

RÉPUBLIQUE ALGÉRIENNE DÉMOCRATIQUE ET POPULAIRE

Ministère de l'enseignement supérieur et de la recherche scientifique

Université Abdelhamid Ibn Badis-Mostaganem

Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie

Département des Sciences Agronomiques

Laboratoire de Physiologie Animale Appliquée – LPAA –



Mémoire

Présenté en vue de l'obtention du diplôme de

MASTER 2

En sciences agronomique

Option :

Génétique et reproduction animale

Par :

SEDDAR YAGOUB Fatma

Thème

EFFET DE LA SYNCHRONISATION DES CHALEURS SUR LA FERTILITE DE LA BREBIS DE LA RACE REMBI

devant le jury :

Président	KEBIR Ahmed	Médecin vétérinaire et docteur en science
Examineur	MAZOUZ Mustapha	Maitre Assistant A
Encadreur	KHIATI Baghdad	Maitre de conférence A
Co-encadreur	HALBOUCHE Miloud	Professeur (université de Mostaganem)

Année universitaire : 2016/2017

Remerciements

A TRAVERS CE MODESTE TRAVAIL, JE TIENS A EXPRIMER
MES PROFONDES LOUANGES A ALLAH QUI M'A DONNE
LA FORCE ET LA VOLONTE POUR REALISER CE TRAVAIL.

A

DR KIBIR Ahmed président de jury et Médecin vétérinaire et docteur en science Vous nous faites un grand honneur d'accepter la présidence de notre jury de thèse.

DR MAZOUZ Mustapha Examineur 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.

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.

Dr. Khiati Baghdad qui m'a fait l'honneur d'accepter mon encadrement et m'a guidé au cours de ce travail et pour sa gentillesse et son aide aussi.

Je remercie DR KHADIDJA, Dr AYAD, Dr DERAR, Dr HALLOS DR HACHI DR FATIMA ET FATIMA et aussi les gents qui travaillent au niveau de la ferme expérimentale pour leurs aide à réaliser cette expérimentation

JE REMARCIE AUSSI, DR AMAR Sofiane, DR ABED Fouzia ET MSAID Oussama car c'est grâce à vous j'ai pu terminer ce travail.

En fin, à tous ceux qui ont aidé à réalisation de ce travail

Mes sincères remerciements.....

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 :

Toutes mes sœurs et leurs époux

Tous mes frères et leurs femmes

Mes neveux et mes nièces

Ma tante et ma cousine

A mes chères copines et chers amis

A toute personne qui m'on aider;

Fatma

RESUME

Notre expérimentation a été réalisée au niveau de la ferme expérimentale de l'institut des sciences vétérinaires de Tiaret, durant la période qui s'étend du 16 avril jusqu' au le 20 mai 2017.

Le troupeau utilisé dans notre expérimentation appartient à la race Rembi et se compose de 10 brebis et 2 béliers (bien déparasité + flushing+ apport vitaminique en injectable)

Cette étude se caractérise par 3 étapes essentielles : la pose des éponges vaginales, le retrait des éponges après 14 jrs suivi d'une injection de la PMSG à différentes doses et finalement la réalisation des prélèvements sanguins dans le but de mesurer la progestéronémie pour confirmer la gestation à l'aide du test d'Elisa

09 brebis ont été réparties en 3 groupes recevant des doses différentes de la PMSG (350,450 et 700 UI) et une brebis témoin ; 80% des brebis synchronisées ont été gestantes avec la présence d'une différence dans la réponse au traitement de la synchronisation au sein des groupes qui est peut être due :la différence de sensibilité à la PMSG, le degré de l'anoestrus de ses brebis, la prolificité, le poids de la femelle avant la mise en lutte et le stade physiologique de la brebis (allaitante ou taries)....

Mots clés : brebis, Rembi, synchronisation, PMSG, progestéronémie.

Abstract

Our experiment was carried out at the experimental farm of the Institute of Veterinary Sciences of Tiaret during the period from 16 April to 20 May 2017.

The herd used in our experimentation belongs to the Rembi breed and consists of 10 ewes and 2 rams (well dewormed + flushing + vitamin intake in the form of injection)

This study is characterized by three essential steps: vaginal sponge placement, sponge removal after 14 days and injection of PMSG at different doses, and finally blood sampling to measure progesteroneemia (confirming gestation) Using the Elisa test

09 ewes were divided into 3 groups receiving different doses of PMSG (350,450 and 700 IU) and one control ewe

80% of synchronized ewes were pregnant with a difference in response to treatment of synchronization within groups that may be due to: the difference in sensitivity to PMSG, the degree of anoestrus in the ewes Prolificity The weight of the female before the start of the fight and the physiological stage of the ewe (lactating or dry).

Key words: sheep, Rembi, synchronization, PMSG, progesteroneemia, response to treatment.

المخلص

أجريت تجربتنا في المزرعة التجريبية لمعهد العلوم البيطرية في تيارت خلال الفترة الممتدة من 16 أبريل إلى 20 ماي 2017. القطيع المستخدم في تجربتنا ينتمي إلى سلالة Rembi ويتكون من 10 نعاج و كبشين حيث تم علاج القطيع بعلاج مضاد للديدان و flushing وفيتامينات على شكل حقن.

وتتميز هذه الدراسة من خلال ثلاث خطوات أساسية: وضع الإسفنجة المهبلية، وإزالة الإسفنجة بعد 14 يوما وحقن PMSG بجرعات مختلفة، وأخيرا أخذ عينات الدم لقياس هرمون البروجسترون في الدم (تأكيد الحمل) باستخدام اختبار ELISA قمنا بتقسيم 9 نعاج على ثلاث مجموعات حيث تتلقى كل مجموعة جرعة مختلفة من الـ PMSG (350,450,700 UI) و نعجة شاهدة.

80% من النعاج كانت حاملا مع اختلاف في الاستجابة لعلاج تزامن الشبق داخل المجموعات ويرجع ذلك لفرق الحساسية

للـ PMSG , درجة anoestrus, prolificité و وزن النعجة قبل المعالجة و المرحلة الفيزيولوجية (مرضعة ام لا)

LISTE DES TABLEAUX

Tableau I : Evolution de l'effectif du cheptel de 2001 à 2010.....	2
Tableau II : Répartition du cheptel ovin algérien	3
Tableau III : Effet du niveau d'énergie et de protéines sur l'âge à la puberté	11
Tableau IV : Pourcentages d'agnelles présentant des chaleurs à 6 mois d'âge chez différentes races ovines	14
Tableau V : Les différents moyens d'utilisation de (FGA) sous forme d'éponges vaginales chez les ovins	40
Tableau VI : Influence de l'eCG sur la fertilité, la prolificité et la fécondité après traitement progestatif des brebis Lacaune pendant la saison sexuelle	45
Tableau VII : Dose de PMSG à administrer en fonction du génotype du type de femelle et de la période de l'année	46
Tableau VIII : Comparaison de 3 traitements de synchronisation utilisant les PGF2 α chez la brebis cyclée au traitement progestagène classique	47
Tableau IX : Fertilité, prolificité et fécondité des brebis de race Lacaune traitées par la combinaison (FGA ,eCG et la mélatonine) et les brebis témoins	50
Tableau X : tableau récapitulatif de l'expérimentation.....	59
Tableau XI : Résultat de la progestéronémie des différentes 03 lots d'expérimentation	60

Liste des figures

Figure 1 : L'anatomie de l'appareil génital de la brebis.....	5
Figure 2 : Coupe schématique d'un ovaire	6
Figure 3 : Col utérin de brebis.....	8
Figure 4 : Schéma du cycle sexuel chez la brebis	18
Figure 5 : Interaction Inhibine – Axe hypothalamo-hypophysaire	23
Figure 6 : Le pourcentage des brebis gestantes traitée par la PMSG et brebis non gestantes.	61
Figure 7 : Le pourcentage des brebis gestantes et non gestantes de l'expérimentation	62

Liste des photos :

Photo 1 : Antiparasitaire interne : VALBENZEN 1 ,9 %»	52
Photo 2 : Antiparasitaire injectable : BAYMEC	52
Photo 3 : vitamines : COFAVIT.....	52
Photo 4 : Eponges vaginales.....	52
Photo 5 : Appicateur.....	53
Photo 6 : PMSG.....	53
Photo 7 : désinfectant : permanganate de potassium »	53
Photo 8 : Matériels d'identification : pince+ boucle d'oreille	53
Photo 9 : Vacutainers secs sous vide.....	54
Photo 10 : Epindorffes.....	54
Photo 11 : Appareil ELISA utilisé pour le dosage de progestérone.....	58
Photo 12 : Le réactif utilisé pour le dosage de la progestérone.....	59

Liste des abréviations :

PMSG : gonadotrophine extraite du sérum de jument gestante

GnRH: la Gonadolibérine

LH : hormone lutéinisante

FSH: hormone folliculo-stimulante

FGA: Acétate de fluorogestone

eCG : équine chorionique gonadotropine

CIDR : Control Internal Drug Release

MGA : acétate de mélangestol

ha: hectare

cm : centimètre

mm: millimètre

h : heure

mg: milligramme

UI: unité internationale

ng nano gramme

C : carbone

Table des matières :

Remerciement	
Dédicace	
Résumé	
Liste des tableaux	
Liste des figures	
Liste des photos	
Liste des abréviations	
Table des matières	
Introduction	1

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

CHAPITRE I : APERÇU SUR L'ELEVAGE OVIN EN ALGERIE

1. GENERALITE.....	2
2. PLACE DE L'ELEVAGE DANS L'ECONOMIE ALGERIENNE.....	3
3. LA RACE REMBI	4

CHAPITRE II : ANATOMIE DE L'APPAREIL GENITALE

1.GENERALITE.....	5
1.1 Les ovaires.....	5
1.2 Oviducte	6
1.3 Infundibulum.....	6
1.4 Ampoule.....	6
1.5 Isthme	7

1.6 L'utérus	7
1.7 Le vagin.....	8
1.8 Les organes génitaux externes.....	9

CHAPITRE III : LE CYCLE SEXUEL DE LA BREBIS

1. PUBERTE.....	10
1.1 Définition.....	10
1.2 Facteurs affectant la puberté.....	10
1.2.1 Age à la puberté	10
1.2.2 Poids à la puberté.....	12
1.2.3 Déterminisme de la puberté (Photopériodisme).....	12
2. MATURITE SEXUELLE CHEZ LA BREBIS.....	13
2.1 Influence du développement corporel sur la maturité sexuelle.....	13
2.2 Influence de la race sur la maturité sexuelle.....	14
2.3 Influence de la période de naissance sur la maturité sexuelle.....	14
3. PHYSIOLOGIE DE LA REPRODUCTION.....	15
3.1 Cycle sexuel chez la brebis.....	15
3.1.1 Définition	15
3.1.2 Durée du cycle.....	15
3.1.3 Phases du cycle.....	16
3.1.4 Les variations hormonales au cours du cycle.....	18
3.1.4.1 Les hormones hypothalamiques.....	18
3.1.4.2 Les hormones hypophysaires.....	19
a- FSH.....	20
b- LH.....	20
c- Prolactine.....	20
3.1.4.3 Hormones ovariennes.....	20

a- œstrogènes (E ₂).....	21
b- Progestérone.....	21
c- cybérines.....	23
3.1.4.4 Hormones utérines.....	24
a- La prostaglandine (F2 α).....	24
b- Ocytocine	25
3.2 Anoestrus saisonnier	25
3.2.1 Définition	25
3.2.2 Duré.....	25
3.2.3 L'explication physiologique de l'anoestrus saisonnier.....	25
3.2.3.1 Action dépendante des œstrogènes	26
3.2.3.2 Action indépendante des œstrogènes	27
3.2.4 Facteurs de variation de l'anoestrus saisonnier.....	28
a- La lumière	28
b- La température.....	28
c- L'introduction des béliers dans le troupeau.....	28
d- Niveau alimentaire	28
3.2.5 Anoestrus de lactation	29
3.2.6 Sources de variations de la durée de la saison sexuelle	29
1. Localisation géographique	30
2. Race	30
3. Âge.....	31
4. Nutrition	31
5. Environnement.....	31

CHAPITRE IV : LA MAITRISE DE LA REPRODUCTION

1. OBJECTIFS	32
1.1 Groupage des mises bas.....	32
1.2 Reproduction hors saison.....	32
1.3 Mise à la reproduction précoce des agnelles.....	32

3.3 Transfert embryonnaire (T.E)	34
2. METHODES DE SYNCHRONISATION DES CHALEURS	33
2.1 Moyens Zootechniques	33
2.1.1 Alimentation.....	33
2.1.2 Effet bélier.....	34
2.1.3 Programme lumineux	36
2.2 Moyens Hormonaux.....	38
2.2.1 Moyens lutéolytiques (Prostaglandine F2 α et analogues)	38
2.2.2 Progestérone et progestagènes	39
A- Les éponges vaginales.....	39
B- Le CIDR.....	41
C- MGA.....	41
D- Injectable.....	41
E- Implant sous-cutané.....	42
2.2.3 Mélatonine.....	42
2.3 Méthodes combinées	44
2.3.1 Combinaison du traitement Progestérone-ECG	44
avec l'œstradiol 17 β	
2.3.2 La synchronisation des chaleurs par léponges vaginales	45
imprégnées de progestagènes	
A- Eponges vaginales associées à l'ECG.....	45
b- Eponges vaginales associées à la (PGF2 α).....	47
c- Eponges vaginales associées à l'effet bélier	48
d- Eponges vaginales associées à la GnRH.....	48
2.3.3 Résultats_obtenus par combinaison d'ECG, FSH.....	49
et les implants de progestagènes	
2.3.4 Association mélatonine avec un traitement hormonal de.....	49
Synchronisation	

LA PARTIE EXPERIMENTALE

1. L'OBJECTIF D'ETUDE	51
2. LE CADRE D'ETUDE	51
3. MATERIELS ET METHODES	51
3.1 Présentation de l'élevage.....	51
3.2 Produits et instruments	52
3.3 Protocole expérimenta.....	54
3.4 Réalisation	55
3.4.1 La pose, retrait et l'injection de la PMSG.....	55
3.4.2 Les prélèvements sanguins et analyses biochimique	57
a- La réalisation des prélèvements sanguins.....	57
b- Mesure de la progestérone sérique.....	57
1. Principe du teste	57
2. Stockage et stabilité du kit	58
3. Equipement et matériel requis, mais non fournis.....	58
3.5 Tableau récapitulatif de l'expérimentation	59
4 .RESULTAT	60
4.1 Tableau	60
4.2 Présentations graphiques	61
5. DISCUSSION	63
a- La brebis témoin: Sans PMSG	63
b- Les brebis du 1 ^{er} groupe : traité par 350 UI de PMSG.....	63
c- Les brebis du 2 ^{eme} groupe : traité par 450 UI de PMSG	65
d- Les brebis de 3 ^{eme} groupe : traitées par une dose de 700 UI.....	65

Conclusion

Références bibliographiques

Annexes

PARTIE
BIBLIOGRAPHIQUE

INTRODUCTION

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

Introduction :

L'élevage ovin est estimée à environ 22.8 millions de têtes en 2010[120] qui se répartissent sur la totalité du territoire nationale spécialement les hauts plateaux et la steppe sur une grande superficie pastorale évaluée à environ 20 millions d'hectares. [120]

Le mode d'élevage ovin, pratiqué depuis très longtemps dans notre pays, est de type semi-extensif mais de manière traditionnel, avec une productivité très limitée ce qui nécessite l'utilisation des techniques nouvelles d'intensification, spécialement en matière de maîtrise de la reproduction, telle que, la synchronisation des chaleurs à l'aide des traitements hormonaux. [120].

