

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE

Université Abdelhamid Ibn  
Badis-Mostaganem  
Faculté des Sciences de la  
Nature et de la Vie



جامعة عبد الحميد بن باديس  
مستغانم  
كلية علوم الطبيعة والحياة

## DEPARTEMENT D'AGRONOMIE

Laboratoire de physiologie appliquée LPAA  
Mémoire de fin d'études

Présenté par

ABED Fouzia

Pour l'obtention du diplôme de

### **Master en AGRONOMIE**

Spécialité : génétique et reproduction animale

Thème

# L'effet mâle chez les ovins de la race Rembi

Devant le Jury

Président	KEBIR AHMED	Médecin vétérinaire et docteur en science
Encadreur	KHIATI Baghdad	Maitre de conférence A
Co-encadreur	HALBOUCHE Miloud	Professeur (Université Mostaganem)
Examineurs	MAZOUZ MUSTAPHA	Maitre assistant A

Année Universitaire 2016/2017

## *Remerciement*

Je veux exprimer par ces quelques lignes de remerciements ma gratitude envers tous ceux en qui par leur présence, leur soutien, leur disponibilité et leurs conseils, j'ai eu le courage d'accomplir ce projet.

En premier lieu, je tiens à remercier mon directeur de thèse, monsieur KHIATI BAGHDAD, pour la confiance qu'il m'a accordée en acceptant d'encadrer ce travail, pour ses multiples conseils, orientations judicieuses, et pour toutes les heures qu'il a consacrées à diriger cette recherche et également sa grande disponibilité. Merci monsieur KHIATI, vous trouvez ici l'expression de ma gratitude et de mon profond respect.

Mes remerciements les plus sincères au monsieur HALBOUCHE MILOUD pour accepter d'être un co-encadreur de ce travail malgré leur grande occupation.

Je tiens d'autre part à remercier les responsables membres du jury pour bien vouloir m'accorder de leur temps précieux pour commenter, discuter et juger mon travail.

Merci pour toute l'équipe de l'institut des sciences vétérinaire et plus particulièrement les enseignants Dr. DERAR SOPHIANE, Dr. AYAD MOHAMED AMINE pour leurs participations et leurs aides dans ce travail. A Dr. KHADIJA BOUCHENTOUF pour sa compréhensibilité et son assistance. Aux personnages de la ferme expérimentale de l'institut des sciences vétérinaire surtout Dr. HACHI ABED ET Dr. FATMA MOKHTAR.

Et également pour l'équipe de la ferme étatique « Cherif El Dine » pour me donner l'occasion de travailler avec eux.

Tout n'en oublie pas l'agent de laboratoire MOHAMED FAGHOUL ABD ELKAHAR pour sa grande collaboration.

Un gros merci pour mes parents pour leurs soutient aussi bien moral que financier et pour leurs sacrifices ainsi que leurs amour inconditionnelle.

Mes amis pour leurs supports ainsi à leurs précieux moments.

Merci

## RESUME

Au cours de ces dernières années, les impératifs d'une meilleure maîtrise de la reproduction afin d'augmenter la rentabilité des troupeaux ovins ont conduit éleveurs et chercheurs à s'intéresser de plus près aux différentes méthodes d'induction et de synchronisation des chaleurs. C'est actuellement la seule technique permettant d'induire et de grouper les chaleurs en dehors de la saison sexuelle sans avoir recours aux hormones. Pour avoir des produits « naturels ».

Cette étude a été menée dans la ferme étatique « Cherif El Dine » au niveau de la région de Sougueur et la ferme expérimentale de l'Institut des sciences vétérinaires, ces deux fermes se trouvent dans la même wilaya - Tiaret - .

Elle a pour objectif l'évaluation de la réponse de la brebis de race Rembi à l'effet mâle après une séparation des béliers autant qu'une technique actuelle de la maîtrise de la reproduction, ainsi la comparaison de ces performances avec des brebis de la même race mais en présence permanente avec le mâle.

Notre travail a été fait sur une période de trois mois, il est divisé en deux parties :

1. La première partie a été portée sur un effectif de 10 femelles de même race de la ferme étatique « Cherif El Dine » elle évalue les performances de reproduction notamment la cyclicité et la gestation après application de l'effet mâle par la mesure de la progestérone sérique après la réalisation des prélèvements sanguins.
2. La deuxième partie aussi bien sur un effectif des 10 brebis mais au niveau de la ferme expérimentale de l'Institut des sciences vétérinaires où ces brebis n'étaient pas séparées du mâle. Des prélèvements sanguins pour effectuer la progestéronémie ont été également effectués.

L'introduction des béliers dans un groupe de brebis en anoestrus anovulatoire induit dans les 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 puis, après un cycle ovulatoire de durée normale, par une nouvelle ovulation associée à un comportement d'œstrus.

Cette étude présente les connaissances acquises ces dernières années sur les mécanismes physiologiques impliqués dans l'induction de l'ovulation par l'effet bélier et donne quelques règles d'utilisation de cette méthode dans les élevages, tout en précisant ses limites. Les deux points essentiels pour utiliser efficacement cette technique sont d'une part, la connaissance des aptitudes de reproduction (saisonnement) de la race dans son milieu et, d'autre part, la possibilité de séparer les mâles des femelles pendant une durée minimale deux mois préalablement à leur mise en contact physique.

Après l'obtention des résultats d'analyse de la progestéronémie ; on a constaté que les 10 brebis séparées du mâle ont tous des valeurs supérieures ou égales à 0,5 ng/ml ; généralement la progestéronémie a varié entre 0,503 ng/ml comme valeur minimale et 20,66 ng/ml comme valeur maximale ce qui leur a permis d'avoir un pourcentage de 100% de gestation.

Par contre pour les brebis qui n'ont pas été séparées du mâle, leurs résultats de la progestéronémie montrent que trois brebis ont des valeurs inférieures à 0,5 ng/ml et qui sont : 0,28, 0,331 et 0,348 ng/ml. Les restes (07 brebis) ont des valeurs qui varient de 0,754 et 12,8 ng/ml. Donc le pourcentage des femelles vides est 30% alors que celui de ceux qui sont gestantes est 70%.

Ces résultats plaident en faveur de l'hypothèse de l'existence d'un effet mâle comme technique actuelle de la maîtrise de reproduction.

**Mots clés** : Brebis, Rembi, Effet mâle, Progestérone, Anostrus.

## ABSTRACT

During these last years, the requirements of mastering the reproduction to increase the return of flocks of sheeps led the stock breeders and researchers to give more importance to distinctive methodes of induction and heat synchronizations. Currently, it is the only practice that allows inducting and gathering the heats out of peak-season without resorting to hormones. In order to get « natural » products.

