

**République Algérienne Démocratique et Populaire**  
**Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique**  
**Université Abd El Hamid Ibn Badis - Mostaganem**



**Faculté des Sciences de la nature et de la vie**  
**Département d'Agronomie**  
Laboratoire de physiologie animale appliquée-LPAA-

**Mémoire de fin d'études**

*Présenté par : charef Salah Eddine*

**En vue de l'obtention du diplôme de**  
**Master En Agronomie**  
**Spécialité : Génétique et Reproduction animale.**

**THEME :**

**« La synchronisation des chaleurs chez la brebis de Race  
"Rembi"»**

**Soutenu le 04/07/2019**

**Devant le jury**

**Président : Halbouche Miloud**  
**Encadreur : Khiati Baghded**  
**Co-encadreur : Maazouz Mustapha**  
**Examineur : Keddou Ramdane**

**Pr. Université de Mostaganem**  
**M.C.A institut des sciences vétérinaires**  
**MAA. Université de Mostaganem**  
**M.C.B Université de Mostaganem.**

**Thème réalisée au niveau de la ferme expérimentale de l'université Ibn khaldoun  
TIARET**

**Année Universitaire : 2018-2019**



## *Remerciements*

*A travers ce modeste travail, je tiens à exprimer  
Mes profondes louanges à Allah qui m'a donné  
La force et la volonté pour réaliser ce travail.*

*A*

*Dr khiati baghdad mon encadreur et médecin vétérinaire et docteur en science  
vous nous faites un grand honneur d'accepter mon encadrement et m'a guidé au  
cours de ce travail et pour sa gentillesse et son aide hommages respectueux*

*Mazouzi mustapha examinateur et maa qui nous a fait l'honneur d'accepter de  
faire partie de ce jury de thèse malgré ses nombreuses occupations, veuillez  
Accepter nos hommages respectueux.*

*keddam examinateur et mcb qui a accepté de faire partie de ce jury de thèse; qu'il  
trouve ici l'expression de ma sincère reconnaissance.*

*Dr halbouche miloud professeur à l'université de Mostaganem, voici l'expression  
de notre très grande gratitude, nos remerciements les plus sincères et les plus  
cordiaux.*

*Je remercie Dr Belaïde Fatima, Dr Mokhtar Fatima, Dr Moulai Rachid et le docteur  
Hachi Abed aussi les gents qui travaillent au niveau de la ferme expérimentale pour  
leurs aides à réaliser cette expérimentation*

*Car c'est grâce à vous j'ai pu terminer ce travail.  
En fin, à tous ceux qui ont aidé à réaliser ce travail  
Mes sincères remerciements.....*

## **Dédicaces**

**Louange à Allah, maître de l'univers.**

**Paix et Salut sur notre Prophète Mohamed**

**Je dédie ce modeste travail**

*En signe de respect et de reconnaissance à mes très chers parents qui je dois mon*

*éducation et aussi :*

*Tous mes frères et ma chère sœur Amina et son époux*

*Mon grand père*

*A mes chers copains et chers amis*

**Salah Eddine**

## Résumé

Cette étude a porté sur l'étude des performances reproductives des brebis de la race Rembi qui vivent dans la région de Tiaret, et qui s'est déroulée de la fin d'avril 2019 à mai 2019.

Ce travail nous a permis d'évaluer les potentialités reproductives d'une de nos races les plus importantes ; il s'agit de la race « **Rembi** ».

► Pendant de l'expérimentation, au niveau du lot témoin (n = 05 brebis), et avec le traitement de synchronisation des chaleurs par les éponges vaginales imprégnées de progestagènes (30 mg de FGA) seul, nous avons obtenu un intervalle entre le moment du retrait des éponges et l'apparition des chaleurs, de l'ordre de **53h 49 minutes**.

Avec le traitement de synchronisation des chaleurs par les éponges vaginales imprégnées de progestagènes (30 mg de FGA) associée à une dose de 300 U.I de PMSG, l'intervalle Retrait des éponges – Apparition des chaleurs a été de **46h 11mn**.

Cependant, l'utilisation d'une dose de 500 U.I de PMSG après synchronisation des chaleurs par les éponges vaginales imprégnées de progestagènes (30 mg de FGA), nous avons obtenu un intervalle Retrait des éponges – Apparition des chaleurs, relativement court, de **39h 29mn**.

**MOTS-CLES** : Brebis ; Rembi ; Progestérone ; PMSG, Intervalle retrait des éponges

Apparition de l'oestrus ; Fertilité ; Prolificité.

## ABSTRACT

This work enabled us to evaluate the reproductive potentialities of one of our most important ovine breeds, in the event the Rembi breed.

► During the experimentation, on the level of our witness group

(n =05 ewes), we have obtained with the treatment of estrous synchronisation by vaginal sponges impregnated with progestagens (30 mg of FGA), an interval between shrinking of sponges to appearance of heats, of about **53h 49 mn**

With the second treatment, vaginal sponges (30 mg of FGA) associated with 300 U.I of PMSG, the interval between shrinking of sponges to appearance of heats was of about **46h 11mn**

With the third treatment, vaginal sponges (30 mg of FGA) associated with 500 U.I of PMSG, the interval between shrinking of sponges to appearance of heats, was relatively shorter, of about **39h 29mn**

**KEY WORDS:** Ewes; Rembi; Progesterone; PMSG, Interval between shrinking  
of sponges to appearance of heats; Fertility; Prolificacy.

## ملخص

لقد سمح لنا هذا الانجاز، بتقييم القدرات التناسلية عند سلالة من بين أهم سلالات الغنم عندنا في الجزائر، ألا وهي سلالة "الرمبي"

في المرحلة الأولى من الانجاز، على مستوى قطع العينة (15 نعجة) الذي أجرينا عليه التجربة، و عند استعمال الإسفنج المهبلي الذي يحتوى على البروجسترون (30 ملغ FGA) للوحدة. تحصلنا على تحديد المدة ما بين نزع الاسفنجات و بداية الشبق تقدر ب **53 ساعة و 49 دقيقة**.

مع استعمال الإسفنج المهبلي الذي يحتوى على البروجسترون (30 ملغ FGA) و جرعة 300 وحدة دولية من محرض القند (PMSG) , المدة ما بين نزع الاسفنجات و بداية الشبق تقدر **46 ساعة و 11 دقيقة**.

أما باستعمال جرعة 500 وحدة دولية من محرض القند (PMSG) بعد استعمال الإسفنج المهبلي الذي يحتوى على البروجسترون (30 ملغ FGA) , تحصلنا على مدة ما بين نزع الاسفنجات و بداية الشبق قصيرة تقدر ب **39 ساعة و 29 دقيقة**.

# Tables de matière

## Remerciements

## Resumé

## La liste des tableau

## La liste des photos

## La liste des figures

## La liste des abreviations

Introduction : .....	1
CHAPITRE 1 : LES RACES OVINES EN ALGERIE .....	2
1. Les principales races en Algérie.....	2
1.1 La race Ouled Djellal : .....	2
1.2 La race EL Hamra (Beni Iguil) : .....	3
1.2 .1 présentation de la race : .....	3
1.2.2 Les types de la race El Hamra : .....	3
1.2.3 La race Rembi : .....	4
2. Les races secondaires : .....	5
2.1 La race barbarine : .....	5
2.2 La race D'men : .....	5
2.2.1 Variétés de la race D'man : .....	6
2.3 La race Sidaou : .....	6
2.4 La race berbère : .....	7
3. LA REPARTITION GEOGRAPHIQUE : .....	7
CHAPITRE 2 : Rappels sur l'anatomie de l'appareil génital de la brebis. ....	9
L'ovaire : .....	9
L'oviducte : .....	9
L'utérus : .....	10
Le vagin : .....	10
La vulve : .....	10
CHAPITRE 3 : CARACTERISTIQUE DE LA REPRODUCTION .....	12
3. Le cycle sexuel de la brebis : .....	12
3.1Les phases du cycle sexuel : .....	12
3.1.1 Le pro-œstrus : .....	12
3.1.2 L'œstrus : .....	12

3.1.3 Le métoestrus : .....	12
3.1.4 Le dioestrus : .....	13
<b>3.2. Régulation hormonale du cycle œstral :</b> .....	13
3.2.1 Complexe hypothalamo-hypophysaire : .....	13
3.2.2 Hormones hypothalamo-hypophysaires : .....	13
<b>3.2.3 Hormones sexuelles stéroïdiennes :</b> .....	13
3.2.4 Facteurs utérins : .....	14
<b>3.3. Les variations hormonales au cours du cycle</b> .....	15
3.3.1. Les hormones hypothalamiques : .....	15
3.3.2. Hormones hypophysaires : .....	16
a) Follicule Stimulating hormone (FSH):.....	16
b) Luteinizing Hormone (LH) : .....	16
c) Prolactine (LTH) : .....	16
<b>3.4. Hormones ovariennes :</b> .....	17
3.4.1 Oestrogènes (E2) : .....	17
3.4.2 Progestérolone : .....	17
<b>Régulation:</b> .....	17
<b>Effets et mécanisme d'action:</b> .....	18
3.4.3 Cybérines:.....	18
• Inhibine: .....	18
• Activine : .....	19
• Follistatine : .....	19
<b>CHAPITRE 04 : BIOTECHNOLOGIES DE LA REPRODUCTION :</b> .....	20
4.1 Accouplement : .....	20
4.2 Insémination artificielle : .....	21
4.2.1 Historique .....	21
2.2 Techniques.....	21
<b>CHAPITRE 5 : CONTROLE DE LA REPRODUCTION :</b> .....	22
<b>5 LES OBJECTIFS :</b> .....	22
<b>5.1 GROUPE DES MISES BAS :</b> .....	22
<b>5.2 LA REPRODUCTION HORS SAISON :</b> .....	22
5.2.1 Action dépendante des œstrogènes : .....	22
<b>5.2.2 Période de transition « Saison sexuelle - Contre-saison sexuelle » :</b> .....	23
5.2.3 Action indépendante des oestrogènes : .....	23
5.2.4. Facteurs de variation de l'anoestrus saisonnier : .....	23
a. La lumière : .....	23
b. La température:.....	24

c. L'introduction des béliers dans le troupeau : .....	24
d. Niveau alimentaire : .....	24
5.2.5. Anoestrus de lactation .....	24
5.2.6 Sources de variations de la durée de la saison sexuelle : .....	24
1. Localisation géographique : .....	25
2. Race : .....	25
3. Âge : .....	25
4. Nutrition : .....	25
5. Environnement : .....	25
5.3 LA MISE A LA REPRODUCTION PRECOCE DES AGNELLES : .....	26
5.3.1 Puberté : .....	26
<b>5.4 LE TRANSFERT EMBRYONNAIRE : .....</b>	<b>27</b>
A. Choix et préparation des femelles donneuses et receveuses .....	27
B. Traitement hormonaux des donneuses et receveuses .....	27
C. La détection de l'oestrus .....	27
D. La fécondation des femelles donneuses .....	27
E. La collecte des embryons .....	27
F. Recherche, estimation de la qualité, lavage des embryons avec une loupe binoculaire .....	27
G. La transplantation .....	27
H. La conservation des embryons .....	27
5.5 METHODES DE SYNCHRONISATION DES CHALEURS : .....	28
5.5.1 Moyens zootechniques : .....	28
5.5.1.1. Alimentations : .....	28
5.5.1.2. Effet bélier : .....	28
5.5.1.2.1 Principe : .....	28
5.5.1.2.2 Sur le plan hormonal : .....	28
1- Cycle normal après l'introduction du bélier (environ 50 % brebis en anoestrus léger): .....	28
2- Cycle court après l'introduction du bélier : .....	29
a) Utilisation .....	29
b) Procédure d'utilisation : .....	29
Remarque : .....	29
5.5.1.3 Programme lumineux : .....	30
5.5.2. Moyens Hormonaux : .....	30
5.5.2.1 Moyens lutéolytiques (Prostaglandine F2 $\alpha$ et analogues) : .....	31
a) Injection unique : .....	31
b) Injections répétées : .....	31

5.5.2.2 Progestérone et progestagènes.....	31
A. Les éponges vaginales :.....	32
5.5.2.3 La mélatonine :.....	32
A) Brebis .....	33
B) Bélier :.....	33
5.5.3 Méthodes combinés :.....	34
5.5.3.1 Combinaison du traitement Progestérone-eCG avec l'oestradiol 17 $\beta$ :.....	34
5.5.3.2 Synchronisation des chaleurs par les éponges vaginales imprégnées de progestagènes : .....	34
A-Éponges vaginales associées à l'eCG :.....	34
a) Saison de l'année :.....	35
b) Race :.....	35
c) Age :.....	35
d) Mise au bélier :.....	35
B. Éponges vaginales associées à la PGF2 $\alpha$ :.....	36
C. Éponges vaginales associées à l'effet bélier :.....	36
D. Éponges vaginales associées à la GnRH :.....	37
2.3.5. Association mélatonine avec un traitement hormonal de Synchronisation :.....	37
Association mélatonine avec un traitement hormonal de synchronisation :.....	37
L'ETUDE EXPERIMENTALE.....	40
Protocole expérimental :.....	40
Réalisation de la mise en place des éponges:.....	43
RESULTATS ET DISCUSSION :.....	48
RESULTATS .....	48
L'effet du traitement (éponges seules) sur la durée (Retrait d'éponges – début de l'oestrus).....	48
<b>L'effet du traitement (éponges + 300 UI de PMSG) sur la durée (Fin du traitement- apparition de l'oestrus).....</b>	<b>49</b>
L'effet du traitement (éponges + 500 UI de PMSG) sur la durée (Fin du traitement- apparition de l'oestrus).....	49
ETUDE STATISTIQUE .....	50
1- Effet traitement sur l'intervalle retrait d'éponges - apparition des chaleurs. ....	50
B/ DISCUSSION.....	51
1) L'effet de la PMSG sur la durée d'apparition des chaleurs des femelles synchronisées par la mise en place des éponges vaginales. ....	51
CONCLUSIONS & RECOMMANDATIONS .....	53

## **La liste des tableaux :**

Tableau 01: Les différents moyens d'utilisation de (FGA) sous forme D'éponges vaginales chez les ovins [140]

Tableau 02: Influence de l'ecg sur la fertilité, la prolificité et la fécondité après Traitement progestatif des brebis Lacaune pendant la saison sexuelle [83]

Tableau 03 : Dose de PMSG à administrer en fonction du génotype, du type de femelle et de la période de l'année [42]

Tableau04 : Comparaison de 3 traitements de synchronisation utilisant les PGF2 $\alpha$  chez la brebis cyclée au traitement progestagène classique [70]

Tableau 05 : Fertilité, prolificité et fécondité des brebis de race Lacaune traitées par la combinaison (FGA, ecg et mélatonine) et les brebis témoins [56]

Tableau 06 : Calendrier du protocole expérimental des 03 lots.

Tableau 07: Différentes doses de PMSG utilisées en fonction des lots au moment du retrait des éponges

Tableau 08 : Résultats sur l'effet du traitement (par l'utilisation des éponges Seules) sur la durée (Retrait d'éponges – début de l'oestrus)

Tableau 09 : Résultats sur l'effet du traitement (par l'utilisation des éponges + 300 U.I de PMSG) sur la durée (Fin du traitement – début de l'oestrus)

Tableau 10 : Résultats sur l'effet du traitement (par l'utilisation des éponges + 500 U.I de PMSG) sur la durée (Fin du traitement – apparition De l'oestrus)

Tableau 11: Tableau de l'analyse de la variance ( $\alpha = 0.05$ )

Tableau 12 : Test de la comparaison des moyennes (Test HDS de Tukey)

## **La liste des photos et des figures :**

Photo 01 : le male de la race ouled djellal [97]

Photo 02 : la brebis de la race ouled djellal [97]

Photo 03 : le bélier standard de la race hamra [47]

Photo 04: les différents types de la race el hamra. Source : [58]

Photo 05 : béliers (a) et brebis (b) de race rembi [66]

Photo 06. Bélier de race barbarine [155]

Photo 07. Brebis de race d'man [27]

Photo 08: brebis de race sidaou [67]

Photo 09 : brebis de race berbère [67]

Photo 10 : comportement sexuel du bélier ( flehmen) [82]

Photo 11: le lot i témoin (sans pmsg)

Photo 12: le lot ii (300 ui de pmsg)

Photo 13: le lot iii (500 ui de pmsg)

Photo 14: le male du lot témoin

Photo 15 : le male du lot ii

Photo 16: le male du lot iii

Photo 17 : la brebis n° 1520

Photo 18: la brebis n° 1715

Photo 19: la brebis n° 3917

Photo 20: la brebis n° 3973

Photo 21: la brebis n° 7341

Photo 22: la brebis n° 1523

Photo 23: la brebis n° 1714

Photo 24: la brebis n°3923

Photo 25: la brebis n°3963

Photo 26: la brebis n°7305

Photo 27: la brebis n°1606

Photo 28: la brebis n°1609

Photo29 : la brebis n°1711

Photo 30: la brebis n°3950

Photo 31 : la brebis n°7366

Photo 32 : une éponge vaginale

Photo 33: immobilisation de la brebis

Photo 34: la désinfection de la région vaginale

Photo 35 : mise en place de l'éponge dans l'applicateur

Photo 36: introduction de l'applicateur en tirant légèrement les lèvres du vagin en bas

Photo37: mise en place de l'éponge

Photo 38: retrait de l'applicateur

Photo 39:le désinfectant ( biocide )

Photo40: le désinfectant à base de biocide dilué

Photo 41 : la mise en place des boucles dans l'oreille gauche

## **LA LISTE DES FIGURES :**

**FIGURE 01:** AIRE DE REPARTITION DES RACES ET LOCALISATION DES TYPES D'OVINS EN ALGERIE [85]

**FIGURE 02 :** COUPE TRANSVERSALE D'UN OVAIRE [25]

**FIGURE 03 :** SYSTEME REPRODUCTEUR DE LA BREBIS [77]

**FIGURE 04 :** LOCALISATION DE L'APPAREIL REPRODUCTEUR CHEZ LA BREBIS [77]

**FIGURE 05** : RETROCONTROLES DES HORMONES STEROÏDIENNES SUR LE COMPLEXE HYPOTHALAMO-HYPOPHYSAIRE [25]

**FIGURE 06**: INTERACTION INHIBINE – AXE HYPOTHALAMO- [136]:

**FIGURE 07** : COMPORTEMENT SEXUEL DU BELIER [81]

**FIGURE 08**: INTERVALLE "RETRAIT DES EPONGES APPARITION DES CHALEURS POUR LES 3 LOTS

### **LISTE D'ABREVIATIONS :**

**CMV** : Complément Minéralo-Vitaminé

**CNIAAG** : Centre National d'Insémination Artificielle et Amélioration Génétique

**E2** : OEstrogène

**eCG** : equineChorionicGonadotropin

**ELISA** : Enzyme-LinkedImmuno-SorbentAssay

**FGA** : Acétate de Fluorogestone

**FSH** : Folliculo-Stimulating-Hormone

**g** : gramme

**GnRH** : Gonadotropin Releasing Hormonal

**h** : heure

**I.T.E.L.V** : Institut Technique des Elevages

**IA** : Insémination Artificielle

**IGF1** : Insulin-LikeGrowth factor 1

**j** : jour

**Kg** : Kilogramme

**LH** : Lutéotropic Hormone

**LH-RH** : Lutéotropic-Hormone-Releasing-Hormone.

**LTH** : Prolactine

**m<sup>2</sup>** : mètre carré

**MAP** : Méthyl Acétoxy Progestérone

**ng/ml** : Nanogramme par millilitre

**P4** : Progestérone

**PGF2 $\alpha$**  : Prostaglandine

**PMSG** : Pregnant Mare SerumGonadotropins

**TGF $\beta$**  : TransformingGrowth Factor $\beta$

**JL** : jours longs.

**JC** : jours courts .

**SC** : somme des carré.

**MC** :carré moyen .

**DDI** : degré de liberté .

**P** : niveau de signification.

## **La partie bibliographique**

## Introduction :

Quel que soit le système de production, la productivité numérique des brebis est la principale préoccupation des élevages ovins à travers le monde [156]. Son amélioration constitue un objectif important de l'industrie de la production de viande ovine et une source importante de protéines animales. En Algérie, le cheptel ovin représente la plus grande ressource animale, son effectif est estimé à plus de 19 millions de têtes de l'effectif du cheptel national [156].

Cet élevage joue un rôle socioculturel important. Il se pratique dans les différentes zones climatiques d'Algérie, depuis la côte méditerranéenne jusqu'aux oasis du Sahara. Cette diversité pédoclimatique offre à l'Algérie une extraordinaire diversité de races ovines, avec 07 races caractérisées par une rusticité remarquable, adaptées à leurs milieux respectifs [29].

Devant ce constat, il devient impératif d'apporter notre contribution dans l'amélioration de la productivité de notre cheptel ovin. Les objectifs fixés dans la présente étude se résument à :

- 1.L'étude de l'effet des traitements hormonaux sur les performances de reproduction des brebis de race Rembi pendant la période de faible activité sexuelle

.

- 2.La détermination de l'intervalle "retrait d'éponges -apparition de l'oestrus « en vue de réaliser des inséminations artificielles à des moments prédéterminés.

- 3.L'application d'un traitement hormonal de superovulation suivi de transfert embryonnaire.

## CHAPITRE 1 : LES RACES OVINES EN ALGERIE :

### 1. Les principales races en Algérie :

#### 1.1 La race Ouled Djellal :

En Algérie, l'espèce ovine fait preuve d'une grande diversité. On note une forte progression des effectifs et des produits de croisement de la population Ouled Djellal avec les autres types de population non seulement en Algérie mais également au Maroc et en Tunisie ; cette race fait preuve d'une adaptation parfaite aux objectifs recherchés par les éleveurs et progresse dans les régions à tradition agricole par substitution aux autres races, mais aussi dans les élevages agropastoraux et sylvopastoraux en voie d'intensification par croisement avec les élevages locaux [100].

Le terme Ouled Djellal désigne à la fois la région située au Sud-Ouest de la brèche de Biskra, la population ovine de cette région et le type racial du mouton qui y est exploité. Ce mouton aurait été introduit par les Béni Hillal, venus du Hidjaz (Arabie) au XI<sup>e</sup> siècle [48].

la race Ouled Djellal est la race la plus dominante [115]. Elle représente selon certains auteurs, entre 54 % et 63 % du cheptel national et couvre plus de 60 % du territoire pastoral algérien [100] et [79]. C'est la race typique de la steppe et des hautes plaines.

C'est une race entièrement blanche, à laine et queue fine, à taille haute et pattes longues, apte pour la marche. Elle craint cependant les grands froids. C'est une excellente race à viande [142],[131] et [48]. L'agneau *Ouled Djellal* pèse environ 3,5 kg à la naissance [19],[61] et [90] et 18 kg au troisième mois (âge de sevrage) [61]. Le bélier pèse 80 kg et la brebis 60 kg [100]. Ce mouton est de grande taille (75-80 cm au garrot) [115].

Cette race a comme berceau le centre et l'Est Algérien, vaste zone allant de l'Oued Touil (Laghouat-Chellala) à la frontière tunisienne. Cette race est subdivisée en trois variétés [100].

-Ouled Djellal proprement dite qui peuple les Zibans, Biskra et Touggourt. C'est l'espèce la plus adaptée à la marche, elle est communément appelée «la transhumante».

-Ouled Nail qui peuple le Hodna, Sidi Aissa, M'sila, Biskra et Sétif. C'est le type le plus lourd, elle est communément appelée «Hodnia ».

-Chellala qui peuple la région de Laghouat, Chellala et Djelfa, c'est la variété la plus petite et la plus légère de la race *Ouled Djellal*.



Photo 01 : le male de la race *Ouled Djellal*



Photo 02 : la brebis de la race *Ouled Djellal*

Selon Chellig en 1992[48], les performances de reproduction chez cette race sont comme suit:

- Age au premier oestrus (chaleur): agnelle féconde à partir de l'âge de 8 à 10 mois.

- Saisonnalité de l'oestrus : deux saisons: avril-juillet et octobre-novembre.
- Mise à la lutte: 18 mois, (Ténia) 35kg.
- Première mise bas: 24 mois.
- Intervalle entre deux agnelages: 11-12 mois.
- Fécondité: 95 %.
- Prolificité: 110 %.
- Productivité au sevrage: 70 % en élevage nomade, 80 % en élevage sédentaire.
- Longévité: 10 ans pour la brebis et 12 ans pour le bélier.

