2- 3- 1- Protocole GPG (OVSYNCH):	45
2-3-2-Étapes du protocole :	45
2-3-3-Principe du protocole :	45
2- 3- 4- Synchronisation à base de progestérone ou progestagènes :	46
3- Les spirales vaginaux (CIDR) :	47
3- 1- L'implant sous cutané :	48
Chapitre III	51
Chapitre III : L'insémination artificielle	52
1-1-Définition:	52
1-2- Historique :	53
2- Avantages et inconvénients :	53
2-1- Avantages	53
2-2- Les inconvénients	54
3- Préparation de la semence:	55
3-1- Récolte du sperme:	55
3-1-1- Collecte de sperme à l'aide du vagin artificiel:	55
3-1-2-Electro-éjaculation:	56
3-2- Examen du sperme:	57
3-2-1-Examen macroscopique:	57
3-2-2-Examen microscopique:	58
3-3- Dilution du sperm:	59
3-3-1- Precautions importantes:	59
3-3-2-Objectifs de la dilution:	59
3-3-3- Types de milieux de dilution:	60
3-4- conditionnement et conservation :	60
3-4-1- Conservation à court terme:	60
3- 4- 2- Conservation à long terme:	60
B. Conditionnement et congélation du sperme:	61

4- Technique de l'insémination artificielles :	62
4- 1- Moment de l'insémination artificielle:	65
4- 2- lieu de dépôt de la semence :	66
4- 3- procédé de l'insémination artificielle:	67
Chapitre IV	68
Partie pratique	69
1-Objectifs de l'étude	69
2-Matériels et méthodes	69
2-1 Questionnaire I (Partie I) :	69
2-2 Questionnaire II (Partie II) :	70
3-Zone d'étude :	71
4-Période de l'étude :	72
Résultats :	74
Partie 1 : Questionnaires destinés aux vétérinaires (V)	74
Partie II : Questionnaires destinés aux éleveurs (E)	82
Discussion	93
Conclusion et perspectives	97
Références Bibliographiques	98
Annexes	105

Liste des tableaux

Tableau	Titer	N°
Tableau 1	l'effet de l'âge des taureaux sur le volume de l'éjaculation (ROSENBER , 1979).	57
Tableau 2	composition chimique du sperme et PH (selon MANN ,1954).	58

Liste des figures

Figure	N°
Figure 1 Atomise du système reproducteur femelle de la vache (Gourreau et al.,2008).	17
Figure 2 Anatomie interne de l'appareil génital de la vache.	18
Figure 3 Structure de l'ovaire chez la vache (Google-image université de Batna2011-2012).	19
Figure 4 Vue interne du vagin et de la corne de l'appareil génital bovins.	19
Figure 5 Ovaire et trompe utérine gauche de vache (BARONE, 1978).	20
Figure 6 Conformation intérieure de l'appareil génital d'une vache d'après(GILBERT et al. 1988).	22
Figure 7 Organites au cours du cycle ovarien chez la vache .	24
Figure 8 Cycle œstral et ovarien chez la vache (WATTHIAUX, 2006).	25
Figure 9 Composante comportementale du cycle sexuelle chez la vache.	26
Figure 10 Cinetique des modifications hormonales au cours du cycle œstral chez la vache.	27
Figure 11 Fonctionnement hormonal du cycle sexuel (selon Thibault, 1970).	29
Figure 12 Signes de chevauchement (HANZEN, 2005).	32
Figure 13 Signes de chaleurs (Glaires cervicales et rougeur.(	33
Figure 14 Planning d'élevage rotatif	36
Figure 15 Capsule KAMAR	37
Figure 16 Capsule kamar fixée sur la croupe, avant et après chevauche (d'après SAINT-DIZIER 2005).	37
Figure 17 Sonde ovactee (SAINT-DIZIER 2005(.	39
Figure 18 Description du protocole GPG (Grimard et al., 2003).	45
Figure 19 Description du protocole GPG (Grimard et al., 2003).	47
Figure 20 Implant sous-cutané et l'implanteur (trocart).	48
Figure 21 Traitement à base d'inglants sous-cstanés pour l'induction at la synchronisation de Testras (modifié d'apres Aguer ,. 1981).	49
Figure 22 insémination artificielle chez les vaches	51
Figure 23 Vagin artificiel (N. HAGEN,1988).	55
Figure 24 Description et utilisation d'une cellule de Thomas (POSIERE ,2002).	58
Figure 25 Conditionnement du sperme	61
Figure 26 La mise en place de la semence (HANZEN,2010).	63
Figure 27 Moment idéal d'insémination par rapport aux phases des chaleurs de la vache (Source : WATTIAUX, 2006).	65
Figure 28 La mise en place de la semence (HANZEN, 2010).	66
Figure 29 Localisation géographique de la wilaya de Tébessa.	71
Figure 30 Taux de distribution, de récupération et de non-récupération des questionnaires destinés aux vétérinaires (V) et aux éleveurs (E).	73
Figure 31 Nombre des réponses.	74

Figure 32 Type de clientèle majoritaire.	**74**
Figure 33 Le type de stabulation pratiqué.	**75**
Figure 34 Taux de réussite des inséminations artificielles.	**76**
Figure 35 Santé des vaches inséminées.	**76**
Figure 36 État corporel des vaches inséminées.	**77**
Figure 37:Note du Body Score.	**77**
Figure 38 Santé des vaches inséminées (redondante).	**78**
Figure n°39:Synchronisation des chaleurs.	**79**
Figure n°40:Méthode de synchronisation.	**79**
Figure n°41:Pathologies post-IA.	**80**
Figure n°42:Nombre moyen d'IA par gestation.	**80**
Figure n°43:Expérience en élevage.	**81**
Figure n°44:type d'élevage en fonction de nombre d'éleveur.	**82**
Figure n°45:Hygiène des bâtiments.	**82**
Figure n°46:Aération des bâtiments.	**83**
Figure n°47:Types d'aliments distribués	**83**
Figure n°48:Ventilation du bâtiment.	**84**
Figure n°49:Pratique de l'IA.	**85**
Figure n°50:Réalisation de l'IA.	**85**
Figure n°51:Détection des chaleurs.	**86**
Figure n°52:Connaissance des signes de l'œstrus.	**86**
Figure n°53:Distinction entre signes majeurs et mineurs.	**87**
Figure n°54:Synchronisation des chaleurs.	**88**
Figure n°55:Nombre moyen d'IA par gestation.	**88**
Figure n°56: Problèmes post-IA	**89**
Figure n°57: Défis de l'IA.	**90**
Figure n°58:Impact de l'IA sur la productivité.	**90**

Listes des abréviations

mm : millimètre.

Cm : centimètre.

+ / - : plus ou moins.

LH : hormone lutéinisante.

FSH : hormone stimuline hormone.

Ng/ml : nano gramme par millilitre.

Pg /ml : prostaglandine par millilitre.

GnRH : Gonadolibére (Gonadotrophin releasing hormone).

PRL :Prolactine.

F2 :Follicule 2

Pg F2 alpha : Prostaglandine F2 alpha.

LTB4 : Leucotriène.

TXB2 :thromboxane B2.

HPETE : Hydro-peroxyeicosatetraenoic acid.

HETE : hydroxyeicosatetraenoic acide.

C° : Degré Celsius.

J : jour

IA : insémination artificielle.

g :gramme.

mg :milligramme .

ml :millilitre.

Introduction

Introduction :

La reproduction des animaux contribue au maintien des écosystèmes de plusieurs façons essentielles, à travers des effets directs et indirects sur l'équilibre biologique et la dynamique écologique (Janzen, 1984).

La reproduction animale peut se faire de différentes manières, naturelles ou artificielles. Les techniques de reproduction assistée, comme l'insémination artificielle (qui est une forme indirecte), jouent un rôle important dans la préservation des écosystèmes (Foote, 2002). L'insémination artificielle est l'une des techniques de reproduction animale les plus répandues et utilisées dans le monde. Elle a été utilisée pour la première fois dans les années 1960 et introduite en Algérie au début des années 1970. Depuis 1998, un plan de généralisation progressive a été mis en œuvre dans le cadre d'une stratégie visant à améliorer la qualité du cheptel (Benmokrane et *al*., 2022).

L'insémination artificielle aide à améliorer la reproduction animale en augmentant les chances de fécondation et en surmontant les obstacles naturels pouvant entraver l'accouplement ou la gestation. En introduisant le sperme directement dans l'appareil reproducteur de la femelle au moment le plus favorable de son cycle, les chances de fécondation sont plus élevées que dans le cas de la reproduction naturelle (Thibier, 2005).

Il est également possible de collecter et congeler le sperme de mâles présentant des caractéristiques génétiques ou sanitaires exceptionnelles afin de l'utiliser ultérieurement pour inséminer un grand nombre de femelles, ce qui permet de diffuser ces caractéristiques et de préserver la diversité génétique. L'Insémination artificielle réduit également le contact direct entre le mâle et la femelle, diminuant ainsi le risque de transmission de maladies sexuellement transmissibles. Elle facilite aussi la reproduction à distance, car le sperme peut être transporté vers des régions éloignées sans déplacer les animaux eux-mêmes (Vishwanath, 2003).

L'insémination artificielle est également utilisée dans des programmes de conservation des espèces menacées d'extinction pour favoriser leur reproduction, que ce soit en captivité ou dans la nature (Holt et *al*., 2004).

Il est toute fois difficile de démontrer la supériorité de l'insémination artificielle par rapport à d'autres méthodes de reproduction comme l'accouplement naturel ou les techniques biologiques liées aux embryons, car cela nécessite la comparaison de plusieurs facteurs, tels que le taux de gestation, les coûts, les risques liés à l'accouplement naturel, la faisabilité économique et les progrès génétiques obtenus (Galli et *al.*, 2008).

Cette étude vise à documenter le degré d'application de l'insémination artificielle dans la wilaya de Tébessa . Elle se compose de deux parties:

- **Premiéremon Partie théorique** Rappelle anatomique et physiologie de l'appareil génital et la détection de Chaleur chez la vache et l'insémination artificielle .
- **Deuxièmemon Partie pratique** Matériels et méthodes et le résulta de l'insémination artificielle dans la région de la wilaya tébessa.

Chapitre I : Rappels anatomie de l'appareil génital de la vache

Partie 01: Rappels Anatomiques de l'appareil génital de Femelle .

1. Rappels Anatomiques de l'appareil génital de la vache:

L'appareil reproducteur de la vache se compose de plusieurs parties principales qui travaillent ensemble pour assurer une reproduction efficace **(Taiabi &Lamouri, 2016) .**

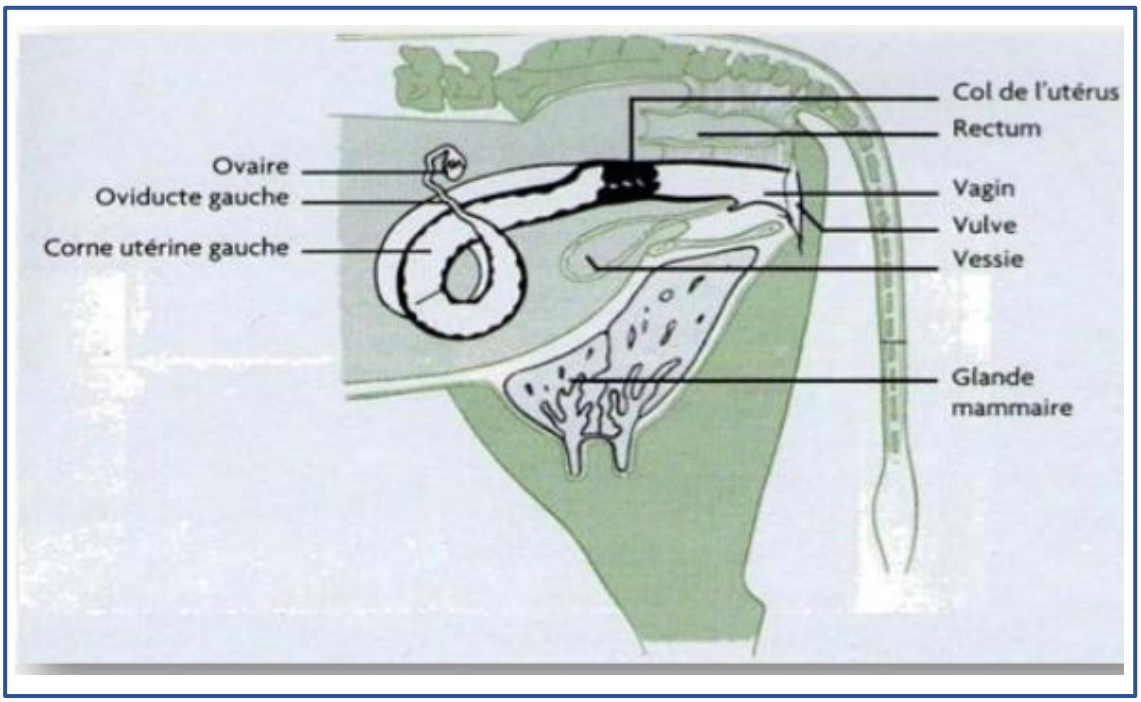


Figure1 Atomise du système reproducteur femelle de la vache (Gourreau et al.,2008).

Il est essentiel de comprendre les caractéristiques anatomiques et physiologiques propres à chaque espèce pour mener une étude scientifique précise. L'appareil génital de la vache se compose de trois sections principales :

Section glandulaire:

-Les ovaires.
Section tubulaire:
-L' oviducte .
-Les cornes .
-Le corps .
-Le col.
Section copulatrice:
-Le vagin **(Taiabi & Lamouri,2016)** .

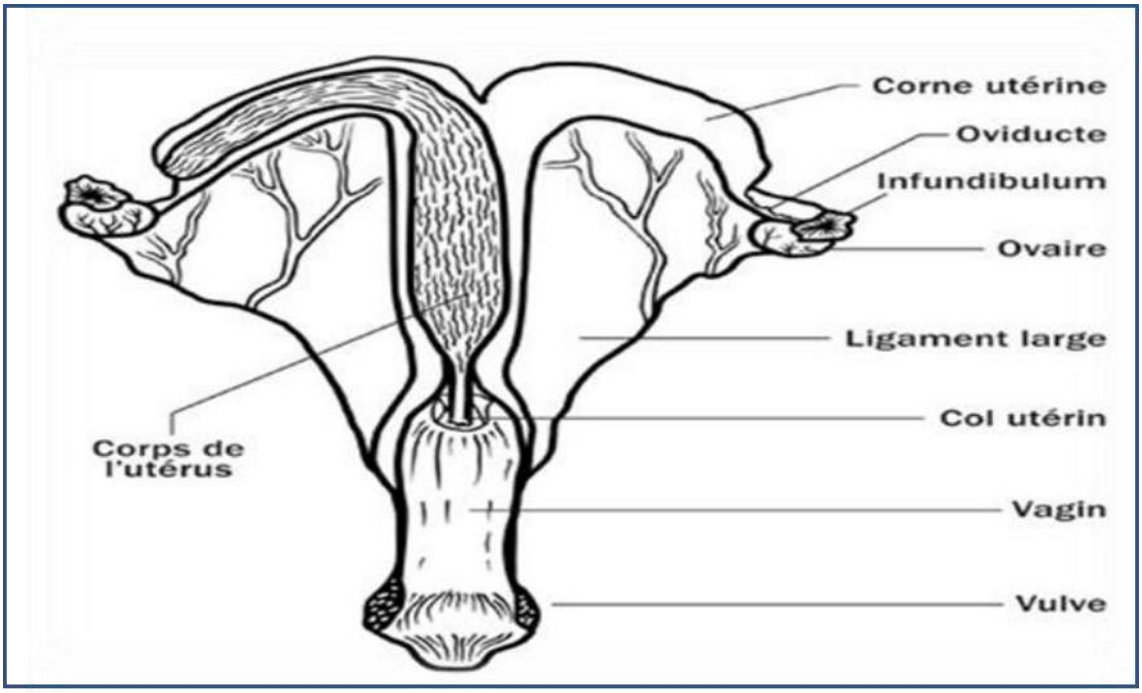


Figure 2 Anatomie interne de l'appareil génital de la vache.

1- 1- LA SECTION GLANDULAIRE:

1- 1- 1- L'Ovaire de la Vache:Anatomie et Fonctions:

L'ovaire est un organe reproducteur féminin essentiel, de forme paire, situé dans la région lombaire. Il remplit un double rôle dans le système reproducteur de la vache : tout d'abord, par la gamétogenèse, qui permet la production des ovocytes via le processus de l'ovogenèse, et ensuite, par sa fonction endocrine, où il sécrète des hormones sexuelles telles que les œstrogènes et la progestérone, qui régulent toutes les activités reproductives sous le contrôle de l'hypophyse **(Taiabi & Lamouri ,2016)**.

Au cours de la première moitié de la gestation, l'ovaire se déplace progressivement vers la région pubienne. À la naissance, il pèse entre 1 et 2 grammes, et atteint un poids de 4 à 6 grammes à la puberté. Chez l'adulte, l'ovaire pèse entre 10 et 20 grammes.

Les dimensions de l'ovaire varient en fonction de son stade de développement. En moyenne, sa longueur est comprise entre 35 et 40 mm, sa hauteur entre 20 et 25 mm, et son épaisseur varie de 15 à 20 mm. L'ovaire a une forme aplatie et ovoïde, ressemblant à une amande. Il possède un bord libre et un autre bord où se fixe le mésovarium, une zone riche en vaisseaux sanguins assurant une bonne irrigation **(Taiabi & Lamouri ,2016)**.

L'Irrigation sanguine de l'ovaire est assurée par l'artère ovarique, qui provient de la partie caudale de l'aorte abdominale. Le ligament utéro-ovarien, quant à lui, relie l'ovaire au cornu utérin, permettant de maintenir l'ovaire en place dans l'appareil reproducteur **(Taiabi & Lamouri ,2016)**.

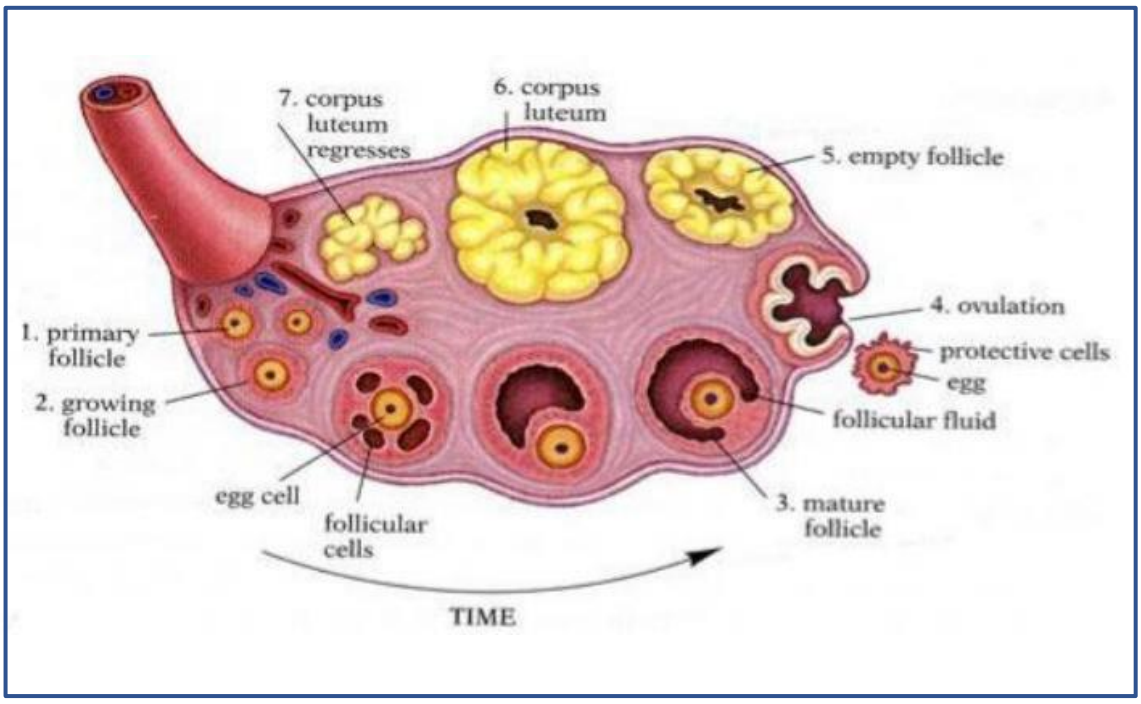


Figure 3 Structure de l'ovaire chez la vache (Google-image université de Batna2011-2012).

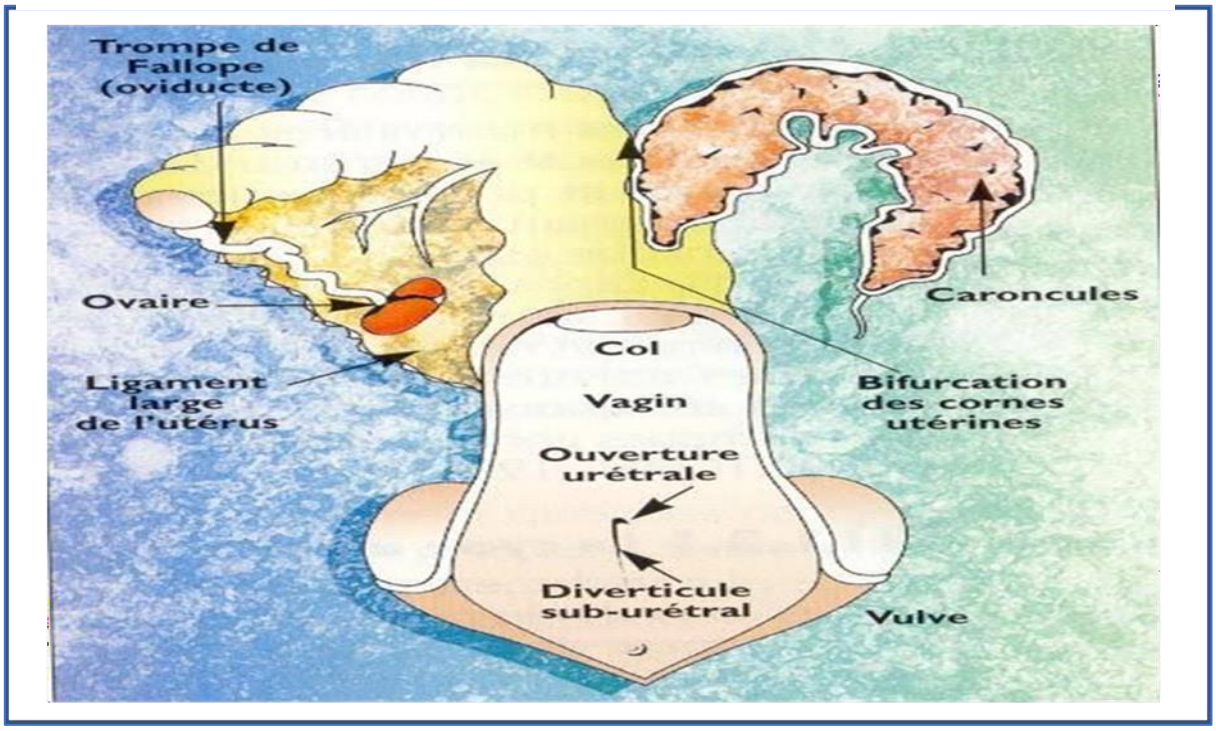


Figure 4 Vue interne du vagin et de la corne de l'appareil génital bovins.

1- 2- La section tubulaire:

1-2-1- L'oviducte :

Est le conduit responsable de la collecte de l'ovule et de son transport vers l'utérus après la fécondation. Chaque ovaire est relié à un oviducte flexible situé sur le bord du ligament large.

La trompe commence par la partie supérieure appelée l'infundibulum, qui capte l'ovule lors de l'ovulation **(Taiabi & Lamouri ,2016)**.

L'oviducte se compose de trois parties principales :

1-L'ampoule : Lieu de la fécondation.

2- L'isthme : La partie étroite de la trompe.

3- La jonction utéro-tubaire : Zone où l'oviducte rejoint l'utérus.

La longueur de la trompe varie selon les espèces, et chez le bovin, elle mesure entre 21 et 28 cm **(Taiabi & Lamouri ,2016).**

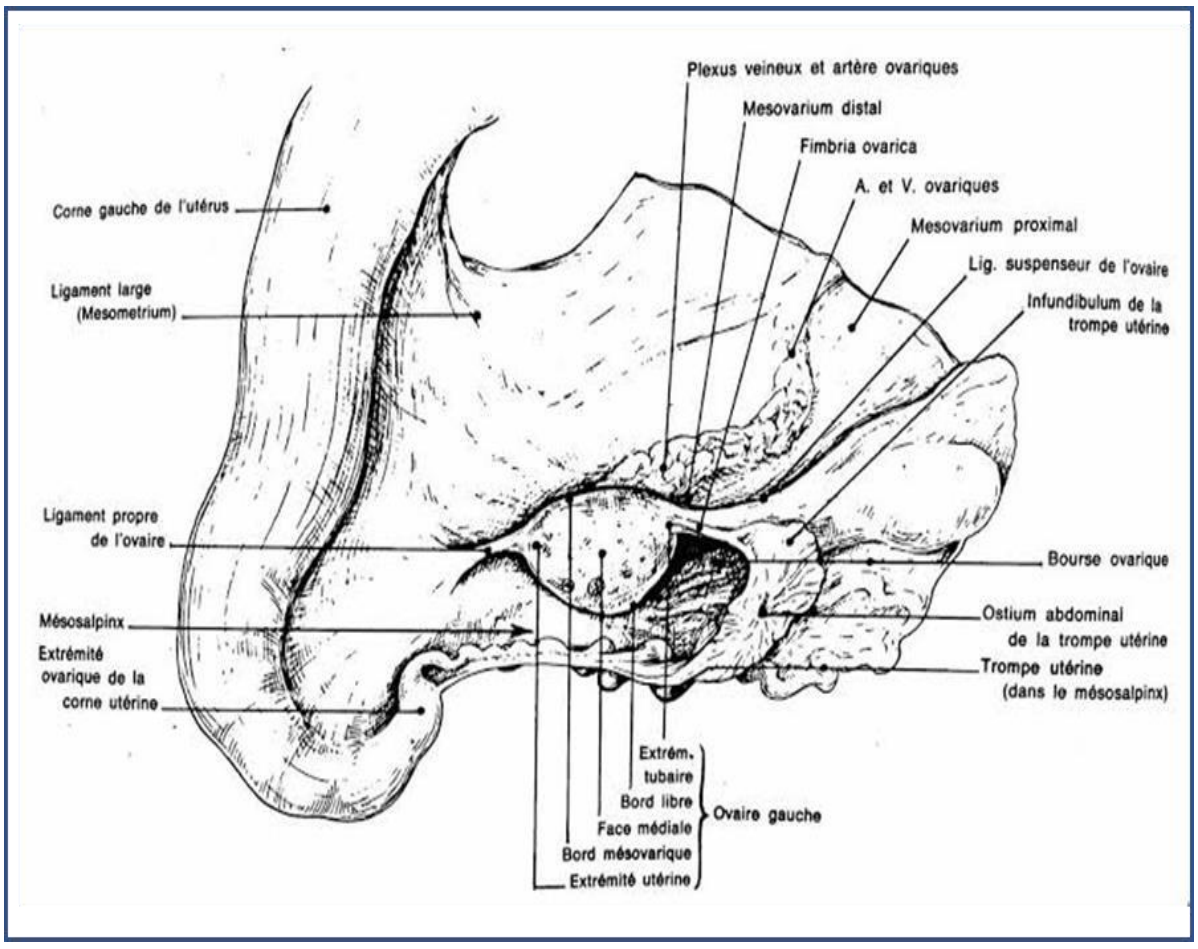


Figure 5 Ovaire et trompe utérine gauche de vache (BARONE, 1978).

1-2-2- Les cornes:

Les cornes prolongent le corps de l'utérus et divergent en direction craniale. Chacune des deux cornes est cylindrique et incurvée (Barone, R). Elles sont réunies sur plus de la moitié de leur longueur par un double frein musculo-séreux, indépendantes l'une de l'autre à l'avant. Chaque

corne se rétrécit et se continue avec l'oviducte correspondant. Elles hébergent l'embryon pendant la gestation **(BRESSOU C, 1978)**.

1-2-3- Le corps:

Il a une forme cylindrique légèrement aplatie dans le sens dorso-ventral. C'est l'endroit où le sperme est déposé lors de l'insémination artificielle **(BARONE R , 1978)**.

1-2-4- Le col:

Le col mesure environ 5-6 cm avant la puberté et une dizaine de cm chez l'adulte. Son diamètre varie entre 4 et 6 cm, tandis que ses parois ont une épaisseur de 20-25 cm. Il est facilement détectable par palpation, comme lors d'une exploration rectale sur un animal vivant, en raison de sa consistance dure (Barone , R).

Le col utérin résulte d'un épaississement marqué de la paroi entre le corps de l'utérus et le vagin. Ses parois fermes et compactes délimitent un canal cervical très étroit. Il communique avec la cavité du corps de l'utérus par l'ostium interne de l'utérus et débouche dans le fond du vagin par l'ostium externe de l'utérus, situé au sommet d'un gros tubercule saillant, formant la portion vaginale du col. Le reste du col utérin, beaucoup plus long, forme la portion pré-vaginale ou supra-vaginale **(Deletang F et *al*., 2002)**.

Ce sont les cornes utérines qui hébergent l'embryon pendant la gestation (Thibault C et Levasseur) **(Taiabi & Lamouri ,2016)**.

1-3- section copulatrice:

1-3-1- Le vagin:

C'est un organe impair et médian d'environ 30 cm de long, avec une surface interne plissée. Le vagin est entièrement situé dans la cavité pelvienne, et son extrémité antérieure se fixe autour du col de l'utérus. Il constitue l'organe de reproduction, et permet également le passage du fœtus lors de l'accouchement **(Boilariah & Mohammedi ,2020)**.