Cette maîtrise de la reproduction présente plusieurs avantages selon (Thibault et Levasseur, 1991)[119] elle permet :

- De choisir les périodes de reproduction suivant les disponibilités fourragères ;
- De diminuer les périodes improductives ;
- D'optimiser la taille de la portée ;
- D'accélérer le progrès génétique.

C'est également un outil indispensable pour la mise au point des biotechnologies appliquées à l'élevage. [120]

La réussite de ces programmes dépendra de l'état physiologique de l'animal au moment des traitements hormonaux, le régime alimentaire, à la race, l'âge et la saison

Objectif de l'étude :

Cette étude a tracé comme objectif d'étudier la réponse des brebis de race Rembi à un traitement de synchronisation des chaleurs en période de faible activité sexuelle, en utilisant des éponges vaginales imprégnées de progestagènes associées à différentes doses de PMSG (350 ,450 et 700 UI) pour déterminer cette réponse on a mesuré le taux de la progestéronémie de chaque brebis .

Chapitre I : Aperçu Sur L'élevage Ovin En Algérie

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

1. GENERALITE.

En Algérie, l'élevage ovin compte parmi les activités agricoles les plus traditionnelles et occupe une place très importante dans le domaine de la production animale, et constitue le premier fournisseur de viande rouge du pays. Cependant, la productivité varie considérablement d'une région à l'autre en fonction des races, des systèmes d'élevage, des modalités de conduite des troupeaux et de l'environnement physique et socio économique [113].

Pour l'effectif national du cheptel ovin, il est difficile de le connaître avec précision, le système de son exploitation, principalement nomade et traditionnel, ne le permet pas. Selon les statistiques du Ministère de l'Agriculture, l'effectif ovin a été estimé à environ 22.8 millions de têtes en 2010

(**Tableau 1**), l'effectif ovin national a subi une légère amélioration constante pendant la dernière décennie malgré les problèmes persistants de sécheresse, de mortalité liée aux manques des soins vétérinaires et de mise en culture des parcours. [113].

Tableau 1 : Evolution de l'effectif du cheptel de 2001 à 2010. Source : MADR « série E » [111].

Année	2001	2002	2003	2004	2005	2006	2007	2008	2009	2010
ovin	17298	17 057	17502	18293	18909	19615	20154	19946	21404	22868

Le cheptel évoluant en milieu steppique représente 80% de l'effectif national. La charge animale pratiquée actuellement est d'environ 1 ha pour une tête pour l'ensemble des parcours palatables, ce qui montre une très forte exploitation des terrains de parcours [128]. Cette charge varie selon : les régions, l'importance des parcours et la concentration du cheptel [128].

- Région Ouest: 1 ovin /04 Ha
- Région Centre: 1 ovin/ 1,7 Ha
- Région Est: 1 ovin/0, 2 Ha.

Les troupeaux ovins sont répartis dans la partie nord du pays, avec toutefois une plus forte concentration dans la steppe et les hautes plaines semi arides céréalières (80% de l'effectif total); il existe aussi des populations au Sahara, exploitant les ressources des oasis et des parcours désertiques (**Tableau 2**) [113].

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

Tableau 2 : Répartition du cheptel ovin algérien [113].

Aire de répartition	Effectif	Pourcentage %
Steppe et hautes plaines Est	11 340 000	63
Centre Est (Steppe et hautes plaines)	1 998 000	11.1
Ouest de Saida et limites zones Sud	55 800	0.31
Massifs montagneux du Nord	4 500 000	25
Erg oriental sur les frontières tunisiennes	48 600	0.27
Oasis du Sud Ouest	34 200	0.19
Le grand Sahara Algérienne	23 400	0.13

2. PLACE DE L'ELEVAGE OVIN DANS L'ECONOMIE ALGERIENNE.

La production annuelle de viande contrôlée est estimée à 16500 tonnes ou 65% de la production nationale. A cela s'ajoute les quantités provenant de l'abattage non contrôlé (estimées à 40% de cette quantité) et les sacrifices des fêtes et périodes religieuses. En Algérie la production de viande reste insuffisante pour la demande locale, elle est complétée par l'importation annuelle de 19.7 tonnes de viandes bovine et ovine [46].

L'élevage ovin représente la spéculation agricole la plus importante. Le secteur de la production animale, fournie près de 5 billions de dollars. L'élevage des petits ruminants, contribue avec 52% et représente 35% de la production agricole totale (Benaissa, 2001). Il occupe ainsi une place importante sur le plan économique et social. Sa contribution à l'économie nationale est importante dans la mesure où il représente un capital de plus d'un milliard de dinars. C'est une source de revenu pour de nombreuses familles à l'échelle de plus de la moitié du pays. [46].

L'élevage ovin dans l'Algérie est géré de manière traditionnelle dans la quasi-totalité des exploitations privées et certaines fermes étatiques, subit les affres des aléas climatiques, environnementaux, nutritionnels et pathologiques [113]. Ce mode d'élevage se caractérise par :

- L'insuffisance des ressources alimentaires, surtout dans les parcours steppiques où se situe la plus grande concentration ovine, avec le plus souvent un nomadisme en fonction de la disponibilité fourragère laquelle est tributaire des conditions climatiques.

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

- La reproduction naturelle, non contrôlée que ce soit pour la charge bélier/nombre de brebis, la sélection, l'âge de mise à la reproduction ou même l'âge à la réforme.
- Les mauvaises pratiques d'élevage conséquentes au faible niveau de technicité des éleveurs [113].

3. LA RACE REMBI.

Le mouton Rembi, figure parmi les principales races ovines en Algérie, il est issu d'un croisement entre le Mouflon de Djebel AMOUR (appelé également LAROUÏ) et la race Ouled Djellal. Son aire originale d'expansion est représentée par la zone allant d'Oued Touil à l'Est au Chott Chergui à l'Ouest et de Tiaret au Nord à Aflou et EL Bayadh au Sud. Mais, actuellement on retrouve le mouton Rembi sur l'ensemble des zones steppiques [128].

La race Rembi est haute sur pattes. La hauteur au garrot dépasse les 75cm. C'est une race à forte dentition résistante à l'usure, lui permettant de valoriser les végétations ligneuses et de retarder jusqu'à 9 ans l'âge de réforme. Elle est bien adaptée aux zones d'altitudes [128].

Ce mouton à tête rouge ou brunâtre et robe chamoise est le plus gros ovin d'Algérie. Le bélier pèse 90 kg et la brebis 60 kg (CN AnRG, 2003). Cette race est particulièrement rustique et productive; elle est très recommandée pour valoriser les pâturages pauvres de montagnes, et les pâturages ligneux de l'Atlas Saharien [128].

Les performances reproductives sont:

- Age au premier oestrus: 12 mois.
- Saisonnalité d'oestrus: Avril-Juillet (printemps) et de septembre à décembre (automne).
- Age au premier agnelage: 17 à 18 mois.
- Fécondité: 95%.
- Prolificité: 110%
- Nombre d'agneaux au sevrage pour 100 brebis: 80%.
- Longévité: brebis: 9 à 10 ans, bélier 10 à 12 ans [128].

Les productivités numérique et pondérale sont les plus élevées comparativement aux races de la steppe. Les poids des animaux aux différents âges sont supérieurs de 10 à 15% de ceux de la race Ouled Djellal. Une sélection en masse et une augmentation de ses effectifs en race pure paraissent indispensables à brève échéance pour maintenir ce patrimoine génétique [128].

Chapitre II

Anatomie de l'appareil génital

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

CHAPITRE 2 : ANATOMIE DE L'APPAREIL GENITALE.

1. GENERALITES

Les différents organes reproducteurs chez les brebis comprennent : (Figure. 1)

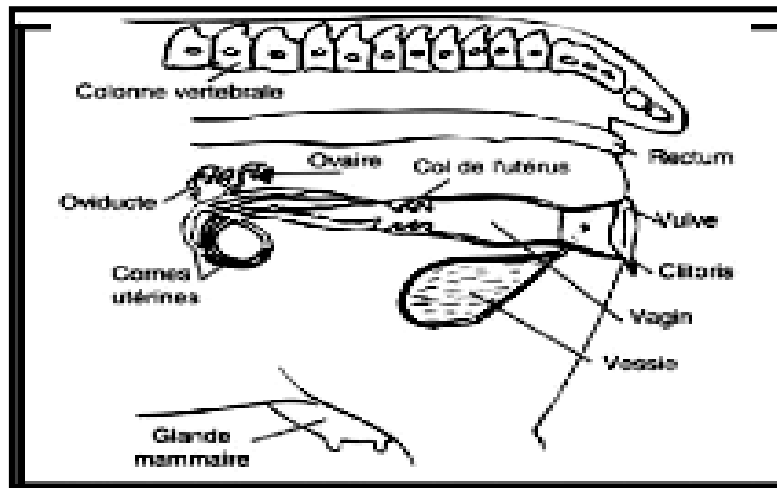


Figure. 1 : L'anatomie de l'appareil génital de la brebis. [12]

1.1. Les ovaires :

L'activité des ovaires est commandée par les sécrétions gonadotropes de l'hypophyse. L'ovaire produit les ovules, qui passent, via le pavillon, dans l'oviducte. Après l'ovulation, certaines structures ovariennes sécrètent des hormones qui vont préparer l'utérus pour la gestation [12]. Chez la brebis, les ovaires sont aplatis, mesurent 1,5cm de longueur [121].

Les ovaires gauches et droits sont suspendus dans la cavité abdominale par le ligament large. Chacun d'eux a une forme d'amande, leur poids individuel dépend de la saison et du moment du cycle oestrien, et il est compris entre 3-5g.

L'ovaire est composé de deux tissus distincts :

- La partie médullaire, ou stroma, qui comprend du fibroblaste, des nerfs et des vaisseaux sanguins.
- Le cortex dans lequel les différents types de follicules se développent. C'est dans ce dernier que se déroule la folliculogenèse [11]. (Figure. 2)

L'ovaire peut atteindre jusqu'à $8,6 \pm 2.0g$ après le traitement de super ovulation à la PMSG [11].

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

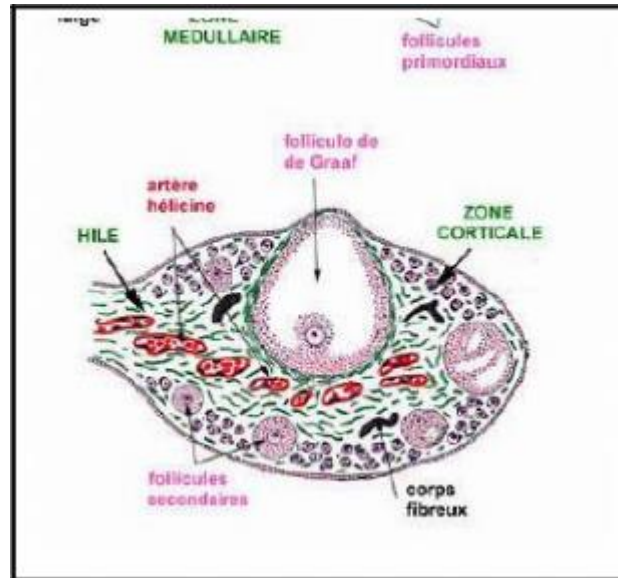


Figure. 2. Coupe schématique d'un ovaire [11].

1.2. Oviducte ou « Trompe Utérine » :

C'est un organe tubulaire circonvolutionné de 15 à 19cm de long qui a pour rôle de recueillir l'ovule et de le conduire après fécondation vers l'utérus, il est constitué de trois portions qui sont représentées par :

1.3. Infundibulum :

C'est le pavillon qui coiffe l'ovaire, peut être assimilé à un entonnoir dont la surface permet de capter les ovocytes au moment de la ponte ovulaire, cette surface est de 6 à 10 cm². L'ouverture du pavillon est rattachée en un seul point central à l'ovaire. La partie centrale de l'infundibulum ou « Ostium abdominale » est située au centre d'une frange irrégulière « la fimbria » pourvu de nombreuses cellules ciliées et qui n'est attachée qu'à un point de l'ovaire afin d'assurer la jonction.

De nombreux vaisseaux sanguins en se congestionnant assurant une sorte d'érection et donc un meilleur contact avec l'ovaire au moment de l'ovulation. [12].

1.4. Ampoule :

Fait suite à l'infundibulum et qui est la partie la plus large, sa longueur est de 9,2cm, [34]. C'est au niveau de l'ampoule que s'effectue la fécondation.

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

1.5. Isthme :

C'est la partie la plus étroite en liaison avec l'utérus, son diamètre est de 0,5 à 1mm, et sa longueur est de 4,4cm [34]. Sa jonction utéro tubaire présente une flexion pendant l'œstrus chez la brebis.

1.6. L'utérus :

L'utérus est de type « bicornis » qui comprend :

- Deux cornes utérines relativement longues de 10 à 12cm, elles sont accolées l'une contre l'autre dans toute la partie postérieure et leur segment libre comme les canons d'un fusil à deux coups, leur parties libres dirigées latéralement et s'atténuent en pointe à l'extrémité et sont circonvolutionné à leur sommet d'une longueur de 1cm.
- Le corps de l'utérus à environ 2cm de long.
- Le col de l'utérus ou « cervix » dont la longueur est de 4 à 10cm, il est placé tout à fait en position inférieure, à sa partie supérieure on trouve un cul de sac vaginal large de 1,5cm, à sa partie inférieure, la muqueuse du plancher de la région la plus postérieure du vagin se soulève en un pli en forme de fer à cheval qui entoure le dernier coussinet du col et participe aussi à la fermeture de cet organe [11].

L'endomètre et le myomètre composent la paroi utérine. L'endomètre comprend de 80 à 100 caroncules de tissus conjonctifs, dont la structure ressemble à celle du stroma ovarien, et des glandes utérines réparties dans l'endomètre dont la structure est tubulaire, ramifiée ou torsadée. Ces glandes sont plus nombreuses dans les cornes utérines que dans le cervix, leur activité varie avec le stade du cycle œstrale et leurs sécrétions jouent un rôle important dans le développement de l'embryon, mais probablement aussi dans les modifications des spermatozoïdes juste avant la fécondation. [47].

Le cervix est une partie très importante qui sépare, en permanence, la cavité utérine de la cavité vaginale. Les parois du cervix présentant des proéminences en anneaux dues à la musculature qui peut atteindre chez la brebis une épaisseur de 6 à 9mm et comprend des faisceaux irréguliers de muscles lisses et de fibres de collagènes [11].