This study has been undertaken in the state farm « Cherif El Dine » in Sougeur's region and the experimental farm of the Institute of Veterinary Science, both farms are situated in Tiaret.

This study examines the evaluation of Rembi ewe's responses to male effects after the separation of rams as far as it is an ongoing technique that controls reproduction, thus the comparison of these performances concerning ewes within the same race, however the male is permanently present.

Our research has been carried out in three months, it is devided in two parts :

1. The first part has carried 10 female of the same race of the state farm « Cherif El Dine ». It evaluates the performances of reproduction in particular cyclicity and pregnancy after the application of male effect by measuring serum progesterone after realization of blood samples
2. The second part just as well carrying 10 ewes takes place in the experimental farm of the Institute of Veterinary Science where these ewes were not seperated from males. Blood samples for progesteroneemia have been done.

Putting rams with a group of ewes in anovulatory anoestrus in two to four days leads to a silent ovulation, this is to say not associated with a behavior of heat, followed by either ovulatory cycle of normal duration ( approximately seventeen days ) then, a new ovulation associated with a behavior of heat, or a short ovulatory cycle yet constant( six days) followed by a new ovulation, after a cycle with a normal period by new ovulation associated with a behavior of heat.

This study presents the acquired knowledge during the last years on the physiological mechanisms involved in ovulation induction by male effect and gives it some rules of using this

methodes in breeding, while specifying its limits. The two main parts to use effectively this technique are : on the one hand knowledge of the reproductive ability (seasons) of the breed in its environment, and on the other hand the possibility of separating males from females for a minimum period of two months prior to their physical contact.

After obtaining progesterone test results; It was found that the ewes separated from the male all had values greater than or equal to 0.5 ng / ml; Generally, progesteroneemia ranged from 0.503 ng / ml as a minimum value to 20.66 ng / ml as the maximum value which allowed them to have a percentage of 100% gestation.

On the other hand for ewes not separated from the male, their progesterone results show that three ewes have values of less than 0.5 ng / ml and which are: 0.28, 0.331 and 0.348 ng/ml. The residues (07 ewes) have values ranging from 0.754 and 12.8 ng/ml. So the percentage of empty females is 30% whereas that of those who are pregnant is 70%.

These results would argue in favor of the hypothesis of a male effect as the current technique of reproductive control.

**Key words:** Ewe, Rembi, Male effect, Progesterone, Anostrus.

## ملخص

في السنوات الأخيرة أرغمتنا المتطلبات التحكم بأفضل الطرق في التكاثر و ذلك من أجل زيادة ربحية قطاع الأغنام. مما حث المربين والباحثين لدفع المزيد من الاهتمام لأساليب مختلفة من إحداث وتزامن الشبق و الذي يعتبر الأسلوب الوحيد لحث وجمع الشبق خارج موسم التكاثر دون اللجوء إلى الهرمونات للمنتجات الطبيعية.

وقد أجريت هذه الدراسة في مزرعة الدولة "شريف الدين" في منطقة السوقر و المزرعة تجريبية لمعهد علوم البيطرة، هاتين المزرعتين في نفس الولاية- تيارت-

هدفها هو تقييم استجابة الأغنام من، Rembi لتأثير الذكور بعد فصل الكباش كأسلوب حديث للتحكم في التكاثر والمقارنة بين هذه الأداءات مع أغنام من نفس السلالة ولكن في وجود دائم مع الذكور

وقد تم عملنا على مدى فترة ثلاثة أشهر، و انقسم لجزأين الجزء الأول تم على مجموعة 10 من الإناث من نفس السلالة من مزرعة الدولة "شريف الدين" لتقييم الأداء التناسلي بما في ذلك التقلبات الدورية والحمل بعد تطبيق تأثير الذكور عن طريق قياس هرمون البروجسترون في الدم بعد الانتهاء من اخذ عينات من الدم الجزء الثاني وكذلك على مجموعة من 10 الأغنام ولكن في المزرعة التجريبية لمعهد علوم البيطرية أين هذه الأغنام لم يتم فصلها عن الذكور. عينات من الدم لتحليل البروجسترون تم القيام بها أيضا..

إدخال الكباش في مجموعة من الأغنام في وضعية غياب الإباضة ينتج ضمن 2-4 أيام في تبويض صامت، أي غير مرتبطة بسلوك الشبق تليها إما دورة تبويض لمدة عادية (حوالي 17 أيام) وتبويض جديد مرتبط بسلوك الشبق، أو عن طريق دورة تبويض ذات فترة قصيرة ولكن ثابتة (6 أيام) يليها تبويض صامت جديد وبعد ذلك دورة تبويض ذات مدة عادية، والإباضة الجديدة مرتبطة بسلوك الشبق.

تقدم هذه الدراسة المعارف المكتسبة في السنوات الأخيرة في مجال الآليات الفيزيولوجية المشاركة في التحريض على الإباضة عن طريق تأثير الذكور ويعطي بعض القواعد لاستخدام هذا في المزارع، كل هذا مع ذكر حدوده. النقطتان الرئيسيتان لاستخدام هذه التقنية بشكل فعال هي، أولا، معرفة القدرات الإنجابية (الموسمية) للسلالة في محيطها ، وثانيا، إمكانية فصل الذكور عن الإناث لمدة شهرين على الأقل قبل أي اتصال جسدي.

بعد الحصول على نتائج تحليل هرمون البروجسترون لاحظنا أن الأغنام العشرة التي فصلت عن الذكور احرزوا جميعا قيم أعلى أو تساوي 0.5 نانوغرام / مل. عموما البروجسترون تراوح بين 0.503 نانوغرام / مل كادنى للقيمة و20,66 نانوغرام / مل كقيمة القصوى مما يسمح لهم أن بنسبة 100٪ من الحمل.

و من جهة أخرى النعاج التي لم يتم فصلها عن الذكور، نتائجها لهرمون البروجسترون تبين أن ثلاثة من الأغنام لديها قيم أقل من 0.5 نانوغرام / مل و هي: 0.28، 0.331 و 0.348 نانوغرام / مل. أما البقاية (07 نعاج) لها قيم تتراوح ما بين ، 0,754 و 12,8 نانوغرام / مل. وبالتالي فإن نسبة الإناث غير الحامل هي 30٪، في حين أن أولئك الذين هم حوامل هي 70٪.

ويرى أن هذه النتائج تدعم ايجابيا فرضية وجود تأثير لذكور كتقنية حديثة للتكاثر.

