

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE
MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE
UNIVERSITE MOHAMED BOUDIAF - M'SILA

FACULTE DES SCIENCE
DEPARTEMENT SCIENCE BIOLOGIQUE

N° :



DOMAINE : SCIENCES DE LA
NATURE ET DE LA VIE
FILIERE : SCIENCE BIOLOGIQUE
OPTION : PRODUCTION ET
NUTRITION ANIMALE

Mémoire présenté pour l'obtention
Du diplôme de Master Académique

Par: **Barkat Fatima Zohra**
Laali Boutheyna

Intitulé

**Maîtrise de la reproduction chez les
ruminants dans la région de M'sila
(Étude des cas de synchronisation des chaleurs chez
la vache et la brebis).**

Soutenu devant le jury composé de:

BAHLOULI	Professeur	Université M'sila	Président
HAFFAF S.	M.C.B	Université M'sila	Rapporteur
DJELAILIA S.	M.A.A	Université M'sila	Examineur
AMROUNE S.	D.V.P	-	Co-Encadreur

Année universitaire : 2018 /2019

A decorative border surrounds the text, featuring pink flowers and butterflies. The border is composed of a wavy, golden-brown line with small floral and butterfly motifs interspersed along its path. The background is a soft, light pink with subtle floral patterns.

Remerciements

Nous remercions tous premièrement Dieu le tout puissant pour nous avoir donné

La force et le courage pour réaliser ce modeste travail.

Ainsi, nous tenons également à exprimer notre vif remerciement à notre encadreur Mdm : HAFAF SAMIA et coencadreur Mr: AMROUNE SMAIL pour avoir accepté de diriger ce travail, pour son dévouement, ses précieux conseils, son encouragement, sa patience, sa disponibilité et sa gentillesse, et pour suivi continuel tout le long de la réalisation de ce mémoire.

Nous remercions les membres du jury

Mr Djelailia et Mr Bahlouli, qui ont accepté de juger notre travail.

Nous remercions vivement toutes personnes qui nous ont aidés à élaborer et réaliser ce mémoire, ainsi à tous ceux nous ont aidés de près ou loin à accomplir ce travail.

Nos remerciements vont également aux personnels de la D.S.A. de M' sila.

En fin Nous remercions à tous nos amis et collègues pour le soutien moral



Dédicace

Toutes les lettres ne sauraient trouver les mots qu'il faut... Tous les mots ne sauraient exprimer la gratitude, L'amour, le respect, la reconnaissance...

Je dédie cette thèse ...

À mes chers parents aucune dédicace ne saurait exprimer mon respect, mon amour éternel et ma considération pour les sacrifices que vous avez consenti pour mon instruction et mon bien être. Je vous remercie pour tout le soutien et l'amour que vous me portez depuis mon enfance et j'espère que votre bénédiction m'accompagne toujours. Que ce modeste travail soit l'exaucement de vos vœux tant formulés, le fruit de vos innombrables sacrifices, bien que je ne vous en acquitterai jamais assez. Puisse Allah, le très haut, vous accorder santé, bonheur et longue vie et faire en sorte que jamais je ne vous déçoive.

À mes frères TakiAddine , Chamsse addine et Achraf , En témoignage de mon affection fraternelle, de ma profonde tendresse et reconnaissance, je vous souhaite une vie pleine de bonheur et de succès et que Allah, le tout puissant, vous protège et vous garde.

À mes amis de toujours : farida , asma et nassima , en souvenir de notre sincère et profonde amitié et des moments agréables que nous avons passés ensemble. Veuillez trouver dans ce travail l'expression de mon respect le plus profond et mon affection la plus sincère.

À toutes les personnes qui ont participé à l'élaboration de ce travail à tous ceux que j'ai omis de citer.

A TOUS MERCI

BARKATFATIMAZOHRÀ



Dedicaces

*J'ai l'honneur de dédier ce modeste travail à ; Celui qui m'a
toujours encouragé et soutenu durant toutes mes années d'étude,
merci pour ton amour et ta confiance*

totale... à toi très cher père

*Celle qui m'a tant bercé, tant donné, et tant enseigné, toi qui m'a
guidé dans le droit chemin, toi qui m'a appris que rien n'est
impossible... à toi ma maman.*

et Je le dédie aussi :

À mes très chers frères: Yousef, Ilyas et Fahd.

À mes chers: Maysam bayan et Ghayth el rahman

*À mon cher binôme Fatima zohrabarkat et mes amis Fatiha,
Bouchra, Nabila , Soulaf, Imane, Messaouda, Arbia et Houda.*

À mes chers mamiSalima et tante Saida

À tous mes enseignants, je leurs exprime ma profonde gatitude.

Et à tous ceux que j'aime.

Boutheyna

Liste des abréviations

%: pourcent

CEC: Cystoréline, Enzaprost, Cystoréline

CIDR: control Internal Drug Release

Cj: corps jaune

CL: Corpus lutéal

DSA: direction des services agricoles

E2: œstradiol

ECG: équin chorionic gonadotrophine

FGA: acétat de fluorogestrol

FSH: Follicule Stimulating Hormone

GnRH: Gonadotropine Releasing Hormone

HP antérieur: hypophyse antérieur

HT: hypothalamus

IA: Insémination Artificiel

II aire: secondaire

IM: Intra musculaire

JC: jour court

JL: jour longue

LH: Luteinizing Hormone

MAP: acétat de médroxyprogestérone

mg: milligramme

MGA: acétat de mélengestrol

ml: millilitre

OV: ovulation

P4= progestérone

PGF2: Prostaglandine F2

PMSG: prégnaant Mare Sérum Gonadotropine

PRG: progestérone

PRID: Progestérone Releasing Intra-vaginal Devices

UI: unité Internation

Liste des figures

Figure 1 : Localisation du tractus reproducteur de la femelle (la vache , la brebis)	1
Figure 2 : Ovaire de la vache	2
Figure3 : Follicule mur	2
Figure 4 : Oviducte Chez La Vache	3
Figure 5 : Col de L'utérus chez la femelle (la vache , la brebis)	4
Figure6 : Appareil génital chez la vache	5
Figure7 : Appareil génital chez la brebis	5
Figure8 : Cycle œstral chez la vache (Source : WATTIAUX, 2006)	7
Figure9 : Développement folliculaire et l'ovulation	8
Figure10 : Contrôle hormonal (œstradiol et progestérone) au cours du cycle sexuel de la brebis (Chalivoix, 2010)	10
Figure 11 : Principales hormones impliqués dans la régulation du fonctionnement ovarien (Arbouche, 2011)	12
Figure12 : Méthodes de détection des chaleurs chez les ovins (Castonguay, 2016)	14
Figure13 : Signes de chaleurs chez la vache (Puck et al, 2004)	15
Figure14 : Sécrétion de la mélatonine pendant la durée du jour	17
Figure15 : Principe d'action de CIDR (Castonguay,2013)	19
Figure 16 : Protocole de traitement par l'éponge vaginale	19
Figure17 : Traitement lumineux chez l'ovin.	21
Figure 18 : Effet du bélier sur la brebis	22
Figure19 : Mise en place d'un implant sous-cutané (Marichatou.,2012)	24
Figure20 : Traitement à base de spirales vaginales pour l'induction et la synchronisation de l'œstrus	24
Figure 21 : Traitement à base d'un dispositif vaginal pour l'induction et la synchronisation de l'œstrus	25
Figure22 : Protocole GPG (Grimard et Humbolt., 2003)	26
Figure23 : Protocole de synchronisation à base de prostaglandine f 2 α (Grimard et al., 2003)	26
Figure24 : Moment idéal d'insémination par rapport aux phases des chaleurs de la vache (Michel.,1996)	30

Figure25: Etapes de l'IA31	31
Figure26: Principaux mécanismes impliqués dans les effets d'un stress lié à la chaleur sur la fonction de reproduction (Claire et al., 2003)	36
Figure27 : Kyste folliculaire (Henzen, 2008)38	38
Figure28: Kyste lutéal (Paroi > 3 mm) (Hanzen, 2008)38	38
Figure29 : Principaux paramètres de reproduction utilisés dans la reproduction ovine (Soltner, 1989)	40
Figure30: Matériel de synchronisation	44
Figure31: Désinfectant	44
Figure32: Installation de l'éponge dans l'applicateur	45
Figure33: Mise en place de l'éponge	46
Figure34: Retrait de l'éponge	47
Figure35: Eponge retirées	47
Figure36: PMSG	47
Figure37: Injection de la PMSG	48
Figure 38: Monte naturelle	48
Figure39: Matériel de protocole PRID Delta	50
Figure 40: PRID Delta	50
Figure41: Lubrification de l'applicateur	51
Figure42: Insertion de PRID dans l'applicateur	51
Figure 43: Mise en place de PRID dans le vagin de la vache	51
Figure44: Vérification de la fixation du fil	51
Figure 45: Injection IM de PGF2alpha	52
Figure 46: Matériel de protocole GPG	53
Figure47: Bombonne de stockage	54
Figure48: Bombonne de déplacement	54
Figure 49: Pistolet d'insémination et sa gain de protection	54
Figure 50: Décongélation des paillettes de l'insémination	56
Figure51: Préparation de paillette pour l'utilisation directe (en la pinçant à un centimètre du bout)	56
Figure52: Palpation transrectale	57
Figure53: Introduction du pistolet de l'insémination	57
Figure54 : Evaluation des paramètres de la reproduction de l'effectif ovine étudié	58

Figure55 : Evaluation des paramètres de la reproduction de l'effectif ovin témoin	59
Figure 56 : Taux de gestation et de retour en chaleurs de l'effectif ovin étudié	61
Figure 57 : Présentation des paramètres de reproduction de l'effectif ovin étudié	61
Figure 58 :Taux de fertilité du troupeau ovin	63
Figure 59 : Taux de fécondité de l'effectif ovin étudié	65
Figure60 : Taux de Prolificité du troupeau ovin	66
Figure61 : Répartition des animaux traités en fonction de la race bovine	67
Figure 62 : Répartition des animaux en fonction de la cyclicité bovine	67
Figure 63 : Taux de synchronisation en fonction du traitement	69
Figure64 . Répartition des taux de gestation, de retour en chaleurs et de synchronisation de l'effectif bovin étudié	70
Figure65 . Taux d'insémination artificielle et de gestation des vaches traitées	71

Liste des tableaux

Tableau 1. Relation entre alimentation et fertilité (Enjalbert, 2002)	34
Tableau 2. Répartition des effectifs ovin étudiés	41
Tableau 3. Répartition des effectifs bovin étudiés	42
Tableau 4. Cheptel de la wilaya de M'sila (DSA M'sila, 2018)	43
Tableau 5. Prix des éponges vaginales	44
Tableau 6. Couts vétérinaires des différents protocoles	54
Tableau 7. Répartition des gestations et des retours en chaleurs de l'effectif ovin étudié	60
Tableau 8. Moyennes globales des paramètres de reproduction et de productivité	61
Tableau 9. Taux de fertilité des brebis	62
Tableau 10. Taux de fécondité chez les brebis	64
Tableau 11. Taux de prolificité chez les brebis traitées	65
Tableau 12. Taux de synchronisation obtenus avec les protocoles utilisés sur l'effectif bovin étudié	68
Tableau 13. Taux de gestation et d'insémination artificielle de l'effectif bovin étudié	71
Tableau 14. Taux de gestation obtenus avec les protocoles utilisés sur l'effectif bovin étudié	72

Sommaire

Liste des abréviations

Liste de figures

Liste des tableaux

Résumer

La partie bibliographie

Introduction

Chapitre I : Anatomie et physiologie de la reproduction

I.1. Anatomie des systèmes reproducteurs femelles (ovin et bovin)	1
I.1.1. L'ovaire	1
I.1.2. Les voies génitale	2
I.1.2.1. Oviducte.....	2
I.1.2.2. Les cornes utérines	3
I.1.2.3. L'utérus	3
I.1.2.4. Col utérin.....	4
I.1.2.5. Corps utérin	4
I.1.2.6. Le vagin	4
I.1.2.7. La vulve	5
I.2. Physiologie de la reproduction	5
I.2.1. La puberté	5
I.2.2. Cycle sexuel	6
I.2.2.1. La phase folliculaire	6
I.2.2.2. La phase lutéale.....	7
I.2.3. L'ovulation.....	8
I.2.4. Fécondation.....	9
I.2.5. La gestation.....	9
I.3. Les hormones de la reproduction	10
I.3.1. Les hormones stéroïdiennes	10
I.3.1.1. Œstrogènes	10
I.3.1.2. La progesterone.....	10

I.3.2. Les prostaglandines	11
I.3.3. Les hormones hypothalamo-hypophysaires	11
II.4. Contrôle hormonal du cycle sexuel	11

Chapitre II. Maitrise des cycles sexuels de la vache et de la brebis

II.1. Détection des chaleurs	13
II.1.1. Chez la brebis.....	13
II.1.2. Chez vache	14
II.1.2.1. Détection des chaleurs par observation directe (par l'éleveur ou le vacher)...	16
II.1.2.2. Méthode d'observation indirecte	16
II.2. Synchronisation des chaleurs	16
II.2.1. Chez la brebis	16
II.2.1.1. Le photopériodisme chez l'ovin	16
II.2.1.2. Les traitements hormonaux pour la maîtrise des cycles sexuels chez la brebis	18
II.2.1.2.1. Les progestagènes	18
II.2.1.2.2. Le CIDR « Control Internal Drug Release ».....	18
II.2.1.2.3. L'éponge vaginale	19
II.2.1.2.4. Le traitement avec les prostaglandines	20
II.2.1.2.5. La Mélatonine	20
II.2.1.2.6. Traitement lumineux.....	20
II.2.1.2.7. L'effet male (bélier).....	21
II.2.2. Chez la vache	22
II.2.2.1. La photopériode.....	22
II.2.2.2. Programme de synchronisation de la reproduction	22
II.2.2.3. Les différents protocoles de synchronisation des chaleurs chez la vache	23
II.2.2.3.1. Méthodes hormonales	23
1-Traitements à base de progestagènes	23
2-Protocole « Ovsynch » : GnRH + PGF2 α + GnRH	25
3-Prostaglandine F2 alpha	26
II.2.2.3.2. Méthodes zootechniques.....	27
II.3. L'insémination artificielle	27
II.3.1. Avantages techniques.....	27
II.3.2. Avantages sanitaires.....	27
II.3.3. Avantages économiques.....	27

II.3.4. Les inconvénients	28
II.3.5. Insémination artificielle chez la brebis	29
1-L'insémination par laparoscopie.....	29
2- l'insémination transcervicale.....	29
II.3.6. Insémination artificielle chez la vache	29
-Conservation du sperme	29
-Moment de l'insémination artificielle (IA).....	29
-Deux méthodes d'insémination peuvent être utilisées chez les bovins	30
II.3.7. Evaluation de l'IA	32
II.3.7.1. Détermination du non-retour en chaleurs.....	32
II.3.7.2. La palpation transrectale.....	32
II.3.7.3. Echographie	33
II.3.7.4. Le dosage de La progestérone.....	33

Chapitre III. Facteurs influençant la maîtrise de la reproduction

III.1. Les facteurs externes	34
III.1.1. Influence de la saison	34
III.1.2. L'influence de l'alimentation	34
III.1.2.3. L'influence du mâle.....	35
III.1.2.4. L'influence de la température et du climat.....	35
III.2. Facteurs internes.....	36
III.2.1. L'anoestrus.....	36
III.2.2. Les kystes ovariens	36
III.2.2.1. Le kyste folliculaire	37
III.2.2. 2. Le kyste lutéal	38
III.3. L'influence de la race sur la saison sexuelle	38
III.4. L'influence de l'état sanitaire	38
III.5. Paramètres de la reproduction.....	39
III.5.1. Fertilité.....	39
III.5.2. Prolificité.....	39
III.5.3. La fécondité.....	39

Partie expérimentale

Chapitre I. Matériels et méthodes

I.1. Présentation de la région d'étude	41
--	----

I.2. Matériels.....	42
I.2.1. Les animaux	42
I.2.2. Alimentation et abreuvement.....	43
I.3. Méthodes	43
I.3.1. Protocole de synchronisation des chaleurs chez la brebis.....	43
I.3.1.1. Matériel utilisé	43
I.3.1.2. Technique.....	44
I.3.1.2.1. La pose des éponges vaginales	44
I.3.1.2.2. Retrait des éponges	46
I.3.1.2.3. Injection de la PMSG	47
I.3.1.2.4. La lutte	48
I.3.1.2.5. Diagnostic et suivi de la gestation	48
I.3.1.2.6. Détermination des paramètres de la reproduction.....	48
I.3.2. Protocole de synchronisation des chaleurs chez la vache	49
I.3.2.1. Matériel utilisé.....	49
I.3.2.2- Technique de synchronisation	49
I.3.2.1. 1. Protocole de PRID delta	49
I.3.2.1. 2. Protocole de la prostaglandine F2 alpha (PGF2 alpha)	52
I.3.2.1. 1. Protocole de GPG.....	53
I.4.1. Matériel utilisé pour IA	55
I.4.1.1. Technique de l'IA	55

Chapitre II. Résultats et discussion

II.1. Etude des paramètres de la reproduction chez les ovins.....	58
II.1.1. Taux de Synchronisation.....	60
II.1.2. Taux de gestation et de retour en chaleurs.....	60
II.2. Paramètres de reproduction et de productivité de l'effectif étudié.....	61
II.2.1. La fertilité	62
II.2.2. La fécondité	64
II.2.3. La prolificité	65
II.2. Résultats relatifs à la pratique de la synchronisation et de l'insémination artificielle chez la vache.....	67
II.2.1. Répartition des animaux traités selon la race.....	67
II.2.2. Cyclicité.....	67

II.2.3. Taux de synchronisation obtenus avec les différents protocoles.....	68
II.2.3.1. Le taux de synchronisation des chaleurs par protocole PGF2a.....	69
II.2.3.2. Le taux de synchronisation des chaleurs par protocole PRID.....	69
II.2.3.3. Le taux de synchronisation des chaleurs par protocole GPG	69
II.2.4. Taux de gestation et d'insémination artificielle	71
II.2.4.1. Taux global de l'IA.....	71
II.2.4.1. Taux global de gestation	72

Conclusion

Référence

Introduction

L'Algérie de par sa place géographique stratégique en Afrique et l'hétérogénéité des étages bioclimatiques, représente un capital naturel de biodiversité des ressources génétiques animales et végétales. La pratique d'élevages est présente presque sur tout le territoire algérien mais sa concentration est plus importante dans la partie nord du pays, avec toutefois une plus forte concentration dans la steppe (Kerboua et al., 2003).

L'élevage des ruminants occupe une place très importante dans le domaine de la production animale en Algérie, l'élevage ovin constitue le premier fournisseur de viande rouge, l'élevage bovin constitue un important fournisseur de lait du pays (Chellig, 1992 ; Bencherif, 2011).

Dans la pratique d'élevage la gestion de la fonction de la reproduction est préliminaire pour atteindre la rentabilité. Le suivi de la reproduction permet d'identifier les animaux à risque d'infécondité, et de collecter des données zootechniques, pathologiques et thérapeutiques et cela pour établir un bilan de reproduction du troupeau (Hanzen et al., 2013).

La maîtrise de la reproduction, quelle que soit l'espèce concernée, est une pratique nécessaire en élevage. Elle met en œuvre des stratégies techniques ou de conduite des troupeaux permettant d'optimiser la reproduction (monte naturelle ou insémination artificielle) notamment en période d'anoestrus (saisonnier, postpartum), et ceci de façon adaptée aux différentes espèces dans leurs systèmes d'élevage (intensif, extensif).

Les stratégies de maîtrise de la reproduction mises en place par les éleveurs visent le choix de la période de mises bas, la synchronisation des mises bas, la diminution des périodes improductives (avancement /synchronisation, reproduction à contre-saison, diminution de la durée de l'anoestrus post-partum), l'optimisation de la taille de la portée et enfin, l'application de l'insémination artificielle avec tous les avantages génétiques et sanitaires que celle-ci apporte (Chemineau et al., 1996a ; Fatet et al., 2008). Les stratégies techniques ou de conduite utilisées aujourd'hui par les éleveurs pour la maîtrise de la reproduction concernent fondamentalement les traitements hormonaux d'induction et de synchronisation de l'œstrus et de l'ovulation associés ou non à l'insémination artificielle, les traitements hormonaux pour déclencher les mises bas, les traitements photopériodiques de désaisonnement et l'effet mâle.

L'évaluation d'un système d'élevage pratiqué se fait par l'intermédiaire de certains paramètres zootechniques dont les paramètres de reproduction : fertilité et prolificité, d'où découle la productivité numérique. La maîtrise de la reproduction des femelles d'un troupeau est une des clés du succès et de la durabilité d'un élevage. À cet effet l'objectif de notre étude est de :

- Rechercher la réponse des brebis de la région aux traitements hormonaux de synchronisation des chaleurs par l'utilisation des éponges vaginales imprégnées de progestatif (FGA 40 mg) associées à l'injection de 500 UI PMSG en vérifiant l'influence de ce protocole sur les performances reproductives des brebis Ouled Djellal.
- Rechercher la réponse des vaches élevées dans notre région aux différents traitements de synchronisation des chaleurs en vérifiant l'influence de l'application de trois protocoles différents (RID, PGF2 alpha et GPG) associés à l'insémination artificielle sur la réussite de la fécondation et l'établissement d'une gestation.

A large, horizontally-oriented oval with a teal gradient background, centered on a white page. The text is centered within this oval.

Chapitre I.

Anatomie et physiologie
de la reproduction

I.1. Anatomie des systèmes reproducteurs femelles (brebis et vache)

L'appareil génital femelle est le siège de la fécondation, il abrite le fœtus dans un segment différencié qui est l'utérus et assure sa nutrition pendant la gestation (Pavaux, 1957).

Les différents organes reproducteurs chez les vaches et les brebis comprennent les ovaires, oviductes, l'utérus, le cervix, le vagin et la vulve. L'activité des ovaires est commandée par les sécrétions gonadotropes de l'hypophyse. L'ovaire produit les ovules qui passent, via le pavillon, dans l'oviducte. Après l'ovulation, certaines structures ovariennes sécrètent des hormones qui vont préparer l'utérus pour la gestation.

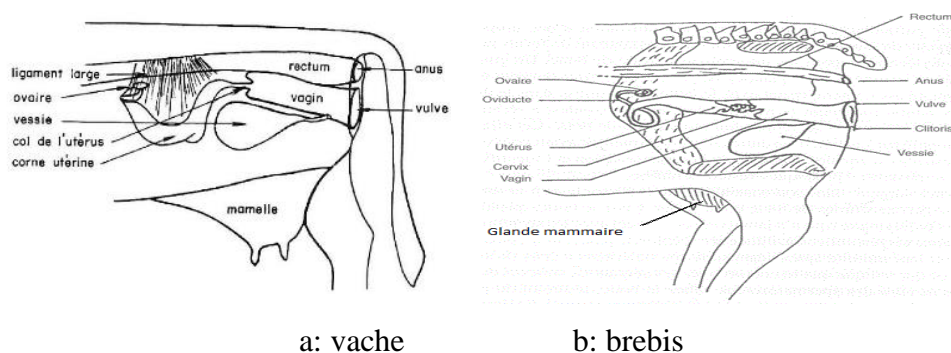


Figure 1. Localisation du tractus reproducteur de la femelle (Cirad, 2009).

I.1.1. L'ovaire

Les deux ovaires sont situés dans la cavité abdominale, à l'arrière immédiat des reins chez les ruminants. De forme ovoïde et aplatie d'un côté à l'autre chez la vache et en forme de haricot chez la brebis. Chaque ovaire est appendu au ligament large qui, à son niveau, se dédouble pour former une bourse ovarique (Montmeas, 2013). L'ovaire est le siège de l'ovogenèse et de la folliculogénèse. Le poids individuel de chaque ovaire dépend de la saison et du moment du cycle oestrien : il est compris entre 3 et 5g, avec 2 cm de longueur et 1 cm d'épaisseur, chez la brebis (Castonguay, 2018), et 10-20 g chez la vache où l'ovaire droit est plus lourd que l'ovaire gauche. En moyenne la longueur est de 35-40 mm, la hauteur de 20-25 mm et l'épaisseur de 15-20 mm (Barone, 1978).

L'ovaire est constitué de 3 types de tissus :

- L'albuginée : membrane fibreuse qui recouvre l'ovaire
- la partie médullaire ou stroma : qui comprend des fibroblastes, des nerfs et des vaisseaux sanguins,

- La zone corticale : siège de bourgeonnement cyclique et périodique des follicules. Chaque follicule pourra se développer pour peut-être devenir un ovule. C'est un développement centrifuge (vers l'extérieur).

Les follicules se nomment de façons différentes selon leur stade d'évolution :

- Le follicule primaire en nombre défini et en stock dès la naissance de la femelle
- Le follicule secondaire.
- Le follicule cavitaire : formation de l'antrum rempli de liquide folliculaire
- Le follicule mûr ou follicule de De Graaf : libération d'un ovocyte par éclatement de l'albuginée.
- Le follicule produit des œstrogènes.

Le follicule se transforme en corps jaune à partir des cellules lutéiniques. Il va produire la progestérone et persistera si la fécondation a eu lieu (**Hanzen, 2010**).

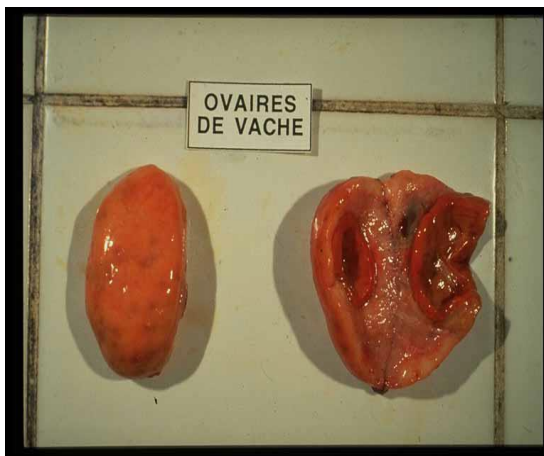


Figure 2. Ovaire de la vache.

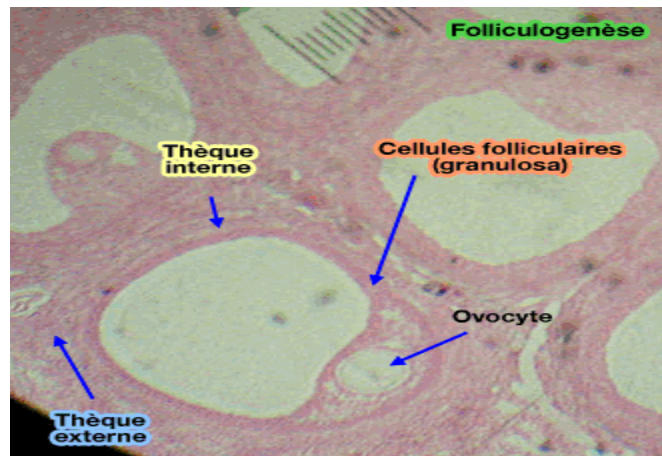


Figure 3. Follicule mur.

I.1.2. Les voies génitales

I.1.2.1. oviducte

La trompe utérine ou salpinx: anciennement « trompe de Fallope » ou « oviducte », constitue la partie initiale des voies génitales de la femelle, se terminant par une sorte d'entonnoir, le pavillon de l'oviducte. Il recouvre partiellement l'ovaire, qui reçoit les ovocytes libérés par l'ovaire, abrite la fécondation et assure le transfert de l'œuf fécondé en cours de division jusqu'à l'utérus grâce à la présence de cils et à l'aide de contractions musculaires (Michaud, 2006). L'oviducte a une longueur de 30 cm chez la vache et un diamètre de 3 à 4 mm, et d'un isthme de diamètre de 2 mm (Hanzen, 2010), par contre chez brebis l'oviducte est d'une longueur de 10 à 20 cm (Michaud, 2006).

L'oviducte lui-même comprend trois parties (Gilles, 2006).

- L'ampoule, portion la plus longue, possède une muqueuse de type cilié, avec de nombreux replis qui avec la musculature (à fibres musculaires lisses circulaires et longitudinales), va assurer la progression de l'ovule vers l'utérus. C'est le lieu de la fécondation.
- L'isthme, de calibre réduit, s'ouvre dans la cavité utérine.
- La jonction utéro-tubaire, zone de jonction de l'oviducte et de la corne utérine

Correspondante

L'oviducte assure un triple rôle :

- il recueille l'ovule au moment de l'ovulation, et le conduit après fécondation vers l'utérus ;
- il modifie les spermatozoïdes afin qu'ils soient aptes à féconder.



Figure 4. L'oviducte chez la vache.

I.1.2.2. Les cornes utérines

Les cornes utérines se rétrécissent progressivement en direction des oviductes auxquelles elles se raccordent sous la forme d'une inflexion en S. Elles ont en effet un diamètre de 3 à 4 cm à leurs bases et de 5 à 6 mm à leurs extrémités et d'une longueur de 35 à 45 cm chez la vache (Hanzen, 2010) et entre 10 et 15cm de longueur chez la brebis (Christine et al., 2013). Incurvées en spirale, leurs apex sont très divergents et situés latéralement à peu près dans l'axe de la spirale. Cette disposition positionne les ovaires à hauteur du col de l'utérus (Hanzen, 2010).

I.1.2.3. L'utérus

L'utérus, aussi appelé communément matrice, est l'organe de la gestation (Barone, 2001). Pourvu d'une muqueuse riche en glandes et d'une musculature puissante il est appendu de chaque côté à la région lombaire par un fort méso, le ligament large. Il reçoit le ou les œufs fécondés dont la segmentation a déjà commencé dans la trompe utérine. L'utérus pèse en moyenne 400 g (200 à 550 g chez la vache).

I.1.2.4. Col utérin

Un col utérin ou cervix qui sépare l'utérus du vagin et isole ainsi en permanence la cavité utérine de la cavité vaginale (4-10cm de long et 2-3 cm de diamètre; chez la brebis). Chez la vache le col utérin est long (de 8 à10 cm), étroit, à paroi dure et épaisse (Gilles, 2006 ; Christine et al., 2013).

Chez la brebis, le col de l'utérus est formé par de nombreux anneaux cartilagineux (5 à 7). Le canal cervical proprement dit est donc très sinueux et impossible à franchir lors de l'IA par voie transcervicale (Dudouet, 2003). Mais chez la vache, la structure du col est très liée au lieu de dépôt du sperme en monte naturelle ou de la semence en insémination artificielle (Gilles, 2006).



a: chez la vache (Hanzen; 2010)



b: chez la brebis (courtoisie B. Buckrell, U. Guelph).