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 [121].

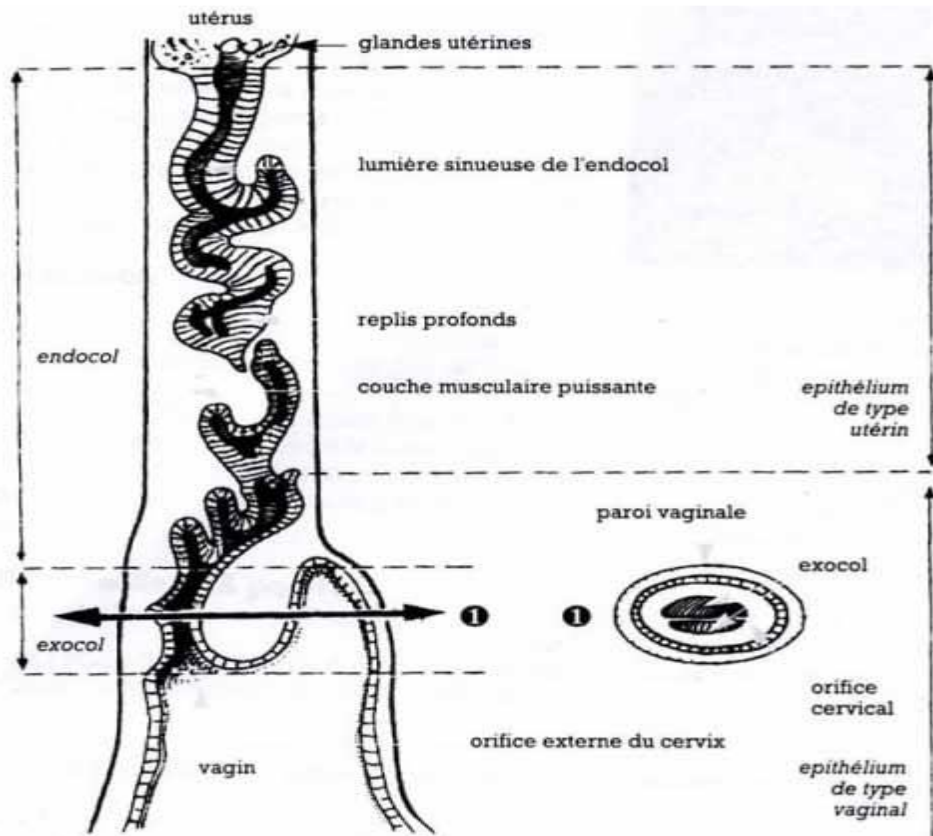


Figure 3. Col utérin de brebis. **COGNIE et al.** [120].

1.7. Le vagin :

Il est long de 10 à 14cm; et s'étend horizontalement dans le bassin et il est légèrement aplati, sa paroi est mince dilatable, bien irriguée. [46].

Le vagin est l'endroit où la semence est déposée lors de la saillie. Son apparence intérieure change en fonction du stade du cycle sexuel. Lorsqu'une brebis est en chaleur, le vagin contient un fluide plus ou moins visqueux, sécrété par le col de l'utérus, et sa muqueuse prend une coloration rougeâtre, causée par l'augmentation de l'irrigation sanguine. Les brebis dont le vagin est plutôt sec et de couleur pâle ne sont probablement pas en chaleur [124].

1.8. Organes génitaux externes :

1.8.1. La vulve :

C'est la partie commune de l'appareil urinaire et génitale. Elle est formée de vestibule vaginal et l'orifice vulvaire délimitée par les lèvres ; la longueur du vestibule est d'environ le quart de celle du vagin. La longueur du tractus génital de l'extrémité postérieure du cervix au pavillon est de 38cm. [46].

1.8.2. Le clitoris :

Le clitoris de la brebis est un organe sensible et érectile, ses racines sont deux corps clairs, aplatis et minces longs de 2,5cm, arrondi assez mince à son origine et légèrement fluctueux. On note aussi l'existence de glandes de Bartholin ont la sécrétion lubrifiante facilite l'accouplement. [1].

Chapitre III : le cycle sexuel de la brebis

1. LA PUBERTE

1.1. Définition :

La puberté se définit comme étant la première manifestation du comportement œstral de la jeune femelle. Cette première chaleur doit être suivie par la production d'un corps jaune fonctionnel. Cette précision est importante puisqu'il a été démontré que la plupart des agnelles présentent des ovulations silencieuses (ovulation sans chaleur) ou des chaleurs silencieuses (chaleur sans ovulation) avant leur puberté. Ces observations illustrent l'immaturation du système hormonal de la jeune femelle pendant la courte période de transition qui précède la puberté. [124].

Les étapes du processus qui mènent à la puberté sont comparables à celles observées durant la période de transition entre la période anoestrals et le début de la saison sexuelle. Ainsi, ce sont des changements au niveau des relations et des interactions entre les hormones produites par le cerveau et les ovaires qui induisent la première chaleur et la première ovulation d'une agnelle [124].

1.2. Facteurs affectant la puberté :

La puberté correspond au moment auquel la reproduction de l'agnelle devient possible. Il n'existe pas d'âge ni de poids fixes où l'agnelle atteint la puberté [124].

1.2.1. Age à la puberté :

En général, on observe que l'agnelle atteint la puberté entre 5 et 9 mois d'âge. Cependant, l'âge à la puberté dépend de nombreux facteurs génétiques et environnementaux qui agissent simultanément pour contrôler le moment de la première chaleur : l'alimentation, la race, le sexe et la saison. [124].

- **Alimentation** : Il est bien admis que les agnelles qui ont un gain de poids supérieur durant la période pré-pubertaire atteignent la puberté à un poids plus élevé et à un âge plus précoce. C'est un facteur important pour les deux sexes, les jeunes animaux sous-alimentés présentent un retard de croissance qui entraîne un retard de puberté. . [124].

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

Une sous alimentation sévère empêche l'ovulation chez l'agnelle suite à un défaut de sécrétion de GnRH et par conséquent diminue le pic de LH responsable de l'ovulation [72].

D'autre part, une alimentation excessive des agnelles produit un gain moyen journalier trop élevé qui a des effets néfastes sur le taux de fertilité, la survie embryonnaire, la facilité d'agnelage et surtout sur la production laitière au premier agnelage, en plus d'entraîner des coûts élevés d'alimentation. La majorité des études ont montré que le type de ration (niveaux d'énergie ou de protéines) n'est pas le principal facteur qui influence l'âge à la puberté. Celui-ci est davantage relié au gain de poids de l'agnelle et au moment où l'agnelle atteint le poids seuil qui détermine la puberté. . [124].

Ainsi, des agnelles recevant des rations faibles en énergie ou dont le niveau de protéines est faible, atteignent la puberté au même poids que des agnelles alimentées selon les recommandations alimentaires. Par contre, l'âge à la puberté est retardé en fonction du temps que l'agnelle prendra à atteindre le poids seuil. Les illustrent bien ce concept (Tableau 3).

Tableau 3 : Effet du niveau d'énergie et de protéines sur l'âge à la puberté. [124]

Variable	Témoin	Énergie restreinte	Protéine restreintes
Âge au début (jours)	132	130	133
Poids initial (kg)	35,0	35,5	35,5
GMQ (g/jour)	197	62	81
Poids à la puberté (kg)	46,8	44,1	44,3
Âge à la puberté (jours)	205	259	242

On doit donc s'attarder non pas au type de ration servie, mais bien au gain moyen quotidien que celle-ci produit.

- **Race et sexe** : Des différences importantes existent entre les races, et même entre les individus d'une même race, en ce qui concerne l'âge et le poids à la puberté. pour les femelles, l'âge moyen à la puberté est de 6 à 7 mois. Chez la Race D'man, les âges moyens à la première ovulation et au premier œstrus sont respectivement de 212 et 229 jours. La race Sardi atteint la puberté à un âge plus tardif (330 jours) [97].

Pour les mâles, l'âge moyen à la puberté est de 4,5 à 5 mois. Les premières saillies peuvent être très précoces, mais ce n'est qu'à l'âge de 18 mois que les béliers présentent une

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

fécondité acceptable. Un bélier adulte peut saillir dans les meilleures conditions 50 femelles. Pour un jeune, le nombre sera réduit à 30 femelles [32].

- **Saison** : la puberté ne peut se manifester qu'en saison de reproduction, donc l'âge à la puberté est en corrélation avec la saison de naissance.

En effet, les agnelles nées en Avril-Mai expriment leur puberté en automne (Novembre) ; saison normale de reproduction (, la photopériode est naturellement décroissante (jours courts) au moment physiologiquement opportun pour stimuler la puberté qui survient alors à l'automne vers 7 à 8 mois d'âge). Alors que les agnelles nées en Juin-Juillet expriment leur puberté en automne de l'année prochaine l'agnelle se trouvera en pleine contre-saison sexuelle (jours longs) [49].

1.2.2 Poids à la puberté :

Le poids et la conformation sont des facteurs déterminants de la puberté et de la mise à la reproduction des agnelles [107]. Les jeunes seront pubères quand ils atteignent 60 à 70 % du poids adulte. Le poids à la puberté dépend de la race : chez la race D'man il est de 21kg. Les deux races Sardi et Noire de Thibar atteignent la puberté à un poids plus élevé, qui est respectivement de 30kg et 50kg [115].

La fertilité des brebis s'améliore avec le poids vif, elle passe de 74% pour des brebis pesant moins de 30kg à 91 % chez celles ayant un poids compris entre 31 et 40kg. Elle atteint son maximum (100%) chez les brebis dont le poids est supérieur à 50kg [4].

N.B : Pour une même période de naissance, il ne devrait pas y avoir trop de différences de poids entre les agnelles. . [124].

Le poids vif des agnelles au moment de la mise en accouplement doit correspondre à 2/3 ou 67 % du poids d'une brebis mature (3-4 ans d'âge) de la race ou du génotype de l'agnelle. Les agnelles qui sont saillies à un poids inférieur à la règle du « 2/3 du poids adulte » montrent une fertilité plus faible.[124].

1.2.3 Déterminisme de la puberté (Photopériodisme).

La puberté dépend essentiellement de la photopériode et de l'alimentation :

Pour la photopériode c'est le changement de la durée d'éclairement quotidien. C'est un signal qui va aboutir à des réactions internes traduites par des médiateurs spécifiques [43].

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

L'espèce ovine est une espèce dite à « jours courts » (J.C). Les jours courts sont stimulateurs de l'activité sexuelle et les jours longs (J.L) sont inhibiteurs. Il s'établit des états réfractaires soit aux jours longs, soit aux jours courts [22].

La mélatonine est le messager biochimique qui permet au système neuroendocrinien des animaux de mesurer la durée de l'éclairement quotidien. Elle est synthétisée principalement par la glande pinéale à partir du tryptophane et de la sérotonine [87].

La mélatonine agit au niveau de récepteurs identifiés principalement dans la pars tuberalis de la tige hypophysaire, mais également au niveau de l'hypothalamus vraisemblablement pré mamillaire (PMH) [85]. Elle contrôle la libération de la GnRH [83]. Cette hormone est caractérisée par une longue durée d'action, il faut attendre une quarantaine de jours pour que l'activité pulsatile des neurones à GnRH se déclenche [33].

Au cours de l'anoestrus saisonnier, les pulses de LH et de GnRH sont de faible fréquence mais de grande amplitude qui sont dues à leur sensibilité augmentée à l'effet rétrocontrôle négatif de l'œstradiol 17β d'origine folliculaire. La mélatonine secrétée en quantité de plus en plus importante, contribue à réduire l'effet rétrocontrôle négatif de l'œstradiol 17β . Il en résulte une augmentation de la fréquence de libération de GnRH et de LH et par conséquent la reprise de l'activité cyclique [57]. Cette sécrétion élevée se maintient pendant toute la période obscure, elle s'arrête lorsque la lumière stimule successivement la rétine, les noyaux supra chiasmatiques et la glande pinéale [60]. C'est grâce à la durée de cette sécrétion que les brebis, comme tous les mammifères, sont capables de mesurer la durée de la nuit et donc celle du jour [85] [101].

2. MATURITE SEXUELLE CHEZ LA BREBIS.

C'est l'âge où l'animal est capable d'exprimer son potentiel de production complet, il dépend du facteur génétique et du milieu, tels que le développement corporel de l'agnelle et la saison de naissance. [128].

2.1. Influence du développement corporel sur la maturité sexuelle.

Il existe une corrélation étroite entre le développement pondéral de l'agnelle et l'âge de mise en reproduction. En effet, ils ont évalué le poids de mise à la reproduction des brebis et ils signalent que le poids des agnelles à la puberté n'a qu'un effet statique sur la précocité sexuelle, c'est-à-dire qu'ils ont démontré que la régularité du développement corporel de

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

l'agnelle jusqu'à la puberté est essentiel pour une précocité sexuelle adéquate, alors que les agnelles sous alimentées en phase de croissance et ramenées en bon état juste avant la première lutte ont un taux d'œstrus à la puberté significativement inférieure [128].

2.2. Influence de la race sur la maturité sexuelle.

En supprimant l'effet de la saison de naissance, autrement dit, si les agnelles auraient l'âge précoce à la puberté pendant la saison sexuelle qui suit leur naissance, nous constatons des différences raciales [128]. Les résultats sont résumés dans le **Tableau 4**

Tableau 4: Pourcentages d'agnelles présentant des chaleurs à 6 mois d'âge chez différentes races ovines. [128].

Race	Pourcentage d'agnelles nées au printemps et présentant des chaleurs à l'automne
<i>Romanov</i>	100% (conditions expérimentales)
<i>Bérichon de chair</i>	50% („ „)
<i>Bleu de Maine</i>	60% („ „)
<i>Téxél</i>	30% („ „)
<i>D'man</i>	Peuvent être fécondées à 5 mois avec une bonne préparation
<i>Ouled.Djellal</i>	Fécondation en steppe de 15 à 18 mois d'âge

2.3. Influence de la période de naissance sur la maturité sexuelle.

Chez les races saisonnées, l'influence de la date de naissance est très importante. En effet, une agnelle née durant la période de l'anœstrus saisonnier peut avoir son premier œstrus la saison sexuelle suivante. Par contre, si elle naît après cette période, son premier œstrus n'apparaîtra qu'à la deuxième saison sexuelle (15 mois). Par contre, chez les races dessaisonnées ou à longue saison sexuelle, l'effet de la période de naissance n'est pas très important [128].

De l'étude des facteurs qui influencent la maturité sexuelle des brebis, nous pouvons retenir que le plus important est la bonne préparation alimentaire des agnelles gardées pour la production. En effet, la régularité de la croissance de ces agnelles leur assure un âge de mise en reproduction précoce et des résultats d'agnelage à leur première lutte satisfaisante [128].

3. PHYSIOLOGIE DE LA REPRODUCTION

3.1. Cycle sexuel chez la brebis :

3.1.1. Définition :

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. . [121].