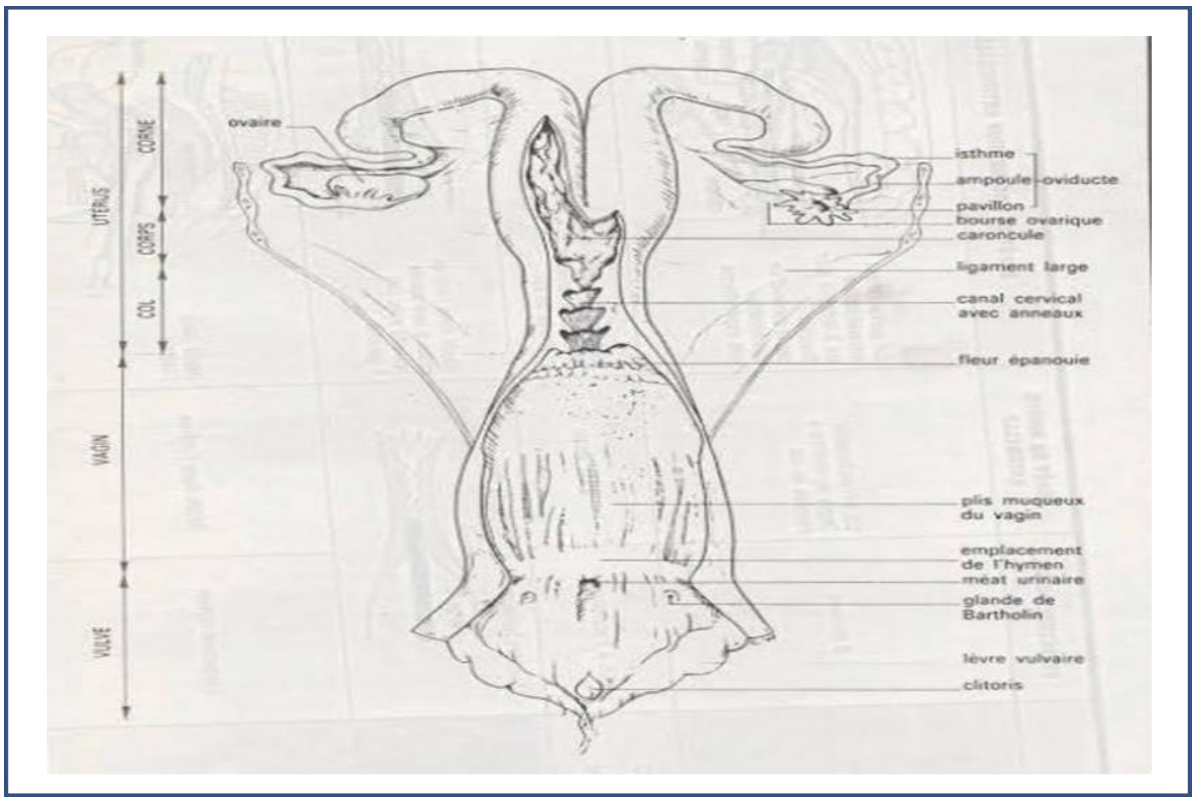


Figure 6 Conformation intérieure de l'appareil génital d'une vache d'après(GILBERT et al. 1988).

1-4- Utérus:

Souvent appelé matrice, l'utérus est responsable à la gestation. Organe creux, de type Bicorne, son rôle est d'assurer le développement du fœtus par ses fonctions nutritionnelles Protectrices **(Amalou ,2024)**.

1-5- Les sinus urogénital:

Est la partie commune aux appareils urinaire et génital, et il se compose de deux parties : la vulve et le vestibule du vagin **(Hanzen ,2009)**.

1-5-1- Le vulve:

Est la partie externe de l'appareil génital féminin, située dans la région ventrale du périnée. Elle est composée de deux lèvres qui délimitent la fente vulvaire, reliées à deux commissures : une dorsale près de l'anus et une ventrale plus épaisse et saillante. Sous le repli de la muqueuse ventrale se trouve le clitoris, mesurant entre 10 et 12 cm de longueur. Chaque lèvre a une partie externe cutanée, une partie interne muqueuse et un muscle constricteur. La vulve est irriguée par des branches de l'artère honteuse externe et son innervation provient des nerfs honteux**(Hanzen ,2009)**.

1-5-2- Le vestibule vaginal:

Est un conduit de 8 à 10 cm de long, où s'ouvrent à la fois le vagin et l'urètre. Il possède des parois très distensibles et l'urètre s'ouvre juste derrière l'hymen. Chez certaines espèces

comme les ruminants et le porc, il existe un diverticule sous-urétral ventral à prendre en compte lors de la cathétérisation de la vessie. De chaque côté du méat urinaire, on trouve les conduits de Gartner, vestiges des conduits mésonéphrotiques. À mi-longueur du vestibule, s'ouvrent les deux orifices des glandes vestibulaires majeures (glandes de Bartholin), qui sécrètent des substances lubrifiantes. Ces glandes sont absentes chez la jument, la chèvre et la truie. L'Irrigation sanguine du vestibule est assurée par les artères vaginale et honteuse interne, et son innervation provient du nerf honteux et du plexus pelvien **(Hanzen ,2009**).

Partie 02: Rappels physiologique sur la reproduction chez la vache:

1- Étape de la vie sexuelle et la puberté:

La puberté est généralement définie comme le début du premier œstrus, une phase où l'ovulation peut être fécondante, suivie d'une phase lutéale de durée classique. Ces processus biologiques marquent le début du fonctionnement régulier des ovaires, accompagné par la sécrétion hormonale du système hypothalamo-hypophysaire. Cela conduit à l'apparition d'une activité sexuelle cyclique et régulière chez l'animal (WOODS et *al*., 2004). Sur le plan physiologique, la puberté peut aussi être vue comme la période où commence l'activité biologique des ovaires, impliquant l'ovulation et les sécrétions hormonales associées**(Hemidi & Harrats ,2019)**.

L'âge auquel survient la puberté varie en fonction de plusieurs facteurs physiologiques et environnementaux. Parmi ces facteurs, on trouve le poids de l'animal, la qualité de son alimentation, son statut social au sein du groupe, ainsi que les conditions climatiques et saisonnières. Ainsi, l'âge de la puberté peut être très variable d'un animal à l'autre. Selon diverses études, l'âge moyen de la puberté se situe généralement entre 8 et 12 mois chez de nombreuses espèces animales, bien que cela puisse varier selon le type d'animal. Par exemple, certaines recherches suggèrent que certains animaux atteignent la puberté plus tôt, tandis que d'autres peuvent la connaître plus tard **(DRION et *al*., 1996; HANZEN et *al*., 2000; NOAKES et *al*., 2001; NOAKES, 1997; Peters et Ball, 1995; YOUNGQUIST, 1997)**.

Durant la puberté, l'activité sexuelle se développe parallèlement aux changements physiologiques du corps de l'animal, ce qui signifie que l'animal devient capable de se reproduire. À ce stade, le cycle ovarien devient régulier et l'animal devient apte à se reproduire et à concevoir. Cette activité sexuelle est étroitement liée aux hormones qui régulent ce cycle et qui contribuent à maintenir la continuité de ces processus biologiques**(Hemidi & Harrats ,2019)**.

2. Cycle sexuelle de la vache:

La vache a un cycle de reproduction non saisonnier, c'est-à-dire que le cycle sexuel est continu toute l'année. Il commence à la puberté, qui est influencée par des facteurs nutritionnels et environnementaux. En général, les vaches commencent à se reproduire lorsqu'elles atteignent 40 % de leur poids adulte **(Hemidi & Harrats ,2019)**.

2-1-1- Phases du cycle sexuelle

1. Œstrus : C'est la période d'acceptation sexuelle, qui dure entre 2 et 50 heures, où des signes comme une augmentation de l'activité et la recherche du mâle sont observés.
2. Métaestrus : Cela dure de 1 à 3 jours, et c'est à ce moment que l'ovulation se produit et que le corps jaune se forme.
3. Dioestrus : Cette phase dure environ 15 jours, marquée par une forte production de progestérone par le corps jaune.
4. Pro-œstrus : C'est la phase précédant l'œstrus, caractérisée par la régression du corps jaune et le développement du follicule dominant **(Hemidi & Harrats, 2019)**.

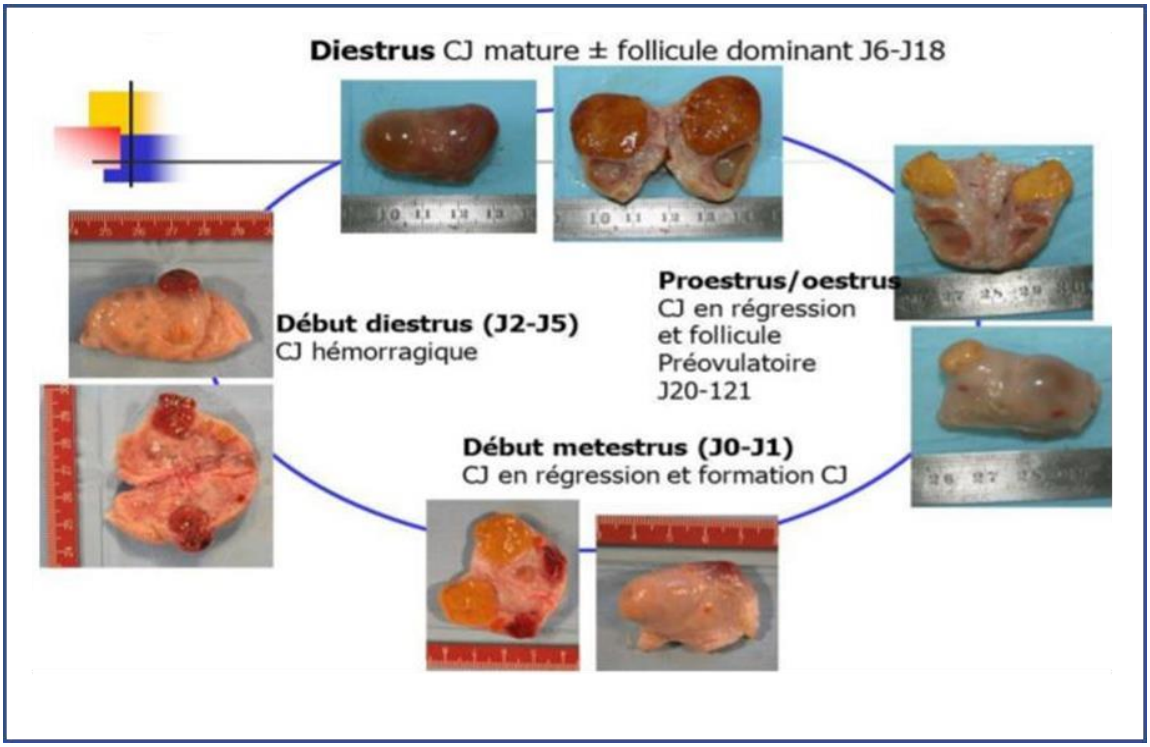


Figure 7 Organites au cours du cycle ovarien chez la vache .

2-1-2- Facteurs influençant le cycle:

Des facteurs comme l'alimentation, l'âge et la santé influencent fortement le cycle sexuel.

L'environnement, tel que la saison, peut également affecter l'expression du comportement sexuel et la fertilité**(Hemidi & Harrats ,2019)**.

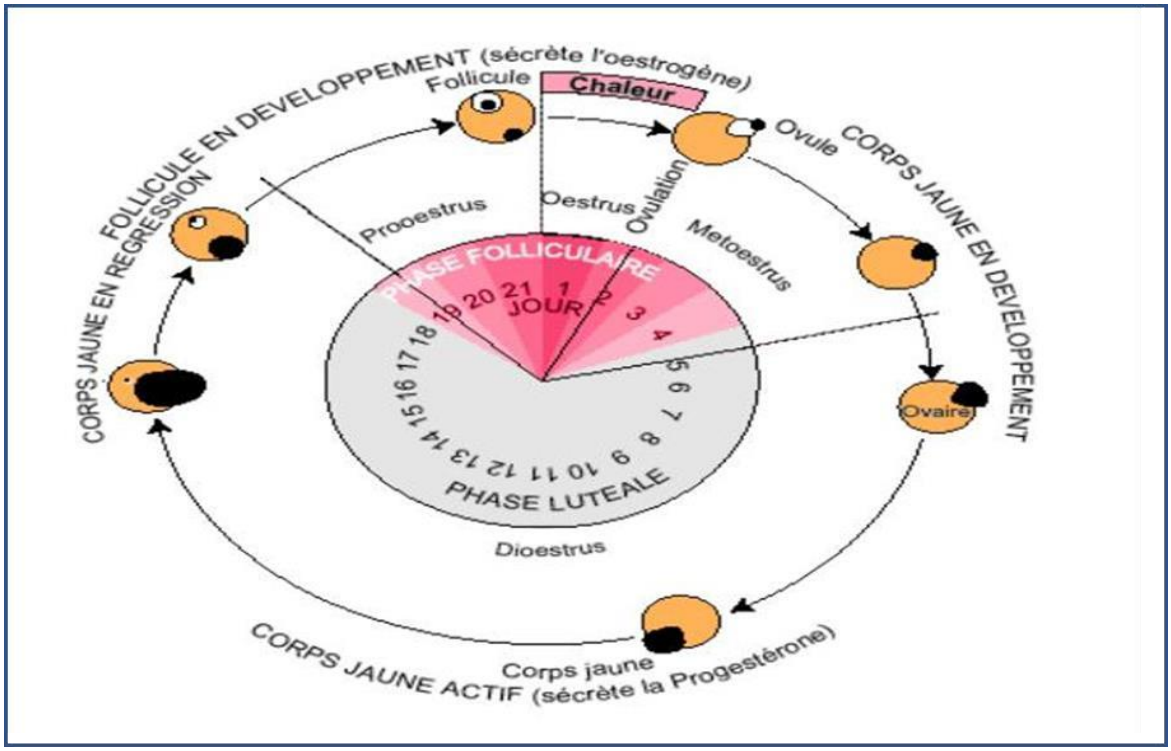


Figure 8 Cycle œstral et ovarien chez la vache (WATTHIAUX, 2006).

2- 2- composante cellulaires du cycle sexuelle:

Il s'agit de modifications morphologiques qui se produisent pendant le cycle, principalement au niveau des ovaires **(Bouzid , 2018)**.

2- 2- 1- Le pro-œstrus:

Au cours de cette phase, les follicules primaires commencent à mûrir pour se transformer en follicules secondaires ou antraux. Plusieurs follicules peuvent se développer simultanément, mais généralement, un ou deux seulement complèteront leur développement dans des conditions normales chez les vaches. À chaque cycle, les autres follicules subissent une atrophie folliculaire (atrésie). Cette période dure de 3 à 4 jours **(Bouzid ,2018)**.

2- 2- 2- L'œstrus:

Cette phase correspond à la rupture des follicules ou à l'ovulation, période pendant laquelle la femelle accepte l'accouplement. Les glandes cervicales sécrètent une grande quantité de liquide ou de mucus, et la vulve gonfle**(Bouzid ., 2018).** L'ovulation est contrôlée par une dynamique hormonale. Seuls les gros follicules d'une taille de 10 mm ou plus ovulent, et peuvent être palpés par voie transrectale 3 jours avant l'œstrus sur les ovaires. L'ovulation a lieu 8 à 12 heures après la fin des chaleurs, selon MAZOUZ (1992). L'œstrus est relativement court, il dure de 12 à 24 heures selon la race et le climat. L'ovaire droit ovule plus fréquemment que l'ovaire gauche, respectivement 60 % contre 40 % **(DERIVAUX et ECTORS 1980)**.

2-2-3- Le métoestrus:

Cette phase suit l'œstrus et correspond à la formation du "corps jaune" sur l'ovaire, qui se développe dans la cavité folliculaire par envahissement des cellules granulaires qui deviennent

des cellules lutéales. Les organes génitaux retrouvent leur aspect normal, et les phénomènes congestifs et sécrétoires cessent. Le métoestrus dure de 2 à 3 jours **(Bouzid , 2018)**.

2- 2- 4- Le dioestrus :

Il s'agit de la phase de fonctionnement du corps jaune, qui commence à sécréter de la progestérone pendant une période moyenne de 10 à 12 jours chez la vache non gestante, et durant toute la gestation en cas de grossesse **(Bouzid , 2018)** .

2- 3- Composante comportementale:

Dans le cycle sexuel de la vache, il n'existe qu'une seule phase visible : il s'agit de l'œstrus ou période des chaleurs. Pendant cette période, la vache adopte un comportement spécifique accompagné de modifications anatomiques et physiologiques. Cette période correspond à la fin de la phase folliculaire chez la vache (**SAUVEROCHE et WAGNER 1993)**.

Le principal signe de l'œstrus est l'acceptation du chevauchement (THIIBLER 1976).En plus de ce signe principal, il existe des modifications supplémentaires du comportement de la vache, comme indiqué dans le schéma n° 09

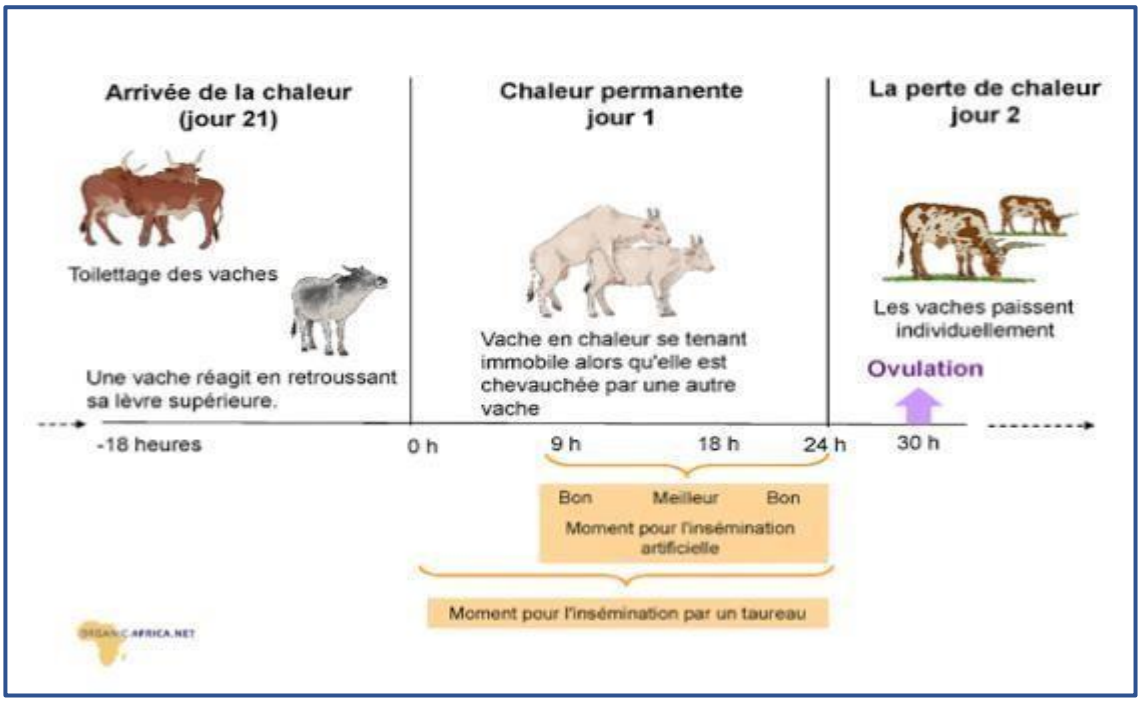


Figure 9 Composante comportementale du cycle sexuelle chez la vache.)

des chaleurs plus longues et plus évidentes que les races africaines. Dans les zones tropicales, la durée des chaleurs est plus courte que dans les zones tempérées. Selon les études de, la durée des chaleurs chez la Jersiaise a été mesurée à 13,09 ± 4,06 heures et 13,08 ± 3,06 heures respectivement. Chez la N'Dama, les mêmes auteurs rapportent des durées de 10,17 ± 2,8 heures et 9,8 ± 2,51 heures **(Dieng ,1967).**

2-4- composants hormonale:

Une dynamique hormonale intense contrôle les composantes cellulaires et comportementales du cycle sexuel, impliquant plusieurs hormones qui agissent en synergie (voir figure n°10). Ces hormones sont généralement classées en trois groupes principaux :

Les hormones hypothalamiques ou facteurs de libération qui contrôlent la synthèse et la libération des hormones hypophysaires.

Les hormones hypophysaires ou gonadotropines qui participent à la maturation des gamètes et à la sécrétion des hormones sexuelles.

Les hormones stéroïdes ou gonadiques responsables des modifications organiques**(Dieng ,1967).**

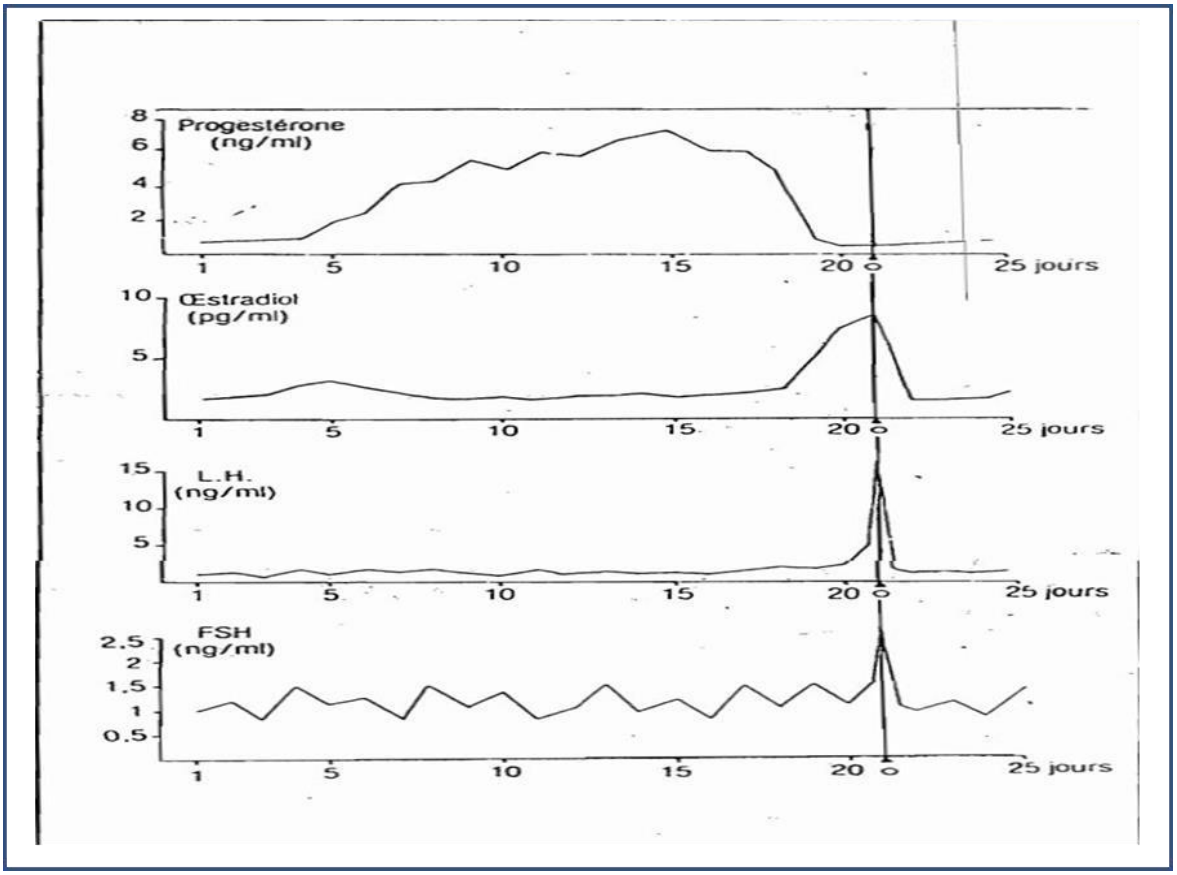


Figure 10 Cinetique des modifications hormonales au cours du cycle œstral chez la vache.

2- 4-1- les hormones hypothalamique:

L'hypothalamus est constitué de tissu nerveux situé au niveau du plancher et des parois latérales du troisième ventricule cérébral. Il reçoit des informations de tout le système nerveux et est particulièrement lié aux noyaux préoptiques. Les noyaux préoptiques médians forment ce qu'on appelle le "centre cyclique", tandis que l'hypothalamus ventro-médian constitue le "centre tonique" qui contrôle la sécrétion hormonale **(Bouzid , 2018)** .

La GnRH (Gonadotropin Releasing Hormone) ou gonadolibérine est un décapeptide (10 acides aminés) de faible poids moléculaire, non antigénique, sécrété par l'hypothalamus. Contrairement aux hormones gonadotropes, la GnRH peut être facilement synthétisée en laboratoire. Parmi ses agonistes (analogues), on trouve la buséréline. La concentration de GnRH dans l'hypothalamus varie selon la phase du cycle et son action est double, car elle agit à la fois sur la libération de FSH et de LH **(Bouzid , 2018)** .

La sécrétion tonique de GnRH est responsible du maintien des niveaux de base de FSH et LH. À la fin de la phase folliculaire, une décharge de GnRH précède simultanément celles de LH et de FSH **(Bouzid , 2018)** .

2- 4- 2- Les hormones hypophysaire Fsh/Lh:

L'hypophyse,et la fréquence ainsi que l'amplitude des pulses de LH varient selon les heures de la journée et les jours du cycle. Le pic de sécrétion pré-ovulatoire se produit au moment de l'œstrus, lorsque les œstrogènes sont produits en grande quantité et la progestérone au niveau minimal, atteignant parfois 50 ng/ml **(Bouzid , 2018).**

La LH joue un double rôle au cours du cycle : induire l'ovulation et contrôler la lutéinisation. Une décharge pulsatile de FSH a également lieu au moment de l'ovulation, mais son amplitude est bien inférieure à celle de la LH (3 à 5 fois moins que le niveau de base). L'action de la FSH est essentielle : pour la croissance terminale et la maturation du follicule, ainsi que pour augmenter la capacité des cellules folliculaires à se lier à la LH.

En conclusion, en plus de leurs rôles physiologiques respectifs bien définis, LH et FSH présentent des similitudes dans leur mode de sécrétion :

Une décharge tonique pendant la majeure partie du cycle **(Bouzid , 2018)**.

Une décharge cyclique, extrêmement brève, lors de l'ovulation.

Ces sécrétions sont régulées par l'hormone hypothalamique. (Source : Houmadi Ahmed IPR / IFRA de Katibougou (Mali) – Ingénieur 2007, mémoire en ligne).

-La prolactine (PRL) : Elle fluctue de manière irrégulière au cours du cycle, mais on observe une augmentation constante en période ovulatoire. Cette hormone doit être présente dans une fourchette de concentration qui favorise l'activité des neurones à GnRH ; ses effets principaux pourraient résider dans la stimulation de la synthèse des récepteurs en synergie avec d'autres hormones **(Bouzid ,2018)**.

- L'ocytocine : Autre hormone sécrétée par l'hypophyse, elle agit principalement en renforçant l'activité contractile de différentes fibres musculaires, notamment celles du tractus génital (utérus, oviductes). Elle a donc une importance en période œstrale pour favoriser le déplacement des spermatozoïdes ainsi qu'au moment de la parturition. (Source : FOOTE R.H, RIEK P.M. 1999 Gonadotropin-releasing hormone).

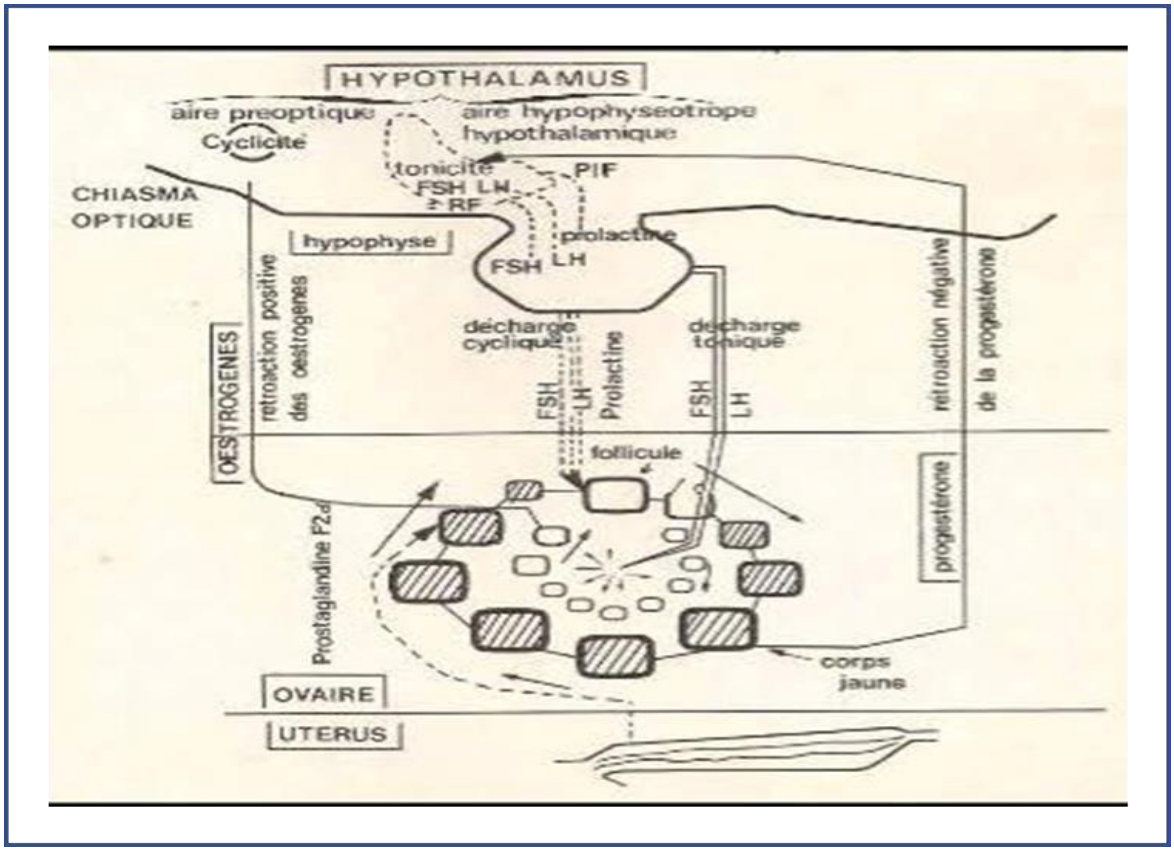


Figure 11 Fonctionnement hormonal du cycle sexuel (selon Thibault, 1970).

3- Les hormones Ovariennes:

3- 1-La progestérone:

Est une hormone sécrétée par le corps jaune, indispensable au bon déroulement de la grossesse. Elle agit au niveau de l'utérus pour préparer l'implantation et maintenir la gestation.

La progestérone est également sécrétée par la glande surrénale (Dérivaux et Ectors, 1980), ce qui explique la présence d'un taux basal même en l'absence du corps jaune.

Les travaux de Thibier et Coll (1973) ont montré qu'il existe une forte corrélation entre le taux de progestérone et la fonction du corps jaune. La progestérone empêche toute nouvelle ovulation en présence d'un corps jaune fonctionnel par un mécanisme de rétroaction négative.

Les taux de progestérone en phase lutéale sont relativement élevés, Faye (1992) rapporte des valeurs de 10,05 + 12,55 ng/ml chez la race "Jersiaise" et de 5 – 10,33 ng/ml chez la race "N'Dama" **(Dieng ,1967).**

3-2-Les œstrogènes:

Sont des hormones stéroïdes ou non stéroïdes don't les effets biologiques caractéristiques se manifestent pendant la période de l'oestrus. Ces hormones sont principalement sécrétées par les follicules ovariens, ce qui rend leur concentration sanguine inversement proportionnelle à celle de la progestérone.

Il existe également une sécrétion secondaire d'œstrogènes par le placenta et les glandes surrénales. Le taux maximal d'œstrogènes est atteint au moment de l'oestrus, puis ce taux diminue progressivement durant le reste du cycle (Derivaux et Ectors, 1980).

Les œstrogènes jouent un rôle clé dans la stimulation de l'instinct sexuel et des manifestations liées à l'oestrus. Ils favorisent l'œdème, l'hyperhémie et la croissance cellulaire au niveau du système génital féminin **(Dieng ,1967).**

Les principaux œstrogènes sont classés par ordre d'importance décroissant comme suit :

-L'estradiol 17 bêta.

- L'œstrone.

- L'œstriol **(Dieng,1967)**.

3-3- L'inhibine :

Se trouve dans le liquide folliculaire. Elle exerce un effet inhibiteur sur la sécrétion de l'hormone FSH, et cette inhibition ne sera levée qu'au moment du proœstrus **(Dieng ,1967)**.