Figure 5 (a et b). Col de l'utérus chez la femelle.

I.1.2.5. Corps utérin

Chez la vache le corps utérin est très réduit, il a une longueur de 5 cm environ. Chez la brebis, il mesure 1 à 2 cm de long (Parez et Duplan, 1987). La paroi interne de l'utérus est constituée d'une muqueuse dans laquelle on retrouve une multitude de vaisseaux sanguins, l'endomètre. Il joue un rôle primordial dans la survie et le développement du fœtus pendant la gestation. L'endomètre est recouvert du myomètre, une couche musculaire dont les contractions sont impliquées dans le transport des spermatozoïdes vers l'oviducte et dans l'expulsion du ou des fœtus au moment de la mise bas (Parez et Duplan, 1987).

I.1.2.6. Le vagin

C'est l'organe d'accouplement, il s'étend du col de l'utérus à la vulve ou sinus uro-génital. Chez la vache le vagin est lisse et sans muscle. Il libère un mucus bactéricide et qui facilite les passages du fœtus et du pénis. D'une longueur moyenne de 30 cm et d'une largeur qui ne dépasse pas 5 à 6 cm (Hanzen, 2010)

Chez la brebis, a une longueur de 10 à 14 cm, son apparence intérieure change en fonction du stade du cycle sexuel. Lorsqu'une brebis est en chaleurs, le vagin contient un fluide plus ou moins visqueux, sécrété par le col de l'utérus, et sa muqueuse prend une coloration rougeâtre, causée par l'augmentation de l'irrigation sanguine (Khiati, 2013).

I.1.2.7. La vulve

C'est la partie commune de l'appareil urinaire et génital. Elle est formée de vestibule vaginal et l'orifice vulvaire délimitée par les lèvres (Christine et al., 2013), la longueur du vestibule est d'environ le quart de celle du vagin. Chez la brebis la longueur du tractus génital de l'extrémité postérieure du cervix au pavillon est de 38cm (Seddar, 2017).

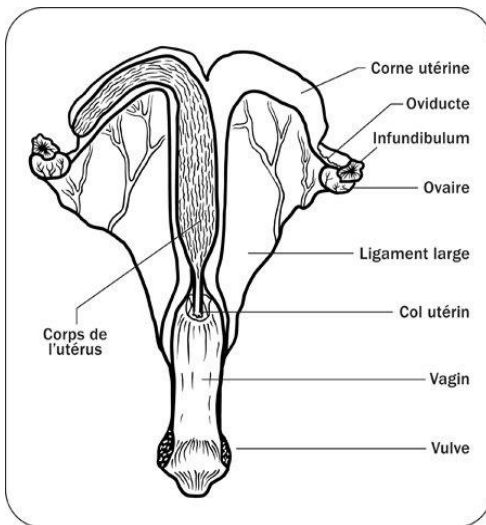


Figure 6. L'appareil génital chez la vache.

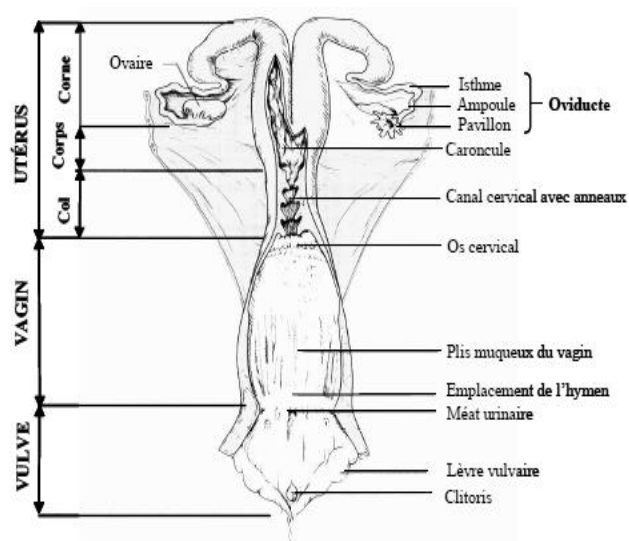


Figure 7. L'appareil génital chez la brebis .

(Bonnes et al., 1988).

I.2. Physiologie de la reproduction

I.2.1. La puberté

La puberté est une période physiologique au cours de laquelle se met en place la fonction de la reproduction. Elle correspond à l'apparition de la possibilité de la fécondation.

Le début de cette période est évalué soit par des critères comportementaux (âge au premier œstrus (Swenson, 1984), soit par des critères hormonaux (âge à la première augmentation significative de la concentration de progestérone plasmatique (Salisbury et al., 1978). La première définition n'est pas caractéristique de la puberté, puisque les caractères sexuels tertiaires peuvent se manifester avant la puberté, et ne font que se développer à partir de la puberté (Levasseur et Thibault, 1980 ; Soltner, 2001).

Selon Dudouet (1997), la puberté se traduit par le début de l'activité de la gamétogenèse ou formation des ovules, l'apparition des chaleurs et l'ovulation.

Dans des conditions normales d'élevage, l'agnelle atteint la puberté vers l'âge de 5 à 9 mois (Castonguay, 2018), mais chez la vache la puberté se manifeste entre 9 à 15 mois. Cependant, l'âge à la puberté dépend de nombreux facteurs génétiques et environnementaux dont les principaux sont la race, le poids, la saison de naissance et l'environnement (Gilles, 2006).

I.2.2. Cycle sexuel

Chez tous les mammifères, l'appareil génital femelle présente des modifications morphologiques et physiologiques au cours et pendant toute la durée de l'activité sexuelle. Ces modifications se produisent toujours dans le même ordre, et reviennent à des intervalles périodiques, suivant un rythme bien défini pour chaque espèce; elles commencent au moment de la puberté, se poursuivent tout au long de la vie génitale, sont interrompues momentanément lors de la gestation, et définitivement à la ménopause (Derivaux, 1971).

Chez la brebis, le cycle est saisonnier, entre août et janvier. Il dure en moyenne 16 à 17 jours (Kennedy, 2012).

Chez la vache, la durée du cycle sexuel est assez caractéristique de l'espèce, mais comporte cependant des variations individuelles notables, ce qui peut rendre difficile la prévision des retours en chaleurs. Le cycle sexuel dure 20 à 23 jours chez la vache, avec une moyenne de 21 jours chez les pluripares et de 20 jours chez les génisses. (Bonnes et al., 1988). D'après Verssaire (1977), deux phases caractérisent la composante cellulaire du cycle sexuel : la phase folliculaire et la phase lutéale

I.2.2.1. La phase folliculaire

Cette phase est représentée par deux étapes qui se suivent de façon chronologique :

Le pro-œstrus : qui correspond à la période de croissance accélérée d'un ou de plusieurs follicules à antrum destinés à ovuler; cette croissance se fait par un phénomène de vagues folliculaires (Maillet, 1974 ; Vaissaire, 1977 ; Ba, 1989) et représente la période de transition entre la fin d'un cycle et le début du cycle suivant. C'est également pendant cette période que se termine la lyse du corps jaune du cycle précédent. Cette étape a une durée d'environ 3 à 4 jours chez la vache et la brebis (Kamara, 1985).

L'œstrus (ou chaleurs) : c'est la période des chaleurs ou rut qui correspond également à la maturation folliculaire suivie de l'ovulation, période où la femelle accepte le chevauchement par le mâle ou par ses congénères. Généralement, l'ovulation se produit pendant l'œstrus, sauf chez la vache où elle est postérieure aux chaleurs (Gilles, 2006).

La durée des chaleurs chez la brebis varie de 18 à 72 heures, elles peuvent durer plus longtemps en cas d'ovulation double ou multiple et se manifestent en plus grand nombre de minuit à midi que de midi à minuit.

I.2.2.2. La phase lutéale

Cette phase comporte également deux étapes :

Le met-œstrus : une transformation métaphasique des follicules rompus en corps jaune fonctionnel se produit. Elle dure 2 jours chez la brebis (Wane, 1989), par contre chez la vache elle est d'environ 4 jours (Gilles, 2006).

Le dioestrus : qui correspond à la période de croissance, de fonctionnement et de début de régression du corps jaune, avec l'installation d'un état pré-gravide par le biais de la sécrétion de progestérone. Cette étape a une durée d'environ 10 à 15 jours chez la vache (Gilles, 2006) et 10 à 12 jours chez la brebis (Wane, 1989).

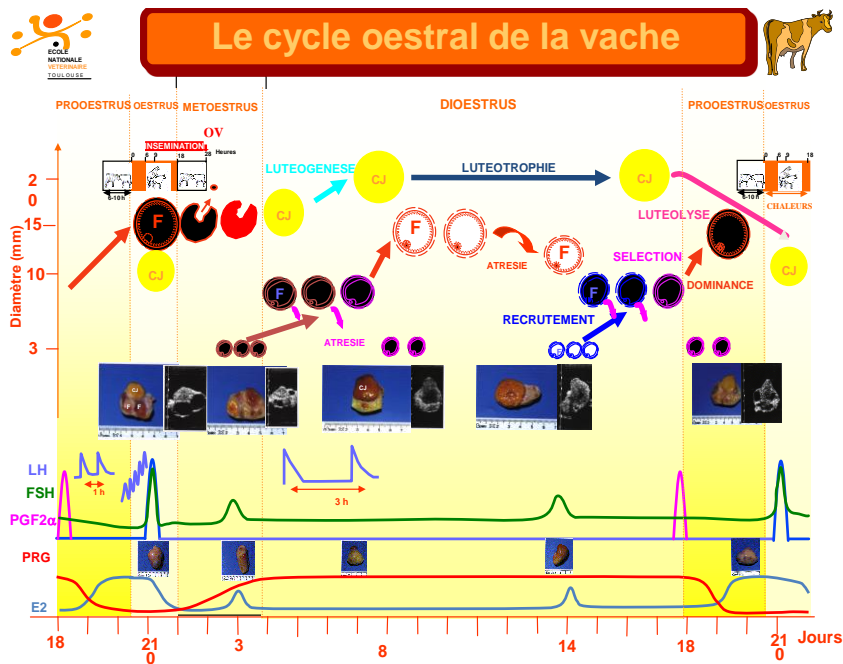


Figure 8. Le cycle œstral chez la vache (Gayrard, 2008).

I.2.3. L'ovulation : correspond à la libération d'un ou plusieurs gamètes femelles (ovocyte ou ovule) prêt à être fécondé, après rupture du follicule mûr ou de DE GRAAF à la surface de l'ovaire. Elle s'accompagne d'importants changements parmi lesquels la maturation du complexe ovocyte cumulus se traduisant par la reprise de la méiose de l'ovocyte et l'expansion du cumulus qui l'entoure ainsi que la modification du profil de sécrétion des stéroïdes se traduisant par une diminution brutale des niveaux sériques d'œstrogènes et d'androgènes au profit de la progestérone (Bridges et Fortune, 2007). Après l'ovulation, le follicule subit des transformations morphologiques et fonctionnelles qui conduisent à l'apparition du corps jaune (Deroba, 1991).

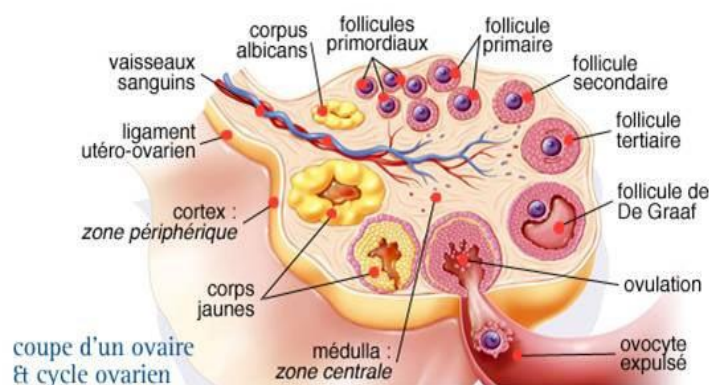


Figure 9. Le développement folliculaire et l'ovulation.

Le corps jaune s'observe donc à l'emplacement du follicule de De Graaf ayant ovulé. Il est constitué de cellules lutéiniques qui sont colorées par un pigment orangé, la lutéine. Ces cellules lutéiniques dérivent des cellules de la granulosa et de la thèque interne, et sont des cellules sécrétrices de progestérone. Le corps jaune a une forme sphérique ou ovoïde, avec un diamètre de 20 à 25 mm chez la vache (Montmeas, 2013) et 2 à 3 mm chez la brebis (Baril et al., 1993) chez la brebis.

Le corps jaune devient fonctionnel 1 à 2 jours après l'ovulation (Montmeas, 2013). Son poids et sa sécrétion de progestérone augmentent rapidement jusqu'au 4^{ème} jour du cycle, puis restent constants jusqu'au 16^{ème} jour (Crowe, 2011). A la fin de cette phase, le corps jaune peut connaître deux destins différents :

-S'il n'y a pas eu fécondation, il n'y a alors pas de gestation et le corps jaune régresse. C'est ce que l'on appelle la lutéolyse qui a lieu au 17^{ème} jour du cycle (Montmeas, 2013). Cette lutéolyse est induite par la principale hormone lutéolytique, la prostaglandine F_{2α} (PGF_{2α}), sécrétée par l'utérus. Bien que de taille réduite et non fonctionnel, le corps jaune reste présent dans l'ovaire (Crowe, 2011).

- S'il y a eu fécondation, et qu'il y a une gestation, le corps jaune évolue en corps jaune gestatif. La reconnaissance maternelle chez la vache a lieu entre le 15ème et le 17ème jour du cycle (Montmeas, 2013).

I.2.4. Fécondation

La fécondation est la fusion du gamète mâle avec le gamète femelle. Cette fusion aboutit à la formation d'une cellule unique : l'œuf ou zygote. Cet œuf va subir très rapidement des divisions cellulaires, on parle alors d'embryon. Chez les mammifères, la fécondation a lieu dans l'ampoule de l'oviducte (Montmeas et al., 2013).

La fécondation est donc précédée par la libération de l'ovule : c'est la ponte ovulaire ou ovulation et la libération des spermatozoïdes ou éjaculation. La rencontre des deux gamètes s'opère à l'issue d'une insémination naturelle appelée aussi accouplement ou à l'issue d'une insémination artificielle (Gayrard, 2008).

I.2.5. La gestation

La gestation correspond à la période de la vie de la femelle qui s'écoule entre la fécondation et la mise bas. L'évènement essentiel de la gestation est la fécondation qui est la transformation de l'ovocyte en œuf, suite à la fusion avec le spermatozoïde. A la suite de la fusion des deux membranes nucléaires, l'œuf entre immédiatement en division et donne naissance à deux cellules filles; dès cet instant, le produit de la conception ou conceptus est appelé embryon, qui y restera jusqu'à ce que l'ensemble des tissus de l'organisme se mette en place; et dès que les tissus sexuels les plus tardifs apparaissent, l'embryon est devenu un fœtus (Bonnes et al., 1988)

Le contact entre la mère et l'embryon, et entre la mère et le fœtus ensuite, est assuré par le placenta qui représente une barrière anatomique entre systèmes circulatoires de la mère et du fœtus (Sousa et al., 2002).

Durée de la gestation:

Elle est variable en fonction de l'espèce, de la race et de l'individu.

Dans une même espèce, la durée de la gestation peut être influencée par :

- la taille de la portée : chez vache, la durée de gestation est plus courte en cas de naissance gémellaire (de 3 à 6 j);
- l'âge de la femelle : la durée de la gestation est plus courte chez les primipares
- le sexe du fœtus : chez la vache, la gestation est allongée de 2 à 3 j avec les fœtus mâles.

Chez la vache, la gestation dure en moyenne 282 jours (9 mois), avec des extrêmes de 277 à 295 jours.

Chez la brebis : la durée de la gestation est d'environ 145 jours (entre 140 et 150 jours) (Bouchikhi, 2018 ; Castonguay, 2018)

I.3. Les hormones de la reproduction

I.3.1. Les hormones stéroïdiennes

Chez la femelle, les deux principales hormones stéroïdiennes que l'on trouve sont les œstrogènes et la progestérone. Ce sont des hormones lipidiques, fabriquées à partir d'un précurseur commun qui est le cholestérol. Elles sont sécrétées par les ovaires, mais aussi par le placenta et les glandes surrénales (Montmeas, 2013).

I.3.1.1. Œstrogènes

Étymologiquement, le mot « œstrogène » signifie « qui engendre l'œstrus ». Ce sont des hormones sécrétées par les follicules de l'ovaire et qui ont pour rôle majeur de provoquer les chaleurs chez la femelle (Montmeas, 2013). De plus, les œstrogènes ont aussi une action sur le complexe hypothalamo-hypophysaire. En effet, à forte dose ils exercent un rétrocontrôle positif sur la production de GnRH, LH et FSH, alors qu'ils ont un rétrocontrôle négatif sur ces mêmes hormones à faible dose (Montmeas, 2013).

I.3.1.2. La progestérone

Sous l'action de la LH qui est sécrété de manière pulsatile, le corps jaune se forme et sécrète la progestérone. La progestérone exerce sur le complexe hypothalamo hypophysaire un rétrocontrôle négatif; les fortes doses de progestérone bloquent la décharge ovulatoire de LH, entraînant ainsi un blocage de la maturation folliculaire et de l'ovulation. Mais sous l'effet de la progestérone, il n'y a pas d'inhibition de la sécrétion de FSH, et la croissance folliculaire se produit (Gilles, 2006).

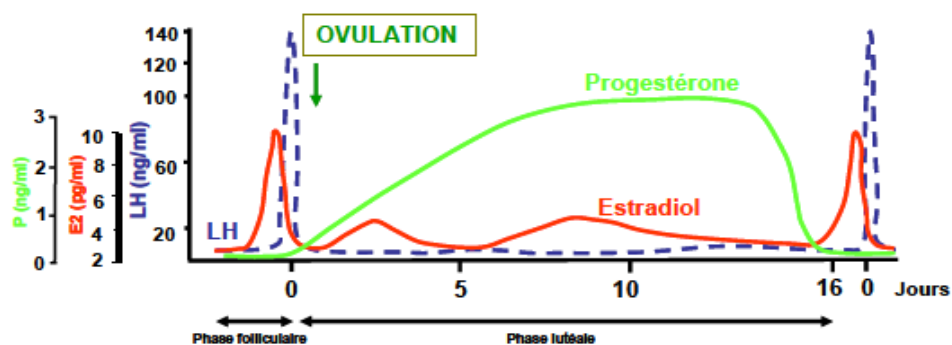


Figure 10. Le contrôle hormonal (œstradiol et progestérone) au cours du cycle sexuel de la brebis (Martin et Thiéry, 1987).

I.3.2. Les prostaglandines

C'est un groupe d'hormones lipidiques dont la plus importante pour la reproduction est la $\text{PGF}_{2\alpha}$. Cette hormone a plusieurs rôles en reproduction, dont le principal est le déclenchement de la régression du corps jaune. Ce rôle de lutéolyse est assuré par l'utérus qui produit la $\text{PGF}_{2\alpha}$ (Montmeas, 2013).

I.3.3. Les hormones hypothalamo-hypophysaires

Les hormones hypophysaires qui nous intéressent ici sont la LH (luteinizing hormone) et la FSH (follicle stimulating hormone). Ce sont deux hormones protidiques sécrétées par les cellules gonadotropes de l'antéhypophyse. On parle de gonadotropines car elles vont agir directement sur les ovaires. Comme leur nom l'indique, la FSH est une hormone folliculostimulante alors que la LH est une hormone lutéinisante (Montmeas, 2013).

-FSH (follicle stimulating hormone) : elle provoque la maturation et la croissance folliculaire, elle stimule le développement des follicules jusqu'au stade pré-ovulatoire mais ne déclenche pas l'ovulation. Elle permet d'éviter l'atrésie des follicules et augmente la capacité de liaison des cellules folliculaires vis-à-vis de LH. Elle favorise la multiplication des cellules de la granulosa, mais aussi certains aspects de leur différenciation (steroidogenese, apparition de récepteurs à LH...) (Saumande, 1991).

-LH (luteinizing hormone) : stimule la maturation du follicule de De Graaf et provoque l'ovulation. Mais seule, elle n'est pas efficace. Elle n'est active que si le follicule est développé et possède des récepteurs à LH. Ces derniers augmentent sous l'influence de la FSH. La LH induit la lutéinisation. Elle agit sur les cellules thécales en stimulant la steroidogenèse (Saumande, 1991).

-L'hormone hypothalamique

L'hypothalamus contrôle la libération de LH et de FSH par l'intermédiaire de la GnRH. L'hypothalamus possède deux régions fonctionnellement différentes : l'hypothalamus médian qui est le centre de la tonicité et l'hypothalamus antérieur, centre de la cyclicité, qui permet la décharge ovulatoire de LH (Bruyas, 1991)

I.4. Contrôle hormonal du cycle sexuel

Quelques hormones (glycoprotéiques) sécrétées par le système hypothalamo-hypophysaire contrôlent le fonctionnement des gonades (ovaire et testicules). En réponse, ceux-ci produisent les gamètes, mais aussi d'autres hormones (stéroïdes et protéines), qui par mécanisme de rétroaction négative, régulent le fonctionnement de l'hypophyse et de l'hypothalamus. Sécrétée par la glande

pinéale, la mélatonine est le médiateur utilisé par les races photopériodiques pour " traduire " les effets de la lumière sur la reproduction. L'hypothalamus, véritable chef d'orchestre de l'activité sexuelle, reçoit des informations du cortex et des ovaires ; par l'intermédiaire de la gonadolibérine (GnRH), il induit la libération hypophysaire de follicitropine (FSH ou hormone folliculo-stimulante) qui provoque la croissance d'un ou plusieurs follicules sur les ovaires. Ces follicules produisent des œstrogènes à l'origine des modifications (anatomiques, physiologiques et comportementales) rencontrées pendant les chaleurs. Quand les œstrogènes atteignent un certain seuil, ils exercent un rétrocontrôle positif sur l'hypothalamus qui induit alors la libération hypophysaire de lutropine (LH ou hormone lutéinisante) ; ce pic de LH provoque la maturation folliculaire, l'ovulation et la formation du corps jaune. Le corps jaune produit la progestérone qui exerce une rétroaction négative sur l'hypothalamus et empêche la croissance terminale de nouveaux follicules. En fin de cycle, la prostaglandine F2 α (PGF2 α) produite par l'utérus, provoque la régression du (ou des) corps jaune(s) et la chute du taux de progestérone. L'inhibition progestéronique étant levée, l'hypothalamus peut alors ordonner le démarrage d'un nouveau cycle (Arbouche, 2011).

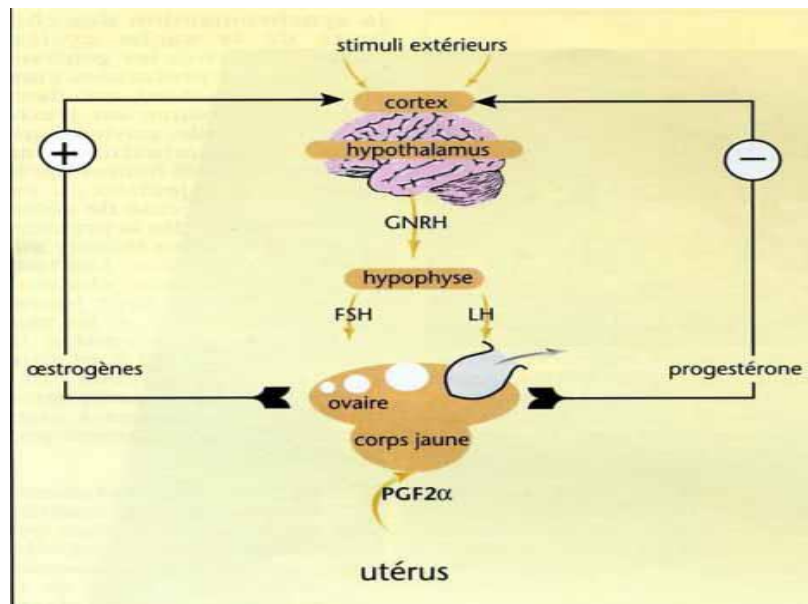


Figure 11. Principales hormones impliqués dans la régulation du fonctionnement ovarien (Picard et al; 1997).

Chapitre II.
Maitrise des cycles
sexuels de la vache et de
la brebis

Définition de la maitrise de la reproduction :

La maitrise de la reproduction regroupe un ensemble de techniques propres à diminuer au maximum les périodes improductives. Elle permet de planifier, de contrôler et de programmer toutes les étapes de la reproduction à des moments très propices pour l'éleveur. La maîtrise des cycles sexuels permet de :

- Induire les chaleurs en toute saison
- Provoquer la rupture de l'anoestrus
- Grouper les chaleurs
- Supprimer la détection des chaleurs
- Avancer ou reculer la mise bas
- Réduire l'intervalle mise bas –1ère IA
- Améliorer la fécondité
- Utiliser l'IA et la transplantation embryonnaire (Salimata, 2002).

Chez les ruminants, la saisonnalité de la reproduction conduit à des variations annuelles de la disponibilité et du prix des produits (lait et viande) sur le marché. La maîtrise de la saisonnalité de la reproduction permet de maintenir l'offre en lait ou en viande tout au long de l'année. La synchronisation des chaleurs pour le groupage des mises bas est aussi un objectif recherché en élevages ovins et bovins afin de faciliter la gestion des lots d'animaux et du travail (alimentation, traitement, prophylaxie). Elle a aussi un rôle central pour la pratique de l'IA (ou de la monte en main) dans le contrôle des accouplements et l'organisation des schémas de sélection génétique. De plus, l'IA apporte des avantages sanitaires en limitant la circulation de reproducteurs (mâles ou femelles) entre élevages (Pellicer et al, 2019).

La maitrise de la reproduction des agnelles a pour objectifs de réduire leurs périodes improductives, d'améliorer la fertilité à la première mise à la reproduction et de faciliter leur mise à la reproduction à la même période que les adultes. Pour atteindre ces objectifs, diverses pratiques de maitrise de la reproduction (traitements hormonaux d'induction et de synchronisation des chaleurs, effet mâle,...), sont mises en œuvre (seules ou en combinaison) par les éleveurs selon les modes de production et les spécificités de chaque filière (Pellicer et al., 2009 ; Lurette et al., 2016).

II.1. Détection des chaleurs

II.1.1. Chez la brebis

Les signes d'œstrus: démontrés durant le cycle œstral sont très subtils et extrêmement discrets contrairement aux vaches.

- Une brebis en chaleur recherchera la compagnie du mâle, lui permettra de la sentir, agitant souvent la queue afin de répandre son odeur.
- Il se peut que le berger remarque une légère inflammation de la vulve.
- Les brebis qui ne sont pas en chaleurs vont s'éloigner du bélier. Puisque l'accouplement n'est pas nécessairement fait en présence de l'éleveur, celui-ci installera parfois un harnais marqueur qui laissera une trace de couleur sur la brebis une fois qu'elle aura été saillie.

La détection des chaleurs: à ce jour, les seules méthodes de détection des chaleurs en élevage impliquent l'utilisation de béliers sexuellement actifs, ou vasectomisés (Baril et al., 1993). La détection repose sur l'observation des chevauchements des femelles par les mâles ou des marques de chevauchements faites sur les femelles par des mâles équipés de harnais munis de crayons marqueurs (Fabre-Nys, 2000). Pour s'assurer d'une détection efficace et rapide, il est préférable de ne pas laisser le bélier vasectomisé avec les brebis. La meilleure procédure est d'introduire le bélier dans un groupe de brebis, et de retirer les femelles en chaleurs du parc au fur et à mesure qu'elles démontrent un comportement d'immobilité au chevauchement (Castonguay, 2016).



Figure 12. Méthodes de détection des chaleurs chez les ovins (Castonguay, 2016).

II.1.2. Chez vache

Une bonne détection des chaleurs est essentielle pour l'IA et permet de prévoir les dates de vêlage et de détecter les anomalies chez les reproducteurs en monte libre.

Une détection manquée fait perdre 21 jours de la vie productive d'une vache, augmentant ainsi le délai nécessaire à l'obtention d'une gestation, et indirectement les frais liés à l'IA (Hanzen, 2005).

Signes de chaleurs chez la vache :

- Pleines chaleurs :
 - Reste immobile lorsqu'elle est montée;
 - Tous les autres signes associés avec le début et la fin des chaleurs.
- Début et fin des chaleurs :
 - Meuglement
 - La vache confronte d'autres vaches latéralement ou en tête à tête;
 - Charge ou pousse d'autres vaches;
 - Renifle la vulve ou l'urine d'autres vaches et retrousse les naseaux;
 - Tourne en rond ; essaye de reposer son museau sur le dos des autres vaches. Ceci peut être suivi ou non par une tentative de monte.
 - Vulve rosée et gonflée qui décharge un mucus clair. Dépression de l'appétit et de la production laitière;
 - Animal malpropre (défécation sur les flancs de la vache);
 - Poils ébouriffés ou manquant là où la queue joint la colonne vertébrale (Michel, 1999).

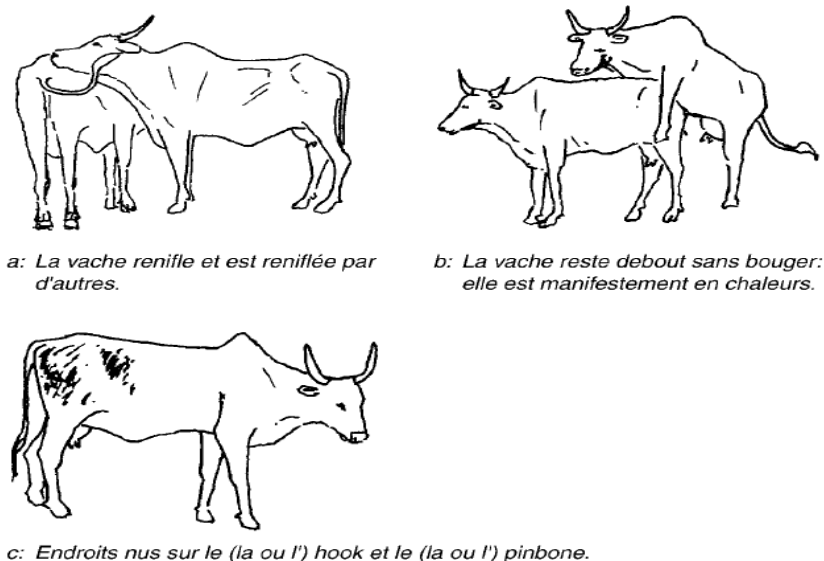


Figure 13. Signes de chaleurs chez la vache (Puck et al., 2004).