Certains auteurs s'accordent à reconnaître à la Ouled Djellal de bonnes qualités de reproduction, de bonnes aptitudes maternelles et une résistance aux conditions difficiles [142] et [131]

## 1.2 La race EL Hamra (Beni Iguil) :

### 1.2 .1 présentation de la race :

La race El Hamra, appelée aussi Beni Iguil [126] a une conformation idéale de mouton à viande, ce dernier est de petite taille, sa tête et ses pattes sont marron foncé, sa langue est d'un bleu noirâtre, sa laine est blanche, ses cornes spiralées, et sa queue est fine et de longueur moyenne.



**Photo 03:** le bélier standard de la race Hamra.

### 1.2.2 Les types de la race El Hamra :

Notre recherche et enquête corrobore la bibliographie [48] concernant les différents types de la race en question. La figure montre clairement qu'il y a trois types :

- **Le premier** : La tête à couleur presque noire, c'est le type le plus performant ;
- **Le second** : La tête de couleur acajou foncé ;
- **Le dernier** : A couleur acajou clair.



**Photo 04** : Les différents types de la race El Hamra. Source : CRSTRA ; ITELV Saïda. 2011[58]

### 1.2.3 La race Rembi :

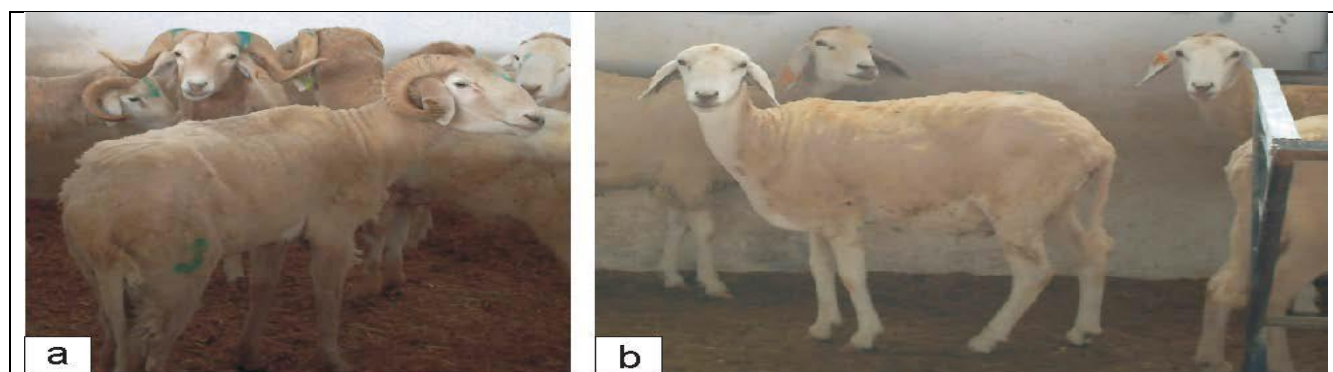
La race Rembi (nommée "Sagâa" dans la région de Tiaret). Historiquement, la Rembi occupait presque toute la steppe de l'Est à l'Ouest du pays et présente une meilleure adaptation à la steppe et parcours de montagne par rapport à la race Ouled-Djellal grâce à sa grande rusticité. Ce mouton Rembi est particulièrement adapté aux régions de l'Ouarsenis et les monts de Tiaret. La race Rembi occupe la zone intermédiaire entre la race Ouled Djellal à l'Est et la race Hamra à l'Ouest. Elle est limitée à son aire d'extension puisqu'on ne la rencontre nulle part ailleurs [48]. De plus, son effectif qui était estimé à 2,2 millions de têtes en 2003 [74], connaît aujourd'hui une diminution drastique et ne compterait plus actuellement qu'une dizaine de milliers d'animaux.

**Sagne en 1950 [131]** a présenté deux variétés chez la « Rembi » :

- Le mouton arabe à tête fauve ou sous race « Rembi des Amour »,
- Le mouton arabe à tête noire ou sous race « Rembi de Sidi Aïssa ».

D'autres auteurs [141], [98] et [111] parlent d'une seule variété de la race « Rembi » à tête fauve ou jaune, qui peuple l'Oriental, le Sud de Tiaret et la région de Djebel Amour. D'après ces mêmes auteurs le mouton Rembi est issu d'un croisement entre le mouflon de Djebel Amour (appelé également « Laroui ») et la race Ouled Djellal, parce qu'il a la conformation de la Ouled Djellal et la couleur du Mouflon dont il a également les cornes énormes. Cette race est particulièrement rustique et productive ; elle est très recommandée pour valoriser les pâturages pauvres de montagnes [74]. Récemment [74] ont mentionné deux « types » dans cette race :

- Rembi du Djebel Amour (Montagne),
- Rembi de Sougueur (Steppe).



**Photo 05** : Béliers (a) et brebis (b) de race Rembi (Djaout et al., 2015) [66].

Considérée comme la plus lourde race ovine algérienne avec des poids avoisinant les 90kg chez le bélier et 60kg chez la brebis. Le Rembi se singularise par sa robe chamoise et sa tête rouge à brunâtre [05].

## 2. Les races secondaires :

### 2.1 La race barbarine :

Cette race se ressemble à la race Barbarine tunisienne et se propage à travers l'Est du pays, de l'oasis de l'Oued Souf à la frontière de la Tunisie.

Elle est appelée race de Oued Souf (nommée "Guebliya") dans cette région présente actuellement des effectifs qui sont influencés par le développement de la race Ouled-Djellal dans cette région. Elle résiste à la chaleur et à la sécheresse et montre une très bonne adaptation aux parcours sablonneux du Sahara.

C'est un mouton de bonne conformation. La couleur de la laine est blanche avec une tête et des pattes qui peuvent être brunes ou noires [48]. La toison couvre tout le corps sauf la tête et les pattes, les cornes sont développées chez le mâle et absentes chez la femelle, les oreilles sont moyennes et pendantes, le profil est busqué [48] et la queue est grasse d'où la dénomination de mouton à queue grasse. Cette réserve de graisse rend l'animal rustique en période de disette dans les zones sableuses [74], ses gros sabots en font un excellent marcheur dans les dunes du Souf (El Oued) en particulier.



**Photo 06** : Bélier de race Barbarine

### 2.2 La race D'men :

C'est une race saharienne des oasis du Sud-Ouest algérien (Erg. Occidental et Vallée de l'Oued Saoura) et du Sud marocain [48]; dans les palmeraies algériennes du Touat, du Tidikelt et du Gourara. Dans ces contrées sahariennes d'Algérie qui ont des liens historiques très étroits avec le sud marocain et notamment le Tafilalet, on réserve aux animaux de race D'man la dénomination derace du .T afilelet). Le berceau originel serait donc le Tafilalet et la race aurait essaimé sur les palmeraies avoisinantes. Actuellement, nous pouvons constater un mouvement perpétuel d'échanges entre le Taiilalet et la vallée du Drâa, les Draoui achetant les animaux des Filali lorsque ceux-ci manquent d'eau d'irrigation, et inversement.[28]

### 2.2.1 Variétés de la race D'man :

Tous les types de pigmentations sont admis toutefois les plus répandus sont :

- **Le type multicolore** : cette variété présente plusieurs combinaisons de couleurs (noire, brune, blanche et rousse).
- **Le type acajou ou brun (d'Adrar)**: La tête, les membres et la toison sont de couleur acajou foncé. La laine présente des reflets acajou plus au moins prononcés.
- **Le type noir (de Béchar)**: La tête, les membres et la toison sont de couleur noire, la queue et les membres sont noirs avec des extrémités blanches au niveau de la queue (Figure 19). Ce type ressemble phénotypiquement à une variété de la race D'man au Maroc [29].



**Photo 07.** Brebis de race D'man

### 2.3 La race Sidaou :

Cette race s'appelle aussi Targuia parce qu'elle est élevée par les Touaregs qui vivent au Sahara entre le Fezzan en Lybie-Niger et le sud algérien au Hoggar-Tassili. Selon [103] ; c'est une race originaire du Mali, mais Il semble que l'origine de la race Targuia soit le Soudan (le Sahel) [48] La race Sidaou est une race très rustique, bien adaptée à la "transhumance" (longues distances) et aux conditions climatiques difficiles [103], Cette race est interdite dans les régions de la steppe et du tell du fait qu'elle nous parvient du Sahel, elle est considérée par les services vétérinaires comme un porteur sain de bon nombre de parasites



**Photo 08.** Brebis de race Sidaou

## 2.4 La race berbère :

La race Berbère est la race ovine primitive et la plus ancienne des races ovines au Maghreb. Elle est dite "Berbère à laine azoulaï". C'est une petite race rustique, adaptée aux pâturages pauvres et élevée dans les montagnes de la Kabylie en Algérie. [131] a rapporté que le document d'Herodotus a révélé la présence de cette race en Kabylie, 3000 ans JC.

Ce mouton de petite taille est semblable à la race Hamra, la différence majeure étant la laine mécheuse de la race berbère. Les poids adultes sont d'environ 30kg chez la femelle et 45 kg chez le mâle. Elle est un peu dure. Les gigots sont longs et plats et leur développement est réduit. C'est une bête très rustique, supporte les grands froids de montagnes et utilise très bien les pâturages broussailleux de montagne [48].



**Photo 09 :** Brebis de race Berbère

## 3. LA REPARTITION GEOGRAPHIQUE :

### a. de la race Ouled Djellal

La race Ouled Djellal, de son berceau à l'Est et au centre algérien occupe une vaste zone allant d'Oued Touil (Laghouat et Chellala) à la frontière tunisienne [48]

### b. de la race EL Hamra (Beni-Ighil)

L'aire géographique de cette race va du Chott -Chergui à la frontière marocaine. Elle couvre également tout le Haut Atlas marocain chez la tribu de Beni-Ighil d'ou elle tire son nom[48].

### c. de la race Rumbi

Le berceau de la race Rumbi s'étend de l'Oued Touil à l'Est au Chott Chergui à l'Ouest [48].

### d. de la race Berbère

L'aire de répartition de la race Berbère est l'Atlas-Tellien (Tell) du Nord de l'Algérie et de l'Afrique du Nord [48].

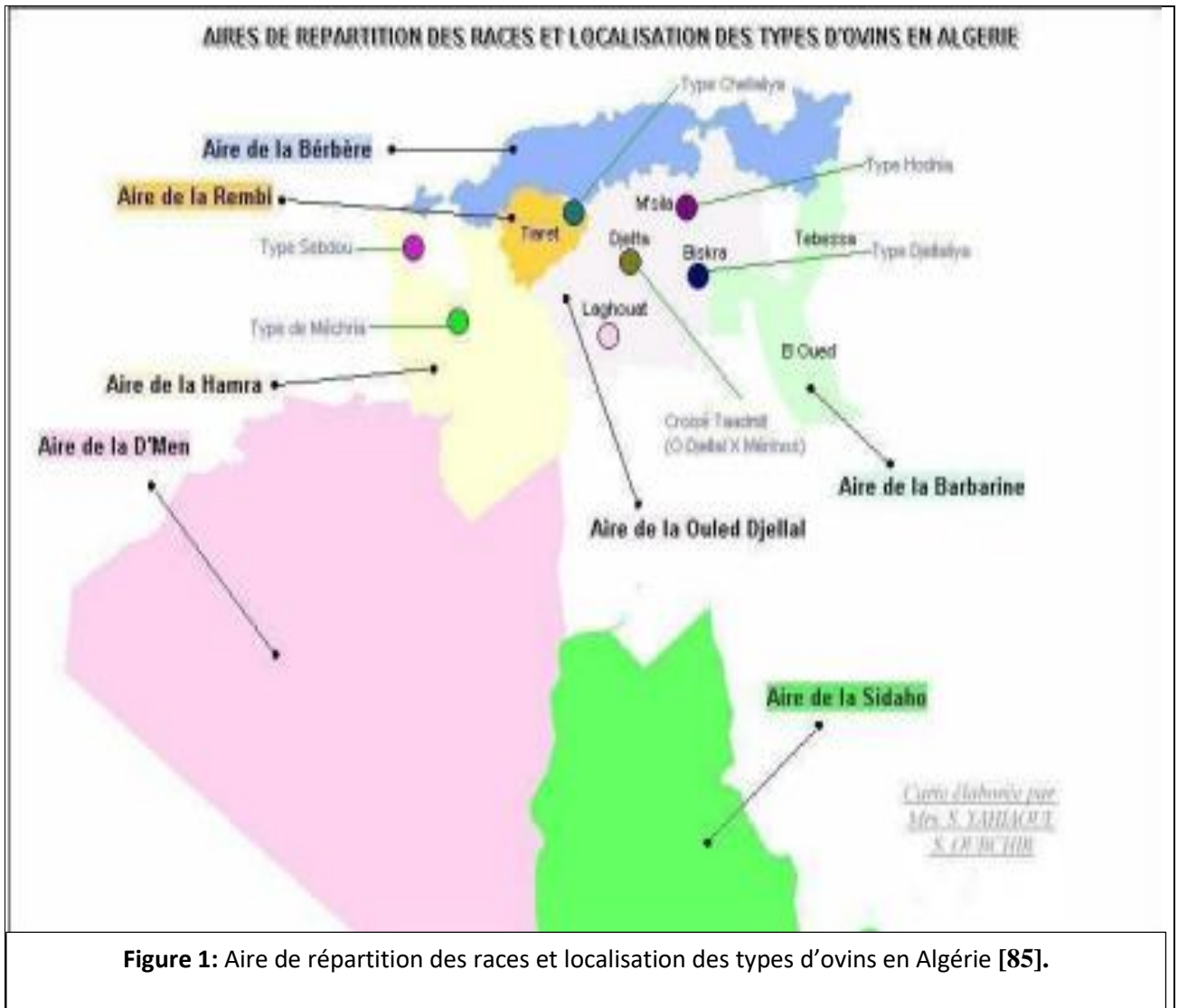
### e. de la race Barbarine

L'aire de répartition de cette race est limitée à l'Est algérien par l'Erg oriental à l'Est de l'Oued Rhigh et dans les régions avoisinantes de la frontière tunisienne.

### f. de la race D'men

L'aire d'expansion de la D'men est le Sahara du Sud-ouest algérien (Erg occidental et Vallée de l'Oued Saoura) et du Sud-est marocain [48].

Les berceaux de ces différentes races ovines algériennes sont résumés dans la figure 13.



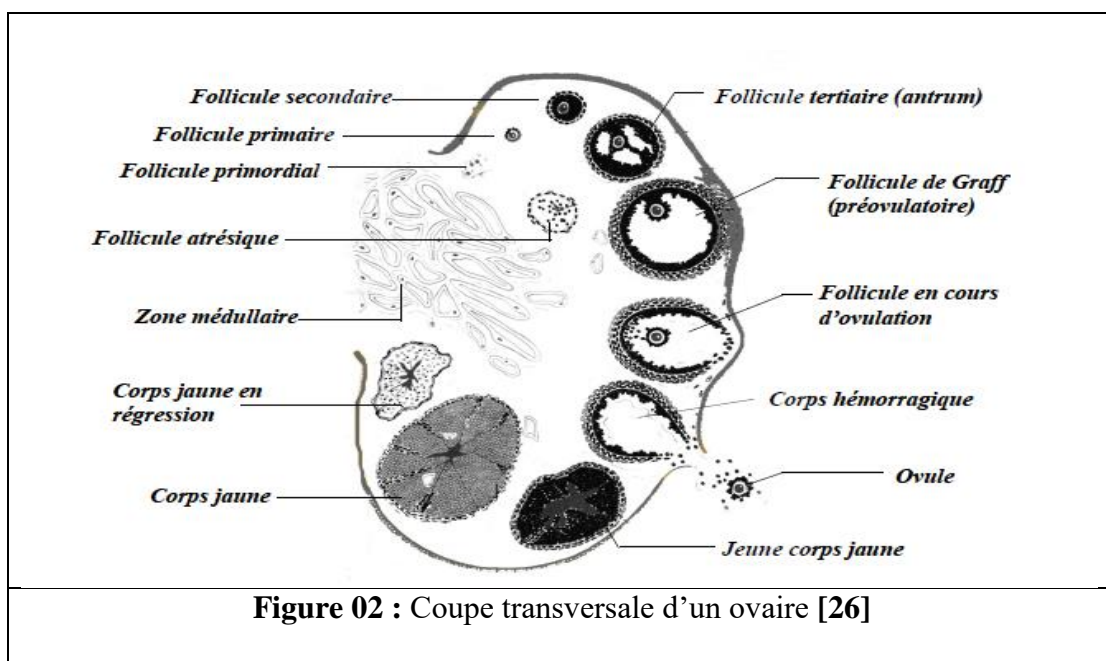
## CHAPITRE 2 : Rappels sur l'anatomie de l'appareil génital de la brebis :

### L'ovaire :

Chez la brebis, les ovaires sont aplatis, mesurent 1,5cm de longueur ; il existe dans l'épaisseur du ligament large, au contact de l'ovaire et entre celui-ci et le pavillon de l'oviducte, un vestige du corps de Wolff : l'organe de Rosenmüller ou épophoron. Sur chaque ovaire on distingue des bosselures plus ou moins apparentes qui sont des follicules à différents stades d'évolution.

Le poids individuel de chaque ovaire dépend de la saison et du moment du cycle oestrien : il est compris entre 3 et 5g [68]. L'ovaire, est composé de deux tissus distincts comme chez les autres ruminants :

**la partie médullaire ou stroma** : qui comprend des fibroblastes, des nerfs et des vaisseaux sanguins, le cortex dans lequel se déroule la folliculogénèse (FIGURE02).



### L'oviducte :

L'oviducte est un organe tubulaire qui va de l'ovaire à la corne utérine correspondante ; chez la brebis il est sous forme d'un tube circonvolutionné de 15 à 19 cm de long, constitué du pavillon, de l'ampoule et de l'isthme [14] et [56].

le pavillon en forme d'entonnoir, a une surface d'environ 6-10 cm<sup>2</sup>. L'ouverture du pavillon est rattachée en un seul point central à l'ovaire.

L'ampoule est la partie la plus longue et la plus large de l'oviducte où se produit la fécondation.

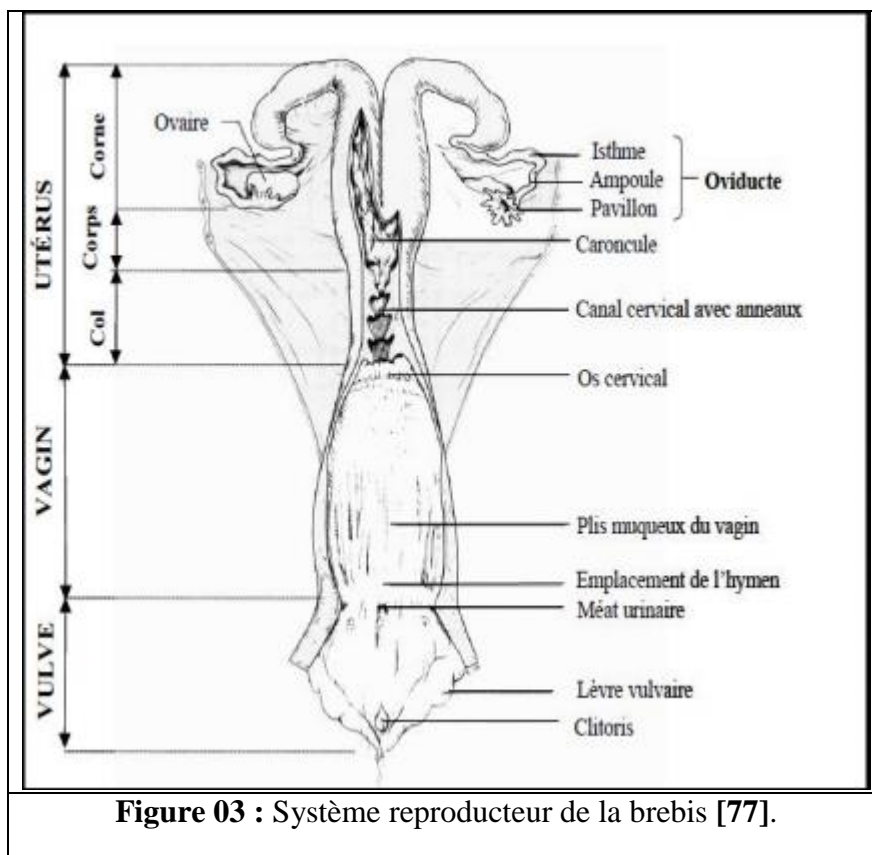
L'isthme, court et étroit est directement relié à l'utérus par la jonction utéro-tubaire.

## L'utérus :

Il est fait de trois parties :

Les deux cornes utérines dont chacune a entre 10 et 15cm de long ; le corps utérin : 1 à 2 cm de long ;

Le cervix ou col de l'utérus : 4-10cm de long et 2-3 cm de diamètre ; chez la brebis, la partie interne du col de l'utérus (endocol) dessine des replis nombreux et profonds, qui s'enfoncent jusqu'à la base de muscles circulaires, Le canal cervical proprement dit est donc très sinueux et impossible à franchir lors de l'I.A. par voie transcervicale. C'est pourquoi chez les ovins la quasi-totalité des femelles est inséminée par voie exocervicale ; l'insémination intra-utérine par laparoscopie est plus rare mais permet de détourner cette anatomie capricieuse [36].



**Figure 03 : Système reproducteur de la brebis [77].**

## Le vagin :

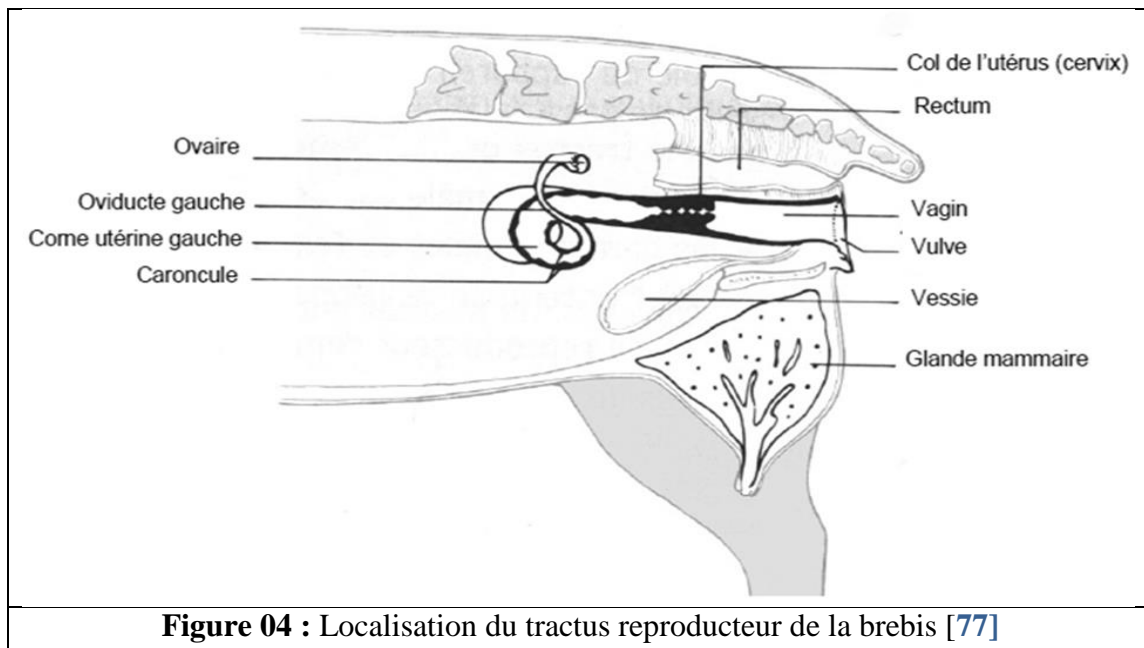
Lors de la saillie c'est l'endroit où la semence est déposée. Le vagin est très irrigué et très sensible, il peut mesurer de 10 à 14 cm de longueur dans l'espèce ovine.

## La vulve :

La longueur du vestibule est d'environ le quart de celle du vagin. Le méat urinaire est très petit ; à 1cm en arrière, existe sous un pli, une petite poche de quelque millimètre de profondeur qui, bien que correspondant au diverticule suburétral de la vache n'est cependant pas semblable à ce dernier ; parfois, on note un hymen rudimentaire. Du méat à la commissure vulvaire inférieure existe une sorte de crête de la muqueuse de chaque côté de laquelle est un sillon, flanqué extérieurement de plusieurs plis longitudinaux [56].