3- 4- Les prostaglandines:

Ont principalement une origine utérine, avec la prostaglandine F2 alpha (Pg F2 alpha) comme principale responsible. Elles possèdent des propriétés lutéolytiques et stimulent les muscles lisses de l'utérus.

Les prostaglandines E (Pg E) sont lutéotropes, et leur sécrétion par l'utérus pendant la grossesse permet le maintien du corps jaune de la gestation (LEVASSEUR, 1983). La production de prostaglandines E est induite par le fœtus pendant la grossesse.

En général, les prostaglandines (E et F) jouent un rôle dans la rupture du follicule **(Dieng, 1967)**.

Chapitre II :
Détection des chaleurs chez la vache

1- Détection des chaleurs chez la vache

1- 1- Définition de chaleur:

Physiologiquement, les chaleurs œstrus sont définies comme l'ensemble des changements physiologiques et comportementaux qui précèdent et accompagnent l'ovulation chez les femelles des mammifères (DISENHAUS et *al*., 2010). Pendant cette période, les femelles acceptent l'accouplement avec les mâles et peuvent être fécondées (LACERTE, 2003). La période de chaleur est généralement courte, avec une durée allant de 8 à 30 heures (en moyenne de 15 à 18 heures). Pendant cette période, une vache en œstrus peut accepter entre 20 et 55 montées **(HANZEN, 2016)**.

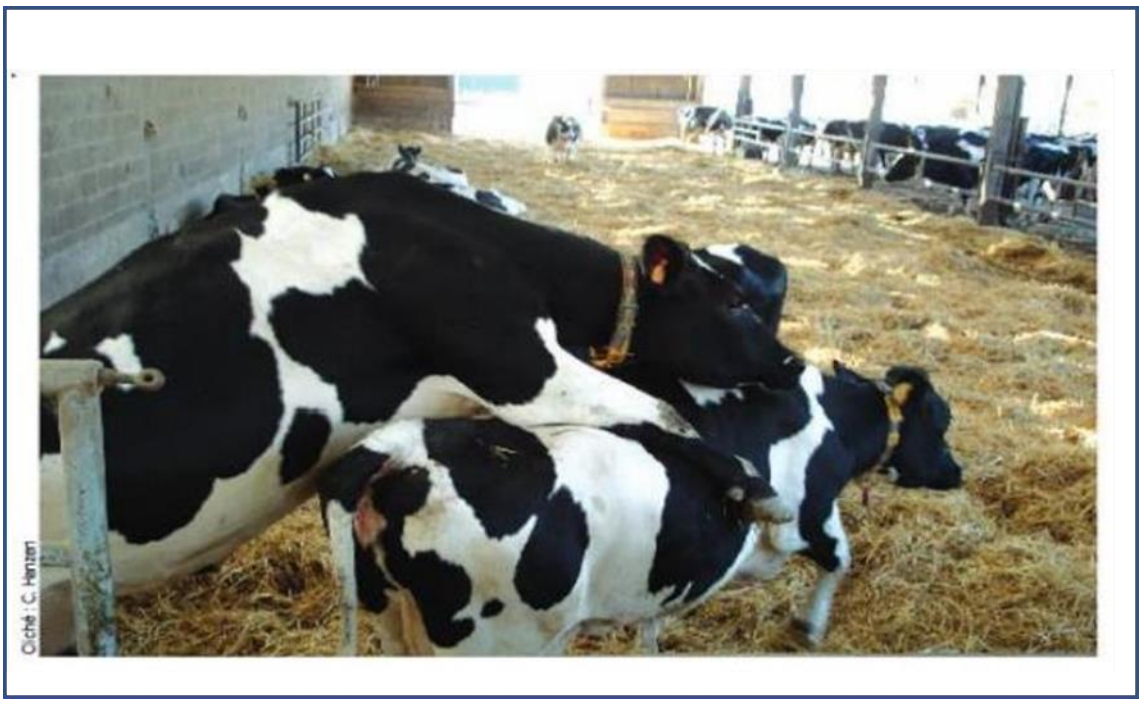


Figure 12 Signes de chevauchement (HANZEN, 2005).

1- 2- les signes de chaleur:

1- 2- 1- Phase pré-chaleur (5-15 heures ; moyenne 10 heures):

- Agitation de la femelle.
- Crainte des autres vaches.
- Tentatives de monte sur les autres vache **(Aoues & Mohamed Cherif, 2021)**.
- Vulve congestionnée, humide et légèrement rosée.
- Beuglements inhabituels.
- Appétit réduit **(Aoues & Mohamed Cherif, 2021)**.

1- 2- 2- Phase de l'œstrus ou chaleur réelle (6-24 heures ; moyenne 18 heures):

- Vulve fortement congestionnée, de couleur rougeâtre.

- Sécrétions muqueuses transparentes et extensibles.
- La vache semble nerveuse et alerte.
- Beuglements fréquents.
- Peut retenir son lait (de 2 à 3 litres chez les vaches à haute production).
- La vache accepte la monte sans se dérober, ce qui est le seul signe fiable du rut.
- La période de monte dure de 10 à 12 secondes pendant toute la durée de l'œstrus.

Chez certaines vaches, un saignement peut survenir entre 24 et 40 heures après le début de la phase pré-œstrus, sans effet négatif sur la fertilité **(Aoues & Mohamed Cherif, 2021)**.

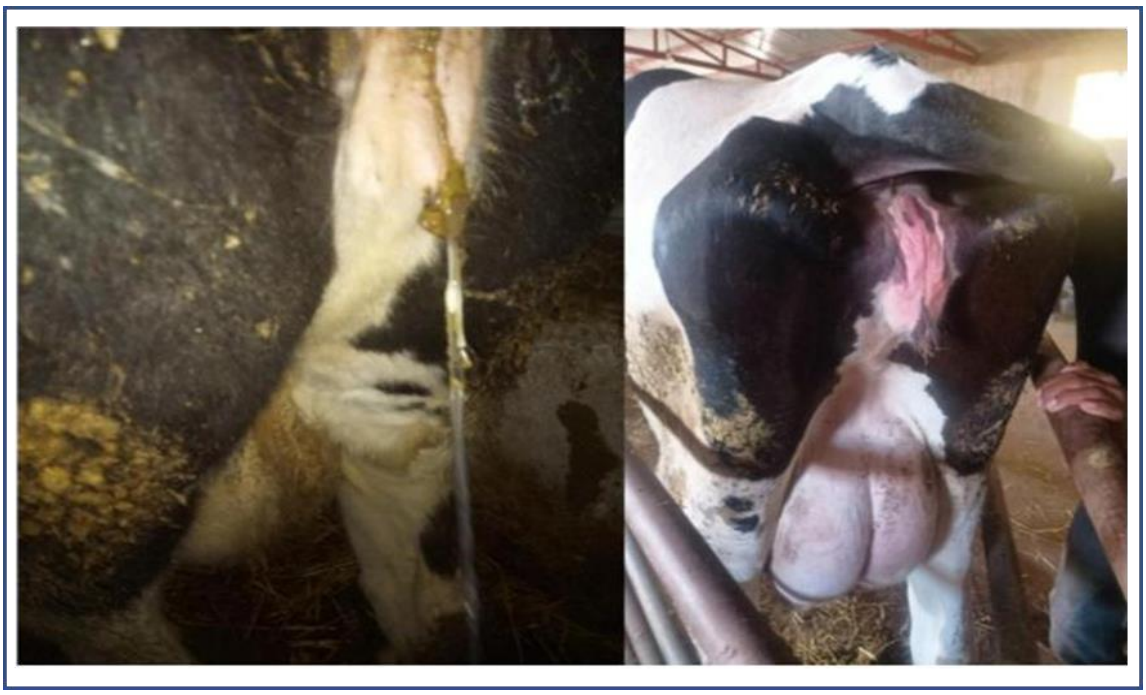


Figure 13 Signes de chaleurs (Glaires cervicales et rougeur).

1- 3- Modifications hormonales:

Au début de l'involution utérine post-partum, la capacité des tissus caronculaires à produire des composés biologiquement actifs augmente de manière significative. Ces tissus synthétisent une variété de prostanoïdes, métabolites de l'acide arachidonique, via la voie de la cyclo-oxygénase, notamment la prostaglandine F2α (PGF2α) et la prostaglandine E2 (PGE2). D'autres composés, tels que le leucotriène B4 (LTB4) et certains dérivés acides comme les HETE et HPETE, sont produits via la voie de la lipoxygénase.

Il a été démontré que les tissus caronculaires produisent des quantités plus importantes de prostaglandines que l'endomètre intercaronculaire ou que le myomètre **(GUILBAULT et *al*,1984 ; cité par DEGUILLAUME,. 2007)**.

Cependant, malgré cette activité métabolique accrue, il n'a pas été possible d'accélérer physiologiquement le processus normal d'Involution utérine. Néanmoins, l'utilisation exogène de PGF2α s'est révélée efficace pour stimuler la croissance folliculaire ovarienne, notamment dans la corne utérine précédemment gestante, et ce dès les premiers jours post-partum **(Deguillaume, 2007)**.

Par la suite, l'attention s'est portée sur d'autres prostaglandines, notamment la PGE2 et la PGI2 (prostacycline), dans le cadre de l'étude de l'endocrinologie du post-partum précoce chez la vache. Ces recherches reposent sur des données histologiques montrant que l'expulsion placentaire et l'involution utérine sont liées à une réponse inflammatoire de type subaigu **(Deguillaume, 2007)**.

Les études endocrinologiques récentes ont mis en évidence que, durant cette période, les prostaglandines PGF2α, PGE2 et PGI2 agissent souvent en synergie avec d'autres eicosanoïdes immunoactifs, tels que le LTB4 et le TXB2. Les rapports hormonaux PGF2α/PGE2, PGE2/LTB4 et PGI2/TXB2 jouent un rôle déterminant dans le déroulement des mécanismes de séparation placentaire et d'involution utérine chez la vache **(SLAMA ,2002)**.

1- 4- Modifications histologiques de tractus:

La réduction marquée du volume de tractus génital à l'échelle macroscopique s'accompagne de modifications fines au niveau microscopique, se traduisant par une dégénérescence tissulaire suivie d'un processus de régénération **(Mahmoudi & Otmane ,2016)**.

Cette dégénérescence se manifeste par une diminution du volume du myomètre ainsi que par l'élimination des tissus et des liquides résiduels. Ce processus repose sur trois mécanismes interdépendants : l'Infiltration des leucocytes, la vasoconstriction et les contractions utérines **(Deguillaume, 2007)**.

1- 5- la détection de chaleurs:

La détection des chaleurs (période de fertilité) constitue une étape essentielle dans les programmes de reproduction au sein des exploitations bovines utilisant l'insémination artificielle. Son efficacité repose sur deux facteurs principaux : le degré de manifestation des chaleurs par les vaches et les méthodes employées par l'éleveur pour les observer.

Avec l'agrandissement des troupeaux et la diminution de la clarté et de la durée des signes de chaleurs, cette détection devient de plus en plus complexe et difficile**(Chanvallon et *al.*,2012)**.

1- 5- 1- Méthodes de détection des chaleurs : (directes et indirectes)

Les résultats de l'enquête ont montré que tous les éleveurs se fient uniquement à l'observation visuelle directe pour détecter les signes de chaleurs chez les vaches, sans recourir à aucune méthode indirecte. Toutefois, cette méthode seule reste insuffisante, surtout que le troupeau nécessite une surveillance continue tout au long de la journée afin de repérer les femelles en œstrus **(Aoues & Mouhed Cherif ,2021)**.

Il est donc essentiel d'améliorer les méthodes de détection des chaleurs en introduisant des outils et des techniques modernes permettant une détection plus précise. Ces outils se distinguent par leur capacité à surveiller en permanence l'activité des vaches, ce qui augmente les chances d'identifier les femelles prêtes à être inséminées tout en allégeant la charge de surveillance des éleveurs **(CHANVALLON et *al*., 2012 ; KELLY et *al*., 2021)**.

L'enregistrement des données de reproduction, telles que les dates de vêlage, les dates d'insémination ou de saillie, ainsi que les dernières chaleurs, en plus de l'utilisation de calendrie rotatifs, peuvent également constituer des moyens complémentaires pour renforcer l'efficacité de la surveillance des chaleurs et cibler les femelles au moment opportun **(Aoues & Mouhed Cherif ,2021)**.

1- 5-2- Le planning d'élevage :

Le planning d'élevage est un outil utilisé pour organiser le processus de reproduction au sein du troupeau. Il permet de suivre visuellement l'état physiologique de chaque vache.Ce planning est souvent de forme circulaire et peut paraître quelque peu complexe à utiliser, mais son principe reste simple : chaque vache est représentée par une épingle portant son numéro (souvent le numéro du distributeur automatique de concentré – DAC), et cette épingle se déplace sur le planning en fonction de l'évolution de son état physiologique **(Razika & Dyhai ,2017)**.



Figure 14 Planning d'élevage rotatif

1- 5- 3- le système de marquage (détecteurs de monte):

Il existe plusieurs moyens pour détecter le chevauchement chez les vaches, allant des outils simples comme les marqueurs jusqu'aux dispositifs électroniques sophistiqués à distance **(Razika & Dyhai ,2017)**.

1- 5- 3- 1- les crayons marqueurs:

On utilise des marqueurs pour tracer une bande colorée (généralement de 20 cm de long et 5 cm de large) à la base de la queue. Cette bande est placée dans une zone susceptible d'être effacée par le chevauchement d'une autre vache. Une vache est considérée en chaleur lorsque la bande est largement effacée ou étalée. C'est une méthode peu coûteuse, mais sa durée de vie est courte, ce qui nécessite de renouveler régulièrement les bandes **(Razika & Dyhai ,2017)**.

1- 5- 3- 2- Les détecteurs mécaniques de chevauchement:

Ces dispositifs sont composés d'une poche transparente contenant un réservoir opaque rempli d'encre rouge. Lorsqu'un chevauchement se produit, la pression fait éclater le réservoir, libérant l'encre dans la poche, qui devient alors colorée, voire fluorescente **(Razika & Dyhai ,2017)**.



Figure 15 Capsule KAMAR



Figure 16 Capsule kamar fixée sur la croupe, avant et après chevauche.

1- 5-3-3- Les détecteurs électroniques de chevauchement:

Les détecteurs électroniques représentent une méthode moderne pour identifier le chevauchement **(Razika & Dyhai ,2017)**. Ils sont composés d'un capteur de pression placé dans un boîtier étanche, fixé sur une bande en tissu (généralement en nylon) collée sur la partie supérieure de la queue de l'animal **(Razika & Dyhai ,2017)**.

Lorsque le capteur détecte une pression d'une intensité et d'une durée spécifiques, une alerte est envoyée à l'éleveur, soit via un logiciel dédié fourni avec l'appareil, soit par un signal lumineux intégré directement au détecteur **(Razika & Dyhai ,2017)**.

1- 5- 3- 4- Systèmes d'enregistrement de l'activité:

Il s'agit d'un dispositif contenant un réservoir d'encre qui est collé sur la croupe de la femelle. Lorsqu'elle accepte le chevauchement, le réservoir éclate et l'encre se répand dans la capsule, la faisant changer de couleur. La coque du réservoir est relativement résistante, ce qui empêche les déclenchements accidentels. L'encre est fluorescente pendant 12 heures, ce qui permet de bien visualiser l'Oestruflash® dans l'obscurité. Après cette période, l'encre devient rougeâtre et terne, indiquant que la vache a été chevauchée depuis plus de 12 heures. Cette indication peut influencer la décision d'appel de l'inséminateur. L'activité d'une vache augmente durant les chaleurs et la quantification de ses déplacements est également un indicateur utilisé pour détecter le chaleur. L'augmentation de la marche et la diminution du repos peuvent être des signes d'une agitation liée au chaleur. Elle devient plus nerveuse et cherche davantage à interagir avec les autres. Elle peut marcher en cercle ou suivre une autre vache de près. Ce comportement peut être observé soit par l'évaluation générale de l'éleveur, soit par l'utilisation de podomètres **(Razika & Dyhai ,2017)**.

1- 5- 3- 5- Mesure de la résistance électrique vaginale:

Comme mentionné précédemment, un signe classique de l'œstrus est la vulve humide et gonflée (SENGER 1994). Cela est dû aux changements dans l'hydratation des sécrétions et des tissus vaginaux sous l'effet des œstrogènes (SAUMANDE 2000). Il y a des modifications de la résistance électrique des sécrétions et des tissus génitaux. La résistance électrique des sécrétions vaginales est très élevée pendant la phase lutéale, puis diminue pendant la phase folliculaire pour atteindre un minimum pendant l'œstrus (SENGER 1994), et plus précisément lors du pic pré-ovulatoire de LH **(Razika & Dyhai ,2017)**.

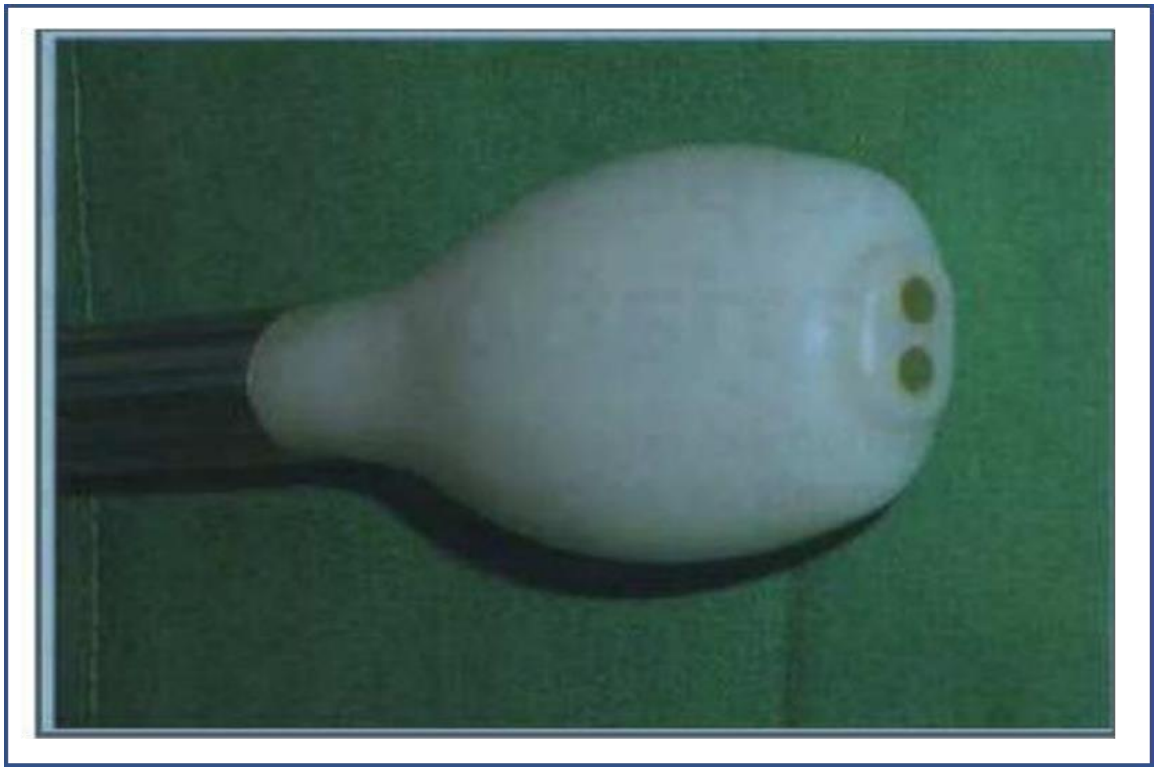


Figure 17 Sonde ovactee.

1- 5- 3- 6- Mesure des variations de température autour de l'oestrus (SAUMANDE,.2000):

Avant le début de l'oestrus, une baisse de la température corporelle est suivie d'une élévation (de 0,3 à 1°C), généralement concomitante au début de l'acceptation du chevauchement. Cette variation peut être brève, nécessitant un suivi régulier de la température corporelle, notamment par :

- Système vaginal implanté : détecte 17 oestrus sur 21, avec 3 faux positifs.
- Système auriculaire implanté : résultats non concluants.
- Dispositif CowTemp : enregistre la température toutes les 30 minutes, en cours d'évaluation **(Razika & Dyhai ,2017)**.

1- 5-3-7- Informations recueillies lors de la traite (SAUMANDE,. 2000) :

La production laitière diminue pendant l'oestrus, mais cette baisse n'est pas un indicateur fiable de l'oestrus, car des mammites subcliniques peuvent entraîner une diminution similaire. Toutefois, une variation de la quantité de lait produite peut servir d'indice et attirer l'attention de l'éleveur **(Razika & Dyhai ,2017)**.

• Augmentation de la température du lait : Pendant la période de l'œstrus, on observe une élévation de la température du lait (de 0,2 à 0,4 °C) dans 35 à 75 % des cas. Toutefois, avec un

taux de détection de 50 %, la précision n'est que de 55 %, ce qui montre les limites de cette méthode **(Razika & Dyhai ,2017)**.

• Modification de la conductivité du lait : Il n'existe pas de données chiffrées précises concernant cette méthode, bien qu'elle soit utilisée par les fournisseurs d'équipements de traite **(Razika & Dyhai ,2017)**.

1- 5- 3- 8- Dosage de la concentration en progestérone (dans le lait ou le sérum):

Il est possible de vérifier l'état de chaleur chez la vache avec une précision allant jusqu'à 95 %, en comparant le taux de progestérone le jour de l'insémination à celui mesuré entre le 22e et le 24e jour après l'insémination. Un taux bas indique que la vache était bien en chaleur.

Si la vache ne présente pas de signes évidents de chaleur, elle peut avoir traversé une chaleur silencieuse. Il faut être prudent lorsqu'un taux élevé de progestérone est observé, car cela ne signifie pas forcément que la vache est gestante, mais seulement qu'elle est présumée gestante **(Lacerte & Bryson , 2003)**.

Le test le plus rapide pour analyser la progestérone ne prend que 10 minutes **(Lacerte & Bryson ,2003)**.

1- 5- 3- 9- Dosage des œstrogènes:

Ces hormones sont utilisées en raison de leur capacité à agir sur le corps jaune. En phase de maturation, elles favorisent sa lyse (lutéolyse) (Grimard et *al*., 2003), et en phase de développement, elles empêchent la production de progestérone endogène. C'est pourquoi elles sont parfois intégrées dans des protocoles à base de progestagènes afin de renforcer les pulses de LH lors du retrait du progestagène, ce qui améliore la synchronisation entre les animaux, augmente la fertilité lors de l'œstrus induit, et permet de réduire la durée des traitements progestatifs **(Hanzen & Laurent, 1991)**.

Les œstrogènes influencent également la croissance folliculaire au niveau de l'ovaire, en inhibant la production de FSH. Cette diminution de FSH, et par conséquent aussi de LH, entraîne l'arrêt de la croissance des follicules actifs ainsi que l'atrésie du follicule dominant s'il est présent (Ennuyer ,2000). Une nouvelle vague folliculaire peut émerger une fois que la concentration en œstrogènes diminue **(Bo et *al*., 1995)**.

Malgré leur efficacité dans la synchronisation de la croissance folliculaire, l'utilisation des œstrogènes n'est plus autorisée au sein de l'Union européenne (**Diskin et *al*., 2002**). Cependant, dans les pays hors UE, ces protocoles sont encore autorisés, utilisant des molécules telles que :

le cypionate d'estradiol, le benzoate d'estradiol et le valérate d'estradiol **(Hamza & Mohammed ,2020)**.

1- 6- Animal détecteurs:

1-6-1- Premièrement : Le mâle comme détecteur

Pour qu'un mâle soit utilisé afin de détecter les femelles en chaleurs, il faut l'empêcher de s'accoupler avec elles, en utilisant des méthodes chirurgicales ou non chirurgicales **(Hanzen ,2008)**. Plusieurs techniques permettent d'atteindre cet objectif :

1-6-1-1- Suppression de la production de spermatozoïdes

- Castration chirurgicale : les testicules sont retirés de manière définitive.

- Castration immunologique : réalisée par vaccination, mais les effets ne sont pas irréversibles.

Après castration, une supplémentation en androgènes est nécessaire pour restaurer la libido de l'animal **(Hanzen, 2008)**.

1-6-1-2- Blocage du passage des spermatozoïdes

- Vasectomie : une partie des canaux déférents est sectionnée.
- Épididymectomie : ablation de l'extrémité de l'épididyme au niveau du scrotum.
- Après l'intervention, on attend entre un et deux mois pour vérifier l'absence de spermatozoïdes dans l'éjaculat **(Hanzen, 2008)**.

1-6-1-3- Empêchement de l'intromission pénienne

- Fixation du pénis : le pénis est attaché à l'abdomen, ce qui empêche son extériorisation.
- Amputation du pénis : peut être réalisée à différents niveaux selon les besoins.
- Déviation du pénis : le pénis est déplacé de manière à rendre l'accouplement impossible. Cette méthode n'est pas toujours efficace.
- Obstruction du prépuce : par suture de l'orifice ou insertion d'un dispositif obturateur (comme le Pen-O-Block), bien que son efficacité soit limitée et qu'elle puisse provoquer des inflammations **(Hanzen ,2008)**.
- Avantages de ces méthodes : elles préviennent la transmission des maladies vénériennes.
- Inconvénients : elles peuvent réduire la libido et entraîner des complications post-opératoires **(Hanzen ,2008)**.

1-6-2- Deuxièmement : Induction du comportement sexuel mâle par traitement hormonal

1-6-2-1-Chez le male

- La castration diminue le comportement sexuel, mais il peut être temporairement restauré par des injections de testostérone ou de ses dérivés **(Hanzen ,2008)**.

- Chez les bovins : des doses plus élevées sont nécessaires, mais les effets ne durent que quelques semaines.
- Les œstrogènes **(Hanzen ,2008)** .

peuvent aussi être utilisés, car ils sont transformés en testostérone par l'organisme.

1-6-2-2-Chez la femelle

- La plupart des femelles ont une capacité comportementale double, et peuvent présenter un comportement mâle sous stimulation hormonale.
- Les injections d'androgènes ou d'œstrogènes, notamment après ovariectomie, peuvent induire des comportements sexuels mâles **(Hanzen ,2008)**.

- Avantages des femelles androgénisées :

- Plus faciles à manipuler que les mâles.
- Ne transmettent pas de maladies sexuelles.
- Efficaces pour détecter les chaleurs.
- Ne génèrent pas de comportements agressifs supplémentaires dans le troupeau **(Hanzen ,2008)**.

Recommandations :

- Une femelle détectrice pour 30 vaches est un bon ratio.
- Une fois la femelle en chaleur détectée, il est préférable de la retirer du groupe pour en repérer d'autres.
- Cette méthode doit être utilisée en complément de l'observation visuelle **(Hanzen ,2008)**.

2- la synchronisation des chaleurs :

2- 1- Définition:

La synchronisation des chaleurs, technique qui permet de maîtriser et d'harmoniser le cycle sexuel des femelles, a l'avantage d'améliorer le taux de succès de l'IA par la levée des contraintes liées à la détection des chaleurs et aux moyens de déplacement. En effet, la détection des chaleurs ne s'impose plus chez la vache synchronisée où l'insémination se fait à une date prédéterminée. En plus, si la synchronisation porte sur un groupe de vaches, le temps de travail s'en trouve du même coup réduit parce que toutes seront inséminées le même jour et au même lieu **(Marichatou et *al*,.2004)**.

2- 2- Méthodes d'indication des chaleurs:

Les protocoles hormonaux utilisés pour induire les chaleurs reposent sur des mécanismes d'action variés et font appel à une diversité de substances actives. Ces substances, qu'il s'agisse d'hormones ou de facteurs humoraux, sont administrées soit individuellement, soit en combinaison, en fonction de la cible visée et du mode d'action souhaité. Cette section a pour objectif de présenter les principales molécules utilisées en médecine vétérinaire dans le domaine de la reproduction, en préparation à leur intégration dans les protocoles thérapeutiques (**Mokhtari & Adila ,2016**).

2- 3- Synchronisation à base de prostaglandine ou se analogues :

Parmi les prostaglandines F2α, on distingue la PGF2α naturelle (dinoprost trométhamine) et ses analogues synthétiques tels que l'alfaprostol, le cloprosténol, le luprostiol, et l'étiproston. Les PGF2α exercent principalement une action lutéolytique, avec un effet utérotonique plus faible. En effet, elles agissent in vitro sur les fibres musculaires lisses de l'utérus (Ennuyer, 2000). Les PGF2α provoquent la lyse du corps jaune et, par conséquent, suppriment le rétrocontrôle négatif exercé par la progestérone sur l'axe gonadotrope. Cela permet au follicule dominant de la vague en cours de se développer jusqu'à l'ovulation **(Mokhtari & Adila , 2016)** .

Le délai entre l'injection et l'ovulation varie en fonction du stade auquel se trouve le futur follicule dominant au moment de l'injection (Ennuyer,. 2000). Cependant, l'action lutéolytique n'est observée qu'à partir du cinquième jour après la formation du corps jaune, ce qui est nécessaire à l'établissement des récepteurs à la PGF2α sur le corps jaune formé .

L'utilisation de PGF2α en médecine vétérinaire est indiquée pour :

- Le traitement du subœstrus : Cette méthode est utilisée pour traiter les vaches avec des chaleurs faibles ou non détectées (**Mokhtari & Adila , 2016**). L'administration de PGF2α permet l'apparition de chaleurs en moyenne trois à sept jours plus tard, à condition qu'un corps jaune réceptif à la PGF2α soit présent au moment de l'injection **(Mokhtari & Adila , 2016)**.

- La synchronisation de l'œstrus : Des protocoles à deux injections permettent de synchroniser les chaleurs chez les animaux cyclés, comme les génisses et les vaches.
- Les PGF2α sont également utilisées à d'autres fins que la gestion de l'œstrus, telles que :
- Le traitement de la pyromètre et de l'endométrite purulente.
- Pour provoquer un avortement ou induire un accouchement.

- Ces molécules sont rapidement métabolisées dans les poumons, le foie et les reins, et sont excrétées par voie rénale. Leur demi-vie est de l'ordre de quelques minutes**(Mokhtari & Adila ,2016)**.

- On retrouve ces molécules dans les produits suivants en médecine vétérinaire :

DINOLYTIC®, ENZAPROST®, LUTALYSE® (Dinoprost), ALFABEDYL® (Alfaprostol), ESTRUMATE®, GENESTRAN®, REPROSTENOL®, UNIANDINE® (Cloprosténol), PROSOLVIN® (Luprostiol).

2- 3- 1- Protocole GPG (OVSYNCH) :

Ce protocole a été développé aux États-Unis par Pursley et al.en 1995 sous le nom OVSYNCH. Il vise à maîtriser l'œstrus (cycle reproductif chez la vache) en stimulant la croissance folliculaire et en provoquant la régression du corps jaune. Il repose sur trois injections hormonales programmées, suivies d'une insémination artificielle à un moment précis **(Mokhtari & Adila ,2016)**.

2-3-2-Étapes du protocole :

1. Jour 5 (J5) : Injection intramusculaire de 2,5 ml de GnRH (hormone stimulant la sécrétion de LH et FSH).
2. Jour 7 (J7) : Injection intramusculaire de 2 ml de prostaglandine F2α ou de son analogue, pour provoquer la lyse du corps jaune.
3. Jour 9 (J9) : Deuxième injection de 2,5 ml de GnRH.
4. Jour 10 (J10) : Première insémination artificielle (IA1), réalisée le matin, 12 à 18 heures après la deuxième injection de GnRH **(Mokhtari & Adila , 2016)**.
5. Du jour 10 au jour 17 (J10 à J17) : L'éleveur doit observer les signes de chaleur. Si ceux-ci apparaissent, une nouvelle insémination est faite environ 12 heures après l'observation **(Mokhtari & Adila , 2016)**.