La détection des chaleurs est une étape clé de la mise à la reproduction dans les exploitations bovines où l'IA est pratiquée. Elle résulte de deux composantes : le niveau d'expression des chaleurs par les vaches et les pratiques mises en œuvre par l'éleveur pour les détecter (Chanvallon et al., 2012). Les chaleurs courtes et discrètes, la température et l'alimentation et la distribution nyctémérale des chaleurs. ont été identifiées, par plusieurs auteurs, comme des

facteurs majeurs de variation de l'expression des oestrus (Diop et al., 1998 ; Sawadogo, 1998 ; Amou'ou, 2005 ; Bouyer, 2006 ; Pitala et al., 2012 ; Chanvallon et al., 2012 ; Hanzen, 2016). La détection des chaleurs est une activité incontournable pour la pratique de l'IA sur chaleurs naturelles. Elle est simplement recommandée pour l'IA sur chaleurs induites.

Les chaleurs apparaissent de façon aléatoire mais se manifestent mieux quand le troupeau est au calme : En dehors de la distribution d'aliments et de la traite au moins 2 observations de 15 – 20 min/j

- Le matin avant la traite,
- Le soir une heure après la fin des travaux.
- Et à chaque occasion de présence près du troupeau.
- Et pendant les déplacements...

Deux méthodes d'observation ont été citées dans la littérature : l'observation directe et indirecte.

II.1.2.1. Détection des chaleurs par observation directe (par l'éleveur ou le vacher)

Dans ce cas il s'agit d'une surveillance directe et ininterrompue. Ce qui fait que la méthode ne peut être utilisée qu'à l'occasion d'études expérimentales. La surveillance directe mais discontinue par l'éleveur a également abouti à de bons résultats. Elle représente actuellement la méthode la plus courante; et son efficacité est améliorée par le recours à un mâle détecteur le plus fréquemment des taureaux vasectomisés (opération consistant à stériliser l'animal par ligature des deux canaux déférents) ou à une femelle androgénisée (Ndiaga, 1983 ; Saumande, 2000).

II.1.2.2. Méthode d'observation indirecte

Cette méthode utilise des outils permettant, d'augmenter l'efficacité de la détection des chaleurs. Il s'agit des marqueurs ou révélateurs de chevauchement systèmes « Kamar » et « Oesterflash » appareils sensibles à la pression et qui peuvent être collés sur la croupe des vaches dont on veut détecter les chaleurs, application de peinture, dosage de progestérone ou l'utilisation de licols marqueurs (Saumande, 2000 ; Guy, 2003 ; Gilles, 2006 ; Hanzen, 2009).

II.2. Synchronisation des chaleurs

II.2.1. Chez la brebis

II.2.1.1. Le photopériodisme chez l'ovine

Les ovins sont des animaux dits « saisonniers » (Sweeney et O'Callaghan, 1995) et leur caractère saisonnier se manifestant par la succession annuelle de saisons de reproduction et de saisons de repos sexuel (Thimonier, 1989). Pendant la saison sexuelle, la brebis présente une

série de cycles œstraux (Legan et Karsch, 1979) et le reste de l'année est une période qualifiée d'anoestrus saisonnier. (Yeates, 1949 ; Hafez, 1952 ; Thimonier et Mauléon, 1969). Le rythme de la photopériode est constitué d'une alternance de jours courts (JC) et de jours longs (JL) (Thimonier et Mauléon, 1969; Malpaux et al., 1989). Il s'agit donc d'un effet direct de la lumière sur la reproduction (Legan et Karsch, 1983). En ce sens, Les ovins sont des espèces de jours courts (JC) (Chemineau, 1993). La lumière, est tout d'abord perçue par la rétine de l'œil au niveau des photorécepteurs rétinaux. Cette information est ensuite transmise par une série de connexions neuronales jusqu'à la glande pinéale (Karsch et al., 1984; Malpaux et al., 1996a). C'est la glande responsable de la sécrétion de la mélatonine qui débute moins de dix minutes après le début de la perception d'obscurité (Malpaux et al., 1988c).

Les concentrations sanguines de mélatonine varient (Malpaux et al., 1987; Malpaux et al., 1988a) et sont donc directement proportionnelles à la durée de la nuit (Rollag et al., 1978 ; Bittman et al, 1983a; Bittman et al, 1983b; Bittman et Karsch, 1984; Matthews et al, 1993). La mélatonine assure donc le lien avec l'axe neuroendocrinien reproducteur (Arendt, 1986; Wayne et al, 1988; Malpaux et al, 1999).

Le changement de la sécrétion de la GnRH et de la LH est influencé par la saisonnalité de la reproduction modulé de deux façons, soit par une action directe de la mélatonine (Karsch et al., 1988; Malpaux et al., 1993; Thiéry et al., 2002 ; Bittman et al., 1985 ;Viguie et al., 1995 ; Malpaux et al., 1997). Soit par une action indirecte de la lumière sur les stéroïdes de par la rétroaction négative de l'œstradiol sur la GnRH (Boivin, 2007). Ainsi, il y aurait au moins trois hormones (dopamine, noradrénaline et sérotonine (Karsch et al, 1984 ; Thiéry et al., 1995 ; Malpaux et al., 1995), les acides aminés excitateurs tels que le glutamate et l'aspartate seraient eux aussi impliqués dans la régulation (indirecte)de la GnRH (Malpaux et al., 1994; Malpaux et al., 1996 b).

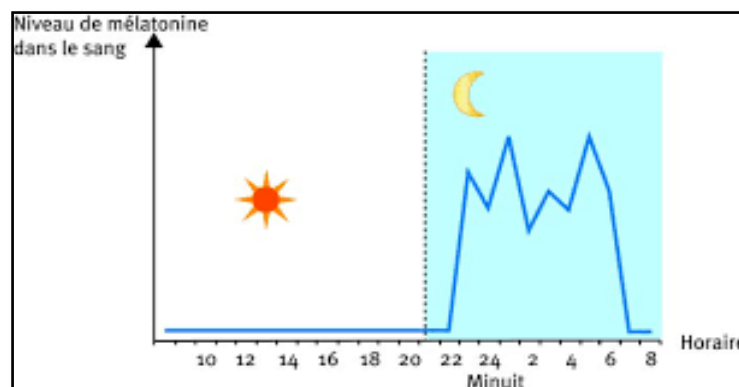


Figure14. La sécrétion de la mélatonine pendant la durée du jour.

II.2.1.2. Les traitements hormonaux pour la maitrise des cycles sexuels chez la brebis

Depuis les années 1970, les traitements hormonaux d'induction et synchronisation des chaleurs ont montré leur efficacité pour avancer, déclencher la puberté des jeunes femelles et synchroniser.

Pendant et hors la saison sexuelle dans le cadre de l'IA, ou de lutte naturelle (Fatet et al., 2008). Piedhault et al., 2014 ; Ciirpo, 2015. La synchronisation des chaleurs a été le seul moyen efficace pour dessaisonner la reproduction, jusqu'au développement des traitements lumineux dans les années 1990 (Chemineau et al., 1996).

II.2.1.2.1. Les progestagènes

La maitrise des cycles sexuels chez l'ovin consiste à l'utilisation de la progestérone naturelle ou synthétique (progestagène) (acétate de mélangestrol-MGA, acétate de fluorogestone-FGA ou acétate de médroxyprogestérone - MAP), la progestérone est généralement utilisée en combinaison avec les prostaglandine F_{2α} ou avec des hormones (FSH ou eCG) (Blais, 2014).

II.2.1.2.2. Le CIDR « Control Internal Drug Release »

Le principe d'action du CIDR est simple : on utilise un élastomère de silicone médical solide qui contient de la progestérone naturelle (0.3 g ou 9 %) et qui est introduit dans le vagin de la brebis pour une période de 12 à 14 jours (Blais et al., 2013). Le CIDR libère sa progestérone qui diffuse à travers la muqueuse vaginale. La progestérone exogène agit alors comme la progestérone endogène: elle bloque la sécrétion des hormones responsables de l'apparition des chaleurs. Au moment du retrait du CIDR, on injecte de la PMSG (Fukui et al., 1994). Ce qui permet de la reprise de l'activité ovarienne qui mènera à une chaleur, entre 24 et 48 h suivant le retrait, Le CIDR est utilisé surtout en contre-saison pour induire l'œstrus (Castonguay, 2013). Mais il peut également servir en saison sexuelle pour synchroniser les chaleurs des brebis et les agnelages ou lorsqu'on désire inséminer des brebis (Smith et al., 1988; Shackell, 1991; Knight et al., 1992; Thompson et al., 1992; Fukui et al., 1999; Godfrey et al., 1999).

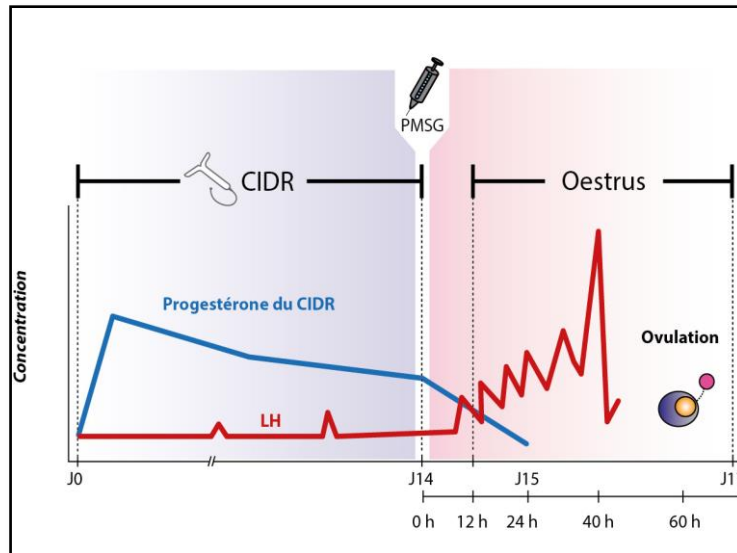


Figure 15. Le principe d'action de CIDR (Castonguay, 2013).

II.2.1.2.3. L'éponge vaginale

La technique des éponges vaginales a été développée au début des années 1960 et elle est certainement la méthode la plus utilisée dans le monde pour contrôler le cycle sexuel chez les brebis (Castonguay, 2004).

Principe d'action de l'éponge vaginale

Les éponges vaginales sont imprégnées de 30 à 40 mg d'un progestagène, l'acétate de fluorogestone. L'éponge libère la progestérone à travers la muqueuse vaginale et agit comme la progestérone naturelle (le même principe de CIDR) (Hanzen, 2016). L'éponge est retirée 14 jours après la pose. Au moment du retrait de l'éponge, on injecte de la PMSG afin de stimuler le développement des follicules ovariens. Leur emploi peut être envisagé chez des femelles cyclées et non-cyclées (Seddar, 2017).

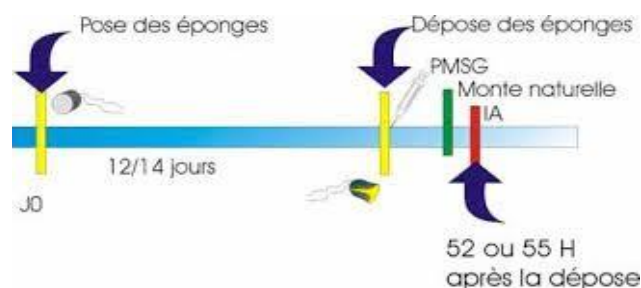


Figure 16. Protocole de traitement par l'éponge vaginale.

II.2.1.2.4. Le traitement avec les prostaglandines

À la fin de la phase lutéale du cycle sexuel, c'est la prostaglandine F2 alpha produite par l'utérus qui entraîne la destruction des corps jaunes et permet la reprise de l'activité œstrale. L'injection de PGF2 alpha, entraîne la destruction des corps jaunes et provoque la venue en chaleur des brebis.

La PGF2 α , peut être utilisée pour synchroniser les chaleurs des brebis cyclées (Henderson, 2007). L'injection de PGF2 α est efficace entre le 4ème et le 14ème jour du cycle, c'est-à-dire durant la phase lutéale, ou bien deux injections intramusculaires de 15-20 mg de PGF2 α à 11 jours d'intervalle. Ainsi, si le traitement est administré à des brebis cycliques prises au hasard dans un troupeau, celles qui ne sont pas en phase lutéale, donc qui n'ont pas de corps jaunes présents, ne répondront pas au traitement. Les brebis viendront en chaleur entre 2 et 4 jours suivant la seconde injection (Castonguay, 2012). La fertilité après traitement avec la prostaglandine est plus variable chez la brebis et serait due entre autres à une baisse trop rapide de la progestérone, à un développement anormal du follicule et du corps jaune (Abed, 2017).

II.2.1.2.5. La Mélatonine (MELOVINE ND)

Les implants offrent un avantage certain par rapport à une distribution orale (2 à 3 mg par jour en fin d'après-midi). Ils sont constitués d'un mélange de silastic et de mélatonine ou d'un cœur de mélatonine. Poids de l'implant : 20 mg. Le retrait n'est pas nécessaire puisque l'implant est biodégradable (Hanzen, 2016). L'implant de mélatonine est inséré par voie sous cutanée à la base de l'oreille, à l'aide d'un pistolet muni d'une aiguille d'un diamètre extérieur de 3,5 mm. L'utilisation de la mélatonine permet d'avancer la saison sexuelle et d'améliorer les performances de reproduction (Millan et Sealey, 1988 ; Moore et al., 1988 ; Staples et al., 1991). Des essais d'utilisation d'implants de Melovine®, placés 40 jours avant la lutte chez les brebis et 60 jours chez les béliers de races tunisiennes (Zaïem et al., 2000) ont permis d'avancer la saison de lutte avec une amélioration du taux de fécondité (Lassoued, 2011).

II.2.1.2.6. Traitement lumineux

Chez les ovins, les traitements photopériodiques sont intéressants pour contrôler l'activité saisonnière de reproduction. Ce traitement consiste à faire croire aux brebis que c'est l'automne pour des luttes de mars à juin. Elles entrent alors naturellement en chaleurs. Mais pour cela, il faut modifier le photopériodisme naturel au minimum 140 jours avant l'introduction des béliers, soit près de 5 mois par limitation de ce changement naturel saisonnier, il ya deux protocoles possibles :

* soit la période de JL est obtenue en automne-hiver en rallongeant les jours par éclairage des bâtiments et elle est suivie par une période de jours courts naturels en février-mars.

* soit la période de JC est obtenue en été en raccourcissant les JL, par obscurcissement des bâtiments ; la saillie a alors lieu en juin - juillet. Le traitement lumineux doit être appliqué aussi aux béliers qu'aux aux brebis (Artoisenet et al., 2008).



Figure17. Le traitement lumineux chez l'ovin.

II.2.1.2.7. L'effet mâle (bélier)

L'effet mâle est une technique permettant d'induire des ovulations synchrones en dehors de la saison sexuelle chez des femelles anovulatoires. L'effet mâle seul ne permet pas la synchronisation chez des femelles cycliques et par conséquent il n'est donc pas efficace en saison sexuelle. Le principe de l'effet bélier est l'introduction subite des mâles dans le troupeau de femelles après une période d'éloignement. L'odorat mais aussi tous les autres sens de la femelle (vue, ouïe, toucher) sont impliqués pour induire la meilleure réponse ovulatoire chez les femelles en anoestrus (Pearce et Oldham, 1988). Les béliers émettent des phéromones sous la dépendance des stéroïdes dont l'odeur induit des décharges hormonales et agit sur l'appareil génital de la femelle ce qui provoque l'apparition des ovulations (Lassoued, 2011). Le premier moment d'ovulation est silencieux. Il peut être suivi directement, environ 17 jours plus tard, d'un second moment d'ovulation généralement associé à un comportement de chaleur (Abed, 2017).

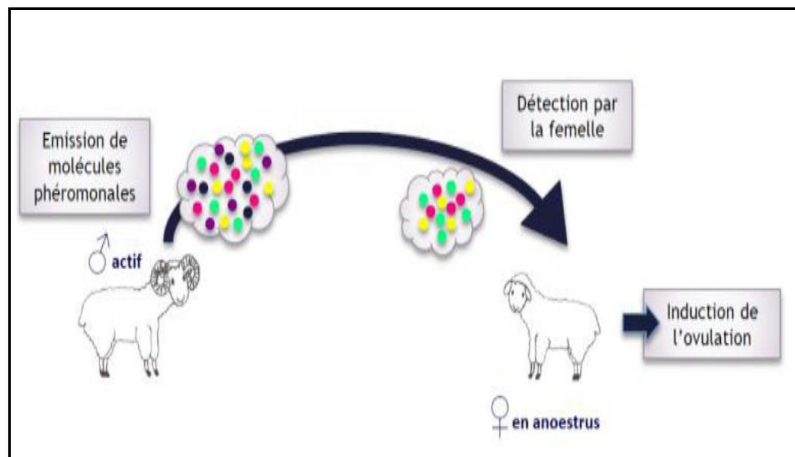


Figure 18. L'effet du bélier sur la brebis.

II.2.2. Chez la vache

II.2.2.1. La photopériode

Il existe une corrélation négative entre la durée de l'éclairement un mois avant vêlage et la durée de l'anoestrus post-partum (Peters et al., 1982).

Sharpe et al (1986) ont observé que des implants de mélatonine provoquent chez la vache allaitante un allongement significatif de la durée de l'anoestrus post-partum :

- 68 ± 4 jours pour les implantées
- 55 ± 5 jours pour les témoins

La photopériode par l'intermédiaire de la mélatonine, jouerait donc un rôle dans la reprise de l'activité ovarienne après vêlage chez la vache (Pierrick, 2001).

II.2.2.2. Programme de synchronisation de la reproduction

Deux types de programme de synchronisation sont à la disposition du propriétaire: la synchronisation des chaleurs, et la synchronisation de l'ovulation (utilisée lors de suboestrus, pour lequel les cycles œstraux sont présents mais non détectés, ou lors d'anoestrus vrai, qui résulte d'une absence de cyclicité) (Taveau et Julia, 2013).

Pour aider à choisir le protocole de synchronisation le plus approprié pour une femelle ou un groupe de femelles :

- **Chez les femelles cyclées**, la synchronisation des chaleurs est obtenue avec l'utilisation des prostaglandines F2 alpha suivie d'une insémination sur chaleurs observées. La mise en évidence d'un corps jaune mature permet de rationaliser l'utilisation du traitement prostaglandine F2 alpha pour induire la lutéolyse.

- **Chez les vaches non cyclées**, et à chaleurs frustes et chez les femelles en anoestrus vrai, la synchronisation de l'ovulation peut être induite en utilisant un dispositif de libération de la progestérone ou des programmes combinant la GnRH et la PGF2 α . Chez les femelles en anoestrus vrai, l'administration d'eCG (hormone gonadotrope chorionique équine) au moment du retrait du dispositif progestagène est nécessaire pour stimuler la croissance folliculaire (Taveau et Julia, 2013).

II.2.2.3. Les différents protocoles de synchronisation des chaleurs chez la vache

II.2.2.3.1. Méthodes hormonales

1-Traitements à base de progestagènes

Ce sont des analogues structuraux de la progestérone obtenus par synthèse chimique. Les études menées (Diop et al., 1998) montrent que la synchronisation par le biais des progestagènes donne un taux de conception satisfaisant et un intervalle traitement-gestation court. On en distingue trois types selon leur forme et leur voie d'administration :

a. L'implant sous cutané.

C'est un cylindre de polyméthacrylate d'une longueur de 18 mm et d'un diamètre de 2 mm, il se place en position sous-cutanée sur la face externe du pavillon de l'oreille. Celui-ci contient 3 mg de Norgestomet, qu'il libère de façon régulière. Au moment de l'implant, 3 mg de Norgestomet et 3,8 mg de valérate d'œstradiol sont injectés par voie sous cutanée.

Les œstrogènes interviennent par leur effet antilutéotrope et lutéolytique pour éviter le développement d'un corps jaune qui pourrait persister en fin de traitement et provoquer l'atrésie d'un éventuel follicule dominant (Grimard et al., 1998). Ils permettent aussi d'obtenir rapidement des taux circulants très élevés des progestagènes.

Ces implants sont laissés en place pendant 9 à 10 jours. Au moment du retrait chez des vaches à haut potentiel laitier en état corporel insuffisant au vêlage, chez des vaches allaitantes en mauvais état corporel ou à moins de 50 jours du vêlage, une administration de 400 à 600 UI par voie intramusculaire de PMSG doit être réalisée (Ennuyer, 2000). La limite à l'augmentation des doses de PMSG est le risque de super-ovulation suivie de mortalité embryonnaire.

Une seule insémination artificielle est généralement recommandée, celle-ci est effectuée 48h après le retrait de l'implant pour les génisses et 56h pour les vaches. Cependant, dans certaines conditions d'élevage, il peut-être nécessaire de prévoir deux inséminations artificielles à 48 et 72 heures après le retrait.

On peut éventuellement associer à l'injection intramusculaire de PMSG, lorsque l'on est en présence de femelles cyclées, une injection intramusculaire de prostaglandine F2 α qui sera

effectuée 48 heures avant le retrait de l'implant. Celle-ci a pour mission d'assurer une lutéolyse complète. Ce dispositif est commercialisé sous le nom de CRESTAR (Aguer, 1981).



Figure19. Mise en place d'un implant sous-cutané (Marichatou, 2012).

b. Les spirales vaginales

Le dispositif est en acier inoxydable, en forme de spirale, recouvert d'un élastomère en silicone inerte dans lequel sont uniformément réparti 1,55 g de progestérone. Sur ce dispositif est collée une capsule de gélatine contenant 10 mg de benzoate d'œstradiol. Après introduction dans le vagin au moyen d'un applicateur, la progestérone est absorbée au travers de la paroi vaginale (Pierrick, 2001).

Le retrait du dispositif est effectué par traction sur une ficelle située en partie postérieure de la spirale. Le dispositif est laissé en place 7 à 12 jours, au moment du retrait une injection de 400 à 600 UI de PMSG peut-être effectuée. De la même façon, une injection de prostaglandine F2 α peut être effectuée 48 heures avant le retrait du dispositif (Pierrick, 2001).

L'insémination artificielle unique aura lieu 56 heures après le retrait du dispositif, on peut également avoir recours à 2 inséminations respectivement à 48 heures et 72 heures après le retrait. Ce dispositif est commercialisé sous le nom de PRID (Pierrick, 2001).

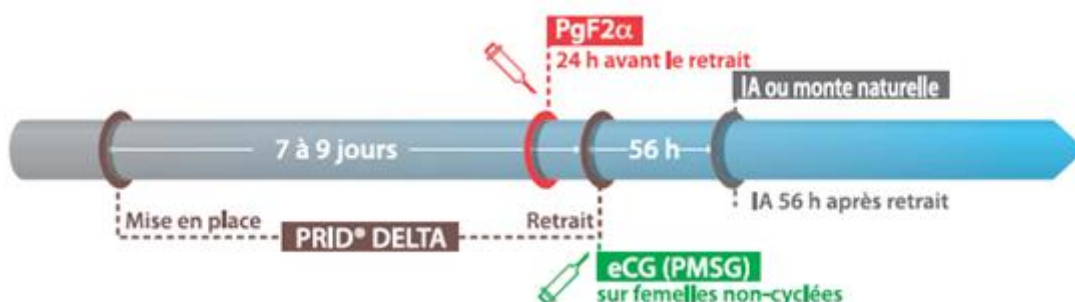


Figure 20. Traitement à base de spirales vaginales pour l'induction et la synchronisation de l'œstrus.

c. Le dispositif vaginal.

Le dispositif est constitué par un corps en silicone contenant 1,94 g de progestérone naturelle, moulé sur un support en nylon en forme de T dont les branches s'ouvrent dans le vagin, permettant ainsi de maintenir le dispositif en place. Ce dispositif est introduit dans le vagin à l'aide d'un applicateur qui permet de replier les ailes du T. Une pression sur la poignée de l'applicateur libère les branches.

Le dispositif est laissé en place pendant 7 jours, une injection de prostaglandine et de PMSG sont effectuées 24 heures avant son retrait.

Les inséminations artificielles au nombre de deux seront effectuées 48 heures et 72 heures après le retrait. Ce dispositif est commercialisé sous le nom de CIDR (Pierrick, 2001).

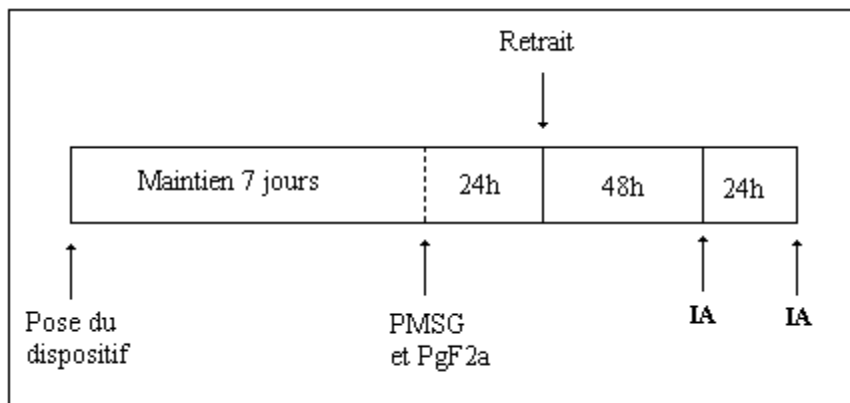


Figure 21. Traitement à base d'un dispositif vaginal pour l'induction et la synchronisation de l'œstrus.

2-Protocole « Ovsynch » : GnRH + PGF2 α + GnRH

Ce protocole est initialement utilisé pour la synchronisation des chaleurs et l'insémination à heure fixe. Le protocole consiste en une administration de GnRH suivie d'une injection de PGF2 α 7 jours après, complétée d'une seconde injection de GnRH le 9^{ème} jour. L'insémination artificielle est effectuée 16 heures après la dernière injection de GnRH. Ce protocole peut être appliqué pour le traitement des kystes folliculaires. La première injection de GnRH permet de stimuler la croissance folliculaire, d'induire l'ovulation d'un éventuel follicule dominant et donc de former un corps jaune et/ou de favoriser la lutéinisation du kyste. L'injection de PGF2 α 7 jours après stoppe la synthèse de progestérone et permet ainsi au follicule dominant de poursuivre sa croissance. Enfin, la dernière injection de GnRH conduit à la synchronisation de l'ovulation (Hanzen et al., 2008c).

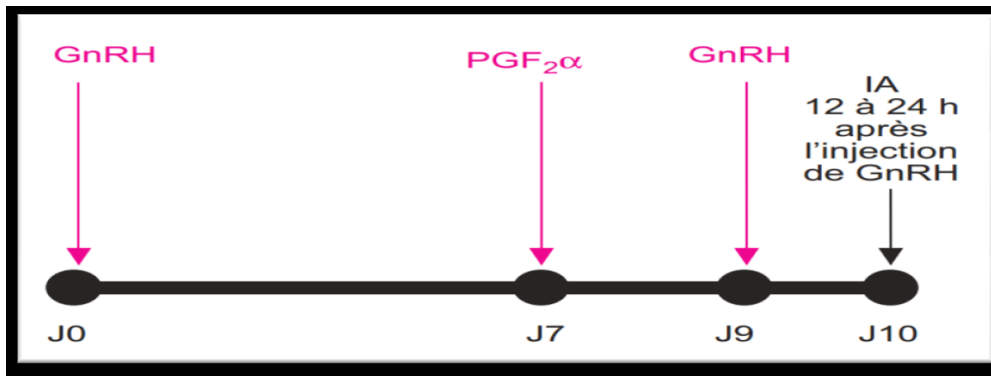


Figure 22. Protocole GPG (Grimard et Humbolt, 2003).

3-Prostaglandine F2 alpha

La prostaglandine est responsable de la régression du corps jaune et de l'arrêt de la sécrétion de progestérone. Elle permet de synchroniser les femelles cyclées qui présentent un corps jaune à la palpation transrectale. Administrée entre le 5ème et le 17ème jour du cycle (par voie intramusculaire), elle entraîne la chute du niveau de progestérone et l'apparition des chaleurs dans les deux à trois jours qui suivent. En revanche, avant le 5ème et après le 17ème jour, la prostaglandine F2 alpha ne modifie pas la durée du cycle normal : soit le corps jaune est trop jeune pour être sensible aux prostaglandines, soit il est déjà en train de dégénérer sous l'effet des prostaglandines sécrétées naturellement par l'utérus de la vache en fin de cycle. Une seule administration de prostaglandine ne permet pas de synchroniser toutes les femelles d'un troupeau, il faut réaliser deux injections à onze ou douze jours d'intervalle afin de regrouper toutes les chaleurs. Au moment de la deuxième injection, théoriquement entre J5 et J17, toutes les femelles sont réceptives à la prostaglandine et les chaleurs apparaissent 48 h à 72 h plus tard.



Figure 23. Protocole de synchronisation à base de prostaglandine f2α (Grimard et al., 2003).

II.2.2.3.2. Méthodes zootechniques

Ces méthodes provoquent les mêmes effets d'induction, de groupage des ovulations ou augmentation de la fertilité sans véritablement synchroniser les chaleurs des vaches. Parmi elles, on peut citer :

- l'effet mâle obtenu par l'introduction d'un taureau dans un troupeau de femelles qui en étaient momentanément séparées,
- l'effet groupe obtenu par la mise en lot de génisses pour souvent avancer l'âge à la puberté,
- le flushing consistant à augmenter temporairement le niveau énergétique de l'alimentation.

II.3. L'insémination artificielle

L'IA est une technique de reproduction assistée qui consiste à déposer la semence dans les voies génitales de la femelle sans qu'il n'y ait de rapport entre le mâle et la femelle (Gilles, 2007). L'IA a plusieurs avantages et ne peut être appliquée sans discernement, car son efficacité suppose un plan de génétique appliquée (Derivaux et Ectors, 1989).

II.3.1. Avantages techniques

- Diffusion rapide dans le temps et dans l'espace du progrès génétique.
- Découverte rapide de géniteurs ayant de très hautes performances génétiques grâce au testage sur descendance qui exige l'utilisation de l'insémination artificielle.
- Grande possibilité pour l'éleveur du choix des caractéristiques du taureau qu'il désire utiliser en fonction du type de son élevage et l'option de production animale à développer.