**الكلمات المفتاحية:** الأغنام، تأثير الذكور، البروجسترون، rembi، غياب الاباضة.

# Table des matières

Remerciement

Résumé

Liste des tableaux

Liste des figures

Liste des photos

Liste des abréviations

Table des matières

Introduction ..... 1

## PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

### CHAPITRE I : CARACTERISTIQUES DES RACES OVINES EN ALGERIE

1. SITUATION DU CHEPTEL OVIN EN ALGERIE .....	4
1.1. Importance et évolution de l'effectif .....	4
1.2. Distribution géographique et systèmes d'exploitation .....	4
2. PRINCIPALES RACES OVINES ALGERIENNES .....	5
2.1. Race Ouled Djellal .....	6
2.2. Race Hamra ou Race Béni-ighil .....	7
2.3. Race Rembi : .....	8
3. RACES SECONDAIRES .....	9
3.1. Race Barbarine d'Oued Souf .....	9
3.2. Race D'men .....	10
3.3. Race Targuia-Sidaou .....	11
3.4. Race Berbère à laine .....	12

### CHAPITRE II : ANATOMIE DU SYSTEME REPRODUCTEUR DE LA BREBIS

1. INTRODUCTION .....	14
2. SYSTEME REPRODUCTEUR .....	15
2.1. Section glandulaire .....	15
2.1.1. Les ovaires .....	16
2.2. Section tubulaire .....	16
2.2.1. L'oviducte ( trompe de Fallope ou bien salpinx) .....	16
2.2.1.1. Le pavillon .....	16

2.2.1.2. L'ampoule .....	17
2.2.1.3. L'isthme .....	17
2.2.2. L'utérus .....	17
2.2.2.1. Les cornes.....	17
2.2.2.2. Le corps .....	17
2.2.2.3. Le cervix.....	17
2.3. Section copulatrice.....	19
2.3.1. Le vagin .....	19
2.3.2. La vulve .....	19
<b>CHAPITRE III : PHYSIOLOGIE DU SYSTEME REPRODUCTEUR DE LA BREBIS</b>	
1. INTRODUCTION.....	20
2. LA PUBERTE.....	20
2.1. Définition .....	20
2.2. Conditions d'apparition de la puberté .....	20
2.2.1. Rôles des facteurs nutritionnels .....	21
2.2.2. Rôle des facteurs génétique .....	22
2.2.2.1. Pourcentage du poids d'adulte à la puberté.....	22
2.2.2.2. Vitesse de croissance.....	23
2.2.2.3. Relation entre premier œstrus et première ovulation .....	23
2.2.3. Rôle des facteurs de l'environnement .....	24
2.2.3.1. Photopériode et saison de naissance.....	24
2.2.3.2. Température .....	24
2.2.3.3. Environnement social.....	24
2.2.3.4. Facteurs d'environnement non identifiés .....	24
2.3. La physiologie de déclenchement de la puberté .....	24
2.4. L'âge de la puberté .....	25
2.5. Le poids à la puberté .....	25
3. LA MATURITE SEXUELLE CHEZ LA BREBIS .....	25
4. LA SAISON SEXUELLE DE LA BREBIS .....	26
4.1. Son importance .....	26
4.2. Ses facteurs de variation .....	27
5. LE CYCLE SEXUEL CHEZ LA BREBIS .....	27
5.1. Définition .....	27

5.2. La durée .....	27
5.3. Les modifications du cycle sexuel .....	27
5.3.1. Au niveau ovarien .....	28
5.3.1.1. Cycle ovarien.....	28
5.3.1.1.1. Phase folliculaire .....	28
a) Nombre de follicules en croissance et durée de la folliculogénèse .....	28
b) Régulation du nombre de follicules ovulatoires.....	29
1. Le recrutement .....	29
2. La sélection.....	29
3. La dominance.....	29
c) Régulation de la croissance du follicule .....	30
d) Etapes de la folliculogénèse .....	31
1. Follicule primordial .....	31
2. Follicule primaire.....	31
3. Follicule secondaire .....	32
4. Follicule tertiaire ou dominant.....	32
5. Follicule préovulatoire.....	32
6. Follicule de De Graaf.....	32
7. Les follicules atrésiques.....	33
5.3.1.1.2. Ovulation.....	33
5.3.1.1.3. Phase lutéale.....	33
5.3.2. Au niveau du comportement .....	34
5.3.2.1. Cycle oestrien :.....	34
5.3.2.1.1. Le pro-œstrus .....	34
5.3.2.1.2. L'œstrus .....	35
5.3.2.1.3. Le met-œstrus.....	35
5.3.2.1.4. Le di-œstrus .....	35
5.3.3. Au niveau hormonal .....	36
5.3.3.1. Les hormones hypothalamiques .....	36
5.3.3.2. Les hormones hypophysaires .....	37
5.3.3.2.1. FSH .....	37
5.3.3.2.2. LH .....	37
5.3.3.2.3. La prolactine(LTH) .....	37

5.3.3.3. Les hormones ovariennes .....	38
5.3.3.3.1. Les œstrogènes .....	38
5.3.3.3.2. La progestérone .....	38
5.3.3.3.3. Cybéline .....	39
1. Inhibine .....	39
2. Activine.....	40
3. Follistatine .....	40
5.3.3.4. Les facteurs utérins : .....	40
1. Les prostaglandines .....	40
5.3.3.5. Mécanisme hormonal du cycle sexuel .....	41
6. VARIATION SAISONNIERE DE L'ACTIVITE SEXUELLE DE LA BREBIS .....	42
6.1. L'anoestrus saisonnier «contre-saison sexuelle » .....	42
6.1.1. Explications physiologiques.....	43
6.1.1.1. Action dépendante des oestrogènes .....	43
6.1.1.2. Action indépendante des oestrogènes .....	45
1.Rôle de la photopériode.....	45
2.Synthèse et sécrétion de la mélatonine.....	45
3.Site d'action de la mélatonine .....	47
6.1.1.3. Cycle de reproduction endogène .....	47
6.2. Période de transition « Saison sexuelle - Contre-saison sexuelle ».....	48
6.3. La saison sexuelle « période d'œstrus naturelle » .....	49
7. LES FACTEURS INFLUENÇANT LA SAISONNALITE DES ACTIVITES SEXUELLES DE LA BREBIS.....	50
7.1. Facteurs externes .....	50
7.1.1. La latitude.....	50
7.1.2. La saison.....	51
7.1.3. La température .....	51
7.1.4. L'alimentation .....	52
7.1.5. L'effet bélier .....	52
7.2. Facteurs internes : .....	52
7.2.1. L'état sanitaire .....	52
7.2.2. La race .....	52