Ou le cycle sexuel est l'ensemble de phénomènes endocriniens et comportementaux qui se déroulent entre deux ovulations successives, allant de la puberté et se continuent tout le long de la vie reproductive de la femelle [24].

Chez les mammifères, l'appareil génital de la femelle au cours et pendant la période d'activité sexuelle, présente une série de modifications structurelles qui se produisent toujours dans un même ordre, et elles sont répétées à des intervalles périodiques, en suivant un rythme bien défini pour chaque espèce. On peut considérer le cycle sexuel selon différents points de vue :

- Comportemental : intervalle entre deux chaleurs.
- Gonadal : intervalle entre deux ovulations.
- Gamétique : les deux phases ensemble, folliculaire et lutéale.
- Hormonal : phase oestrogénique : développement de follicule et progestérone (développement du corps jaune). [129].

3.1.2. Durée du cycle.

Les brebis sont considérées comme des poly estriennes saisonnières, c'est-à-dire que leur cycle annuel de reproduction est caractérisé par la succession de plusieurs cycles œstraux d'une durée d'environ 16 à 18 jours durant une partie de l'année (automne et hiver), qui est suivie d'une période ancestrale (printemps et été), où on observe une absence complète des cycles ovariens La fiche la reproduction. [122].

Pendant la saison sexuelle, les brebis viennent régulièrement en chaleurs, tous les 16 à 17 jours. Chez la race Barbarine, la durée moyenne est de 17,7 jours (16 à 20,5 jours) [77].

Au cours du diœstrus, le nombre des cellules et des polynucléaires de l'épithélium vaginal est maximal. L'examen de l'aspect des frottis vaginaux permet de déterminer la phase du cycle œstral [65].

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

3.1.3. Phases du cycle :

Le cycle sexuel de 17 jours peut être réparti en trois phases :

a) Phase folliculaire :

La durée moyenne de cette phase est de 3 à 4 jours, on distingue deux périodes :

- **Pro-oestrus** : correspond au développement et à la maturation folliculaire, suivis par une différenciation au niveau de l'ovaire d'un ou de plusieurs follicules mûrs, appelés aussi follicules de DeGrâaf. [29].

C'est une phase de croissance accélérée et finale du follicule ; elle dure en moyenne 2 à 3 jours chez la brebis. Pendant le prooestrus l'endomètre utérin est œdémateux 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 [121].

- **Oestrus** : L'oestrus ou chaleurs, est la phase de maturation et de déhiscence du follicule, donc de ponte ovulaire [121].
- La durée moyenne est de 30 à 36 heures, cette durée augmente proportionnellement avec le nombre d'ovules et avec l'âge. En effet, chez les jeunes femelles, la durée moyenne des chaleurs (28,3 heures) est plus courte que celle des adultes (62,2 heures) [29].

Et se manifestent en plus grand nombre de minuit à midi que de midi à minuit ; les signes physiques de l'oestrus, 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.[121].

La manifestation œstrale est toujours assez discrète, on note pendant l'œstrus une légère congestion de la vulve avec un faible écoulement de mucus au niveau de la commissure inférieure. Certaines femelles sont agitées, inquiètes, nerveuses et restent immobiles à l'approche du bélier. Elles chevauchent leurs congénères et acceptent d'être chevauchées et lors de traite, la brebis en chaleur donne un lait qui coagule à l'ébullition [119].

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'œstrus, il faut placer la brebis en présence du mâle et si elle est en chaleurs, elle accepte la saillie [129].

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

b) Phase d'ovulation :

Elle se produit 24 à 36 heures après le début des chaleurs où il y a libération d'un ou plusieurs ovocytes. Cette phase commence par une croissance rapide du follicule mûr qui fait saillie à la surface de l'ovaire, sa taille est de 5 à 7 mm. Il y a une sécrétion abondante du liquide folliculaire qui distend le follicule, sa paroi devient translucide et pâle. L'ovocyte libéré flotte dans la cavité, il est entouré de cellules de la corona radiata [52].

c) Phase lutéale :

Suite à l'ovulation, le follicule se transforme en corps jaune, c'est le début de la phase lutéale. Si l'ovule n'est pas fécondé, la phase lutéale est interrompue au bout de 13 à 14 jours et un nouveau cycle va s'installer. [29]. Elle se caractérise par 2 périodes :

-Le metoestrus : 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 metoestrus, l'écoulement vulvaire devient important et caséux 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 [121].

-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. 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 [121].

En résumant : cette phase est divisée en trois étapes :

- Etape de lutéogenèse : transformation du follicule en corps jaune
- Etape lutéotrophique : sécrétion de la progestérone par le corps jaune.
- Etape de lutéolyse : c'est la lyse du corps jaune en absence de fécondation, cette étape est dépendante des phénomènes hormonaux [29].

Il est possible de visualiser par ultrasonographie à haute résolution le corps jaune en voie de développement.

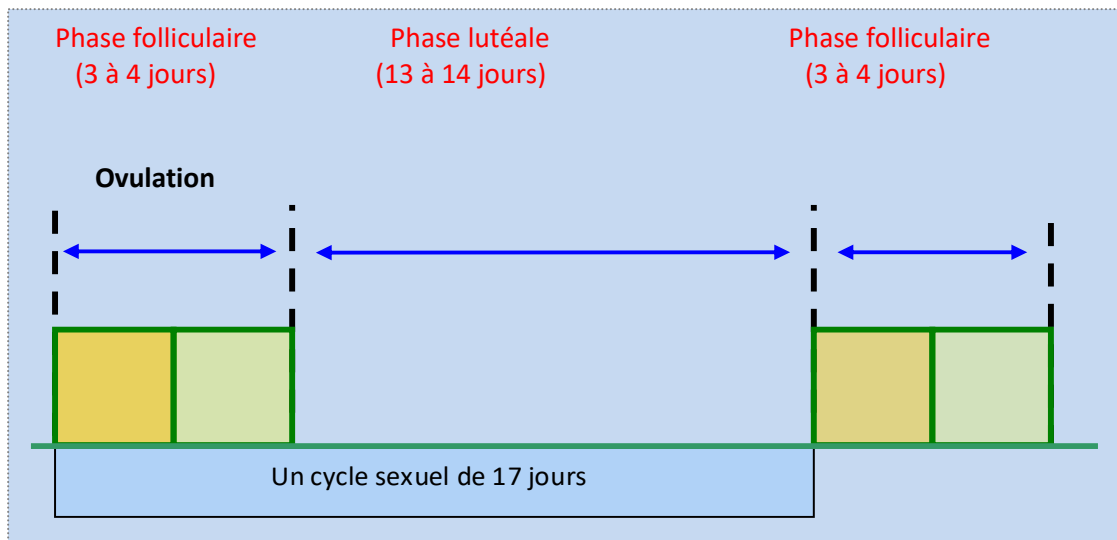


Figure 4 : Schéma du cycle sexuel chez la brebis [83].

3.1.4. 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 [29, 83].

Le fonctionnement ovarien est contrôlé principalement par quatre hormones : GnRH, FSH, LH et prolactine [81, 93, 29].

3.1.4.1. 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 [121].

La gonadotrophine releasing hormone ou GnRH qui est un décapeptide (10 acides aminés). Cette hormone contrôle la fonction reproductrice chez tous les vertébrés [112].

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

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

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 [81, 112].

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 [117].

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 [18, 3].

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). [126].

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. [126].

3.1.4.2. Hormones hypophysaires.

L'antéhypophyse secrète trois hormones responsables du contrôle de la fonction ovarienne : FSH, LH, et prolactine [39].

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. [126].

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

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'œstrogènes. En effet, l'augmentation du volume du follicule induit la sécrétion de LH. [48].

Elle prépare l'ovaire à l'action de LH par l'augmentation des récepteurs à cette hormone au niveau des cellules folliculaire. [128].

La FSH se trouve à un taux basal de 100 à 160 ng/l. Au début du cycle, la sécrétion de FSH, synchrone 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 [82]. Les études ont montrés que si le taux de FSH est très élevé, il provoque une superovulation. [116].

b) Luteinizing Hormone (LH) :

C'est une hormone lutéinisante, qui provoque l'ovulation. Elle est responsable de la sécrétion d'œstrogènes (par différenciation des cellules de la thèque interne en cellules steroïdogénese), 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 1ng/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 [63]. La sécrétion de LH est contrôlée essentiellement par trois hormones : l'oestradiol, la progestérone et la GnRH [83].

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 [101].

3.1.4.3. Hormones ovariennes :

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

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

a) Oestrogènes (E₂).

Ce sont des hormones sexuelles femelles en C18 produites essentiellement par les ovaires. Les oestrogènes naturels ont plusieurs représentants oestradiol 17- β , œstrone, œstriol. Le plus représenté est l'oestradiol 17- β . [126].

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 [48].

L'évolution des concentrations plasmatiques des œstrogènes chez la brebis est comparable à celle observée chez la vache, les valeurs sont plus élevées concernant tout l'ensemble des oestrogènes (l'œstrone, l'œstradiol α et l'œstradiol β) [80].

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. [126].

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 [126].

Les oestrogènes ont également une action abortive qui résulte de l'induction de la lutéolyse (vache, brebis, chèvre) [126].

b) 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 [126].

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.

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

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 [66].

Régulation:

Le contrôle de la biosynthèse de la progestérone dépend en grande partie de l'équilibre entre les hormones secrétées par l'hypothalamus, l'hypophyse, l'ovaire et l'utérus. L'hypothalamus secrète 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'œstradiol et de la progestérone par l'ovaire [91].

Parallèlement, la FSH, essentielle à la survie et à la croissance du follicule entraîne une augmentation de la concentration plasmatique de l'œstradiol. La concentration élevée d'œstradiol 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 [68].

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 gravidité. Elle prépare la muqueuse utérine à l'ovoimplantation (épaississement, dentellisation, inhibition de la contractilité du myomètre, production d'hormones gonadotropes) [62].

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 [40].

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 » [40].

c) Cybélines:

- 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 [103]. 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 [81].

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 [103].

La régulation de la synthèse des Inhibine se fait par l'axe hypothalamo-hypophysaire (Figure 5) [103]. Il est établi que chaque sous-unité constituant les inhibines est régulée différemment. En effet, la synthèse des sous-unités α A et β A est stimulée par la FSH [109].

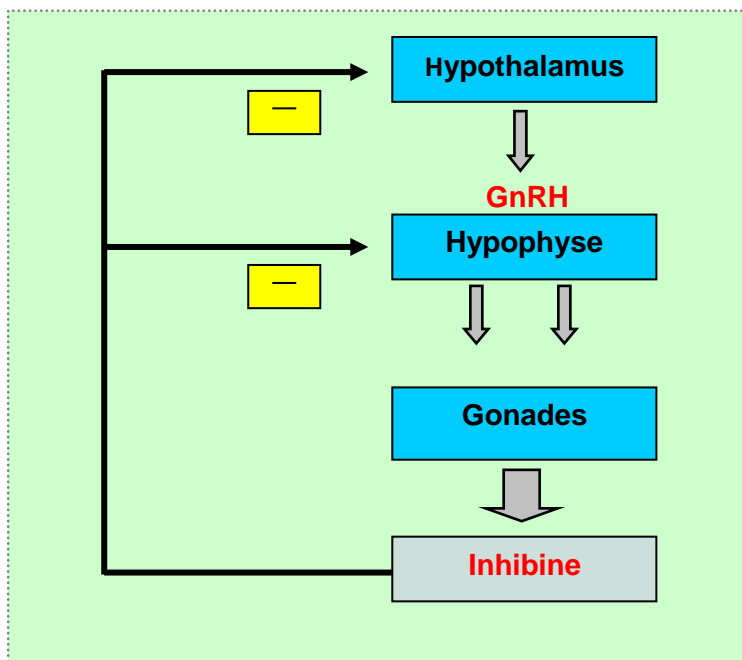


Figure 5 : Interaction Inhibine – Axe hypothalamo-hypophysaire [109].

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

- **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 [70].

C'est une hormone apparentée à l'inhibine qui présente un effet antagoniste à celle-ci, elle peut stimuler la production de FSH [81]. 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 [73].

Il est probable que l'Activine A joue également un rôle pro-implantatoire en favorisant le phénomène de la décidualisation de l'endomètre [73].

- **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 [70]. En effet, elle peut moduler l'activité de l'Activine.

3.1.4.4. **Facteurs utérins.**

a) **La prostaglandine F2 α :**

C'est une prostaglandine naturelle synthétisée essentiellement par l'endomètre à partir de l'acide arachidonique, elle est sous le contrôle de l'ocytocine [81].

La PGF2 α entraîne la lyse du corps jaune, qui se fait en deux étapes :

- Baisse de la sécrétion de progestérone (lutéolyse fonctionnelle).
- Destruction de la structure lutéale (lutéolyse structurale) [81].

Chez la brebis, la lutéolyse commence à partir du 3^{ème} jour, elle est complète le 4^{ème} 5^{ème} jour. Les faibles taux de PGF2 α provoquent une chute transitoire de la sécrétion de progestérone [88].

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

Cette hormone possède un rôle ocytocique par son action sur les fibres musculaires lisses. En effet, elle intervient dans les phénomènes d'involution utérine après la mise bas [48].

b) Ocytocine:

C'est une hormone libérée par le neuro-hypophyse lors de :

- Traite (stimulation des trayons)
- Part (distension de l'utérus et augmentation de la pression intra-utérine)
- L'accouplement (la copulation et l'éjaculation) [81].

Elle est transportée par le sang aux organes (généralement muscles lisses), au niveau de l'utérus, elle permet la sécrétion de $\text{PGF}_{2\alpha}$ [48].

3.2. Anœstrus saisonnier :

3.2.1. Définition :

L'anoestrus saisonnier est l'arrêt de l'activité sexuelle cyclique des brebis durant une période donnée. En effet, il y a une diminution ou suppression de l'activité œstrale et ovarienne, les ovulations peuvent se produire mais elles sont silencieuses [43, 101].

3.2.2. Durée :

La durée moyenne de l'anoestrus est de 220 jours chez les agnelles et elle est de 150 jours chez les antenaises. Chez le mâle, il y a une diminution de l'intensité du comportement sexuel et de la production spermatique tant en quantité qu'en qualité [84].

La durée exacte de l'anoestrus saisonnier est difficile à déterminer, elle dépend de plusieurs facteurs.

3.2.3. L'explication physiologique de l'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 œstral. 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

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

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). [124].

3.2.3.1 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'ovin. 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 œstrogènes sur la sécrétion de GnRH. L'œstradiol 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'œstradiol sur la GnRH est faible alors qu'en contre-saison sexuelle, il est très intense). [124].

Ainsi, en anoestrus, l'œstradiol 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'œstradiol 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'œstradiol 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'œstradiol 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'œstradiol qui inhiberait l'activité du générateur de pulsations de la GnRH. Ces neurones inhibiteurs ne seraient pas actifs en saison sexuelle.). [124].