II.3.2. Avantages économiques

- Renonciation aux géniteurs dans l'exploitation, notamment chez les petits éleveurs, ce qui permet d'économiser les frais d'alimentation et d'entretien de ces derniers.
- Diminution du nombre de mâles à utiliser en reproduction et leur valorisation en production de viande.
- Amélioration de la productivité du troupeau (lait-viande) qui se traduit par l'amélioration du revenu de l'éleveur. Cet aspect est particulièrement perceptible chez les animaux croisés (obtenus par insémination artificielle des vaches locales) dont la production s'améliore de 100% par rapport au type local (Derivaux et Ectors, 1989).

II.3.3. Avantages sanitaires

- L'insémination artificielle est un outil de prévention de propagation de maladies contagieuses et/ou vénériennes grâce au non-contact physique direct entre la femelle et le géniteur.

- Le contrôle de maladies grâce aux normes sanitaires strictes exigées au niveau des centres producteurs de semences; ce qui réduit considérablement le risque de transmission de maladies par voie "mâle".
- Contrôle et diagnostic précoce des problèmes d'infertilité grâce au système de suivi individuel et permanent des vaches inséminées.

II.3.4. Les inconvénients

Bien que cette technique soit, sans aucun doute, un outil puissant pour la gestion du patrimoine génétique, son efficacité est contrebalancée par deux types de contraintes venant du faible nombre de reproducteurs nécessaires à chaque génération (puisque chacun d'entre eux possède un vaste pouvoir de diffusion), ainsi qu'au changement dans l'expression de certains caractères, notamment de reproduction (Hamdani, 2018).

L'utilisation d'un nombre limité de reproducteurs peut conduire aux situations suivantes :

- Une diminution de la variabilité génétique. Ce risque, qui est le plus fréquent, doit être gardé présent à l'esprit lorsqu'un programme de sélection est mis en route, et les reproducteurs de la première génération doivent venir d'origines les plus divers possibles.
- Une diffusion de défauts héréditaires ou d'une maladie non contrôlée (ou inconnue) est toujours possible. En effet, une anomalie chromosomique peut être rapidement et largement diffusée dans une population par l'insémination artificielle
- Un accroissement du taux de consanguinité affectant les caractères maternels, qui sont particulièrement sensibles, est à redouter (Hamdani, 2018).

II.3.5. Insémination artificielle chez la brebis

La semence du bélier est utilisée fraîche car elle supporte mal la congélation. Les paillettes qui contiennent la semence sont conservées à 15°C et doivent être utilisées dans les 10 heures qui suivent la collecte. Elles renferment un nombre important de spermatozoïdes de 350 à 400 millions. L'IA présente plusieurs intérêts notamment sur le plan génétique en produisant des agnelles de renouvellement avec une meilleure génétique à partir de béliers sélectionnés, au niveau de l'organisation du travail, l'insémination se fait sur un assez grand nombre de femelles pour justifier le déplacement d'un insémineur mais aussi au niveau sanitaire cette technique permet de limiter la dissémination des maladies sexuellement transmissibles (Layes, 2017).

1-L'insémination par laparoscopie: est une technique qui consiste à déposer la semence directement dans les cornes utérines de la brebis, en pratiquant deux incisions sur le ventre de l'animal. Les cette technique ont été réalisées à temps fixe, soit 48 heures après le retrait du CIDR (Boulianne et Rioux, 2016).

2- l'insémination transcervicale.

L'insémination transcervicale contrairement au bovin où la semence peut être directement déposée dans l'utérus, chez la brebis, le col utérin constitue une barrière quasi infranchissable pour la tige d'insémination, ce qui limite l'utilisation de la semence congelée (Rioux, 2016).

II.3.6. Insémination artificielle chez la vache

-Conservation du sperme

1. Conservation à court terme : l'utilisation directe du sperme dilué de taureau suppose une conservation à une température voisine de 5°C. Celle-ci doit cependant être atteinte progressivement pour éviter les chocs thermiques.

2. Conservation à long terme : la congélation du sperme de taureau requiert l'utilisation d'agents cryoprotecteurs (Hanzen, 2016).

-Moment de l'insémination artificielle (IA)

Le moment de l'insémination est fonction :

- du lieu de fécondation de l'ovocyte (tiers supérieur de l'ampoule) ;
- de la durée de vie de l'ovocyte (12 à 18 heures) et des spermatozoïdes (30 à 48 heures) ;
- du moment de l'ovulation (10 à 15 heures après la fin de l'œstrus).

Si l'insémination artificielle est faite trop tôt, les spermatozoïdes peuvent mourir avant que la fécondation puisse avoir lieu. Inversement quand l'insémination artificielle est faite trop tard, l'ovocyte n'est plus fécondable (Michel, 1996).

Une bonne détection des chaleurs est donc nécessaire pour définir le meilleur moment de l'insémination artificielle. Parez et Duplan (1987) indiquent que le moment propice pour l'insémination est de 12 à 18 heures après le début des chaleurs tandis que Williams et al. (1988) proposent 6 à 12 heures après le début des chaleurs.

Dans la pratique, les vaches reconnues en chaleurs le matin sont inséminées le soir du même jour et celles qui sont en chaleurs le soir sont inséminées le lendemain matin (Broers, 1995). Par ailleurs, cette insémination doit de préférence être réalisée pendant les périodes fraîches de la journée.

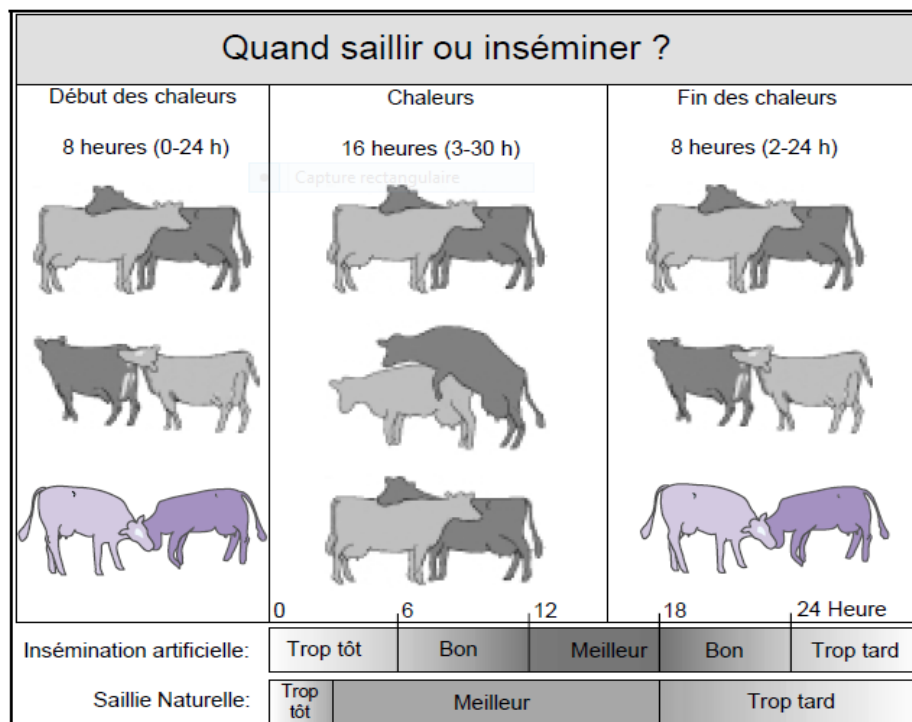


Figure 24. Moment idéal d'insémination par rapport aux phases des chaleurs de la vache (Michel,1996).

-Deux méthodes d'insémination peuvent être utilisées chez les bovins :

La première ou voie vaginale repose sur l'emploi d'un spéculum et d'une source lumineuse permettant le dépôt du sperme dans la partie postérieure du canal cervical. Elle est pratiquement abandonnée voir réservée à des cas individuels.

La seconde ou voie rectale est classiquement utilisée parce que plus rapide et plus hygiénique mais aussi parce qu'elle offre la possibilité d'un examen préalable du tractus génital visant à confirmer l'état œstral de l'animal (présence de follicule, tonicité des cornes...) mais aussi favorable à la libération d'ocytocine et donc à la remontée des spermatozoïdes à la jonction utéro-tubaire. Le col est saisi manuellement au travers de la paroi rectale. L'introduction de l'extrémité du pistolet d'insémination dans le col peut être facilitée en plaçant le pouce dans l'ouverture postérieure du col tout en maintenant ce dernier au moyen de l'index et du majeur. La traversée du col sera facilitée en imprimant à ce dernier des mouvements latéraux et verticaux. Une fois le col franchi, le pistolet sera aisément le cas échéant guidé vers l'une ou l'autre corne. Classiquement, le dépôt de la semence se fait au niveau du corps utérin (Hanzen, 2016).

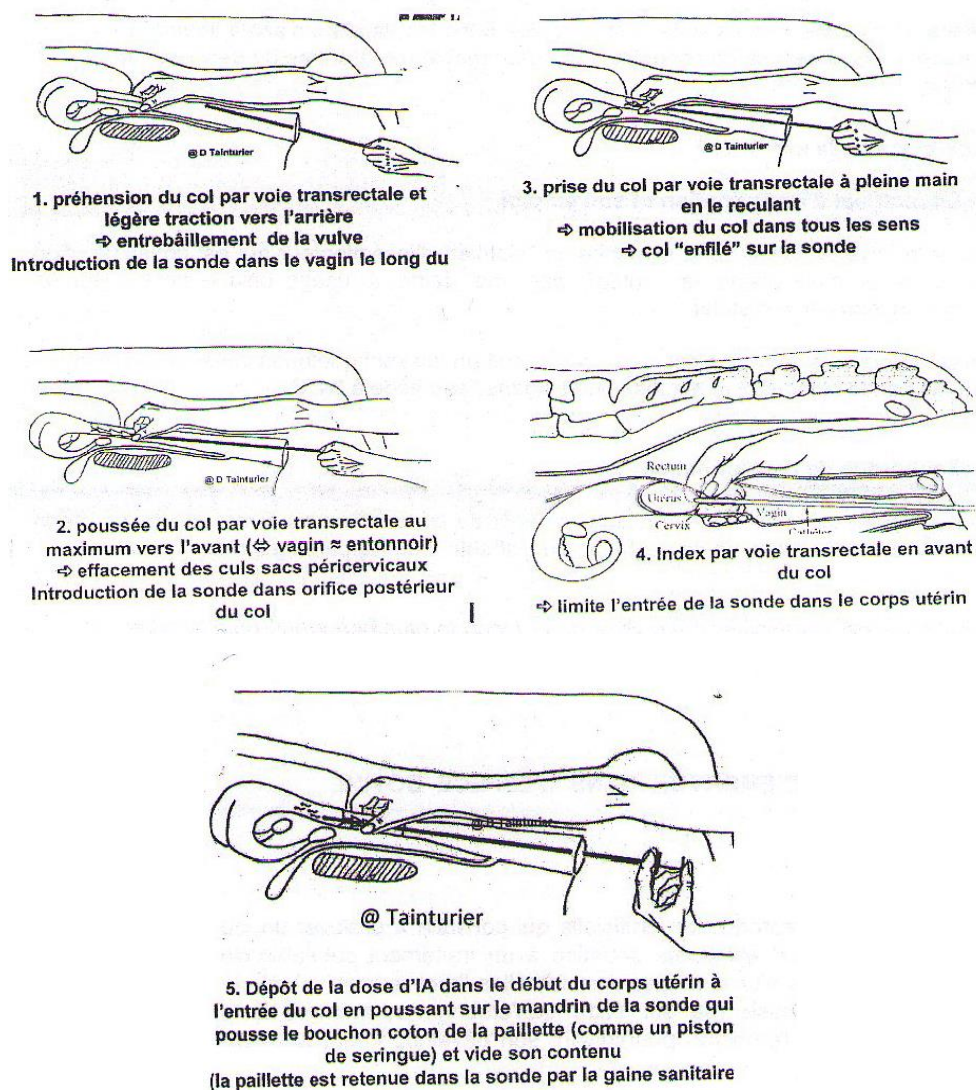


Figure 25. Les étapes de l'IA.

II.3.7. Evaluation de l'IA

Il est essentiel de savoir très tôt et avec certitude si les femelles sont gestantes ou non, afin de mieux gérer la reproduction dans le troupeau (Broers, 1995).

Il existe plusieurs moyens de diagnostic de gestation, et les adaptations varient avec le stade de la gestation (Thiam, 1996).

La fertilité des femelles ou leur aptitude à concevoir normalement après l'IA est déterminée par un diagnostic de gestation qui peut être réalisé à n'importe quel moment de l'année, et avec différentes techniques:

II.3.7.1. Détermination du non-retour en chaleurs

Le retour en chaleurs des femelles trois semaines après l'insémination est le signe le plus fréquent d'une non gestation.

Il s'agit ici d'un diagnostic précoce, utilisable avant un mois de gestation; il consiste à observer les chaleurs entre le 18ème et le 23ème jour après l'IA. Cependant, c'est un moyen peu fiable, étant donné qu'il existe des chaleurs silencieuses chez beaucoup de races bovines locales, et des femelles gestantes peuvent aussi présenter des manifestations de chaleurs.

Par ailleurs, un non retour en chaleurs ne signifie pas toujours une gestation, car cela peut correspondre à un anoestrus ou à un cas pathologique (Thiam, 1996).

II.3.7.2. La palpation transrectale. C'est un diagnostic tardif de gestation, qui est souvent dite examen de confirmation, du fait qu'elle permet de mettre en évidence les mortalités embryonnaires tardives. Elle consiste à faire une fouille transrectale du tractus génital de la femelle, afin d'apprécier les modifications morphologiques de l'appareil génital qui apparaissent de manière chronologique, à des stades déterminés de la gestation. Elle est possible dès le 40^e jour (6 semaines) de gestation chez les génisses, et le 50^e jour (7 semaines) chez les vaches; sur le terrain elle est généralement faite à 60 jours après l'IA (Gille, 2006)

La gestation se traduit par :

- une tonicité des cornes utérines avec crépitation qui est fonction de l'âge du fœtus;
- la présence d'un corps jaune volumineux sur l'ovaire de la corne gestante, entraînant une augmentation de la taille de l'ovaire concerné.

Il existe d'autres moyens cliniques de gestation, mais qui sont généralement tardifs; il s'agit :

- du développement abdominal;
- du développement mammaire;
- des mouvements fœtaux(Gilles, 2006).

II.3.7.3. Echographie

Méthode à partir de laquelle les structures fœtales sont visualisées grâce à un écran. On peut par cela apprécier la survie d'un embryon chez les bovins par la détection des battements cardiaques, ceci dès la quatrième semaine après l'insémination (Thiam, 1996). C'est également un moyen fiable qui donne 96% d'exactitude à 40 jours (Humblot et Thibier, 1984). Cependant, son coût élevé entrave son utilisation courante chez les bovins.

II.3.7.4. Le dosage de La progestérone

Il s'agit d'un diagnostic précoce de non gestation. La technique consiste à estimer les taux de progestérone dans le sang (plasma ou sérum) ou dans le lait 21 à 24 jours après l'insémination. Il est utilisable entre le 21^e et le 23^e jour après l'IA (Humblot, 1988), ou dès le 19^{ème} jour (Dieng, 1994). Les vaches pleines ont un taux de progestérone qui se maintient à un niveau supérieur à 1ng/ml dans le sang et à 3,5ng/ml dans le lait (Haskouri, 2001). Ce diagnostic constitue une technique de certitude théorique pour la non gestation, et seulement une présomption pour une gestation positive; c'est en fait un diagnostic de non gestation plutôt que l'inverse (Thiam, 1996). Ce qui fait que le diagnostic positif par dosage de la progestérone doit être confirmé par une exploration transrectale vers la fin du deuxième mois de gestation.



Chapitre III.

Facteurs influençant la
maîtrise de la reproduction

III.1. Les factures externes

III.1.1. Influence de la saison

Chez la brebis, nombreux sont les auteurs (Craplet et thibier, 1984 ; Gomez-Brunet et al., 2012 ; Menassol et al., 2012) qui ont montré la liaison qui existe entre la saison et la venue en chaleur des brebis et la durée du jour. Au printemps, il y a peu d'apparition de chaleurs chez la brebis, alors qu'en automne, le nombre de femelle est élevée. Selon Gomez-Brunet (2012), sous l'effet de la durée du jour, la saison sexuelle chez les ovins a tendance à être plus courte en s'éloignant du tropique vers les deux pôles. Elle est plus longue en déplaçant inversement jusqu'à avoir des saisons sexuelles qui durent toute l'année. Ce même effet se voit confirmer lorsque le rythme saisonnier de la lumière est inversé (Skipor et al., 2012 ; Khiati, 2013 ; Bouchikhi, 2018).

III.1.2. L'influence de l'alimentation

La fonction de reproduction est une composante animale clef de la productivité des systèmes d'élevage (Keisler et Lucy, 1996 ; Mohajer et al., 2010).

Chez la brebis :

- un bon état corporel stimule le développement de l'ovaire, le taux d'ovulation, le taux de fécondation et diminue la mortalité embryonnaire ;
- le niveau d'alimentation pendant et après de la lutte (flushing) influence la fertilité et la prolificité ; (Kendall et al., 2004; Hassoun et Bocquer, 2007; Chafri et al., 2008).
- une forte malnutrition peut empêcher l'apparition des chaleurs ; (Blache et al., 2006).
- l'alimentation des brebis en lactation détermine leur capacité de production laitière et donc la croissance des jeunes (Butler, 2003 ; Friggens, 2003 Vandiest et Pelerin, 2003; Titi et al., 2008; Deghnouche, 2011; Titaouine, 2015).

Chez la vache, les variations saisonnières de pluviométrie se traduisent par des variations de la disponible alimentaire à la fois en quantité et en qualité. Parmi les causes d'infertilité, l'alimentation occupe une place importante (tableau 3). Lorsque 15 % des vaches d'un troupeau laitier sont encore en anoestrus 40 à 50 jours après vêlage, une origine alimentaire doit être suspectée (Enjalbert, 2002).

Tableau 1. Relation entre alimentation et fertilité (Enjalbert, 2002).

Principales relations entre alimentation et fertilité		
Troubles	Anœstrus et baisse d'activité ovarienne	Défaut de fécondation Mortalité embryonnaire
Cause alimentaire	Déficit énergétique Carence en phosphore Carence en oligo-éléments et/ ou vitamines	Déficit énergétique marqué Excès d'azote Carence en phosphore et en oligo-éléments

En élevage laitier le déficit énergétique est systématique et inévitable. Il tient physiologiquement à une capacité d'ingestion qui augmente moins vite que les besoins en début de lactation, renforcée par une aptitude des vaches à donner la priorité à la production laitière (Enjalbert, 2002).

III.1.2.3. L'influence du mâle

Chez la brebis, l'introduction des béliers à contre saison dans un troupeau de brebis préalablement isolées provoque l'apparition des oestrus d'une façon plus ou moins synchronisée et permet l'avancement de la saison de reproduction. L'efficacité de la stimulation dépend également de l'activité sexuelle du mâle (Chemineau et al., 2006 ; Ben said, 2009).

Chez la vache, si les mâles ont été séparés des femelles reproductrices suffisamment longtemps (plus de 3 semaines), le fait de les réintroduire a tendance à synchroniser les chaleurs des femelles. Cet effet est plus net chez les petits ruminants que chez les bovins (Gilles, 2006).

III.1.2.4. L'influence de la température et du climat

La température et l'humidité doivent être prises en considération lors des accouplements hors-saison. Des températures élevées et un taux d'humidité élevé durant le temps de reproduction peuvent réduire les chances de survie des embryons ainsi que la qualité du sperme ce qui aura pour effet de réduire le nombre d'agneaux produits, Selon Claire et al (2003), les conséquences d'un stress lié à la chaleur sur la fonction de reproduction sont multiples et peuvent s'exprimer à plusieurs niveaux, impliquant à la fois les sécrétions des hormones hypothalamo-hypophysaires, la dynamique de croissance folliculaire et le développement embryonnaire et fœtal. Ces effets peuvent être expliqués à la fois par une augmentation de la température corporelle au moment des fortes chaleurs, induisant des modifications de comportement et l'altération de l'environnement utérin, ainsi que par une réduction de l'ingestion et l'augmentation du déficit énergétique, se traduisant par des effets négatifs à plus long terme sur la croissance folliculaire, la qualité des ovocytes et les résultats de reproduction. Ces mécanismes sont illustrés dans la figure 26.

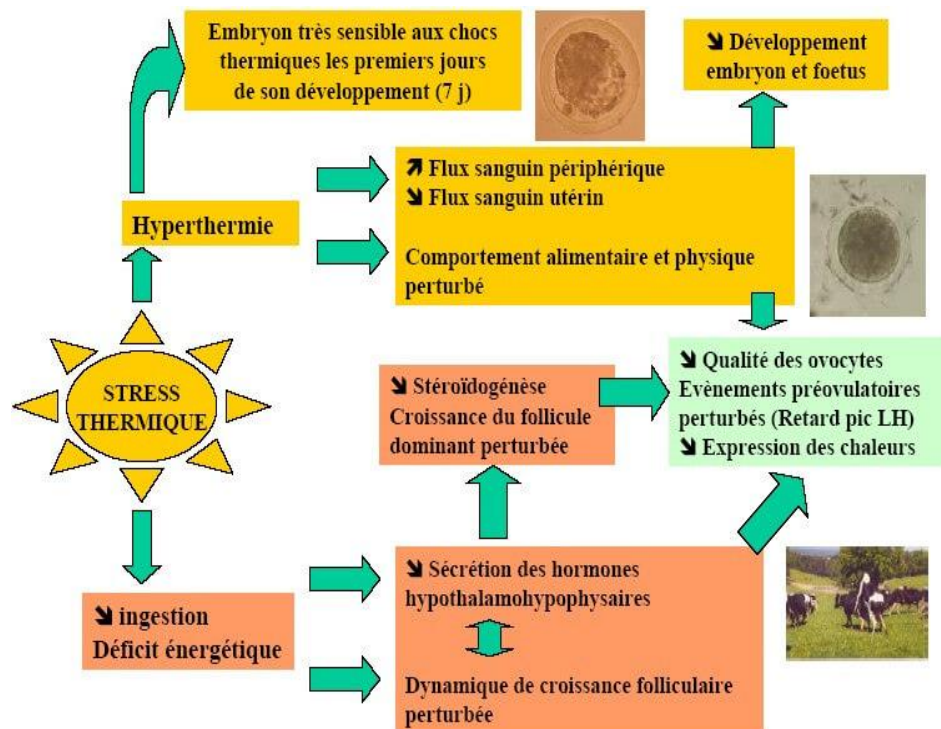


Figure26: Principaux mécanismes impliqués dans les effets d'un stress lié à la chaleur sur la fonction de reproduction (Claire et al., 2003).

III.2. Facteurs internes

III.2.1. L'anoestrus

L'anoestrus est un syndrome caractérisé par l'absence du comportement normal de l'œstrus. Il est dû à une déficience de fonction hypophysaire, à un mauvais fonctionnement de l'ovaire ou de l'utérus.

Caractéristique de l'anoestrus post-partum:

Dans les conditions naturelles, la vache ne retrouve pas l'activité ovarienne cyclique immédiatement après le vêlage. Il y a une période de repos sexuel qui correspond à l'anoestrus post-partum (Chupin et al., 1977c ; Humblot, 1982 ; Short et al., 1990)

Il existe au cours de l'anoestrus post-partum une dissociation fréquente entre l'œstrus et l'ovulation. En effet, plusieurs chercheurs ont constaté que les premières ovulations ne sont pas toujours accompagnées de chaleurs et moins fréquemment il existe des chaleurs anovulatoires.

1-1-Les cycles irréguliers longs : correspondent à un allongement anormal des cycles sexuels (plus de 24 jours) que l'on peut confondre avec l'anoestrus.

1-2-Les cycles irréguliers courts : correspondent à un raccourcissement des cycles sexuels (moins de 16 jours) ou hyperoestrus, qui aboutit très fréquemment à la nymphomanie. Ce symptôme selon Thibier et al. (1985) est la conséquence d'un excès de sécrétion d'œstrogène (Mebdoua, 2017).

1-3-. Chaleurs régulières et « repeat-breeding » : Thibier et al, (1976) attribuent cette infertilité, à un dysfonctionnement de l'ovulation, qu'arrive tôt ou tard par rapport au comportement œstral. Pour

Hewet, (1968) cité par Benabdelaziz (1989) l'anoestrus saisonnier chez la brebis commence d'avril à juillet, la brebis est dans une période de repos sexuel (contre-saison sexuelle) dans la quelle, on distingue l'anoestrus « profond » (milieu de l'été), où il n'y a ni chaleur ni ovulation, et l'anoestrus « léger » (début et fin d'une saison sexuelle), où il y a ovulation sans comportement œstral. Dans les périodes de transition entre les saisons de reproduction, on observe souvent des, des ovulations silencieuses. Pendant l'anoestrus saisonnier, l'ovulation ne se produit donc pas, laissant les concentrations de progestérone au niveau basal et la sécrétion de LH est sous l'effet du rétrocontrôle négatif de l'œstradiol, ou la faible pulsativité de la LH ne permet aucune maturation folliculaire (Karsch et al., 1984). La reprise de l'activité sexuelle est précédée d'une élévation de la fréquence des pulses de LH (Pillon, 2003).

III.2.2. Les kystes ovariens

Le kyste ovarien traduit une évolution anormale de la croissance folliculaire. Selon (Bierschwal et al., 1975), de Seguin (1980), de Garverick (1997) ou de Peter (1997) qui définissent le kyste comme une structure lisse plus ou moins dépressible d'un diamètre égal ou supérieur à 20 voire 25 mm, persistant pendant au moins 10 jours sur l'ovaire en présence ou non d'un corps jaune.

Le kyste ovarien constitue l'une des principales affections de la reproduction bovine. Ses conséquences négatives sur les performances de reproduction et l'économie de l'élevage ont fait l'objet de plusieurs quantifications (Bartlett et al., 1986 ; Borsberry et Dobson, 1989 ; Fourichon et al., 2000).

Deux types de kystes ovariens existent au sein de l'espèce bovine. Nous pouvons les distinguer à l'aide de l'état de différenciation de la paroi. En effet, le kyste appelé « folliculaire » est constitué d'une paroi non lutéinisée tandis que le kyste dit « lutéal ». Le (KL) se différencie du (kF) par la présence de tissu lutéal à la périphérie de la cavité (Hanzen, 2008).

III.2.2.1. Le kyste folliculaire

Il est caractérisé par une cavité anéchogène de diamètre supérieur à 25 mm, entourée par une paroi dont l'épaisseur est inférieure à 3 mm (Kahn, 1994 ; Hanzen et al., 2000, 2008a). Le kyste folliculaire possède une forme sphérique, ovale, voire polygonale.



Figure 27. Kyste folliculaire (Henzen, 2008).

III.2.2. 2. Le kyste lutéal

Ce type de kyste nommé également « kyste lutéinisé » possède également une cavité anéchogène d'un diamètre supérieur à 25 mm. Certaines études ont décrit un diamètre moyen de la cavité de 30,5 mm (intervalle 24 - 49 mm). Le kyste lutéal (KL) se différencie du kyste folliculaire par la présence de tissu lutéal à la périphérie de la cavité. L'épaisseur de la paroi est de ce fait, supérieure à 3 mm et mesure en moyenne 5,3 mm (intervalle 3-9 mm) (Douthwaite et Dobson, 2000).



Figure 28. Kyste lutéal (Paroi > 3 mm) (Hanzen, 2008).

III.3. L'influence de la race sur la saison sexuelle

Chanvalion (2011) a constaté que, toutes les races de moutons présentent une anoestrus saisonnier. Cette période varie en longueur et en intensité en fonction des races. Certaines sont donc naturellement plus dessaisonnées que d'autres. Une certaine brebis de ces races parvenant même à maintenir leur cycle sexuel durant presque toute l'année. Par exemple nos races locales ont des saisons sexuelles longues telle que chez Oueled Djellal, Rembi et Hamra, ainsi que toute l'année chez la D'man. Les variations de l'intensité de l'anoestrus entre les races pourraient être la résultante d'une différence de sensibilité à la réaction négative de l'œstradiol pendant la période anoestrale (Khiati, 2013)

III.4. L'influence de l'état sanitaire

Il faut mettre en corrélation tout événement sanitaire et la reproduction. On peut diagnostiquer des impacts directs et indirects de différentes pathologies. Les infestations parasitaires sont une cause

fréquente d'infertilité, les boiteries, et l'hyperthermie aient des graves conséquences sur la libido. Certaines pathologies infectieuses ont de plus une incidence spécifique sur la reproduction (Brucellose, Chlamydios, métrite, vaginite...) sont à rechercher lors d'avortements (Michaud, 2006)

III.5. Paramètres de la reproduction

Les principaux paramètres de reproduction évalués au niveau des troupeaux sont : la fertilité, la prolificité et la fécondité.

III.5.1. Fertilité

La fertilité est la capacité d'un couple à assurer la formation d'un zygote. L'incapacité de cette fonction est appelée l'infertilité (transitoire ou définitive) ou stérilité.