Des glandes de Bartholin existent généralement dans la paroi vestibulaire soit sous la muqueuse, soit dans le muscle constricteur du vestibule, sous la forme de saillies de volume variable parfois de la grosseur d'un haricot. Des glandes de Skene existent généralement dans le vestibule et débouchent par des conduits para-urétraux sur les côtés du méat urinaire. On trouve également des glandes dispersées dans le sillon vestibulaire médian, en avant du clitoris [56].

Le clitoris de la brebis est court ; ses racines sont deux corps clairs, aplatis, minces, longs de 2,5cm et larges de 0,6cm, recouverts de muscles ischio-caverneux rudimentaires. La réunion de ces racines en arrière forme le corps clitoridien, long de 2,5cm, arrondi, assez mince à son origine et légèrement flexueux ; la pointe du clitoris pénètre dans le sac préputial et s'y recourbe [14], [56], [80], [86].



**Figure 04** : Localisation du tractus reproducteur de la brebis [77]

## CHAPITRE 3 : CARACTERISTIQUE DE LA REPRODUCTION :

### 3. Le cycle sexuel de la brebis :

Le cycle sexuel est défini comme l'ensemble des modifications périodiques, structurales, morphologiques et fonctionnelles des organes génitaux et des glandes annexes accompagnées de variations de comportement de la femelle. Il dépend de l'activité de l'ovaire, lui-même tributaire de l'axe hypothalamo-hypophysaire. Il dure en moyenne 17 jours chez la brebis avec des extrêmes de 14 et 21 jours.

Les cycles sexuels démarrent à la puberté. Généralement, les agnelles atteignent la puberté au bout de 6 à 8 mois d'âge, mais cet âge est considérablement influencé par la race, l'alimentation, les facteurs environnementaux ; la puberté se manifeste lorsque les animaux ont atteint 40 à 50 % du poids corporel. Ainsi les agnelles issues de races ovines à croissance rapide comme les races Suffolk, Hampshire Down ont tendance à atteindre la puberté à un âge plus précoce (environ 7 mois) que celles descendant des races à croissance lente telle que la race Mérinos [56] et [27].

#### 3.1 Les phases du cycle sexuel :

Chez les espèces à ovulation spontanée auxquelles appartient la brebis, classiquement le cycle sexuel est divisé en quatre périodes correspondant aux différentes phases de l'activité ovarienne : le proœstrus, l'oœstrus, le post-oœstrus et le dioœstrus.

##### 3.1.1 Le pro-œstrus :

C'est une phase de croissance accélérée et finale du follicule ; elle dure en moyenne 2 à 3 jours chez la brebis. Pendant le proœstrus l'endomètre utérin est oedémateux avec une surface de hautes cellules en colonne ; on peut constater un écoulement vaginal contenant un mucus épais avec des leucocytes et des cellules épithéliales

##### 3.1.2 L'oœstrus :

L'oœstrus ou chaleurs, est la phase de maturation et de déhiscence du follicule, donc de ponte ovulaire. La connaissance de cette phase est primordiale car elle correspond à une période optimale pour une saillie naturelle ou contrôlée.

Chez la brebis les chaleurs durent de 24 à 72 heures avec une moyenne de 35 heures et se manifestent en plus grand nombre de minuit à midi que de midi à minuit ; les signes physiques de l'oœstrus, sont relativement peu perceptibles par suite de la faible vascularisation et de la tuméfaction réduite des organes génitaux externes : la vulve est légèrement tuméfiée et laisse s'écouler une petite quantité de liquide glaireux. La femelle peut ne pas montrer de comportement spécial en dehors de la présence du bélier, c'est pourquoi lorsqu'on veut être sûr de la réalité de l'oœstrus, il faut placer la brebis en présence du mâle et si elle est en chaleurs, elle accepte la saillie [35],[37] et [73].

##### 3.1.3 Le métoœstrus :

C'est la phase de formation du corps jaune et le début de son activité sécrétoire. Chez la brebis, sa durée est d'environ 2 jours. Pendant le métoœstrus, l'écoulement vulvaire devient important et caséeux avec abondance de cellules épithéliales squameuses et seulement la présence de quelques leucocytes ; il y a un développement considérable de glandes et une kératinisation très marquée [35].

### 3.1.4 Le dioestrus :

Il correspond à la phase de plein fonctionnement et de dégénérescence du corps jaune ou lutéolyse ; sa durée varie entre 8 et 13 jours chez la brebis [86].

Si le dioestrus se prolonge, il devient un anoestrus qui peut être saisonnier, de gestation ou de lactation. L'anoestrus saisonnier se rencontre du début de l'hiver à la fin du printemps (lorsque la durée du jour augmente). La durée et l'intensité de l'anoestrus varient d'une race à l'autre : certaines races présentent quelques chaleurs au printemps, tandis que d'autres ont une saison sexuelle très courte d'août à décembre [86].

D'une manière générale, nous distinguons deux phases au cours du cycle sexuel, en fonction des modifications cellulaires au niveau de l'ovaire :

Une phase folliculaire caractérisée par la croissance finale et brutale des follicules ; elle est, chez les mammifères domestiques et contrairement à ce que nous observons chez la femme ou les primates d'une façon générale, très courte, de l'ordre de 2 à 3 jours chez la brebis. Sur le plan hormonal, cette phase est une phase oestrogénique.

Une phase lutéale qui est plus longue que la précédente, (13 à 14 jours) ; elle est caractérisée par l'évolution du corps jaune qui se développe, se maintient et se lyse très rapidement ; sur le plan hormonal cette phase est progestéronique [69] et [110].

## 3.2. Régulation hormonale du cycle œstral :

La fonction de reproduction est régulée par différentes hormones sécrétées par le complexe hypothalamo-hypophysaire, les ovaires et l'utérus [116].

### 3.2.1 Complexe hypothalamo-hypophysaire :

L'hypophyse est une petite glande située ventralement à l'encéphale. Elle est constituée d'une partie glandulaire, l'antéhypophyse ou adénohypophyse, et d'une expansion de l'encéphale, la posthypophyse ou neurohypophyse. L'hypophyse est reliée à l'hypothalamus par la tige hypophysaire qui contient un réseau de capillaires sanguins appelé « système porte » hypothalamo-hypophysaire. L'hypothalamus est une région du troisième ventricule de l'encéphale. Il est composé de cellules neurosécrétrices qui synthétisent des neurohormones libérées dans le sang au niveau du système porte.

### 3.2.2 Hormones hypothalamo-hypophysaires :

Les hormones hypothalamo-hypophysaires sont sécrétées de manière pulsatile. L'augmentation de leur concentration sanguine est due à une augmentation de la fréquence des « pulses ».

La gonadolibérine (GnRH) est une hormone de nature peptidique sécrétée par

L'hypothalamus. Elle stimule la sécrétion par l'antéhypophyse de deux hormones gonadotropes,

L'hormone folliculo-stimulante (FSH) et la LH, qui atteignent les ovaires par voie sanguine. La

fréquence des pulses de GnRH dépend d'un grand nombre de stimuli provenant à la fois du milieu intérieur (hormones, système immunitaire...) et du milieu extérieur (photopériode, stress...).

La FSH est une hormone de nature glycoprotéique synthétisée par l'antéhypophyse.

Chez la femelle, elle permet le développement des ovaires et la croissance folliculaire. Elle stimule également la synthèse d'oestrogènes par les follicules pré-ovulatoires.

La LH est également une hormone de nature glycoprotéique sécrétée par

l'antéhypophyse. Chez la femelle, elle permet la maturation des follicules ovariens en

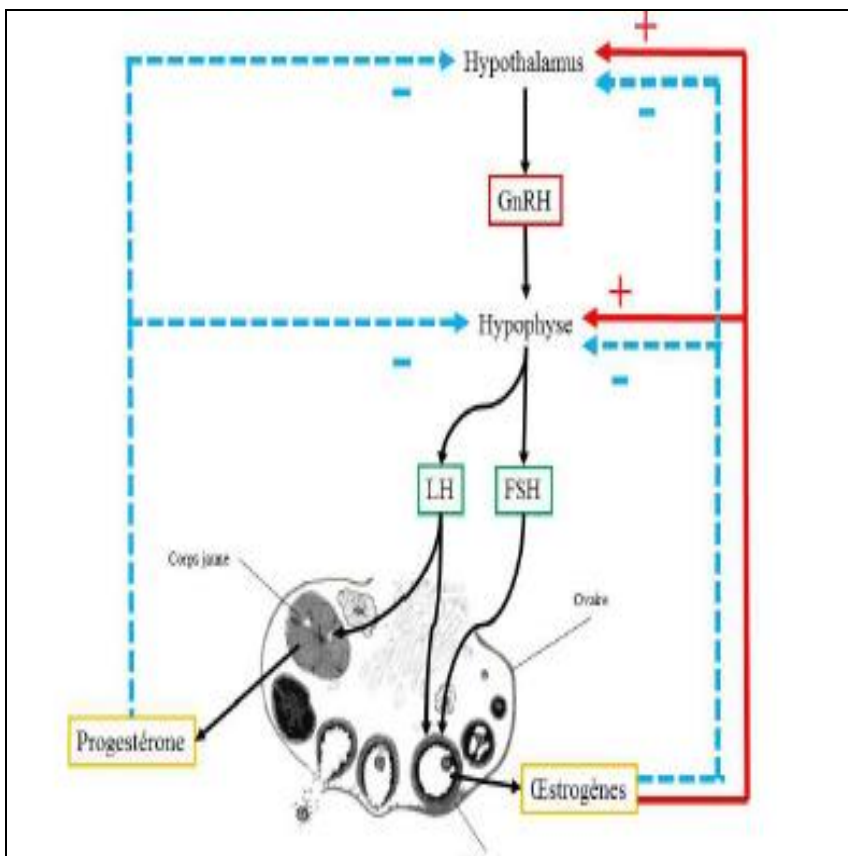
synergie avec la FSH. Elle induit également l'ovulation et permet la mise en place du corps jaune et de son activité sécrétoire.

### 3.2.3 Hormones sexuelles stéroïdiennes :

La progestérone et les oestrogènes sont des hormones stéroïdiennes produites par les ovaires et essentielles à la fonction de reproduction. Ces hormones agissent à la fois sur le complexe hypothalamo-hypophysaire et sur l'appareil reproducteur.

La progestérone est synthétisée par le corps jaune cyclique, par le corps jaune gestatif et également par le placenta chez certaines espèces comme la brebis. Elle permet la mise en place et le maintien de la gestation en bloquant l'ovulation et en rendant le milieu utérin favorable à la croissance et au développement de l'embryon. La progestérone à forte dose exerce un rétrocontrôle négatif sur le complexe hypothalamo-hypophysaire .

Les oestrogènes sont sécrétés par les follicules ovariens en croissance et induisent la manifestation du comportement d'oestrus. L'augmentation de leur concentration en l'absence de progestérone entraîne un pic de LH puis l'ovulation 24 heures plus tard . En effet, à forte dose les oestrogènes exercent un rétrocontrôle positif sur le complexe hypothalamo-hypophysaire et donc sur la synthèse de GnRH, de FSH et de LH. A l'inverse, à faible dose et en présence de progestérone ils exercent un rétrocontrôle négatif sur ce même complexe, en particulier sur la sécrétion de FSH .



**Figure 05** : Rétrocontrôles des hormones stéroïdiennes sur le complexe hypothalamo-hypophysaire [25].

#### 3.2.4 Facteurs utérins :

L'ocytocine est une hormone peptidique sécrétée par la neurohypophyse mais également en grande partie par le corps jaune chez les ruminants. Elle stimule les contractions utérines et l'éjection du lait ainsi que la sécrétion de  $\text{PGF}_2\alpha$  par l'utérus.

La  $\text{PGF}_2\alpha$  est une hormone lipidique appartenant à la famille des prostaglandines. Elle est synthétisée par de nombreuses cellules sécrétrices présentes dans presque tous les tissus de

l'organisme où elle possède des rôles multiples. Dans la fonction de reproduction, ses actions sont les suivantes [116]:

- Elle a un effet lutéolytique et entraîne la régression du corps jaune quand celui-ci est sensible aux prostaglandines (période réfractaire durant les cinq premiers jours suivant l'ovulation). Elle peut ainsi être utilisée chez les femelles cyclées pour la maîtrise des cycles sexuels. Cependant, elle ne peut pas être utilisée chez la brebis pour induire la mise-bas ou un avortement car le placenta prend le relais du corps jaune dans la production de progestérone indispensable au maintien de la gestation.
- Elle a un effet utérotonique en entraînant des contractions du myomètre. Elle peut être utilisée pour aider à la vidange de l'utérus en post-partum, bien que cette action utérotonique soit de courte durée.

Chez les brebis cyclées, l'utérus commence à sécréter de manière pulsatile de la  $PGF2\alpha$  autour du 14ème jour du cycle œstral. Cette hormone atteint le corps jaune par voie sanguine ou lymphatique et est responsable de la lutéolyse.

### 3.3. Les variations hormonales au cours du cycle :

Les hormones sont des substances véhiculées par la circulation sanguine, elles permettent à différents organes de communiquer entre eux. Quelques hormones (glycoprotéines), sécrétées par le système hypothalamo-hypophysaire, contrôlent le fonctionnement des gonades (ovaires et testicules). En réponse, les gonades produisent les gamètes, mais aussi d'autres hormones (stéroïdes et protéines), qui par un mécanisme de rétroaction négative, contrôlent le fonctionnement de l'hypophyse et de l'hypothalamus [39] et [112].

Le fonctionnement ovarien est contrôlé principalement par quatre hormones : GnRH, FSH, LH et prolactine [108], [123] et [39].

#### 3.3.1. Les hormones hypothalamiques :

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 follitropine (FSH ou hormone folliculostimulante) qui provoque la croissance d'un ou plusieurs follicules sur les ovaires [146].

La gonadotrophine releasing hormone ou GnRH qui est un décapeptide (10 acides aminés). Cette hormone contrôle la fonction reproductrice chez tous les vertébrés [139].

La GnRH est synthétisée au niveau de la zone antérieure de l'hypothalamus (l'éminence médiane de l'hypothalamus), elle est déversée d'une façon pulsatile dans les capillaires du système hypothalamo-hypophysaire pour atteindre l'hypophyse. La demi vie de cette neurohormone est très courte (2 à 8 minutes) et son action est essentiellement locale, limitée aux cellules hypophysaires [108] et [139].

Chez le fœtus, elle est sécrétée à partir du 50ème jour de gestation. En effet, la GnRH paraît être impliquée dans le développement des gonades [144].

Cette gonadotrophine est responsable d'une décharge rapide et transitoire d'hormones gonadotropes (LH et FSH). La sécrétion de GnRH est variable selon la saison sexuelle (photopériode). La fréquence de décharge par les neurones hypothalamiques détermine la fréquence de libération pulsatile de la LH et par conséquent l'intensité de la stimulation gonadique [62] et [2].

Les effets du GnRH sur la sécrétion de FSH sont moins aigus que ceux sur la sécrétion de LH. Ainsi, alors que la sécrétion de GnRH est le modulateur essentiel de la sécrétion de LH, le GnRH serait indispensable au maintien d'un niveau suffisant de la biosynthèse de FSH par l'hypophyse qui est modulée par différents facteurs gonadiques, stéroïdiens ou protéiques. Ainsi la sécrétion de FSH est inhibée par l'inhibine, les follistatines (peptides sécrétés par les cellules de la granulosa). [152].

Le GnRH n'est pas détecté dans la circulation générale. La mesure des concentrations plasmatiques en GnRH n'est possible que dans le sang hypophysaire ou le sang porte hypothalamo-hypophysaire. [152].

### 3.3.2. Hormones hypophysaires :

L'antéhypophyse sécrète trois hormones responsables du contrôle de la fonction ovarienne : FSH, LH, et prolactine [46].

Les cellules gonadotropes sécrètent la lutéotropine (LH, « luteinizing hormone », hormone lutéinisante, la follitropine (FSH, « follicle-stimulating hormone », hormone folliculo-stimulante. Il y a localisation des 2 hormones gonadotropes LH et FSH dans la même cellule.

Ces 2 hormones agissent sur les gonades et contrôlent leurs activités germinale et endocrine. Les cellules mammatropes sécrètent la prolactine (PRL, hormone lutéotrope, hormone lactogène, hormone galactogène). La prolactine agit sur le tissu mammaire pour stimuler la production de lait, et a une action lutéotrope chez certaines espèces. [152].

#### a) Follicule Stimulating hormone (FSH):

C'est une glycoprotéine folliculostimulante de demi-vie courte (110 min), elle permet le développement des follicules et la sécrétion d'oestrogènes. En effet, l'augmentation du volume du follicule induit la sécrétion de LH. [63].

Elle prépare l'ovaire à l'action de LH par l'augmentation des récepteurs à cette hormone au niveau des cellules folliculaire. [154].

La FSH se trouve à un taux basal de 100 à 160 ng/l. Au début du cycle, la sécrétion de FSH, synchronisée avec celle de LH, un pic préovulatoire est observé, suivi d'une autre décharge 24 heures plus tard induisant la différenciation de l'antrum des follicules. Par la suite, la concentration de FSH chute vers le minimum jusqu'au nouveau cycle [109]. Les études ont montré que si le taux de FSH est très élevé, il provoque une superovulation. [143].

#### b) Luteinizing Hormone (LH) :

C'est une hormone lutéinisante, qui provoque l'ovulation. Elle est responsable de la sécrétion d'oestrogènes (par différenciation des cellules de la thèque interne en cellules stéroïdogènes), de l'ovulation et de la formation du corps jaune. C'est l'hormone de lutéinisation. Pendant la période inter-œstrale, le taux basal de LH est de 1 ng/l, une élévation de l'ordre de 3 à 4 ng/l est observée le 13ème et 14ème jour du cycle. Le pic de LH est égal à 20 ng/l et il s'observe entre la 5ème et la 12ème heure avant l'ovulation [87]. La sécrétion de LH est contrôlée essentiellement par trois hormones : l'oestradiol, la progestérone et la GnRH [112].

#### c) Prolactine (LTH) :

Cette hormone est présente dans la glande pituitaire, sous forme d'une protéine simple, son rôle principal est la stimulation de la sécrétion lactée. Elle est aussi responsable de la sécrétion de progestérone par le corps jaune [132].

### 3.4. Hormones ovariennes :

Ce sont des stéroïdes sécrétés par différentes structures glandulaires au niveau de l'ovaire, on trouve trois types d'hormones : oestrogènes, progestérone et cybérines

#### 3.4.1 Oestrogènes (E2) :

Ce sont des hormones sexuelles femelles en C18 produites essentiellement par les ovaires. Les oestrogènes naturels ont plusieurs représentants oestradiol 17- $\beta$ , oestrone, oestriol.

Le plus représenté est l'oestradiol 17- $\beta$ . . [152].

Ces hormones sont sécrétées par la thèque interne et les cellules de la granulosa du follicule mûr. Elles peuvent être élaborées par le placenta et la surrénale [63].

L'évolution des concentrations plasmatiques des oestrogènes chez la brebis est comparable à celle observée chez la vache, les valeurs sont plus élevées concernant tout l'ensemble des oestrogènes (l'oestrone, l'oestradiol  $\alpha$  et l'oestradiol  $\beta$ ) [107].

Les oestrogènes déterminent l'apparition des caractères sexuels secondaires femelles. Au cours du cycle ovarien, les oestrogènes sont responsables du comportement d'oestrus et induisent la prolifération de la muqueuse vaginale et de l'endomètre. Sous l'influence des oestrogènes, le cervix sécrète un mucus riche en glycoprotéine qui s'aligne en filaments. Ce mucus sécrété en grande quantité devient clair et filant. [152].

Pendant cette période qui précède l'ovulation, la stimulation de l'activité contractile du myomètre (muscleuse de l'utérus) par les oestrogènes joue un rôle important dans le transport des spermatozoïdes dans l'utérus. Le rétrocontrôle positif de l'oestradiol qui s'exerce sur l'hypophyse et l'hypothalamus lorsque les concentrations plasmatiques ont atteint un certain seuil est responsable du pic préovulatoire de LH qui induit l'ovulation. Pendant la gestation, les oestrogènes stimulent le développement de la glande mammaire et la multiplication des canaux galactophores [152].

Les oestrogènes ont également une action abortive qui résulte de l'induction de la lutéolyse (vache, brebis, chèvre) [152].

#### 3.4.2 Progestérone :

Ce sont des hormones sexuelles femelles en C21 produites par les ovaires (corps jaune), le placenta et les surrénales. Le représentant unique des gestagènes naturels est la progestérone. La progestérone exerce différents effets biologiques qui sont nécessaires à la mise en place et au maintien de la gestation [152].

La progestéronémie varie dans le même sens que les productions lutéales. La durée de vie de la progestérone se situe entre 22 et 36 minutes.

La progestérone est retrouvée dans le lait à une concentration supérieure de 5 à 10 fois à celle du plasma, compte tenu de la richesse de ce milieu en matières grasses [91].

#### Régulation:

Le contrôle de la biosynthèse de la progestérone dépend en grande partie de l'équilibre entre les hormones sécrétées par l'hypothalamus, l'hypophyse, l'ovaire et l'utérus. L'hypothalamus sécrète le GnRH qui commande la libération épisodique des hormones gonadotropes LH et FSH dans la circulation générale. La LH est sécrétée par l'hypophyse sous forme de pulses, définies par leur fréquence et leur amplitude, qui stimulent la libération de l'oestradiol et de la progestérone par l'ovaire [121].

Parallèlement, la FSH, essentielle à la survie et à la croissance du follicule entraîne une augmentation de la concentration plasmatique de l'oestradiol. La concentration élevée d'oestradiol

provoque la libération massive de LH qui à son tour stimule l'ovulation. La LH stimule la production de progestérone par le corps jaune.

La progestérone exerce sa rétroaction sur la sécrétion hypophysaire de GnRH et affecte donc la synthèse de LH et de FSH. Le feed-back négatif de la progestérone cessera à la lutéolyse et une nouvelle phase folliculaire sera initiée par la FSH [93].

#### Effets et mécanisme d'action:

La progestérone agit d'une part sur la sphère génitale et la glande mammaire et d'autre part sur le reste de l'organisme. La progestérone intervient essentiellement, en préparant le tractus génital femelle à la nidation et à l'installation de la gravité. Elle prépare la muqueuse utérine à l'ovoimplantation (épaississement, dentellisation, inhibition de la contractilité du myomètre, production d'hormones gonadotropes) [84].

Elle possède un pouvoir stimulant sur la glande mammaire. La progestérone intervient dans le métabolisme hydro-électrolytique, elle possède un effet natri-urétique et se comporte comme un anti-aldostérone et entraîne une rétention de potassium [50].

A fortes doses, elle favorise à la fois une excrétion de sodium et une excrétion de potassium La progestérone agit sur la température corporelle post-ovulatoire en l'élevant. Cette hormone stéroïde apolaire se lie à un récepteur cytoplasmique et traverse l'enveloppe nucléaire.

L'ensemble hormone-récepteur va se lier à un élément de la chromatine appelé « accepteur» [50].

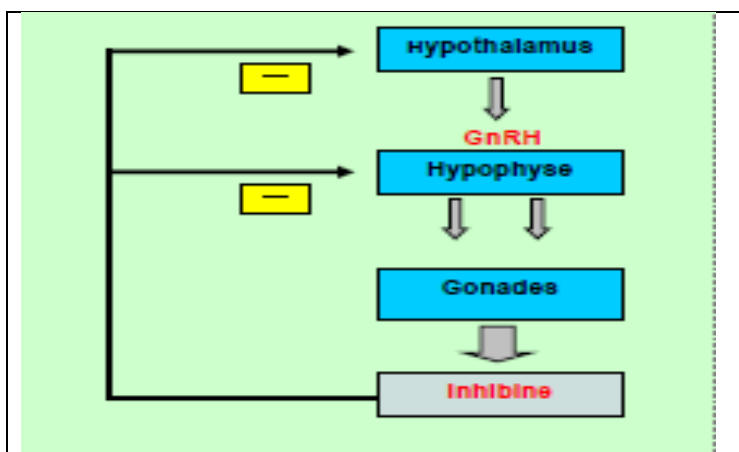
#### 3.4.3Cybérines:

##### • Inhibine:

L'inhibine est une glycoprotéine constituée de deux sous-unités (A et B) (Figure 3.6), elle est capable d'inhiber la synthèse et/ou la libération de gonadotrophines hypophysaires, principalement la FSH. Elle est produite par les cellules de la granulosa chez la femelle et par les cellules de Sertoli chez le mâle [134]. La sécrétion d'inhibine est variable en fonction du sexe (plus importante chez le mâle), de l'âge (elle diminue avec l'âge) et de la phase du cycle sexuel [108].