2-3-3-Principe du protocole :

- Première injection de GnRH (J0) :

- Elle stimule la croissance folliculaire, ou déclenche l'ovulation ou la lutéinisation des follicules (selon le stade du cycle).
- Elle provoque l'apparition d'une nouvelle vague folliculaire après environ 48 heures, suivie de la formation d'un nouveau corps jaune après environ 2,1 jours **(Mokhtari & Adila , 2016)**.

- Injection de PGF2α (J7) :

- Elle entraîne la lutéolyse du corps jaune formé après la première injection (et de tout corps jaune présent auparavant).
- Cela lève l'inhibition de la progestérone sur la LH, permettant la maturation finale du follicule dominant en vue de l'ovulation.

- Deuxième injection de GnRH (J9) :

- Elle déclenche un pic de LH, provoquant l'ovulation dans les 24 à 32 heures suivante **(Mokhtari & Adila ,2016)**.

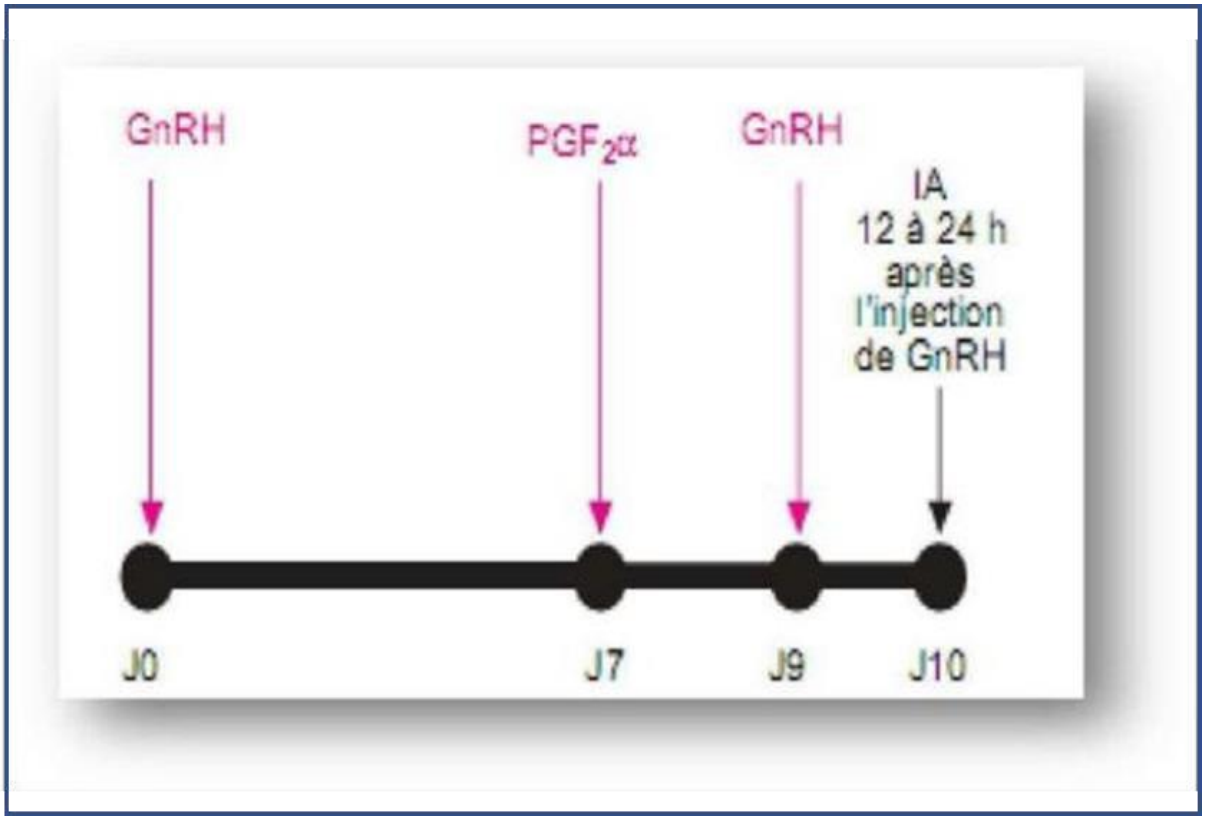


Figure 18 Description du protocole GPG (Grimard et al., 2003).

2- 3- 4- Synchronisation à base de progestérone ou progestagènes :

Les progestagènes sont des dispositifs contenant de la progestérone d'origine naturelle ou des analogues d'origine synthétique. Tous ces progestagènes ont des propriétés communes. Ils ont une activité lutéomimétique, autrement dit, ils reproduisent l'activité d'un corps jaune en exerçant un rétrocontrôle négatif sur la libération de la GnRH, inhibant ainsi la sécrétion hypophysaire de FSH et LH. La concentration en progestérone naturelle chute et reste à un niveau faible suite à l'administration de progestagènes. L'imprégnation en progestérone exogène bloque la manifestation des chaleurs et l'ovulation, empêchant le follicule dominant de la vague en cours

d'ovuler. La levée de l'imprégnation va entraîner une reprise d'activité du cycle suite à l'effondrement de la concentration plasmatique en progestérone (ou de l'un de ses analogues).

En effet, le rétrocontrôle négatif sur l'axe hypothalamo-hypophysaire est levé, et la fréquence des pulses de LH va augmenter jusqu'à l'obtention du pic de LH et de FSH pré-ovulatoire. Initialement, les progestagènes étaient utilisés sur de longues périodes (environ trois semaines). Le pourcentage de chaleurs induites était important et les chaleurs très bien synchronisées. Toutefois, la fertilité associée, était quant à elle faible. En effet, le follicule dominant ovulant à la fin du protocole de trois semaines était présent depuis longtemps et renfermait un ovocyte trop vieux et donc de mauvaise qualité **(Bo et *al*,. 1995)**. Les protocoles ont donc été revus et la durée de ces protocoles raccourcie (une à deux semaines) avec l'ajout d'œstrogènes. Cette diminution a permis une optimisation de la fertilité, mais au détriment du taux de synchronisation des chaleur **(Mokhtari & Adila, 2016)**.

3- Les spirales vaginaux (CIDR) :

- Il s'agit d'un dispositif composé d'une structure en silicone contenant 1,94 g de progestérone naturelle,
- Fixée sur un support en plastique en forme de "T". Lors de son insertion dans le vagin, les bras du dispositif s'ouvrent pour le maintenir en place.
- Une applicateur spécial est utilisé pour l'introduction : les bras sont repliés pendant l'insertion, puis libérés automatiquement par une pression sur la poignée **(Adamou & Maty ,2011)**.
- Le dispositif reste en place pendant 7 jours. 24 heures avant son retrait, deux injections sont administrées à la femelle :
- Une de prostaglandine et une autre de PMSG pour stimuler l'ovulation.
- Après le retrait du dispositif, deux inséminations artificielles sont effectuées : la première 48 heures après le retrait, la seconde 72 heures après.
- Ce dispositif est commercialisé sous le nom de CIDR **(Adamou & Maty ,2011)**.

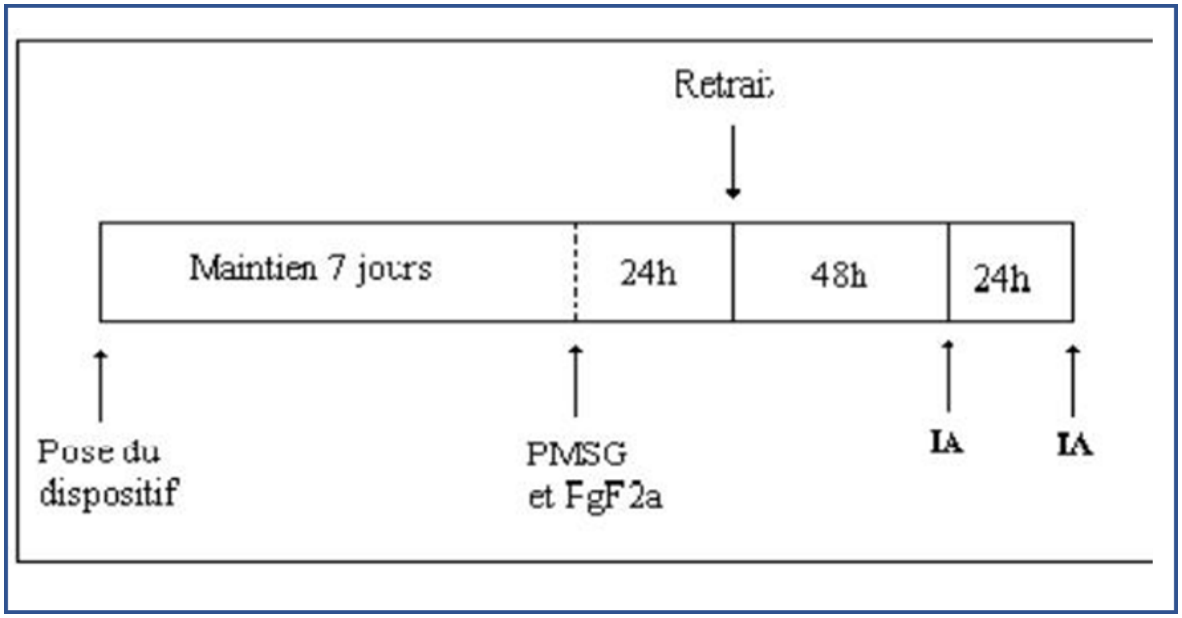


Figure 19 Description du protocole GPG (Grimard et al., 2003).

3- 1- L'implant sous cutané :

- Ce dispositif est constitué d'un petit cylindre en polyméthacrylate, d'une longueur de 18 mm et d'un diamètre de 2 mm, qui est implanté sous-cutané sur la face externe du pavillon de l'oreille. Il contient 3 mg de norgestomét, qui est libéré de manière progressive et régulière.

- Lors de l'implantation, 3 mg de norgestomét et 3,8 mg de valérate d'œstradiol sont injectés sous la peau **(Adamou & Maty ,2011)**.

- Les œstrogènes jouent un rôle clé en inhibant la formation et le maintien du corps jaune, ce qui empêche la formation d'un corps jaune susceptible de perturber le développement des follicules dominants et améliore la réponse hormonale. Ils permettent également d'obtenir rapidement des taux circulants élevés de progestatifs.

- L'Implant reste en place pendant 9 à 10 jours. Lors du retrait, en particulier chez les vaches à haut potentiel laitier en état corporel insuffisant après le vêlage, ou chez les vaches allaitantes ayant un mauvais état corporel ou ayant vêlé depuis moins de 50 jours, une injection de 400 à 600 UI de PMSG par voie intramusculaire est recommandée **(Adamou & Maty , 2011)**.

- Cependant, il faut veiller à ce que les doses élevées de PMSG ne provoquent pas de superovulation et de mortalité embryonnaire.

- En général, une seule insémination artificielle est pratiquée, à 48 heures après le retrait de l'implant pour les génisses et à 56 heures pour les vaches **(Adamo & Maty ,2011)**.

- Cependant, dans certaines conditions d'élevage, il peut être nécessaire de prévoir deux insé-minations artificielles :

- La première à 48 heures.

- La deuxième à 72 heures après le retrait de l'implant.

- De plus, lorsqu'on traite des femelles en chaleur, on peut associer l'injection de PMSG à une injection intramusculaire de prostaglandine F2α, réalisée 48 heures avant le retrait de l'implant, afin d'assurer une lutéolyse complète **(Adamou & Maty ,2011)**.



Figure 20 Implant sous-cutané et l'implanteur (trocart).

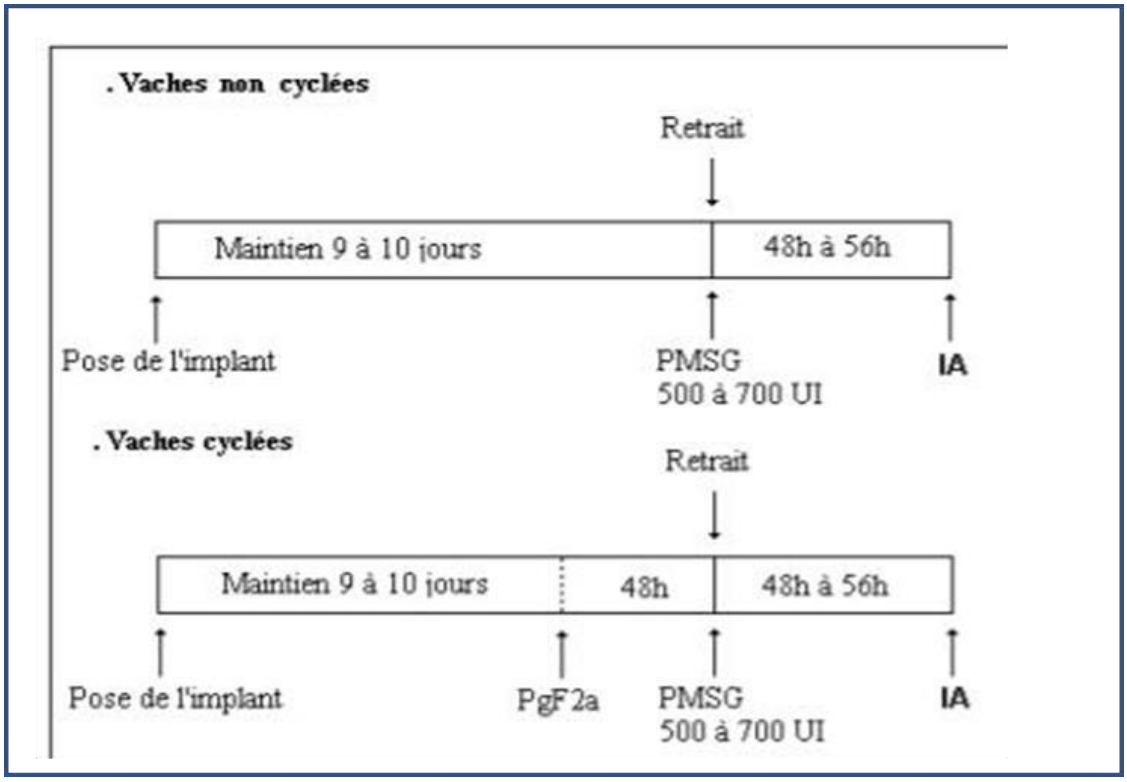


Figure 21 Traitement à base d'inglants sous-cstanés pour l'induction at la synchronisation de Testras (modifié d'apres Aguer ,. 1981).

Chapitre III
L'insémination artificielle

Chapitre III : L’insémination artificielle

1-1-Définition:

L'insémination artificielle bovine est l'une des technologies de reproduction les plus utilisées au monde. Cette méthode consiste à introduire le sperme d'un taureau sélectionné au préalable dans la zone la plus appropriée du tractus génital féminin, au moment opportun, sans qu'il y ait de reproduction naturelle **(Rebia & Labani , 2020)**.

Le processus de fécondation utilise le vsperme recueilli d'un mâle par des techniques para-cliniques, qui est ensuite utilisé soit immédiatement, soit après conservation, soit pur, soit dilué, et ce, sur place ou à distance pour fertiliser une ou plusieurs femelles. L'insémination artificielle est un outil efficace pour transférer le matériel génétique performant et est principalement utilisée pour assurer une amélioration génétique rapide et sûre des animaux domestiques. Cette technique a contribué à la création des races animales les plus célèbres au monde et a été l'une des grandes innovations du monde agricole au début du 20Siècle (**Pntta. 2000)**.



Figure 22 insémination artificielle chez les vaches

1-2- Historique:

Au niveau mondial, les premières tentatives d'insémination artificielle ont été réalisées par les Arabes, qui utilisaient des éponges de mer pour collecter le sperme des chevaux. Par la suite, Leopoldo Spallanzani en 1782 a réussi à appliquer l'Insémination artificielle sur des chiens. Entre 1899 et 1930, l'insémination artificielle a connu un véritable essor, notamment en Russie. Jusqu'en 1950, le sperme était utilisé frais ou réfrigéré, ce qui limitait parfois son utilisation.

C'est ainsi que Robert Cassou a inventé une méthode de conservation du sperme en paillettes de 0.5 et 0.25 ml, que Jondet a congelées dans de l'azote liquide en 1964. En 1966, aux États-Unis, 7 933 723 vaches ont été inséminées, soit 49.9% du troupeau de vaches laitières américain. (**Source : CNIAAG 1987**).

En Algérie, les premières tentatives d'insémination artificielle sur les bovins ont commencé en 1945 à l'Institut National Agronomique (INA-El Harrach). En 1946, le premier veau issu de l'insémination artificielle est né. Entre 1958 et 1967, l'insémination artificielle des bovins utilisant du sperme frais a été développée, notamment dans les régions concernées par les centres de reproduction de Blida, Constantine, Oran, Tiaret et Annaba, des régions qui correspondent au bassin laitier algérien.

À partir de 1967, l'Institut de Développement des Élevages Bovins (IDEB) a pris en charge l'insémination artificielle, en important du sperme de l'étranger. En 1988, l'insémination artificielle a repris de la vigueur après la création du CNIAAG. (Présentation non publiée de CNIAAG 1987) **(Rouzane & Ramdane , 2019)**.

2- Avantages et inconvénients:

2-1- Avantages

L'insémination artificielle offre de nombreux avantages, notamment :

• Avantages génétiques

Parmi les principaux avantages génétiques de l'Insémination artificielle :

Accélération du transfert des améliorations génétiques à travers le temps et l'espace.

Facilitation de la découverte de géniteurs ayant d'excellentes caractéristiques génétiques grâce à des tests sur la descendance réalisés avec l'Insémination artificielle **(Labani ,2019)**.

Elle offre une grande flexibilité aux éleveurs pour choisir les taureaux en fonction des besoins spécifiques de leur exploitation et des objectifs de production animale qu'ils souhaitent atteindre **(Labani ,2019).**

La possibilité d'obtenir une descendance nombreuse des meilleurs taureaux.

Elle permet également d'organiser les accouplements de manière rationnelle et planifiée.

• Avantages économiques

Sur le plan économique, l'Insémination artificielle présente plusieurs avantages, don't :

La possibilité de se passer de la présence de géniteurs dans l'exploitation, ce qui permet de réduire les coûts liés à leur alimentation et à leur entretien.

La réduction du nombre de mâles nécessaires à la reproduction, leur valorisation pour la production de viande, ce qui optimise la rentabilité économique.

• Avantages sanitaires

Outre les avantages génétiques et économiques, l'insémination artificielle offre aussi des avantages sanitaires, tels que :

Un moyen efficace de prévenir la propagation des maladies contagieuses et des maladies vénériennes, grâce à l'absence de contact physique direct entre le mâle et la femelle.

Un contrôle renforcé des maladies grâce aux normes sanitaires strictes appliquées dans les centres de collecte de semence, ce qui réduit le risque de transmission de maladies par voie mâle.

Elle permet aussi un suivi constant et individuel des vaches inséminées, facilitant ainsi un diagnostic précoce des problèmes d'infertilité grâce à desfiches d'insémination détaillées. **(Labani, 2019)**.

2-2- Les inconvénients

Malgré les nombreux avantages de l'insémination artificielle, il existe certains risques associés à cette technique, tels que le choix inapproprié des reproducteurs et la large diffusion de cette méthode. Cela peut également entraîner la disparition de nombreuses potentialités génétiques. En effet, l'amélioration génétique des bovins se concentre de plus en plus sur la produc-

tion d'animaux spécialisés (pour le lait ou la viande) ayant un fort potentiel de production, destinés à être exploités de manière intensive**(Labani , 2019)**. L'insémination artificielle peut aussi présenter un risque d'avortement en raison des traitements hormonaux administrés aux femelles gestantes non diagnostiquées. De plus, la pratique de l'insémination artificielle nécessite beaucoup de matériel et de main-d'œuvre**(Labani , 2019)**.

Aménager des espaces spécifiques pour isoler les animaux inséminés.

De la part de l'éleveur, cela nécessite une détection précise des chaleurs et une bonne contention de la femelle à inséminer **(Labani ,2019)**.

3- Préparation de la semence:

3-1- Récolte du sperme:

Le succès de la fécondation artificielle dépend fortement de la qualité du sperme collecté. Plusieurs méthodes ont été utilisées pour collecter le sperme, mais certaines d'entre elles sont désormais considérées comme historiques, telles que :

1- L'utilisation de matériaux plastiques dans le vagin ;
2- La compression des vésicules séminales ;
3- La collecte directe du sperme à partir du rectum du taureau ;
4- La compression de l'ampoule rectale du taureau.

Cependant, de nos jours, les méthodes les plus couramment utilisées pour collecter le sperme sont l'utilisation du vagin artificiel et l'électro-éjaculation (**Benaissa, 2016)**.

3-1-1- Collecte de sperme à l'aide du vagin artificiel:

Cette méthode est principalement utilisée pour la collecte du sperme, car le vagin artificiel est un moyen idéal pour simuler les conditions naturelles du vagin de la vache. Lors de la collecte du sperme, la température du vagin artificiel doit être comprise entre 40 et 42°C, tandis que les températures extrêmes varient entre 38 et 52°C. La pression est assurée par insufflation d'air à travers une buse spécifique. Le lubrifiant utilisé doit être une substance non soluble dans le plasma séminal et non toxique pour le sperme (**Benaissa ,2016)**.

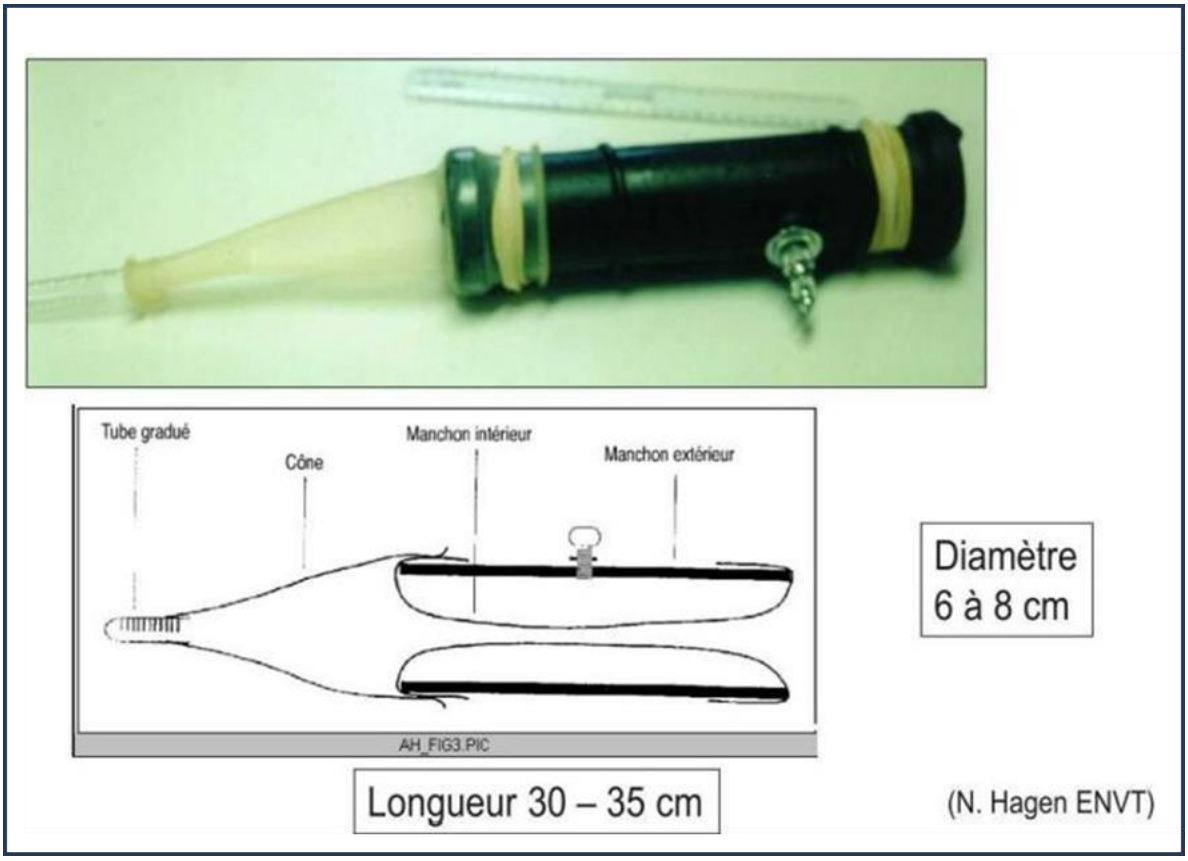


Figure 23 Vagin artificiel.

3-1-2- Electro-éjaculation:

Cette méthode permet de recueillir le sperme du taureau sans utiliser les mécanismes naturels de l'éjaculation. L'appareil utilisé se compose d'un transformateur électrique, d'un rhéostat, d'un voltmètre, et d'une électrode bipolaire adaptée à l'espèce. Après avoir calmé l'animal, l'électrode lubrifiée est insérée dans le rectum vide, puis une série de stimulations est envoyée progressivement jusqu'à obtenir une érection complète et une éjaculation, et le sperme est recueilli à l'aide d'un appareil spécifique.

Les échantillons collectés par électro-éjaculation sont généralement de plus grand volume, mais contiennent une concentration plus faible de spermatozoïdes comparativement à ceux collectés avec un vagin artificiel. Cependant, il ne semble pas que le nombre total de spermatozoïdes, leur pouvoir fécondant, ou leur aptitude Dà la congélation soient affectés par cette méthode. De plus, l'utilisation de l'électro-éjaculation, même sur une longue période (plus d'un an), n'a aucun effet négatif sur la santé ou la fertilité de l'animal **(Benaissa ,2016)**.

3-2- Examen du sperme:

Différents examens sont effectués sur le sperme immédiatement après sa collecte. Ils comprennent une évaluation macroscopique, microscopique et biochimique. L'objectif principal est de vérifier la qualité du sperme et sa capacité fécondante **(GERARD & KHIRREDIN ,2002)**.

3-2-1- Examen macroscopique:

Cet examen concerne l'observation du volume du sperme, sa couleur et son aspect général, comme la viscosité.

-le volume : Il est influencé par plusieurs facteurs, notamment l'espèce, la race, l'âge, l'état de santé, l'alimentation, ainsi que la méthode de collecte **(GERARD & KHIRREDIN ,2002)**.

Chez le taureau, le volume varie entre 0,5 et 14 ml, avec une moyenne d'environ 4 ml selon l'étude de PAREZ et DUPLAN (1987).

Tableau 1 l'effet de l'âge des taureaux sur le volume de l'éjaculation (ROSENBER , 1979).

Age en moins	Volume
5	8.7±0,30
6	6.08±0.18
7	6.58±0.18
8	7,40±0,10
9	5,84±0,20
10	5.17±0.20

- **La couleur :** Le liquide est généralement blanc translucide, avec des nuances allant du blanc au jaune. Toutefois, des couleurs inhabituelles peuvent indiquer un problème de santé. Par exemple, une teinte rosée ou jaunâtre peut révéler la présence de sang, une couleur brunâtre peut indiquer la dégradation des composants sanguins, tandis qu'une teinte bleuâtre peut être due à l'utilisation de bleu de méthylène à faible concentration **(GERARD & KHIRREDINE ,2002)**.

- **La viscosité :** Elle est influencée par la concentration des spermatozoïdes ainsi que par la conductivité électrique, comme l'ont indiqué ROTA et ses collègues en 1999 **(GERARD & KHIRREDINE ,2002)**.

3-2-2- Examen microscopique:

3-2-2-1- Mobilité:

3-2-2-1-1 Mobilité massale: Ce test est effectué à partir du sperme pur dans les 10 minutes suivant la collecte de l'échantillon. Il nécessite une lame préalablement chauffée à 37°C et un microscope avec platine chauffante. L'opérateur Dépose une goutte de sperme sur la lame, puis évalue la mobilité massale sur une échelle de 0 à 5. En général, les échantillons don't la mobilité massale est inférieure ou égale à 3 sont éliminés **(GERARD & KHIRREDINE ,2002)**.

3-2-2-2- Mobilité individuelle: Il s'agit de la proportion de spermatozoïdes qui se déplacent de manière rectiligne à travers le champ du microscope. Les spermatozoïdes qui bougent sur place ou qui effectuent de petits mouvements circulaires ne sont pas inclus dans cette catégorie **(GERARD & KHIRREDINE ,2002)**.

3-2-2-2-Concentration du sperme:

La concentration est déterminée par le nombre de spermatozoïdes par millilitre. Il existe plusieurs techniques pour mesurer la concentration **(voir tableau N°02)**, telles que l'utilisation de la cellule hématimétrique, le comptage électronique ou la néphélémétrie. Cependant, la cellule de Thomas est la plus efficace pour déterminer la concentration, tout en étant également la moins coûteuse **(Abdelhafid & Khoula ,2020).**

Tableau 2 composition chimique du sperme et PH (selon MANN ,1954).

	Taureau	Bélire	Verrat	Etalon
Poids sec (g/ml)	9.5	14.8	4.6	2.5
Fructose (mg/100 ml)	540	247	12	15
Azote total (mg/100ml)	756	875	613	167
Chlorure (mg/100ml)	371	87	328	264
Sodium (mg/100ml)	129	103	646	68
Potassium (mg/100ml)	325	71	243	62
Acide citrique (mg/100ml)	720	137	141	50
Acide lactique (mg/100ml)	29	36	27	15
PH	6.9-6.5	5.9-7.3	7.3-7.9	6.2-7.8

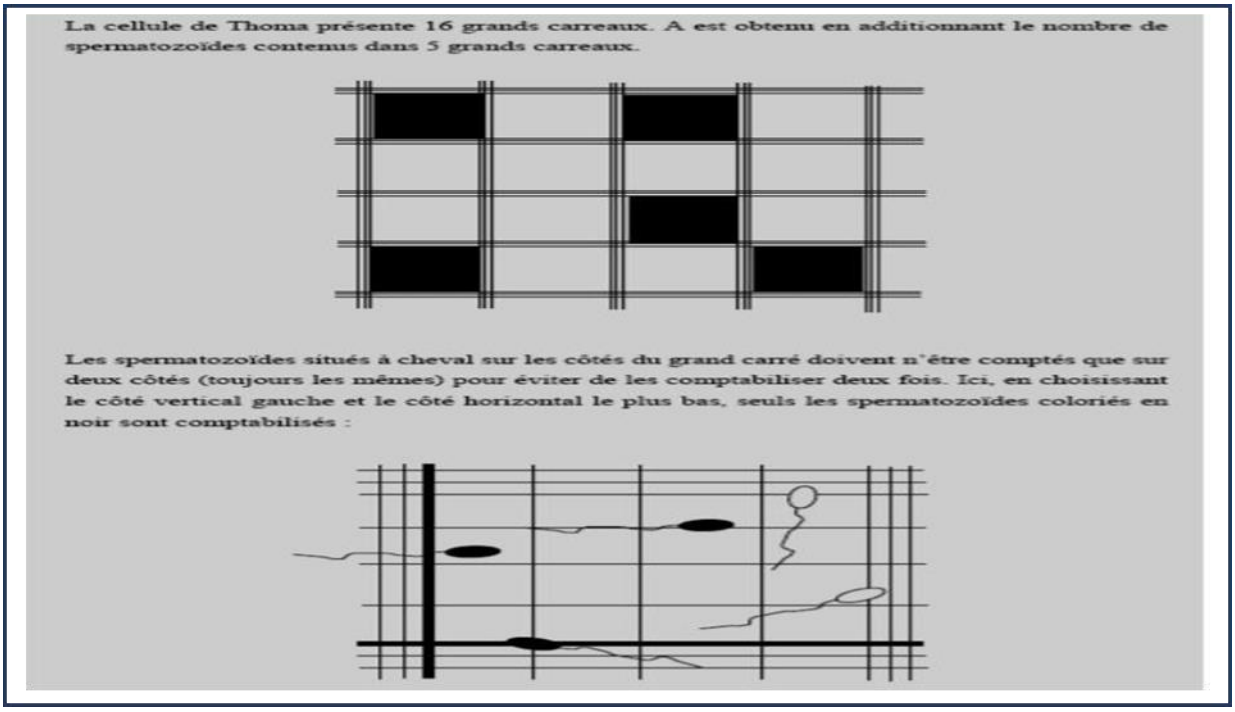


Figure 24 Description et utilisation d'une cellule de Thomas (POSIERE ,2002).