La fertilité est calculée à partir de nombre de femelle mettant bas par rapport au nombre de brebis mises au bélier pendant une période fixée. Elle est en général exprimée en pourcentage.

$$\text{Taux de fertilité} = (\text{nombre de brebis pleines} / \text{nombre de brebis mise à la lutte}) \times 100.$$

III.5.2. Prolificité

La prolificité est le nombre d'agneaux nés par brebis mettant bas. Elle mesure l'aptitude d'une brebis à avoir une grande taille de portée, c'est un critère à faible héritabilité.

$$\text{Taux de prolificité} = (\text{nombre d'agneaux nés} / \text{nombre de brebis agnelant}) \times 100.$$

III.5.3. La fécondité

La fécondité : C'est l'aptitude d'un individu à émettre une ou plusieurs gamètes capables de féconder ou d'être fécondés. Son taux est exprimé en :

$$\text{Taux de fécondité} = (\text{nombre d'agneaux nés} / \text{nombre de brebis ou agnelles mises à la lutte}) \times$$

100

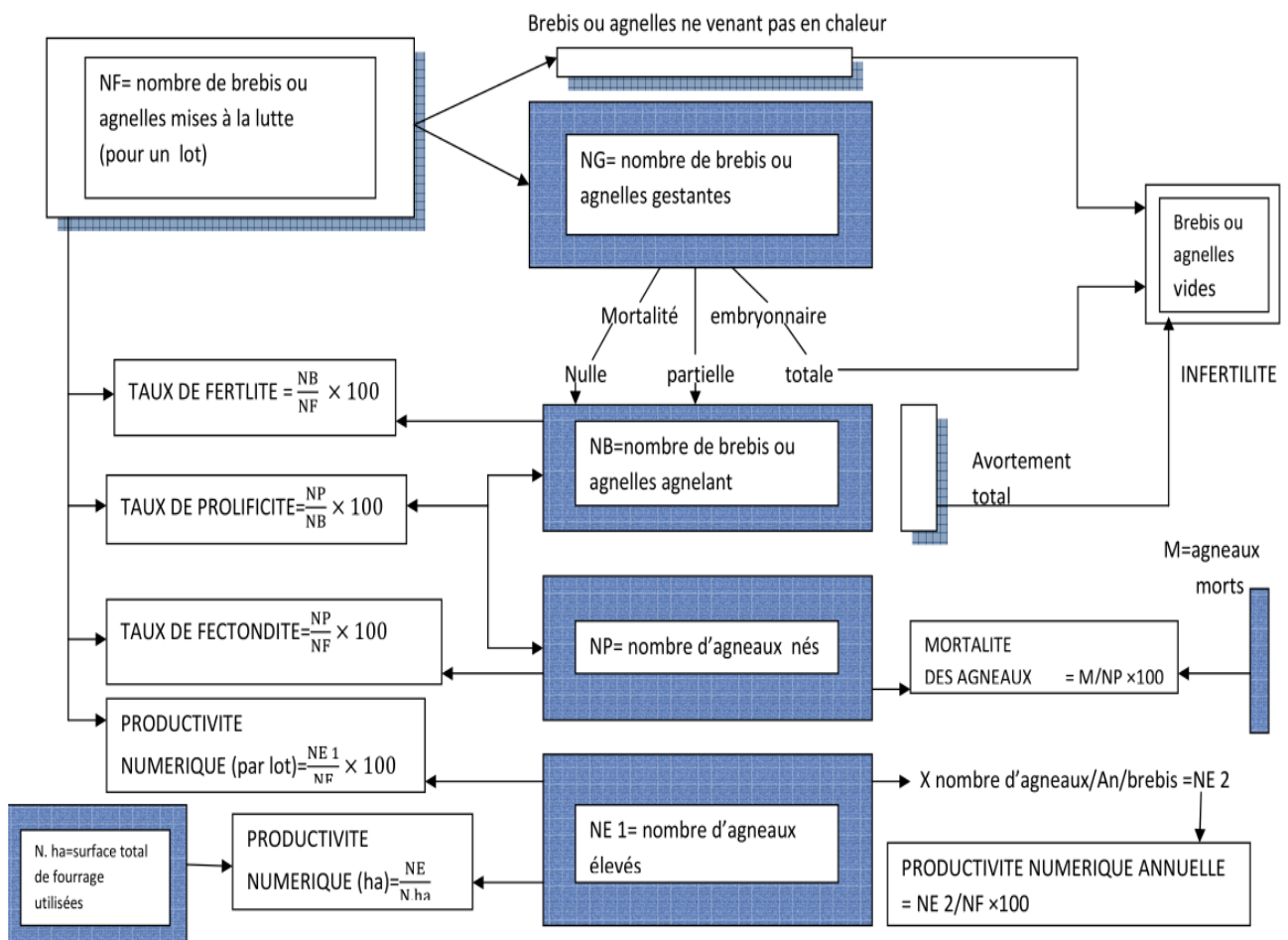


Figure 29. Les principaux paramètres de reproduction utilisés dans la reproduction ovine (Soltner, 1989).

A teal-colored oval shape with a thin black border, centered on a white background. The text "Partie expérimentale" is written inside the oval in a dark blue, serif font.

Partie expérimentale

Objectif de travail

Notre travail a pour but d'évaluer les méthodes de maîtrise de la reproduction des ruminants (ovins, bovins) dans la région de M'sila a travers l'évaluation de l'effet des différents facteurs, notamment celui de la synchronisation des chaleurs sur les performances de la reproduction et de productivité des femelles.

I.1. Présentation de la région d'étude

Cette expérimentation c'est déroulée durant la période s'étalant du mois de Janvier au mois de Juin 2019 au niveau des exploitations privées de la région de M'sila. La répartition des effectifs concernés selon la localisation des exploitations est mentionnée dans le tableau suivant :

Tableau 2. Répartition des effectifs ovins étudiés.

Propriétaire	Région	Nombre total des ovins par exploitation	Nombre de brebis synchronisées
1	M'tarfa	170	25
2	Ouled mansour	150	75
3	Ouled mansour	250	75
4	M'tarfa	90	60
5	M'tarfa	80	25
6	Hammam Edalaa	60 (Lot témoin)	/
7	Zrarga	/	/

Tableau 3. Répartition des effectifs bovins étudiés.

Propriétaire	Région	Nombre total de vaches par exploitation	Nombre de vaches synchronisées
1	M'tarfa	2	2
2	Ouled mansour	4	4
3	Ouled mansour	10	10
4	M'tarfa	2	2
5	M'tarfa	50	10
6	Hammam Edalaa	/	/
7	Zrarga	50	15

La wilaya de M'Sila est située à 250 Km au sud-est d'Alger. Elle est limitée au Nord par les wilayas de Bouira, Borj-Bou-Arrierij et Sétif, à l'Est par les wilayas de Batna et Biskra, au Sud par les wilayas de Biskra et Djelfa, et à l'Ouest par les wilayas de Djelfa et Médéa. La wilaya est constituée de 47 communes regroupées en 15 daïras. Sa superficie totale est de 18 175 Km², soit 0,76 % du territoire national. Le climat de la wilaya de M'Sila est contrasté avec une longue saison estivale sèche et chaude et une saison hivernale pluvieuse et froide. Les précipitations sont faibles et variables d'une année à l'autre. Les régimes thermiques sont relativement homogènes et traduisent un climat de type continental.

L'agro-pastoralisme constitue la principale activité faisant vivre directement ou indirectement les ménages que comporte la zone de M'Sila. L'élevage pratiqué est extensif, le troupeau se déplace pour se nourrir et s'abreuver.

La wilaya de M'sila est classée à l'échelle nationale en quatrième rang en matière de production de viande rouge (DSA M'sila, 2018).

Tableau4. Le cheptel de la wilaya de M'sila (DSA M'sila, 2018).

Effectif		Production				
Bovin (têtes)	Ovin (têtes)	Lait (L)	Viandes rouges (qx)	Viandes blanches (qx)	Œuf (unités)	Laine
34700	1630.000	77.752.000	287.000	91.200	165.000.000	27.550

I.2. Matériels

I.2.1. Les animaux

Ovins: il s'agit d'un groupe de 320 brebis âgées entre 3 et 4 ans, de race Ouled Djellal (type Hodnia), ces animaux ont mis bas au cours de la saison sexuelle précédente et n'ont aucun écoulement vaginal suspect, ni pathologie spécifique à leur appareil génital. Un traitement antiparasitaire a été effectué pour éliminer l'impact du parasitisme sur la fertilité.

Bovins: il s'agit d'un groupe de 43 vaches et génisses de race Holstein, montbéliarde, fleckvieh, élevées dans des fermes relevant du secteur privé.

I.2.2. Alimentation et abreuvement

-Pour les ovins, la conduite d'élevage des fermes de notre région est de type semi-intensif, avec alternance de stabulation dans la ferme et de pâturage sur jachère et sur chaumes en fonction de la saison.

Les ovins profitent de pâturage offerts par des grands parcours à plantes steppiques, dont l'Alfa et Chih.

L'alimentation des ovins de la région est basée généralement sur des ressources non cultivées et des résidus de cultures céréalières (la paille de blé ou de l'orge qui sert comme aliment de base, particulièrement en hiver, et enfin l'orge, donnée comme complément seul ou en mélange avec le son (selon le stade physiologique).

Un complément vitaminique en plus d'un flushing de 500 g d'aliment concentré /tête/jour, pendant 4 semaines avant la lutte et 3 semaines après la lutte naturelle (prévue le 26 janvier 2019) a été suivi durant l'expérimentation. L'eau est distribuée à volonté.

-La ration des vaches, dans les fermes est presque la même, mais diffère selon les disponibilités, elle est constituée par le vert (la luzerne, l'orge), du concentré (son de blé et maïs), et le sec (la paille, foin).

I.3. Méthodes

I.3.1. Protocole de synchronisation des chaleurs chez la brebis

I.3.1.1. Matériel utilisé

- Les éponges vaginales imprégnées de progestérone sont conditionnées dans des sacs en plastique, à raison de 25 par sac, conservé à l'abri de la lumière et de l'humidité. Elles sont commercialisées sous le nom « chronogest CR » de couleur blanche, de forme cylindrique, présentant à l'une des extrémités un fil qui permet leur retrait à la fin de traitement, dosées à 40 mg.
- L'applicateur est formé d'un tube en plastique dur à surface lisse. l'extrémité antérieure de ce tube est biseautée avec un poussoir qui sert à propulser l'éponge au fond du vagin.
- Désinfectant : (D2) pour désinfection de l'applicateur avant et après chaque application pour éviter toute transmission de germes d'une femelle à une autre.
- PMSG : La gonadotrophine sérique de jument gravide (PMSG), utilisée dans notre expérimentation, est commercialisée sous le nom de « FOLLIGON 1000 UI ».
- Les gants.

Tableau 5. Prix des éponges vaginales.

Eponge grise	Eponge blanche	PMSG
650 DA	720 DA	900 DA



Figure 30. Matériel de synchronisation (source originale).



Figure 31. Désinfectant (source originale).

I.3.1.2. Technique

I.3.1.2.1. La pose des éponges vaginales : les éponges ont été mises en place chez les brebis à partir du 12/01/2019 (le soir).

- D'abord, choisir et préparer les éponges et mettre les quantités nécessaires dans un sac en plastique.
- Désinfecter l'applicateur par une solution désinfectante (D2 et l'eau) avant et après chaque utilisation.
- Placer l'éponge dans l'applicateur : mettre l'éponge dans l'applicateur à l'extrémité non biseautée tout en introduisant l'éponge par le côté non ficelé, puis en la poussant avec le poussoir.
- Les brebis étant immobilisées, au moment de l'introduction des éponges.

- Nettoyer la vulve de la brebis puis introduire l'applicateur doucement pour éviter de traumatiser l'animal, en inclinant l'applicateur et en tournant légèrement, puis libérer l'éponge au fond du vagin, en poussant sur le poussoir.
- Maintenir le poussoir en place et retirer le tube de quelques centimètres pour libérer l'éponge, retirer ensuite le tube et le poussoir hors du vagin.
- Une fois l'éponge en place, il faut vérifier que le fils est bien visible à l'extérieur ce qui facilitera le retrait.
- Après chaque utilisation l'applicateur est soigneusement plongé dans une solution désinfectante diluée dans une eau tiède.
- Après la pose, les brebis doivent rester dans le calme.



Figure 32. Installation de l'éponge dans l'applicateur (source originale).



Figure 33. Mise en place de l'éponge (source originale).

I.3.1.2.2. Retrait des éponges : le retrait des éponge à eu lieu 12 à14 jour plus tard (à partir du 24/01/2019). Pour enlever l'éponge on doit tirer lentement sur la ficelle vers le bas. Si la ficelle n'est pas visible, la rechercher à l'intérieur de la vulve. Attention, il se peut quelle soit perdue.

- éliminer rapidement les éponges utilisées par incinération
- On remarque que quelques éponges contiennent des écoulements vaginaux indiquant une vaginite (figure 40)



Figure 34. Retrait de l'éponge (source originale).



Figure 35. Eponges retirées (source originale).

I.3.1.2.3. Injection de la PMSG : les doses les plus couramment utilisées pour les femelles adultes, varient entre 400 et 700 unités internationales (UI) à contre-saison, 300 et 600 UI en saison sexuelle.

- Dès le retrait des éponges, on injecte le « FOLLIGON 1000UI » à raison de 2.5 ml de PMSG pour chaque brebis, par injection intramusculaire profonde dans le gigot ou dans le cou.
- L'injection de PMSG ne doit pas être administrée avant le retrait de l'éponge ou 6 heures au plus tard car elle peut induire la diminution du taux de l'ovulation.
- Marquer chaque animal traité.



Figure 36. PMSG (source originale).



Figure 37. Injection de la PMSG (source originale).

I.3.1.2.4. La lutte : Après 48 heures de l'injection de PMSG les chaleurs apparaissent, on choisie des béliers pour la lutte (lutte par lot).

- L'introduction des béliers à été réalisée à partir du 26/01/2019.
- La détection des chaleurs est effectuée à l'aide d'un bélier vasectomisé.
- Les béliers utilisés étaient au nombre de 6 âgés de 2 ans pour 12 brebis, c'est-à-dire chaque bélier pour deux brebis pour augmenter la chance de fécondation. Ces béliers fertiles âgés entre 4 et 5 ans recevaient le même supplément alimentaire que les brebis (flushing) et le même traitement (déparasitage+complexe vitaminique).



Figure 38. La monte naturelle (source originale).

I.3.1.2.5. Diagnostic et suivi de la gestation : les brebis traités ont été suivi, la gestation est confirmé par le non retour en chaleurs et par palpation (pratiquée par le vétérinaire). Tout avortement ou mortalité des brebis gestantes ont fait l'objet d'enregistrement.

I.3.1.2.6. Détermination des paramètres de la reproduction

Nous avons enregistré les paramètres de la reproduction sur la base des formules suivantes :

Taux de fertilité = nombre de brebis ayant mis bas / nombre de brebis mises à la reproduction X 100.

Taux de fécondité = nombre d'agneaux nés / nombre de brebis mises à la reproduction X 100.

Taux de prolificité = nombre d'agneaux nés / nombre de brebis ayant mis bas X 100.

I.3.2. Protocole de synchronisation des chaleurs chez la vache

Le choix du protocole de synchronisation est fonction de l'état physiologique, l'âge de la femelle, et son cycle sexuel.

I.3.2.1. Matériel utilisé

- Gants de fouille.

- applicateurs PRID® pour la pose de spirale intra vaginale.
- PRID® : dispositif en acier inoxydable, en forme de spirale, composé de 1,55 g de progestérone continue (qui bloque la cyclicité au niveau hypothalamo-hypophysaire) uniformément répartie dans un élastomère en silicone inerte; il contient aussi 10 mg de Benzoate d'Œstradiol (effet lutéolytique de l'œstradiol sur les animaux cyclés : un éventuel corps jaune fonctionnel est détruit où sa croissance est stoppée s'il est en voie de développement).
- ENZAPROST® (solution injectable de Dinoprost, qui est un analogue de synthèse de la PGF₂α) : sous forme de flacon de 5ml d'une solution contenant 25 mg de principe actif; il est administré en IM.
- SYNCHRO-PART® (solution injectable contenant 500UI de PMSG) sous forme de flacon contenant un lyophilisat de PMSG (Gonadotropique sérique) destiné à recevoir 2ml d'un soluté physiologique; il est administré en IM, il permet la reprise de la croissance folliculaire et donc l'ovulation.
- Huile (lubrifiant).

I.3.2.2- Technique de synchronisation

I.3.2.1. 1. Protocole de PRID delta

Le protocole de PRID est un protocole standard pour les vaches cyclées ou non cyclées ainsi que les génisses, il a l'avantage de possibilité d'insémination sans détecter les chaleurs.

- L'applicateur doit être nettoyé après utilisation.
- Mise en place le spirale PRID delta dans l'applicateur.
- Par un lubrifiant (huile obstétricale) lubrifier légèrement l'extrémité de l'applicateur pour faciliter le travail et éviter le traumatisme de l'animal.
- Nettoyer la vulve de l'animal, puis insérer l'applicateur dans le vagin, et assurer que la cordelette est correctement positionnée.
- Retirer lentement l'applicateur et laisser la cordelette de retrait hors de la vulve
- Retirer le spirale PRID delta en tirant doucement sur la cordelette, Après 7 ou bien 9 jours de son insertion dans le vagin.
- Un jour avant le retrait du spirale PRID delta, injection d'une dose de 5ml de PGF₂ alpha est pratiquée.
- Le retrait du spirale est associé à l'injection intra musculaire d'une dose de 5ml de PMSG.

- L'animal doit être inséminé 56 heures après le retrait du spirale PRID delta.



Figure 39. Matériel du protocole PRID Delta (source originale).



Figure 40. PRID Delta (source originale).



Figure 41. Lubrification de l'applicateur. **Figure42.** Insertion de PRID dans l'applicateur.

(source originale).



Figure 43. La mise en place de PRID dans le vagin de la vache (source originale).



Figure 44. Vérification de la fixation du fil (source originale).

I.3.2.1. 2. Protocole de la prostaglandine F2 alpha (PGF2 alpha)

Le traitement avec la prostaglandine F2 alpha consiste à l'injection de 5 ml de solution par voie intramusculaire.

- L'injection se fait après la vérification de présence du corps jaune par une palpation transrectale.
- Si les chaleurs n'ont pas été observées suite à la première injection, il est nécessaire de pratiquer une seconde injection 11 jours après la première.
- Les chaleurs apparaissent 48 heures plus tard, et les femelles seront inséminées 14 jours après sur chaleurs observées.



Figure 45. Injection IM de PGF2 alpha (source originale).

I.3.2.1. 1. Protocole de GPG

Appelé protocole Ovsynch ou GPG, ce traitement associe l'utilisation de GnRH et de prostaglandine.

- Une première injection de GnRH (2ml) (par voie intramusculaire) provoque le démarrage d'une nouvelle vague folliculaire dans les 3 ou 4 jours.
- Une injection de prostaglandines (5ml), 7 jours après l'injection de GnRH, qui a pour but de lyser les corps jaunes principaux et secondaires (résultants de l'injection de GnRH).
- Une seconde injection de GnRH (2ml), 2 jours après l'injection de prostaglandines augmente la précision de la période d'ovulation du follicule dominant.
- L'insémination artificielle est réalisée 12 à 24 heures après la dernière injection de GnRH.



Figure 46. Matériel utilisé pour le protocole GPG (source originale).

Tableau6: les couts vétérinaires des différents protocoles.

Désignation	Le prix (DA)
Prid	1750
PGF2alpha	600
PMSG	900
GnRH	500

I.4. L'insémination artificielle

L'insémination artificielle est une technique récemment introduite, et mise en œuvre par l'Etat sous le contrôle d'un coordinateur, réalisée par un docteur vétérinaire, ce dernier intervient à la demande de l'éleveur. L'inséminateur praticien intervient 12 heures après le début des chaleurs (donc il ne doit pas dépasser les 18 heures).

I.4.1. Matériel utilisé pour IA

- **La semence**

La semence provient des taureaux indexés de différentes races. Elle a été collectée, contrôlée, mise en paillette et congelée par le centre d'insémination artificielle et d'amélioration génétique CNIAAG) qui se trouve à Alger (Baba Ali). La semence est conservée dans des bombonnes contenant de l'azote liquide (à -196°C) ; pour cette étude, nous avons utilisé des semences provenant de trois races la Holstein, la Montbéliarde et fleckvieh.



Figure 47. Bombonne de stockage.



Figure 48. Bombonne de déplacement.

(source originale)



Figure 49. Pistolet d'insémination et sa gaine de protection (source originale).

- Gants de fouille.
- cordes pour la contention des animaux.
- Pistolets d'insémination.
- chemises bleus.
- Bombonnes d'azote liquide à -196°C contenant des paillettes (semences); BT (2 L) de déplacement.

- Matériel pour décongeler les semences utilisées (récipient contenant de l'eau) et des testeurs de température (Thermomètre).
- BT de stockage 50 L.

I.4.1.1. Technique de l'IA

-Préparation de la semence: le docteur vétérinaire a commencé par la décongélation de la semence, il a préparé l'eau chaude (35 à 37 C°) dans un récipient à l'aide d'un thermomètre pour obtenir la température exacte, Une température de décongélation trop élevée entraîne la mort des spermatozoïdes, tandis qu'une température de décongélation faible réduit la vitalité et la survie des spermatozoïdes.

-Plonger la paillette choisie dans un récipient, et laisser la en place dans l'eau chaude pendant 40 à 45 secondes (les paillettes ne doivent pas séjourner trop longtemps dans l'eau de décongélation).

- Préparer le pistolet d'insémination, si il fait froid dehors, réchauffer l'embout du pistolet près du corps sous la blouse du travail (il ne doit être ni trop chaud ni trop froid).

- Sortir la paillette du récipient et la sécher bien avant de pouvoir utiliser.

-Insérer la paillette dans la sonde, tout en coupant l'extrémité à un centimètre du bout. Utilisez des ciseaux spécialement conçus pour couper la partie où se trouve la bulle d'air.

-Protéger le pistolet au chaud. Enrouler, le dans une gaine de protection et glisser le près du corps de l'inséminateur (sous les vêtements) pour le garder à une température constante.

-Le praticien doit écarter la queue de la vache pour nettoyer et éliminer les excréments qui pourraient déranger lors de la palpation.

-le vétérinaire introduit une main gantée dans le rectum, et repère le col de l'utérus qu'il saisit et l'immobilise à travers la paroi rectale. Avec l'autre main, il introduit le pistolet contenant la paillette dans la vulve, et en le poussant vers l'avant et en suivant le plafond du vagin pour éviter le méat urinaire, il le guide vers le col qui doit être franchi en déplaçant légèrement le col par des mouvements de massage de haut en bas et sur les côtés.

- Vérifier l'emplacement de la sonde du pistolet qui doit s'enfoncer sur un demi centimètre

-Déposer le sperme à la sortie du col (le corps utérin).

-Retirer lentement le pistolet et la main de l'intérieur de la vache. Vérifier qu'il n'y a pas de sang, d'infection ou de sperme à l'intérieur du vagin.



Figure 50. Décongélation des paillettes (source originale).



Figure 51. Préparation de la paillette pour utilisation directe (source originale).



Figure 52. Palpation transrectale (source originale).



Figure 53. Introduction du pistolet de l'insémination (source originale).

I.5. Analyse Statistique

Le traitement des données et les fréquences de variation des paramètres étudiés sont représentés graphiquement en utilisant le logiciel Microsoft Excel (2010).

Résultats et discussion

II.1. Etude des paramètres de la reproduction chez les ovins

Les résultats obtenus sont résumés dans les schémas suivants :

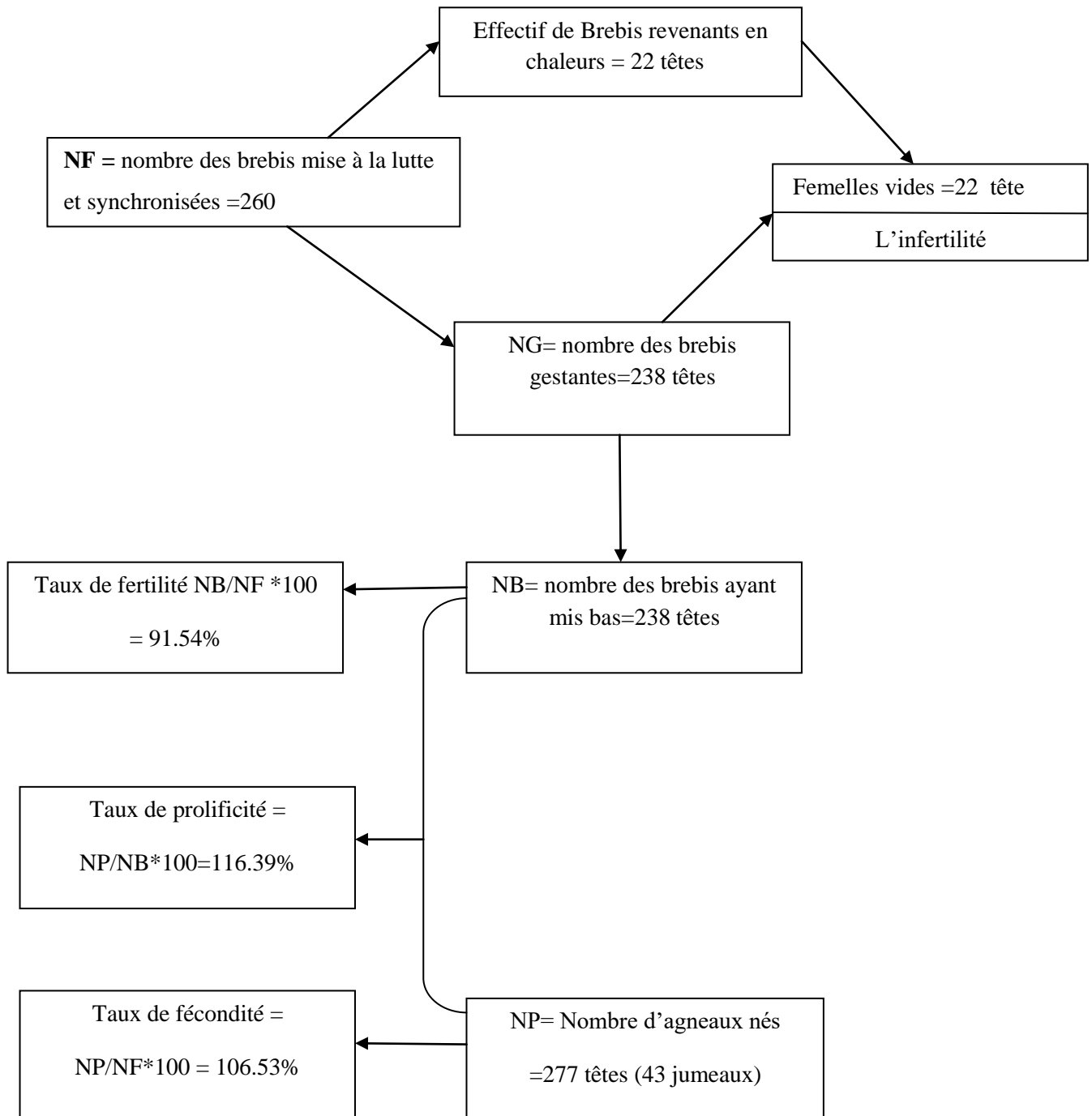


Figure54. Evaluation des paramètres de la reproduction de l'effectif ovin étudié.

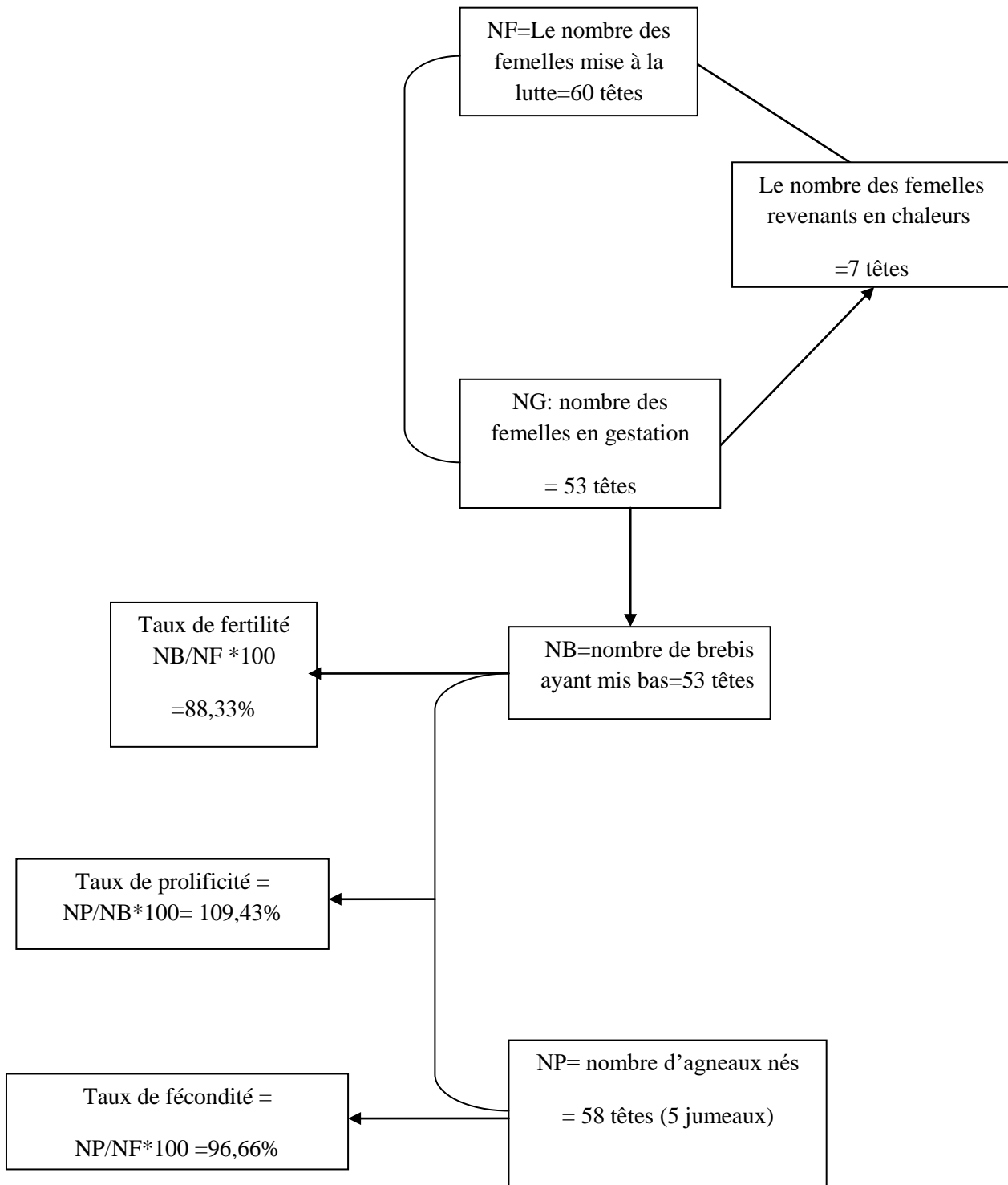


Figure55. Evaluation des paramètres de la reproduction de l'effectif témoin.

Tableau7. Répartition des gestations et des retours en chaleurs de l'effectif ovin étudié.