L'inhibine B inhibe la synthèse et la sécrétion de FSH, le rôle de l'inhibine A est moins défini. Lorsque le corps jaune régresse à la fin de la phase lutéale, la chute du taux d'inhibine A lèvera l'inhibition de la sécrétion de FSH et permettra le recrutement folliculaire pour le cycle suivant. L'augmentation de FSH pendant la phase folliculaire, entraîne une augmentation de l'inhibine B (réponse des petits follicules), cette dernière chute pendant la phase lutéale [134].

La régulation de la synthèse des Inhibine se fait par l'axe hypothalamo-hypophysaire (Figure 6) [134]. Il est établi que chaque sous-unité constituant les inhibines est régulée différemment. En effet, la synthèse des sous-unités  $\alpha$  A et  $\beta$  A est stimulée par la FSH [136].



**Figure 06:** Interaction Inhibine – Axe hypothalamo-hypophysaire [136].

- **Activine :**

L'Activine A est synthétisée au niveau des cellules hypophysaires, au niveau de l'ovaire (cellules de la granulosa et par le corps jaune) et également au niveau de l'épithélium tubaire. La protéine porteuse de l'Activine est la Follistatine, l'Activine contrôle la sécrétion de FSH et de LH [95].

C'est une hormone apparentée à l'inhibine qui présente un effet antagoniste à celle-ci, elle peut stimuler la production de FSH [108]. Elle exerce un rôle paracrine en diminuant la synthèse de testostérone LH-induite dans le testicule. Elle inhibe la sécrétion de progestérone au niveau des cellules de la granulosa. Elle a aussi un rôle autocrine et paracrine au niveau hypophysaire où elle est aussi synthétisée en modulant la synthèse de la FSH [99].

Il est probable que l'Activine A joue également un rôle pro-implantatoire en favorisant le phénomène de la décidualisation de l'endomètre [99].

- **Follistatine :**

La Follistatine, isolée à partir du liquide folliculaire, présente une suppression de la sécrétion de FSH, mais sans action sur la GnRH (ni sur la fréquence de pulsation, ni sur l'amplitude). Elle agit sur les cellules de la granulosa en inhibant la synthèse d'oestrogènes [95]. En effet, elle peut moduler l'activité de l'Activine.

## CHAPITRE 04 : BIOTECHNOLOGIES DE LA REPRODUCTION :

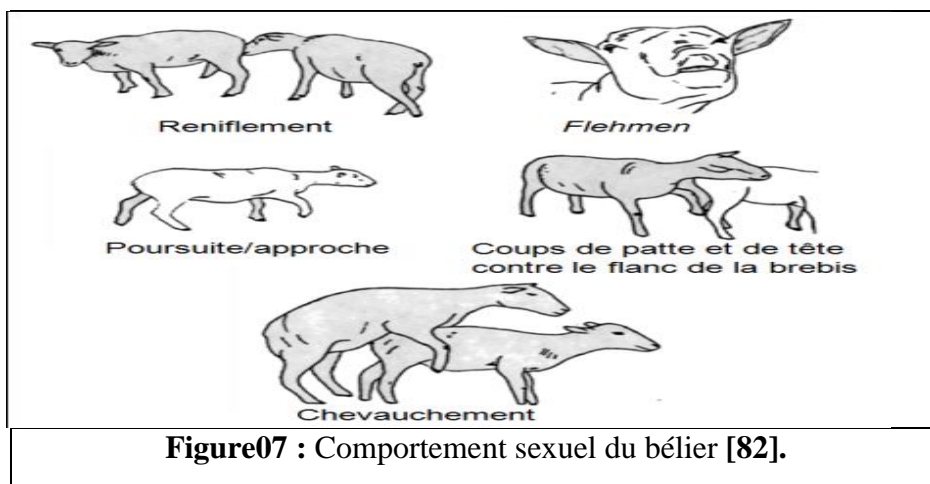
### 4.1 Accouplement :

Lorsque la femelle est en oestrus, elle s'immobilise en présence d'un mâle et accepte le Chevauchement. Lors de l'accouplement, aussi appelé lutte chez les ovins, l'éjaculation par le bélier permet le dépôt des spermatozoïdes dans le vagin contre le col de l'utérus [116]. Même si le comportement sexuel du bélier s'observe à n'importe quel moment de l'année, c'est à l'automne, pendant la saison sexuelle, qu'il est à son maximum d'intensité. Le stimulus déclenchant le comportement sexuel du bélier vis-à-vis une brebis en chaleur est essentiellement olfactif.



**Photo 10** : Comportement sexuel du bélier flehmen [82].

Le bélier stimulé sexuellement démontrera différents signes comportementaux : reniflement de la vulve et de l'urine de la brebis, retoussement de la lèvre supérieure avec la tête relevée (le «Flehmen»), léchage du flanc de la brebis avec entrées et sorties rapides de la langue, bêlements sourds, petits coups saccadés de la patte antérieure contre le flanc de la brebis, coups de tête dans le flanc de la brebis Une fois la brebis immobilisée, donc réceptive, le bélier la chevauchera pour déposer la semence dans le vagin. L'éjaculation est caractérisée par un cambrement rapide du dos du bélier.



**Figure07** : Comportement sexuel du bélier [82].

## 4.2 Insémination artificielle :

### 4.2.1 Historique

Chez les ovins et les caprins, l'insémination artificielle assure la fécondation après le groupage des chaleurs, aux périodes souhaitées par l'éleveur et permet la création ainsi que la diffusion du progrès génétique dans le cadre des schémas de sélection.

Le développement de l'I.A. dans l'espèce ovine s'est fait à partir du rayon de Roquefort (brebis laitières de race Lacaune). Puis, elle s'est développée dans les élevages ovins viandes avec la demande d'une production d'agneaux de contre saison. De quelques milliers, en 1971, l'effectif I.A. est passé à plus de 770 000 en 1995. La progression a été continue, sauf en 1992 et 1993, uniquement dans le secteur ovin viande, où l'on relève une diminution du nombre d'interventions, liée à une conjoncture défavorable pour cette production.

En 1995, sur les 16 centres en activité, 13 sont des structures spécifiquement ovines. L'activité de ces centres est très saisonnée : 72,4 p. cent des I.A. sont réalisées de juin à août. En 1995, 9,9p.cent du cheptel ovin français est inséminé. L'I.A. est beaucoup plus répandue en race laitière, où elle concerne 39p.cent des femelles, contre 75p.cent en vaches laitières [36]. Il faut noter que la création du premier centre d'I.A. bovin a eu lieu en 1945.

### 2.2 Techniques

L'insémination artificielle peut se faire par deux voies : la voie cervicale ou la voie intra-utérine sous contrôle endoscopique et la voie cervicale :

Le principe consiste à déposer la semence dans l'utérus en passant par le cervix. Dès que le col est repéré, l'opérateur introduit l'extrémité du pistolet sous la petite lèvre du cervix, en poussant le pistolet très doucement avec des mouvements de rotation. Si le col peut être franchi la semence est alors déposée dans le corps utérin. Si l'opérateur rencontre une résistance en franchissant le col, il dépose la semence dans le col. La réussite de l'I.A. par cette technique n'est pas liée à une manipulation particulière du cervix, mais plutôt au moment de l'intervention par rapport à l'ovulation [36], [40], [86]. L'insémination artificielle intra-utérine sous contrôle endoscopique

Chez les ovins, la conservation des spermatozoïdes sous forme congelée ne permet pas d'obtenir des niveaux de fertilité suffisamment élevés pour satisfaire les éleveurs. Le dépôt de spermatozoïdes directement dans les cornes utérines les rapproches de l'ampoule, extrémité de l'oviducte où a lieu la fécondation, et augmente donc le taux de fertilité. Par ailleurs, l'I.A. intra-utérine chez les ovins permet d'utiliser un faible nombre de spermatozoïdes sans diminuer la fertilité [36], [86]. Elle permet donc d'augmenter le pouvoir de diffusion des mâles de haute valeur génétique, et autorise la diffusion des mâles à faible production spermatique.

## CHAPITRE 5 : CONTROLE DE LA REPRODUCTION :

### 5 LES OBJECTIFS :

#### 5.1 GROUPEMENT DES MISES BAS :

Cela facilite la surveillance de la lutte, permet le choix des périodes de mise bas en fonction des ressources fourragères ou de l'augmentation des cours par exemple lors des fêtes traditionnelles . permet aussi la réduction de la mortalité néo-natale passe, en particulier, par la surveillance de la mise bas. L'intérêt de pouvoir avancer légèrement la parturition pour qu'elle se produise lorsque du personnel compétent est disponible pour intervenir n'est donc plus à démontrer.

L'induction de la parturition permet également de prévenir certaines dystocies par disproportion fœto-maternelle.

Enfin, le déclenchement de la mise bas présente parfois une indication médicale, pour sauver la mère (lors d'hydropisie des enveloppes ou de momification fœtale) et le(s) produit(s) (lorsque la mère est victime de péritonite, de fracture ou de paraplégie ante-partum). [52]

#### 5.2 LA REPRODUCTION HORS SAISON :

La brebis est une polyoestrienne saisonnière, c'est-à-dire qu'elle démontre une succession d'oestrus pendant une période particulière de l'année. Cette période s'étend généralement des mois d'août à mars, c'est ce qu'on appelle la saison sexuelle. Pendant l'autre portion de l'année, soit d'avril à juillet, la brebis ne démontre pas d'oestrus et est dans une période de repos sexuel appelé contre-saison sexuelle ou anoestrus saisonnier .

Dans l'anoestrus saisonnier, 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 oestral. En effet, l'ovulation et l'expression des chaleurs ne se superposent pas obligatoirement. Dans les périodes de transition entre les saisons de reproduction, on observe souvent des ovulations sans chaleur, ce qu'on appelle des ovulations « silencieuses ». Ce phénomène est caractéristique des cycles courts (5-6 jours entre deux ovulations) observables en début et en fin de saison sexuelle.

Pendant l'anoestrus saisonnier, le pic préovulatoire de LH est absent. L'ovulation ne se produit donc pas, laissant les concentrations de progestérone au niveau basal. On observe également une diminution de la sécrétion de la GnRH qui entraîne une baisse de la fréquence et de l'amplitude de la sécrétion épisodique de LH (1 pulsation toutes les 12 à 24 heures). Comme il a été démontré que l'augmentation de la sécrétion épisodique de LH observée durant la phase folliculaire du cycle oestral est essentielle à la phase finale de la croissance et de la maturation folliculaire, cette baisse de sécrétion de LH observée constitue une explication physiologique logique à l'absence d'ovulation en période anoestrale .

##### 5.2.1 Action dépendante des œstrogènes :

La première explication est issue des nombreux travaux de Fred Karsch et de Sandra Legan sur le contrôle saisonnier de la reproduction chez l'ovine. Ce modèle explique le passage d'une saison sexuelle à une autre par la modification de la sensibilité de l'hypothalamus à l'effet de rétroaction négative des oestrogènes sur la sécrétion de GnRH. L'oestradiol produit par les follicules a une action négative sur la sécrétion de la GnRH et, par le fait même, sur la production de FSH et de LH. En saison sexuelle, ce mécanisme de rétroaction de l'oestradiol sur la GnRH est faible alors qu'en contre-saison sexuelle, il est très intense ) . [149] et [151].

Ainsi, en anoestrus, l'oestradiol inhibe la sécrétion de GnRH et empêche la venue en chaleur et l'ovulation des brebis en diminuant la sécrétion de la LH.

Ces études montrent que la pulsativité de la LH diminue en saison anoestrale par rapport à celle mesurée en saison sexuelle. À l'automne et à l'hiver, l'oestradiol a une faible influence sur la sécrétion de la LH, alors qu'au printemps et à l'été, son action négative est forte. Ce changement de sensibilité à l'oestradiol coïncide avec les transitions entre les saisons sexuelles et anoestrales.

Les changements physiologiques qui contrôlent cette modification de l'intensité de la rétroaction de l'oestradiol sur la GnRH sont encore peu connus, mais on sait qu'ils sont étroitement liés au changement de la durée de la photopériode et qu'ils s'opèrent en deux semaines. Le modèle retenu souligne que durant l'anoestrus, la photopériode de jours longs activerait un ensemble de neurones sensibles à l'oestradiol qui inhiberait l'activité du générateur de pulsations de la GnRH. Ces neurones inhibiteurs ne seraient pas actifs en saison sexuelle) [149].

### 5.2.2 Période de transition « Saison sexuelle - Contre-saison sexuelle » :

À l'approche de l'anoestrus, l'allongement de la durée du jour cause une augmentation de la sensibilité de l'hypothalamus à l'effet rétroactif négatif des oestrogènes sur la sécrétion de GnRH. À la fin de la dernière phase lutéale de la saison sexuelle, la diminution de la progestérone permet une augmentation de la fréquence de la sécrétion de la LH qui entraîne l'augmentation de l'oestradiol, comme observée dans un cycle sexuel « normal ». Cependant, l'hypothalamus est maintenant plus sensible à l'effet négatif de l'oestradiol, et cette augmentation d'oestradiol est maintenant capable à elle seule d'inhiber la sécrétion de LH par son action négative sur la GnRH. L'anoestrus persistera aussi longtemps que l'oestradiol pourra contrôler à lui seul la sécrétion de LH. ). [149]

Les étapes du processus qui mène à la reprise de l'activité sexuelle, entre la fin de la période anoestrus et le début de la saison sexuelle, sont les suivantes). [149]

- L'augmentation des pulsations de LH, causée par une diminution de la sensibilité aux oestrogènes induite par la photopériode de jours courts, stimule le développement folliculaire et la sécrétion d'oestrogènes par les follicules.
- Les oestrogènes atteignent un niveau suffisant pour provoquer un pic de LH.
- Il y a ovulation et production de corps jaunes sans comportement oestral.
- Les corps jaunes auront habituellement une durée de vie limitée soit, 1 à 4 jours (cycle court) due à l'immaturité des follicules ovulés.
- Durant la phase folliculaire suivante, la fréquence des pulsations de LH augmente.
- Les oestrogènes atteignent un niveau suffisant pour provoquer un pic de LH et l'ovulation.
- Cette seconde phase lutéale est d'une durée relativement normale.
- Avec la régression de cette deuxième série de corps jaunes, l'amplitude des pulsations de LH devient plus élevée et provoque la troisième ovulation, qui est accompagnée d'un oestrus suivi d'une phase lutéale normale.

### 5.2.3 Action indépendante des oestrogènes :

En plus d'induire un changement dans la sensibilité de l'hypothalamus à l'oestradiol, la photopériode a également une action indépendante des stéroïdes, une action qu'on pourrait qualifier de « directe ». ). [149].

### 5.2.4. Facteurs de variation de l'anoestrus saisonnier :

Dans les pays tempérés, les ovins manifestent d'importantes variations saisonnières de l'activité sexuelle, qui sont en relation avec la photopériode, la température, l'alimentation ou encore les interactions entre les individus:

#### a. La lumière :

C'est le facteur le plus important. La durée du jour et de la nuit est responsable de la mise en route de l'anoestrus ou de la saison sexuelle [114].

Les jours dits courts sont stimulateurs de l'activité sexuelle et les jours longs sont inhibiteurs. Il existe donc une période d'activité sexuelle maximale qui s'étend en général d'Août à Janvier et une période d'activité minimale de Février à Juillet [112].

#### b. La température:

Une basse température avance la date d'apparition des premières chaleurs d'environ 50 jours, alors qu'une forte température retarde l'apparition des premières chaleurs [6].

#### c. L'introduction des béliers dans le troupeau :

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 [75].

Cette introduction induit dans 2 à 4 jours une ovulation silencieuse, c'est-à-dire non associée à un comportement de chaleur, suivie soit par un cycle ovulatoire de durée 'normale' (voisine de 17 jours) puis d'une nouvelle ovulation associée à un comportement de chaleur, soit par un cycle ovulatoire de durée courte mais constante (6 jours) suivi d'une nouvelle ovulation silencieuse. Après un cycle ovulatoire de durée normale, elle est suivie par une nouvelle ovulation associée à un comportement d'oestrus. Il en résulte que les premières chaleurs apparaissent très tardivement chez les femelles dont l'activité sexuelle est induite par l'introduction des béliers [78].

#### d. Niveau alimentaire :

Une sous alimentation peut entraîner une disparition complète de l'activité ovarienne. Une sous nutrition peut entraîner des chaleurs silencieuses.

Les brebis en sous alimentation ont un taux d'ovulation faible alors que les brebis qui ont subi une suralimentation temporaire ont un taux d'ovulation plus élevé [18].

La prolificité au premier oestrus augmente significativement avec le poids, en plus d'une augmentation du pourcentage des naissances gémellaires chez les brebis les plus lourdes avant ou durant la lutte, celles-ci ont tendance à montrer des cycles oestriques plus fréquents [91]. Les brebis sous-alimentées présentent un risque important de mortalités embryonnaires [9]. Une supplémentation en protéines autour de la période de reproduction, augmente les performances reproductrices des brebis [88].

#### 5.2.5. Anoestrus de lactation :

Suite à l'agnelage des brebis, on constate que certaines d'entre elles ne retournent pas en chaleurs immédiatement, il existe une période durant laquelle on ne peut pas pratiquer la saillie : c'est l'anoestrus de lactation [60].

La durée d'anoestrus de lactation est plus au moins longue selon les individus et l'état corporel. Elle est plus longue chez les brebis allaitantes que chez celles qui sont tarées. En effet, le tarissement précoce des brebis permet d'accroître le taux de fertilité jusqu'à 8 % [117].

Les brebis traitées par les progestagènes et tarées reviennent plus rapidement en chaleur que les brebis allaitantes. Les taux élevés de prolactine et peut-être de cortisol en relation avec la lactation et qui varient avec l'intensité de la stimulation de la mamelle et la production laitière, entraînent un environnement hormonal inadéquat, diminuant fortement la sensibilité de l'hypophyse et de l'ovaire [60], [96].

L'utérus, d'autre part, se trouve incapable d'assurer une nidation pendant les premiers jours après la mise bas. Il doit préalablement subir une involution et retrouver un état anatomohistologique favorable [64].

#### 5.2.6 Sources de variations de la durée de la saison sexuelle :

La reproduction saisonnière du mouton possède une base génétique. Cependant, plusieurs facteurs extérieurs interviennent dans la détermination du début et de la fin de la saison sexuelle. Ces facteurs sont la localisation géographique d'origine de l'animal et celle où il se trouve, la race, l'âge, la lactation, la nutrition et l'environnement. On comprendra donc ainsi aisément qu'il

est difficile d'établir des limites fixes qui détermineraient le début et la fin de la saison sexuelle de chaque race. En effet, trop de facteurs entrent en ligne de compte). [149].

### 1. Localisation géographique :

Généralement, les races d'origine tropicale ont une saison de reproductions plus longues que celles provenant des zones tempérées ou nordiques. Certaines races font cependant exception à cette règle, comme la Dorset, la Romanov, la Finnish Landrace et la Mérinos (et ses races dérivées), qui sont reconnues pour avoir une longue saison sexuelle. De plus, la latitude à laquelle se trouve une race, peu importe sa latitude d'origine, influence la longueur de sa saison sexuelle « naturelle ». [149].

Généralement, elle diminue avec l'augmentation de la latitude (du sud au nord).

Ainsi, les sujets d'une race donnée transportés à une nouvelle latitude « adopteront » un nouveau schéma de reproduction plus typique de la nouvelle région. Cette notion est donc importante lors de l'évaluation des performances de races provenant d'autres pays.

Il faut se rappeler qu'une fois arrivée ici, cette race s'adaptera à son nouvel environnement et les qualités qu'elle possédait dans son pays d'origine pourraient être partiellement perdues une fois l'acclimatation aux nouvelles conditions complétée. [149].

### 2. Race :

Toutes les races de moutons présentent une période d'inactivité sexuelle. Cette période varie en longueur et en intensité en fonction des races. Certaines sont donc naturellement plus « dessaisonnées » que les autres (anoestrus saisonnier moins « profond » ou intense). Une certaine proportion des brebis de ces races parvenant même à maintenir leur cycle sexuel durant presque toute l'année. De façon générale, les races paternelles (Suffolk).

A Canadian, Hampshire, Texel, Oxford) ont un anoestrus plus long et plus profond et sont donc moins dessaisonnées que les races prolifiques (Romanov, Finnish Landrace) ou maternelles (Dorset, DLS, Polypay, Rambouillet, Mérinos). ). [149].

Les variations de l'intensité de l'anoestrus entre les races pourraient être la résultante d'une différence de sensibilité à la rétroaction négative de l'oestradiol pendant la période anoestrals. De plus, les races ne répondraient pas de la même façon aux variations de photopériode. ). [149].

### 3. Âge :

La saison de reproduction est moins longue pour les agnelles que pour les brebis matures. Évidemment, le début de la première saison sexuelle pour les jeunes agnelles dépendra principalement de leur saison de naissance et de leur développement corporel [149].

### 4. Nutrition :

Il semble qu'une sous-alimentation prolongée peut réduire le nombre de cycles oestriques des brebis dans une saison sexuelle. Une mauvaise alimentation ou une mauvaise condition de chair durant la période post-partum causera un retard dans l'apparition des chaleurs, des chaleurs silencieuses, un retard dans l'ovulation, une diminution du taux d'ovulation, un taux de conception faible et une augmentation de la mortalité embryonnaire. Dans ces conditions, l'anoestrus post-partum printanier entraînera la reprise de l'activité sexuelle au début de la nouvelle saison à l'automne par une inhibition de la reprise de l'activité hormonale. [149].

### 5. Environnement :

Le fait que les brebis ajustent la longueur de leur période de reproduction en fonction de leur localisation démontre clairement que l'environnement a un effet important sur la saison sexuelle. Comme nous l'avons vu au chapitre 1, le principal facteur en jeu est la photopériode. Du côté de la température, il est évident qu'elle affecte la reproduction des ovins. Cependant, les changements de température d'une saison à l'autre ne sont pas en cause pour expliquer la reproduction saisonnière du mouton. [149].

### 5.3 LA MISE A LA REPRODUCTION PRECOCE DES AGNELLES :

Le principal objectif de mettre en accouplement les agnelles à un jeune âge est d'accroître la productivité à vie des femelles et de réduire les périodes improductives au minimum.

Globalement, la productivité annuelle du troupeau s'en trouve ainsi améliorée. Un autre avantage réside dans le fait qu'en diminuant l'âge à la première saillie, l'intervalle entre les générations diminue, ce qui augmente le gain génétique de la population résultant de la sélection. Finalement, les coûts de production liés à l'entretien des agnelles avant leur période de production sont réduits au minimum, ce qui améliore la rentabilité de l'élevage.

Toutefois, pour profiter des avantages reliés à la mise en accouplement hâtive des agnelles, il faut connaître, comprendre et bien contrôler les nombreux facteurs qui influencent l'âge à la puberté. Les conditions qui entourent le premier accouplement d'une agnelle ont des répercussions importantes sur son potentiel de production pendant sa durée de vie productive. Ces impacts sont souvent sous-estimés dans un système de production accéléré qui favorise trop souvent la « vitesse » au profit de l'efficacité. La recherche de la « vitesse » nous fait souvent oublier qu'il faut également « rester sur la route », et que la seule façon de le faire est de tenir compte des besoins et contraintes physiologiques liés à l'animal. [33].

#### 5.3.1 Puberté :

La puberté est définie comme l'âge à partir duquel l'individu devient apte à produire des gamètes fécondants et donc à se reproduire. Pour la femelle, cela correspond à l'apparition du premier oestrus, appelé aussi chaleurs. Chez les ovins, les agnelles atteignent leur puberté en moyenne vers l'âge de 6 mois. Cependant, cet âge peut varier de 5 à 15 mois selon de nombreux facteurs comme la race, des facteurs génétiques, l'environnement, l'alimentation, la vitesse de croissance et surtout la saison de naissance. En effet, une agnelle née à la fin de l'hiver ou au printemps atteindra sa puberté lors de la saison normale de reproduction, c'est-à-dire en automne de la même année, vers l'âge de 7 ou 8 mois. Les agnelles nées plus tardivement n'atteindront généralement leur puberté que l'année suivante, vers l'âge de 12 à 15 mois [43].