3-2-3- Examen biochimique: Cet examen consiste à mesurer le pH du sperme frais et à évaluer l'activité métabolique des spermatozoïdes. Un sperme normal est acide, avec un pH variant entre 6,5 et 6,8 **(voir tableau n° 02).** Le test de la réductase consiste à mesurer le temps qu'il faut à un échantillon de spermatozoïdes pour décolorer une quantité précise de bleu de méthylène. Plus ce temps est long, plus la quantité de sperme est faible **(Abdelhafid & Khoula ,2020)**.

3-3- Dilution du sperme:

Chez les ruminants (comme les bovins et les ovins), il n'est pas nécessaire de séparer les sécrétions des glandes annexes, car le sperme est principalement composé des sécrétions testiculaires **(Makrout & Senane ,2021)**.

3-3-1- Précautions importantes:

- Utilisation de matériel stérile et de produits purs.

- Éviter les chocs thermiques.

- Protéger le sperme de la lumière et de l'air**(Makrout & Senane ,2021)**.

3-3-2-Objectifs de la dilution:

- Augmenter le volume total du sperme.

- Fournir un environnement favorable à la survie des spermatozoïdes in vitro.

- Permettre l'insémination d'un grand nombre de femelles à partir d'une seule éjaculation.

- Caractéristiques d'un bon milieu de dilution :

- Pression osmotique isotonique avec le sperme.

- Contenir des substances protectrices (ex. : jaune d'œuf, lécithines).

- Maintenir un pH stable (entre 6,2 et 6,8).

_particulièrement pour le sperme de taureau et de bélier.

- Fournir des nutriments favorisant la vitalité et la longévité des spermatozoïdes.

- Être exempt de tout agent pathogène **(Makrout & Senane ,2021)**.

3-3-3- Types de milieux de dilution:

À base de jaune d'œuf, de sucres, de lait, de glycérol ou d'autres substances selon l'espèce animale et la méthode de conservation**(Makrout & Senane ,2021)**.

3-4- conditionnement et conservation:

3-4-1- Conservation à court terme:

Pour une utilisation directe, le sperme de taureau dilué doit être conservé à une température avoisinant les 5°C. Afin d'éviter les chocs thermiques, le refroidissement doit se faire de manière progressive : à un rythme de 0,5°C par minute entre 37°C et 22°C, puis à 1°C par minute entre 22°C et 5°C. Lorsque la dilution est bien faite et que la semence est correctement refroidie, elle peut maintenir son pouvoir fécondant pendant une période de deux à trois jours (**Makrout & Senane ,2021)**.

3- 4- 2- Conservation à long terme:

3-4-2-1- Congélation du sperme de taureau:

Pour congeler le sperme de taureau, on utilise le glycérol comme agent cryoprotecteur. Il est essentiel de bien ajuster sa concentration afin d'éviter ses effets nocifs sur les spermatozoïdes. À une concentration de 4 %, le glycérol préserve bien la mobilité des spermatozoïdes, tandis qu'une congélation à 1 % réduit les dommages aux acrosome.(**Makrout & Senane ,2021)**.

Le dilueur est préparé à partir de Laiciphos (10 %), de jaune d'œuf (10 %) et d'eau distillée. Il existe deux types de dilueurs :

- Dilueur A (sans glycérol, maintenu à 32°C).

- Dilueur B (contenant 14 % de glycérol, maintenu à 4°C).

a. Phase de refroidissement:

1. Le sperme est mélangé au dilueur A en deux temps.
2. Le mélange est refroidi progressivement jusqu'à 4°C.
3. Le dilueur B est ajouté en quatre étapes (toutes les 15 minutes) pour permettre au glycérol de pénétrer dans les spermatozoïdes.

Cette phase dure environ deux heures, pour atteindre une concentration finale de glycérol de 7% **(Makrout & Senane ,2021)**.

B. Conditionnement et congélation du sperme:

Après son refroidissement, le sperme est généralement conditionné dans des paillettes en plastique ou en verre de différentes tailles :

-Grande : 1,2 ml

- Moyenne : 0,5 ml

- Fine (la plus utilisée) : 0,25 ml

Les paillettes sont fabriquées en plastique,fermées à une extrémité avec une matière absorbante qui devient un gel, servant de piston lors de l'insémination. L'autre extrémité est utilisée pour le remplissage. Les paillettes sont de différentes couleurs et portent les informations du taureau, la date de collecte et le centre d'insémination **(Makrout & Senane ,2021)**.

Le remplissage se fait à l'aide d'un dispositif d'aspiration. Une bulle d'air est laissée pour faciliter la congélation. L'obturation est faite manuellement ou de façon automatisée avec de l'alcool polyvinylique. Ensuite, les paillettes sont plongées dans de l'eau à 4 °C pour activer la glycérisation et les agents conservateurs **(Makrout & Senane ,2021)**.

La congélation se fait progressivement :

-De 4 °C à -10 °C : à raison de 4 °C par minute

- De -10 °C à -130 °C : à raison de 40 °C par minute

La phase critique:est entre -10 °C et -50 °C, où se forment les cristaux intra- et extracellulaires. Après 7 à 9 minutes, les paillettes sont plongées dans de l'azote liquide à -196 °C.

Ce type de congélation ne neutralise pas certains agents pathogènes comme Brucella abortus, Listeria monocytogenes, etc. Les paillettes sont ensuite stockées dans des tubes hexagonaux (Viso tubes), placés dans des canisters, eux-mêmes conservés dans des cuves contenant plusieurs centaines de litres **(Makrout & Senane ,2021)**.

Le transport se fait dans des conteneurs cryogéniques ou des cuves d'azote liquide, qui doivent être régulièrement vérifiées. La température doit rester en dessous de -120 °C, avec un niveau d'azote liquide d'au moins 5 cm. Le taux d'évaporation dépend de la fréquence d'ouverture et du temps de manipulation **(Makrout & Senane ,2021)**.



Figure 25 Conditionnement du sperme

4- Technique de l'insémination artificielles:

1- S'approcher de la vache: Approchez-la doucement et calmement pour éviter de la stresser.

2- Soulever la queue: Utilisez la main qui ne servira pas à l'Insertion, lubrifiez-la légèrement avec de l'huile, puis soulevez délicatement la queue. Massez doucement la région de l'anus pour détendre la vache, ce qui facilitera l'Introduction de la main **(Refas & Bel Hachmy ,2010)**.

3- Insertion de la main: Regroupez les doigts en forme de cône et introduisez la main lentement mais fermement dans le rectum.

4- Examen des organes génitaux: Tout en maintenant la main dans le rectum, palpez l'appareil génital, en particulier le col de l'utérus et les cornes utérines. Recherchez

des signes anormaux, comme l'élargissement des cornes, ce qui peut indiquer une gestation ou une infection utérine **(Refas & Bel Hachmy,2010)**.

5- Nettoyage de la vulve: Ramenez la main vers la vulve et nettoyez-la avec un essuie-tout propre. Répétez l'opération plusieurs fois si nécessaire, en vous assurant d'enlever le maximum de matières fécales.
6- Gérer les contractions rectales: Insérez le bras jusqu'au coude environ, en essayant d'avancer avant que les premières contractions rectales ne repoussent le bras. Si les contractions apparaissent, faites de légers mouvements de va-et-vient pour détendre les muscles.
7- Maintenir le col de l'utérus: Poussez légèrement le col vers l'avant pour tendre la muqueuse vaginale et éliminer les plis. Tenez le col au milieu ou vers l'arrière, et soulevez-le légèrement en le maintenant fermement au niveau de l'anneau médian. Avec le bord de la main, formez un entonnoir autour de l'entrée du col pour faciliter le passage du pistolet. Le petit doigt peut guider l'embout du pistolet.
8- Introduction du pistolet d'insémination: Introduisez-le à un angle de 45° par rapport au plancher pelvien. Laissez-le glisser doucement le long du plafond vaginal en direction du col. Il est important de respecter l'angle d'entrée pour éviter de pénétrer par erreur dans l'urètre ou dans le petit cul-de-sac juste après celui-ci **(Refas & Bel Hachmy ,2010)**.

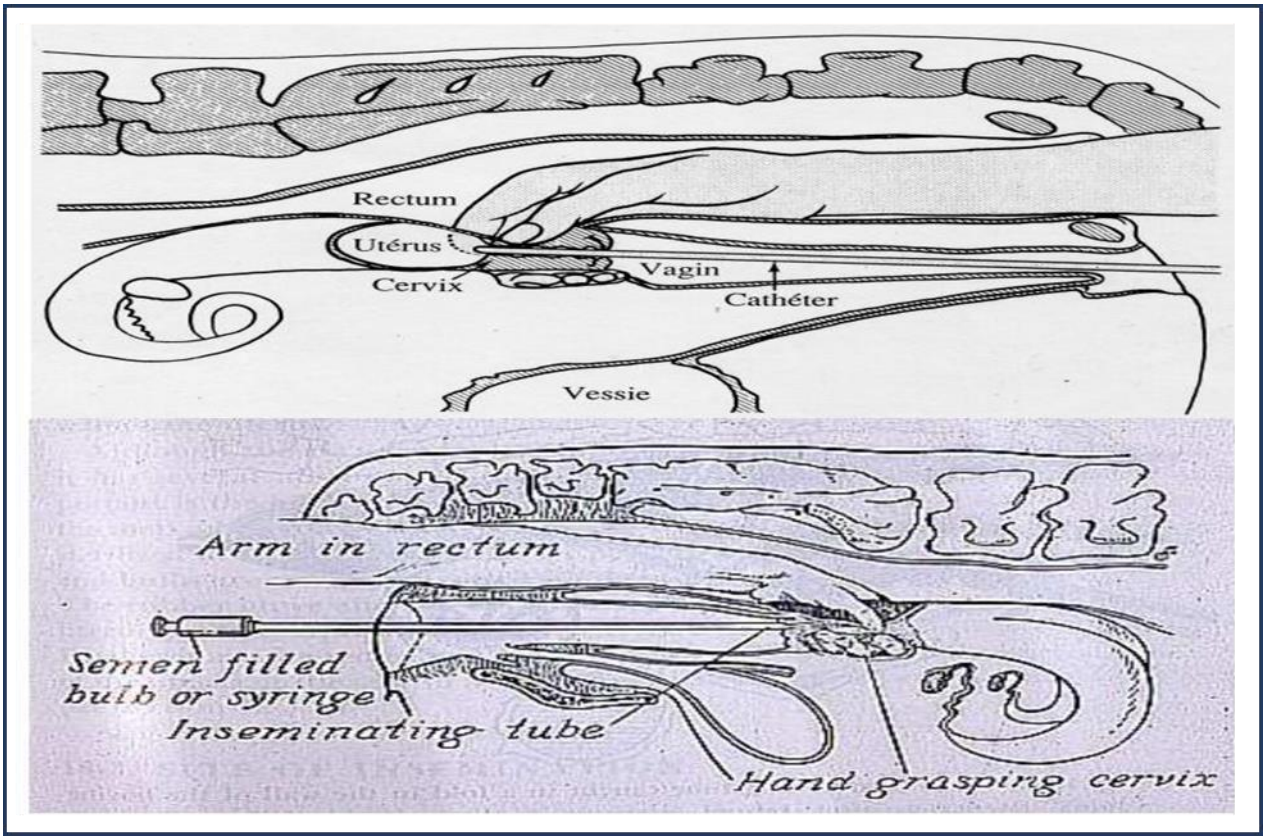


Figure 26 La mise en place de la semence (HANZEN,2010).

Le pistolet ne doit pas être inséré directement dans le col de l'utérus. C'est plutôt le col qu'il faut manipuler délicatement, de gauche à droite et de haut en bas, pour qu'il s'ajuste autour du pistolet **(Refas & Bel Hachmy ,2010)**. L'outil d'insémination doit être tenu doucement avec seulement deux doigts, afin d'éviter toute brutalité. Cette précaution est nécessaire, car si la vache résiste à l'insémination, le pistolet pourrait glisser hors de l'appareil génital, ce qui permettrait d'éviter toute blessure. Le passage à travers les derniers anneaux du col est souvent la partie la plus difficile… Et si l'on pousse brusquement après avoir franchi cette zone, cela pourrait entraîner une perforation de la paroi utérine.

1- Une fois que le pistolet est bien positionné à l'intérieur du col de l'utérus (l'endocol), il faut expulser la semence lentement, en comptant jusqu'à dix. Ensuite, il est essentiel de retirer le pistolet tout aussi lentement et délicatement, pour ne pas endommager les parois du vagin.
2- Une fois l'insémination terminée et le pistolet retiré, il est essentiel de vérifier que la paillette est complètement vide, ce qui confirme que la semence a bien été déposée.

3- Il est recommandé de masser doucement l'utérus après l'insémination pour stimuler ses contractions et favoriser la répartition de la semence.
4- Le bras doit être retiré du rectum avec précaution afin d'éviter tout inconfort ou blessure à l'animal.
5- Les gants et la gaine utilisés doivent être jetés dans la poubelle prévue à cet effet dans l'étable (**Refas & Bel Hachmy ,2010**).
6- Après l'intervention, il faut ranger et nettoyer le matériel dans le coffret, puis inscrire toutes les informations nécessaires sur le certificat d'insémination.
7- Ces informations doivent aussi être reportées dans les tableaux de suivi des saillies, placés dans un endroit approprié de l'étable pour assurer le suivi reproductif des animaux.
8- Une bonne pratique à adopter est de vider et nettoyer le coffret de matériel une fois par semaine afin de garantir l'hygiène et la disponibilité des outils **(Refas & Bel Hachmy,2010)**.

4- 1- Moment de l'insémination artificielle:

Dépend de plusieurs facteurs, à savoir :

- Le moment de l'ovulation de la femelle (environ 14 heures après la fin des chaleurs).

- La durée de fécondabilité de l'ovule (environ 5 heures).

- Le temps nécessaire aux spermatozoïdes pour atteindre l'appareil génital de la femelle (de 2 à 8 heures).

- La durée de fécondabilité des spermatozoïdes (environ 20 heures) **(Abdelhafid & khawla ,2020)**.

Il est donc crucial de détecter précisément le début des chaleurs pour déterminer le meilleur moment pour l'insémination artificielle. Selon l'étude de PAREZ et DUPLAN (1987), le moment optimal pour l'insémination artificielle est entre 12 et 18 heures après le début des chaleurs, tandis que WILLIAMS et *al*. (1988) recommandent une insémination entre 6 et 12 heures après le début des chaleurs. En pratique, les vaches détectées en chaleurs le matin sont inséminées le soir du même jour, tandis que celles détectées le soir sont inséminées le matin du jour suivant. Il est préférable de réaliser l'insémination pendant les périodes les plus fraîches de la journée **(Abdelhafid & khawla ,2020)**.

Ainsi, KAMGA (2002) a constaté que les meilleurs taux de gestation sont obtenus lorsque les vaches sont inséminées au coucher du soleil (86,4 %), contre 13,6 % au lever du soleil. Cependant, l'étude de OUEDRAOGO et *al*. (1996) a révélé qu'il est nécessaire de prendre en compte le génotype de la vache pour déterminer le moment optimal de l'insémination artificielle**(Abdelhafid & khawla ,2020)**.

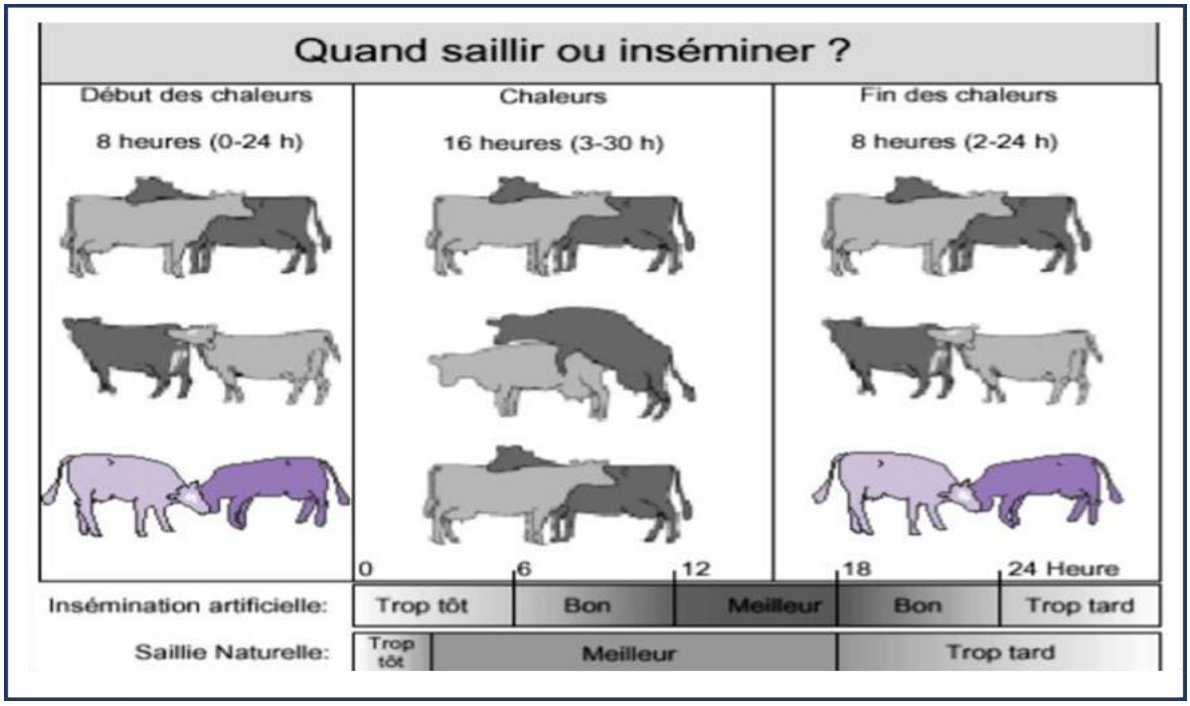


Figure 27 Moment idéal d'insémination par rapport aux phases des chaleurs de la vache (Source : WATTIAUX, 2006).

4- 2- lieu de dépôt de la semence:

La méthode la plus courante est l'insémination intra-utérine, où le sperme est déposé dans l'utérus ou au niveau de la jonction entre l'utérus et le col de l'utérus. Selon HAWK (1987), peu de temps après l'insémination intra-utérine, une partie du sperme est drainée vers le vagin par le mucus cervical. Dans une étude menée par KENNA et al. (1990), ils ont trouvé un taux de non-retour en chaleur de 70,8 % pour l'insémination dans les cornes utérines, contre 69,5 % pour l'insémination intra-utérine. Cependant, le dépôt de sperme dans les cornes utérines présente davantage de risques de blessures et d'Infections utérines**. (Abdelhafid & khawla , 2020)**.

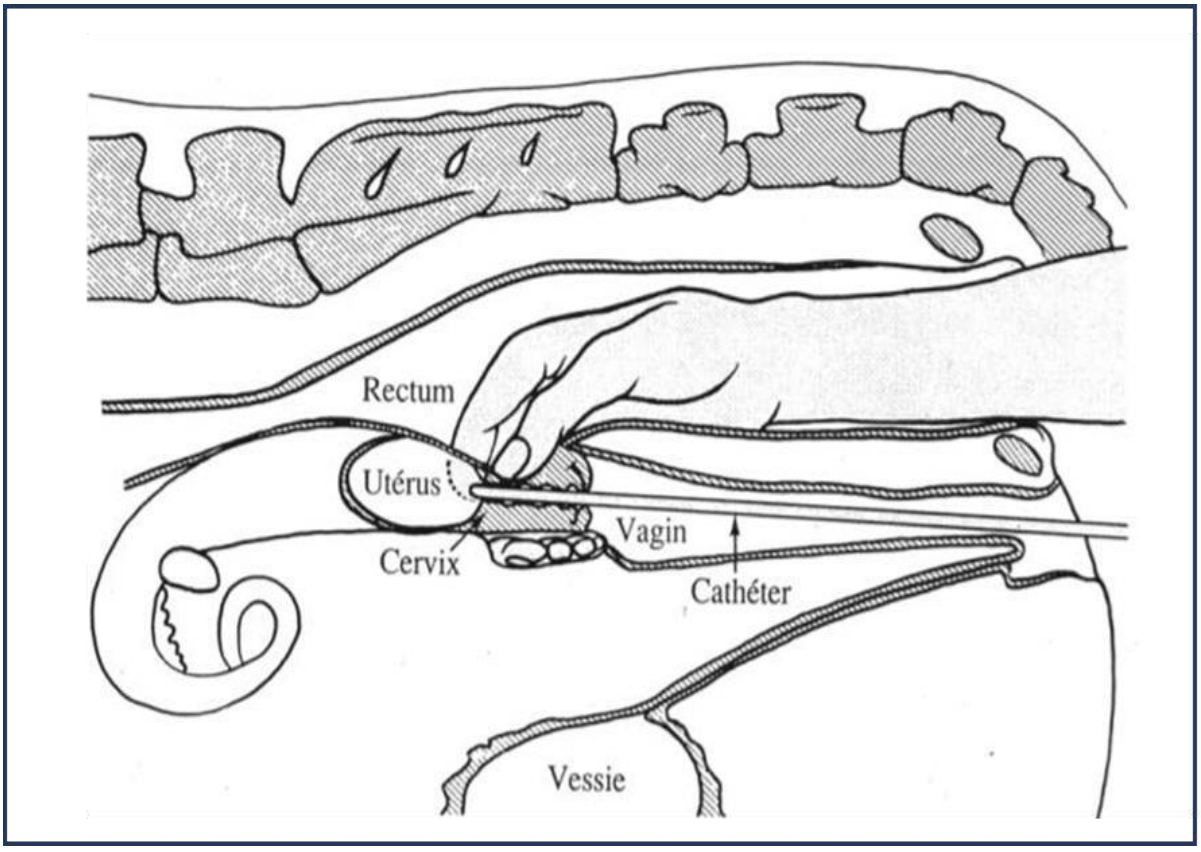


Figure 28 La mise en place de la semence (HANZEN, 2010).

4- 3- procédé de l'insémination artificielle:

Lors de l'insémination artificielle, il est essentiel d'utiliser un matériel propre, stérile et en bon état, et de procéder avec douceur car l'utérus est fragile.

La paillette de semence congelée est décongelée dans de l'eau tiède (35–37°C) pendant 15 à 30 secondes, puis introduite dans le pistolet de Cassou, recouvert d'une gaine plastique et d'une chemise sanitaire **(Labani ,2019)**.

Le col de l'utérus est saisi par voie rectale avec une main, tandis que l'autre main insère le pistolet à travers la vulve pour déposer la semence directement dans l'utérus. Les plis vaginaux sont évités par de légers mouvements du col vers l'avant, de haut en bas et sur les côtés (**fig n°28**).

Parfois, la semence est décongelée dans une solution saline et injectée à l'aide d'un cathéter relié à une seringue **(Labani ,2019)**.

Chapitre IV

Partie pratique

Partie pratique

1- Objectifs de l'étude

Dans le cadre de notre enquête, nous avons défini plusieurs objectifs. Le questionnaire destiné aux vétérinaires visait à évaluer la pratique de l'insémination artificielle (IA) en collectant des informations sur les conditions d'élevage dans les exploitations, l'état des vaches inséminées (âge, score d'état corporel - BSC), les techniques de synchronisation et d'induction des chaleurs utilisées, le taux de réussite de l'IA, les méthodes de diagnostic de la gestation ainsi que les principales pathologies rencontréeset les mesures adoptées pour y remédier. Par ailleurs, une enquête a été menée auprès de 55 éleveurs bovins de Tébessa afin d'évaluer l'usage et les perceptions de l'IA. Le questionnaire avait pour objectif d'analyser son adoption au sein des exploitations, d'identifier ses limites en mettant en évidence les contraintes et les inconvénients rencontrés lors de son application, ainsi que de comparer son efficacité à celle de la saillie naturelle (SN).

2- Matériels et méthodes

Le matériel employé pour notre étude consiste en un questionnaire prototype que nous avons conçu dans le but de recueillir un maximum d'informations sur l'utilisation de l'I.A. dans la wilaya de «Tébessa», sa distribution dans cette région, ainsi que le niveau de connaissance des éleveurs vis-à-vis de cette nouvelle biotechnologie.

Notre étude expérimentale repose sur une enquête de terrain visant à analyser l'utilisation et la mise en pratique de l'insémination artificielle (IA) dans la wilaya de tébessa situé à l'Est de l'Algérie. Pour cela, deux questionnaires distincts ont été élaborés : l'un destiné aux vétérinaires, et l'autre aux éleveurs.

L'étude est structurée en deux parties :

2-1♦ Questionnaire I (Partie I) :

Un premier questionnaire, nommé « **V** », a été conçu à l'intention des vétérinaires praticiens exerçant dans différentes communes de la Wilaya de Tébessa. Sa distribution s'est faite selon plusieurs modalités :

Lors de nos déplacements dans les différentes régions concernées.

Par l'intermédiaire des vétérinaires praticiens locaux.

Initialement, ce questionnaire comprenait 12 questions (Cf. Annexe A).L'objectif de ce questionnaire était d'obtenir une vision globale de la mise en pratique de l'insémination artificielle dans différentes régions du pays.

Les questions posées visaient à recueillir des données spécifiques sur le terrain, notamment :

- Les conditions d'élevage au sein des exploitations : type de stabulation, hygiène, aération et alimentation.
- Les informations relatives aux vaches inséminées, telles que leur score corporel, leur âge et leur état physiologique.
- Les méthodes utilisées pour détecter les chaleurs et synchroniser les cycles.
- Les pratiques vétérinaires en matière de gestion des pathologies observées autour et après l'insémination artificielle.
- Le nombre d'inséminations artificielles réalisées par vache.

2-2♦ Questionnaire II (Partie II) :

Un second questionnaire a ensuite été élaboré spécifiquement pour les éleveurs bovins des zones étudiées, Pour sa distribution, ce questionnaire a été remis aux éleveurs des régions de l'Est et de l'Algérie centrale sous forme de 16 questions. Sa diffusion s'est faite selon trois modalités :

- Lors de rencontres directes avec les éleveurs, à l'occasion de visites de fermes.
- Par l'intermédiaire de vétérinaires privés en contact régulier avec les exploitations.

L'objectif principal de ce questionnaire était d'évaluer la perception et l'application de l'insémination artificielle sur le terrain. Les questions posées portaient sur plusieurs aspects :

- La fréquence et les critères d'utilisation de la saillie naturelle et de l'insémination artificielle.
- Les critères de sélection des vaches destinées à l'insémination.
- Les difficultés rencontrées par les éleveurs dans l'application de l'insémination artificielle.

3- Zone d'étude :

La wilaya de Tébessa est située à l'extrême est de l'Algérie, à la frontière avec la Tunisie. Elle s'étend sur une superficie estimée à 13 878 km² et compte environ 289 694 habitants, répartis sur 38 communes relevant de 12 daïras administratives.

- Les conditions climatiques de la wilaya varient selon deux zones : au nord, le climat est chaud en été et froid en hiver, tandis qu'au sud, il se caractérise par une forte chaleur estivale et une douceur hivernale.

- La wilaya présente deux vocations économiques principales : une vocation minière, axée sur l'exploitation du fer et du phosphate, et une vocation agro-pastorale.

- Sur le plan commercial, la wilaya enregistre un total de 24 480 commerçants inscrits au registre du commerce.

- Tébessa constitue un point de liaison stratégique grâce à son réseau ferroviaire reliant les zones de production minière aux ports d'Annaba et de Jijel, en plus d'un réseau routier s'étendant sur 1 785 km.

- Dans le secteur agricole, la superficie des terres agricoles est estimée à environ 312 047 hectares, dont 12 000 hectares irrigués, exploités pour la culture des céréales, des arbres fruitiers, entre autres. La région dispose également d'un cheptel important.

- Sur le plan touristique, Tébessa se distingue par la richesse de son patrimoine historique, notamment de l'époque romaine, avec des sites archéologiques remarquables tels que le « Temple de Minerve », la « Basilique » et la « Porte de Caracalla » **(Direction régionale du commerce- Batna ,2013)**.

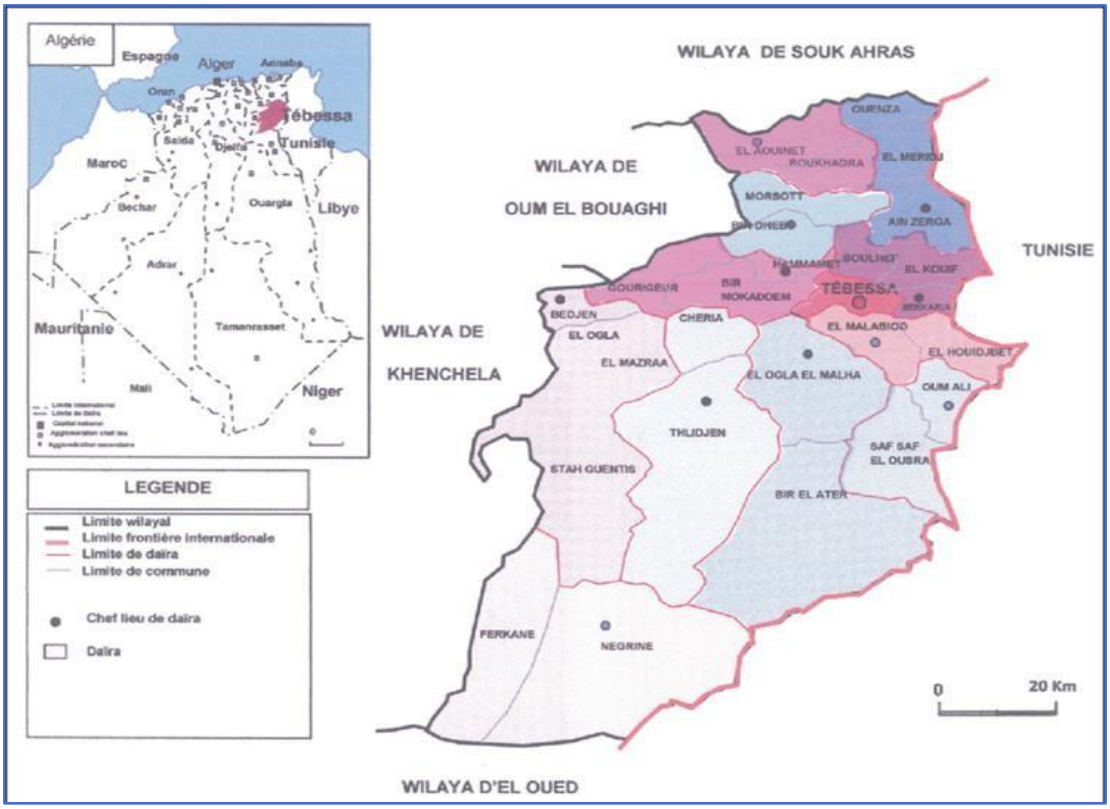


Figure 29 Localisation géographique de la wilaya de Tébessa.