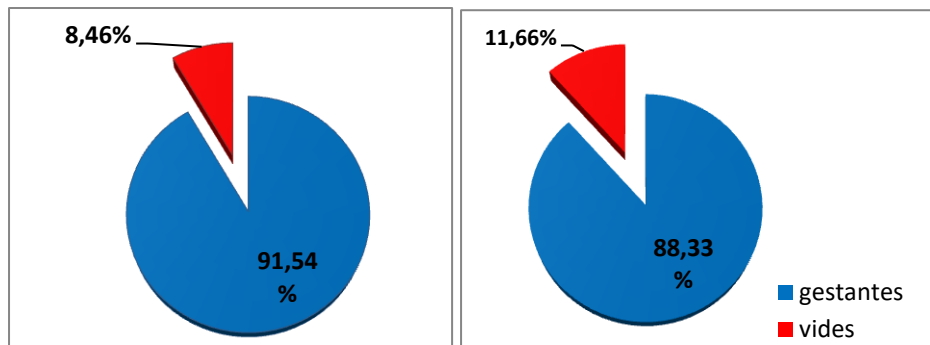
Nombre de brebis mises à la reproduction	Nombre de brebis synchronisées	Taux de synchronisation des chaleurs (%)	Nombre des brebis gestantes	% de gestation	Retour en chaleurs	% retour en chaleurs
Lot synchronisé 260 brebis	260	100	238	91.54	22	8.46
Lot témoin 60 brebis	/	/	53	88.33	7	11.66

II.1.1. Taux de Synchronisation

Le nombre de brebis synchronisées est de 260 avec un taux de réussite de 100%, ce qui pourrait s'expliquer selon Khiati (2013) par l'absence d'un déplacement important des brebis. Cet même auteur a enregistré cependant, un faible taux de perte d'éponge estimé à 3,3%. Notre observation est similaire à celle de Steffan et al. (1983) qui ont enregistré un taux de réussite de la synchronisation de 100% et donc un taux de perte d'éponge de 0%.

II.1.2. Taux de gestation et de retour en chaleurs

On remarque que sur un total de 260 brebis synchronisées du Lot 1, 238 brebis sont en gestation avec un taux de gestation de 91,54 % et seulement 22 brebis qui sont revenus en chaleurs. Ceci est probablement attribué à des maladies de l'appareil reproducteur (vaginite, métrite,...) car après retrait des éponges certaines ont présenté une coloration grisâtre signifiant ainsi un problème à ce niveau. Par contre, pour le lot témoin le taux de gestation est estimé à 88.33% inférieur à celui obtenu chez les femelles synchronisées.



A. Lot de brebis synchronisées

B. Lot témoin

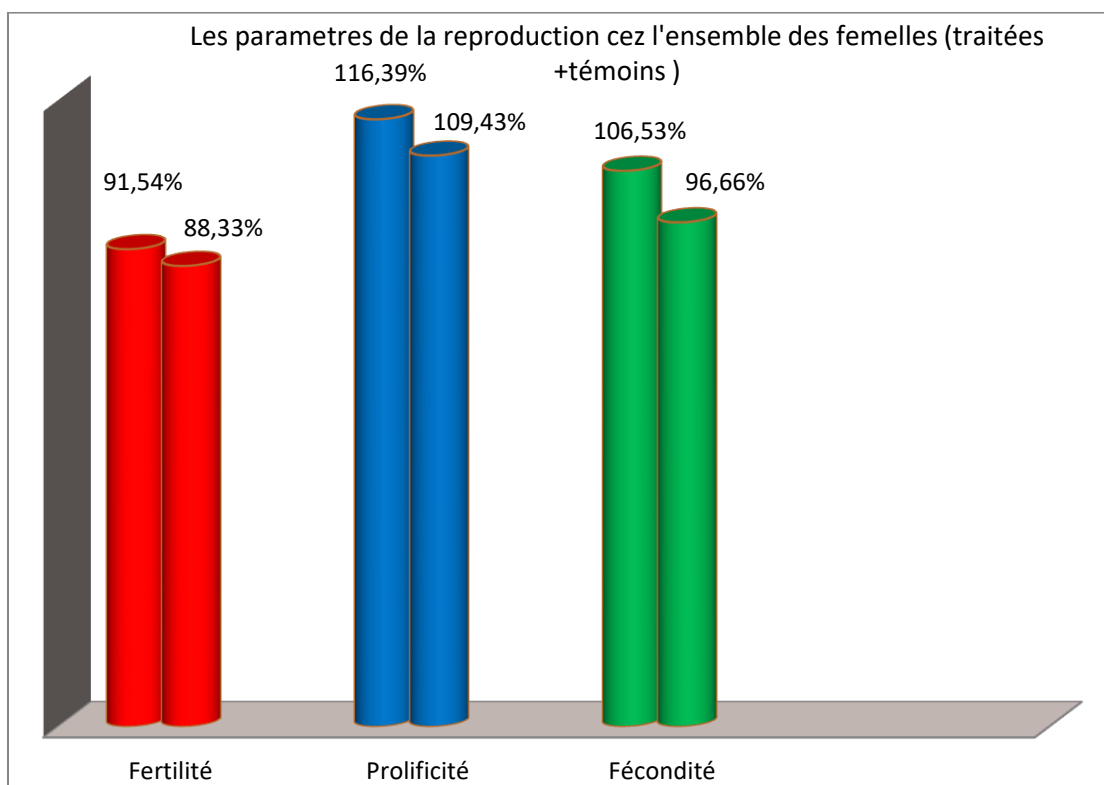
Figure56. Les taux de gestation et de retour en chaleurs de l'effectif ovin étudié

II.2. Paramètres de reproduction et de productivité de l'effectif étudié

Le tableau suivant rassemble les moyennes globales des paramètres de reproduction et de productivité de l'effectif ovin étudié.

Tableau8. Moyennes globales des paramètres de reproduction et de productivité.

Paramètre (Taux)	fertilité	fécondité	Prolificité
Lot témoin	88.33	96.66	109.43
Lot synchronisé	91.54	106.53	116.39

**Figure57.** Présentation des paramètres de reproduction de l'effectif ovin étudié.

Lorsque on compare les paramètres obtenus sur les femelles traitées avec ceux obtenus sur les femelles du lot témoin on remarque que les paramètres de la reproduction des femelles traitées sont toujours supérieures à celles du témoin, ceci est due à l'amélioration des paramètres de la reproduction suite à l'application des traitements hormonaux de synchronisation des chaleurs, ce qui permet précisément de favoriser l'activité des ovaires et de provoquer l'ovulation et ainsi d'augmenter les taux de prolificité et de fécondité. Ces traitements ont permis également le groupage des chaleurs et des mises bas, chose qui ne peut être observée pour le lot témoin où les femelles commencent l'annelage à partir du début de mai jusqu'à la fin du mois de juin avec un intervalle de deux mois (début de gestation à partir du début du mois de Janvier 2019).

II.2.1. La fertilité

Tableau 9. Le taux de fertilité des brebis.

	Nombre de brebis mise à la lutte	Nombre de brebis gestantes	Taux de fertilité (%)
Lot synchronisé	260	238	91.54
Lot témoin	60	53	88.33

On remarque que le taux de fertilité des femelles du lot témoin est de l'ordre de 88.33%, qui est considéré selon Cognie (1988) de bon à très bon, le taux de fertilité est toujours dépendant de quelques facteurs (la race, la saison, la maîtrise de l'alimentation, et la conduite d'élevage). Ce taux est légèrement inférieur à celui des brebis traitées malgré que les brebis sont de la même race et élevées dans les mêmes conditions, on explique cette différence par l'intervention des hormones appliquées pour la synchronisation des chaleurs, dans l'activité ovarienne.

Le taux global de fertilité du lot synchronisé est de 91.54 (tableau 8), il est supérieur aux taux de Arbouche (2011) qui est de 87%, et celui trouvé par Bouaa et Lamara en 2009 (80%) sur le même site (Wilaya de Bordj Bou Arreridj) en relation avec l'amélioration de la conduite d'élevage (flushing, lutte en main...). Bouchikhi (2018), a signalé un taux de fertilité de 90 et 88% respectivement pour les deux années 2016-2017, ce qui est très proche de celui trouvé durant notre expérimentation pour le lot témoin.

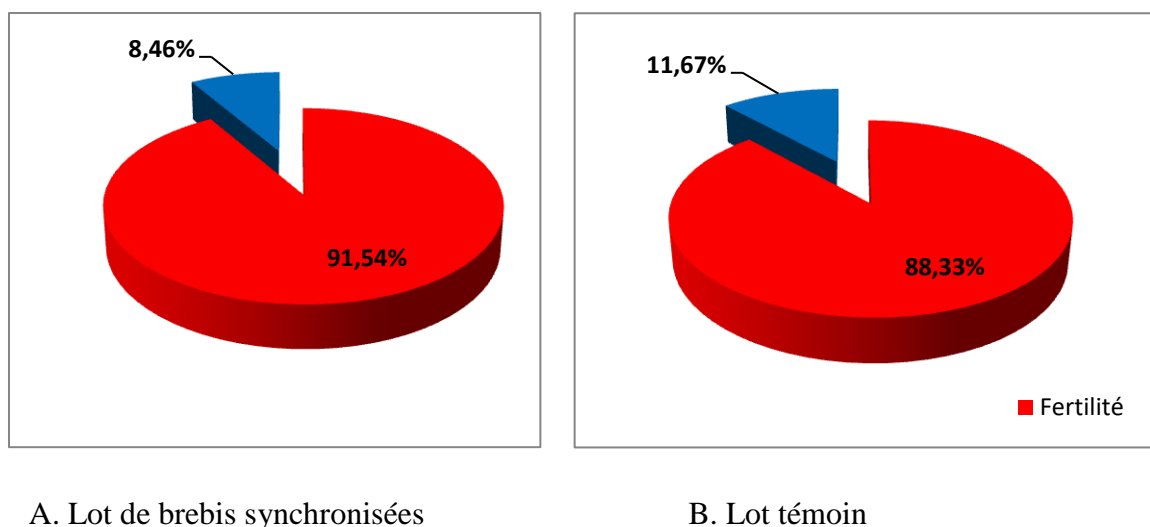


Figure 58. Taux de fertilité du troupeau ovin.

Pour la race Ouled Djellal, Berarma et Bouaoune (2007), Harket et Lafri (2007), ont Trouvé des taux de 60%, alors que Lamrani et al. (2008) et Merghem (2008), ont enregistré un taux de 65% et Mamine (2009) avec un taux de 66%. Ces différences semblent être liées au milieu notamment à une différence de conduite du troupeau. Selon l'ITELV (2001), le taux de fertilité de la race Ouled Djellal est de 89%.

Pour la race Rembi, Khiati (2013) a obtenu des taux de 86,2 ; 79,3 et 72,4 pour des doses de PMSG de 300 ; 500 et 700 UI respectivement.

Le mode de lutte influe sur la fertilité d'une brebis (Turries, 1977). La lutte libre donne des résultats faibles par rapport la lutte en main. Où la lutte en lots, assure une meilleure fertilité. La présence du bélier influence les mécanismes physiologiques de la reproduction de la brebis.

Lors des chaleurs, le regroupage des chaleurs par l'effet bélier se représente positivement sur la fertilité, en effet (Prud'hon et Demoy ; 1969) trouvent que la fertilité chez les brebis a été améliorée au cours des 30 premiers jours de lutte.

La pratique du flushing permet d'augmenter la fertilité des femelles et des mâles. Chez les ovins, une suralimentation de 03 semaines avant la lutte influence la ponte ovulaire et le groupage des mises bas (Prud'hon et Demoy ; 1971)

Cognie (1988) rapporte que la fertilité de la brebis varie avec la race, la saison, l'alimentation, les méthodes de conduite du troupeau et des conditions d'élevage. Selon cet auteur une fertilité moyenne de 70 à 80% après saillie est considérée de bonne à très bonne. Dans ce contexte, Chellig (1992) affirme que le taux de fertilité chez la race Rembi est de 80%.

II.2.2. La fécondité

Tableau10. Le taux de fécondité chez les brebis.

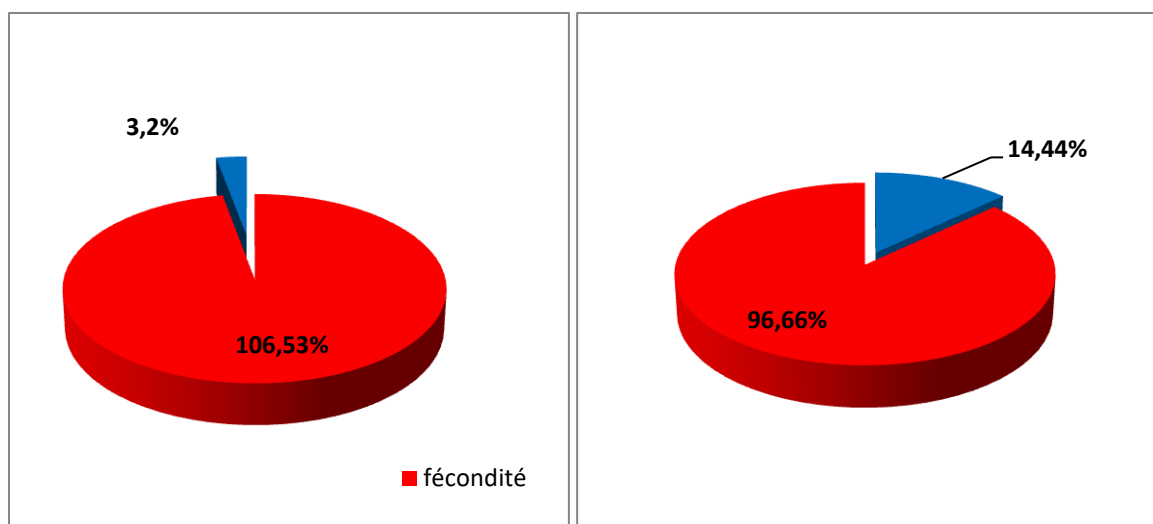
	Nombre des brebis mise à la reproduction	Nombre d'agneaux nés	Taux de fécondité (%)
Lot témoin	60	58	96.66
Lot Synchronisé	260	277	106.53

Le taux de fécondité du troupeau est de 106.53% (tableau9). Il est supérieur au taux de 96.66 du lot témoin et également supérieur à celui rapporté par Arbouche en 2011(95.4%) dans la wilaya de Bordj Bou Arreridj. Sur le même site, Bouaa et Lamara (2009), ont obtenu une fécondité de 87%, cette différence s'explique par le renouvellement des mâles reproducteurs.

Pour la race Ouled Djellal, Lamrani et al. (2008), ont enregistré des taux de 90%, à la différence de Harket et Lafri (2007) ; Berarma et Bouaoune (2007) et Mamine (2009), qui avancent des taux de 75%, 70% et 66% respectivement, selon Bouchikhi (2018), Le taux de fécondité enregistré dans la ferme est de 98% et 101% respectivement pour les années 2016-2017de la race de Rembi. Cependant, Dekhili sur des études menées durant les années 2002 et 2004 a constaté des taux de fécondité de 110% et 128% respectivement ce qui est supérieur à notre observation.

Le taux de fécondité diverge selon les auteurs, d'après Chellig (1992) et l'ITELV (2001), le taux de fécondité pour le standard de la race Ouled Djellal est de 95% et 87% respectivement. Ces divergences sont à imputer à la conduite du troupeau et à l'hétérogénéité de la race Ouled Djellal qui comprend trois types.

On peut dire donc que la fécondité soit le produit de la fertilité et de la prolificité. D'après Kerbaa (1974) et Turriers (1976), l'intervalle de fécondité varie entre 90 et 110% dans le troupeau ovin en Algérie. Donc nous pouvons dire que nos résultats rejoignent les normes algériennes.



A. Lot de brebis synchronisées

B. Lot témoin

Figure 59. Taux de fécondité de l'effectif ovin étudié.

II.2.3. La prolificité

Tableau 11. Le taux de prolificité chez les brebis traitées.

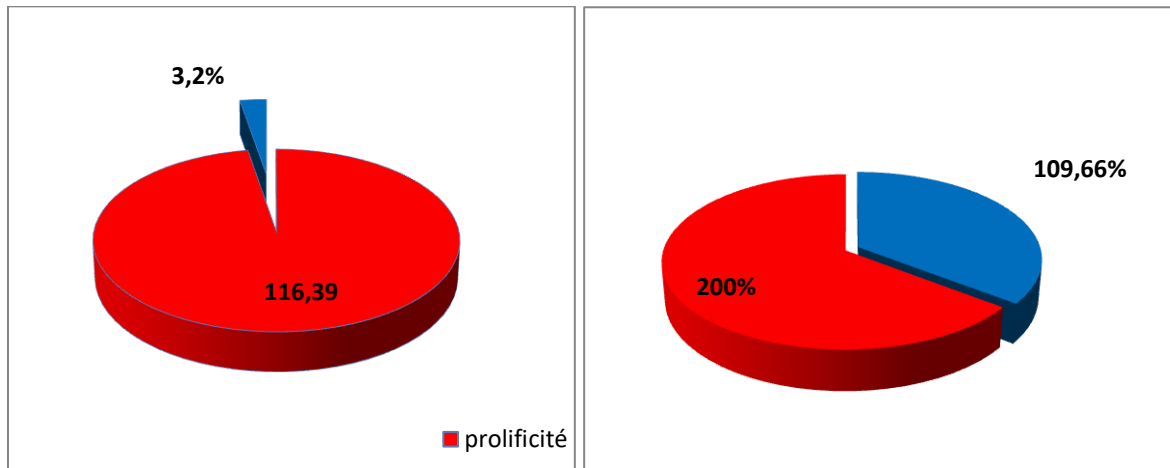
	Nombre de mises bas	Nombre d'agneaux nés	Taux de prolificité (%)
Lot témoin	53	58	109.66
Lot synchronisé	238	277	116.39

Le taux de prolificité chez les femelles de troupeau témoin est de 109.66%, Il est inférieur que celui trouvé chez les femelles traitées (116.39%). Donc, le taux de prolificité est amélioré par un pourcentage de 7% sous l'effet de la progestérone et la PMSG.

En 2009, Bouaa et Lamara ont signalé un taux de 108%. Ce taux est généralement supérieur à 100% pour cette race, cependant, Lamrani et al (2008), avancent un taux de 100%. Cette prolificité est fonction de la race et de la région d'élevage. Dekhili (2002, 2004), l'ITELV (2001) et Merghem (2008), ont trouvé pour la race Ouled Djellal, des taux compris entre 110% et 111%. Pour la race Sardi, Harkat et Lafri (2007), ont signalé un taux de 130% et Boukhliq (2002b), un taux de 120%. Pour la race Rembi, et au cours des deux années 2016-2017 (Bouchikhi, 2018) a constaté que le taux de prolificité du cheptel de la ferme est respectivement de l'ordre de 112% et 115%.

Selon Prud'hon (1971) et Coussinard (1970), le nombre d'agneaux nés et la prolificité augmentent avec l'âge des brebis ; elles atteignent leurs maximum à l'âge de 4 à 6 ans.

Tchamitchian et Ricordeau (1974) rapportent que l'influence de la saison de lutte se traduit, par un faible résultat de prolificité aux luttes d'avril et de Juin et un maximum en Octobre et Novembre.



A. Lot de brebis synchronisées

B. Lot témoin

Figure60. Taux de prolificité du ovin troupeau.

Selon les auteurs (Kerbaa, 1974), (Soukehal, 1979) et (Zidane, 1998), le taux de prolificité varie entre 102 et 126% dans les troupeaux des ovins en Algérie. Donc la prolificité du cheptel de ce travail répond à cet intervalle.

Il est certain que les conditions d'élevage et l'époque de lutte ainsi que la préparation alimentaire influencent favorablement le taux de prolificité.

II.2. Résultats relatifs à la pratique de la synchronisation et de l'insémination artificielle chez la vache.

II.2.1. Répartition des animaux traités selon la race.

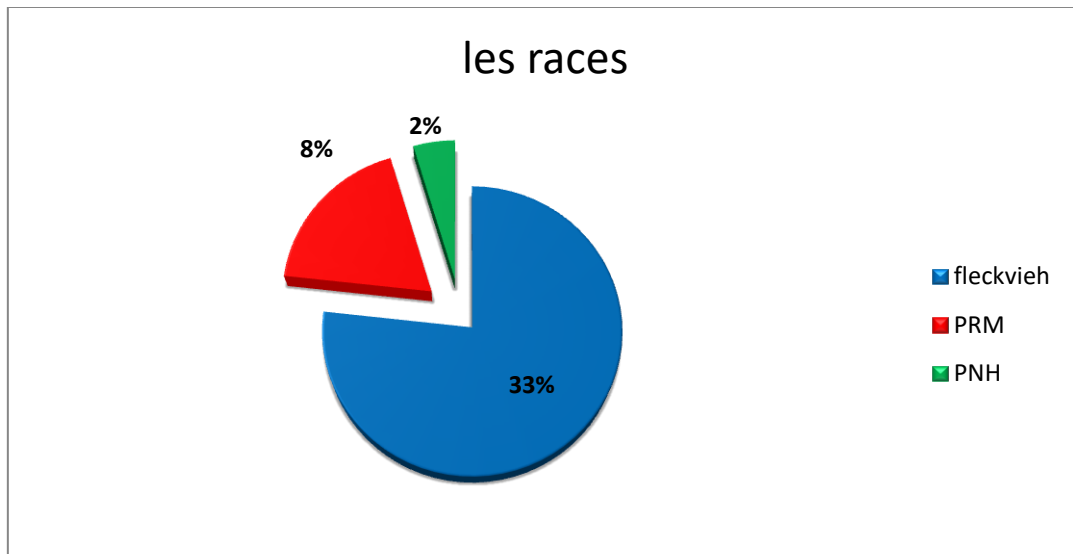


Figure 61. Répartition des animaux traités en fonction de la race bovine.

Le cheptel bovin étudié est composé essentiellement de vaches de la race Fleckvieh avec (76.74%) suivie de la race Pie Rouge Montbéliarde qui représente 18.60%, alors que la race Pie Noire Holstein ne représente que 4.66% de l'effectif bovin total des exploitations étudiées.

II.2.2. Cyclicité.

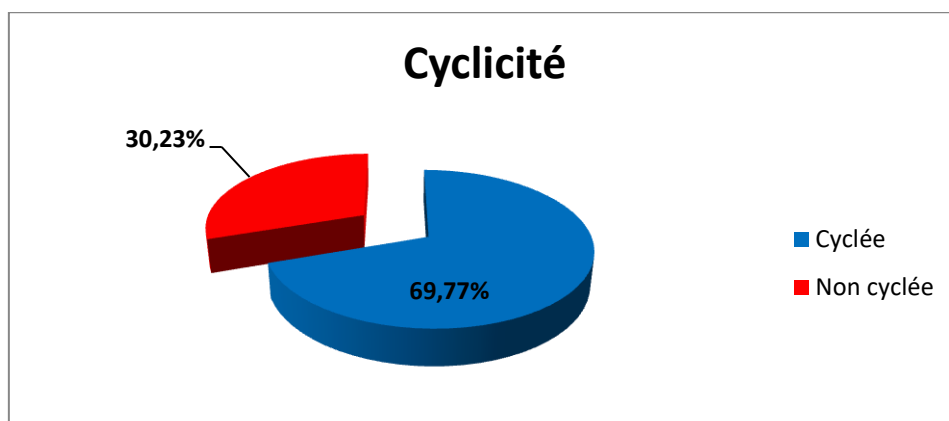


Figure 62. Répartition des animaux en fonction de la cyclicité des bovins.

Nous avons appliqué trois protocoles de synchronisation des chaleurs sur 43 vaches et génisses, le taux de cyclicité de l'ensemble des femelles traitées, est de 69.77%. Ce taux dépend de l'état corporel et des conditions de l'élevage.

Dans une autre étude réalisée par Meli (2009) en France; le taux de cyclicité de l'ensemble des femelles est de 85,5 %, il est supérieur au notre. Selon Meli, le taux de cyclicité varie en fonction du type de production. D'après les auteurs (Rhodes et al, 2001 ; Moreira et al, 2001 ; Lucy, 2001), Les femelles laitières ont eu un taux de cyclicité de 89.1%. Ce taux est supérieur à celui rapporté dans la littérature qui est entre 62 et 87 %, cette augmentation peut s'expliquer par la sélection des femelles lesquelles étaient majoritairement en bon état corporel.

Les femelles allaitantes ont eu un taux de cyclicité avant traitement de 72,4 %. Ce taux est supérieur à ceux observés généralement en France, entre 30 et 40 % suivant les races et les études (Grimard et al., 1992a, b ; Humblot et al., 1996).

Le taux de cyclicité des femelles allaitantes peut être augmenté en automne (73,9 % dans l'étude de Grimard et al. en 2007. De plus, ce taux de cyclicité élevé peut s'expliquer par la sélection des élevages sur leurs caractéristiques techniques (recours régulier à l'insémination artificielle, maîtrise de l'alimentation). En outre, on peut noter, comme chez les femelles laitières, que l'état corporel des vaches au début de l'essai suggère que les besoins alimentaires sont correctement couverts, ce qui est favorable à la reprise de la cyclicité.

II.2.3. Taux de synchronisation obtenus avec les différents protocoles

Tableau 12. Les taux de synchronisation obtenus avec les protocoles utilisés sur l'effectif bovin étudié.

Protocole	PRID	PGF	GPG	Total
Effectif	23	16	04	43
Taux de synchronisation (%)	100	100	100	100

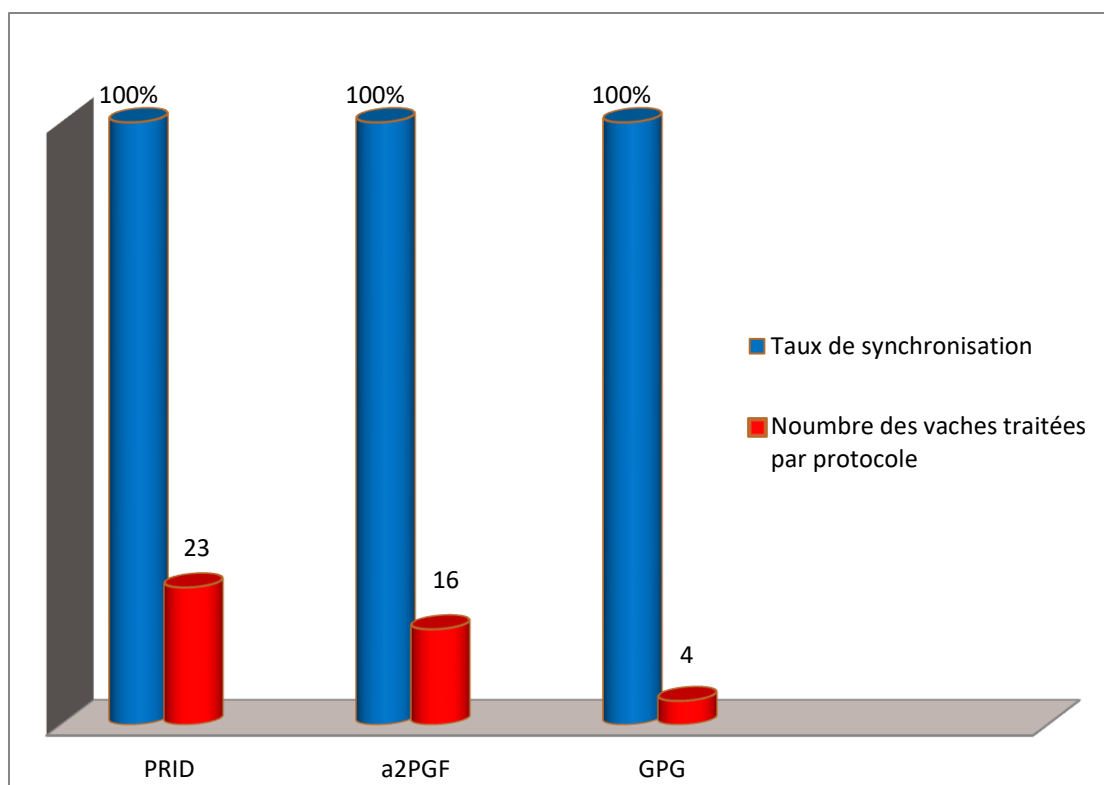


Figure 63. Taux de synchronisation en fonction du traitement chez les bovins.

On remarque qu'avec les trois protocoles, la synchronisation a réussi à 100%.

II.2.3.1. Le taux de synchronisation des chaleurs par protocole PGF2a

Dans l'étude de Hamani et al. (2004) en Gambie et en Mali le taux de synchronisation qui est réalisé par le protocole PGF2a est 100%, ce taux est pareille à notre résultat avec l'utilisation du même protocole sur des femelles cyclées.

II.2.3.2. Le taux de synchronisation des chaleurs par protocole PRID

Diadhiou (2001) et Pitala et al. (2012b) dans des études faites au Sénégal, ont rapporté des taux de synchronisation des chaleurs de 92,8% et 94,87% avec l'utilisation de protocole PRID, ces résultats sont légèrement inférieurs à nos trouvailles (100%). Pa ailleurs, notre observation est similaire a celle de Abonou (2007) en Sénégal, qui a trouvé un taux de synchronisation des chaleurs de 100% avec le même protocole.

II.2.3.3. Le taux de synchronisation des chaleurs par protocole GPG

Moussa et al. (2001) en Bourkina faso, ont trouvé que le taux de synchronisation des chaleurs induite par le protocole de GPG est de 100% ce qui égale à notre résultat. Alors que, dans une autre étude les mêmes auteurs et dans le même cite en 2012 ont trouvé que le taux synchronisation des chaleurs réalisée par le protocole de GPG est de 95.1%, ce résultat est

inférieur à celui trouvé au cours de notre expérimentation (un taux de synchronisation égale à 100%).

On observe que, les vaches qui sont traitées avec les protocoles PGF2a et GPG montrent un taux de synchronisation de 100%. Meli (2009) rapporte un taux moyen de synchronisation des chaleurs de 94,6 %, avec un minimum de 92,5 % chez les vaches. Il a expliqué ces observations par le fait que, le taux de synchronisation des chaleurs qui est n'a été calculé que sur les femelles cyclées alors qu'il est habituellement calculé sur l'ensemble de la population. Dans l'étude de Humblot et al réalisée en 1997 sur des vaches allaitantes en France, le taux de synchronisation était de 91,5 %.

De plus, la réussite de la synchronisation des chaleurs a été optimisée par la sélection des élevages et des animaux, Seule la note d'état corporel lors de la pose du dispositif a eu un effet significatif sur le taux de synchronisation. Les femelles avec une note d'état corporel supérieure à 2 et inférieure à 3 ont un taux de synchronisation de (97,5 %) supérieur à celui des femelles plus maigres. Ces résultats sont en accord avec ceux observés par Humblot et al. en 1996 et 1997.