## 5.4 LE TRANSFERT EMBRYONNAIRE :

### I. intérêts du transfert embryonnaire

Création du progrès génétique

- Accroissement de la pression de sélection
- Accroissement de la précision de sélection
- Réduction de l'intervalle entre générations

Diffusion du progrès génétique

Sauvegarde des races à faible effectif

Garantie sanitaire

Usages commerciaux

### II. techniques du transfert embryonnaire

#### A. Choix et préparation des femelles donneuses et receveuses

##### 1. Choix

##### 2. Préparation et entretien

Identification

Allotement

Traitement antiparasitaire

Alimentation

Surveillance de la parturition

#### B. Traitement hormonal des donneuses et receveuses

##### 1. Contrôle de l'oestrus : éponges surtout.

##### 2. Stimulation ovarienne

Induction de la superovulation chez la donneuse : FSH 4-8 inj. à la fin surtout.

Induction de l'oestrus et de l'ovulation chez la receveuse : éponge + PMSG.

Synchronisation des ovulations chez les donneuses

#### C. La détection de l'oestrus

#### D. La fécondation des femelles donneuses

##### 1. Sélection et préparation des mâles

##### 2. Saillie naturelle

##### 3. Insémination artificielle

- Cervicale

- Intra-utérine sous contrôle endoscopique

#### E. La collecte des embryons

##### 1. Principe général

##### 2. Milieu de collecte et de conservation

##### 3. Méthodes de récolte des embryons

- Collecte par voie cervicale

- Collecte chirurgicale (laparotomie)

- Collecte par endoscopie

F. Recherche, estimation de la qualité, lavage des embryons avec une loupe binoculaire.

#### G. La transplantation

##### 1. Facteurs de réussite du transfert

##### 2. Méthodes de transfert

- Voie cervicale

- Voie chirurgicale (laparoscopie)

- Transfert sous contrôle endoscopique

- Transfert semi-endoscopique

#### H. La conservation des embryons

##### 1. Refroidissement à + 4° C

##### 2. Congélation

#### I. La duplication de l'embryon [16].

## 5.5 METHODES DE SYNCHRONISATION DES CHALEURS :

### 5.5.1 Moyens zootechniques :

#### 5.5.1.1. Alimentations :

Chez la brebis, le poids vif avant la lutte reflète l'état nutritionnel moyen du troupeau et présente une influence déterminante sur le taux d'ovulation, la fertilité et la prolificité. Pour améliorer les performances de reproduction, on a recours au flushing, qui consiste à augmenter temporairement le niveau énergétique de la ration, de façon à compenser les effets d'un niveau alimentaire insuffisant ou d'un mauvais état corporel [128].

En pratique, l'apport de 300 grammes d'aliment concentré supplémentaire par brebis et par jour, trois semaines avant et trois semaines après la lutte permet d'augmenter le taux d'ovulations et réduit la mortalité embryonnaire [8]

- L'effet du flushing est d'autant plus marqué que l'on s'éloigne de la saison sexuelle. Il dépend de la quantité d'aliment concentré distribué [87].

- L'effet du flushing est peu marqué chez les agnelles car leur prolificité dépend essentiellement du stade de développement du tractus génital, donc du niveau alimentaire antérieur [133].

- La supplémentation en protéines, donnée sous forme de lupin, repas de graines de soja et des graines d'arachide durant 2 semaines avant la lutte et 2 semaines après favorise une augmentation considérable du taux des mises bas (approximativement 20%) [10].

#### 5.5.1.2. Effet bélier :

##### 5.5.1.2.1 Principe :

Chez la brebis, la durée de l'isolement sensoriel doit être au minimum de trois semaines. [7] et [119].

Deux périodes d'activité sexuelle intense se produisent autour des 18e et 24e jours suivant l'introduction des béliers La période d'accouplements des brebis se trouve ainsi regroupée sur environ 10 jours. [149].

Chez les races ovines peu sensibles aux variations photopériodiques, "l'effet bélier" permet d'augmenter la proportion de brebis saillies sur le premier cycle et avance ainsi la date des agnelages tout en les regroupant. Cet effet n'est cependant utilisable que pendant une courte période précédant la saison de reproduction [7] et [119].

C'est l'odeur dégagée par le mâle, via la production d'une ou de plusieurs phéromones contenues dans le suint (graisse qui imprègne la laine), qui semble être la cause des événements physiologiques conduisant au déclenchement de l'activité sexuelle. [149].

Ainsi, le contact direct entre mâle et femelle n'est pas nécessaire pour induire la réponse hormonale chez la brebis. Elle peut être déclenchée même si les animaux sont séparés par une clôture. Comme la production des phéromones du suint est sous la dépendance des androgènes, hormones produites par les testicules, un animal castré est inefficace pour induire l'effet bélier. [151].

##### 5.5.1.2.2 Sur le plan hormonal :

###### 1- Cycle normal après l'introduction du bélier (environ 50 % brebis en anoestrus léger):

Durant la saison d'inactivité sexuelle, la sécrétion de LH est très faible. L'introduction du bélier cause une augmentation très rapide de la fréquence et de l'amplitude des pics de LH qui entraîne une ovulation spontanée dans les 50 h suivant la mise en contact avec le bélier. Cependant, cette première ovulation n'est généralement pas accompagnée du comportement oestral (« ovulation silencieuse »). Dans environ la moitié des cas, la formation de corps jaunes fonctionnels suite à cette ovulation donnera une première chaleur environ 17 jours plus tard donnant un premier pic d'activité sexuelle vers 18 jours après l'introduction du bélier. [149].

## 2- Cycle court après l'introduction du bélier :

Chez l'autre moitié des brebis, on aura un cycle court, induit par la formation des corps jaunes non-fonctionnels provoqué par l'introduction du bélier (figure 4.3). Ces corps jaunes régresseront hâtivement 6 à 7 jours après le pic de LH pour permettre un nouveau pic de LH environ 8 jours après la mise au bélier. Ces deux pics de LH ne sont pas associés à une chaleur (deux ovulations silencieuses). C'est ce deuxième pic de LH qui permettra la formation de nouveaux corps jaunes fonctionnels qui régresseront normalement après 14 jours pour permettre une première chaleur, soit vers 25 jours après l'introduction des béliers [149].

### a) Utilisation.

Cette technique est utilisée pour avancer la saison de reproduction des brebis à la fin de l'été, ou pour induire l'activité sexuelle vers la fin de la saison naturelle (début du printemps). Elle donne de bons résultats lorsqu'elle est utilisée pas plus de 4 semaines avant le début de la saison sexuelle naturelle ou dans les 4 semaines suivant la fin de la saison. Elle peut être également pratiquée pour aider les agnelles à établir une régularité dans leurs oestrus durant la période entourant la puberté [151].

### b) Procédure d'utilisation :

De récentes études tendent à montrer que l'isolation stricte ne serait pas nécessaire. Par exemple, l'effet bélier a été déclenché chez des brebis isolées des béliers depuis seulement deux semaines. S'il est vrai que les brebis continuellement exposées au même bélier deviennent réfractaires ou insensibles à son effet, l'introduction de nouveaux béliers inconnus des brebis déclenche l'activité sexuelle de celles-ci. Ceci laisse croire que ce sont les nouveaux signaux visuels, olfactifs et comportementaux, ou un changement dans leur intensité qui cause la stimulation des brebis [149].

L'isolation des mâles par des barrières est généralement suffisante pour empêcher l'effet bélier de se produire lorsque les brebis sont récemment tariées ou pour une race peu désaisonnée, donc moins sensible à cet effet. [149].

Pour les brebis tariées depuis longtemps et les races désaisonnées, il est préférable de les isoler de la vue, du son et de l'odeur des béliers. Un contact occasionnel entre les béliers et les brebis, une exposition de quelques heures par exemple, n'a pas d'effet positif ou négatif et ne compromettra pas l'utilisation ultérieure de la technique [149].

### Remarque :

Les agnelles et les antenaises répondent moins bien à "l'effet bélier" que les brebis adultes [21]. Chez les brebis en anoestrus de lactation, la reprise de l'activité sexuelle est plus importante avec "l'effet bélier" qui constitue le stimulus le plus important (4). Avec cette technique, les résultats obtenus chez la race Barbarine sont encourageants puisque 90 % à 100% d'ovulations induites ont été obtenues chez des femelles non cyclées mises aux béliers 25 à 35 jours après la mise bas [118]. Cependant, à 15 jours du part, l'introduction des béliers n'a induit que 70 % d'ovulations [21].

L'effet bélier ne sera optimisé que moyennant le respect de quelques conditions préalables : On évitera de pratiquer au cours du mois précédant la lutte, des interventions « stressantes » telles la tonte, les vaccinations, le déparasitage, la taille des onglons, le changement d'environnement.

Compte tenu de la longueur du cycle spermatogénique (60 jours), la préparation des béliers commencera deux mois avant la lutte : examen du tractus génital, examen du sperme, augmentation de la surface d'hébergement pour augmenter l'activité physique.

Mise en place d'un flushing chez les mâles et les femelles deux mois avant la lutte.

Respecter le sexe ratio : pour la lutte de printemps, il est recommandé de ne pas dépasser 30 brebis par bélier. Lors de la lutte d'automne, la proportion peut être de 40 à 50 brebis par bélier. Pour les jeunes béliers (18 à 20 mois), le nombre de brebis sera limité à 20 au printemps et à 30 en automne.

Limiter en automne la lutte à 4 voire 6 semaines, au printemps à 2 mois. En cas de lutte en main, il faut prévoir un nombre plus élevé de béliers (un bélier pour 5 à 7 brebis) [30].

#### 5.5.1.3 Programme lumineux :

En général, les jours longs sont « inhibiteurs » de l'activité sexuelle alors que les jours courts sont « stimulateurs ».

Plusieurs recherches ont montré que des modifications artificielles de la période d'éclairement permettent d'amorcer la reprise des activités de reproduction à un moment de l'année où elles sont naturellement inhibées. Ainsi, grâce au traitement de photopériode, on peut manipuler le cycle circadien (horloge biologique interne) des animaux

Le principe général consiste à créer une période de luminosité artificielle durant une partie ou encore toute l'année [149].

Cependant, pour stimuler l'activité sexuelle des brebis, il ne suffit pas de les maintenir en jours courts, car après une exposition prolongée à une durée du jour relativement fixe (jours courts ou longs), les brebis ne répondent plus au stimulus photopériodique. Ainsi, pour stimuler les brebis, il est donc nécessaire de faire alterner les jours courts (JC) avec les jours longs (JL). En d'autres termes, pour obtenir l'effet souhaité avec les JC, soit la reprise de l'activité sexuelle, les sujets doivent avoir été préalablement exposés à un programme de (JL).

[147] L'induction des chaleurs en contre-saison par la modification de la photopériode est une option intéressante pour les producteurs ovins. Cette technique répond à tous les critères recherchés par les éleveurs et l'industrie. Elle est économique (1,00 \$/brebis pour les coûts d'électricité ; Castonguay et Lepage, 1998). Elle donne généralement d'excellents résultats de fertilité lors d'accouplements au printemps (équivalents à la saison sexuelle soit plus de 85 % ; Lepage et Castonguay, 1999), puisqu'elle induit une activité sexuelle intense en contre-saison pendant une période relativement prolongée. De plus, elle contribue à réduire l'utilisation d'hormones exogènes, un critère de plus en plus important pour les consommateurs [148].

Il existe de nombreux programmes lumineux dont les objectifs diffèrent : améliorer la fertilité des brebis en contre-saison, avancer la saison sexuelle normale, préparer les béliers aux accouplements en contre-saison ou avancer la puberté des agnelles [148].

En pratique, la méthode consistera à éclairer la bergerie (tubes néons si possible car c'est moins agressifs pour les yeux ou halogènes fournissant 200 lux au niveau des yeux des animaux) pendant 15 à 18 heures, d'une part dès 6 heures du matin jusqu'à l'aube et d'autre part du crépuscule jusqu'à 24 heures. La phase d'éclairement en jours longs doit durer au moins 75 voire 90 heures. Cette phase de jours longs est suivie d'une phase de jours courts qui correspondra à l'éclairement naturel si la phase de jours longs se termine avant mi-mars. Si ce n'est pas le cas, la phase de jours courts est créée en occultant la bergerie. Le retour des jours courts déclenche l'apparition des chaleurs dans les jours qui suivent [41] et [44].

Avec cette technique, il est possible d'obtenir un programme de 3 agnelages en 2 ans. Elle peut être pratiquée dans les grandes unités d'élevages, son inconvénient : c'est qu'elle est très coûteuse et nécessite des locaux très spéciaux [190].

#### 5.5.2. Moyens Hormonaux :

Les traitements hormonaux de contrôle du moment de l'oestrus et de l'ovulation sont utilisés dans les élevages depuis plus de trente ans. Trois approches ont été évaluées pour synchroniser l'oestrus, elles consistent en utilisation d'un agent lutéolytique seul et/ou un progestatif et/ou la mélatonine [124].

### 5.5.2.1 Moyens lutéolytiques (Prostaglandine F2 $\alpha$ et analogues) :

La prostaglandine F2 et ses analogues peuvent être utilisés pour synchroniser les chaleurs de brebis cyclées. Les propriétés lutéolytiques de ces molécules permettent une régression du corps jaune et une chute des taux de progestérone plasmatique. L'augmentation des quantités de gonadotropines sécrétées par l'hypophyse stimule les croissances folliculaires et l'apparition de chaleurs dans les 48 à 72 heures [145].

Différentes molécules sont disponibles sous forme injectable. Étant donné que le corps jaune n'est sensible aux prostaglandines qu'entre le 5<sup>ème</sup> et le 14<sup>ème</sup> jours du cycle, deux injections à 11-14 jours d'intervalle sont nécessaires pour obtenir une bonne synchronisation. L'importante variabilité des réponses et la nécessité de ne traiter que des brebis cyclées expliquent l'utilisation très limitée de cette méthode sur le terrain [145].

Les prostaglandines peuvent jouer des rôles très importants en reproduction incluant : la sécrétion des gonadotrophines ; l'ovulation de certaines espèces ; la régression ou la lutéolyse du corps jaune par le contrôle du cycle sexuel ; produisent la motilité et les contractions utérines ; des effets ocytotiques pendant la parturition et le transport des spermatozoïdes dans les voies génitales femelles ; elles sont aussi impliquées dans la relaxation et l'effacement du col utérin pendant la parturition chez la jument, la brebis et la femme [145].

Lorsque le corps jaune est immature ou encore en développement, les prostaglandines n'ont aucun effet sur lui ; c'est pour cette raison qu'il est conseillé en synchronisation des chaleurs, d'utiliser une double dose de prostaglandine (à 8 jours d'intervalle chez la brebis), pour arriver à synchronisation la majorité des femelles traitées [145].

Par ailleurs, la fertilité obtenue à la suite de ces œstrus induits est en générale faible, sans doute à cause de la courte période d'imprégnation de l'utérus par la progestérone [149].

#### a) Injection unique :

La maîtrise de la phase lutéale chez les femelles cyclées peut être obtenue en faisant appel à la PGF2 $\alpha$  seule. Chez la brebis, le dinoprost est lutéolytique à la dose de 20 mg, pour le cloprosténol, la plupart des auteurs recommandent l'utilisation d'une dose comprise entre 100 et 125 mcg [92].

Chez les petits ruminants, la PGF2 $\alpha$  n'induit la lutéolyse que pour la phase allant du 5<sup>ème</sup> au 14<sup>ème</sup> jour du cycle. La progestéronémie diminue au cours des 24 heures suivant l'injection alors que l'oestradiol chute vers 48 heures après et le pic de FSH est observé 24 heures après l'administration de PGF2 $\alpha$ . L'œstrus apparaissant chez la brebis dans un délai de 38 heures en moyenne et l'ovulation survenant à 93 heures de l'injection [32] et [31].

#### b) Injections répétées :

Chez la brebis, en cas d'une double injection de 125 mcg de cloprosténol, un intervalle de 11 jours sera préféré à un intervalle de 9 ou de 10 jours, les chaleurs apparaissent 53 heures en moyenne après la seconde injection de cloprosténol [138].

Cette méthode lutéolytique présente des limites d'utilisation chez les ovins. En effet, pendant l'anoestrus saisonnier ou post-partum, les ovaires sont en repos et par conséquent insensibles à l'action des prostaglandines [4].

### 5.5.2.2 Progestérone et progestagènes :

Les progestagènes sont des produits synthétisés à partir de la progestérone ou de la nortestostérone. L'administration de ces produits permet de mimer la phase lutéale du cycle sexuel : Au cours d'un cycle sexuel normal, on observe une sécrétion élevée de la progestérone qui dure environ 14 jours (phase lutéale) et qui empêche la venue en chaleur de la brebis. Suite à la régression des corps jaunes des ovaires, le niveau sanguin de la progestérone baisse et permet l'apparition d'une nouvelle chaleur. [149].

On distingue plusieurs procédés :

### A. Les éponges vaginales :

Les produits utilisés sont :

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. Le principe d'action de l'éponge vaginale est simple : on tente de recréer un cycle sexuel normal en imitant les conditions hormonales retrouvées durant les différentes périodes du cycle. [148].

Cette éponge contient une substance de synthèse analogue à la progestérone qui diffuse à travers la muqueuse vaginale et agit comme la progestérone naturelle : elle bloque la sécrétion des hormones responsables des événements physiologiques liés à l'apparition des chaleurs et à l'ovulation. L'éponge est retirée 14 jours après la pose pour permettre la reprise de l'activité ovarienne qui induira le début d'une chaleur qui mènera à l'ovulation.

Généralement, Au moment du retrait de l'éponge, on injecte de la PMSG (« Pregnant Mare Serum Gonadotropins », gonadotrophine extraite du sérum de jument gestante) afin de stimuler le développement des follicules ovariens, de la même façon que l'hormone FSH endogène. [148]. Les modalités pratiques d'utilisation de progestagène (FGA) sont présentées dans le Tableau 4.4. Les taux de gestation obtenus après une seule insémination artificielle sont compris entre 59 et 65 % [140].

**Tableau 5:** Les différents moyens d'utilisation de (FGA) sous forme d'éponges vaginales chez les ovins [140].

Paramètres	Saison sexuelle	Contre saison
Dose de FGA	40 mg	30 mg
Durée du traitement	14 jours	12 jours
Dose d'ECG	300 à 600 UI	400 à 700 UI
Moment d'injection	Au retrait	Au retrait
Moment de la saillie (monte en main)	48 à 60 h 1 bélier / 10 brebis 1 bélier / 7 à 8 agnelles	48 à 60 h 1 bélier / 5 brebis 1 bélier / 3 à 4 agnelles
Moment d'insémination	Brebis : 55 heures Agnelle : 52 heures	Brebis : 55 heures Agnelle : 52 heures
Intervalle minimal parturition - traitement	60 jours	75 jours

### 5.5.2.3 La mélatonine :

L'utilisation de la mélatonine permet d'obtenir un déclenchement plus précoce de la saison de reproduction des brebis, en même temps qu'un raccourcissement de la période de lutte ainsi qu'une amélioration de la fertilité et de la prolificité [154].

La durée optimale pour obtenir un déclenchement plus précoce des ovulations chez au moins les 2/3 des animaux traités, est supérieur à 36 jours mais inférieur à 93 jours. Il faut avoir au moins 36 jours du traitement afin que la cyclicité ovarienne soit établie de façon régulière [154].

La dose de mélatonine libérée de manière régulière doit permettre d'obtenir des concentrations voisines des niveaux observés pendant la période de jours courts (JC) chez des femelles témoins soit 120 pg/ml [154].

### A)Brebis

Chez la brebis, la mélatonine avance la saison sexuelle (45 jours au maximum par rapport à la date normale de reproduction sans traitement). Cette activité a été clairement démontrée sur de nombreuses races de brebis dans le monde. Ainsi, des brebis de race Suffolk traitées à partir du 18 juin par la mélatonine sous forme d'implants sous-cutanés ou sous forme de distribution quotidienne dans l'alimentation démarrent leur saison de reproduction respectivement 52 et 50 jours plus tôt que les brebis témoins non traitées [45] et [34]. Le retrait n'est pas nécessaire puisque l'implant est biodégradable

La durée du traitement nécessaire à l'obtention d'une activité ovulatoire chez plus de 70% des brebis est comprise entre 36 et 90 jours. La dose efficace est celle qui permet d'obtenir une concentration plasmatique au moins égale à 50% de celle enregistrée pendant la nuit.

Pour les concentrations qui sont inférieures à ce seuil, la réponse dépend du niveau endogène de la mélatonine propre à chaque brebis. Elle dépend également du caractère saisonnier des races traitées. Les races peu saisonnées peuvent être traitées en Avril. Par contre les races plus saisonnées doivent être traitées plus tardivement, c'est-à-dire à la fin du printemps (Mai) ou en été [89].

Chez certaines races peu saisonnées (Queue Fine de l'Ouest et Noire de Thibar), la mélatonine permet d'obtenir un déclenchement plus précoce de la saison de reproduction, elle favorise un démarrage précoce des agnelages dans le sens du regroupement des mises bas et un accroissement des agnelages doubles et / ou triples [21]. Le pic d'activité sexuelle s'observe 60 jours environ après le début du traitement, selon le moment de mise en place du traitement, les écarts sont compris entre 2 et 6 semaines.

Témoignant d'une grande innocuité et d'un délai d'attente nul (lait, viandes, abats), la mélatonine présente un intérêt zootechnique certain puisqu'elle permet d'augmenter de 2 à 23 le nombre d'agneaux obtenus pour 100 brebis traitées [1]

La synchronisation des chaleurs par les implants de mélatonine donne les mêmes résultats (fertilité et prolificité) que chez les brebis traitées par les éponges vaginales imprégnées de progestagènes associées à l'eCG [65] et [51].

**En pratique :** Chez la brebis conduite en lutte naturelle, un implant sous-cutané de mélatonine (Mélovine™) est inséré de 30 à 40 jours avant l'introduction des béliers. Les différents essais réalisés depuis plusieurs années chez 5 races françaises, et qui mettaient en comparaison, dans les mêmes élevages, des femelles traitées et des femelles témoins, montrent que la fécondité des brebis traitées est très supérieure à celle des brebis témoins (16 agneaux nés en plus pour 100 brebis mises en lutte). Les dates moyennes de mise bas sont plus précoces et moins étalées chez les traitées que chez les témoins. Chez la brebis également, cette fois-ci en association avec un traitement hormonal de synchronisation de l'oestrus et une insémination artificielle, la fécondité des brebis traitées, pour l'ensemble oestrus induit plus retours, est aussi très significativement supérieure à celle des brebis témoins (30 agneaux nés en plus pour 100 brebis mises à la reproduction) [153].

### B)Bélier :

Chez le bélier, l'insertion d'implants permet une avance de la croissance testiculaire et une amélioration de la production spermatique. Si l'on souhaite obtenir une activité spermatogénétique intense en pleine contre-saison, comme chez les males des centres d'IA, il est nécessaire de faire procéder la pose de l'implant d'une période de jours longs réels ou mimés par une heure d'éclairage nocturne. Un tel traitement stimule la croissance testiculaire, améliore le comportement sexuel, la production spermatique et augmente la fertilité après IA, par rapport aux béliers non traités. Il est également possible de faire subir aux béliers reproducteurs une

alternance d'un mois de jours longs et d'un mois de jours courts, ce qui induit le maintien d'une activité spermatogénétique élevée et constante pendant plusieurs années. [153].

Chez le bélier soumis à 2 mois d'éclairement supplémentaire associé à un traitement par la mélatonine, le poids testiculaire reste supérieur à celui des témoins pendant environ 100 jours (Figure 4.2). Cette augmentation du poids testiculaire s'accompagne d'une amélioration de la quantité et de la qualité des spermatozoïdes produits par rapport aux béliers témoins [136]. En effet, après leur période de pleine activité sexuelle en contre-saison, les mâles traités subissent une diminution de cette activité située à la période où les animaux non traités sont pleinement actifs. Ce contrecoup du traitement n'est pas gênant pour les centres de collecte de sperme pour IA qui ont une forte demande de semence seulement au printemps, puisque les mâles ne sont pas utilisés à l'automne [105]et [122].

### 5.5.3 Méthodes combinés :

#### 5.5.3.1 Combinaison du traitement Progestérone-eCG avec l'oestradiol 17 $\beta$ :

Ce traitement a été utilisé par Floch et Cognie (1985) [76], sur les brebis de races différentes à savoir Mérinos d'Arles et Rasa Aragonesa pendant la période d'anoestrus dans les deux mois suivant l'agnelage. L'emploi d'implant de progestérone associé à deux injections de 1000 UI d'eCG à 16 jours d'intervalle, donne 94% de fertilité pour la brebis de race Mérinos d'Arles et 76% pour la race Rasa Aragonesa, alors que l'injection de 30 microgrammes d'oestradiol 17 $\beta$  avant la saillie baisse 50% le taux de fertilité.