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

- **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 œstrogènes 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'œstradiol, comme observée dans un cycle sexuel « normal ». Cependant, l'hypothalamus est maintenant plus sensible à l'effet négatif de l'œstradiol, et cette augmentation d'œstradiol 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'œstradiol pourra contrôler à lui seul la sécrétion de LH.). [124].

Les étapes du processus qui mène à la reprise de l'activité sexuelle, entre la fin de la période anoestrals et le début de la saison sexuelle, sont les suivantes).[124]:

- L'augmentation des pulsations de LH, causée par une diminution de la sensibilité aux œstrogènes induite par la photopériode de jours courts, stimule le développement folliculaire et la sécrétion d'œstrogènes par les follicules.
- Les œstrogènes atteignent un niveau suffisant pour provoquer un pic de LH.
- Il y a ovulation et production de corps jaunes sans comportement œstral.
- Les corps jaunes auront habituellement une durée de vie limitée soit, 1 à 4 jours (cycle court) due à l'immaturation des follicules ovulés.
- Durant la phase folliculaire suivante, la fréquence des pulsations de LH augmente.
- Les œstrogènes 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 œstrus suivi d'une phase lutéale normale.

3.2.3.2 Action indépendante des œstrogènes :

En plus d'induire un changement dans la sensibilité de l'hypothalamus à l'œstradiol, la photopériode a également une action indépendante des stéroïdes, une action qu'on pourrait qualifier de « directe ».). [124].

3.2.4. 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 [85].

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 [83].

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 [56].

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 [59].

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 [15].

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

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

lourdes avant ou durant la lutte, celles-ci ont tendance à montrer des cycles œstraux plus fréquents [66]. 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 reproductrice des brebis [64].

3.1.5. 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 [45]

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 % [86].

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 [45, 71].

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 [50].

3.2.6 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). [124].

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

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 ». [124].

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. [124].

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).). [124].

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 anoestrus. De plus, les races ne répondraient pas de la même façon aux variations de photopériode.). [124].

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 [124].

4. Nutrition :

Il semble qu'une sous-alimentation prolongée peut réduire le nombre de cycles œstraux 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. [124].

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. [124].

Chapitre IV: la maîtrise de la reproduction

1. OBJECTIFS.

1.1. Groupage des mises bas :

La concentration de mises basse sur quelques semaines ou quelques jours limite les temps d'interventions et de surveillances et par conséquent limite les coûts. Il y a réduction de la mortalité périnatale, qui passe de 17% à 4% si l'agnelage s'étale sur un mois. Cette concentration facilite la constitution de lots homogènes et l'ajustement des régimes alimentaires [108].

1.2. Reproduction hors saison :

Le cycle de reproduction des ovins présente une longue période de silence sexuel (anœstrus). C'est important de réduire la durée d'anœstrus surtout dans les élevages intensifs pour obtenir plus d'une gestation par brebis et par an, ce qui accroît (+25%) la productivité par femelle [30].

La diminution des périodes improductives n'est pas recherchée dans les élevages extensifs. La reproduction hors saison permet d'éviter la fluctuation des prix des agneaux de boucherie et favorise l'approvisionnement continu du marché par la viande d'agneau surtout que la demande ne cesse d'augmenter, avec des préférences pour les agneaux de 5 à 6 mois d'âge [106].

1.3. Mise à la reproduction précoce des agnelles :

Les agnelles peuvent être traitées à l'âge de 7 à 8 mois à condition qu'elles atteignent au moins les 2/3 du poids adulte et qu'elles soient en bon état.

Les taux d'agnelages et de conceptions sont nettement inférieurs à ceux enregistrés chez la brebis, cette différence est due à :

- L'apparition de chaleurs sans ovulation.
- La courte durée des chaleurs par rapport aux brebis.
- L'ovulation très tardive après la fin des chaleurs, d'où la difficulté de synchronisation optimale entre la saillie et l'ovulation [54].

1.4. Transfert embryonnaire (T.E):

Le transfert embryonnaire est basé sur les moyens de synchronisation des chaleurs associés à un traitement de superovulation, insémination intra-utérine, récolte et transfert embryonnaire [31]. La technologie du transfert embryonnaire peut être utilisée pour augmenter la taille de la portée et préserver les individus de haute valeur génétique.

La synchronisation des ovulations permet de donner un grand nombre de femelles donneuses et de femelles receveuses au même temps et au même stade du cycle, facilitant le recours à la transplantation embryonnaire [14].

2. METHODES DE SYNCHRONISATION DES CHALEURS.

2.1. Moyens Zootechniques :

2.1.1. Alimentation :

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 [98].

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 [63].
- 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 [102].
- 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].

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

2.1.2. Effet bélier :

2.1.2.1. Principe :

Chez la brebis, la durée de l'isolement sensoriel doit être au minimum de trois semaines. [7,89].

Deux périodes d'activité sexuelle intense se produisent autour des 18^e et 24^e jours suivant l'introduction des béliers. La période d'accouplements des brebis se trouve ainsi regroupée sur environ 10 jours. [124].

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 [7,89].

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. [124].

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. [124].

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 œstral (« 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

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

tard donnant un premier pic d'activité sexuelle vers 18 jours après l'introduction du bélier. [124].

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 [124].

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 [124].

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 [124].

L'isolation des mâles par des barrières est généralement suffisante pour empêcher l'effet bélier de se produire lorsque les brebis sont récemment tarées ou pour une race peu désaisonnée, donc moins sensible à cet effet. [124].

Pour les brebis tarées 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 [124].

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

Remarque :

Les agnelles et les antenaises répondent moins bien à "l'effet bélier" que les brebis adultes [17].

Chez les brebis en anœstrus 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 (88). Cependant, à 15 jours du part, l'introduction des béliers n'a induit que 70 % d'ovulations [17].

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) [23].

2.1.3. 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'éclairage 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.

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

Le principe général consiste à créer une période de luminosité artificielle durant une partie ou encore toute l'année [124].

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 traitement de JL.

[122]. 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 [123].

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 [123].

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'éclairage 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'éclairage 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 [35, 37].

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 [90].

2.2. 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 [21, 94].

2.2.1 Moyens lutéolytiques (Prostaglandine F2 α 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 [120].

Différentes molécules sont disponibles sous forme injectable. Etant donné que le corps jaune n'est sensible aux prostaglandines qu'entre le 5^{ème} et le 14^{ème} 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 [120].

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 ocytociques pendant la parturition et la 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 [120].

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 [120].

Par ailleurs, la fertilité obtenue à la suite de ces oestrus induits est en générale faible, sans doute à cause de la courte période d'imprégnation de l'utérus par la progestérone [120].

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

a) Injection unique :

La maîtrise de la phase lutéale chez les femelles cyclées peut être obtenue en faisant appeler à la PGF2 α 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 [67].

Chez les petits ruminants, la PGF2 α n'induit la lutéolyse que pour la phase allant du 5ème au 14ème 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 α . L'oestrus apparaissant chez la brebis dans un délai de 38 heures en moyenne et l'ovulation survenant à 93 heures de l'injection [25].

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 [111].

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 [5].

2.2.2. Progestérone et progestagènes :

Les progestagènes sont des produits synthétisés à partir de la progestérone ou de la nortestosterone. 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. [124].

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

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

sexuel normal en imitant les conditions hormonales retrouvées durant les différentes périodes du cycle. [123].

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. [123].

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 % [114].

Tableau 5: Les différents moyens d'utilisation de (FGA) sous forme d'éponges vaginales chez les ovins [114].

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

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

B. Le CIDR :

À ce jour, la grande majorité des études montre que le CIDR est aussi efficace que l'éponge vaginale pour induire l'activité sexuelle des brebis en contre-saison. [124].

Le principe d'action du CIDR est simple : C'est ce même schéma de sécrétions hormonales qu'on tente de reproduire avec les traitements hormonaux d'induction des chaleurs de type « progestatif » (traitement utilisant un progestagène) . [124].

Dans le cas du CIDR, on utilise un élastomère de silicone médical solide qui contient de la progestérone naturelle (0.3 g ou 9 %) et qui est introduit dans le vagin de la brebis pour une période de 12 à 14 jours. Une fois inséré, le CIDR libère sa progestérone qui diffuse à travers la muqueuse vaginale pour se retrouver dans le sang de la femelle traitée. La progestérone exogène agit alors comme la progestérone endogène: elle bloque la sécrétion des hormones responsables des événements physiologiques liés à l'apparition des chaleurs et à l'ovulation. On simule ainsi les conditions hormonales de la phase lutéale du cycle sexuel. [124].

Le CIDR est retiré à la fin de la période de traitement pour permettre la reprise de l'activité ovarienne (phase folliculaire) qui mènera à une chaleur (oestrus) environ 24 à

36 h après le retrait, suite au déclenchement du pic de LH et à l'ovulation. [124].

Le CIDR est utilisé surtout en contre-saison pour induire l'oestrus et provoquer l'ovulation. Mais il peut également servir en saison sexuelle pour synchroniser les chaleurs des brebis de façon à planifier et synchroniser les agnelages ou lorsqu'on désire inséminer des brebis. [124].

C. MGA :

L'acétate de mélangestrol, ou MGA, est un analogue synthétique de la progestérone qui est actif lorsqu'il est administré oralement. [124].

Pour la brebis, son action est la même que celle des autres progestagènes du même type (ex. MAP contenu dans l'éponge vaginale ou progestérone naturelle dans le CIDR), c'est-à-dire que son administration inhibe la venue en chaleur des brebis. L'arrêt de la consommation de MGA permet la reprise de la sécrétion des hormones impliquées dans la venue en chaleur et dans l'ovulation. [124].

-Injectable : c'est le cas de la progestérone, mais l'effet est limité et l'administration quotidienne est nécessaire [114].

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

-Implant sous-cutané : il contient le produit, placé au niveau de la face externe de l'oreille (entre la peau et le cartilage) et le retrait se fait au bout de 10 à 12 jours. Les progestagènes utilisés sont à haute activité, on utilise actuellement le norgestomet [118].

L'utilisation des implants de norgestomet chez la brebis donne un taux de fertilité plus élevé que celui observé chez les brebis traitées par les éponges vaginales imprégnées de FGA ainsi que celles non traitées [19].

Evans et al, (2001) [54], ont montré que les progestagènes n'ont aucun effet néfaste sur la qualité et le développement embryonnaire [26].

2.2.3. 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 [128].

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 [128].

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 [128].

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 [38, 27]. 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

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

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 [65].

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 [17]. 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 [2].

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 [51, 41].

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'œstrus et une insémination artificielle, la fécondité des brebis traitées, pour l'ensemble œstrus 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) [127].

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 mâles 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'éclairement 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. [127].

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 [109].

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 [78, 92].

2.3. Méthodes combinées :

2.3.1. Combinaison du traitement Progestérone-eCG avec l'oestradiol 17 β :

Ce traitement a été utilisé par Floch et Cognie (1985) [58], 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 β avant la saillie baisse 50% le taux de fertilité.

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

2.3.2. 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) [20].

Cette hormone possède une activité 80% FSH et 20% LH [96]. Elle permet de réduire l'intervalle entre le retrait de l'éponge et le début d'oestrus [78, 76].

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) [61].

Tableau 6 : Influence de l'eCG sur la fertilité, la prolificité et la fécondité après traitement progestatif des brebis Lacaune pendant la saison sexuelle [61].

Insémination effectuée à l'oestrus	Fertilité en %	Prolificité en %	Fécondité en %	
Expérience I (sans eCG)	1 ^{er} oestrus	54,5	147	83,8
	2 ^{ème} oestrus	72,2	150,5	123,5
Expérience II (avec eCG)	1 ^{er} oestrus	69	139,4	96,2
	2 ^{ème} oestrus	71,8	132,3	95

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 [74].

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

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 [74].

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 [36] (Tableau 7)

Tableau 7 : Dose de PMSG à administrer en fonction du génotype, du type de femelle et de la période de l'année [36].

PERIODE D'ACCOUPEMENT			
Race	Femelle	Saison 1 ^{er} août au 28 février	Contre saison 1 ^{er} mars au 31 juillet
<i>Romanov</i>	Brebis	300 U.I de PMSG	400 UI PMSG
<i>Finnois</i>	Agnelle	-	-
<i>Rideau</i>	Brebis	300 – 400 UI PMSG	400 – 500 UI PMSG
<i>Outaouais</i>	Agnelle	300 UI PMSG	400 UI
<i>Polypay</i>	Brebis	400 – 500 UI PMSG	500 – 600 UI PMSG
<i>Dorset</i>	Agnelle	300 – 400 UI PMSG	400 – 500 UI PMSG
<i>Suffolk</i>	Brebis	500 – 600 UI PMSG	600 – 700 UI PMSG
<i>Texel</i>	Agnelle	400 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 [110].

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

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 [99].

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 [101].

B. Eponges vaginales associées à la PGF2 α :

Chez les brebis cyclées, la synchronisation de l'oestrus peut être obtenue par un traitement combinant les progestagènes et la PGF2 α [44].

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) [44].

Davies et al, (2008) [53] ont montré que les ovulations survenant après utilisation des progestagènes et la PGF2 α sont liées à l'action directe de la PGF2 α au niveau de l'ovaire et non pas à la baisse rapide de la progestérone [25].

Tableau 8 : Comparaison de 3 traitements de synchronisation utilisant les PGF2 α chez la brebis cyclée au traitement progestagène classique [53].

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

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

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 [76].

Lindsay et al, (1982) [79], 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 [110].

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 [75, 110].

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 nécessaire de tenir compte de la prolificité de la brebis dans l'élaboration d'un programme de synchronisation utilisé en insémination artificielle [13].

Bartlewski et al, (2004) [28] 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 [13].

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

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 [13].

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 α , d'où une meilleure survie de l'embryon [36].

2.3.3 Résultats obtenus par combinaison d'eCG, FSH et les implants de progestagènes :

L'utilisation d'implant de norgestomet associé à 600 UI d'eCG donne des meilleurs résultats de point de vue apparition d'oestrus et ovulation par rapport à l'utilisation d'un même traitement de synchronisation associé à 400UI d'eCG et 200UI d'hCG [42].

Chez la brebis, on peut utiliser des implants SMB (Syncro-Mate B : Contenant 3 mg de norgestomet, analogue de progestérone; Merial Limited, Athènes, GA), implanté durant 14 jours. Ces implants SMB ont été obtenus en coupant un implant bovin de 6 mg commercialement disponible en deux parties. Les brebis ont reçu deux injections intramusculaires de FSH par jour. L'ovulation se produit pendant une période qui s'étend sur plus que 60 heures. La majorité des ovulations ont été produites entre 36 et 48 heures. Cependant, un grand nombre d'ovulations paraît se produire après 60 heures. Donc, l'insémination devrait être réalisée deux fois (une à 36–48 heures et l'autre à 60 heures après retrait) [79].

2.3.4 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 [16].

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

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

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) [16].

Tableau 9 : Fertilité, prolificité et fécondité des brebis de race Lacaune traitées par la combinaison (FGA, eCG et mélatonine) et les brebis témoins [43].

	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 [105].