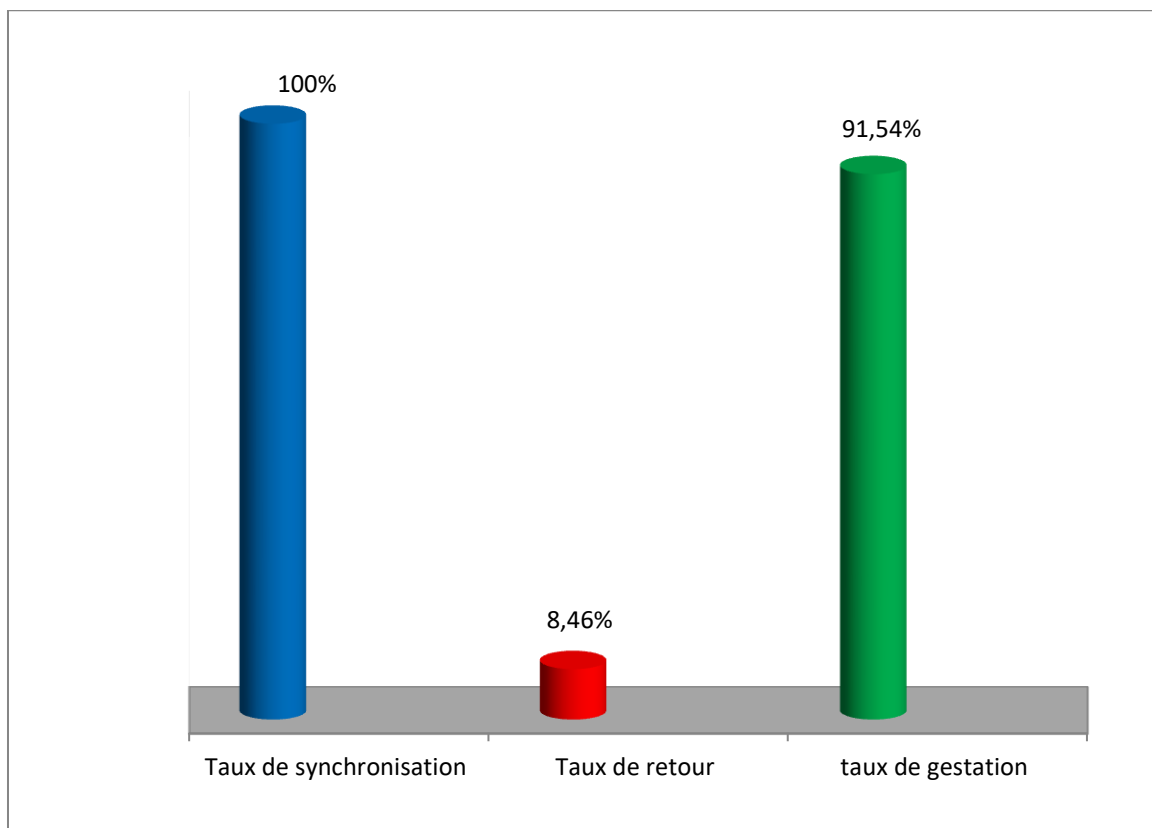


Figure64. Répartition des taux de gestation, de retour en chaleurs et de synchronisation de l'effectif bovin étudié.

II.2.4. Taux de gestation et d'insémination artificielle

Tableau 13: Taux de gestation et d'insémination artificielle de l'effectif étudié.

Vaches traitées (n)	Vaches Inséminées	Taux Insémination (%)	Vaches gestantes	Taux de gestation (%)	Total
43	43	100	43	100	100

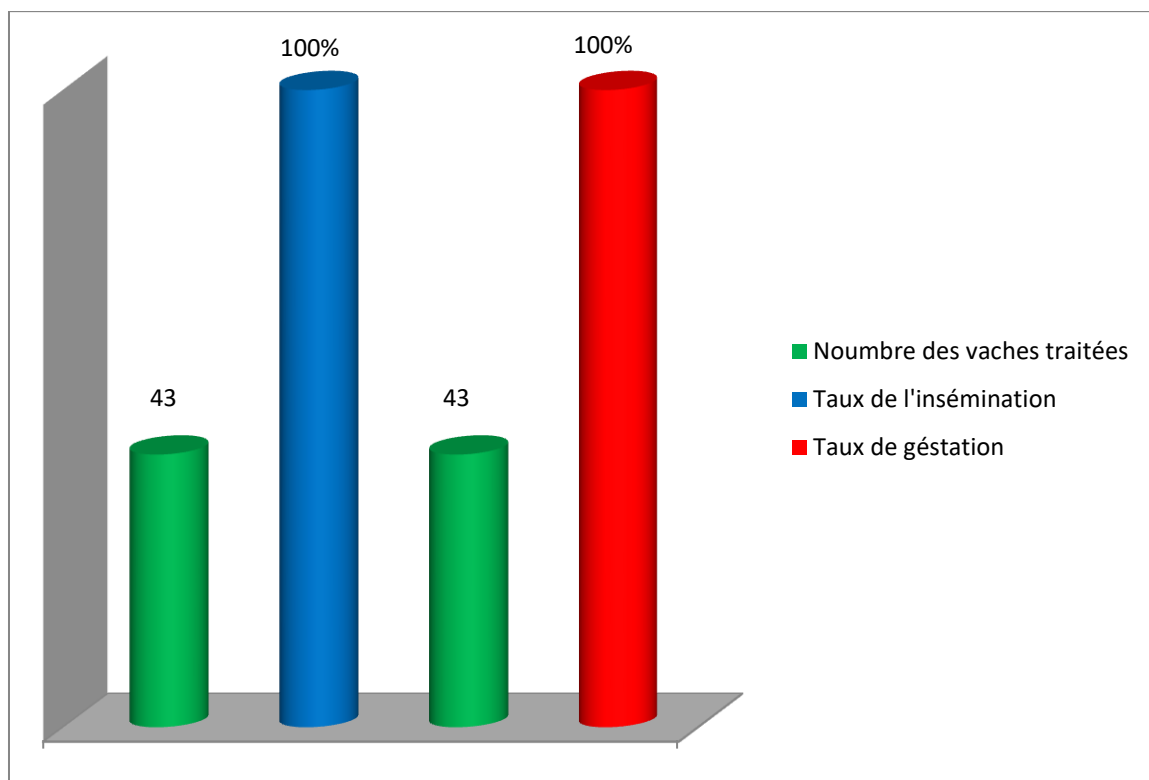


Figure65. Taux d'insémination artificielle et de gestation des vaches traitées.

II.2.4.1. Taux global de l'IA

Dans notre essai, le taux global d'insémination est de 100%. On peut expliquer ce résultat par la réussite de la pratique de l'insémination, la bonne qualité du sperme et l'état sanitaire des animaux. Ce résultat est comparable à celui de Pierrick (2001).

Le taux de l'insémination trouvé est supérieur à celui obtenu par Ibrahim en (2009) dans le Cameroun (71, 73%). Dans une autre étude qui a été fait par Boubacar dotia (2014) en Niger

un faible taux d'insémination global qui est de l'ordre de 27,54%, inférieur aux taux de 28,16% obtenu par Marichatou (2012) en zone péri urbaine de Niamey et très faible en comparaison avec notre observation. Par contre, celui obtenu au niveau d'Ader Agro (36,84%) est supérieur aux résultats de ce même auteur.

Le taux d'IA que nous avons constaté reste toujours supérieur à ceux trouvés par N'diaye (1992), Fall (1995), Thiam (1996), Byungura (1997) et Kabera (2007) au Sénégal et de Pougsa (2002) au Burkina Faso. Ces derniers ont trouvé respectivement 89,5%, 50,56%, 35,90%, 35,77%, 38,1%) et 38%.

II.2.4.1. Taux global de gestation

Tableau 14. Les taux de gestation obtenus avec les protocoles utilisés sur l'effectif bovin étudié.

Protocole	PRID	PGF	GPG	Total
Effectif	23	16	04	43
Taux de gestation (%)	100	100	100	100

Les vaches traitées au cours de notre expérimentation sont en cours gestantes (5 à 6 mois) (synchronisation a été faite à partir du 26 février 2019 avec un taux de gestation de 100%. Notre résultat est supérieur à celui de Meli, 2009, il a trouvé un taux de gestation global égale à 52%. Selon Lucy (2001), cette différence pourrait être due à des mortalités embryonnaires (précoces) ainsi qu'à des ovulations non fécondantes pour les raisons suivantes:

- environnement utérin incompatible avec une gestation (métrite subclinique, modification des sécrétions utérines)
- qualité des gamètes dégradée
- mauvaise synchronisation entre insémination et ovulation
- ovocytes de mauvaise qualité, non fertiles

- sperme de mauvaise qualité

Les infections utérines apparaissent comme les principales responsables de la dégradation de la fertilité, notamment chez les femelles laitières, bien plus que le niveau de production laitière.

Alors que, Kouamo et al. (2014) en Sénégal ont constaté un taux de gestation global de 44,3%, ce résultat est inférieur au notre, selon l'auteur ces différences de taux de gestation observées pourraient être expliquées par l'utilisation de plusieurs inséminateurs à technicité différente, par la mise en œuvre de protocoles de synchronisation différents, et par un intervalle retrait spirale-IA qui varient d'une campagne à une autre.

Le taux de gestation est aussi très dépendant de l'état physiologique de l'animal avant le traitement et de la saison de l'expérience (Zongo et al., 2011).

Conclusion

Les traitements de maîtrise des cycles œstraux reposent essentiellement sur des protocoles hormonaux. Ils permettent avant tout de synchroniser les chaleurs d'un groupe d'animaux. Il existe une multitude de protocoles de synchronisation, applicables chez les deux espèces ovine et bovine, certains d'entre eux sont même largement appliqués. La présente expérience nous a permis de tirer pleins d'avantages suite à l'utilisation des techniques de synchronisation de l'œstrus à savoir le choix des dates de mise-bas et la possibilité de reproduction durant la saison sexuelle ou également en contre saison.

Le protocole de synchronisation des chaleurs chez la brebis par l'utilisation des éponges vaginales imprégnées de progestagène (40 mg de FGA) associées à l'injection d'une dose de 500 UI de PMSG a permis d'augmenter le taux de gestation (de 88,33% chez le lot témoin à 91,54% chez le groupe de brebis synchronisées). Il a permis d'améliorer la fertilité des brebis en favorisant l'ovulation suite à une stimulation de la croissance folliculaire. Lorsqu'on compare les paramètres obtenus sur les brebis traitées avec ceux obtenus sur les femelles du lot témoin on remarque que les paramètres de la reproduction des femelles traitées sont toujours supérieurs à celles du témoin avec un taux de fertilité de 91,54% et 88,33%, un taux de prolificité allant de 109,43 à 116,39%, et un taux de fécondité allant de 96,66 à 106,53%, et cela dans un système de lutte par lot. La réussite de ce protocole nécessite une bonne préparation des femelles par supplémentations en aliment concentré durant les deux périodes critiques à savoir (période de lutte et la période d'agnelage) et enfin le respect de ratio brebis/béliers.

Chez la vache, chacun des traitements de synchronisation des chaleurs (RID, PGF2 alpha et GPG) possède à la fois des caractéristiques propres, des avantages et inconvénients. A l'issue de cette expérience, nous avons constaté que les taux de synchronisation, de réussite de l'insémination artificielle et de gestation sont de 100%. L'insémination artificielle permet également d'éviter la transmission de certaines maladies du moment que les reproducteurs utilisés pour la production de semence sont sous contrôle sanitaire et ne circulent pas d'un élevage à un autre. C'est une technique qui, désormais, peut améliorer l'efficacité des accouplements. Elle demeure par conséquent la clé de voûte de tous les programmes d'amélioration génétique. C'est ainsi que les performances de reproduction chez la vache peuvent être améliorées et ce, grâce à l'outil « insémination artificielle ».



**Références
bibliographique**

Références bibliographiques

Références bibliographiques

- **Abed, F., 2017** L'effet mâle chez les ovins de la race Rembi mémoire 42.43
- **Abonou, T.F., 2007.** Réalisation d'un programme d'insémination artificielle article
- **Amou 'ou B.S., 2005.** Etude des facteurs de variation du taux de réussite en première insémination artificielle dans le bassin arachidier (Sénégal). Mémoire : production animale : Dakar (EISMV) ; 1.and ++ Boroola x Perendale and Romney ewes. Dans : Prod. N.Z. Soc. Anim. Prod., 48, pp. 109-111.
- **Arbouche, Y., 2011.** Effet de la synchronisation des chaleurs de Effet de la synchronisation des chaleurs de la brebis Ouled Djellal sur les performances de la reproduction et de la productivité en région semi- aride. page 85-87.
- **Ba CH., 1989.**Place du lait dans les systèmes pastoraux sahéliens (24-26). in : séminaire régional sur les systèmes de production du lait et de la viande au fapis ; dakar.
- **Baker, J. R. and Ramsom, R. M., 1932.** Factors affecting the breeding of the field mouse (*Microtus agrestis*). Proc R Soc Lond, 313-322.
- **Baril G., Chemineau P., Cognie Y., Guerin Y., Leboeuf B., Orgeur P., Vallet J.-C., 1993.** Manuel de formation pour l'insémination artificielle chez les ovins et les caprins. Etude FAO Production et Santé Animale, 83, 231 p.
- **Barone, R., 1978.** Anatomie comparée des mammifères domestiques. tome 3. splanchnologie. fascicule 2. appareil uro-génital, fœtus et ses annexes, péritoine et topographie abdominale. 1ere édition. vigot. 951 p.
- **Barone, R., 2001.** Anatomie comparée des mammifères domestiques. tome 4. splanchnologie de l'appareil uro-génital. fœtus et ses annexes. péritoine et topographie abdominale. 3eme edition. vigot. 396 p. Biol. Reprod. 18:279-285.
- **Berarma, Z et Bouaoune, H., 2007.** Etude de la fertilité chez les ovins dans la région de Sétif. Mémoire d'ingénieur agronome. Université de Sétif : 12-13.
- **Bernheim, Sa., 1995.** Contribution à l'étude de la synchronisation des chaleurs chez la vache allaitante. Thèse. Med. Vet. Alfort n° 31, 143p.
- **.Bittman, E. L. et F. J. Karsch. 1984. Nightly duration of pineal melatonin secretion**
Bittman, E. L., A. H. Kaynard, D. H. Olster, J. E. Robinson, S. M. Yellon et F. J. Karsch. 1985. Pineal melatonin mediates photoperiodic control of pulsatile luteinizing hormone secretion in the ewe. Neuroendocrinol. 40: 409-418.

Références bibliographiques

- **Bittman, E. L., F. J. Karsch ET J. W. Hopkins. 1983b.** Role of the pineal gland in ovine photoperiodism: Régulation of seasonal breeding and négative feedback effects of estradiol upon luteinizing hormone secretion. *Endocrinology* 113: 329-336.
- **Bittman, E. L., R. J. Dempsey et F. J. Karsch. 1983a.** Pineal Melatonin secretion drives the reproductive response to daylength in the ewe. *Endocrinology* 113: 2276-2283.
- **Bizimung, U J., 1991.** Insémination Artificielle bovine au Ruanda : Bilan et Perspectives. Th.: Méd. Vét.: Dakar ; 15
- **Blache D., Zhang S. ET Martin G.B. 2006** Dynamic and integrative aspects of the regulation of reproduction by metabolic status in male sheep. *Reprod. Nutri. Dev.*, **46**, 379-390.
- **Blais, É., Demers-Caron, V., Thériault, M., Castonguay, F. 2013.** Avec le printemps arrivent les CIDR. *Ovin Québec*, 13(2):29-32.
- **Bonnes G.; Desclaude J.; Drogoul C; Gadoud r. ET AL., 1988.** Reproduction des mammifères d'élevage (15-139).- paris : inrap.- 239p.- (collection inrap).
- **Boubacar dotia O., 2014.** Evaluation des résultats d'une campagne d'insémination artificielle bovine en milieu rural au Niger : cas de la Commune d'Abalak P22-23
- **Bouchikhi y., 2018.**évaluation des paramétré de reproduction d'un cheptel ovin de la race Rembi. Mémoire de Master en Agronomie. Université de Tiaret. page 25.
- **Boukhliq R., 2002 b.** Intersection des systèmes de production ovine au Maroc : cours sur la reproduction ovine.DMV, PhD. Dept. Repr. Anim. I A V Hassen II. Maroc.
- **Bouyer B., 2006.** Bilan et analyse de l'utilisation de l'insémination artificielle dans les programmes d'amélioration génétique des races laitières en Afrique soudano-sahélienne. Thèse : Méd. Vét. : Lyon; sur les performances de la.brebis Ouled Djellal04 bovine dans la région de Dakar. Th. Méd.Vét., EISMV, Dakar; N° 25. 176p.
- **Bräunig, P. (1975)** : L'utilisation de Bovisynchron- Jenapharm pour la synchronisation des chaleurs chez des bovins du Mali. Comité Scientifique et Technique de la Recherche Agronomique. Page 25
- **Bridges, P., & Fortune, J. (2007).** Regulation, action and transport of prostaglandins during the periovulatory period in cattle. *Molecular and cellular endocrinology*, 263(1), 1-9.
- **Broers P., 1995,** Abrégé de reproduction animale Boxmeer : Intervet.-336 p.
- **Bruyas (1991).**Cycle œstral et détection des chaleurs. dépêche vet. supplément 19, 9-14

Références bibliographiques

- **Bulbul B. et Ataman M.B., 2006.** Effet de la parité sur la réussite de la synchronisation de l'œstrus chez la vache. *Rev. Méd. Vét. Pays Trop.* 157, 3, 158-162. Bulman D.C. & Lamming G.E., 1979, The use of milk progesterone analysis in the study of estrus detection, herd fertility and embryonic mortality in dairy cows. *Br Vet J*; 135(6): 559-67. PMID: 534941 [PubMed - indexed for MEDLINE]
- **Butler, W.R., 2003.** Energy balance relationships with follicular development ovulation and fertility in postpartum dairy cows. *Livestock Production Science*, 83 :211-218.
- **Byungura F., 1997.** Amélioration du programme d'insémination artificielle en milieu rural dans les régions de Kaolack et Fatick. Thèse : Méd. Vét : Dakar ; 25.-115p
- **Castonguay F., 2012.** La reproduction chez les ovins [en ligne],[Consulté le 9 mai 2017].
- **Catherine B., 2007.** effet de l'intensité lumineuse sur le contrôle de la reproduction chez la brebis et sur la croissance des agneaux page 23.25.26
- **Chafri n. Mahouachi M. et Ben hamouda M., 2008.** Effets du niveau alimentaire après mise bas sur le développement de la fonction reproductive chez l'agneau de race prolifique D'man : Développement testiculaire et déclenchement de la puberté. *Renc. Rech. Ruminants*, 15, 394.
- **Chanvallon A., Gatien J., Salvetti p., Blanc F., Ponsart C., Frappa B. et al. 2012.** Améliorer la détection des chaleurs dans les troupeaux bovins. *Inno. Agro.* 25 : pp283-297
- **Chanvallon. A, Gatien .J.** expression et détection des chaleurs des bovins, page 19
- **Chellig R., 1992.** Les races ovines algériennes. O P U, Alger : 80p.
- **Chemineau et Benoît MALPAUX², Jean-Pierre BRILLARD¹, Alexis FOSTIER³, 2010.** traitements photopériodiques et reproduction chez les animaux d'élevage page 22.23.
- **Chemineau, P., Pellicer-Rubio, M. T., Lassoued, N., Khaldi, G., Monniaux, D., 2006.** Male-induced short oestrous and ovarian cycles in sheep and goats: a working hypothesis. *Reprod Nutr Dev.* 46, 417-29.
- **Chemineau, P., X. Berthelot, B. Malpau, Y. Guerin, D. Guillaume et J. Pelletier., 1993.** La maîtrise de la reproduction par la photopériode et la mélatonine chez les mammifères d'élevage. *Cahiers Agricultures* 2: 81-92.
- **Christian, D., 2003.** La reproduction du mouton livre page 61
- **Christian, M., 2009.** Les variations saisonnières de la reproduction des bovins domestiques en zone tropicale page 7-8
- **Claire, M., 2009.** Traitement de maîtrise des cycles à base de progesterone (CIDR®) chez la vache : IA systématique ou sur chaleurs observées, page 24

Références bibliographiques

- **Craplet, C., et Thibier, M., 1984.** Le mouton. 4^{ème}. Ediction. 568p. ed.Vigot France.
- **Crowe M. A. (2011).** Estrous cycles: characteristics. Encyclopedia of dairy sciences, 2nd edition (fuquay j. w. et al.), academic press, 4, pp. 428–433.
- **Dekhili, M., 2002.** Performances reproductives des brebis Ouled Djellal nées simples et doubles. 9^{ème}. Renc. Rech. Ruminant.155p.
- **Dekhili,M et Aggoune,A., 2004.** Etude des facteurs de reproduction d'un troupeau ovin (Ouled Djellal) dans la région de Sétif. Fécondation, fertilité, prolificité. Recherche agronomique, 1 : 79-83.
- **Dekhili M., 2004.** Etude de la productivité d'un troupeau de brebis de race Ouled Djellal. 11^{ème} Renc. Rech. Ruminant. 64.
- **Delphine, P., 2003.** Action de l'Œstradiol dans l'Hypothalamus Médiobasal Lors de l'Induction du Pic Pré-ovulatoire de GnRH Chez la Brebis : Recherche de Mécanismes Moléculaires impliqués page 17
- **Delphine, P., 2003.**Action de l'Œstradiol dans l'Hypothalamus Médiobasal Lors de l'Induction du Pic Pré-ovulatoire de GnRH Chez la Brebis : Recherche de Mécanismes Moléculaires impliqués page 17
- **Derivaux, J. et Ectors, F., 1980.**Physiopathologie de la gestation et obstétrique veterinaire. - maisons-alfort : les éditions du point veterinaire.273p
- **Derivaux, J., 1971.**Reproduction chez les animaux domestiques. ed. derouaux, liege, 1, 156 pages
- **Deroba, T. C., 1991.** Follicllogenese et endocrinologie chez la vache gobra surovulee page 10
- **Diadhiou, A., 2001** Etude comparative de deux moyens de maîtrise de la reproduction (L'implant CRESTAR® et la Spirale PRID®) chez les vaches Ndama et Gobra au Sénégal. Thèse : Méd. Vét. : Dakar ; 2
- **Diadhiou, A., 2001.** Etude comparative de deux moyens de maîtrise de la reproduction (L'implant CRESTAR® et la Spirale PRID®) chez les vaches N'Dama et Cobra au Sénégal. Thèse de Doctorat de Médecine Vétérinaire, EISMV, Dakar, p.84.
- **Diedhiou, y., 2002.** Insémination artificielle et production laitière dans le bassin arachidier. Thèse : Méd. Vét. : Dakar ; 14
- **Dieng, C., 1994.** Maîtrise de la reproduction chez la vache Jersiaise. Th.: Méd. Vét. : Dakar; 3 Dijon : Educagri Editions.

Références bibliographiques

- **Diop, P.E.H., Faye L., Fall R., LY O., Sow A.M., Mbaye M., Fall A., Faye A. et Boye C., 1998.** Caractéristiques de l'œstrus chez les femelles N'Dama et jersiaises au Sénégal après maîtrise du cycle sexuel au Norgestomet. *Rev. Elev. Med. Vet. Pays Trop.*, 51(1) : 69-73.
- **Douthwaite, R, Dobson ,h.,2000.** Comparison of different methods of diagnosis of cystic ovarian disease in cattle and an assessment of its treatment with a progesterone releasing intravaginal device. *Vet. Rec.*, 147 : 355-359.
- **Dudouet, S., 1997.** La production du mouton .Ed : France agricole .paris, 258p.
- **Elise, M., 2006.** Comparaison des paramètres de reproduction de la brebis Suffolk selon le mode d'insémination artificielle ou naturelle après synchronisation des chaleurs. Mémoire page 4
- **Enjalbert, F., 2002.** Relations entre alimentation et fertilité : actualités Point Vet, 33, (227), 46-50.
- **Ennuyer, M., 2000.** Les vagues folliculaires chez la vache. Application à la maîtrise de la reproduction. *Point. Vet.*, 31, (209), 9-15. estrus and shortening the interval to pregnancy in postpartum beef cows, peripubertal beef heifers, and dairy heifers. *J. Anim. Sci.*, 2001, 79, 982-995.
- **Fabre-Nys, C., 2000.** Le comportement sexuel des caprins : contrôle hormonal et facteurs sociaux. *INRA Prod. Anim.*, 13 (1), 11-23.
- **Fall, O., 1995.** Amélioration de production laitière par l'utilisation de l'insémination artificielle dans la région de Fatick-Thèse : Méd. Vét. : Dakar ; 18
- **Fernandez A. D., Becu-Villalobos D., Lacau-Mengido I.M., Villegas N. et Bcentancu O. 1999** Sperm production, testicular size, serum Gonadotropine and testosterone levels in Merino and Corriedale breeds. *Reprod. Nutri. Dev.*, **39**, 617-624.
- **Françoi. C, Ph.D., 2018.** la reproduction chez l'ovin page 11/12
- **François C, PH. D. 2013.** Fiche Technique Synchronisation et Induction des Chaleurs : Le CIDR page 2 et 3.
- **François, C., 2004.** Utilisation des techniques de reproduction à contre saison au Canda page 174.
- **Freret S.1, Le Danvic C.2, Lurette A.3, Chanvallon A.4, Experton C.5, Frappat B.4, Gatien J.6, Fatet A.1,7, Boissard K.7, Dewez J.8, Johnson L.9, Debus N.3, Maton C.3, Bocquier F.3, Santo D.10, Nagnan-Le Meillour P.11, Fassier T.12, Bouvier F.12, Sagot L.13, Gautier D.13, Pellicer-Rubio M.1. (2018).** Gestion de la reproduction en

Références bibliographiques

élevages ovins et caprins, conventionnels et biologiques : état des lieux, nouveaux outils et évaluation de leur acceptabilité (REPROBIO). Innovations Agronomiques, INRA, 2018, 63.P 249

- **Friggens, N.C., 2003.** Body lipid reserves and the reproductive cycle: towards a better understanding. *Livestock Production Science* 83. 219.236.
- **Fukui, Y., Hirai, H., Honda, K. et Hayashi, K. 1993b.** Lambing rates by fixed-time intrauterine insemination with frozen semen in seasonally anestrous ewes treated with a progestogen-impregnated sponge or CIDR® device. *J. Reprod. Dev.* 39: 1-5.
- **Gaston R., 2016.** Validation expérimentale d'une technique étrangère d'insémination
- **Gayrard, V., 2007.** physiologie de la reproduction des mammifères page 140
- **Geary TW, Whittier JC, Downing ER, Lefever DG, Silcox RW, Holland MD, Nett TM et Niswender GD., 1998.** Pregnancy rates of post-partum beef cows that were synchronized using Syncro-Mate or the Ovsynch protocol. *J. Anim. Sci.*, **76**, 1523-1527.
- **générateurs ou par l'IA au Sénégal. In L'Amélioration Génétique des Bovins en Afrique de l'Ouest. FAO: Rome ; 283- 289.**
- **Gilles Landry, H.T ,2007.** Amélioration de la pratique de l'insémination artificielle bovine dans le bassin arachidier et dans la zone sylvo-pastorale au Sénégal, mémoire ECOLE INTER-ETATS DES SCIENCES ET MEDECINE VETERINAIRES DE DAKAR ,page 7
- **Gilles Landry, H. T. ,2006.** Insémination artificielle bovine basée sur la détection des chaleurs naturelles par les éleveurs dans les régions de Fatick, Kaolack et Louga au Sénégal, mémoire ,ECOLE INTER-ETATS DES SCIENCES ET MEDECINE VETERINAIRES DE DAKAR,6-33 pages
- **Gomez – Brunet A., J. Santiago – Moreno J., Malpoux B., Chemineau P., Tortonese D.J., Lopez – Sebastian A., 2012.** Ovulatory activity and plasma progesterone concentration in wild and domestic ewes exposed to artificial photoperiods between the winter and summer solstices. *Animal reproduction science* 132 (1-2), 36-43.
- **Grimard B, Humblot P, Ponsart C, Ponter A-A, Khirredine B et Mialot JP(1998).** Synchronisation des chaleurs : Méthodes et facteurs de réussite en élevage allaitant. Journées nationales des GTV : La reproduction. 113-118.
- **Grimard B., Humblot P., Thibier M.** Synchronisation de l'oestrus chez la vache charolaise: effet de la parité et de la cyclicité prétraitement sur le taux d'induction et de gestation. *Elevage et Insémination*, 1992b, 247, 9-15.

Références bibliographiques

- **Grimard, B, S. Freret, et C. Gipoulou. 2007.** « Fertilité à l'oestrus induit chez des génisses viande et des vaches allaitantes traitées à l'aide du nouveau protocole Crestar SO® ». Bulletin des GTV, no 40 : 75-82.
- **Guy, L. ,2003.**La détection des chaleurs et le moment de l'insémination. article Page 7
- **Hafez, E. S. E. 1952.** Studies on the breeding season and reproduction of the ewe. J. Agric. Sci. 42: 189-265.
- **Hamani, M., Hamidou, T et Amadou, T.** Synchronisation des chaleurs et insémination artificielle bovine, mémoire page 5-7
- **Hamdani, A., 2018.** Analyse des paramètres de la reproduction chez les bovins laitiers dans la daïra de Ghriss Wilaya de Mascara mémoire ,page 25
- **Hanzen Ch, Bascon F, Theron L, Lopez-Gatius F (2008c).** Les kystes ovariens dans l'espèce bovine. Partie 3. Aspects thérapeutiques. Ann. Méd. Vét., 152 : 103-115.
- **Hanzen Ch, Bascon F, Theron L, Lopez-Gatius F., 2008a.** Les kystes ovariens dans l'espèce bovine. Partie 1. Définitions, symptômes et diagnostic. Ann. Med. Vet., 151 :247-256
- **Hanzen Ch, Pieterse M, Scenzi O, Drost M., 2000.** Relative accuracy of the identification of ovarian structures in the cow by ultrasonography and palpation per rectum. Vet, J., 159 : 161-170.
- **Hanzen, Ch., 2005.**Chapitre 3:La détection de l'oestrus et ses particularités d'espèces. [En ligne] : accès internet <http://www.fmv.ulg.ac.be/oga/dloads/Doc1Notes/Ch03.doc>
- **Hanzen, Ch., 2009,** La détection de l'oestrus chez les ruminants Page 7
- **Hanzen, Ch., 2009-2010.**Rappel anatomophysiologiques relatifs a la reproduction de la vache, article page 3
- **Hanzen, Ch., 2015-2016.** La détection de l'oestrus chez les ruminants. [En ligne] accès internet (page consultée le 1/05/2016)
- **Hanzen, Ch., 2016.** La maîtrise des cycles chez le petit ruminant, article ,page 710. 4314/ijbcs.v6i1.22
- **Hanzen, Ch., 2016,** L'insémination artificielle chez les ruminants, article, page5-7
- **Hanzen, Ch., 2016,** Les kystes ovariens dans l'espèce bovine p3,article.
- **Harkat S et lafri M., 2007.** Effet des traitements hormonaux sur les paramètres de reproduction chez les brebis Ouled Djellal. Courrier du savoir n_8 : 125-132.