#### 5.5.3.2 Synchronisation des chaleurs par les éponges vaginales imprégnées de progestagènes :

##### A-Eponges vaginales associées à l'eCG :

Chez les brebis traitées par les progestagènes, il est indispensable de prévoir un traitement complémentaire à base d'eCG (équine Chorionique Gonadotrophine) [24].

Cette hormone possède une activité 80% FSH et 20% LH [129]. Elle permet de réduire l'intervalle entre le retrait de l'éponge et le début d'oestrus [105] et [104].

En absence d'eCG, la fertilité et la prolificité sont faibles au premier oestrus qu'au deuxième après le retrait des éponges. Par contre, lorsque les brebis reçoivent l'eCG, ces différences entre premier et deuxième oestrus disparaissent (Tableau 6) [104].

**Tableau 02 :** Influence de l'eCG sur la fertilité, la prolificité et la fécondité après traitement progestatif des brebis Lacaune pendant la saison sexuelle [83].

Insémination effectuée à l'oestrus	Fertilité en %	Prolificité en %	Fécondité en %
<b>Expérience I</b> 1er oestrus (sans ECG)	54,5	147	83,8
	2 <sup>ème</sup> oestrus	72,2	150,5
<b>Expérience II</b> 1er oestrus (avec ECG)	69	139,4	96,2
	2 <sup>ème</sup> oestrus	71,8	132,3

Comme les facteurs qui influencent la réponse des brebis à la PMSG sont très nombreux. La dose d'ECG doit être adaptée : à la saison, à la race, à l'âge et au moment d'introduire le bélier.

## a) Saison de l'année :

L'utilisation de la PMSG n'est pas indispensable en saison sexuelle. Par contre, il est nécessaire de l'utiliser pour les inséminations artificielles et pour la synchronisation en contre saison. En général, plus la période de reproduction induite est éloignée de la saison de reproduction naturelle, plus la dose de PMSG doit être élevée [101]

## b) Race :

Les brebis prolifiques sont plus sensibles à la PMSG, il faut donc réduire la dose. Les races dessaisonnées exigent également une quantité moindre de PMSG [101].

## c) Age :

On diminue la dose de la PMSG à administrer aux agnelles de façon à éviter une superovulation qui pourrait être nuisible lors de l'agnelage en produisant une augmentation de la taille de la portée à un niveau non souhaitable pour un premier agnelage.

Une dose trop faible peut ne pas provoquer l'ovulation alors qu'une dose trop forte entraînera une superovulation, deux conditions menant à une diminution de la fertilité. De façon générale, il faut donc ajuster la dose pour chaque troupeau et génotype spécifique en fonction des résultats antérieurs et surtout en fonction du niveau de productivité souhaité [42].

**Tableau 03 :** Dose de PMSG à administrer en fonction du génotype, du type de femelle et de la période de l'année [42].

<b>PERIODE D'ACCOUPLEMENT</b>			
<b>Race</b>	<b>Femelle</b>	<b>Saison 1er août au 28 février</b>	<b>Contre saison 1er mars au 31 juillet</b>
Romanov Finnois	Brebis Agnelle	300 U.I de PMSG	400 UI PMSG
Rideau Outaouais	Brebis Agnelle	300 – 400 UI PMSG 300 UI PMSG	400 – 500 UI PMSG 400 UI
Polypay Dorset	Brebis Agnelle	400 – 500 UI PMSG 300 – 400 UI PMSG	500 – 600 UI PMSG 400 – 500 UI PMSG
Suffolk Texel	Brebis Agnelle	500 – 600 UI PMSG 400 UI PMSG	600 – 700 UI PMSG 500 UI PMSG

## d) Mise au bélier :

Plus de 90% des femelles viennent en chaleur entre 24 et 48 heures après le retrait de l'éponge, avec une moyenne d'environ 36 heures. L'ovulation se produit environ 24 h après le début des chaleurs, ce qui donne un intervalle retrait de l'éponge – ovulation d'environ 60 h. Le taux de fertilité des brebis est maximal quand les saillies sont réalisées vers la fin de la chaleur soit près de l'ovulation. Ce qui recommande d'attendre 48 h après le retrait de l'éponge avant d'introduire les béliers avec les brebis [137].

Finalement, la présence d'anticorps anti-eCG consécutive à l'administration répétée du traitement progestagène-eCG au cours de la vie de la femelle constitue aussi une cause de variabilité du moment de l'oestrus et de l'ovulation après traitement hormonal. Les niveaux élevés d'anticorps anti-eCG sont associés à un retard de l'apparition de l'oestrus et du pic de LH après le retrait de l'éponge [129].

L'étude de l'efficacité de l'eCG par différentes voies d'administration a montré que l'injection sous cutané donne les meilleurs taux de fertilité et de prolificité [129].

#### B. Eponges vaginales associées à la PGF2 $\alpha$ :

Chez les brebis cyclées, la synchronisation de l'oestrus peut être obtenue par un traitement combinant les progestagènes et la PGF2 $\alpha$  [59].

Cette association met en évidence l'intérêt potentiel d'un traitement progestatif court, qui donne les meilleurs résultats de fertilité et de fécondité (Tableau 8) [59].

Davies et al, (2008) [70] ont montré que les ovulations survenant après utilisation des progestagènes et la PGF2 $\alpha$  sont liées à l'action directe de la PGF2 $\alpha$  au niveau de l'ovaire et non pas à la baisse rapide de la progestérone [32].

**Tableau04** : Comparaison de 3 traitements de synchronisation utilisant les PGF2 $\alpha$  chez la brebis cyclée au traitement progestagène classique [70].

Effectif	Traitement	Posologie	Délai d'apparition des chaleurs en heures	Fertilité à l'oestrus induit en %	Fécondité à l'oestrus induit en %
17	Cloprostérol	2 fois 100 mcg à 14 jours d'intervalle	38 $\pm$ 7,3	64,7	75,6
17	Cloprostérol	2 fois 200 mcg à 14 jours d'intervalle	42,5 $\pm$ 7,7	68,7	81,2
17	FGA + Cloprostérol	Eponge 30mcg FGA pendant 8 jours + 100 mcg Cloprostérol à J 7	39,5 $\pm$ 7,3	70,6	105,9

#### C. Eponges vaginales associées à l'effet bélier :

L'association d'un traitement progestagène à "l'effet bélier" est une perspective intéressante pour l'obtention d'une meilleure synchronisation des chaleurs et l'utilisation de l'insémination artificielle [104].

Lindsay et al, (1982) [104], ont trouvé des résultats similaires lors de l'utilisation de "l'effet bélier" seul (la fertilité est de 70,6 % et la prolificité est de 1,16) ou combiné aux traitements progestatifs (la fertilité est de 71,4 % et la prolificité est de 1,17).

L'introduction des béliers dans le troupeau des femelles immédiatement après l'arrêt du traitement progestagène est équivalente à une administration d'eCG, tout en réduisant la proportion de portées supérieures ou égales à trois. Des inséminations artificielles sont possibles si des béliers vasectomisés sont utilisés. Le moment d'insémination par rapport au retrait du

traitement progestagène doit cependant être modifié par rapport à un traitement classique, la présence des béliers suscite une apparition plus précoce de l'ovulation [137].

L'exposition des brebis traitées par les progestagènes à "l'effet bélier" augmente la sécrétion de LH et d'oestradiol, ce qui conduit à un début plus rapide d'oestrus [102]et [137].

#### D. Eponges vaginales associées à la GnRH :

En saison sexuelle, il est possible de synchroniser les brebis prolifiques sans utiliser l'eCG, l'insémination doit être retardée 65 heures après le retrait de l'éponge. Pour les non prolifiques, les résultats sont moins concluants. Pour les prolifiques, l'addition d'une injection de GnRH à 48 heures n'améliore que très peu la fertilité. Pour les non prolifiques, l'injection de GnRH à 54 heures améliore la fertilité des brebis inséminées à 65 heures. En conclusion il est nécessaire de tenir compte de la prolificité de la brebis dans l'élaboration d'un programme de synchronisation utilisé en insémination artificielle [17].

Bartlewski et al, (2004) [38] ont travaillé sur deux lots de brebis qui ont subi au préalable un traitement de synchronisation par les éponges vaginales imprégnée de MAP.

Le premier lot a reçu une injection de GnRH immédiatement après le retrait des éponges, la GnRH n'avait aucun effet sur le taux de l'ovulation ou la proportion des brebis qui ont ovulé.

Le deuxième lot qui a reçu une injection de GnRH 24 heures après le retrait des éponges, la GnRH a augmenté les ovulations et il y a un allongement des phases lutéales chez 100% des brebis [17]

Chez la brebis, l'injection de GnRH, 24 à 44 heures après traitement progestagènes avance le début d'oestrus et réduit la variabilité du moment d'ovulation [17].

L'utilisation de la busériline (analogue de GnRH) après un traitement par les éponges vaginales et l'eCG provoque une augmentation de sécrétion de la progestérone et une baisse des oestrogènes, ce qui favorise la réduction et la suppression des récepteurs de l'ocytocine au niveau de l'endomètre et par conséquent une baisse de sécrétion de la PGF2 $\alpha$ , d'où une meilleure survie de l'embryon [42].

#### 2.3.5. Association mélatonine avec un traitement hormonal de Synchronisation :

##### Association mélatonine avec un traitement hormonal de synchronisation :

Lorsque le traitement par les progestagènes est appliqué à contre-saison les femelles non fécondées à l'oestrus induit ne reviennent pas en chaleurs un cycle plus tard et il faut souvent attendre plusieurs semaines, voire plusieurs mois, pour que celles-ci se manifestent.

Il est donc intéressant de mettre en évidence le bénéfice d'une association des progestagènes avec la mélatonine. Cette dernière pourrait déclencher l'activité sexuelle (cyclicité) et donc favoriser les retours en chaleurs plus précoces chez les femelles non gravides suite au traitement hormonal d'induction [20].

Dans le but d'étudier les effets de l'utilisation des implants associés à un traitement hormonal de synchronisation des oestrus sur la fertilité et la prolificité à l'oestrus induit par le traitement et sur la fertilité et la prolificité chez les femelles non fécondées après l'IA, on a utilisé un traitement (éponge vaginale à 30 mg de FGA et 500 à 600 UI d'eCG). Une seule IA est réalisée 55 heures après le retrait de l'éponge. L'IA a lieu en moyenne 34 jours après la pose de l'implant (31 à 41 jours selon les élevages). Les béliers utilisés pour assurer les fécondations sur retours en oestrus des femelles vides après le traitement hormonal de synchronisation sont introduits après le cinquième jour qui suit l'IA, les résultats obtenus ont montré que la combinaison (FGA, eCG et mélatonine) a nettement augmenté les performances de reproduction par rapport au lot témoin (Tableau 9) [20].

**Tableau 05** : Fertilité, prolificité et fécondité des brebis de race Lacaune traitées par la combinaison (FGA, eCG et mélatonine) et les brebis témoins [57].

	Fertilité en %	Prolificité en %	Fécondité en %
FGA + ECG + Mélatonine	80	171	137
Témoin	69	159	109




Indépendamment de la méthode de reproduction en contre-saison utilisée, les performances reproductrices sont étroitement liées à la qualité de la conduite à la fois des brebis et des béliers, ainsi que la faculté qu'ont les animaux de réagir aux méthodes de reproduction accélérées. En effet, dans notre pays, le procédé des éponges vaginales à l'acétate de fluorogestone constitue la méthode de choix. Cette technique ne peut réussir que si elle est bien pratiquée et que les impératifs classiques de l'élevage sont respectés : sélection et alimentation rationnelle, appliquées à un cheptel sain [135].

## **LA PARTIE EXPERIMENTALE**

## L'ETUDE EXPERIMENTALE :

Protocole expérimental :

15 brebis de race « Rembi » âgées entre 2,5 ans à 4 ans ont fait l'objet de l'expérimentation. Après déparasitage une première fois par l'Ivermectine « BAYMEC »<sup>N.D</sup> et par l'Albendazole « VALBAZEN 1.9% »<sup>N.D</sup>. Les 15 brebis traitées ont été mises en parcours naturels recevant du foin et de l'ensilage à volonté.

		
<p><b>Photo 11 :</b> Le lot I témoin (Sans PMSG)</p>	<p><b>Photo 12 :</b> Le lot II (300 UI de PMSG)</p>	<p><b>Photo 13:</b> Le lot III (500 UI de PMSG)</p>
		
<p><b>Photo 14 :</b> Le male du lot témoin</p>	<p><b>Photo 15 :</b> Le male du lot II</p>	<p><b>Photo16 :</b> Le male du lot III</p>

Un complément vitaminique en plus d'un flushing de 300g/tête/jour d'aliment concentré à base (d'orge, maïs, soja, complément minéralo-vitaminé), pendant 4 semaines avant la lutte et 3 semaines après la lutte naturelle a été suivi durant l'expérimentation.

Les femelles gestantes ont subi en fin de gestation un steaming (300g de concentré/tête/jour) étalé sur une période d'environ un mois (14 jours avant mise bas et 14 jours après).




Les béliers ont été séparés du reste du troupeau jusqu'au fin d'avril (30/04/2019)

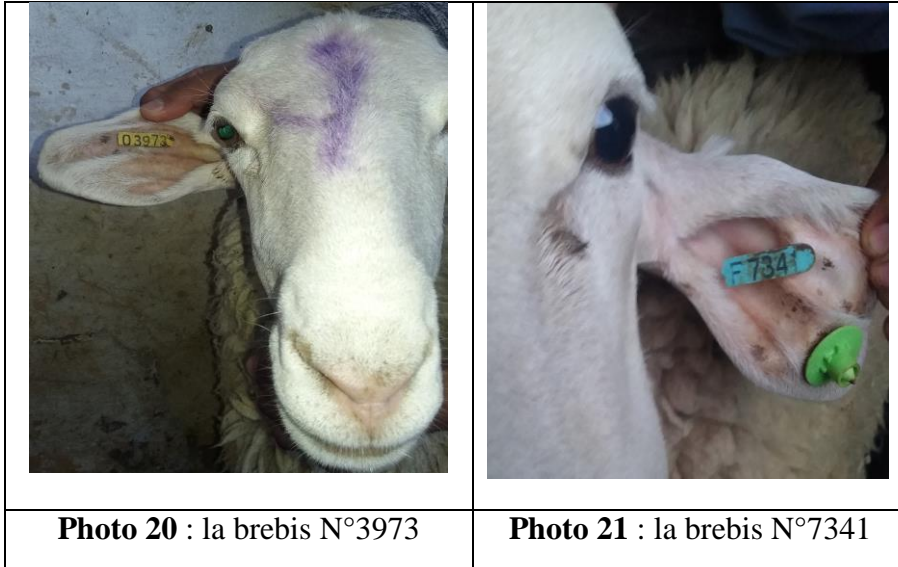
Pendant cette expérimentation, les 15 brebis du troupeau ont été synchronisées par l'utilisation d'éponges vaginales imprégnées de FGA (30mg), associée à différentes doses de PMSG, afin de déterminer l'intervalle, retrait des éponges et l'apparition des chaleurs pour ainsi réaliser des inséminations à des moments prédéterminer.

Le jour de retrait des éponges 14 jours après leurs mises en place, on a retenu les 15 brebis qui ont été synchronisées par la pose d'éponges vaginales.

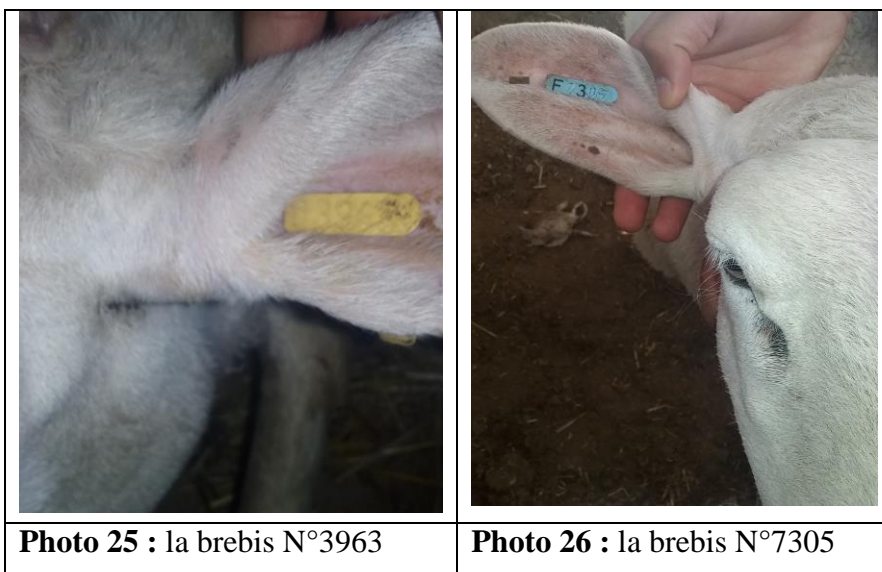
Les animaux ont été répartis en 3 lots de 05 brebis chacun, désignés respectivement par les numéros : I, II et III.

**Le lot I : N'a reçu aucun traitement (0 UI de PMSG).**

		
<p><b>Photo 17</b> : la brebis N° 1520</p>	<p><b>Photo 18</b> : la brebis N°1715</p>	<p><b>Photo 19</b> : la brebis N°3917</p>



**Le lot II : A reçu une dose de 300 UI de PMSG chacune.**



**Le lot III : A reçu une dose de 500 UI de PMSG chacune.**



**Photo 27:** la brebis N°1606



**Photo 28:** la brebis N°1609



**Photo29 :** la brebis N°1711



**Photo 30:** la brebis N°3950

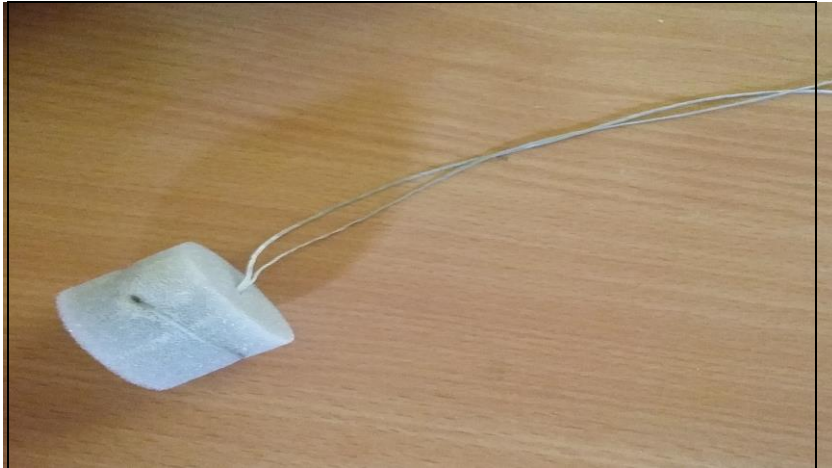


**Photo31 :** la brebis N°7366

#### Réalisation de la mise en place des éponges:

Chaque brebis a été maintenue debout contre un mur par un aide. Ce dernier immobilise en même temps la femelle en exerçant une pression par genou sur le flanc. La région génitale a été désinfectée, on a procédé alors à la mise en place de l'éponge.

L'éponge a été tout d'abord placée dans l'applicateur par l'extrémité biseautée en la comprimant au préalable avec les doigts et l'autre l'extrémité de la ficelle reste à l'extérieur du tube.



**Photo 32 :** une éponge vaginale

Avant d'introduire l'applicateur dans le conduit vaginal de la brebis, on a écarté légèrement les lèvres de la vulve avec les doigts de la main gauche tandis que l'applicateur contenant l'éponge, tenu par la main droite est dirigé délicatement en direction du plafond du vagin par un mouvement de rotation et de propulsion vers l'avant une fois dans le vagin, on a maintenu le poussoir en place, ensuite le tube a été retiré de 2 à 3 Cm pour libérer l'éponge, en fin on a retiré le poussoir et le tube hors du vagin.



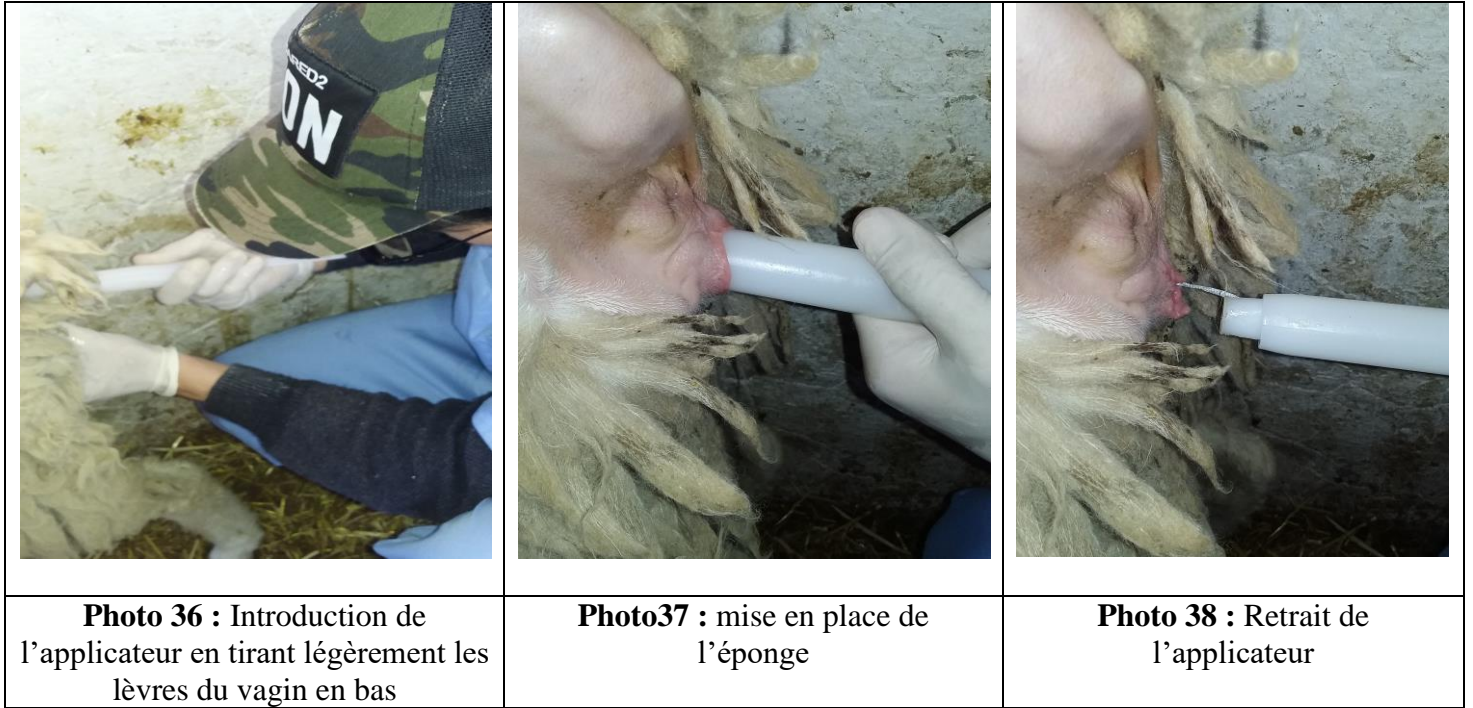
**Photo 33:** Immobilisation de la brebis



**Photo 34:** La désinfection de la région vaginale



**Photo 35:** Mise en place de l'éponge dans l'applicateur



Durant toutes ces manipulations, les brebis ont été placées en bergerie. La ficelle permettant ultérieurement le retrait de l'éponge, est prévue pour les vagins les plus profonds, elle doit dépasser normalement de quelques centimètres l'orifice de la vulve après la mise en place. Toutefois, on a constaté que si les ficelles sont trop longues, elles risquaient d'entraîner un retrait intempestif par les animaux eux-mêmes. Pour éviter cet incident, on a raccourci suffisamment cette ficelle, pour qu'elle soit insaisissable. Pour cela, on a commencé par tendre légèrement la ficelle puis la sectionner de 2 à 3 Cm de la vulve à l'aide de ciseaux.

Après chaque utilisation, le matériel est désinfecté à l'aide d'une solution antiseptique. Il est à signaler que la solution désinfectante se renouvelle après chaque passage de dix brebis.



**Photo 39 :** le désinfectant (BIOCIDE)



**Photo40 :** Le désinfectant à base de biocide dilué

Après la pose de l'éponge, on a procédé à l'identification des femelles par une boucle d'oreille placée à l'aide d'une pince au niveau de l'oreille gauche, portant le numéro d'identification.