4- Période de l'étude :

L'étude a débuté en décembre 2024 et s'est terminée en Mars 2025. Durant cette période, plusieurs exemplaires des questionnaires ont été reproduits, distribués, complétés et collectés.

Résutats

Résultats :

Partie 1 : Questionnaires destinés aux vétérinaires (V)

Le premier questionnaire a été imprimé en 50 exemplaires. Sur ce total, 45 ont été récupérés, soit un taux de retour de 90 %. Les 10 % restants n'ont pas pu être collectés en raison de divers facteurs indépendants de notre volonté.

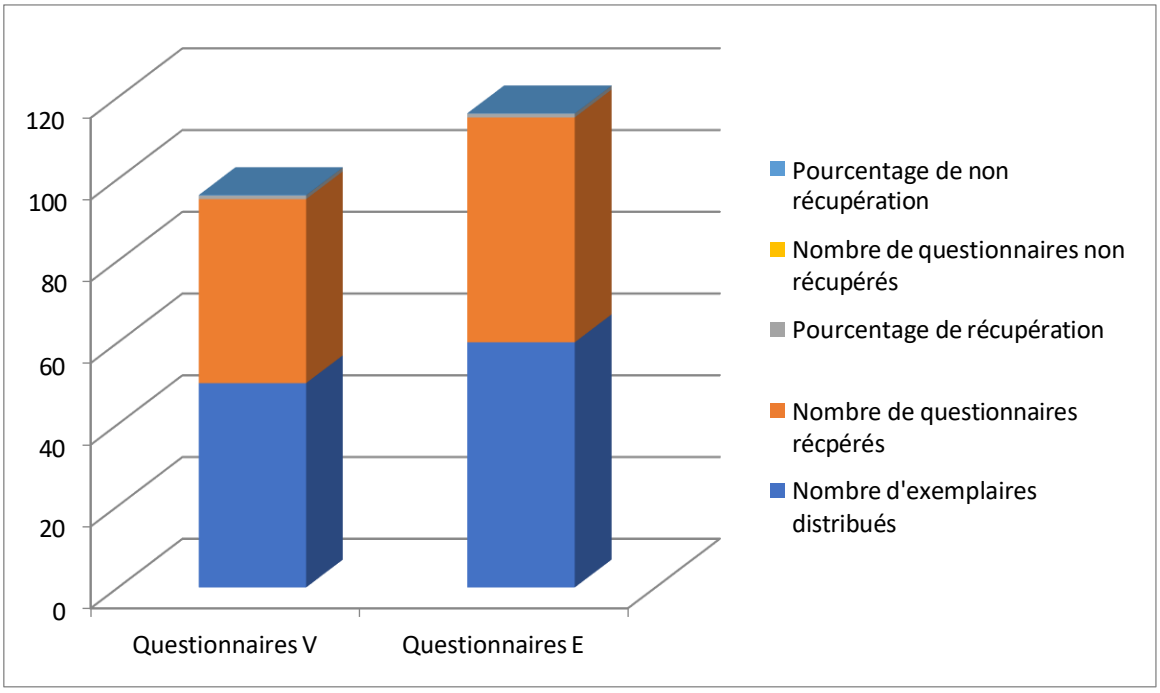


Figure n°30: Taux de distribution, de récupération et de non-récupération des questionnaires destinés aux vétérinaires (**V**) et aux éleveurs (**E**).

1. Question N°1 : Vous exercez depuis :

Nombre des réponses données à la question N°2

Les vétérinaires interrogés exercent depuis une période variant entre 1 et 24 ans. La majorité (42 répondants) a commencé entre 2001 et 2010, tandis que 15 ont débuté entre 2011 et 2020, et seulement 3 depuis 2021. Aucun vétérinaire n'a déclaré exercer depuis 1990 à 2000 (fig 31-36) .

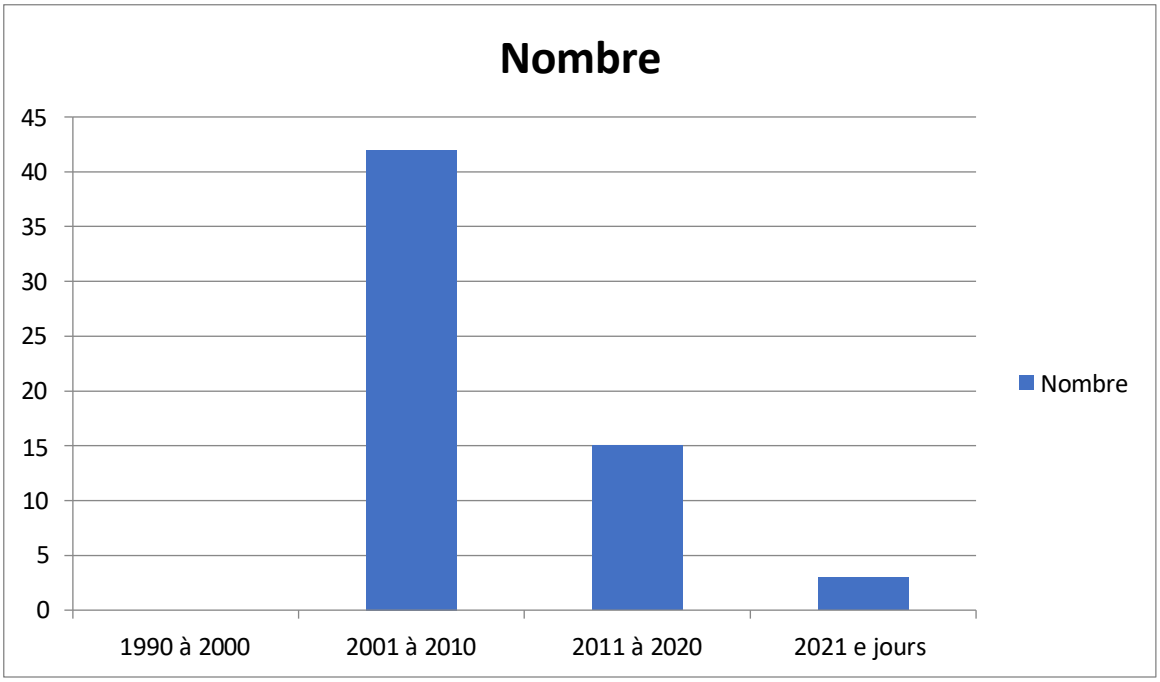


Figure n°31: Nombre des réponses.

2. Question N°2 : Type de clientèle majoritaire.

Type de clientèle majoritaire

65 % des vétérinaires suivent principalement des élevages mixtes (laitier et viande), tandis que 35 % se concentrent sur les élevages bovins laitiers. Aucun ne mentionne une clientèle orientée exclusivement vers l'élevage bovin viande.

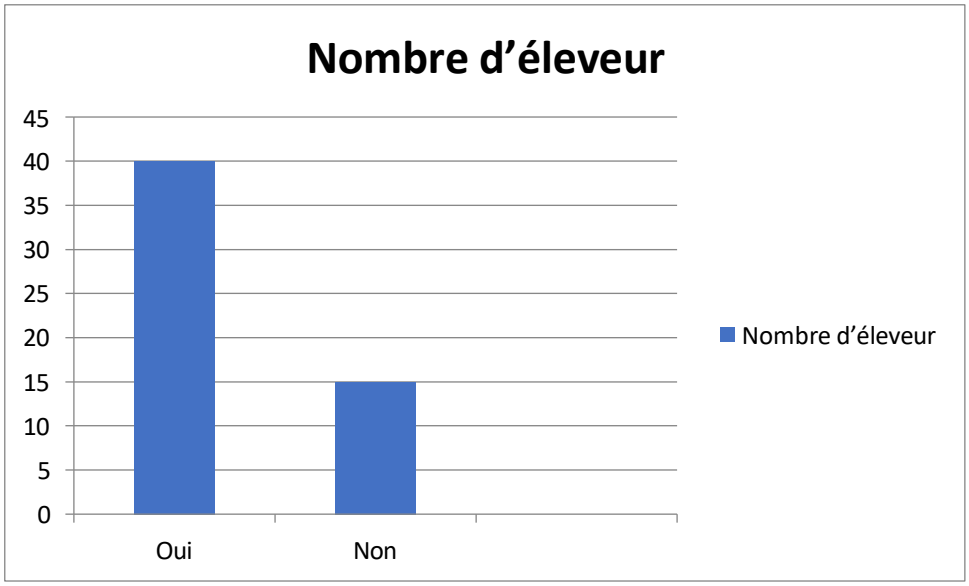


Figure n°32: Type de clientèle majoritaire.

3. Question N°3 : Quel est le type de stabulation pratiqué au niveau de l'élevage bovin ?

Type de stabulation pratiquée

La stabulation libre est la plus répandue (35 réponses), suivie de la semi-entravée (19 réponses). La stabulation entravée est rarement utilisée (1 réponse). Ces résultats confirment la préférence pour des systèmes offrant plus de liberté aux animaux **(Fig. 35.32)**.

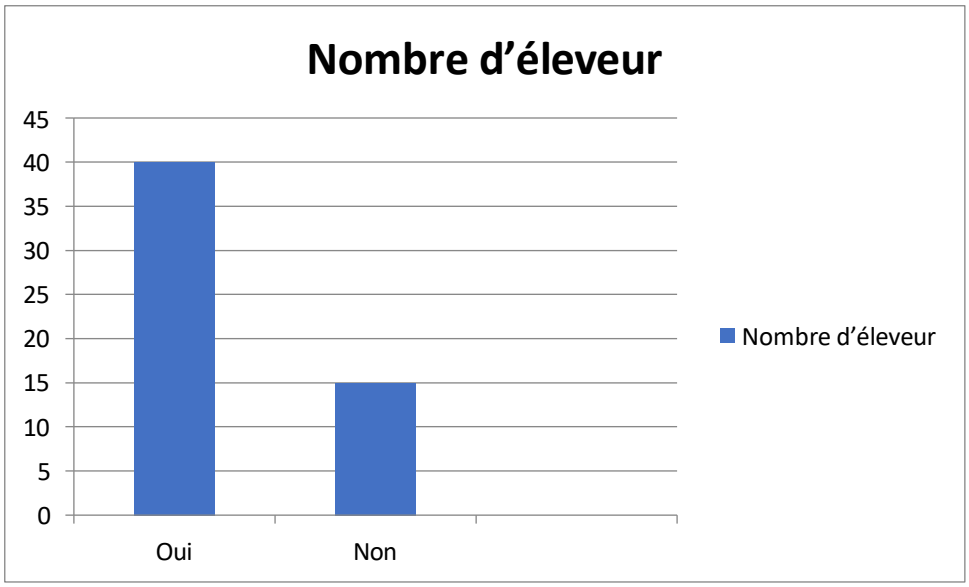


Figure n°33: Le type de stabulation pratiqué.

4. Question N°4 : Quel est le taux moyen de réussite des inséminations artificielles dans les élevages que vous suivez ?

Taux de réussite des inséminations artificielles (IA)

55 % des vétérinaires estiment un taux de réussite entre 40 % et 60 %, 35 % rapportent un taux supérieur à 60 %, et 10 % évoquent un taux inférieur à 40 %.

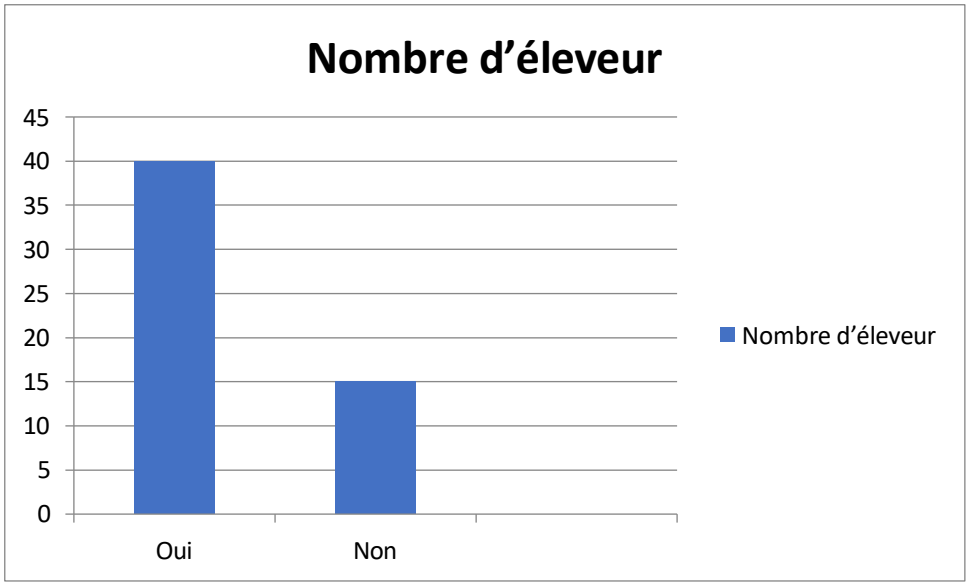


Figure n°34: Taux de réussite des inséminations artificielles.

5. Question N°5 : Les inséminations sont-elles généralement réalisées sur des vaches :

Santé des vaches inséminées

Tous les vétérinaires (100 %) déclarent que les inséminations sont réalisées sur des vaches en bonne santé, sans troubles métaboliques ou reproductifs.

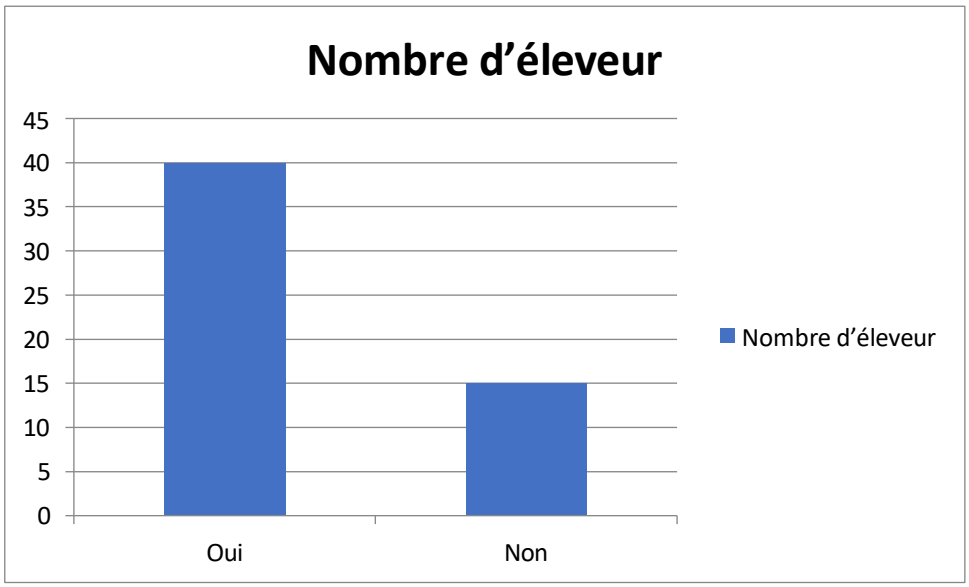


Figure n°35: Santé des vaches inséminées.

6. Question N°6 : Comment évaluez-vous en général l'état corporel des vaches inséminées ?

État corporel des vaches inséminées

55 % jugent l'état corporel des vaches comme « bon », 40 % comme « moyen », et 5 % comme « mauvais ».

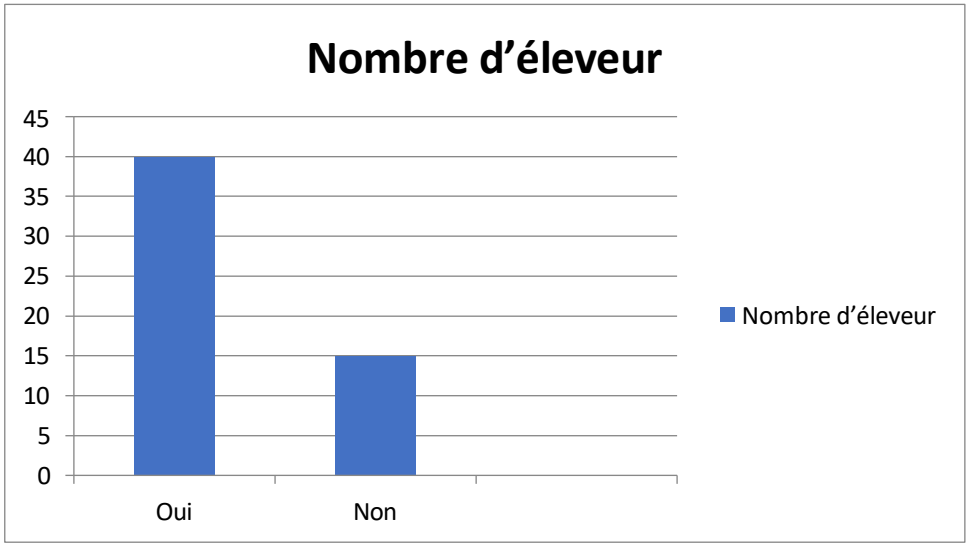


Figure n°36:État corporel des vaches inséminées.

7. Question N°7 : Quel est la NOTE DU BODY SCORE pour les vache a inséminer?

Note du Body Score

Les scores corporels rapportés sont principalement 2,5 (100 %) et 3 (35 %). Aucun score de 1, 4 ou réponse absente n'a été enregistré.

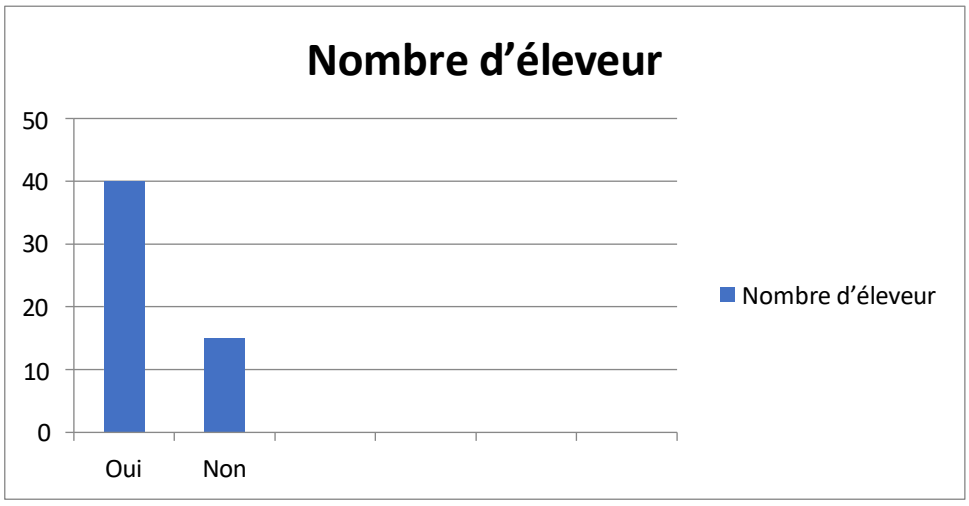


Figure n°37: Note du Body Score.

8. Question N°8 : Les inséminations sont-elles généralement réalisées sur des vaches :

Santé des vaches inséminées (redondante)

Tous les répondants (100 %) confirment à nouveau que les inséminations concernent des vaches en bonne santé.

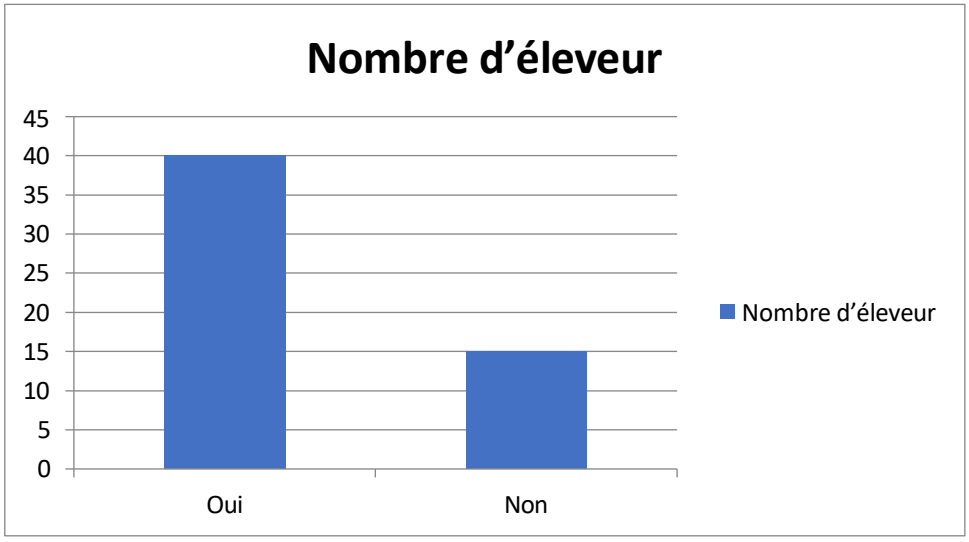


Figure n°38: Santé des vaches inséminées (redondante).

9. Question N°9 : Les éleveurs pratiquent-ils la synchronisation des chaleurs ?

Synchronisation des chaleurs

Seuls 15 % des éleveurs pratiquent la synchronisation des chaleurs, selon les vétérinaires, contre 85 % qui ne l'utilisent pas.

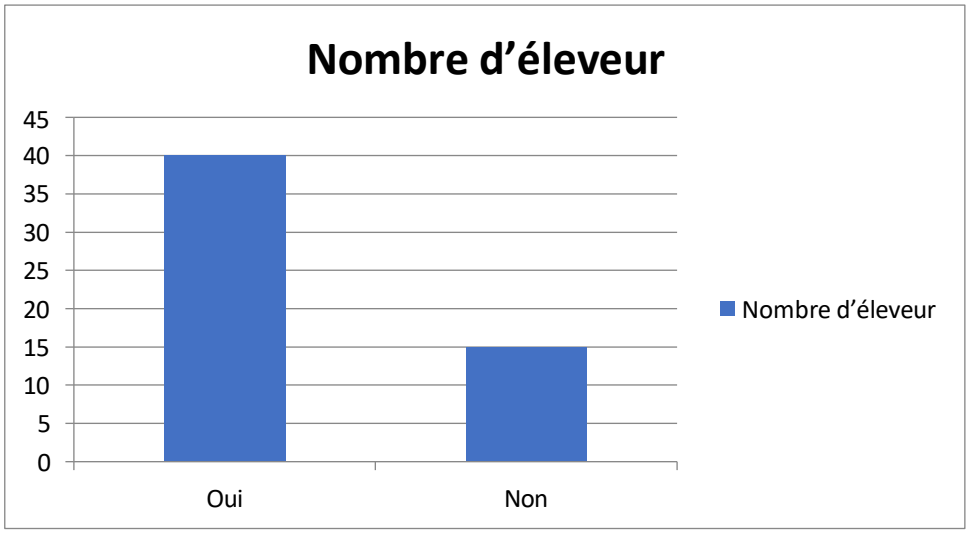


Figure n°39: Synchronisation des chaleurs.

10. Question N°10 : En cas de synchronisation des chaleurs, quelle méthode est principalement utilisée ?

Méthode de synchronisation

Lorsqu'elle est pratiquée, la méthode des progestagènes est exclusivement utilisée (100 %), contre 0 % pour les prostaglandines ou les gonadotrophines.

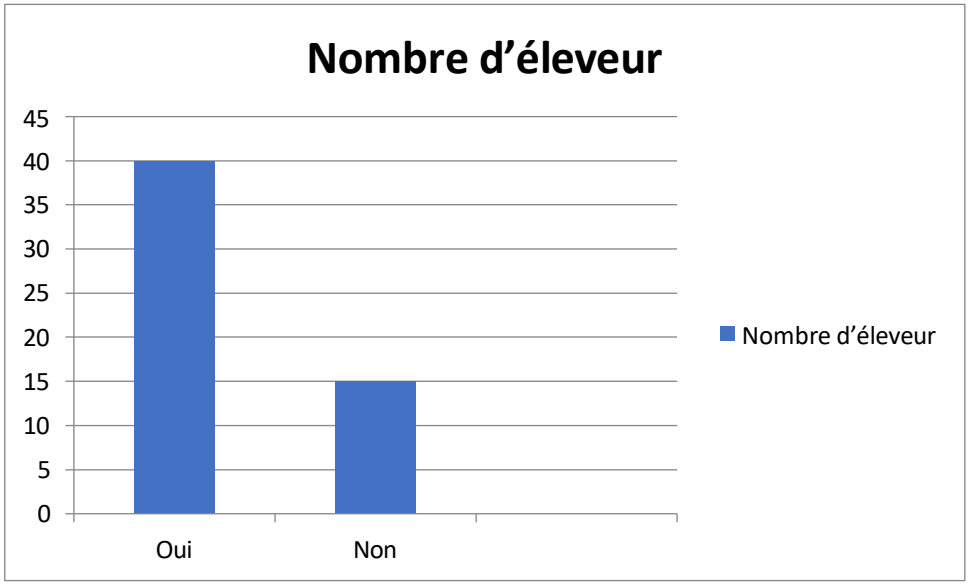


Figure n°40:Méthode de synchronisation.

11. Question N°11 : Quelles sont les pathologies les plus fréquemment observées autour et après l'insémination artificielle ?

Pathologies post-IA

Les infections utérines sont les pathologies les plus fréquentes (50 %), suivies d'autres problèmes (5 %).

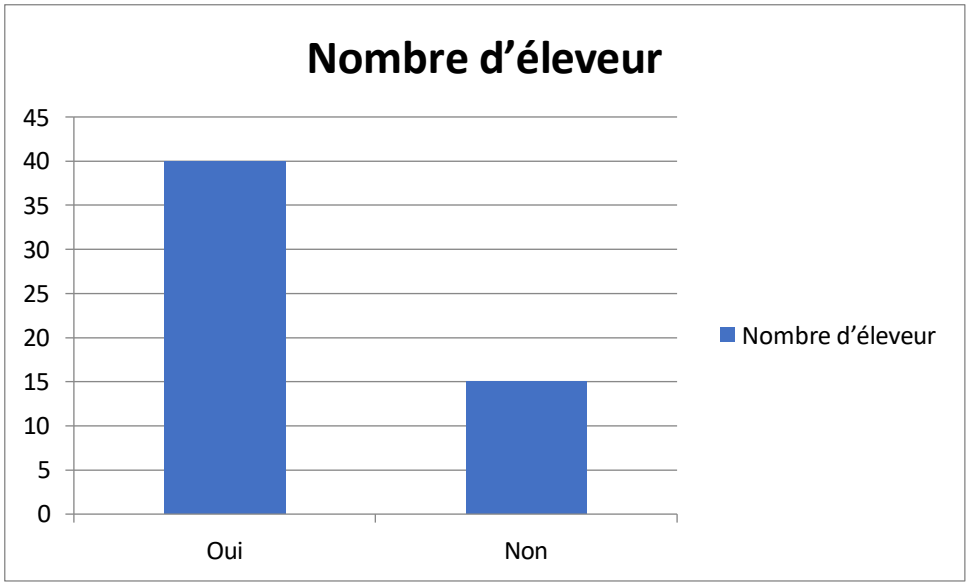


Figure n°41: Pathologies post-IA.

12. Question N°12 : Quel est le nombre moyen d'inséminations artificielles réalisées par vache avant une gestation confirmée ?

Nombre moyen d'IA par gestation

40 % des vaches nécessitent 1 IA, 10 % en requièrent 2, et 5 % jusqu'à 3 pour obtenir une gestation confirmée.

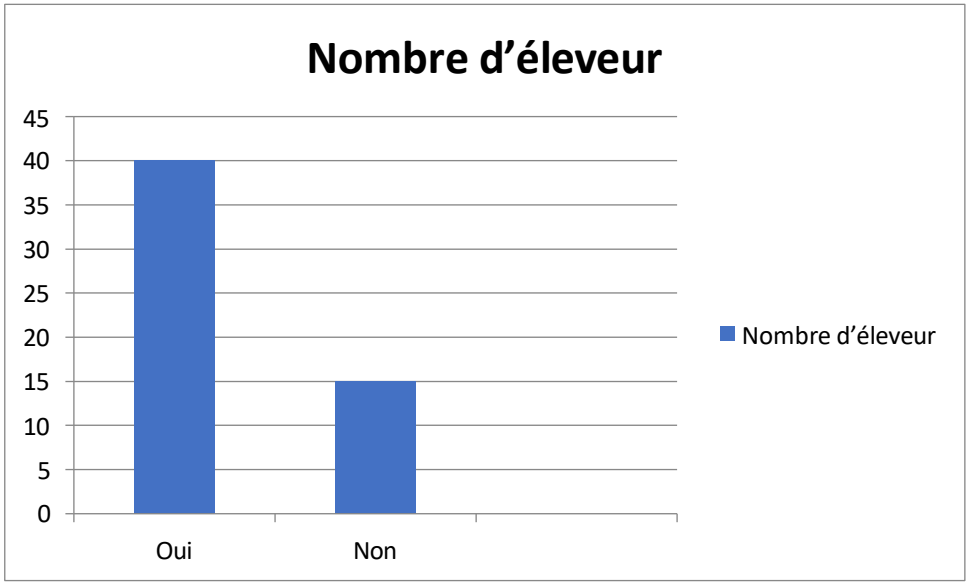


Figure n°42: Nombre moyen d'IA par gestation.

Partie II : Questionnaires destinés aux éleveurs (E)
60 questionnaires ont été distribués aux éleveurs, avec 55 récupérés (91,66 % de taux de retour).

01. Question N°01 : Quel est Niveau d'expérience en élevage bovin :

Expérience en élevage

45 éleveurs (82 %) ont plus de 10 ans d'expérience, 7 (13 %) entre 5 et 10 ans, et 3 (5 %) moins de 5 ans.

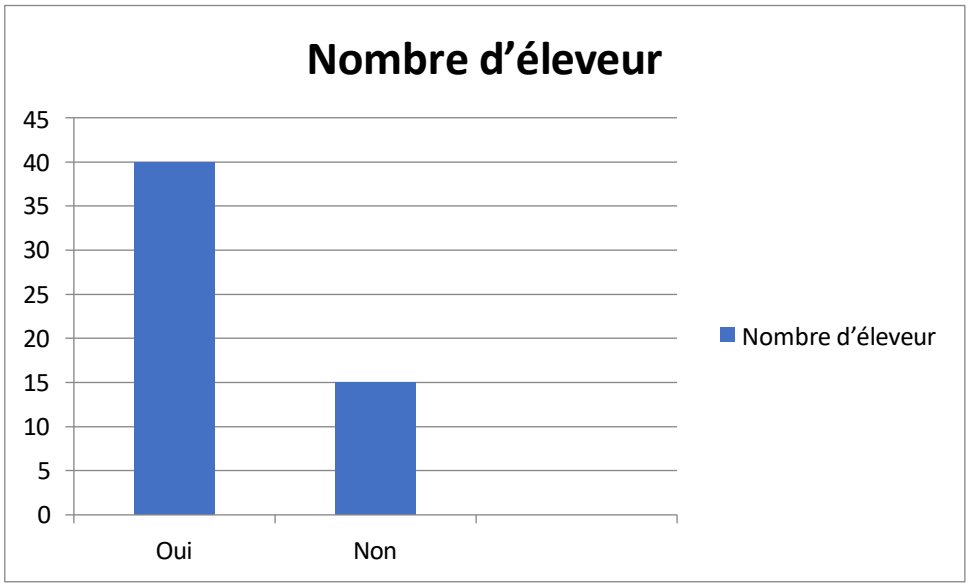


Figure n°43: Expérience en élevage.