Partie expérimentale

1. L'OBJECTIF D'ETUDE

C'est la synchronisation des chaleurs chez les brebis de race Rembi par l'utilisation des éponges vaginales associées à différentes doses de PMSG.

2. LE CADRE D'ETUDE

Notre expérimentation a été réalisée au niveau de la ferme expérimentale de l'institut des sciences vétérinaires de Tiaret, durant la période qui s'étend du 16 avril jusqu' au le 20 mai 2017.

La région de Tiaret se trouve sur les hauts plateaux, au centre d'un relief montagneux d'où descendent les premières eaux de l'oued Rhiou, le Nahr ouassel. Tiaret s'étend sur les pentes du Djebel Guezoul à une altitude de 1086 mètres, une latitude de 35° 15'N et une longitude de 1° 26' E.

La région de Tiaret se caractérise par un climat semi-aride, froid et humide en hiver et chaud et sec en été.

3. MATERIELS ET METHODES.

3.1. Présentation de l'élevage :

Le troupeau, que nous avons utilisé dans notre étude appartient à la race «Rembi » Cette race se concentre surtout à l'ouest algérien : Tiaret, plus précisément : Sougueur, Djebel Amour, Djebel Nador et un nombre moins important à l'Est à savoir Khenchela (Chelig ; 1992. Cité par Khiati ; 2013).

Les animaux vivent dans une bergerie de 600 m² de superficie contenant 258 têtes, divisées en deux compartiments: un pour les brebis et les antenaises, et un pour les béliers et les antenais.

PARTIE EXPERIMENTALE

Pour établir notre plan de travail, il nous a fallu suivre le mode d'élevage pratiqué au niveau de la ferme.

Cet élevage est conduit d'une façon semi- intensive puisque à partir du mois de septembre le troupeau est mis en bergerie recevant du foin et de l'ensilage à volonté. A partir du mois de mars, il est placé sur un parcours d'orge vert et en été sur des chaumes.

3.2.Produits et instruments :

a) **Antiparasitaires**

Le troupeau utilisé pour notre étude a reçu avant le début de l'expérimentation un traitement antiparasitaire, pour éliminer l'impact du parasitisme sur la fertilité du troupeau.

Deux antiparasitaires ont été utilisés :

- Un endoparasite par voie orale commercialisé sous le nom «VALBENZEN 1 ,9 %»¹. (Voir photo : 1)



PHOTO 01

Un ectoparasite et endoparasite injectable commercialisé sous le nom «BAYMEC»². (Voir photo : 2)



PHOTO 02

b) **Vitamine.**

Pour augmenter les performances sanitaires du troupeau, nous avons Utilisé un complexe vitaminé commercialisé sous le nom «COFAVIT»³ à une posologie de 4 ml / tête. (Voir photo : 3)

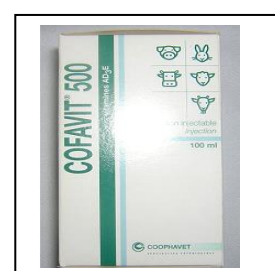


PHOTO 03

c) **Eponges vaginales.**

Les éponges vaginales utilisées sont imprégnées de 40 mg de FGA chacune, Commercialisées sous le nom de « CHRONO GEST »⁴. Sur le marché les éponges sont conditionnées dans des sacs en plastique, à raison de 25 par sac, à conserver à l'abri de la lumière et



PHOTO 04

PARTIE EXPERIMENTALE

de l'humidité. Elles sont de forme cylindrique, en mousse de polyuréthane, présentant à l'une des extrémités un fil qui permet leur retrait à la fin du traitement. (Voir photo : 4).

d) L'applicateur :

L'applicateur est formé d'un tube en plastique dur à surface lisse, qu'on peut facilement nettoyer et désinfecter.

L'extrémité antérieure de ce tube est biseautée et un poussoir qui sert à propulser l'éponge au fond du vagin.

(Voir photo 5).



PHOTO 5

e) PMSG.

La gonadotrophine sérique de jument gravide (P.M.S.G) utilisée dans notre expérimentation, est commercialisée sous le nom de « FOLLIGON 1000 U.I »⁵. La P.M.S.G est vendue sous forme d'une boîte de 5 flacons de lyophilisât à 1000 U.I et 5 flacons de 10 ml de solvant. Au moment de l'injection. Nous avons préparé la solution en m'éloignant le lyophilisât avec un soluté physiologique. (Voir photo : 6).



PHOTO 6

f) Désinfectant.

Entre deux poses d'éponges, l'applicateur est trempé dans un seau renfermant une solution qui contient un désinfectant commercialisé sous le nom de «permanganate de potassium »⁶, (Voir photo : 7) pour éviter toute transmission de germes d'une femelle à l'autre.



PHOTO 7

g) Matériels d'identification

Toutes les brebis et les béliers utilisés lors de l'expérimentation sont identifiées à l'aide d'un numéro porté par une boucle fixée sur la face externe de l'oreille. (Voir photo : 8)



PHOTO 8

- h) Des vacutainers secs sous vide (lors des prélèvements).



PHOTO 9

- i) Des épindorffes.



PHOTO 10

3.3. Protocole expérimental.

10 brebis de race « Rembi » âgées entre 2,5 ans à 3,5 ans et 02 béliers adultes âgés de 4 ans, ont fait l'objet de notre expérimentation. Après déparasitage une première fois par l'Ivermectine « BAYMEC »^{N.D} par l'Albendazole « VALBAZEN 1.9% »^{N.D}. Les 10 brebis traitées ont été mises en parcours naturels recevant du foin et de l'ensilage à volonté.

Un complément vitaminique en plus d'un flushing de 300g d'aliment concentré /têt/jour, pendant 4 semaines avant la lutte et 3 semaines après la lutte naturelle (prévue le 16 avril 2017) a été suivi durant l'expérimentation.

Ces brebis sont identifiées à l'aide des boucles d'oreilles portant les numéros d'immatriculation suivants : 7345, 03906, 03939, 03911, 7368, 03918, 03917, 03983, 03914.

Pendant notre expérimentation, les 10 brebis du troupeau ont été synchronisées par l'utilisation d'éponges vaginales imprégnées de FGA (40mg), associée à différentes doses de PMSG.

Le jour de retrait des éponges 14 jours après leurs mises en place, on a retenu les 10 brebis qui ont été synchronisées par la pose d'éponges vaginales, car aucune brebis n'avait perdu son éponge.

3.4.Réalisation.

3.4.1 La pose, retrait et l'injection de la PMSG :

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.

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.

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 risquent 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 cinq brebis.

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.

PARTIE EXPERIMENTALE

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 on associé juste après le retrait des éponges une injection d'une dose variable de PMSG en fonction des lots.

Les animaux ont été répartis en 3 lots de 03 brebis et 01 brebis (témoin), désignés respectivement par les numéros : I, II et III.

- Le lot I : injection de 350 UI pour les brebis qui portent les numéros des boucles d'oreille suivants : 03906, 03939, 03911.
- Le lot II : injection de 450 UI pour les brebis qui portent les numéros des boucles d'oreille suivants : F7368, 03918, 03917.
- Le lot III : injection de 700 UI pour les brebis qui portent les numéros des boucles d'oreille suivants : 03983, 03914, 03947.
- La brebis qui porte le numéro de boucle d'oreille N° 7345 reste témoin, sans traitement (Sans PMSG).

Pour l'efficacité du traitement, les femelles sont laissées au repos après cette opération pour éviter tout type de stress.

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 02 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).

3.4.2 Les prélèvements sanguins et analyses biochimique

a) La réalisation des prélèvements sanguins :

Les prélèvements sanguins ont été réalisés après un cycle (17 jrs après de l'injection de la PMSG au minimum) à 10 h du matin.

Nous avons pris une quantité de 5 ccs (ml) dans des vacutainers secs sous vide à partir de la veine jugulaire, ces tubes sont immédiatement mis dans une glacière afin de ralentir l'hémolyse.

Ces échantillons sont rapidement centrifugés au niveau de laboratoire de l'institut des sciences vétérinaires de Tiaret à une vitesse de 4500 tour/min pendant 15 minutes, certains tubes ont fait l'objet d'une double centrifugation (4500tr/min/ pendant 15 min).

Nous avons recueilli du sérum dans des épindorffes à l'aide d'une micropipette, qui était conservé dans le congélateur à une température de $-20\text{ }^{\circ}\text{C}$ avant de l'analyser.

b) Mesure de la progestérone sérique.

La technique de dosage utilisée pour mesurer les concentrations sériques de la progestérone est la technique ELISA (Photo 11) (enzyme-Linked immunosorbent assay) [103, 104].

1. Principe du test :

La méthode de dosage est basée sur une compétition entre une hormone contenue dans l'échantillon biologique et une quantité constante de la même hormone marquée par une enzyme à base d'Alcaline phosphatase (AP), vis-à-vis d'une protéine capable de les lier de façon spécifique (anticorps). La quantité d'hormone fixée est inversement proportionnelle à la quantité d'hormone contenue dans l'échantillon.

Cette hormone marquée fixée est mise en évidence par la réaction avec un substrat dans une deuxième réaction. Il se produit alors une coloration dont l'intensité est mesurée grâce à un spectrophotomètre.

PARTIE EXPERIMENTALE

La concentration en hormone est déterminée à partir d'une courbe standard et exprimée en ng/ml. Parmi, les avantages de cette méthode, sa sensibilité, sa rapidité de mise en œuvre et la stabilité plus longue des réactifs par rapport à la radio immunologie et la suppression des contraintes liées aux radio-isotopes.

2. Stockage et stabilité du kit :

Les réactifs contenus dans des flacons non-ouverts, stockés à 2-8°C, seront stables jusqu'à la date d'expiration inscrite sur l'étiquette. Ne pas utiliser les réactifs au-delà de cette date.

Les réactifs contenus dans des flacons (Photo 12) ouverts doivent être stockés à 2-8°C. Les microplaques doivent être stockées à 2-8°C. Une fois la capsule d'aluminium ouverte, attention à bien refermer le flacon.

Les kits ouverts conservent leur activité durant deux mois s'ils sont stockés comme précédemment mentionné.

3. Equipement et matériel requis, mais non fournis :

- Un spectrophotomètre lecteur de microplaques calibré (450 ± 10 nm).
- Des micropipettes de précision variables et calibrées.
- Du papier absorbant.
- De l'eau distillée.



PHOTO 11. Appareil ELISA utilisé pour le dosage de progestérone.

PARTIE EXPERIMENTALE

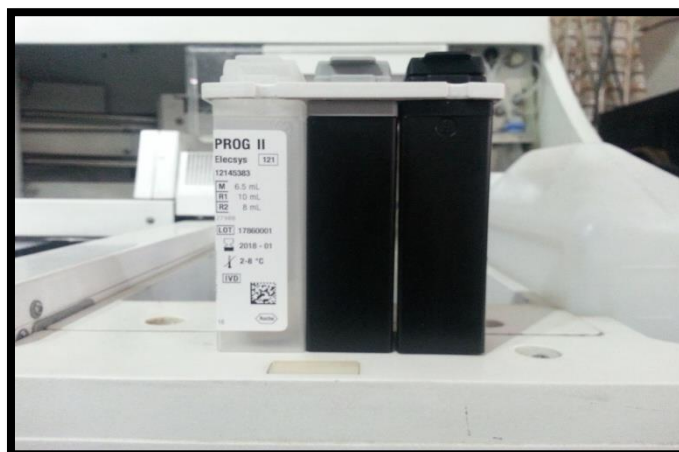


PHOTO 12. Le réactif utilisé pour le dosage de la progestérone.

Tableau 10 : tableau récapitulatif de l'expérimentation :

Groupe	Numéro de la boucle d'oreille	Date de la pose des éponges	Date de retrait et injection de PMSG	Quantité de la PMSG injectée (UI)	Date de l'introduction Des béliers	Date des prélèvements sanguins	Quantité de P4 sérique mesurée (ng/ml)
Brebis témoin	7345	16 avril 2017	30 avril 2017	0	03 mai 2017	17 mai 2017	0.341
Groupe 1	03906			350			0.472
	03939			350			0.659
	03911			350			3.91
Groupe 2	F7368			450			4.36
	03918			450			7.89
	03917			450			6.57
Groupe 3	03983			700			29.71
	03914			700			7.13
	03947			700			3.56

PARTIE EXPERIMENTALE

4. RESULTAT :

Après l'analyse des échantillons et la mesure du taux de la progestérone sérique les résultats sont résumés dans le tableau suivant :

Tableau 11: Résultat de la progestéronémie des différentes 03 lots d'expérimentation.

Numéro d'indentification des femelles.	La dose de PMSG injectée (UI)	Le taux de la progestéronémie (ng/ml)
7345	Témoin	0.341
03906	350	0.472
03939	350	0.659
03911	350	3.91
F7368	450	4.36
03918	450	7.89
03917	450	6.57
03983	700	29.71
03914	700	7.13
03947	700	3.56

→ La brebis témoin qui porte le numéro de boucle 7345 : vide.

→ Les brebis du lot I : Traité par une dose de 350 UI de PMSG.

Les brebis qui portent les numéros :

- 03906 est vide
 - 03939 est gestante
 - 03911 est gestante
- Le pourcentage de gestation est de **66.66%**

PARTIE EXPERIMENTALE

→ Les brebis du lot II : Traité par une dose de 450 UI de PMSG.

Les brebis qui portent les numéros :

- F7368 est gestante
 - 03918 est gestante
 - 03917 est gestante
- } Le pourcentage de gestation est de 100%

→ Les brebis du lot III : Traité par une dose de 700 UI de PMSG.

Les brebis qui portent les numéros :

- 03983 est gestante
 - 03914 est gestante
 - 03947 est gestante
- } donnant un pourcentage 100% de gestation.

Donnant un pourcentage global de 88.88% de gestation pour l'ensemble des brebis traitées par la PMSG.