Après 14 jours de mise en place des éponges vaginales on a procédé à un retrait qui s'est effectué par une traction légèrement dirigée vers le bas sur une femelle debout.

Une fois les éponges retirées on a procédé à leur destruction (Incinération) pour éviter toute source de pollution de l'environnement pouvant provoquer un danger pour les animaux en cas d'ingestion entraînant une occlusion intestinale quelque fois mortelle.

Pour mieux favoriser l'ovulation et améliorer la synchronisation des chaleurs des brebis ont a associé juste après le retrait des éponges une injection d'une dose variable de PMSG en fonction des lots .

En effet chaque brebis a reçu une dose de 300 UI de PMSG par la voie intramusculaire pour le lot II, de 500 UI de PMSG pour le lot III. **Tableau 07**

L'introduction des béliers se faisait immédiatement après le retrait des éponges pour les trois lots. Le nombre de béliers utilisés pour la lutte est de 03 mâles pour les 03 lots. Ces béliers fertiles âgés entre 4 et 5 ans avec un poids moyen de 50kg recevaient le même supplément alimentaire que les brebis (flushing) et le même traitement (déparasitage +complexe vitaminique).

**Tableau06:** Calendrier du protocole expérimental des 03 lots.

<b>Lots</b>	<b>Nombre de Brebis</b>	<b>Date de pose D'éponge</b>	<b>Date de retrait et d'introduction des béliers</b>
<b>I</b>	05	15/04/2019	29/04/2019
<b>II</b>	05	15/04/2019	29/04/2019
<b>III</b>	05	15/04/2019	29/04/2019

**Tableau 07:** Différentes doses de PMSG utilisées en fonction des lots au moment du retrait des éponges

<b>Lots</b>	<b>Nombre de brebis traitées</b>	<b>Doses de PMSG (UI)</b>
<b>I (témoin)</b>	<b>05</b>	<b>0</b>
<b>II</b>	<b>05</b>	<b>300</b>
<b>III</b>	<b>05</b>	<b>500</b>

## RESULTATS ET DISCUSION :

### RESULTATS

La première partie de notre expérimentation consiste à observer :

L'effet du traitement (éponges seules) sur la durée (Retrait d'éponges – début de l'oestrus)

Il repose sur l'administration de l'acétate de fluorogestone délivré par l'éponge vaginale pendant une période de 14 jours, sans injection de PMSG

**Tableau 08 : Résultats sur l'effet du traitement (par l'utilisation des éponges seules) sur la durée (Retrait d'éponges – début de l'oestrus)**

Numéro d'identification	PMSG (UI)	Intervalle retrait des éponges apparition de l'oestrus (Heure)
3917	00	46 :43
1520	00	53:17
3973	00	53:29
1610	00	56:48
1715	00	57:27
Total		267,44/05
Moyen		<b>53,49 h</b>

**L'effet du traitement (éponges + 300 UI de PMSG) sur la durée (Fin du traitement- apparition de l'oestrus)**

Il repose sur l'administration de l'acétate de fluorogestone délivré par l'éponge vaginale pendant une période de 14 jours associée à une dose de 300 UI de PMSG après retrait des éponges.

**Tableau 09 : Résultats sur l'effet du traitement (par l'utilisation des éponges + 300 U.I de PMSG) sur la durée (Fin du traitement – début de l'oestrus)**

Numéro d'identification	PMSG (UI)	Intervalle retrait des éponges apparition de l'oestrus
3969	300	42
1523	300	44:27
3923	300	46:15
7305	300	47:20
1714	300	48:52
Total		228:54/05
Moyen		<b>46,11 h</b>

**L'effet du traitement (éponges + 500 UI de PMSG) sur la durée (Fin du traitement- apparition de l'oestrus)**

Il repose sur l'administration de l'acétate de fluorogestone délivré par l'éponge vaginale pendant une période de 14 jours associée à une dose de 500 UI de PMSG après retrait des éponges.

**Tableau 10 : Résultats sur l'effet du traitement (par l'utilisation des éponges + 500 U.I de PMSG) sur la durée (Fin du traitement – apparition de l'oestrus)**

Numéro d'identification	PMSG (UI)	Intervalle retrait des éponges apparition de l'oestrus
1606	500	36 :02
3950	500	37 :27
1711	500	38 :26
1609	500	41 :29
7366	500	41 :55
Total		194 :39/05
Moyen		<b>39 ,29h</b>

## ETUDE STATISTIQUE

- a : lot sans traitement
- b : Lot traité à 300 UI
- c : Lot traité à 500 UI

1- Effet traitement sur l'intervalle retrait d'éponges - apparition des chaleurs.

Variable	Effet SC	Effet ddl	Effet MC	Erreur SC	Erreur ddl	Erreur MC	F	P
Intervalle	525.3	2	262.67	126.9	12	10.58	24.83	0.00007

**Tableau 11** : Tableau de l'analyse de la variance ( $\alpha = 0.05$ )

Ces résultats montrent clairement que L'effet du traitement (éponges seules) sur la durée (Retrait d'éponges – début de l'oestrus) est hautement significatif, car P est inférieur à 0,05 (P= 0.000)

Nous avons aussi comparé les effets des différents traitements administrés pour pouvoir déterminer la dose à l'origine de cet effet significatif, pour cela nous avons fait le test de la comparaison des moyenne ou test HSD de Tukey :

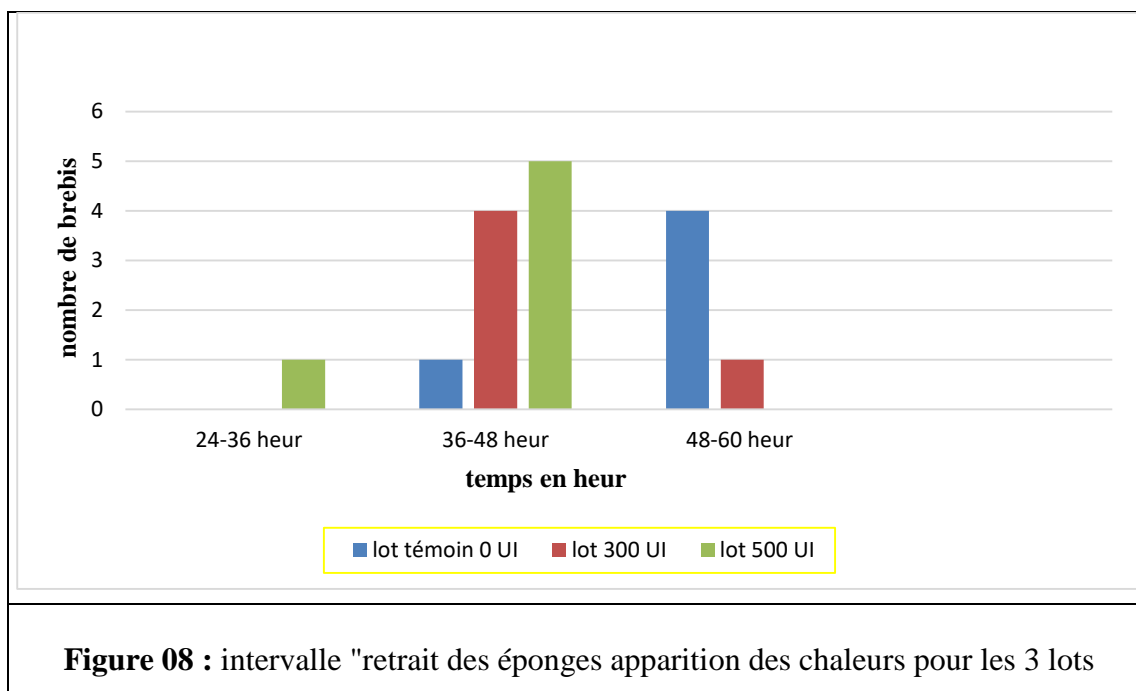
Différences significatives marquées à $p < 0,05000$			
	{1}	{2}	{3}
	M=53,49 heures	M=46,11heurs	M=39 ,29heurs
a {1}		<b>0.0068990</b>	<b>0.0000374</b>
b {2}	<b>0.0068990</b>		<b>0.0172238</b>
c {3}	<b>0.0000374</b>	<b>0.0172238</b>	

**Tableau 12** : Test de la comparaison des moyennes (Test HDS de Tukey)

Toutes les valeurs sont inférieures à **0.05**, ce qui implique que les traitements avec les doses de 300 UI et 500 UI de PMSG ont eu un effet significatif sur l'intervalle retrait d'éponges apparition des chaleurs. En plus, ces deux traitements ont conduit à des réponses significativement différentes entre elle et le lot témoin.

Pour mieux illustrer ces résultats, nous avons établi un histogramme qui montre les variations de l'intervalle traitement - apparition des chaleurs suivant le traitement administré

(Figure 08)



## B/ DISCUSSION

Notre étude a porté sur l'étude des performances reproductives des brebis de la race « Rembi » qui vivent dans la région de Tiaret, et qui s'est déroulée d'Avril à Juin 2019.

La première partie de l'expérimentation consistait en la synchronisation des chaleurs associées à différentes doses de PMSG ; pour sa réalisation, trois protocoles de traitements ont été utilisés :

- Effet de la pose d'éponges seules sur la durée Retrait d'éponges – Début de l'oestrus ;
- Effet du traitement (éponges + 300 UI de PMSG) sur la durée Fin du traitement- Apparition de l'oestrus)
- Effet du traitement (éponges + 500 UI de PMSG) sur la durée Fin du traitement- Apparition de l'oestrus)

1) L'effet de la PMSG sur la durée d'apparition des chaleurs des femelles synchronisées par la mise en place des éponges vaginales.

Dans notre expérimentation, l'intervalle Retrait des éponges– Apparition des chaleurs décroît au fur et à mesure que la dose de PMSG augmente. Il a été de **53 heures et 49 minutes** pour le lot I (témoin) qui a subi un traitement aux seules éponges vaginales, sans PMSG ; cet intervalle a été de **46 heures et 11 minutes** pour le lot II traité aux éponges vaginales plus 300 UI de PMSG et il a été de **39 heures et 29 minutes** pour le lot III traité par la mise en place des éponges vaginales plus 500 UI de PMSG.

Nous avons remarqué, que les traitements avec des doses comprises entre 300 UI et 500 UI de PMSG ont eu un effet significatif sur l'intervalle Retrait d'éponges – Apparition de l'oestrus ( $p < 0,05$ ) ; en plus, ces deux traitements ont conduit à des réponses significativement différentes entre elles et celle du lot témoin.

Selon BARIL et al, (2003) [13], les moments d'apparition de l'oestrus et de l'ovulation présentent une grande variabilité selon l'espèce. Les venues en oestrus sont réparties sur une période de 24 à 48 heures dans le cas des chèvres et des brebis.

Pour DUFOURNYL et al, (2005) [72], la maîtrise de la reproduction des animaux domestiques passe par l'induction de l'ovulation à un moment déterminé, afin de pouvoir choisir le moment de l'insémination artificielle et celui des périodes des mises bas. Dans les traitements de synchronisation (ovins, caprins), il existe toujours une grande variabilité entre le moment du retrait des éponges et celui du pic de LH qui va déterminer le moment de l'ovulation.

COLAS (1972) et CHEMINAU et al, (1996) [55] ont rapporté que l'injection de PMSG en fin de traitement de synchronisation aux progestagènes se traduirait par des oestrus plus précoces et par un taux de fertilité plus élevé après saillie naturelle ou insémination artificielle chez la brebis.

COGNIE et al, (1972) [53] ont rapporté que l'injection de la PMSG réduit l'intervalle fin de traitement – apparition de l'oestrus. Cette réduction varie de 5 à 10 heures selon la dose de PMSG et la saison.

COGNIE et PELLETIER (1976) [54] ont eux aussi rapporté chez les brebis allaitantes que chez les brebis tarées, le moment d'apparition de l'oestrus après traitement progestatif varie selon la race de la brebis.

Nos résultats sont dans leur ensemble, comparables à ceux rapportés par MAUER REVENA et al, (1972) [113], qui travaillant sur deux saisons différentes, ont enregistré en saison sexuelle un intervalle de 37 heures et pour le lot A qui a subi la pose d'éponges sans PMSG, et de 30 heures pour le lot B traité par l'éponge vaginale associée à des doses de PMSG comprise entre 400 et 600 UI. A contre saison, l'intervalle enregistré dans le lot A (éponges seules) est de 42 heures et pour le lot B (éponges + 400 à 600 UI de PMSG), la durée d'apparition des premiers signes d'oestrus a été de l'ordre de 32 heures.

Et Bacha et al (2016), travaillant sur la brebis de race Rembi, ont enregistré en faible saison sexuelle un intervalle de **41 heures** pour le lot I (témoin) qui a subi un traitement aux seules éponges vaginales seules, sans PMSG ; cet intervalle a été de **37 heures et 26 minutes** pour le lot II traité aux éponges vaginales plus 300 UI de PMSG et il a été de **32 heures et 24 minutes** pour le lot III traité par 500 UI de PMSG.

## CONCLUSIONS & RECOMMANDATIONS

L'étude que nous avons menée sur l'effet de la PMSG sur les performances de reproduction chez les brebis de la race « Rembi », nous a permis de conclure ce qui suit :

- L'utilisation de la PMSG semble avancer le moment d'apparition de l'oestrus. Il semble également que l'apparition précoce de l'oestrus soit en fonction de la dose de celle-ci.
- Il y a possibilité d'inséminer à des moments prédéterminés, pour une bonne organisation du travail et l'amélioration des paramètres de reproduction.
- Après détection des premiers signes d'oestrus, selon Baril (1996) [12], il est indiqué d'inséminer les femelles 15 à 17 heures après la première détection par conséquent, l'insémination artificielle peut être envisagée selon les horaires qui suivent :
  - Pour les éponges seules, après  $56h \pm 1h$  ;
  - Pour les éponges + 300 UI de PMSG, après  $52h \pm 1h$  ;
  - Pour les éponges + 500 UI de PMSG, après  $47h \pm 1h$ .

Toutefois, nous souhaitons que d'autres études viendront compléter notre travail par la :

- Réalisation des inséminations artificielles aux horaires déterminés ci-dessus après synchronisation des chaleurs et stimulation ovarienne.
- Instauration d'un programme alimentaire adéquat tout au long de l'année, et plus précisément pendant les deux périodes critiques, à savoir l'agnelage et la période de mise à la lutte.

## *Les références bibliographiques*

1. Abecia, J.A. Palacin, I. Forcada, F. And Valares, J.A., "The effect of melatonin treatment on the ovarian response of ewes to the ram effect". *Domestic Animal. Endocrinology*, 31, (2006), 52-62.
2. Adams, T. E., "Using gonadotropin-releasing hormone (gnrh) and gnrh analogs to modulate testis function and enhance the productivity of domestic animals". *Anim. Repro. Sci.*, 88: 127-139, (2005).
3. ADAS., "Breeding from ewe lambs", *Report for Eblex 21 June 2010*, (2010).
4. Ainsworth, L. And Wolynetz, M. S., "Synchronization of estrus and reproductive performance of ewes treated with synthetic progestagens administered by subcutaneous ear implants or by intravaginal sponge pessary". *J. Anim. Sci.*, 54: (1982), 1120-1127.
5. An gr. 2003. *Rapport national sur les ressources génétiques animales. Ministère de l'agriculture et du développement rural*, 46p.
6. Antunovic, Z. Sencic, D. Speranda, M. Et Liker, B., "Influence of the season and the reproductive status of ewes on blood parameters", *Small Ruminant Research.*, 45, (2002), 39-44.
7. Archa, B. Chentouf, M. Et Bister, J.L., "Effet du niveau alimentaire sur la saisonnalité de l'activité sexuelle chez la brebis Timahdite : influence de la leptine et du système IGF". *Revue Elev. Méd. Vét. Pays trop*, 62 (1), (2009). 67-73.
8. Artoisement, P. Et Bister, J.C. et Paqua R., "La préparation des brebis à la lutte, utilité du flushing". *Rev. De l'arg. N°6*, vol 3, Nov- Déc, (1982), 3257- 3267.
9. Atti, N. Et Nefzaoui, A., "Influence de l'état corporel à la mise bas sur les performances, le bilan énergétique et l'évolution des métabolites sanguins de la brebis Barbarine". In Purroy A. (ed.). *Body condition of sheep and goats: Methodological aspects and applications. Zaragoza : CIHEAM-IAMZ*, (1995), pp. 25-33.
10. Atti, N., "Relation entre l'état corporel et les dépôts adipeux chez la brebis Barbarine". 13, (1991), 117-122.
  
11. Bacha et al (2016) « Etude du comportement sexuel de la brebis de race r Rembi dans la région de Tiaret ». Thèse de doctorat, en Sciences Vétérinaires  
Spécialité : Reproduction Animale. Université Saad dahlab de Blida
  
12. Baril (1996), *Manuel de formation pratique pour la transplantation embryonnaire chez la brebis et la chèvre. Etude FAO production et santé animal N° 115. FAO, Rome, Italie, PP 183.*
- 13.
  
14. BARIL et al, (2003), Baril. G, Cognie, Y N. Poulin and P. Mermillod ;2003 Current status of embryo technologies in sheep and goat. *Theriogenology*, 59:171-188.
15. BARIL G., CHEMINEAU P., COGNIE Y., GUERIN Y., LEOEUF B., ORGEUR P., VALLET J.C., 1993. *Manuel de formation pour l'insémination artificielle chez les ovins et caprins. Rome, FAO*, 231 p. (étude Production et santé animales n°83
16. Baril g., chemineau p., cognié y., guérin y., leboeuf b., orgeur p., et vallet j.c., 1993. *Manuel de formation pour l'insémination artificielle chez les ovins et les caprins. Etude fao, production et santé animale*, 83. Org 1993.
17. BARONE, R., 2001. *Anatomie comparée des mammifères domestiques. Tome 4. Splanchnologie II. Appareil uro-génital. Foetus et ses annexes. Péritoine et topographie Abdominale. 3ème édition. Paris : Vigot*
18. Bartlewski, P.M. Baby, T.E. et Giffin, J.L., "Reproductive cycles in sheep", *Animal Reproduction Science*, 124, 259-268, (2004) .
19. Beaudoin, P. C. Julien, J.P. Laforest. F. Castonguay, et Petit, H. "Effet du niveau d'énergie et de la dégradabilité de la protéine alimentaire sur les performances de reproduction et de lactation des brebis prolifiques et non prolifiques". *Rapport de recherche du projet no. EE-173. Programme d'essais et expérimentation en agroalimentaire. Agriculture et Agroalimentaire Canada*, (1995), 47p.

20. BELACEL, M. (1992) *La production de petits ruminants en Algérie*. In : ADENIJI, K.O. (Ed.) *Small Ruminant Research and Development in Africa*. Pub., OAU. *Proceeding of the workshop on the improvement of small ruminants in North Africa*. Cairo, Egypt: 3-7 June 1991.
21. Belkasmi, F. Et Madani, T. Et Semara, L. Et Allouche, L. Et Mouffof, C., "Effet de la synchronisation et de l'insémination artificielle sur la productivité de l'élevage ovin dans la région semi aride Algérienne". *Renc. Rech. Ruminant*, 2010, 17, (2010)
22. Ben m'rad, M., "Effet de la dose de PMSG sur la fertilité de la race Noire de Thibar inséminé artificiellement". *Revue de l'inat*, (1994), 1-2 .
23. BENSOUILAH, R., 2002. *Conception de la carte berceau des races ovines algérienne*. Blida département Agrovétérinaire,
24. Bister, J.L. et De rover, R. Et Dessy, F. Et Delahaut, P. Et Beckers, J.F. et Paquay, R., "Sensitivity of follicles from prepubertal calves oviares to in vitro stimulation with LH and FSH". *Biotechnologie, Agronomie, Société et Environnement*, March 2002, n°6, (2002), 15-16 .
25. Boly, H. Peneme, B.M.L. Sawadogo, L. Sulon, J. Beckers, J.F. and Leroy P., "Effet dose-reponse de la gonadotropine (PMSG) sur la reproduction de la brebis Djalonke variété Mossi". *Tropicultura*, 2000, 18(3), (2000), 126-129.
26. BONNES, G., DESCLAUDE, J., DROGOUL, C., GADOUD, R., JUSSIAU, R., LE LOC'H,A., MONTMEAS, L. Et ROBIN, G., 1988. *Reproduction des mammifères d'élevage*. Paris : Editions Foucher
27. BONNES, G., DESCLAUDE, J., DROGOUL, C., GADOUD, R., JUSSIAU, R., LE LOC'H,A., MONTMEAS, L. Et ROBIN, G., 1988. *Reproduction des mammifères d'élevage*. Paris : Editions Foucher.
28. Boubekour, 2015) Boubekour A., Benyoucef M.T., Lounassi M., Slimani A., and Amiali M., 2015a. *Phenotypic characteristics of Algerian d'man sheep breed in Adrar oases*. *Livestock Research for Rural Development*,
29. Bouix j. Et m kadiri., 1971. *Un des éléments majeurs de la mise en valeur des palmeraies : la race ovine d'man*. options méditerranéennes - no 26
30. Boukhliq r., 2002. *Cours en ligne sur la reproduction ovine*. Dépt. *Reproduction animale*, iav hassen
31. Boukhliq, R., "Agnelage et conduite des agneaux. Supplément du cours sur la reproduction ovine". DMV, phd. Dept. Repr. Anim. I A V Hassen II. Maroc, (2002 a) .
32. Boukhliq, R., "Cours en lignes sur la reproduction ovine dernière mise à jour", (2002).v
33. Boukhliq, R., "Intensification des systèmes de production ovine au Maroc : cours sur la reproduction ovine". DMV, phd. Dept. Repr. Anim. I A V Hassen II. Maroc, (2002b).
34. Boulanouar, B., M. Ahmed, T. Klopfenstein, D. Brink et J. Kinder. 1995. *Dietary protein or energy restriction influences age and weight at puberty in ewes lambs*. *Anim. Reprod. Sci.* 40: 229-238.
35. Bretzlaff, K. N. And Madrid, N., "Clinical use of norgestomet ear implans or intravaginal pessaries for synchronization of estrus in anoestrus dairy goats". *Theriognology*, 31, (1989), 419-423.
36. BRICE G., JARDON C., VALLET A. (1995) *Le point sur la conduite de la reproduction des ovins* Edité par l'Institut de l'élevage, Paris, 79p
37. BRICE G., LEBOEUF B., BOUE P. (1997) *l'insémination artificielle chez les petits ruminants* Rev. Point vét., 23, 185, 43-49 .
38. BRICE G., PERRET G. (1997) *Guide de bonnes pratiques de l'insémination artificielle ovine* Edité par l'Institut de l'Elevage, Paris, 64p
39. Brice, G. Chemineau, P. Pobel, T. Et Deletang, F. "Effet d'un traitement à base de mélatonine sur les critères de reproduction de troupeaux ovins de race Tarasconnaise en lutte naturelle de printemps". *Institut de l'Elevage*. *Renc. Rech. Rum*, (1995) .
40. Brice, G. Et Jardon, T.A., "Reproduction chez les ovins. *Techniques Agricoles*".(1985).
41. CASAMITJANA Ph. (1994) *Physiologie et maîtrise de la reproduction chez les ovins* Rev. *Bulletin des G.T.V.*, 3, 71-80 10
42. Castonguay, F. M. Thériault et J. Cameron. "Étude d'un système de production accéléré en élevage ovin - Programme de photopériode appliqué à longueur d'année à l'ensemble d'un troupeau". *Rapport de recherche remis au CDAQ*, (2006a). 133 pp.
43. Castonguay, F., "Techniques d'induction des chaleurs. L'éponge vaginale. Fiche technique groupe de recherche sur les ovins". *Agriculture et agroalimentaire*. Canada, (2006).