2. Question N°2 : Quel type d'élevage pratiquez-vous ?

Type d'élevage

35 éleveurs (64 %) pratiquent un élevage mixte, 20 (36 %) se spécialisent dans le laitier, et aucun dans le bovin viande.

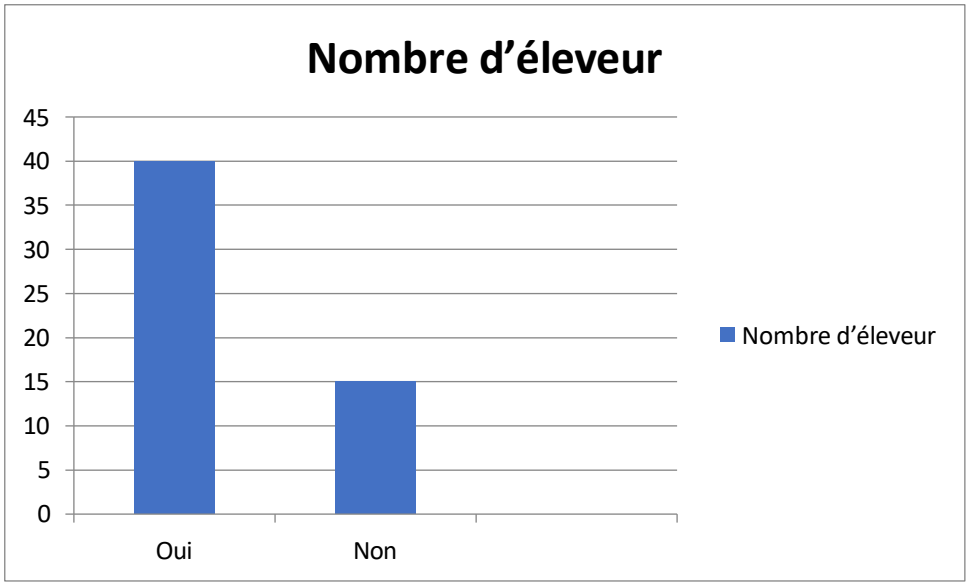


Figure n°44:type d'élevage en fonction de nombre d'éleveur.

3. Question N°3 : les conditions d'hygiène au niveau des bâtiments?

Hygiène des bâtiments

5 éleveurs (9 %) jugent l'hygiène « bonne », 35 (64 %) « moyenne », et 15 (27 %) « mauvaise».

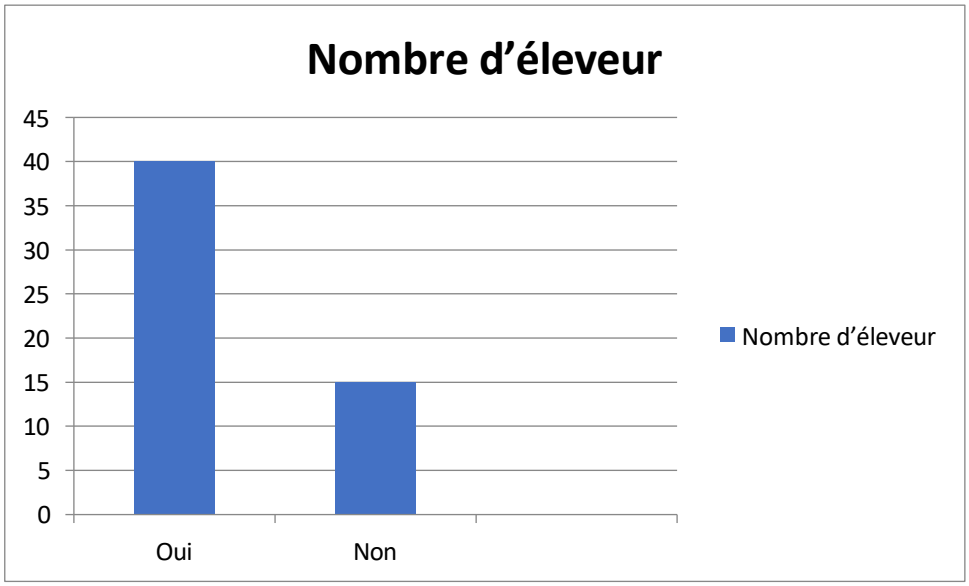


Figure n°45: Hygiène des bâtiments.

4. Question N°4 : les conditions d'aération au niveau des bâtiments?

Aération des bâtiments

L'aération est perçue comme « bonne » par 15 éleveurs (27 %), « moyenne » par 35 (64 %), et « mauvaise » par 5 (9 %).

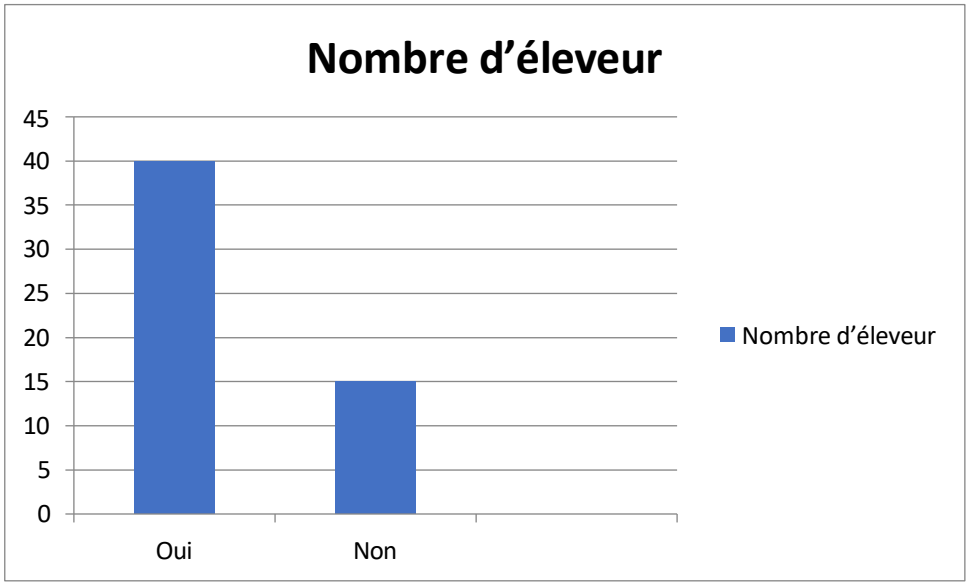


Figure n°46:Aération des bâtiments.

5. Question N°5 : Types d'aliments distribués?

Alimentation

49 éleveurs (89 %) utilisent un mélange de foin et de concentrés, tandis que 6 (11 %) ne distribuent que du foin.

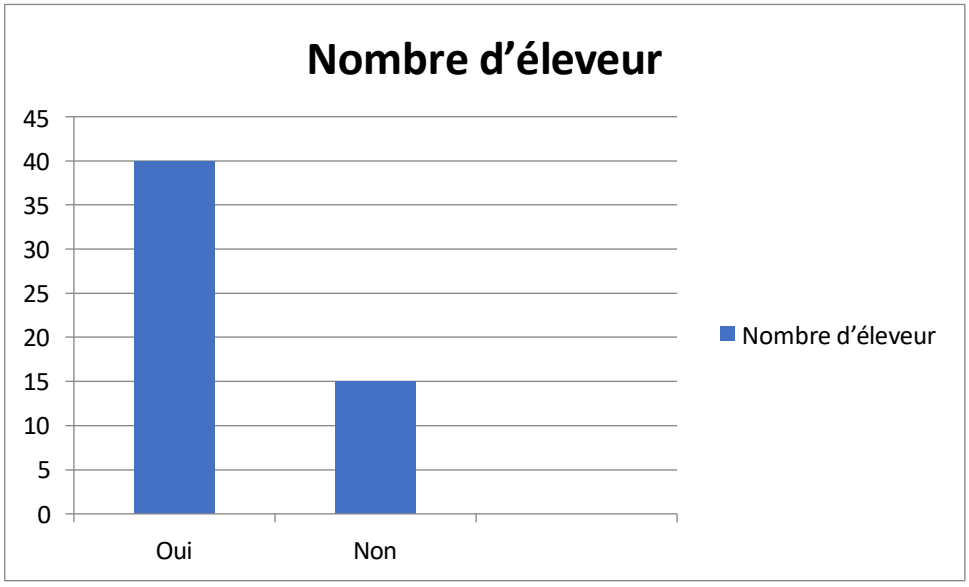


Figure n°47: Types d'aliments distribués.

6. Question N°6 : Votre bâtiment d'élevage est-il bien ventilé ?

Ventilation du bâtiment

Tous les éleveurs (100 %) affirment que leurs bâtiments sont bien ventilés.

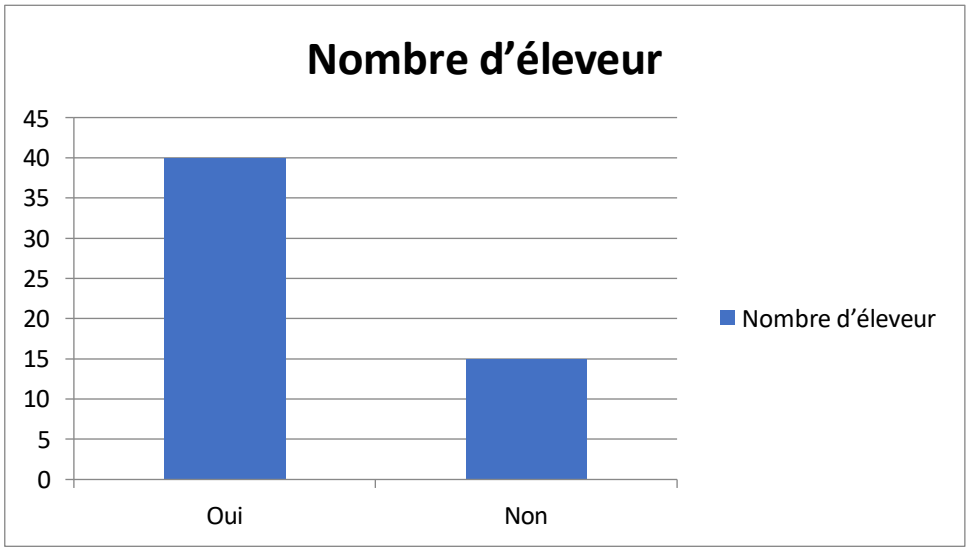
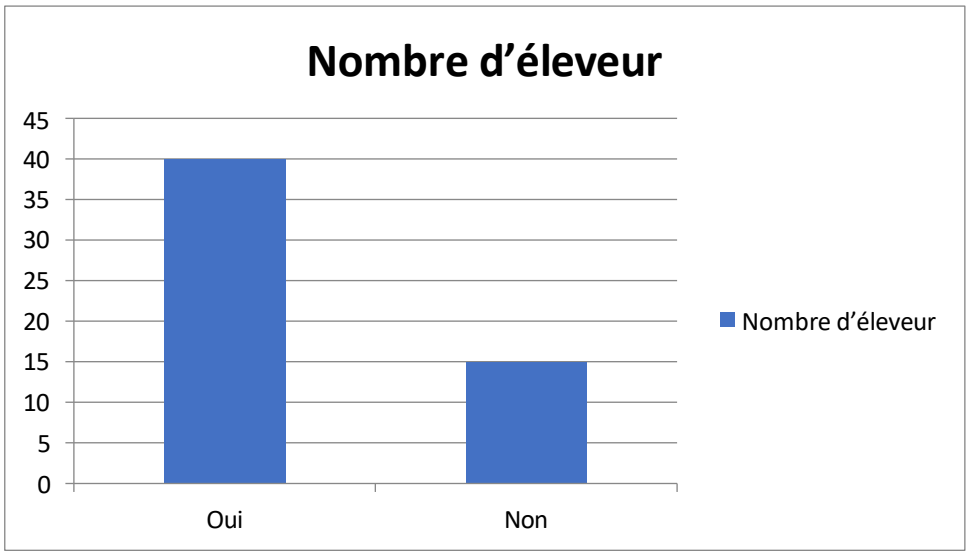


Figure n°48: Ventilation du bâtiment.

7. Question N°7 : Utilisez-vous l'insémination artificielle dans votre élevage Si oui, depuis combien de temps pratiquez-vous l'IA ?

Pratique de l'IA

Seuls 5 éleveurs (9 %) utilisent l'IA, dont 45 % depuis plus de 10 ans, 7 % entre 5 et 10 ans, et 3 % moins de 5 ans. Les IA sont réalisées toute l'année (100 %).



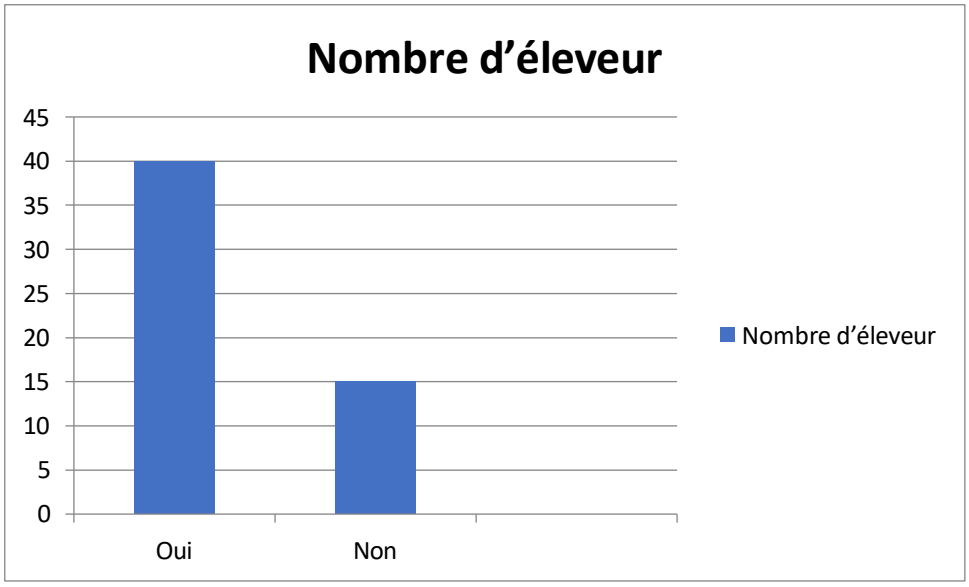


Figure n°49: Pratique de l'IA.

8. Question N°8 : Qui réalise l'insémination artificielle dans votre exploitation ?

Réalisation de l'IA

Les vétérinaires réalisent toutes les IA (100 %), sans implication des éleveurs ou d'inséminateurs qualifiés.

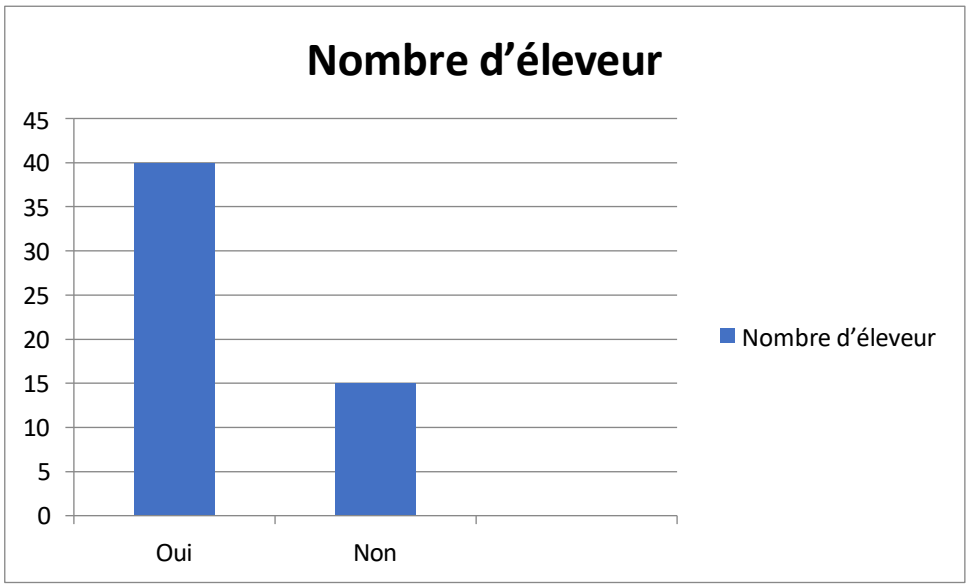


Figure n°50:Réalisation de l'IA.

9. Question N°9 : Comment détectez-vous les chaleurs de vos vaches ? (plusieurs réponses possibles)

Détection des chaleurs

Tous les éleveurs (100 %) utilisent l'observation visuelle pour détecter les chaleurs.

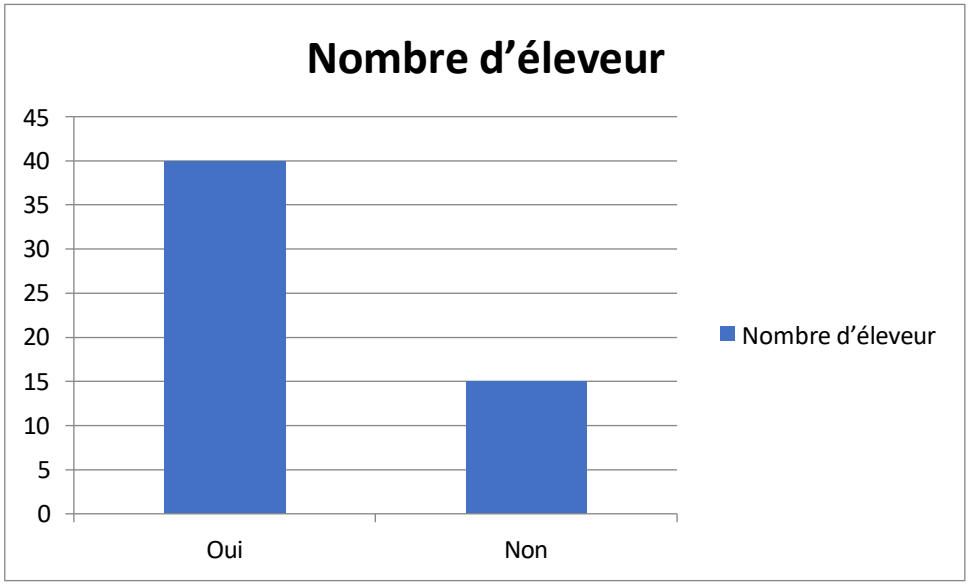


Figure n°51:Détection des chaleurs.

10. Question N°10 : vous connaissez les signes de l'œstrus?

Connaissance des signes de l'œstrus

53 éleveurs (96 %) connaissent les signes de l'œstrus, contre 2 (4 %) qui les ignorent.

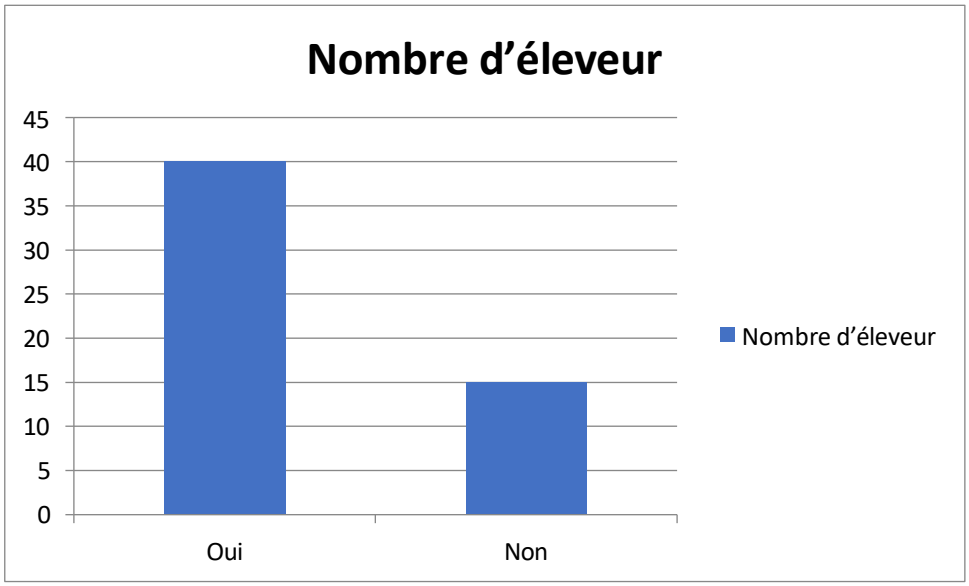


Figure n°52: Connaissance des signes de l'œstrus.

11. Question N°11 : vous connaissez la différences entre les signes majeurs et mineurs de œstrus?

Distinction entre signes majeurs et mineurs

50 éleveurs (91 %) ne font pas de distinction entre les signes, 3 (5 %) identifient les signes majeurs, et 2 (4 %) les mineurs.

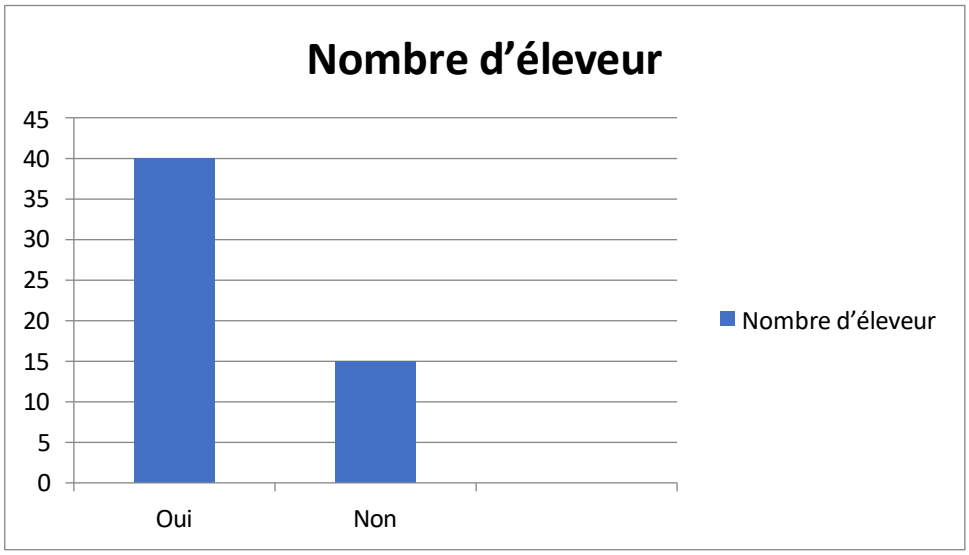


Figure n°53: Distinction entre signes majeurs et mineurs.

12. Question N°12 : Avez-vous déjà utilisé des protocoles de synchronisation des chaleurs ?

Synchronisation des chaleurs

50 éleveurs (91 %) utilisent des protocoles de synchronisation, contre 5 (9 %) qui ne le font pas.

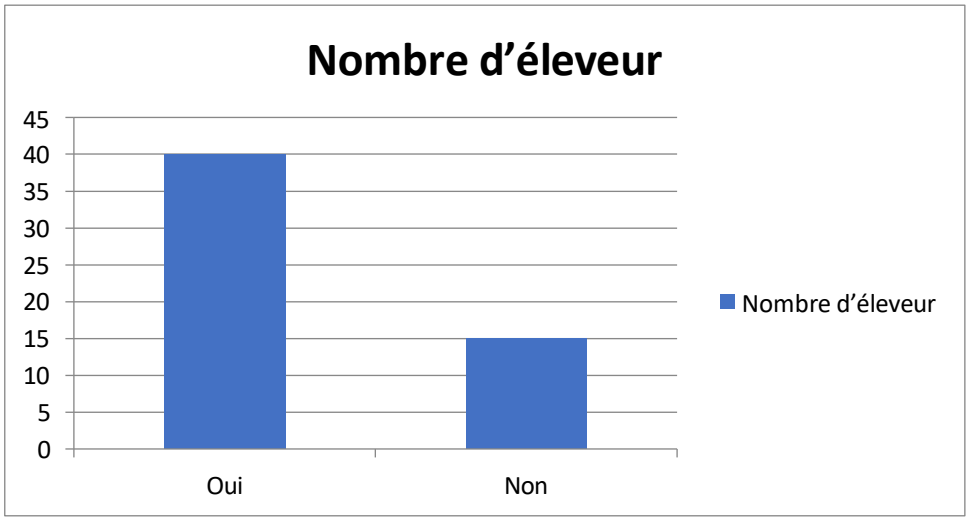


Figure n°54: Synchronisation des chaleurs.

13. Question N°13 : Combien d'inséminations artificielles sont en moyenne nécessaires avant d'obtenir une gestation confirmée ?

Nombre moyen d'IA par gestation

65 % obtiennent une gestation dès la première IA, tandis que 35 % nécessitent plus d'une tentative.

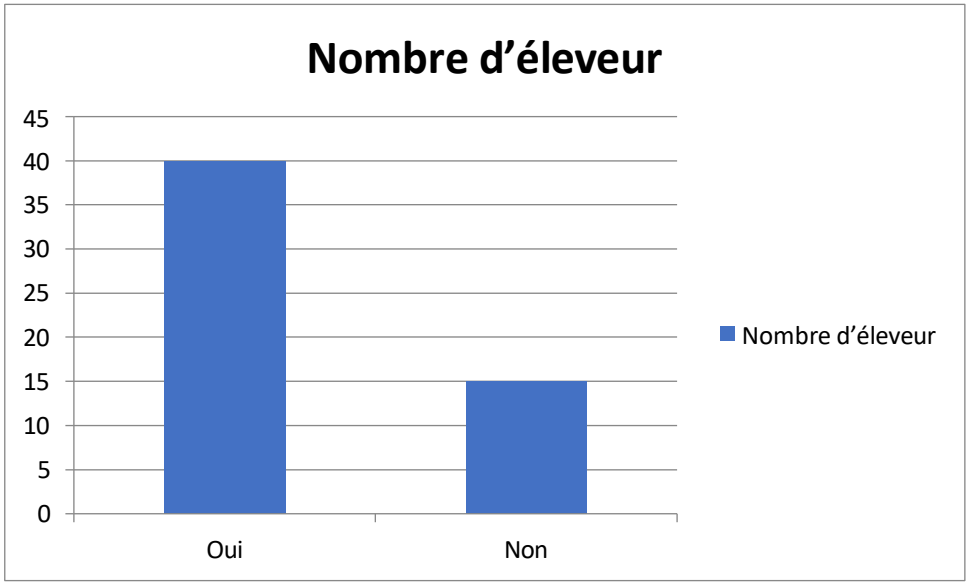


Figure n°55: Nombre moyen d'IA par gestation.

14. Question N°14 : Avez-vous observé des problèmes après l'IA ?

Problèmes post-IA

Seuls 5 éleveurs (9 %) rapportent des problèmes après l'IA, contre 45 (82 %) qui n'en observent pas.

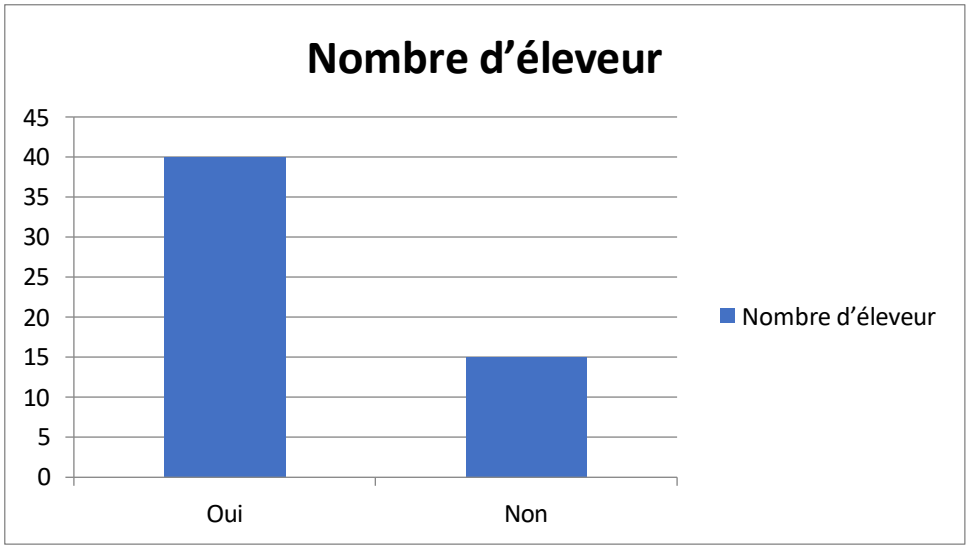


Figure n°56: Problèmes post-IA.

15. Question N°15 : Quels sont les principaux défis que vous rencontrez avec l'insémination artificielle ?

Défis de l'IA

Les principaux défis incluent la détection des chaleurs (100 %), le coût élevé (75 %), le faible taux de réussite (35 %), et d'autres facteurs (15 %).

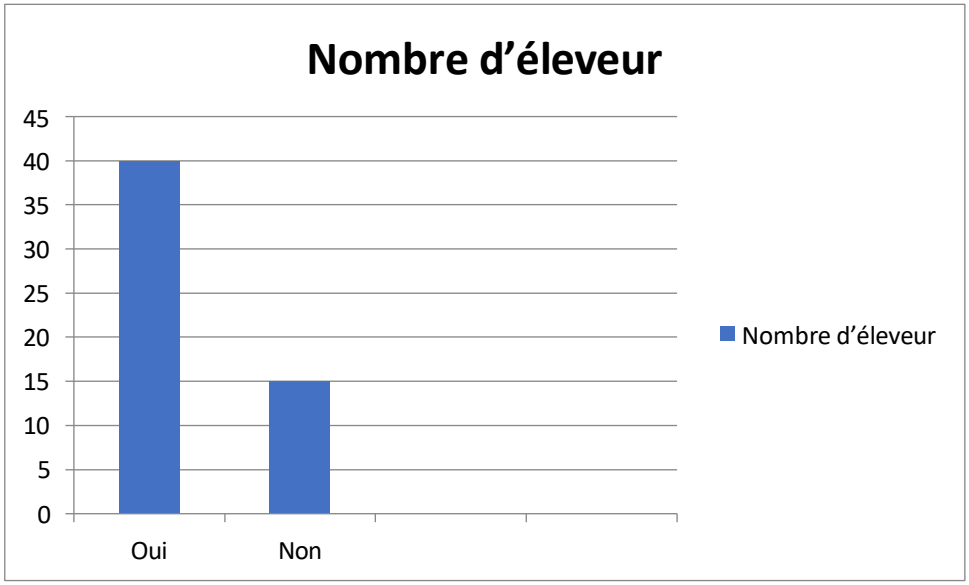


Figure n°57: Défis de l'IA.

16. Question N°16 : Pensez-vous que l'insémination artificielle améliore la productivité de votre élevage ?

Impact de l'IA sur la productivité

40 éleveurs (73 %) estiment que l'IA améliore la productivité, contre 15 (27 %) qui ne partagent pas cet avis.