## CHAPITRE IV : MAITRISE DU CYCLE SEXUEL DE LA BREBIS

1. LES FACTEURS ZOOTECHNIQUES « EFFET BELIER » .....	54
1.1. INTRODUCTION .....	54
1.2. PRINCIPE DE L'EFFET MALE .....	54
1.2.1. Intensité de l'anoestrus et réponse à l'effet mâle .....	56
1.2.2. Mécanismes impliqués dans la réponse à l'effet mâle .....	58
1.3 UTILISATION EN ELEVAGE.....	61
1.3.1. Intérêt .....	61
1.3.2. Règles d'utilisation .....	62
2. LES FACTEURS SANITAIRES .....	64
2.1. INTRODUCTION .....	64
2.2. LES PROSTAGLANDINES « PGF2 $\alpha$ ».....	64
2.3. LES PROGESTAGENE « P4 ».....	65
2.3.1. Nature des produits utilisés .....	66
2.3.2. Modes d'administration .....	66
2.3.2.1. Eponges vaginales .....	66
2.3.2.2. Voie orale .....	67
2.3.2.3. Voie parentérale .....	67
2.3.2.4. Autre méthodes (CIDR ) .....	69
2.4. GONADOTROPHINES « PMSG » .....	70
3. INTÉRÊT DE CES MÉTHODES.....	71

### PARTIE EXPERIMENTALE

1. LIEU ET DUREE D'ETUDE .....	72
2. MATERIELS ET METHODES .....	72
2.1. Matériels .....	72
2.1.1. Les animaux .....	72
2.1.1.1. Les brebis .....	72
2.1.1.2. Les béliers .....	72
2.1.2. Bâtiment .....	73
2.1.3. Moyen d'identification .....	73
2.2. Méthodes .....	73
2.2.1. Préparations des animaux .....	73
2.2.2. Alimentation .....	73

2.2.3. Les prélèvements sanguins et analyses biochimiques :.....	74
2.2.3.1. Les prélèvements sanguins.....	74
2.2.3.2. Mesure de la progestérone sérique .....	76
1. Principe du test .....	76
2. Stockage et stabilité du kit.....	77
3. Equipement et matériel requis, mais non fournis .....	77
3. RESULTATS .....	79
3.1. Les tableaux .....	79
3.1.1. Brebis de la ferme expérimentale de l'ISV –Tiaret- .....	79
3.1.2. Brebis de la ferme étatique « Cherif El Dine » .....	80
3.2. Les représentations graphiques :.....	80
3.2.1. Brebis de la ferme expérimentale de l'ISV –Tiaret- .....	80
3.2.2. Brebis de la ferme étatique « Cherif El Dine » .....	81
3.3. Les courbes linéaires :.....	81
3.3.1. Brebis de la ferme expérimentale de l'ISV –Tiaret- .....	81
3.3.2. Brebis de la ferme étatique « Cherif El Dine » .....	82
4. DISCUSSION .....	83
4.1. Brebis de la ferme expérimentale de l'ISV –Tiaret- .....	83
4.2. Brebis de la ferme étatique « Cherif El Dine » .....	84
<b>Conclusion</b> .....	88
<b>Références bibliographiques</b> .....	90
<b>Annexes</b> .....	101

# LISTE DES TABLEAUX

## PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

**Tableau 1.1 :** Morphologie de la race Ouled Djellal [86].

**Tableau 1.2 :** Les Performances et les reproductivités de la race Ouled Djellal [86].

**Tableau 1.3 :** Morphologie de la race Hamra [86].

**Tableau 1.4 :** Les Performances et les reproductivités de la race Hamra [86].

**Tableau 1.5 :** Morphologie de la race Rembi [86].

**Tableau 1.6 :** Les Performances et les reproductivités de la race Rembi [86].

**Tableau 1.7 :** Morphologie de la race Barbarine [86].

**Tableau 1.8 :** Les Performances et les reproductivités de la race Barbarine [86].

**Tableau 1.9 :** Morphologie de la race D'men [85].

**Tableau 1.10 :** Les Performances et les reproductivités de la race D'men [86].

**Tableau 1.11 :** Morphologie de la race Targuia-Sidaou [86].

**Tableau 1.12 :** Les Performances et les reproductivités de la race Targuia-Sidaou [86].

**Tableau 1.13 :** Morphologie de la race Berbère à laine [86].

**Tableau 1.14 :** Les Performances et les reproductivités de la race Berbère à laine [86].

**Tableau 3.1 :** Facteurs génétiques et puberté. Brebis de race françaises pures ou croisées. Résultats I.N.R.A.

**Tableau 4.1 :** Réponse, en fonction de l'âge, à l'effet mâle chez les femelles de race Barbarine à queue grasse, fin avril-début mai (G. Khaldi, non publié) [65].

**Tableau 4.2 :** Réponse à l'effet mâle en fonction de l'intervalle mise bas-introduction des béliers dans le troupeau chez des brebis de race Barbarine à queue grasse ayant mis bas en octobre (G. Khaldi, non publié) [65].

**Tableau 4.3 :** Synchronisation œstrale avec la PGF2 $\alpha$  [52].

**Tableau 4.4 :** Fertilité après induction de l'œstrus et de l'ovulation chez la brebis (En utilisant des éponges vaginales ou des implants sous cutanées) [45].

**Tableau 4.5 :** Dose de PMSG recommandées et durées des traitements FGA par éponge vaginale, dans les races françaises [45].

## **PARTIE EXPERIMENTALE**

**Tableau 1 :** Tableau résume les données des brebis de la ferme expérimentale ainsi les variations de la progestéronémie obtenus.

**Tableau 2 :** Tableau résume les données des brebis de la ferme étatique ainsi les variations de la progestéronémie obtenus.