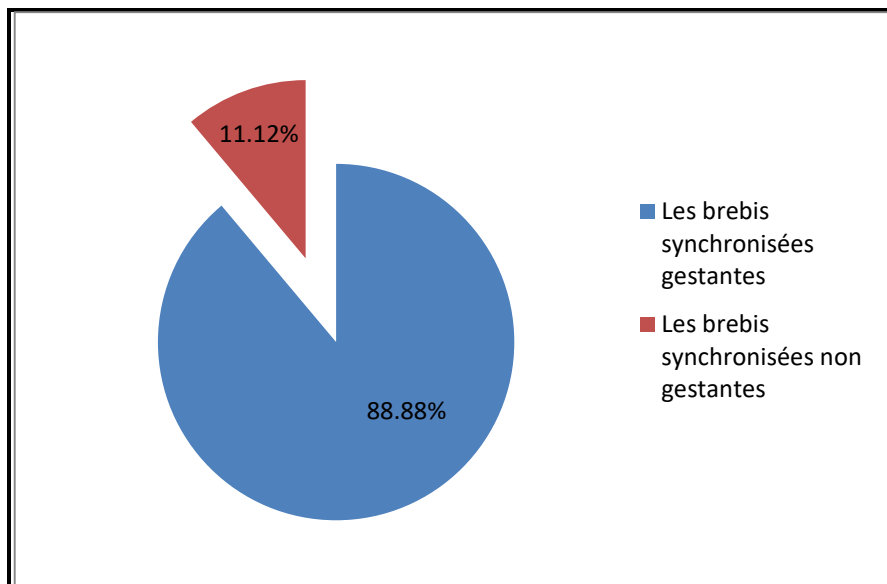


Figure 6 : Le pourcentage des brebis gestantes traitée par la PMSG et brebis non gestantes

PARTIE EXPERIMENTALE

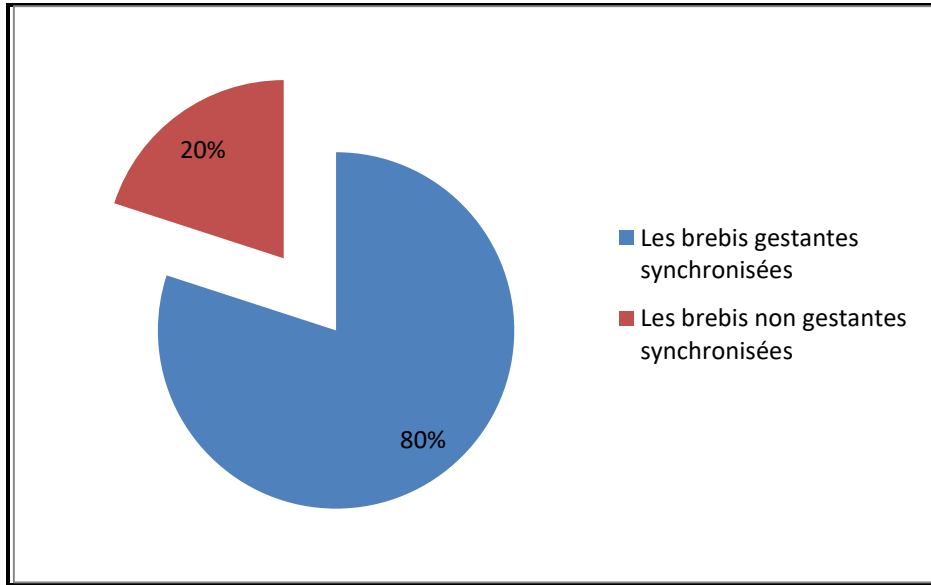


Figure 7 : Le pourcentage des brebis gestantes et non gestantes de l'expérimentation.

PARTIE EXPERIMENTALE

DISCUSSION :

Cette étude a tracé comme objectif d'étudier la réponse des brebis à un traitement de synchronisation des chaleurs en période de faible activité sexuelle, en utilisant des éponges vaginales imprégnées de progestagènes associées à différentes doses de PMSG.

Pour déterminer cette réponse à ce traitement, on a fait un dosage de la progestéronémie pour toutes les brebis sachant qu'un taux supérieur à 0.5 ng/ml de la progestérone sérique est considéré comme positif c'est-à-dire la femelle est gestante.

4.1. La brebis témoin: Sans PMSG.

La brebis qui porte le numéro 7345 a été synchronisée par les éponges vaginales sans injection de la PMSG après retrait des éponges, la valeur de la progestérone sérique appartenant à cette brebis est 0.341ng/ml qui indique que cette brebis est cyclique mais non gestante.

L'interprétation de ce résultat:

Au cours de l'anoestrus saisonnier, les pulses de LH et de GnRH sont de faible fréquence mais de grande amplitude qui sont dues à leur sensibilité augmentée à l'effet rétrocontrôle négatif de l'œstradiol 17 β d'origine folliculaire. La mélatonine secrétée en quantité de plus en plus importante, contribue à réduire l'effet rétrocontrôle négatif de l'œstradiol 17 β . Il en résulte une augmentation de la fréquence de libération de GnRH et de LH et par conséquent la reprise de l'activité cyclique (Figueiredo Freistars, V.J., 1996).

Donc l'utilisation de la PMSG avec les éponges vaginales est essentielle lorsque les conditions de synchronisation et de fécondation sont rendues difficiles comme en contre-saison sexuelle ou en période post-partum afin de stimuler le développement des follicules ovariens, de la même façon que l'hormone FSH endogène et l'ovulation (effet 2 fois FSH et une fois LH) (Castonguay, 2004)

4.2. Les brebis du 1^{er} groupe : traité par 350 UI de PMSG :

La valeur de la progestérone sérique de ces brebis est la suivante :

- La brebis qui porte le numéro de boucle 03906 : a enregistré un taux de progestérone

PARTIE EXPERIMENTALE

sérique de 0.472 ng/ml cette brebis est vide malgré l'injection de la PMSG qui peut être due à la quantité de la PMSG était faible et insuffisante pour provoquer l'ovulation car le degré de l'anoestrus est plus élevée pour cette femelle : il existe des différences de sensibilité à la PMSG non seulement entre les races, entre les individus, mais aussi entre les saisons (la réponse est plus faible en contre saison) (Castonguay,2006)

Les brebis qui portent les numéros suivants : 03939 et 03911 ont mesuré une valeur de 0.659 ng/ml et 3.91 ng/ml successivement ces deux brebis sont gestantes, elles ont répondu positivement au traitement de la synchronisation qui se base sur le principe suivant :

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. Au cours d'un cycle sexuel normal, on observe une sécrétion élevée de l'hormone progestérone qui dure environ 14 jours (phase lutéale) et qui empêche la venue en chaleur de la brebis. (Castonguay., 2006)

Suite à la régression des corps jaunes des ovaires, le niveau sanguin de la progestérone baisse et c'est l'apparition d'une nouvelle chaleur. C'est le même schéma de sécrétions hormonales qu'on tente de reproduire avec le traitement de l'éponge vaginale. (Castonguay., 2006)

Pour ce faire, on utilise une éponge en mousse de polyuréthane qui est insérée dans le vagin de la brebis. Cette éponge contient une substance synthétique analogue à la progestérone qui diffuse à travers la muqueuse vaginale et agit comme la progestérone endogène : elle bloque la sécrétion des hormones responsables des événements physiologiques liés à l'apparition des chaleurs et à l'ovulation. (Castonguay., 2006)

On stimule ainsi les conditions hormonales de la phase lutéale du cycle sexuel. L'éponge est retirée à la 14^e journée suivant la pause pour permettre la reprise de l'activité ovarienne (phase folliculaire) qui mènera à l'œstrus, au déclenchement du pic de LH et à l'ovulation. Au moment du retrait de l'éponge, on injecte de la PMSG (« Prénant Mare Serum Gonadotropins », une hormone naturelle par le placenta chez la jument, qui, injectée à la brebis, stimule le développement des follicules ovariens qui fourniront les ovules lors de l'ovulation. En fait, la PMSG joue un rôle similaire à l'hormone FSH produite naturellement par la brebis durant la phase du cycle sexuel entourant la chaleur. (Castonguay., 2006)

4.3. Les brebis du 2^{eme} groupe : traité par 450 UI de PMSG :

Ce groupe se compose des brebis qui portent les numéros suivants : F7368, 03918, 03917.

Les valeurs de la progestérone sérique qui appartiennent à ces brebis sont : 4.36 ng/ml, 7.89 ng/ml et 6.5 ng/ml indiquant que toutes ses brebis sont gestantes. On voit que les brebis ont répondu favorablement au traitement de la synchronisation selon le mécanisme motionné en dessus (Pour les brebis qui portent les numéros suivants : 03939 et 03911)

4.4. Les brebis de 3^{eme} groupe : traitées par une dose de 700 UI :

La brebis qui porte le numéro de boucle 03983 : a enregistré un taux de progestérone sérique de 27 ng/ml, cette brebis est gestante et portent plus qu'un embryon : gestation gémellaire (doublé ou triplé), on peut expliquer ce résultat par :

les femelles prolifiques sont plus sensibles à la PMSG : l'administration de la PMSG à haute dose crée une augmentation du taux d'ovulation (le nombre d'ovules relâchés au moment de la chaleur) et donc une augmentation potentielle de la taille de portée. (Castonguay., 2006)

Beaucoup d'auteurs ont déjà signalé que le niveau de progestérone à certains moments pendant la gestation était en relation avec le nombre de fœtus chez les ovins (Emady et al 1974 ; Butler et al 1981 ; Rawlings et al 1983 ; Dobeli et Schwander 1983 ; Ozpnar et al 1992 ; Ranilla et al 1997)

Les brebis qui portent les numéros : 03914, 03947 ont mesuré successivement un taux progestérone égale à 7.13 ml et 3.56 ng/ml normalement la dose de 700 UI provoque la super-ovulation mais dans ce cas non on peut expliquer ce résultat par :

- Ces brebis sont peu prolifiques qui nécessitent des doses très élevées pour augmenter la taille de portée : femelles prolifiques sont plus sensibles à la PMSG (il faut réduire la dose). (Castonguay., 2006)

(Castonguay., 2006)

- La PMSG n'améliore pas la fertilité en saison sexuelle, on peut cependant l'utiliser si on désire augmenter la prolificité .par contre en contre saison, la PMSG est essentielle pour assurer une bonne fertilité et obtenir un bon résultat en stimulant la croissance folliculaire et favoriser l'ovulation et produire d'ovules de qualité. (Castonguay., 2006)

PARTIE EXPERIMENTALE

D'une façon générale on voit que la réponse des brebis synchronisées par les éponges vaginales combiné aux injections de la PMSG malgré la différence de la dose administré à chaque groupe était homogène pour les 6 brebis qui portent les numéros suivants : 03911, F7368, 03918, 03917, 03914, 03947 possèdent selon l'ordre des valeurs de progestérone : 3.91 ng/ml, 4.36 ng/ml, 7.89 ng/ml, 6.57 ng/ml, 7.13 ng/ml, 3.56 ng/ml, ces résultats prouvent que le traitement éponge+ PMSG améliore la fertilité et pas la prolificité en contre saison :

Selon (Castonguay ; 2006) : l'injection de la PMSG est indispensable en faible saison sexuelle pour assurer une bonne fertilité et obtenir un bon résultat en stimulant la croissance folliculaire et favoriser l'ovulation et produire d'ovules de qualité .

Et prouve aussi que Les doses de la PMSG qui sont entre 400 UI et 700 UI sont les plus efficaces pour synchroniser les brebis en contre saison. Selon (Castonguay., 2006) : de façon générale les doses utilisées pour les brebis adultes en contre-saison sont de 400 à 500 UI pour les brebis prolifiques et de 500 à 700 UI pour les brebis non prolifiques.

Et les valeurs de la progestérone sérique mesurées des brebis qui portent les numéros suivants : 7345, 03906, 03939 et 03983 sont : 0.341 ng/ml, 0.472 ng/ml, 0.659 ng/ml, 29.71 ng/ml. On remarque que ces valeurs présentent une différence très significative avec le reste des brebis cela peut être due à :

- la différence de sensibilité à la PMSG non seulement entre les races, entre les individus mais également entre les saisons (réponse plus faible en contre saison). (Castonguay., 2006)
- le degré de saisonnalité de ses brebis : les races désaisonnées exigent également une quantité moindre de la PMSG. (Castonguay., 2006)
- Les femelles prolifiques sont plus sensibles à la PMSG (il faut réduire la dose). (Castonguay., 2006).
- Le poids de la femelle avant la mise en lutte : de préférence des brebis dont l'état de chair varie idéalement entre 03.0 et 03.5. il est plus avantageux pour obtenir des bons résultats de retarder la synchronisation de brebis en faible état de chair (2 .0). (Castonguay., 2006)
- La diminution de l'intervalle PP (parturition – post partum) : il est préférable de synchroniser des brebis tarées dont l'intervalle post partum est au moins de 55 jr en saison sexuelle et de 65 jr en contre saison . (Castonguay., 2006)
- L'utilisation répétée de la PMSG : la répétition des injections de PMSG provoque en effet, l'apparition d'anticorps chez certaines femelles ce qui entraîne un retard de l'ovulation, voir

PARTIE EXPERIMENTALE

même l'absence d'ovulation. ce phénomène semble plus marqué chez la chèvre que chez la brebis (G. Baril et al.,1993)

- L'état physiologique de la femelle : allaitante ou tarie (Castonguay,,2004)

Conclusion

CONCLUSION

Le protocole de la synchronisation des chaleurs par l'utilisation des éponges vaginales imprégnées de progestagènes (40 mg de FGA) associées à différentes doses de PMSG (350, 450 et 700 UI) pendant la période de faible activité sexuelle chez la brebis de race Rembi a permis d'augmenter le nombre de femelles gestantes dans notre expérimentation donnant un pourcentage de 80% prouvant que l'utilisation de la PMSG durant cette période permet d'améliorer la fertilité des brebis en stimulant la croissance folliculaire et favoriser l'ovulation.

Les doses de la PMSG de 450 et 700 UI dans l'expérimentation ont donné un pourcentage de 100 % de brebis gestante. La dose optimale recommandée pour cette race semble être de l'ordre de 400 à 700 UI.

La réussite de ce protocole nécessite une bonne préparation des femelles par un bon déparasitage, une supplémentation d'aliments concentré durant les deux périodes critiques à savoir (période de lutte et la période d'agnelage) et enfin le respect de ratio brebis/béliers.

Références
bibliographiques
Et annexes

REFERENCES :

- [1] :Austin, C.R. et Short, R.V., “Production in mammal”. Book N°3. Hormonal Control of reproduction, second Edition; Cambridge University Press, (1984).
- [2] :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.
- [3] :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).
- [4] :ADAS., “Breeding from ewe lambs”, Repport for Eblex 21 June 2010, (2010).
- [5] :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.
- [6] :Antunovic, Z. Sencic, D. Speranda, M. et Likar, 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] :Baril, G. Cognie, Y. Freitas, V.J. Maurel, M.C. et Mermillod, P., “Maîtrise du moment de l’ovulation et aptitude au développement de l’embryon chez les ruminants”. *Renc. Rech. Ruminants*, (1998).
- [12] : Barone .R., “Anatomie Comparée des Mammifères Domestiques”, Tome 7, Neurologie II. Vigot. Paris, (2010).
- [13] : Bartlewski, P.M. Baby, T.E. et Giffin, J.L., “Reproductive cycles in sheep”, *Animal Reproduction Science*, 124, 259–268, (2004) .