Références bibliographiques

- **Hashemi, M., Safdarian, M. et Kafi, M. 2006.** Estrous response to synchronization of estrus using different progesterone treatments outside the natural breeding season in ewes. *Small Ruminant Res.* 65: 279-283.
- **Hassoun P. et Bocquer F., 2007.** Alimentation des bovines, ovins et caprins; Besoin des animaux-Valeurs des aliments. Tables INRA 2007. Ed. Quæ, 307p.
- **Henderson, D. C. et robinson, J. J., 2007.** Chapter 7: The Reproductive Cycle and its Manipulation. In : *Diseases of Sheep*. Fourth Edition. I.D Aitkin. pp. 43-53.
- **Houmadi, A., 2007.** Maitrise des cycles sexuels chez les bovins: Application de traitements combinés à base de progesterone-PGF2-PMSG et progestagene-PGF2-PMSG
page 3
- **Humblot P. et Thibier P., 1984,** Evaluation comparée des méthodes de diagnostic chez les bovins. *Elev. Et Insém.,* (200): 3-18.
- **Humblot P., 1988.** Reconnaissance maternelle de la gestation et maintien du corps jaune. *Elev. Insém.;*(222) : 23-26
- **Humblot P., Grimard B., Ribon O., Khireddine B., Dervishi V., Thibier M.** Sources of variation of post-partum cyclicity, ovulation and pregnancy rates in primiparous Charolais cows treated with norgestomet implants and PMSG. *Theriogenology*, 1996, 46(6), 1085-96.
- **Humblot P., Sauveroche B., Jeanguyot N., Gary F.** Utilisation d'un nouveau traitement progestatif (CIDR®) chez la vache allaitante. *Elevage et Insémination*, 1997, 280, 3-12.
- **Husein, M.Q. et Ababneh, M.M. 2008.** A new strategy for superior reproductive performance of ewes bred out-of-season utilizing progestagen supplement prior to withdrawal of intravaginal pessaries. *Theriogenology* 69: 376-383.
- **Husein, M.Q. ET Haddad, S.G. 2006.** A new approach to enhance reproductive performance in sheep using royal jelly in comparison with equine chorionic gonadotropin. *Anim. Reprod. Sci.* 93: 24-33.
- **Ibrahim, O., 2009.** Présentée et soutenue publiquement le 21 Novembre 2009 à 11 heures devant la Faculté de Médecine, de Pharmacie et d'Odonto-stomatologie de Dakar pour obtenir le grade de docteur vétérinaire P55-56 Impact of site deposition and environmental factors that influence reproduction of dairy inrap).
- **ITELV., 2001.** Standard de la race ovine Ouled Djellal. article

Références bibliographiques

- **Kabera, F., 2007.** Contribution à l'amélioration du taux de réussite de l'Insémination Artificielle bovine dans les campagnes d'Insémination Artificielle réalisées par le Papel au Sénégal Thèse : Méd. Vét. : Dakar ; 42
- **Kahn, W., 1994.** Atlas de diagnostics échographiques. Paris, France : Maloine Edition, 255 p
- **Kamara, A., 1985.** Etude comparative de trois méthodes de synchronisation des chaleurs chez la vache zebu Gobra - th: med. vet. : dakar ; 16
- **Kamga, W.A.R., 2002,** Réalisation d'un programme d'Insémination Artificielle Bovine en République de Guinée. Thèse : Méd. Vét. : Dakar ; 13
- **Karsch, F. J., B. Malpaux, N. L. Wayne et J. E. Robinson., 1988.** Characteristics of the melatonin signal that provide the photoperiodic code for timing seasonal, mémoire , page 34
- **Karsch, F. J., E. L. Bittman, D. L. Foster, R. L. Goodman, S. J. Legan et J. E. Robinson., 1984.** Neuroendocrine basis of seasonal reproduction. Récent Progress in Hormones Research 40: 185-232.
- **Karsch, F. J., E. L. Bittman, D. L. Foster, R. L. Goodman, S. J. Legan et J. E. Robinson., 1984.** Neuroendocrine basis of seasonal reproduction. Récent Progress in Hormones Research 40: 185-232.
- **Kendall N.R., Gutierrez C.G., Scaramuzzi R.J., Baird D.T., Weeb R. et Campbell B.K., 2004.** Direct in vivo effects of leptin on ovarian steroidogenesis in sheep. *Reproduction*, **128**, 757- 765.
- **Khiati, B., 2013.** étude des performances reproductives de la brebis de la race Rembi thèse univ Oran page35
- **Kohno, H., Okamoto, C., Iida, K., Takeda, T., Kaneko, E., Kawashima, C., Miyamoto, A. et Fukui, Y. 2005.** Comparison of estrus induction and subsequent fertility with two different intravaginal devices in ewes during the non-breeding season. *J. Reprod. Dev.* 51: 805-812.
- **Kouamo, J., Sow A., Leye, A., Sawadogo, G.J. et Ouedrago, G.A., 2009b** Amélioration des performances de production et de reproduction des bovins par l'utilisation de l'insémination artificielle en Afrique Sub-saharienne et au Sénégal en particulier : état des lieux et perspectives RASPA, 7 (3-4) : 139-148 l'utilisation de la mélatonine chez la brebis à contre saison chez la brebis. Dans : Revue Méd. Vét., 151,

Références bibliographiques

- **Kouamo¹. J., Alloya². S, Habumuremyi, S., Ouedraogo³, .G.A et Sawadogo², .G.J** 2014. Evaluation des performances de reproduction des femelles zébus Gobra et des croisés F1 après insémination artificielle en milieu traditionnel dans la région de Thiès au Sénégal p 83-87 Jean Marc Foisseau ,Isabelle Selin ,Gilles Vergonzanne, Emilie Wimmer avec l'expertise de Louis Montméas
- **Lamrani, F., Benyounes, A., El bouyahiaoui, R., Toumi, F et Sebbagh, L.,**
- **Lassoued, N.,** 2011. Méthodes de maîtrise de la reproduction ovine selon le système d'élevage article page 105.
- **Layes, R.,** 2017. La conduite des agnelles à l'insémination animale en races laitières des Pyrénées-Atlantiques article page 13.
- **Legan, S. J. et F. J. Karsch. 1983.** Importance of retinal photoreceptors to the photoperiodic control of seasonal breeding in the ewe. Biol. Reprod. 29: 316-325. London: John Libbey Publishers, pp. 199-208.
- **Legan, S. J. ET F. J. Karsch., 1979.** Neuroendocrine regulation of the estrous cycle and seasonal breeding in the ewe. Biol. Reprod. 20: 74-85.
- **Lucy M.C. 2001.** Reproductive loss in high producing dairy cattle: when will it tend ? J. Dairy Sci., 2001, 84, 1277-1293.
- **Lucy, M.C., Billings, H.J., Butler, W.R., Ehnis, L.R., Fields, M.J., Kesler, D.J., Kinder, J.E., Mattos, R.C., Short, R.E., Thatcher, W.W., Wettemann, R.P., Yelich, J.V., Hafs, H.D.** Efficacy of an intra-vaginal progesterone insert and an injection of PGF₂α for synchronizing article
- **Maaaro., 2012.** Delma Kennedy - spécialiste des ovins, programmes de génétique et de reproduction, fiche technique
- **Maillet, M., 1974.** Histophysio10gie de l'appareil genital féminin. ed. gauthier - villars, 1; 253 pages
- **Malpaux, B., A. Daveau, F. Maurice, A. Locatelli et J. C. Thiery. 1994.** Evidence that melatonin binding sites in the pars tuberalis do not mediate the photoperiodic actions of melatonin on LH and prolactin secretion in ewes. J. Reprod. Fertil. 101: 625-632.
- **Malpaux, B., A. Daveau, F. Maurice, V. Gayrard et J. C. Thiery. 1993.** Short-day effects of melatonin on luteinizing hormone secretion in the ewe: evidence for central sites of action in the mediobasal hypothalamus. Biol. Reprod. 48: 752-760.

Références bibliographiques

- **Malpaux, B., C. Viguie, D. C. Skinner, J. C. Thiery et P. Chemineau., 1997.** Control of the circannual rhythm of reproduction by melatonin in the ewe. *Brain Res. Bull.* 44: 431-438.
- **Malpaux, B., C. Viguie, D. C. Skinner, J. C. Thiery, J. Pelletier et P. Chemineau., 1996a.** Seasonal breeding in sheep: Mechanism of action of melatonin. *Anim. Reprod. Sci.* 42:109-117.
- **Malpaux, B., C. Viguie, J. C. Thiery et P. Chemineau., 1996b.** Contrôle photopériodique de la reproduction. *Prod. Anim.* 9: 9-23.
- **Malpaux, B., J. C. Thiery et P. Chemineau., 1999.** Melatonin and the seasonal control of reproduction. *Reprod. Nutr. Dev.* 39: 355-366.
- **Malpaux, B., J. C. Thiery et P. Chemineau., 1999.** Melatonin and the seasonal control of reproduction. *Reprod. Nutr. Dev.* 39: 355-366.
- **Malpaux, B., J. E. Robinson, M. B. Brown et F. J. Karsch., 1987.** Reproductive refractoriness of the ewe to inductive photoperiod is not caused by inappropriate secretion of melatonin. *Biol. Reprod.* 36: 1333-1341.
- **Malpaux, B., J. E. Robinson, N. L. Wayne et F. J. Karsch., 1989.** Régulation of the onset of the breeding season of the ewe: importance of long days and of an endogenous reproductive rhythm. *J. Endocrinol.* 122: 269-278.
- **Malpaux, B., N. L. Wayne et F. J. Karsch., 1988c.** Termination of the breeding season in the Suffolk ewe: Involvement of an endogenous rhythm of reproduction. *Biol. Reprod.* 39:254-263.
- **Malpaux, B., S. M. Moenter, N. L. Wayne, C. J. Woodfill ET F. J. Karsch., 1988a.** Reproductive refractoriness of the ewe to inhibitory photoperiod is not caused by alteration of the circadian secretion of melatonin. *Neuroendocrinol.* 48: 264-270.
- **Malpaux., 1995.** Dopaminergic control of LH secretion by the A15 nucleus in anoestrus ewes. *J. Reprod. Fert. Suppl.* 49: 285-296.
- **Mamine, F., 2009.** Effet de la suralimentation et de la durée de traitement sur la synchronisation des chaleurs en contre - saison des brebis Ouled Djellal en élevage semi-intensif. *Mémoire d'ingénieur agronome C. U. El-Tarf* : 11-13. 123.
- **Manoun L., 2000.** Projet d'essai d'allaitement artificiel d'agneaux et chevreaux avec les produits d'allaitement sevré. article
- **Maria, T.P.R. et al., 2019.** Vers une maîtrise reproduction et de la productivité en région reproduction in the ewe. *Reprod. Nutr. Dev.* 28: 459-472.

Références bibliographiques

- **Marichatou h. 2012** : Présentation Powerpoint ; Insémination artificielle au Niger : résultats de la mise en place, In : séminaire sur la Valorisation de la Recherche sur l'Insémination Artificielle en Afrique de l'Ouest tenue à l'EISMV de Dakar du 15 au 17 novembre 2012
- **Marie Christine, Jean-Michel. Tanguy 2013**reproduction des animaux de l'élevage livre troisième édition **Matthews, C. D., M. V. Guerin et J. R. Deed., 1993.** Melatonin and photoperiodic time measurement: Seasonal breeding in the sheep. *J. Pineal Res.* 14: 105-116.
- **Maxwell, W.M.C. et Barnes, D.R. 1986.** Induction of oestrus in ewes using a controlled internal drug release device and PMSG. *J. Agric. Sci. Camb.* 106: 201-203.
- **Mc Millan W.H. et Sealey R.C., 1988.** Do melatonin implants influence the breeding season in Coopworth article
- **McMillan, W.H., 1987.** The timing of CIDR withdrawal and ram introduction on ewe fertility. *Proc. N. Z. Soc. Anim. Prod.* 47: 139-141.
- **Mebdoua, A., 2017,** Suivi des paramètres de la reproduction Des vaches laitières dans quelques élevages De la wilaya de Ain Defla Page 12-13 melatonin implants in sheep in advances in pineal research. Vol. 6 A. Foldes A. et Reiter, R.J. (éds).
- **Menassol, J.B., Collet, A., Chesneau, D., Malpaux, B ., Scaramazzir, .J.,2012.**The interaction between photoperiod and nutrition and its effects on seasonal rhythms of reproduction in the ewe. *Biology of reproduction* 86(2). Article 52p:1-12.
- **Merghem, M., 2008.** Caractérisation des paramètres zootechniques des ovins dans la region de Sétif. Mémoire de Magister en agriculture et développement durable. Université de Sétif : 22.
- **Michel, A. W.,** Institut Babcock, détection des chaleurs, saillie naturelle et insemination artificielle, page 1 ,livre .
- **Montmeas, L., 2013.** Les hormones de la reproduction, reproduction des animaux d'élevage. 3° edition. educagri editions, pp. 34–53.
- **Montmeas, L., Leborgne, M.C., Tanguy, J-M., Foisseau, J-M., Selin, I., Vergonzanne, G. et Wimmer, E., 2013.** Reproduction des animaux d'élevage. 3° édition.63,65
- **Moore, R.W., Willer, C.M., Dow, B.W. et Staples, L.D., 1988.** Effect of melatonin on early breeding of F + article

Références bibliographiques

- **Moreira F., Orlandi C., Risco C.A., Mattos R., Lopez F.L., Thatcher W.W.** Effects of presynchronization and bovine somatotropin on pregnancy rates to a timed artificial insemination protocol in lactating dairy cows. *J. Dairy Sci.*, 2001, 84, 1646-1659.
- **Moussa Zongo, B. Bayala, W. Pitala, C. Meyer, H. Boly AND L. Sawadogo 2012.** Induction de l'oestrus et insémination artificielle chez les zébus Azawak et zébus Goudali Au Burkina Faso *Tropicicultura*, 32, 1, 54-61.
- **Ndiaga, G., 1983,** Contribution à l'Etude de la Détection des chaleurs chez la vache Essais d'utilisation de la Femelle androgénies en milieu tropical P 58 ,mémoire ,ECOLE INTER-ETATS DES SCIENCES ET MEDECINE VETERINAIRES.
- **Ndiaye, M., 1992.** La diffusion du progrès génétique par la mise en place de Neuroendocrine interactions and seasonality. *Domest. Anim. Endocrinol.* 23: 87-100.
- **Ngolomoudoun, E., 1982.** Synchronisation des chaleurs chez des génisses et vaches Zébu : Etude comparée de deux types de traitement utilisés au C.R.Z. de Sotuba. Mémoire de fin d'Etudes I.P.R. de Katibougou 1982. Page 25
- **Ouedraogo , Maltoni, M. et Zecchini, M., 1996 .**Définition d'un moment optimum pour l'Insémination Artificielle chez les femelles bovines Baoulé, Zébu et N'dama en zone subhumide. In : *Reproduction et production laitière.* Tunis : SERVICED.-316p.- (actualité scientifique AUPELF- UREF) ovulation in the ewe. Dans : *J. Reprod. Fert.*, 84, pp. 333-339.
- **Ozyurtlu, N., Kucukaslan, I. et Cetin, Y., 2010.** Characterization of oestrous induction response, oestrous duration, fecundity and fertility in Awassi ewes during the non-breeding season utilizing both CIDR and intravaginal sponge treatments. *Reprod. Dom. Anim.* 45: 464-467.
- **Parez, M. et Duplan J.M., 1987.** Insémination artificielle bovine ; reproduction et amélioration génétique - paris : technipel.-256p
- **Parez, V. et Duplan, J. M., 1987.** L'insémination artificielle bovine. Paris : ITEB/UNCEIA.- 256p.
- **Pavaux, C.L., 1957.** Splanchnologie des mammifères domestiques. Ed :ecol nationale veterinaire de toulouse.paris,55-143.
- **Pearce, D.T. and Oldham, C.M., 1988.** Importance of non olfactory ram stimuli in mediating ram-induced article

Références bibliographiques

- **PICARD-HAGEN N., BERTHELOT X., (1997)** Maîtrise hormonale des cycles chez les petits ruminants Rev. La semaine vétérinaire supplément, 847, 8-10
- **Pierrick, D., 2001.** synchronisation des chaleurs chez les vaches allaitantes par l'association GnRH-pgf2 α -GnRH page : 21,30-31 ,76
- **Pitala W., Zongo M., Boly H, Sawadogo L, Leroy P, Beckers J-F, Gbeassor M., 2012b.** Étude de l'oestrus et de la fertilité après un traitement de maîtrise des cycles chez les femelles zébus. Int. J. Biol. Chem. Sci., 6(1): 257-263. DOI: 10.4314/ijbcs.v6i1.22
- **Pitala W., Zongo M., Boly H., Sawadogo L., Leroy P., Beckers J. F. et Gbeassor M., 2012.** Etude de l'oestrus et de la fertilité après un traitement de maitrise des cycles chez les femelles zébus. Int. J. Biol. Chem. Sci. 6 (1) : 257-263.
- **Pousga, S., 2002.** Analyse des résultats de l'insémination artificielle bovine dans les projets laitiers : Exemple du Burkina Faso, du Mali et du Sénégal.-Thèse : Méd.Vét. : Dakar ; 15.-112p
- **Prud'hon, M., 1971.** Etude des paramètres influençant la fécondité des brebis et la mortalité des agneaux d'un troupeau de race Mérinos d'Arles. Thèse. Recherche Scientifique Université de Lomé (sous presse). Reprod. 30: 585-593.
- **Salimata, P., 2002.** analyse des résultats de l'insemination artificielle bovine dans des projets d'élevages laitiers : exemple du burkina faso, dumali et du senegal page, 21,35-36
- **Saumande, J., 1991.** La folliculogenese chez les ruminants. rec. med. vet., 167, 205 – 218
- **Sawadogo, G.J., 1998.** Contribution à l'étude des conséquences nutritionnelles subsahariennes sur la biologie du Zébu Gobra au Sénégal. Thèse Doctorat Institut National Polytechnique, Toulouse ; 213p.
- **Seddar, Y. F., 2017.** effet de la synchronisation des chaleurs sur la fertilité de la brebis de la race rembi page16 semi- aride. P19.
- **Skipor J. , Mlynarezuk J. , Szczepkowska A., Lagaraine C. ,Grochowalski A., Guillaume D. , Dufourny L. , Thiery J.c., 2012 .** Photoperiod modulates access of 2 , 2' ,4 ,4' , 5 , 5' – hexachlorobiphenyl (pcB153) to the brain and its effect on gonadotropin and thyroid hormones in adult ewes. Ecotoxicology and environmental safety 78, 336 – 343.
- **Smith, J.F., Asher, G.W., Briggs, R.M., Morrow, C.J., Murray, G.R., Oliver, J.E., Parr, J., Veldhuizen, F.A. et Upreti, G.C., 1993.** Effect of diluent and storage time on

Références bibliographiques

- pregnancy rate in ewes after intra-uterine insemination. Proc. N. Z. Soc. Anim. Prod. 53: 295-298.
- **Smith, J.F., Cruickshank, G.F., McGowan, L.T., Parr, J. et Mortimer, B.J. 1988.** Seasonal changes in oestrus, ovulation and conception of Coopworth ewes treated with CIDRs and PMSG. Proc. N. Z. Soc. Anim. Prod. 48: 99-102.
 - **Soltner, D. (2001).** La reproduction des animaux d'élevage. 3ème ed : sciences et techniques agricoles, paris, 224p
 - **Sousa N.M.; Figueiredo J.R.; El amiri B.; Banga-Mboko H. et AL., (2002).** Influence potentielle des hormones et protéines synthétisées au cours de la gestation sur l'état immunitaire de la mere - formation continue – article de synthèse - ann. Med. Vet., 2002, 147 :71-83.
 - **Staples L.D., Mc Phee S., Reeve J. et Williams A.H., 1991.** Practical applications for controlled release Supplementing treated anoestrus dairy cows with progesterone does not increase conception rate. N. Z. Vet. J., 2001, 49, 8-12.
 - **Sweeney, T. et D. O'Callaghan. 1995.** Physiology of seasonal reproductive transitions in the ewe - Régulation by photoperiod and other environmental cues. Reprod. Domest. Anim. 30: 178-182.
 - **Swenson M.E.(1984).** Dukes' physiology of domestic animals. - ithaca; londre: cornell university press.-10ème ed.- 922p. Synchronisation de l'oestrus chez la vache Charolaise : facteurs de variation de la cyclicité pré-traitement, du taux d'ovulation après traitement et du taux de fertilité à l'oestrus induit. Elevage et Insémination, 1992a, 250, 5-17.
 - **Taveau, J. et Julia, J., 2013.** Physiologie et pathologie de la reproduction de la vache : élaboration de ressource pédagogique en ligne a partir d'image échographique de l'appareil genital ;page 36-37.
 - **Teby, F. A., 2007.** Réalisation d'un programme d'insemination artificielle bovine dans la region de dakar page 69.
 - **Thiam O., 1996.** Intensification de la production laitière par l'insémination artificielle dans des unités de production au Sénégal.-Thèse : Méd.Vét. : Dakar ; 42
 - **Thibault C. et Lévasseur M. C.(1980).** De la puberté a la sénescence. - la fécondité chez l'homme et les autres mammifères. -paris : Masson.- 120p.

Références bibliographiques

- **Thimonier, J. et P. Mauléon., 1969.** Variations saisonnières du comportement d'oestrus et des activités ovarienne et hypophysaire chez les ovins. *Ann. Biol. Anim. Bioch. Biophys.* 9: 233-250.
- **Thimonier, J., 1989.** Contrôle photopériodique de l'activité ovulatoire chez la brebis: Existence de rythmes endogènes. In: Doctorat Sciences de la Vie).mémoire
- **Titi, h.H., Alnimer, M., Tabbaa, M.J. et Lubbadah, W.F., 2008.** Reproductive performance of seasonal ewes and does fed dry fat during their postpartum period. *Livestock Science*, **115**, 34–41. troisième édition Page 24- 25, traitement de maîtrise des cycles chez les zébus: oestrus induit et fertilité.
- **Ungerfeld, R. et Rubianes, E., 1999.** Effectiveness of short-term progestogen primings for the induction of fertile oestrus with ECG in ewes during late seasonal anoestrus. *Anim. Sci.* 68: 349-353.
- **Vaissaire, J. P.(1977).**Sexualite et reproduction des mammiferes domestiques et de laboratoire. ed. maloine, paris, 457 pages.
- **Viguie, C, A. Caraty, A. Locatelli et B. Malpaux., 1995.** Régulation of LHRH secretion by melatonin in the ewe. I. Simultaneous delayed increase in LHRH and LH pulsatile secretion. *Biol. Reprod.* 52: 1114-1120.
- **Wayne, N. L., B. Malpaux et F. J. Karsch., 1988.** How does melatonin code for day length in the ewe: Duration of nocturnal melatonin release or coincidence of melatonin with a light-entrained sensitive period. *Biol. Reprod.* 39: 66-75.
- **Wheaton, J.E., Carlson, K.M., Windels, H.F. et Johnston, L.J. 1993.** CIDR: A new progesterone-releasing intravaginal device for induction of estrus and cycle control in sheep and goats. *Anim. Reprod. Sci.* 33: 127-141.
- **Williams, B.L.; Gwazdavskas, F.C.; Whittier, W.D.; Pearson, R.E. et Nelel, R.L., 1988**
- **Yeates, N. T. M., 1949.** The breeding season of the ewe with particular référence to its modification by artificial means using light. *J. Agric. Sci.* 39: 1-43.
- **Zaïem, I., Chemli, J., Slama, H. et Tainturier, D., 2000.** Amélioration des performances de reproduction par l'utilisation de la mélatonine chez la brebis à contre saison chez la brebis. Dans : *Revue Méd. Vét.*, 151,pp. 517-522.

Références bibliographiques

- **Zongo M, Boly H, Sawadogo L, Pitala W, Sousa NM, Beckers JF, Leroy P., 2001.**
Insémination artificielle des vaches 'Azawak' et taurin 'Gourunsi' au Burkina Faso.
Tropicultura, 19: 75-78.
- **Zongo M, Pitala W, Sawadogo L, Boly H, Beckers JF., 2011.** Efficacité d'un traitement de maîtrise de cycles chez les zébus :oestrus induit et fertilité .journal recherche scientifique université de lomé (sous presse).
- http://www.cepoq.com/admin/useruploads/files/la_reproduction_chez_les_ovins_2012.pdf
- <http://www.fao.org/3/t0121f/t0121f03.htm>
- <https://agronomie.info/fr/anatomie-et-physiologie-de-lappareil-genital-de-la-brebis>
- <https://www.ceva.com> › Accueil › Produits › Bovins
- https://www.memoireonline.com/05/08/1135/m_1-activite-sexuelle-de-la-brebis8.html
- <https://www.zoomalia.com/blog/article/reproduction-des-mouton-brebis.html>
- www.votreveto.net/banassac/Publication/Show.aspx?item=1104

ملخص

اجريت تجربتنا على مستوى مزارع الأغنام والأبقار الخاصة في منطقة المسيلة ، خلال الفترة من يناير إلى يونيو 2019. بالنسبة للأغنام ، فإن حوالي 320 نعجة مقسمة إلى مجموعتين: مجموعة شاهدة مكونة من 60 نعجة ، ومجموعة من 260 نعجة خضعت لبروتوكول تزامن الحرارة مع إسفنجات مهبلية مشربة بالبروجسترون (40 FGA ملغ) متبوعة في يوم اخراج الاسفنجة بحقن 500 وحدة دولية من PMSG. عند مقارنة المعلومات التي تم الحصول عليها على النعاج التي تمت معالجتها مع تلك التي تم الحصول عليها على إناث المجموعة الشاهدة، نلاحظ أن المعلومات التناسلية للإناث المعالجة تكون دائمًا أعلى من تلك الشاهدة بمعدل خصوبة 91.54% و 88.33% ، ومعدل انجابية تتراوح بين 109.43 إلى 116.39% ، ومعدل القاح يتراوح بين 96.66 إلى 106.53% ، وهذا في نظام التكاثر بالدفعة الواحدة.

بالنسبة للأبقار فهي مجموعة تتكون من 43 بقرة من سلالة Holstein ، Montbeliarde ، fleckvieh ، تتم تربيتها في مزارع خاصة في منطقة المسيلة حيث خضعت الأبقار لمعالجات تزامن الحرارة المختلفة (RID ، PGF2a ، و GPG) البروتوكولات الثلاثة متبوعة بالتلقيح الاصطناعي وجدنا أن معدلات التزامن ونجاح التلقيح الاصطناعي والحمل هي 100%. الكلمات المفتاحية: نعجة ، التزامن ، PMSG ، البروجسترون ، بقرة ، PRID ، PGF ، GPG ، التلقيح الصناعي

Résumé

Notre expérimentation a été réalisée au niveau des exploitations privées d'élevages ovins et bovins dans la région de M'sila, durant la période qui s'étend de janvier au juin 2019. Pour les ovins, il s'agit de 320 brebis divisées en deux lots : un lot témoin de 60 brebis, et un lot de 260 brebis qui ont subi un protocole de synchronisation de chaleurs par des éponges vaginales imprégnées de progestatif (FGA 40 mg) suivi le jour du retrait par l'injection de 500 UI de PMSG. Lorsqu'on compare les paramètres obtenus sur les brebis traitées avec ceux obtenus sur les femelles du lot témoin on remarque que les paramètres de la reproduction des femelles traitées sont toujours supérieurs à celles du témoin avec un taux de fertilité de 91,54% et 88,33%, un taux de prolificité allant de 109,43 à 116,39%, et un taux de fécondité allant de 96,66 à 106,53%, et cela dans un système de lutte par lot.

Pour les bovins, il s'agit d'un groupe de 43 vaches et génisses de race Holstein, montbéliarde, fleckvieh, élevées dans des fermes privées dans la région de M'sila qui ont subi différents traitements de synchronisation des chaleurs (RID, PGF2 alpha et GPG) associés à une insémination artificielle. Avec ces trois protocoles, nous avons constaté que les taux de synchronisation, de réussite de l'insémination artificielle et de gestation sont de 100%.

Mots clés : brebis, synchronisation, PMSG, progestérone, vache, PRID, PGF, GPG, insémination artificielle.

Abstract

Our experiment was conducted at the level of private sheep and cattle farms in the M'sila region during the period from January to June 2019. For sheep, there were 320 ewes divided into two groups: a control group of 60 ewes, and a group of 260 ewes that had undergone a heat synchronization protocol by vaginal sponges impregnated with progestive (FGA 40 mg) followed on the day of withdrawal by injection of 500 IU of PMSG. When comparing the parameters obtained on treated ewes with those obtained on control females, it is noted that the reproductive parameters of treated females are always higher than those of the control with a fertility rate of 91,54% and 88.33%, a prolificity rate ranging from 109.43 to 116.39%, and a fertility rate ranging from 96.66 to 106.53%.

For cattle, there was a group of 43 Holstein, Montbéliarde, Fleckvieh breed cows and heifers, raised on private farms in M'sila region. The treated cows and heifers had passed through different heat synchronization treatments (RID, PGF2 alpha and GPG) associated with artificial insemination. With these three protocols, we found that the rates of synchronization, success of artificial insemination and gestation are 100%.

Keywords: sheep, synchronisation, PMSG, progesterone, cow, PRID, PGF, GPG, artificial insemination.