# LISTE DES FIGURES

## PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

**Figure 1.1:** Répartition du cheptel par espèce [7].

**Figure 1.2 :** Répartition du cheptel ovin par wilaya [7].

**Figure 1.3 :** Aire de répartition des races et localisation des types d'ovins en Algérie [7].

**Figure 2.1 :** Localisation du tractus reproducteur de la brebis [43].

**Figure 2.2 :** Système reproducteur de la brebis [43].

**Figure 3.1 :** Coupe transversale d'un ovaire [43].

**Figure 3.2 :** Cycle sexuel de la brebis [43].

**Figure 3.3 :** Régulation hormonale du cycle sexuel [43].

**Figure 3.4 :** Interactions hormonales chez la brebis (saison sexuelle)[43].

**Figure 3.5 :** Interactions hormonales chez la brebis (contre-saison sexuelle) [43].

**Figure 3.6 :** Action directe de la photopériode [43].

**Figure 3.7 :** Sécrétion de la mélatonine [43].

**Figure 3.8 :** Les signes des chaleurs chez la brebis [4].

**Figure 4.1 :** Représentation schématique de la réponse à l'effet mâle chez la brebis [65].

**Figure 4.2 :** Fréquence des décharges pulsatiles de LH chez des brebis anovulatoires avant et après mise en contact avec un bélier [65].

**Figure 4.3 :** Distribution temporelle des mises basses après effet mâle au printemps dans deux troupeaux de race Sicilo-sarde en Tunisie. Le jour 1 correspond aux premières mise bas [65].

**Figure 4.4 :** Principe d'action du CIDR [43].

## PARTIE EXPERIMENTALE

**Figure 1 :** la fréquence des brebis gestantes par rapport aux ceux qui sont vide.

**Figure 2 :** le pourcentage des brebis gestante de la ferme étatique après application de l'effet mâle.

**Figure 3 :** un histogramme représente les variations des concentrations sériques de progestérone des brebis de la ferme expérimentale.

**Figure 4 :** un histogramme représente les variations des concentrations sériques de progestérone des brebis de la ferme étatique.

# LISTE DES PHOTOS

- Photo 1 :** Tubes AFCOVAC Vacutainer secs et sous vide.
- Photo 2 :** aiguille utilisé pour réaliser les prélèvements.
- Photo 3:** la centrifugeuse SIGMA réglée à 4500 tours pendant 15 min utilisé pour centrifuger les prélèvements.
- Photo 4 :** séparation de composition du sang le surnageons représente le sérum le culot est un caillot sanguin.
- Photo 5 :** appareil ELISA utilisé pour le dosage de progestérone.
- Photo 6 :** Le réactif qui serve à la recherche de la progestérone.
- Photo 7 :** Bélier et brebis de la race OuledDjellal( M'doukal, Batna)[22] .
- Photo 8 :** Aire de répartition de la race OuledDjellal en Algérie; [22].
- Photo 9 :** Bélier et brebis de la race El Hamra (ITELV, Saïda). [22].
- Photo 10 :** Aire de répartition de la race El Hamra en Algérie; [22].
- Photo 11 :** Bélier et brebis de la race Rembi (ITELV, Saïda). [22].
- Photo 12 :** Aire de répartition de la race Rembi en Algérie [22].
- Photo 13 :** Bélier et brebis de la race Barbarine (ITELV, Saïda) [22].
- Photo 14 :** Aire de répartition de la race Barbarine en Algérie; [22].
- Photo 15 :** Bélier et brebis de la race D'men (ITELV, Saïda) [22].
- Photo 16:** Aire de répartition de la race D'men en Algérie; [22].
- Photo 17 :** Bélier et brebis de la race Sidahou (Djanet, Illizi). [22].
- Photo 18 :** Aire de répartition de la race Sidahou en Algérie; [22].
- Photo 19 :** Bélier et brebis de la race Berbère (ITELV, Saïda). [22].
- Photo 20 :** Aire de répartition de la race Berbère en Algérie; [22].

# LISTE D'ABREVIATIONS

<b>°C :</b>	Celsius
<b>AMPc :</b>	Adénosine MonoPhosphate cyclique
<b>AP :</b>	Alcaline Phosphatase
<b>CAP :</b>	Chlr.DihydroAcétoxy Progestérone
<b>CIDR :</b>	Contrôle Internal Drug Release dispenser
<b>Cm :</b>	Centimètre
<b>Cm<sup>2</sup> :</b>	Centimètre carré
<b>CMV :</b>	Complément Minéralo-Vitaminé
<b>CNIAAG :</b>	Centre National d'Insémination Artificielle et Amélioration Génétique
<b>E<sub>2</sub> :</b>	Œstrogène
<b>eCG :</b>	equineChorionicGonadotropin
<b>EDF :</b>	l'Erythroid Différenciation Factor
<b>ELISA :</b>	Enzyme-LinkedImmuno-SorbentAssay
<b>FGA :</b>	Acétate de Fluorogestone
<b>FSH :</b>	Folliculo-Stimulating-Hormone
<b>g :</b>	gramme
<b>GnRH :</b>	Gonadotropin Releasing Hormonal
<b>h :</b>	heure
<b>I.T.E.L.V :</b>	Institut Technique des Elevages
<b>IA :</b>	Insémination Artificielle
<b>IGF1 :</b>	Insulin-LikeGrowth factor 1
<b>j :</b>	jour
<b>Kg :</b>	Kilogramme
<b>LH :</b>	Lutéotropic Hormone
<b>LH-RH :</b>	Lutéotropic-Hormone-Releasing-Hormone.

**LTH :** Prolactine

**m<sup>2</sup> :** mètre carré

**MAP :** Méthyl Acétoxy Progestérone

**Max :** Maximum

**Min :** Minimum

**Mm :** Millimètre

**Moy :** Moyen

**ng/ml :** Nanogramme par millilitre

**P<sub>4</sub> :** Progestérone

**pg/ml :** Picogramme par millilitre

**PGF<sub>2</sub> $\alpha$  :** Prostaglandine

**PMSG :** Pregnant Mare SerumGonadotropins

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

**tr/min :** tour par minute

## **INTRODUCTION :**

L'élevage ovin occupe une place très importante dans le domaine de la production animale en Algérie [23]. Il a toujours constitué l'unique revenu du tiers de la population algérienne. Le mouton a toujours été et continue d'être la ressource préférentielle et principale des protéines animales.

En Algérie le cheptel ovin représente la plus grande ressource animale, son effectif est estimé à plus de 19 millions de têtes de l'effectif du cheptel national [83].

Concernant la répartition géographique, 60% environ de l'effectif ovin national se trouve dans la steppe, celle-ci connaît actuellement de nombreuses difficultés dues essentiellement à la dégradation souvent irréversible des ressources pastorales et à la sécheresse [83]

L'élevage ovin représente une source appréciable en protéines animales (viande rouge et lait) ainsi qu'un apport important de sous-produits d'élevage, la part des ovins dans la production animal est de 25 à 30% et 10 à 15% dans la production agricole, fournissant donc 50% de la production nationale en viande rouge [97]

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

La brebis de race Rembi qui représente 12% du cheptel ovin national, est l'une des races ovine Algériennes intéressantes par ses aptitudes tant physiques que productives et reproductives (2 agnelages / an avec un taux de gémellité assez acceptable) [86]. C'est l'un des plus gros ovin d'Algérie, le bélier adulte pèse 90 Kg et la brebis 60 Kg. La forme proportionnelle du corps de cette race lui assure un excellent critère pour la réussite d'une bonne activité sexuelle tant pour le mâle que pour la femelle [22].