44. CASTONGUAY, F., 2012. *La reproduction chez les ovins* [en ligne]. [Consulté le 9 mai 2017]. Disponible à l'adresse : [http://www.cepoq.com/admin/useruploads/files/la\\_reproduction\\_chez\\_les\\_ovins\\_2012.pdf](http://www.cepoq.com/admin/useruploads/files/la_reproduction_chez_les_ovins_2012.pdf)
45. Castonguay, F., J. Cameron et M. Thériault. "Symposium ovin 2006", CRAAQ, 29 et 30 septembre, Victoriaville, p.37-54. Demers, P. 1983. Contrôle de la reproduction par le photopériodisme. Dans: Colloque sur la production ovine, Conseil des productions animales du Québec, (2006b), pp. 15-3110.
46. CEPOQ. "Centre d'expertise en production ovine du Québec.", "Guide de référence sur la photopériode. Paramètres de succès pour l'utilisation des nouveaux programmes lumineux AAC type CC4", (2008).
47. Chandolia, R. K. Hanoramooz, A. Barthewski, P. M. Beard, A. P. Et Rawlings, N. C. "Effect of treatment with LH releasing hormone before the early increase in LH secretion on endocrine and reproductive development in bull calves". *J. Reprod. Fert.*, 11: (1997), 41-50.
48. Chekal, 2013) Meradi S., Moustari A., Chekal F., Benguigua Z., Ziad M., Mansori F., et Belhamra M. Situation de la population ovine "la race El hamra" en Algérie". *Journal Algérien des Régions Arides.*, N° Spécial, CRSTRA -28 -38
49. CHELLIG, R. (1992) *Les races ovines Algériennes*. Office des Publications Universitaires. Alger, 80 p.
50. CHEMINAU et al, (1996) chemineau P., Malpoux B., gueriny., mauricef; 1996. Lumière et mélatonine pour la maîtrise de la reproduction des ovins et des caprins. *Ann. Zootechnic*, (41), 247-26.
51. Chemineau, P. Et Delgadillo, J. A., "Neuroendocrinologie de la reproduction chez les caprins". *INRA Prod Anim.* 7 (5), 315- 326, (1994).
52. Chemineau, P. Malpoux, B. Pelletier, J. Leboeuf, B. Delgadillo, J.A. Delétang, F. Pobel, T. Et Brice G., "Emploi des implants de mélatonine et des traitements photopériodiques pour maîtriser la reproduction saisonnière, chez les ovins et les caprins". *INRA Prod. Anim*, 9, (1996), 45-60.
53. Chemineau, P., B. Malpoux, Y. Guérin, F. Maurice, A. Daveau et J. Pelletier. 1992. Lumière et mélatonine
54. COGNIE et al, (1972) Etude du moment d'ovulation chez la brebis normale ou traitée par un progestagène associé ou non à une injection de PMSG. *Ann. Bio. Bioch-Bioph*, 10, 15-24.
55. COGNIE et PELLETIER (1976) Modification de prolificité par immunisation contre l'androstendione chez la brebis. 9<sup>ème</sup> journée de la recherche ovine et caprine, INRA, 197-214.
56. COLAS (1972) Colas G; 1972. Fertilité des brebis inséminées avec des spermatozoïdes frais ou congelés après traitement progestatif pendant la saison sexuelle. Pp: 164-165. *Viii international congress on animal reproduction and artificial insemination*. München 6-7 juin 1972
57. CRAPLET C., THIBIER M. (1977) *Le mouton* Editions Vigot, Paris, 575p 16 16
58. Craplet, C. Et Thibier, M., "Le mouton". 4<sup>ème</sup> Edition. 568p.ed.Vigot France, (1984)
59. CRSTRA ; ITELV Saïda. 2011 ITELV, 2011. Institut technique des élevages., algérie. 10p
60. Davies Morel, et M.C.G, Newcombe, J.R., "The efficacy of different hcg dose rates and the effect of hcg treatment on ovarian activity : Ovulation, multiple ovulation, pregnancy, multiple pregnancy, synchrony of multiple ovulation in the mare". *Animal Reproduction Science*, 109, (2008), 189–199
61. Davis, I.F. Kerton, D.J. Parr, R.A. White, M.B. et Williams, A.H., "Hormone supplementation to increase fertility after uterine artificial insemination in ewes". *Proc. Aust. Soc. Anim. Prod.* 16, (1986), 171-173.
62. DEKHILI, M., MAHANE, S. (2004) Facteurs de l'accroissement en poids des agneaux (Ouled-Djellal) de la naissance au sevrage. *Renc. Rech. Ruminants*, 11 : 235.
63. DERIVAUX J., ECTORS F. (1986) *Reproduction chez les animaux domestiques* Cabay, Louvain-la neuve, 1141p
64. Derivaux, J. Et Ectors, F., "Reproduction chez les animaux domestiques", 3<sup>ème</sup> Ed, n°6. (1989), 79- 103 et 443- 447.
65. Derquaoui, L. Et El khaledi, O., "Evaluation de l'activité sexuelle pendant la saison de baisse de fertilité chez la race d'man". In: 2<sup>e</sup> conf. Du African Small Rum. Research Network, Arusha, Tanzania, 7-11 déc. 1992, Cipea, (1994), p. 49-51.

66. Devavry, S., "Récepteurs de la mélatonine : pharmacologie du récepteur ovin MT2, identification de leur activité constitutive et développement d'une approche par ARN interférent". Thèse de Docteur de l'Université François Rabelais de Tours. 19 décembre 2011, (2011).
67. Djaout et al., (2015). Djaout a., afri-bouzebda f., bouzebda z., routel d., benidir m. & belkhiri y., 2015. Morphological characterization of the rembi sheep population in the tiaret area (west of algeria). *Indian journal of animal sciences* 85 (4), p58-63.
68. Djaout, (2013)
69. DRIANCOURT MA., GOUGEON A., ROYERE D et coll. (1991) La fonction ovarienne In : la reproduction chez les mammifères et l'homme INRA, 273-298 19
70. DRION PV. (1996) Régulation de la croissance folliculaire et lutéale : folliculogénèse et atresie *Rev. Point Vét.*, 28 numéro spécial, 37-47
71. Dubreuil, P., F. Castonguay, L.M. deroy et A. Zybko., "Amélioration de la reproduction hors-saison". *Rapport du comité de travail pour la Table filière de l'agneau au Québec*, (1996) :[53] :
72. DUDOUE, C., 2016. *La production du mouton*. 4ème édition. Paris : Editions France
73. DUFOURNYL et al, (2005)
74. EL AMIRI B., KAREN A., COGNIE Y., SOUSA N.M. (2003) Diagnostic et suivi de gestation chez la brebis : réalités et perspectives *Rev. INRA Prod. Anim.*, 16, 79-90
75. Feliachi k., kerboua m., abdefettah m., ouakli k., selhab f., boudjakdji a., takoucht a., benani z., zemour a., belhadj n., rahmani m., khecha a., haba a. & ghenim h. 2003.commission nationale angr : rapport national sur les ressources génétiques animales: algérie. Point focal algérien pour les ressources génétiques. Direction générale de l'inraa. Ministère de l'agriculture et du développement rural (madr).
76. Fernandez-Abella, D. Becu-Villalobos, D. Lacau-Mengido, I.M. Villegas, N. Et Bcentancu, O., "Sperm production, testicular size, serum gonadotropins and testosterone levels in Merino and Corriedale breeds". *Reprod. Nutri. Dev.* 39, (1999), 617- 624. [56] :
77. Folch, J. Et Cognie, Y., *Proc. "Sheep and goat production"*, E.A.A.P.30/09 au 03/10/85 Thessaloniki. GRECE, (1985). [58] :
78. François Castonguay, Ph. D., 2012. *La reproduction chez les ovins*, édition janvier 2012 43 2 fois
79. Fukui, Y. Fujii, M. Et Tashiro, Y., "Insemination doses of frozen-thawed semen in seasonally anestrous ewes with two different progesterone-impregnated intravaginal devices". *J. Reprod. Dev.* 39, (1993). 269-273 . [59] :
80. GHOZLANE, F., ZIKI, B., YAKHLEF, H. (2005) Variations saisonnières des caractères quantitatifs du sperme de bélier de race Ouled Djellal. *Renc. Rech. Ruminants.*, 12 : 380
81. GLEIZE H. (1973) *l'insémination artificielle dans l'espèce ovine Th. : Méd.Vét. : Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse*, 111p 25
82. Gordon, I. 1997. *Controlled reproduction in sheep and goats*. CAB International, University Press, Cambridge, 450 pp. 2fois
83. Gordon, I. 1997. *Controlled reproduction in sheep and goats*. CAB International, University Press, pp.
84. Gounis, F., "Influence d'une injection de PMSG et de la race sur les performances de reproduction de la brebis". *Mémoire de cycle de spécialisation, INAT*. (1989). [61] : [61] :
85. Gouro, S. A., "Etudes préliminaires de la reproduction chez la femelle zébu azawak. Progesteronémie au cours de l'anoestrus post-partum et influence de l'allaitement". *Maîtrise de la Reproduction et Amélioration Génétique des Ruminants, Apport des technologies nouvelles, Sénégal*, 275-281, (1993). [62] :
86. Gredaal, O., 2010. "Une première lecture des résultats préliminaires du recensement relatif aux élevages en Algérie", (2000-2001).F.A.O, "Organisation des Nations unies pour l'alimentation et l'agriculture", (2010). 51
87. GUILLAUMONT O. (1995) *l'insémination artificielle ovine Th. : Méd. Vét. : Ecole Nationale Vétérinaire de Nantes*, 116p 27 2 fois 27 27
88. Gunn, R.G., "The Influence of Nutrition on the Reproductive Performance of Ewes". In: *Sheep Production*, Haresign, W. (Ed.). Butterworth's, London, (1983), 99-110. [63] : [63] :
89. Hamra, A.M. et Bryant, M.L., "Effet du niveau alimentaire durant la phase d'élevage et au début de gestation sur la production des agnelles", *Anim. Prod. Fev*, (1982), 41- 48 . [64] :
90. Hanzen, R., "La maîtrise des cycles chez les petits ruminants, l'anoestrus saisonnier chez les petits ruminants". *Cours de reproduction des ruminants, Faculté des Sciences Vétérinaires. Université de Liège*, (2009) .

91. HARKAT, S., LAFRI, M. (2007) *Effet des traitements hormonaux sur les paramètres de reproduction chez des brebis Ouled-Djellal*. *Courrier du Savoir*, 08 : 125-132
92. Hassoun, P. Et Bocquier, F., "Alimentation des bovins, ovins et caprins", *Besoins des animaux-Valeurs des aliments*. Tables INRA(2007). Edition Quae, (2007), 307p.
93. Henderson, D.C., "The reproductive cycle and its manipulation". In: Martin W.B., Aiken I.D. *diseases of sheep*. 2ND ed. Oxford: Blackwell Scientific Publications, (1991). [
94. Hoffman, G.E. et Lee, W.W. et Franceschini, I. Et Caraty, A. Et Advis, J.P., "Expression of fox and in vivo median eminence release of LHRH identifies an active role for preoptic area kisspeptin neurons in synchronized surges of LH and LHRH in the ewe". *Endocrinology* n°152, (2011), 214-222.
95. [Http://www.cepoq.com/admin/useruploads/files/la\\_reproduction\\_chez\\_les\\_ovins\\_2012.pdf](http://www.cepoq.com/admin/useruploads/files/la_reproduction_chez_les_ovins_2012.pdf)
96. Hunter, R., "Physiology and technology of reproduction in female domestic animals". Published by Academic pressing, (1990). [
97. Issa, M. Yenikoye, A. Marichatou, H. Et Banouin, M., "Spermogramme de béliers Peuls bicolores et Touaregs influence du type génétique et de la saison". *Rev. Elev. Méd. Vét. Pays trop.*, LIV (3-4), (2001), 269-275.
98. ITLEV, 2006. *Institut Technique des Elevages*, Algérie. 10p
99. Jores d'arces p., 1947, *l'élevage en algérie, amélioration et développement*, éditions guianchain, alger, 93p.
100. Kennaway, D.J., "Short and long- term effects of manipulation of the pineal/ melatonin axis in ewes". *Repro. Nutr. Dev.* 70, (1988), 165- 173.
101. KERBOUA, M., FELIACHI, K., ABDELFETTAH, M., OUAkli, K., SELHAB, F., BOUDJAKDJI, A., TAKOUCHT, A., BENANI, Z., ZEMOUR, A., BELHADJ, N., RAHMANI, M., KHECHA, A., HABA A., GHENIM, H. (2003) *Rapport National sur les Ressources Génétiques Animales: Algérie*. Ministère De l'Agriculture Et Du Développement Rural, Commission Nationale angr : 1-46
102. Khaldi, G et Lassoued, N., "Effet de la PMSG sur les performances de reproduction des brebis de race Barbarine". *Ann. INTRA*, 61, (1988), 1-16.
103. Knight, T.W. et Lynch, P.R., "Source of ram pheromones that stimulate ovulation in the ewe". *Anim. Reprod. Sci*, 3, (1980), 133-136.
104. Lahlou-kassi a., berger ym., bradford g.e., boukhliq r., tibary a., derqaoui l. & boujenane i., 1989. *performance of d'man and srandi breeds of sheep in purebred and crossbred matings on an accelerated lambing schedule. I. Fertility, litter size, post-partum anoestrus and puberty. Small ruminant research.*, 2 (3), p 225-239.
105. Lassoued, N. Et Khaldi, G., "Influence d'un traitement progestatif associé à des doses croissantes de PMSG sur les performances de reproduction des brebis de race Barbarine". Dans: *Ann. INRAT*, 12, (1990), 63 pp. [76]: 2 fois
106. Lassoued, N. Khaldi, G. Cognié, Y. Chemineau, P. Et Thimonier J., "Effet de la progestérone sur le taux d'ovulation et la durée du cycle ovarien induits par effet mâle chez la brebis Barbarine et la chèvre locale tunisienne". *Reprod. Nutr. Dev*, 35, (1995), 415-426. [78] : . [78] :
107. Lassoued, N., "Méthodes de maîtrise de la reproduction ovine selon le système d'élevage". *Institut National de Recherches Agronomique de Tunisie (INRAT). Laboratoire de Productions Animales et Fourragères, Rue Hédi Karray, 2049 Ariana (Tunisie)*, (2011). [79] :
108. Legan, S.J. Karsh, J., "Photoperiodic control of seasonal breeding in ewes". *Modulation of negative feed-back action of oestradiol*. *Biol. Reprod.* 23, (1980), 1061-1068. [80] :
109. Lennoz, M., "Les hormones de la reproduction". *Le point Vét*, n°7,(1987),11- 17 [81] : 5 fois
110. Lepage, M. Et F. Castonguay., "Accouplement sous photopériode et amélioration de la régie d'accouplement". *Rapport de recherche du projet 020071. Programme de Réseaux en agroalimentaire de l'Entente Canada-Québec*, (1999), 13 pp . [82] :
111. LOBB DK., DORRINGTON J. (1992) *Intraovarian regulation of follicular developpement* *Rev. Animal Reproduction Science*, 28, 343-354 30 2 fois
112. Magneville d., 1959, *observation sur le mouton algérien, ses qualités et ses défauts, revue elevages et cultures*, n° 126, septembre, paris, p.12-17. 2 fois
113. Malpaux, B. Viguie, C. Thiery, J. C. Et Chemineau, P., "Contrôle photopériodique de la reproduction". *INRA. Prod. Anim*, 9(1) : (1996), 3 – 9. [83] : 2 fois [83]

114. MAUER REVENA *et al.*, (1972) ; JOHNSON S; MOYER R.H; WHITE W.F; 1972. *Level of luteinizing hormone in sera of ewes near the time of œstrus as determined by radio immunosy.* *J.Anim. Sc*, 34, 88-92
115. Menassol, J.B. *et Collet, A. Et Chesneau, D. Et Malpaux, B. Et Scaramuzzi, R.J.*, “The interaction between photoperiod and nutrition and its effects on seasonal rhythms of reproduction in the ewe”. *Biology of Reproduction* 86 (2), Article n°52, (2012), 1-12. [85] :
116. MEYER, C., FAYE, B., KAREMBE, H. *Et al.* (2004) *Guide de l'élevage du mouton méditerranéen et tropical.* CEVA Santé Animal: 154 p.
117. 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<sup>o</sup> édition. Dijon : Educagri Editions .
118. Moulin, C. H. *Et Bocquier, F.*, “Un outil pédagogique pour la description et l'évaluation des modes de conduite de la reproduction chez les ovins”. In: *Modélisation du fonctionnement des troupeaux : compte-rendu du séminaire INRA-CIRAD à Montpellier, les 31 janvier et 1 février 2001.* - Montpellier : CIRAD-EMVT, (2001), 1-7 p. [86]
119. Niswender, G.D. *et Nett, A.*, “The corpus luteum and its control”. In: Knobill E, Neill J (Ed). *The physiology of reproduction*, raven press, New York: (1988), 486- 526[88] :
120. O'Brien, A., “l'alimentation intensive des brebis reproductrices”. *Fiche technique n°02-056* : (2002), 2p . [89] :
121. Ortavant, R. *Et Pelletier, J. Et Ravault, J.P. et Thimonnier, J. Et Volland-Nail, P.*, “Photoperiod: main proximal and distal factor of the circannual cycle of reproduction in farm mammals”. *Oxford. Rev. Reprod. Biol*, n°7, (1985), 305- 345. [90] :
122. Ozyurtlu, N. Kucukaslan, I. *Et Cetin, Y.*, “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, (2010), 464-467. [91] :
123. Pearce, G.P. Oldham, C.M., “Importance of non-olfactory ram stimuli in mediating ram-induced ovulation in the ewe”. *J. Reprod. Fertil*, 84, (1988), 333-339. [92] :
124. Peters, A. R. *Et Ball, P. J. H.*, “Physiologie de reproduction chez les ovins et caprins”. *Synchro. Part. Santé animale (Libourne) France*, (1995). [93] :
125. Picard-Hagen, N. Chemineau, P. *Et Berthelot, X.*, “Maîtrise des cycles sexuels chez les petits ruminants”, *Rev. Point Vét*, 28 numéro spécial, 111-116, (1996). [94] :
126. *Pour la maîtrise de la reproduction des ovins et des caprins.* *Ann. Zoo.*, 41 : 247-261..
127. RAHAL K, LAOUN A, GUEDIOURA, TENNAH S, *Méthode d'échantillonnage. Cas de lapopulation ovine de la région pastorale de Djelfa (Algerie), département des sciences vétérinaire, université deblida département Agrovétérinaire, Université de Djelfa, Ecole nationale supérieure vétérinaire d'Alger.* 2 fois
128. Rekik, M. Lassoued, N. Saadouni, L. Arous, M. *Et Ben Sassi, M.*, “Using the ram effect as an alternative to ecg before artificial insemination of Barbarine ewes”. *Dans: J. Anim. Vet. Adv*, (2003), 225-230.
129. Roux, M., “Alimentation et conduite du troupeau ovin”. *Technique agricole*, (1986), 3-18.
130. Roy, F. Combes, B. Vaiman, D. Cribiu, E.P. Pobel, T. Deletang, F. Combarnous, Y. Guillou, F. *Et Maurel, M.C.*, “Humoral immune response equine chorionic Gonadotropin in ewes”: association with major histocompatibility complex and interference with subsequent fertility. *Biol. Reprod.* 61, (1999), 209- 218.
131. Rubianes, E. Menchaca, A. *Et Carbajal, B.*, *Response of the 1-5 day-aged ovine corpus luteum to prostaglandin f2α.* *Anim. Reprod. Sci.* 78, (2003), 47-55 . [100] :
132. Sagne j., 1950. *l'algérie pastorale. Ses origines, sa formation, son passé, son présent, son avenir.* Imprimerie fontana, p 27.
133. Skipor, J. Mlynarczuk, J. Szczepkowska, A. Lagaraine, C. Grochowalski, A. Guillaume, D. Dufourny, L. *Et Thiery, J.C.*, “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, (2012), 336-343. [101]:
134. Soltner, D., “Alimentation des animaux domestique *Collection Sciences et Techniques Agricoles*”, (1988), 399p.

135. Souilem, O. Gony, M. Oldham, L.M. et Cognie, X; "l'inhibine": *Revue Générale. Rev. Méd. Vét*, 143, 5, (1992), 427- 478.
136. Station météorologique de Tiaret., 2015 .
137. Thibault, C. Levasseur, M.C., "La reproduction chez les mammifères et l'homme". Coédition INRA- Ellipse, Paris, (2001), 928 p .
138. Thimonier, J. Cognie, Y. Lassoued, N. Khaldi G., "l'effet mâle chez les ovins. Une technique actuelle de maîtrise de la reproduction". *INRA Prod. Anim*, 13, (2000). 223-231.
139. Thimonier, J. Et Bosc, M., "Conception, réalisation et application des médicaments assurant la maîtrise de la reproduction". *GTV*, 1, TE, n°48, (1986), 7-14.
140. Tillet, Y. Et Tourlet, S. Et Picard, S. Et Sizaret, P.Y et Caraty, A., "Morphofunctional interactions between galanin and gnRH-containing neurons in the diencephalon of the ewe. The effect of oestradiol". *Journal of Chemical Neuroanatomy*, n°43,(2012),14-19. [112] :
141. Toure, G. Meyer, C. Et Kouassi, A., "Apparition des chaleurs et de la décharge préovulatoire de LH chez les brebis de race Djallonké après synchronisation des chaleurs avec ou sans PMSG". *Rev. Elev. Méd. Vét. Pays trop.*, 48 (4), (1995), 357-361. [114] : [114] :
142. Trouette m., 1929.les races d'algerie. *Congrès du mouton, paris 9, 10,11 dec 1929.*, p 299-302.
143. TROUETTE, G. (1933) *La sélection ovine dans le troupeau indigène*. Alger : imprimerie P. Guiauchin : 1-10.
144. Veiga-Lopez, A.A. Gonzalez-Bulnes, R.M. Garcia-Garcia, V. Dominguez and M.J. Cocero., "The effects of previous ovarian status on ovulation rate and early embryo development in response to superovulatory FSH treatments in sheep". *Theriogenology*, 63, (2005), 1973-1983. [116] :
145. Vellet, J.C. et Leboeuf, B. Et Remy, B. Et Beckers, J.F. et Mermillod, P., "Effet de Prétraitements agoniste et antagoniste de gnRH sur la production d'embryons chez la brebis et la chèvre". *11ème Rencontres autour des Recherches sur les Ruminants, La Villette, Paris, December 8-9th*, (2004). [117] :
146. [Www.agronomie.info/fr/anatomie-et-physiologie-de-l-appareil-genital-de-la-brebis/](http://www.agronomie.info/fr/anatomie-et-physiologie-de-l-appareil-genital-de-la-brebis/). [120] :
147. [Www.beep.ird.fr/collect/eismv/index/assoc/TD06-38.dir/TD06-38.pdf](http://www.beep.ird.fr/collect/eismv/index/assoc/TD06-38.dir/TD06-38.pdf) . [121] :
148. [Www.cansheep.ca/Users/Docs/cansheepsec80%20reproduction\\_EC1.pdf](http://www.cansheep.ca/Users/Docs/cansheepsec80%20reproduction_EC1.pdf). [122] :
149. [Www.cepoq.com/admin/useruploads/files/conference\\_wcsw.pdf](http://www.cepoq.com/admin/useruploads/files/conference_wcsw.pdf) . [123] : 2 fois
150. [Www.cepoq.com/admin/useruploads/files/la\\_reproduction\\_chez\\_les\\_ovins\\_2012.pdf](http://www.cepoq.com/admin/useruploads/files/la_reproduction_chez_les_ovins_2012.pdf).
151. [Www.cepoq.com/admin/useruploads/files/la\\_reproduction\\_chez\\_les\\_ovins\\_2012.pdf](http://www.cepoq.com/admin/useruploads/files/la_reproduction_chez_les_ovins_2012.pdf). [124] ) 3fois
152. [Www.cepoq.com/admin/useruploads/files/la\\_reproduction\\_chez\\_les\\_ovins\\_2012.pdf](http://www.cepoq.com/admin/useruploads/files/la_reproduction_chez_les_ovins_2012.pdf)[124] : 9 fois
153. [Www.physiologie.envt.fr/wp-content/uploads/2011/11/poly-reprod-2015.pdf](http://www.physiologie.envt.fr/wp-content/uploads/2011/11/poly-reprod-2015.pdf)[126] : 4 fois
154. [Www.prodinra.inra.fr/ft?Id=4033BE75-7E17-433A-8454-D8E5C19A2B59](http://www.prodinra.inra.fr/ft?Id=4033BE75-7E17-433A-8454-D8E5C19A2B59). [127] : 2 fois
155. [Www.theses.univ-oran1.dz/document/13201348t.pdf](http://www.theses.univ-oran1.dz/document/13201348t.pdf) [128] : [128]
156. [Www.univ-setif.dz/MMAGISTER/images/facultes/SNV/2010/arboucheyasmine.pdf](http://www.univ-setif.dz/MMAGISTER/images/facultes/SNV/2010/arboucheyasmine.pdf)[129]:2 fois
157. W83.Madr., 2006. *Statistique du ministère de l'agriculture et développement rural*
158. W29.Commission Nationale angr. "Rapport national sur les ressources génétiques animales" : Algérie, République algérienne démocratique et populaire. Alger, (2011), 46 p