- [14] : Bartlewski, P.M. Baby, T.E. et Giffin, J.L., Reproductive cycles in sheep. Anim. Reprod. Sci. 124, (2011), 259-268.
- [15] : 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.
- [16] :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)
- [17] :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 .
- [18] :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 ovaies to in vitro stimulation with LH and FSH”. Biotechnologie, Agronomie, Société et Environnement, March 2002, n°6, (2002), 15-16 .
- [19] :Bister, J.L. et Heins, T. et Pagnay, R., “PMSG and fertility of the Tékél ewe”. Arch. Inter. Physio. Biochem n°94, (1987), 27-28.
- [20] : 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.
- [21] :Bonev, G. Slavov, R. Georgieva, S. Badarova, P. et Omar S., “The effects of productive status and age on some blood serum parameters before oestrous synchronisation in Awassi and Awassi crosses sheep breed”. Agricultural Science and Technology, Vol. 4, No 2, (2012), pp 117 – 119 .
- [22] :Bouix, J. Prud'hon, M. Molenat, G. Bibe, B. Flamant, J.C. Maquere, M. et Michele J., “Potentiel de prolificité des brebis des systèmes utilisateurs de parcours”. Résultats expérimentaux 10è JROC, 2526290, (1985).
- [23] : 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) .
- [24] :Boukhliq, R., “Cours en lignes sur la reproduction ovine dernière mise à jour”, (2002).
- [25] :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).
- [26] : Brahmi, A. et Bouallègue, M.A. et Bouzaiène, H et Khaldi, G., “Analyse de la durabilité de l’élevage de la race *Barbarine* élevée sous des conditions tunisiennes du système

de production semi-aride ”, (Ed). Zaragoza: ciheam- iamz/fao/cita-dga, 2011. (2011), 133-137.

[27] : Bretzlaff, K. N. and Madrid, N., “Clinical use of norgestomet ear implans or intravaginal pessaries for synchronization of estrus in anoestrus dairy goats”. *Theriogenology*, 31, (1989), 419-423 [28] : 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) .

[29] : Brice, G. et Jardon, T.A., “Reproduction chez les ovins. Techniques Agricoles”.(1985).

[30] : Brice, G., C. Jardon, et A. Vallet., “Le point sur la conduite de la reproduction chez les ovins”. Eds. Institut de l’élevage, Paris, France. (1995), 79 pp.

[31] : Cardin. P., “Insémination artificielle et transfert d'embryons chez les ovins”. Application dans le champ et résultats obtenus. 1er Symposium international sur l’industrie ovine. Conseil des productions animales du Québec (QPAQ) Inc., 11- 12 octobre, (1996), 91-99.

[32] : Casey, C. N. et Amanda, M.S. B. et Shay, M. D. et Miro, V. et Robert, L.G. et Stanley, M. H., “Evidence of a Role for Kisspeptin and Neurokinin B in Puberty of Female Sheep”. Copyright © 2012 by the Endocrine Society, (2012) .

[33] : Castonguay, F. et Arsenault, G., “Utilisation de la GnRH pour la superovulation de brebis soumis à un programme de transfert d'embryons”, Rapport de recherche remis à la SEMRPQ, (2000) .

[34] : Castonguay, F. et Dufour, J.J. et Laforest, J.P. et Deroy, L.M., “Synchronisation des chaleurs avec la GnRH pour utilisation en insémination artificielle chez les ovins”, Rapport de recherche remis au CORPAQ, (1999) .

[35] : 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.

[36] :Castonguay, F., “Techniques d'induction des chaleurs. L'éponge vaginale. Fiche technique groupe de recherche sur les ovins”. Agriculture et agroalimentaire. Canada, (2006).

[37] : 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.

[38] : 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).

- [39] : 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.
- [40] : Chemineau, P. et Delgadillo, J. A., “Neuroendocrinologie de la reproduction chez les caprins”. *INRA Prod Anim.* 7 (5), 315-326, (1994).
- [41] : 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.
- [42] : Chemineau, P. Vandaele, E. Brice, G. et Jardon, C., “Utilisation des implants de mélatonine pour l'amélioration des performances de reproduction chez les brebis”. *Recueil de Méd. Vét.* 167 (3/4), (1991), 227-239.
- [43] : Craplet, C. et Thibier, M., “Le mouton”. 4ème Edition. 568p.ed.Vigot France, (1984)
- [44] : 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 .
- [45] : 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.
- [46] : DEGHNOUCHE Kahramen :these : Etude de certains parametres zootechniques et du métabolisme énergétiques de la brebis dans les régions arides (Biskra), Université EL-HADJ LAKHDAR batna, institut des sciences veterinaires et sciences agronomiques, 2010.
- [47] : Derivaux, J. et Ector, F., “Reproduction chez les animaux domestiques”. 3ème édition, (1980), 506 p .
- [48] : Derivaux, J. et Ectors, F., “Reproduction chez les animaux domestiques”, 3ème Ed, n°6. (1989), 79- 103 et 443- 447.
- [49] : Derquaoui, L. Boukhliq, R. Lahlou-Kassi, A. Mazouz, A. et Toe, F., “Puberté chez la race D'man, la race Sardi et leur produit de croisement”. Département de reproduction animale et I.A. Institut agronomique et vétérinaire Hassan II. Rabat-Instituts (Maroc), (2008).
- [50] : Derquaoui, L. et El khaledi, O., “Evaluation de l'activité sexuelle pendant la saison de baisse de fertilité chez la race D'man”. *In: 2e conf. du African Small Rum. Research Network*, Arusha, Tanzania, 7-11 déc. 1992, Cipea, (1994), p. 49-51.
- [51] : 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).

- [52] : Dirand, A., “L'élevage du mouton”.Edition Educagri. (2007),24.
- [53] : 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) .
- [54] : Eppleston, J. Evans, G. et Roberts, E.M., “Effect of time of PMSG and GnRH on the time of ovulation, LH secretion and reproductive performance after intrauterine insemination with frozen ram semen”. Anim. Reprod. Sci. 26: (1991), 227-237.
- [55] :Evans T. J. “Embryo transfer” In : Carleton C. L. (eds), Blackwell's five-minute veterinary consult. Clinical companion. Equine theriogenology, Wiley-Blackwell, Chichester, (2011), 200-206 .
- [56] : 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.
- [57] : Figueiredo Freistars, V.J., “Etudes des facteurs responsables de la variabilité du moment d'apparition de l'oestrus et du pic pré-ovulatoire de LH après traitements hormonal de synchronisation et/ou d'induction de l'oestrus chez la chèvre”, (1996).
- [58] :Folch, J. et Cognie, Y., Proc. “Sheep and goat production”, E.A.A.P.30/09 au 03/10/85 Thessaloniki. GRECE, (1985).
- [59] : 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 .
- [60] : Gomez-Brunet, A. et Santiago-Moreno, J. et Malpaux, B. et Chemineau, P. et Tortonese, D.J. et Lopez-Sebastian, A., “Ovulatory activity and plasma prolactin concentrations in wild and domestic ewes exposed to artificial photoperiods between the winter and summer solstices”,Animal Reproduction Science n°132, (2012), 36-43.
- [61] : 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).
- [62] : Gouro, S. A., “Etudes préliminaires de la reproduction chez la femelle zébu azawak. Progestéronémie 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).
- [63] : 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.
- [64] : 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 .

- [65] : 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) .
- [66] : Hassoun, P. et Bocquier, F., “Alimentation des bovins, ovins et caprins”, Besoins des animaux-Valeurs des aliments. Tables INRA(2007). Edition Quae, (2007), 307p.
- [67] : 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).
- [68] : 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.
- [69] : Horton, H. R. Moran, L. A. Ochs, R. S. Rawn, J. O. et Scrimgeour, K. G., “Principe de Biochimie”. De Boek-Wesmael SA, Bruxelles, (1994), 720 p
- [70] : Hunter, R., “Physiology and technology of reproduction in female domestic animals”. Published by Academic pressing, (1990).
- [71] : 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.
- [72] : Johnson, L. et Fabre, Nys. C. et Chanvallon, A. et Francois, D. et Fassier, T. Menassol, J.B. et Brown, H.M. et Lardic, L et Scaramuzzi, R.J., “The effect of short-term nutritional supplementation and body condition on the pituitary and ovarian responses of anoestrus ewes to the ram effect”, *Journal of Veterinary Science & Technology Special Issue n°2*, (2011), 1-10.
- [73] : Kennaway, D.J., “Short and long- term effects of manipulation of the pineal/ melatonin axis in ewes”. *Repro. Nutr. Dev.* 70, (1988), 165- 173.
- [74] :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.
- [75] :Knight, T.W. et Lynch, P.R., “Source of ram pheromones that stimulate ovulation in the ewe”. *Anim. Reprod. Sci*, 3, (1980), 133-136.
- [76] : 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.
- [77] : Lassoued, N. et Rekik, M., “Variations saisonnières de l'oestrus et de l'ovulation chez la brebis Barbarine en Tunisie”, *Revue Elev. Méd. Vét. Pays trop*, 58 (1-2): (2005), 69-73.

- [78] :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.
- [79] : 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).
- [80] : 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.
- [81] : Lennoz, M., “Les hormones de la reproduction”. *Le point Vét*, n°7,(1987),11- 17
- [82] : 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 .
- [83] : Malpaux, B. Viguie, C. Thiery, J. C. et Chemineau, P., “Contrôle photopériodique de la reproduction”. *INRA. Prod. Anim*, 9(1) : (1996), 3 – 9.
- [84] : Martin, G.B. et Gagnon, J., “Variation de l'activité sexuelle chez la brebis”. *Guide des conférences en production ovine. Québec*, (2002).
- [85] : 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.
- [86] :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.*
- [87] : Nicolino, M. et Forest, M.G., La puberté. Thibault, C. et Levasseur., “la reproduction chez les mammifères et l'Homme”, Coédition INRA-Ellipses, (2001), 655-679pp
- [88] : Niswender, G.D. et Nett, A., “The corpus luteum and its control”. In: Knobil E, Neill J (Ed). *The physiology of reproduction*, raven press, New York: (1988), 486- 526.
- [89] : O'Brien, A., “L'alimentation intensive des brebis reproductrices”. *Fiche technique n°02-056 : (2002), 2p .*
- [90] : 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.
- [91] : 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.

- [92] : 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.
- [93] : Peters, A. R. et Ball, P. J. H., "Physiologie de reproduction chez les ovins et caprins". *Synchro. Part. Santé animale (Libourne) France*, (1995).
- [94] : 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).
- [95] : Pinedahn, G., "Reproductive patterns of sheep and wool". *Elevage et Insémination*, (1987), 428-437.
- [96] : 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.
- [97] : Robinson, T.J., "Controlled sheep breeding", Update 1980-1985. *Australian journal of biological science* N°41, (1988), 1-13.
- [98] : Roux, M., "Alimentation et conduite du troupeau ovin". *Technique agricole*, (1986), 3-18.
- [99] : Roy, F. Combes, B. Vaiman, D. Crihiu, 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.
- [100] : Rubianes, E. Menchaca, A. et Carbajal, B., Response of the 1-5 day-aged ovine corpus luteum to prostaglandin F_{2α}. *Anim. Reprod. Sci.* 78, (2003), 47-55 .
- [101] : 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.
- [102] : Soltner, D., "Alimentation des animaux domestique Collection Sciences et Techniques Agricoles", (1988), 399p.
- [103] : Souilem, O. Gony, M. Oldham, L.M. et Cognie, X; "L'inhibine": *Revue Générale. Rev. Méd. Vét*, 143, 5, (1992), 427- 478.
- [104]: Southee J.A., Hunter M.G., Law A.S., Haresign W., 1988. Effect of hysterectomy on the short life cycle corpus luteum produced after GnRH induced abnormal corporal lutea in anoestrous ewes . *J. Reprod. Fertil.*, 84, 149-155.
- [105] : Station météorologique de Tiaret., 2015 .

- [106] : Stellflug, J.N., F. Rodriguez et J.A. Fitzgerald. "Influence of estrus induction with artificial insemination or natural mating on reproductive performance of fall-born ewe lambs during an out-of-season breeding". *Sheep research Journal* 9 no 3: (1993), 115-118.
- [107] : Susana, P. et Metehan, U. et Juan-José, A. et Beatriz, G. et Fermín, S.P. et et Yolanda. B., "La puberté et la mise à la reproduction". Institut d'élevage, (2005).
- [108] : Thibault, C. et Levasseur, M.C., "La maîtrise de la reproduction des mammifères domestiques", (1991), 655-675.
- [109] : Thibault, C. Levasseur, M.C., "La reproduction chez les mammifères et l'homme". Coédition INRA- Ellipse, Paris, (2001), 928 p.
- [110] : 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.
- [111] : Thimonnier, J. et Bosc, M., "Conception, réalisation et application des médicaments assurant la maîtrise de la reproduction". *GTV*, 1, TE, n°48, (1986), 7-14 .
- [112] : Tillet, Y. et Tourlet, S. et Picard, S. et Sizaret, P.Y et Caraty, A., "Morphofunctional interactions between galanin and GnRH-containing neurones in the diencephalon of the ewe. The effect of oestradiol". *Journal of Chemical Neuroanatomy*, n°43,(2012),14-19.
- [113] : TITAOUINE Mohammed : thèse : Approche de l'étude zootechnico-sanitaire des ovins de la race ouled djellal dans l'est algérien evolution des parametres biochimiques et hematologiques en fonction de l'atitute, Université EL-HADJ LAKHDAR batna, institut des sciences veterinaires et sciences agronomiques, 2014.
- [114] : 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.
- [115] : Ungerfeld, R. et Rubianes, E., "Effectiveness of short-term progestogen primings for the induction of fertile oestrus with eCG in ewes during late seasonal anoestrus". *Anim. Sci.* 68, (1999), 349-353.
- [116] : 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.
- [117] : 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).

[118] : Zaiem, I. Chemli, J. Slama, H. et Tainturier, D., “Amélioration des performances de reproduction par l’utilisation de la mélatonine chez la brebis à contre saison en Tunisie”. Revue Méd. Vét, 2000, (2000), 151-522 .

[119] : Zamiri, M.J. et Salehi, M.S. et Jafarzadeh, M.R et Namavar, N.R et Tamadon, A. et Caraty, A., “Expression of kisspeptin neurons in the arcuate nucleus of the goat during the follicular and luteal phases - A preliminary study”, Reproduction in Domestic Animals” n°47. (S4), (2012). 24-04.

SITE WEB :

[120] : www.agronomie.info/fr/anatomie-et-physiologie-de-l'appareil-genital-de-la-brebis/.

[121] : www.beep.ird.fr/collect/eismv/index/assoc/TD06-38.dir/TD06-38.pdf .

[122] : www.cansheep.ca/Users/Docs/CANSHEEP80%20reproduction_EC1.pdf.

[123] : www.cepoq.com/admin/useruploads/files/conference_wcsw.pdf .

[124] : www.cepoq.com/admin/useruploads/files/la_reproduction_chez_les_ovins_2012.pdf.

[125] : www.fao.org/docrep/009/t0121f/T0121F07.htm

[126] : www.physiologie.envt.fr/wp-content/uploads/2011/11/poly-reprod-2015.pdf.

[127] : www.prodinra.inra.fr/ft?id=4033BE75-7E17-433A-8454-D8E5C19A2B59.

[128] : www.theses.univ-oran1.dz/document/13201348t.pdf

[129] : www.univ-setif.dz/MMAGISTER/images/facultes/SNV/2010/ARBOUCHEyasmine.pdf

ANNEXES :



Male de la race rembi(CRSTRA, 2015)



femelle de la race rembi(CRSTRA, 2015)