La reproduction des brebis est saisonnée ; les œstrus ou chaleurs apparaissent normalement en fin d'été et en automne. Cette période (saison sexuelle) peut être plus ou moins étendue selon les races. Elle est suivie, depuis la fin de l'hiver jusqu'au début de l'été, par une période de repos sexuel appelée anoestrus saisonnier. La durée et l'intensité (certains disent profondeur) de cet anoestrus varient d'une race à l'autre.

Les périodes de repos sexuel limitent l'efficacité de la reproduction chez les ovins. différentes techniques faisant appel à des traitements hormonaux, associés ou non à des traitements lumineux, peuvent être utilisées pour contrôler le moment de la reproduction dans un troupeau. Une méthode alternative, sans utilisation d'hormones, peut également être appliquée avec succès, dans certaines conditions.

Il est bien connu, depuis le milieu des années 1940, que l'introduction d'un bélier dans un troupeau de brebis en anoestrus permet de déclencher l'apparition des chaleurs et l'ovulation. C'est ce qu'on appelle l'effet bélier [43]

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 tard, donnant un premier pic d'activité sexuelle vers 18 jours après l'introduction du bélier [43]. La maîtrise des cycles sexuels chez les ovins permet [48] :

- De faciliter une organisation rationnelle de la conduite des troupeaux, afin de profiter au mieux des disponibilités fourragères et d'adapter l'offre à la demande. Cette synchronisation des mises bas sur une courte période permet une meilleure surveillance des agnelages et donc de la mortalité néonatale ;
- De limiter les périodes improductives en réduisant les périodes d'anoestrus ;
- De maîtriser la prolificité ;
- D'accélérer le progrès génétique en permettant une large utilisation de l'insémination artificielle (I.A.) et une meilleure diffusion des mâles testés dans la population ;

- De permettre un contrôle d'ordre sanitaire, car le contrôle plus précis et plus complet des reproducteurs mâles permet la suppression de la dissémination de différentes maladies entre femelles par l'intermédiaire du bélier [48].

Notre travail rentre dans le cadre de l'amélioration de la productivité de notre cheptel ovin où plusieurs recherches et travaux ont été effectués dans ce sens. Les objectifs fixés dans la présente étude se résument à :

1. Etude de l'effet male chez les ovins autant qu'une technique actuelle de maîtrise de la reproduction.
2. Etude saisonnière de la progestéronémie de l'activité ovarienne de la brebis de race "Rembi" après application de l'effet male
3. Etude comparative des performances reproductives entre deux groupes des brebis de la même race.

Pour réaliser cette étude nous avons scindé notre travail en deux parties :

- La première partie consiste en une recherche bibliographique. Elle comporte quatre chapitres qui traitent successivement les caractéristiques du cheptel ovin en Algérie, l'anatomie, la physiologie de l'appareil reproducteur de la brebis et de la maîtrise de cycle sexuel de la brebis.
- Une deuxième partie consacrée à la phase expérimentale qui traitera du matériel utilisé, des résultats obtenus et de leur discussion .qui sera clôturée par une conclusion.

**PARTIE**  
**BIBLIOGRAPHIQUE**

**CHAPITRE I**  
**CARACTERISTIQUES**  
**DES RACES OVINES EN**  
**ALGERIE**

## 1. SITUATION DU CHEPTEL OVIN EN ALGERIE :

### 1.1. Importance et évolution de l'effectif

En 2010, l'effectif du cheptel ovin algérien a été estimé à environ 22 millions de têtes, occupant le 14e rang mondial [51].

Cet effectif constitue 78% du cheptel national face aux caprins avec 14 % et les bovins qui ne représentent que 6% de l'effectif total [51] (Figure.1.1).

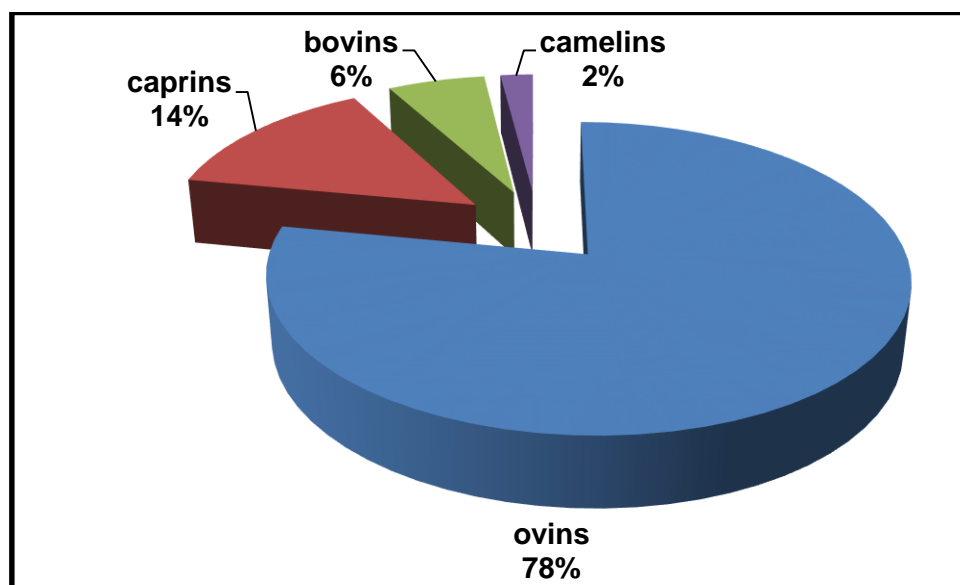


Figure 1.1: Répartition du cheptel par espèce [51].