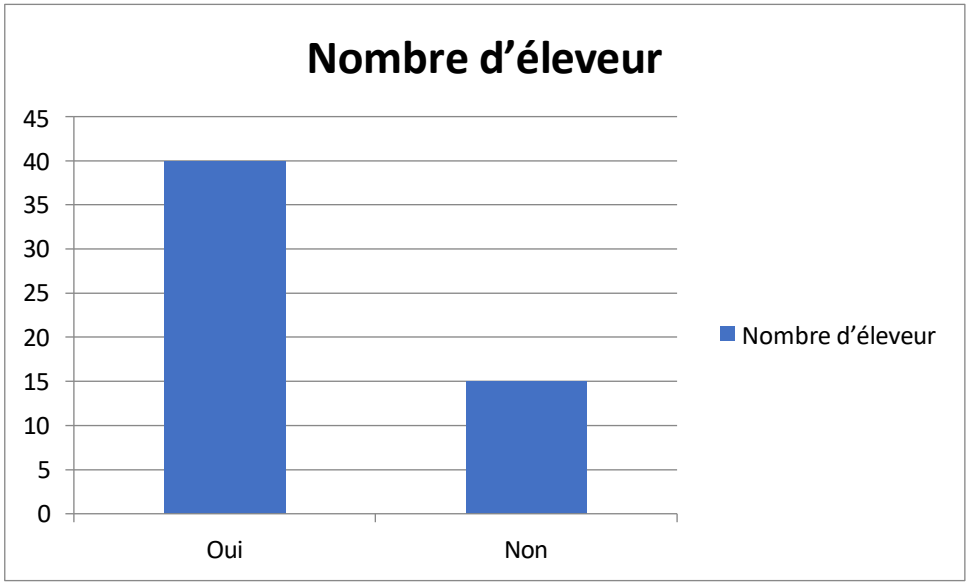


Figure n°58: Impact de l'IA sur la productivité.

Discussion

Discussion

Les résultats des questionnaires destinés aux vétérinaires et aux éleveurs révèlent des tendances clés sur les pratiques d'élevage bovin et l'insémination artificielle (IA), mais soulèvent également des contradictions et des défis méthodologiques.

1. Expérience et typologie des élevages

Les vétérinaires interrogés ont une expérience majoritairement ancrée entre 2001 et 2020 (42/45 répondants), ce qui suggère un recul suffisant pour évaluer les évolutions des pratiques. Cette expertise se reflète dans leur clientèle principalement mixte (65 %), contrairement aux élevages spécialisés en viande, absents dans les réponses. Chez les éleveurs, 82 % ont plus de 10 ans d'expérience, ce qui pourrait expliquer une préférence pour des méthodes traditionnelles, comme l'observation visuelle des chaleurs (100 % des éleveurs). Cette dépendance à l'observation humaine contraste avec les technologies modernes de détection (p. ex., capteurs), pourtant associées à une meilleure précision **(Diskin & Morris, 2008)**.

6-1. Conditions d'élevage et stabulation

La **stabulation libre** domine (35/55 réponses), une pratique associée à une meilleure santé animale dans la littérature **(Cook & Nordlund, 2009**). Cependant, 64 % des éleveurs jugent l'hygiène des bâtiments « moyenne » ou « mauvaise », ce qui pourrait favoriser des pathologies comme les infections utérines (50 % des cas post-IA). Paradoxalement, tous les éleveurs affirment que leurs bâtiments sont « bien ventilés », alors que 64 % qualifient l'aération de « moyenne ». Cette contradiction pourrait refléter une perception subjective des conditions d'élevage, un phénomène déjà observé dans les études sur le bien-être animal **(Roche et *al*., 2009).**

6-2. Pratiques d'insémination artificielle (IA)

a. Taux de réussite et facteurs influents

Les vétérinaires rapportent un taux de réussite de l'IA variant entre 40 % et 60 % pour 55 % d'entre eux, un résultat inférieur aux normes internationales (70-80 %) (Diskin & Morris, 2008). Ce déficit pourrait s'expliquer par:

- L'état corporel des vaches : 5 % sont jugées en « mauvais » état, un facteur critique pour la fertilité **(Roche et *al*., 2009)**.

- La **détection des chaleurs** : 91 % des éleveurs ne distinguent pas les signes majeurs et mineurs de l'œstrus, ce qui augmente le risque d'IA mal timed.

b. Synchronisation des chaleurs

Seuls 15 % des éleveurs pratiquent la synchronisation selon les vétérinaires, mais 91 % des éleveurs utilisant l'IA y ont recours. Cette divergence pourrait refléter un biais d'échantillonnage : les éleveurs pratiquant l'IA (5/55) sont probablement plus technicisés. La méthode exclusive aux **progestagènes** soulève des questions sur l'accès à d'autres protocoles (p. ex., prostaglandines), pourtant reconnues pour leur efficacité et coût modéré **(Pursley et *al*., 1995)**.

6-3. Défis et perceptions de l'IA

Les éleveurs identifient la **détection des chaleurs** (100 %) et le **coût** (75 %) comme principaux freins. Pourtant, 73 % estiment que l'IA améliore la productivité, un paradoxe qui pourrait s'expliquer par des attentes non comblées malgré les investissements. Chez les vétérinaires, le taux élevé d'infections utérines post-IA (50 %) suggère des lacunes dans l'hygiène ou la technique, non abordées par les éleveurs (seuls 9 % rapportent des problèmes). Ces résultats corroborent les travaux de Cook & Nordlund (2009), qui lient la propreté des bâtiments à la réduction des pathologies reproductives.

6-4. Limites méthodologiques

- **Biais de sélection** : Les éleveurs interrogés sont majoritairement expérimentés (82 % avec >10 ans), limitant la représentativité des jeunes éleveurs.
- **Taille d'échantillon** : Seuls 5 éleveurs pratiquent l'IA, rendant les conclusions sur cette sous-population peu robustes.
- **Redondance des questions** : Les Questions N°5 et N°8 (V) sur la santé des vaches sont identiques, risquant de fausser les réponses par automatisme.

Implications pratiques

- **Formation des éleveurs** : Il est crucial de développer des programmes de formation pour les éleveurs et les techniciens locaux. Des ateliers réguliers devraient être organisés pour partager les meilleures pratiques, expliquer les avantages de l'IA, et former sur la gestion de la reproduction. L'intégration de ces programmes dans les services agricoles publics et les associations d'éleveurs renforcerait leur portée.

Améliorer la détection des chaleurs via des outils complémentaires (podomètres, capteurs), comme préconisé par **(Diskin & Morris 2008**).

- **Optimisation de l'hygiène** : Combattre les infections utérines par des protocoles stricts lors de l'IA, en s'inspirant des normes de **(Roche et *al.*,2009)**.
- **Accès aux techniques** : Élargir l'usage des prostaglandines pour la synchronisation, moins coûteuses que les **progestagènes (Pursley et *al.*, 1995).**
- **Renforcement des Infrastructures**

Le développement d'infrastructures locales pour la collecte, le stockage et la distribution de semences pourrait améliorer l'efficacité des services d'IA. Il serait également utile de créer des centres de services vétérinaires spécialisés dans l'IA pour renforcer l'accessibilité et la qualité des services.

Conclusion

Conclusion et perspectives :

L'insémination artificielle représente une opportunité importante pour améliorer les caractéristiques génétiques et augmenter la productivité des troupeaux bovins dans la wilaya de Tébessa.

Nous avons obtenu les résultats suivants à travers l'enquête :

_Le coût élevé des services et le manque de formation et de qualification.

_L'insuffisance des centres ou structures vétérinaires équipés des techniques de fécondation artificielle.

_Le faible soutien gouvernemental et l'attachement de certains éleveurs aux méthodes traditionnelles de reproduction naturelle.

Il est donc nécessaire de prendre en considération la fécondation artificielle et ses avantages, et de commencer à l'appliquer dans la wilaya de Tébessa en suivant les recommandations suivantes :

_Fournir un soutien financier ou des subventions gouvernementales aux éleveurs pour réduire les coûts, et renforcer la formation par l'organisation de sessions de formation à leur profit.

_Intensifier les campagnes de sensibilisation et améliorer les infrastructures : création de centres vétérinaires mobiles bien équipés.

_Impliquer le secteur privé et les organisations agricoles dans le soutien aux projets de fécondation artificielle.

_Motiver les éleveurs et leur accorder des avantages.

Références Bibliographiques

A

Abdelhafid, A., & Khaoula, B. (2020). *Le taux de réussite ou d'échec de l'insémination artificielle chez les bovins* (Thèse de doctorat, Institut des Sciences Vétérinaires).

Abdeldjebbar, N., & Mechakra, D. (2016). *Étude anatomo-clinique des organes génitaux de la vache* (Thèse de doctorat, Université Ibn Khaldoun – Tiaret).

Adamou, I., Bachir, M., & Maty Ibrahim Elhadji, A. B. O. U. B. A. C. A. R. (2011). *Comparaison des résultats de synchronisation des chaleurs et d'insémination artificielle entre deux troupeaux de bovins nigérien et algérien* (Thèse de doctorat, Université Ibn Khaldoun – Tiaret).

Amalou, H. R. (2024). *Les principales pathologies de l'utérus chez les brebis* (Thèse de doctorat, Université Ibn Khaldoun – Tiaret).

Aoues, Z., & Mohamed Cherif, I. (2021). Enquête sur les méthodes de détection de l'œstrus chez la vache laitière.

B

Bardgett, R. D., & Wardle, D. A. (2010). Aboveground-belowground linkages: Biotic interactions, ecosystem processes, and global change. *Oxford University Press*.

Barone, R. (1978). *Anatomie comparée des mammifères domestiques. Tome 4 : Appareil urogénital*. Paris : Vigot.

Bakrou, A., & Senane, R. I. (2021). *Évaluation de l'insémination artificielle chez les bovins* (Thèse de doctorat, Université Ibn Khaldoun – Tiaret).

Benaissa, N. (2016). *Étude bibliographique de l'insémination artificielle bovine* (Thèse de doctorat, Université Ibn Khaldoun – Tiaret).

Benmokrane, W., Bousbia, A., & Bounekraf, H. (2022). Évaluation des performances de reproduction chez les bovins laitiers en Algérie à travers l'insémination artificielle. *Veterinary and Animal Science, 15*, 100233. https://doi.org/10.1016/j.vas.2022.100233

Benmokrane, M., Benaissa, M. H., & Meniai, A. H. (2022). État des lieux et perspectives de l'insémination artificielle en Algérie. *Revue Agriculture et Développement, 49*(2), 35–44.

Bo, G. A., Adams, G. P., Caccia, M., Martinez, M., Pierson, R. A., & Mapletoft, R. J. (1995). Ovarian follicular wave emergence after treatment with progestogen and estradiol in cattle. *Animal Reproduction Science, 39*(3), 193–204. https://doi.org/10.1016/0378-4320(94)01623-C

Boulariah, Kh., & Mohammedi, R. Ch. (2020). *Les pathologies de l'appareil génital de la vache au niveau de l'abattoir d'El Harrach – Alger* (Mémoire de fin d'études, Université Blida 1).

Bouzid, H. (2018). *Enquête sur l'insémination artificielle chez la vache laitière dans la région de Mascara* (Thèse de doctorat, Université Ibn Khaldoun – Tiaret).

Bressou, C. (1978). *Physiologie animale: Reproduction*. Masson.

C

Chanvallon, A., Gatien, J., Lamy, J.-M., Philippot, J.-M., Girardot, J., Davière, J.-B., Ribaud, D., & Salvetti, P. (2012). Évaluation de la détection automatisée des chaleurs par différents appareils chez la vache laitière [Article, 4 p.].

CNIAAG. (1987). Insémination artificielle [Présentation non publiée].

Cook, N. B., & Nordlund, K. V. (2009). The influence of the environment on dairy cow behavior, claw health and herd lameness dynamics. *The Veterinary Journal, 179*(3), 360–369. https://doi.org/10.1016/j.tvjl.2008.10.010

D

Deletang, F., Ghezali, F., & Sanaa, M. (2002). *Anatomie fonctionnelle et pathologies de l'appareil génital de la vache*. Éditions ENVA.

Deguillaume, L., & Chastant-Maillard, S. (2007). Comment bien diagnostiquer les endométrites de la vache. *Bulletin des GTV, 49*, 101–105.

Derivaux, J., & Ectors, F. (1980). *Physiopathologie de la gestation et obstétrique vétérinaire*. Maisons-Alfort, France : Éditions du Point Vétérinaire.

Dieng, C. B. (1967). *Maîtrise de la reproduction chez la vache Jersiaise* (Thèse de doctorat, Université Cheikh Anta Diop).

Direction Régionale du Commerce – Batna. (2013). Cycle œstral et maîtrise de la reproduction chez la vache. https://www.drcbatna.dz/index.php/homepage?id=75:2013-06-18-10-17-43&catid=78

Diskin, M. G., & Morris, D. G. (2008). Embryonic and early foetal losses in cattle and other ruminants. Reprod. Domest. Anim.

Drion, P. V., Farnir, F., & Verstegen, J. P. (1996). Effets de l'environnement sur la reproduction animale. *Revue Médicale Vétérinaire, 147*(3), 195–202.

Disenhaus, C., Cutullic, E., Freret, S., Paccard, P., & Ponsart, C. (2010). Vers une cohérence des pratiques de détection des chaleurs : intégrer la vache, l'éleveur et le système d'élevage [Article, 9 p.].

Diskin, M. G., Austin, E. J., & Roche, J. F. (2002). Exogenous hormonal manipulation of ovarian activity in cattle. *Domestic Animal Endocrinology, 23*(1–2), 211–228. https://doi.org/10.1016/S0739-7240(02)00110-4

E

Ennuyer, M. (2000). Les vagues de croissance folliculaire chez la vache – Application pratique à la maîtrise de la reproduction. *Le Point Vétérinaire, 31*(209), 9–16.

Ennuyer, M. (2000). Les vagues folliculaires chez la vache : Applications pratiques à la maîtrise de la reproduction. *Le Point vétérinaire : revue d'enseignement post-universitaire et de formation permanente*, 31(209)

Estes, J. A., Terborgh, J., Brashares, J. S., Power, M. E., Berger, J., Bond, W. J., & Wardle, D. A. (2011). Trophic downgrading of planet Earth. *Science, 333*(6040), 301–306. https://doi.org/10.1126/science.1205106

F

Faye, L. (1992). Maîtrise du cycle sexuel par le CRESTAR (ND) (Thèse de doctorat en médecine vétérinaire). École Inter-États des Sciences et Médecine Vétérinaires, Dakar, Sénégal.

Foote, R. H. (2002). The history of artificial insemination: Selected notes and notables. *Journal of Animal Science, 80*(E-Suppl_2), 1–10. https://doi.org/10.2527/2002.80E-Suppl_21x

G

Galli, C., Duchi, R., Colleoni, S., Lagutina, I., & Lazzari, G. (2008). Ovum pick up, intracytoplasmic sperm injection and somatic cell nuclear transfer in cattle, buffalo and horses: From the research laboratory to clinical practice. *Theriogenology*, *69*(1), 84–98. https://doi.org/10.1016/j.theriogenology.2007.09.004

Galli, C., Crotti, G., Notari, C., Turini, P., Duchi, R., & Lazzari, G. (2008). Embryo production by ovum pick up from live donors. *Theriogenology*, *69*(1), 66–75. https://doi.org/10.1016/j.theriogenology.2007.08.021

Gérard, H., & Khirreddin, K. (2002). *Méthodes de collecte et d'évaluation du sperme chez le taureau*. Tunis : ENMV (École Nationale de Médecine Vétérinaire).

Gilbert, C. L., Noakes, D. E., & Parkinson, T. J. (1988). *Veterinary reproduction and obstetrics* (6th ed.). London: Baillière Tindall.

Gourreau, J. M., Mialot, J. P., & Pougnard, J. P. (2008). *Reproduction, obstétrique et gynécologie des bovins* (3e éd.). Paris : Éditions Méd'Com.

Grimard, B. (2001). Efficacité des traitements de synchronisation des chaleurs chez les bovins. *INRA Productions Animales, 16*, 211–227.

Grimard, B., Humblot, P., Ponter, A. A., Chastant, S., Constant, F., & Mialot, J. P. (2003). Efficacité des traitements de synchronisation des chaleurs chez les bovins. *INRA Productions Animales, 16*(3), 211–227.

Guilbault, L. A., Thatcher, W. W., Drost, M., & Hopkins, S. M. (1984). Source of F-series prostaglandins during the early postpartum period in cattle. *Biology of Reproduction, 31*(5), 879–887.

H

Hamza, M. M., & Mohammed, E. (2020). *Synchronisation des chaleurs et insémination artificielle chez les bovins dans la région de Tiaret* (Thèse de doctorat, Institut des Sciences Vétérinaires).

Hanzen, C., & Laurent, Y. (1991). Applications des progestagènes au traitement de l'anoestrus fonctionnel dans l'espèce bovine. *Annales de Médecine Vétérinaire*, *135*, 547–557.

Hanzen, C., & Laurent, Y. (2000). Reproduction des bovins. In C. Hanzen (Ed.), *Pathologie de la reproduction et biotechnologies de la reproduction* (pp. 15–36). Faculté de Médecine Vétérinaire de Liège.

Hanzen, C. (2008). La détection de l'œstrus chez les ruminants. *Cours de reproduction des ruminants*, Faculté des Sciences Vétérinaires, Université de Liège.

Hanzen, C. (2009). Rappels anatomophysiologiques relatifs à la reproduction de la vache.

Hanzen, C. (2010). Reproduction animale – Insémination artificielle chez les ruminants. In J.

Dérivaux & F. Ectors (Eds.), *Physiologie de la gestation et obstétrique vétérinaire* (p. 276). Éditions Point Vétérinaire.

Hanzen, C. (2016). La détection de l'œstrus chez les ruminants [Article, 22 p.].

Hanzen, C. (2005). *Reproduction et insémination artificielle chez les bovins*. Liège, Belgique : Presses Universitaires de Liège.

Hemidi, S., & Harrats, A. (2019). *Étude anatomo-physiologique de l'appareil génital de la vache à l'abattoir de Tiaret* (Thèse de doctorat, Université Ibn Khaldoun – Tiaret).

Holt, W. V., Pickard, A. R., Prather, R. S., & Wildt, D. E. (2004). Reproductive science and integrated conservation. In *Reproductive science and integrated conservation* (pp. 1–14). Cambridge University Press.

Holt, W. V., Pickard, A. R., Prather, R. S., & Wildt, D. E. (2004). Reproductive technologies in animal conservation. *Trends in Ecology & Evolution, 19*(6), 288–295. https://doi.org/10.1016/j.tree.2004.03.011

Howe, H. F., & Smallwood, J. (1982). Ecology of seed dispersal. *Annual Review of Ecology and Systematics, 13*(1), 201–228. https://doi.org/10.1146/annurev.es.13.110182.001221

J

Janzen, D. H. (1984). Dispersal of small seeds by big herbivores: Foliage is the fruit. *The American Naturalist, 123*(3), 338–353. https://doi.org/10.1086/284191

K

Kouidri, R. (2017). *L'évolution de l'insémination artificielle chez les bovins dans la région de Sougueur (2007–2015)* (Thèse de doctorat, Université Ibn Khaldoun – Tiaret).

L

Labani, B. (2019). *Étude bibliographique sur l'insémination artificielle chez les bovins* (Thèse de doctorat, Université Ibn Khaldoun – Tiaret).

Lacerte, G., Bryson, A., Loranger, Y., & Bousquet, D. (2003, octobre). La détection des chaleurs et le moment de l'insémination. In *Symposium sur les bovins laitiers* (Vol. 30).

Lacerte, G. (2003). La détection des chaleurs et le moment de l'insémination [Article, 13 p.].

Levasseur, M. C. (1983). Utero-ovarian relationship in placental mammals: Role of uterus and embryo in the regulation of progesterone secretion by corpus luteum. A review. *Reproduction Nutrition Développement, 23*(5), 753–816. https://doi.org/10.1051/rnd:19830505

Lonergan, P. (1996). Régulation de la croissance folliculaire et lutéale. *Le Point Vétérinaire, 28*, 881–900.

M

Mahmoudi, K., & Otmane, L. (2016). *La comparaison entre l'histologie et la cytologie pour le diagnostic des endométrites chez la vache* (Thèse de doctorat, Université Ibn Khaldoun – Tiaret).

Makrout, M., & Senane, M. (2021). Physiologie de la reproduction chez les ruminants. Éditions Universitaires d'Algérie.

Mann, T. (1954). *Physiopathologie de la reproduction et insémination artificielle des animaux domestiques* (p. 450).

Marichatou, H., Tamboura, H., & Traoré, A. (2004). Synchronisation des chaleurs et insémination artificielle bovine. *Fiche technique n° 9*, 1–7.

Mokhtari, A. E. R., & Adila, B. (2016). *Étude bibliographique sur la méthode de synchronisation des chaleurs chez le bovin* (Thèse de doctorat, Université Ibn Khaldoun – Tiaret).

Mann, T. (1954). *Physiopathologie de la reproduction et insémination artificielle des animaux domestiques* (p. 450). [Éditeur non précisé].

Mann, T. (1954). *The biochemistry of semen and of the male reproductive tract*. London: Methuen

N

Ndiaye, A. (1992). Insémination artificielle bovine en milieu périurbain au Sénégal (Thèse de doctorat en médecine vétérinaire). École Inter-États des Sciences et Médecine Vétérinaires, Dakar, Sénégal.

Noakes, D. E. (1997). *Veterinary reproduction and obstetrics* (8th ed.). W.B. Saunders.

Noakes, D. E., Parkinson, T. J., & England, G. C. W. (2001). *Arthur's veterinary reproduction and obstetrics* (8th ed.). W.B. Saunders.

P

Peters, A. R., & Ball, P. J. H. (1995). *Reproduction in cattle* (2nd ed.). Blackwell Science.

Posiere, B. (2002). *Récolte de la semence de chat par électro-éjaculation et par dissection de l'épididyme* (Thèse de médecine vétérinaire, Alfort) École Nationale Vétérinaire d'Alfort. (p. 95).

PNTTA. (2000). L'insémination artificielle des bovins : une biotechnologie au service des éleveurs (Bulletin mensuel n°65). Maroc. http://www.altern.org.cntta

Pursley, J. R., et al. (1995). *Synchronization of ovulation in dairy cows using PGF2α and GnRH*. Theriogenology.

R

Razika, A., & Dyhia, D. (2017). *Conception et réalisation d'un système de suivi du comportement d'une vache* (Thèse de doctorat, Université Mouloud Mammeri).

Rebia, M., & Labani, B. (2020). *L'insémination artificielle chez la vache laitière* (Thèse de doctorat, Université Ibn Khaldoun – Tiaret).

Refas, M. E. A., & Bel Hachmy, K. (2010). *Enquête sur l'insémination artificielle bovine au niveau de la wilaya de Mascara* (Thèse de doctorat, Université Ibn Khaldoun – Tiaret).

Roche, J. R., Friggens, N. C., Kay, J. K., Fisher, M. W., Stafford, K. J., & Berry, D. P. (2009). Nutritional management of the donor cow. *Theriogenology, 71*(1), 65–72. https://doi.org/10.1016/j.theriogenology.2008.07.034

Rosenberg, G. (1979). L'appareil génital mâle. In *Examen clinique des bovins : Méthodes, résultats, interprétation* (pp. 324–372). Maisons-Alfort : Éditions du Point Vétérinaire.

Rosenberg, A. B. (1979). *Effet de l'âge sur le volume de l'éjaculation chez le taureau*. Revue de Physiologie Bovines**,** 12(3), 145–152.

Rouzane, I., & Ramdane, M. (2019). *Insémination artificielle chez les bovines* (Thèse de doctorat, Université Ibn Khaldoun – Tiaret).

S

Saumande, F. (2000). *Mesure des variations de température autour de l'oestrus chez la vache*. In F. Saumande (Ed.), *Détection automatisée des chaleurs en élevage laitier* (p. 62). Lyon: Thèse /

Présentation.

Sauveroche, M., & Wagner, J. (1993). *Physiologie de la reproduction des bovins*. Paris : Editions Quae.

Slama, H. (2002). Physiologie et pathologie de la reproduction chez les bovins. Éditions Institut National Agronomique de Tunisie.

T

Taiabi, K., & Lamouri, M. (2016). *Examen post mortem de l'appareil génital de la vache laitière* (Thèse de doctorat, Université Blida 1).

Thjiber, M., Craplet, L., & Parez, M. (1976). Les progestagènes naturels chez la vache. *Revue de Médecine Vétérinaire, 149*(9), 1181–1601.

Thibault, C. (1970). *Physiologie de la reproduction chez les mammifères domestiques*. Paris : Masson.

Thibier, M. (2005). The worldwide trends of artificial insemination in cattle. *Reproduction in Domestic Animals, 40*(4), 269–272. https://doi.org/10.1111/j.1439-0531.2005.00602.x

Thibier, M. (2005). Artificial insemination: Current and future frontiers. *Reproduction in Domestic Animals, 40*(4), 238–243. https://doi.org/10.1111/j.1439-0531.2005.00600.x

V

Vishwanath, R. (2003). Artificial insemination: The state of the art. *Theriogenology, 59*(2), 571–584. https://doi.org/10.1016/S0093-691X(02)01220-0

W

Watthiaux, G. (2006). *Physiologie de la reproduction et insémination artificielle des bovins* (5e éd.). Paris : Éditions France Agricole.

Wattiaux, M. A. (2006). Dairy cattle reproduction. University of Wisconsin-Madison, Babcock Institute for International Dairy Research and Development.

Wood, G. A., Forde, N., & Lonergan, P. (2004). Reproductive physiology in domestic animals. *Journal of Animal Reproduction Science, 84*(3–4), 233–249. https://doi.org/10.1016/j.anireprosci.2004.04.011

Y

Youngquist, R. S. (1997). *Current therapy in large animal theriogenology*. W.B. Saunders.

Annexes

Annexes

Questionnaire à destination des vétérinaires praticiens (Questionnaire V)

Objectif : Ce questionnaire vise à obtenir une vision globale de la mise en pratique de l'insémination artificielle dans différentes régions de la Wilaya de Tébessa.

Informations générales:

1. Nom et prénom : _____
2. Commune d'exercice : _____
3. Nombre d'années d'expérience en pratique vétérinaire : _____ans
4. Type de clientèle majoritaire :
    - ☐ Élevage bovin laitier
    - ☐ Élevage bovin viande
    - ☐ Mixte

Conditions d'élevage dans les exploitations suivies

5. Quel type de stabulation est majoritairement utilisé dans les exploitations que vous suivez ?
    - ☐ Libre
    - ☐ Entravée
    - ☐ Semi-entravée
6. L'hygiène des installations est-elle généralement :
    - ☐ Bonne
    - ☐ Moyenne
    - ☐ Insuffisante
7. Comment évaluez-vous l'aération des bâtiments d'élevage ?

- ☐ Bonne
- ☐ Moyenne
- ☐ Insuffisante

8. L'alimentation du cheptel est-elle principalement basée sur :
   - ☐ Fourrages locaux
   - ☐ Compléments industriels
   - ☐ Mélange des deux

Informations sur les vaches inséminées

9. Comment évaluez-vous en général l'état corporel des vaches inséminées ?
   - ☐ Bon
   - ☐ Moyen
   - ☐ Mauvais
10. À quel âge moyen les vaches sont-elles généralement inséminées pour la première fois ? _____mois
11. Les inséminations sont-elles généralement réalisées sur des vaches :

- ☐ En bonne santé
- ☐ Présentant des troubles métaboliques ou reproductifs

Pratiques en matière de détection et de gestion de la reproduction

12. Quelles méthodes sont couramment utilisées pour détecter les chaleurs ? (plusieurs réponses possibles)

- ☐ Observation visuelle
- ☐ Utilisation de taureaux testeurs

- ☐ Détection hormonale

13. Les éleveurs pratiquent-ils la synchronisation des chaleurs ?

- ☐ Oui
- ☐ Non

14. En cas de synchronisation des chaleurs, quelle méthode est principalement utilisée ?

- ☐ Progestagènes
- ☐ Prostaglandines
- ☐ Gonadotrophines

Gestion des pathologies liées à l'insémination artificielle

15. Quelles sont les pathologies les plus fréquemment observées autour et après l'insémination artificielle ?

- ☐ Infections utérines
- ☐ Autres.

16. Quel est le nombre moyen d'inséminations artificielles réalisées par vache avant une gestation confirmée ? _____

Questionnaire à destination des éleveurs

Objectif : Ce questionnaire vise à recueillir des informations sur la mise en pratique de l'insémination artificielle (IA) dans les exploitations bovines de la Wilaya de Tébessa.

Informations générales :

1. Nom et prénom : _____
2. Commune : _____
3. Âge : _____ans
4. Niveau d'expérience en élevage bovin :

- ☐ Moins de 5 ans
- ☐ 5 à 10 ans
- ☐ Plus de 10 ans

5. Quel type d'élevage pratiquez-vous ?
   - ☐ Laitier
   - ☐ Viande
   - ☐ Mixte

Conditions d'élevage

6. Quel type de stabulation utilisez-vous ?
   - ☐ Libre
   - ☐ Entravée
   - ☐ Semi-entravée
7. Comment évaluez-vous l'hygiène de votre exploitation ?
   - ☐ Bonne
   - ☐ Moyenne
   - ☐ Insuffisante
8. Votre bâtiment d'élevage est-il bien ventilé ?
   - ☐ Oui
   - ☐ Non
9. Quelle est la principale source d'alimentation de vos vaches ?
   - ☐ Fourrages locaux

- ☐ Compléments industriels
- ☐ Mélange des deux

Pratiques de reproduction et insémination artificielle

10. Utilisez-vous l'insémination artificielle dans votre élevage ?

- ☐ Oui
- ☐ Non

11. Si oui, depuis combien de temps pratiquez-vous l'IA ?

- ☐ Moins de 2 ans
- ☐ Entre 2 et 5 ans
- ☐ Plus de 5 ans

12. À quelle période de l'année réalisez-vous majoritairement les inséminations ?

- ☐ Toute l'année
- ☐ Saison spécifique : _____

13. Qui réalise l'insémination artificielle dans votre exploitation ?

- ☐ Vétérinaire
- ☐ Inséminateur qualifié
- ☐ Moi-même
- ☐ Autre : _____

14. Comment détectez-vous les chaleurs de vos vaches ? (plusieurs réponses possibles)

- ☐ Observation visuelle
- ☐ Détection hormonale

- ☐ Taureaux testeurs

15. Avez-vous déjà utilisé des protocoles de synchronisation des chaleurs ?

- ☐ Oui
- ☐ Non

16. Si oui, quelle méthode utilisez-vous ?

- ☐ Progestagènes
- ☐ Prostaglandines
- ☐ Gonadotrophines

Résultats et gestion des problèmes liés à l'IA

17. Combien d'inséminations artificielles sont en moyenne nécessaires avant d'obtenir une gestation confirmée ? _____

18. Avez-vous observé des problèmes après l'IA ?

- ☐ Non
- ☐ Oui, lesquels ? _____

19. Quels sont les principaux défis que vous rencontrez avec l'insémination artificielle ?

- ☐ Difficulté à détecter les chaleurs
- ☐ Coût élevé
- ☐ Taux de réussite faible
- ☐ Autre : _____

20. Pensez-vous que l'insémination artificielle améliore la productivité de votre élevage ?

- ☐ Oui
- ☐ Non

Ce questionnaire permettra de mieux comprendre les pratiques et les défis liés à l'IA dans la région.