### 1.2. Distribution géographique et systèmes d'exploitation :

La répartition géographique du cheptel ovin dans le territoire national est très inégale ; en effet, la majeure partie des ovins est concentrée dans les régions steppiques, le reste de l'effectif se trouve au niveau des régions telliennes et une minorité est localisée dans les régions sahariennes (Figure.1.2)

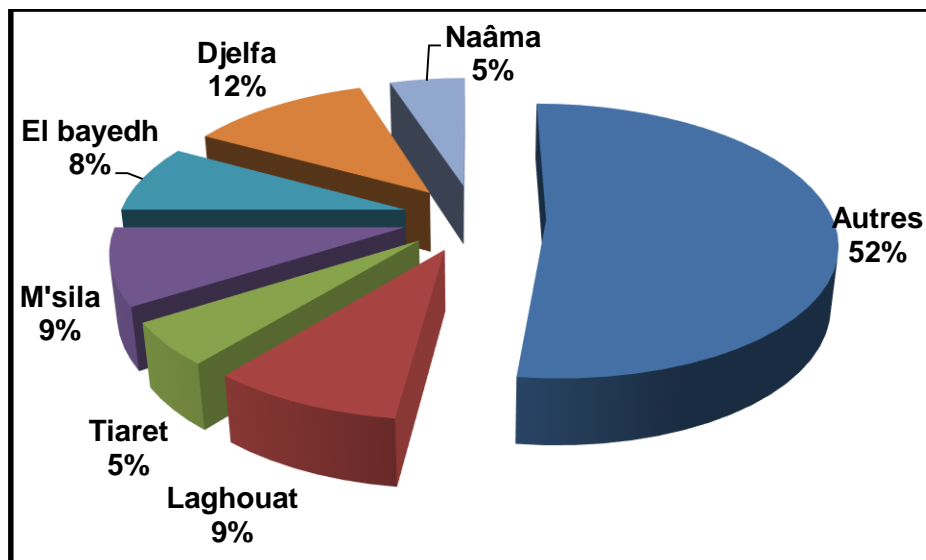


Figure 1.2 : Répartition du cheptel ovin par wilaya [51]

Les systèmes d'exploitation quant à eux relèvent en majorité de l'extensif ; les élevages sont relativement réduits avec une taille moyenne de 54 sujets. Cette faiblesse de la taille des élevages est surtout liée aux limites imposées par la difficulté à alimenter les troupeaux due au manque de développement des cultures fourragères [5].

## 2. PRINCIPALES RACES OVINES ALGERIENNES :

Le cheptel national est constitué de races autochtones ayant en commun la qualité essentielle d'une excellente résistance et adaptation aux difficiles conditions de milieu de la steppe. De par les effectifs, on distingue deux grandes catégories de races [22].

Les races dites principales regroupent :

- Race Arabe Blanche (dite OuledDjellal)
- Race Hamra ou Béni-Ighil
- Race Rembi.

### 2.1. Race OuledDjellal :

C'est une race entièrement blanche, on la rencontre dans la steppe, les Hautes Plaines et dernièrement on voit sa diffusion sur l'ensemble du pays sauf dans le sud, elle tend même à remplacer certaines races dans leur propre berceau, elle est exploitée pour la production de viande [32].

C'est un véritable mouton de la steppe et le plus adapté au nomadisme, avec une aptitude avérée aux régions arides. Ils se caractérisent par une aptitude aux longues marches. Ils craignent cependant les grands froids.

**Tableau 1.1 :** Morphologie de la race OuledDjellal [22].

Sexe	Mâles	Femelles
Hauteur au garrot (cm)	84	74
Longueur du corps (cm)	84	67
Tour de poitrine (cm)	40	35
Poids vif (kg)	81	49
Couleur Peau	blanche et laine blanche	
Queue	Fine et moyenne	
Conformation	Bonne	

**Tableau 1. 2 :** Les Performances et les reproductivités de la race OuledDjellal [22].

Sexe	Mâles			Femelles		
	Min	Moy	Max	Min	Moy	Max
Intervalle entre les mises bas (mois)				11		12
Age à la première mise bas (mois)					24	
Saisonnalité (mois)				Avril-juillet et octobre- Novembre (A)		
				Tout au long de l'année (B)		
Age des animaux reproductifs (mois)					18	
Poids à la naissance(Kg)		3,4			33	
Age à la maturité (mois)				8		10
Longévité (années)		12			10	

**2.2 .Race Hamra ou Race Béni-ighil :**

La race El Hamra est une race berbère, originaire des hautes plaines de l'ouest (Saïda, Mécheria, Ain-Sefra et El-Aricha de la wilaya de Tlemcen).

Son aire d'extension est comprise entre le Chotte Ech-Chergui à l'Est, l'Atlas saharien au Sud--Est, le Maroc à l'Ouest et les monts de Tlemcen et de Saida au nord. Meradi et al (2012) [20] indiquent que la race El Hamra pure n'existe qu'aux niveaux des institutions étatiques de préservation I.T.E.L.V, CNIAAG et les éleveurs conventionnés avec l'I.T.E.L.V de Saida.

La race El Hamra est connue pour sa résistance aux conditions steppiques (froid hivernal, vent violent et chaleur estivale).

**Tableau 1. 3 :** Morphologie de la race Hamra [22].

Sexe	Mâles	Femelles
Hauteur au garrot (cm)	76	67
Longueur du corps (cm)	71	70
Tour de poitrine (cm)	36	27
Poids vif (kg)	71	40
Couleur Peau	brune et laine blanche	
Queue	Fine et moyenne	
Conformation	Très Bonne	

**Tableau 1. 4 :** Les Performances et les reproductivités de la race Hamra [22].

Sexe	Mâles			Femelles		
	Min	Moy	Max	Min	Moy	Max
Intervalle entre les mises bas (mois)				11		12
Age à la première mise bas (mois)					24	
Saisonnalité (mois)	12 mois (lutte libre)			Avril- Juin et Septembre- Octobre		
Age des animaux reproductifs (mois)						
Poids à la naissance(Kg)	3,1					
Age à la maturité (mois)	12					
Longévité (années)	8		10	10		12

**2.3. Race Rembi :**

Selon la légende, le mouton Rembi est probablement issu d'un croisement entre le Mouflon de Djebel AMOUR (appelé également LAROUÏ) et la race OuledDjellal [22].

Il est particulièrement adapté aux régions de l'Ouarsenis et des Monts de Tiaret. La race Rembi occupe la zone intermédiaire entre la race OuledDjellal à l'Est et la race El Hamra à l'Ouest. Elle est limitée à son aire d'extension puisqu'on ne la rencontre nulle part ailleurs.

Le poids des animaux aux différents âges est supérieur de 10 à 15% de ceux de la race OuledDjellal. Cette race est particulièrement rustique et productive. Elle est très recommandée pour valoriser les pâturages pauvres de montagnes.

**Tableau 1. 5 :** Morphologie de la race Rembi [22].

Sexe	Mâles	Femelles
Hauteur au garrot (cm)	77	71
Longueur du corps (cm)	81	76
Tour de poitrine (cm)	38	33
Poids vif (kg)	80	62
Couleur Peau	brune et laine blanche	
Queue	Fine et moyenne	
Conformation	Moyenne	

**Tableau 1. 6:** Les Performances et les reproductivités de la race Rembi [22].

Sexe	Mâles			Femelles		
	Min	Moy	Max	Min	Moy	Max
Intervalle entre les mises bas (mois)						
Age à la première mise bas (mois)				17		18
Saisonnalité (mois)	12 mois (lutte libre)			Avril- Juillet et Septembre- Décembre		
Age des animaux reproductifs (mois)						
Poids à la naissance(Kg)	3,5					
Age à la maturité (mois)	12					
Longévité (années)	10		12	09		10

**3. RACES SECONDAIRES :**

Les races dites secondaires à effectifs réduits regroupent :

- Race Barbarine d'Oued Souf.
- Race D'man- Race.
- Race Targuia-Sidaou.
- Race Berbère à laine.

**3.1. Race Barbarine d'Oued Souf :**

Cette race se trouve à la frontière tunisienne dans l'erg oriental (Oued Souf). La race est apparentée au Barbarin Tunisien qui est lui-même apparenté au barbarin du moyen orient et au barbarin d'Asie, mais s'en différencie par une demi-queue grasse, moins importante que celle de la Barbarine tunisienne. [22]

Son aire d'extension couvre l'Est du pays, du Souf aux Plateaux Constantinois jusqu'à la frontière tunisienne. La race Barbarine possède de très bonnes qualités de prolificité et de rusticité. Même en période de forte chaleur dans les Oasis ou dans l'erg, cette race mène une vie sexuelle active et s'alimente correctement. Les productivités numériques et pondérales sont supérieures à celles de la race OuledDjellal avec laquelle il est fréquemment métissé.

**Tableau 1. 7 :** Morphologie de la race Barbarine [22].

Sexe	Mâles	Femelles
Hauteur au garrot (cm)	70	64
Longueur du corps (cm)	66	65
Tour de poitrine (cm)	32	29
Poids vif (kg)	45	37
Couleur Peau	brune et tête marron	
Queue	Grasse et moyenne	
Conformation	Bonne	

**Tableau 1. 8:** Les Performances et les reproductivités de la race Barbarine [22].

Sexe	Mâles			Femelles		
				Min	Moy	Max
Intervalle entre les mises bas (mois)						
Age à la première mise bas (mois)				14		15
Saisonnalité (mois)	12 mois (lutte libre)			1 <sup>iere</sup> quinzaine du mois Juillet et 2 <sup>eme</sup> quinzaine du mois de février		
Age des animaux reproductifs (mois)						
Poids à la naissance(Kg)	2,5					
Age à la maturité (mois)	08					
Longévité (années)						

### **3.2.Race D'men :**

Il paraît morphologiquement avec un squelette très fin à côtes plates. De petit format. La toison est généralement peu étendue. Le ventre, la poitrine et les pattes sont dépourvus de laine. Les cornes sont absentes, parfois des ébauches peuvent apparaître chez le mâle, mais qui finissent par tomber. L'absence de cornage est un caractère constant chez les deux sexes.

La très grande hétérogénéité morphologique de la D'men, laisse apparaître trois types de populations:

- Type noir acajou, le plus répandu et apprécié.
- Type brun.
- Type blanc.

Les trois types présentent des queues noires à bout blanc et des caractères de productivité ne signalant aucune différence significative. Cette race saharienne est répandue dans les oasis du sud Ouest Algérien: Gourara, Touat, Tidikelt et va jusqu'à El Goléa à l'est et se prolonge dans les zones désertiques au sud de Bechar sous le nom de Tafilalet ou D'men [90].

**Tableau 1. 9 :** Morphologie de la race D'men [90].

Sexe	Mâles	Femelles
Hauteur au garrot (cm)	75	60
Longueur du corps (cm)	75	69
Tour de poitrine (cm)	34	32
Poids vif (kg)	46	37
Couleur Peau	Brune	
Queue	Fine noire et longue	
Conformation	Faible	

**Tableau 1. 10:** Les Performances et les reproductivités de la race D'men [90].

	Mâles			Femelles		
	Min	Moy	Max	Min	Moy	Max
Intervalle entre les mises bas (mois)					6	
Age à la première mise bas (en mois)				10		12
Saisonnalité (mois)	12 mois (lutte libre)			Toute l'année		
Age des animaux reproductifs (mois)					12	
Poids à la naissance(Kg)	2,5 et 1,8 pour les doublets					
Age à la maturité (mois)					7	

### **3.3.Race Targuia-Sidaou :**

Race originaire du Mali, elle est exploitée essentiellement par la population Touareg et mène une vie nomade. En Algérie la Sidahou n'est pas encore appréciée à sa juste mesure à cause de manque des données scientifiques sur sa caractérisation. Localisée dans le Sud de l'Algérie (Hoggar- Tassili) [90].

**Tableau 1. 11 :** Morphologie de la race Targuia-Sidaou [22].

Sexe	Mâles	Femelles
Hauteur au garrot (cm)	77	76
Longueur du corps (cm)	76	64
Tour de poitrine (cm)	33	32
Poids vif (kg)	41	33
Couleur Peau	blanche noire ou brune	
Queue	Fine et très longue	
Conformation	Faible	

**Tableau 1. 12:** Les Performances et les reproductivités de la race Targuia-Sidaou [22].

	Mâles			Femelles		
	Min	Moy	Max	Min	Moy	Max
Intervalle entre les mises bas (en mois)					6	
Saisonnalité (en mois)	12 mois (lutte libre)			Les chaleurs cessent pendant l'allaitement		
Age des animaux reproductifs (en mois)					12	
Poids à la naissance(Kg)	2,5					
Age à la maturité (en mois)					7	
Longévité (années)		14			12	

**3.4. Race Berbère à laine :**

Le mouton Berbère constitue probablement la population ovine locale la plus ancienne d'Afrique du Nord, vraisemblablement issue de métissages avec le Mouflon sauvage. Son aire d'extension couvre l'ensemble de l'Atlas tellien de Maghnia à la frontière tunisienne [90].

**Tableau 1. 13 :** Morphologie de la race Berbère à laine[22].

Sexe	Mâles	Femelles
Hauteur au garrot (cm)	65	60
Longueur du corps (cm)	70	74
Tour de poitrine (cm)	37	38
Poids vif (kg)	45	35
Couleur Peau	Laine blanche	
Queue	Fine noire et moyenne	
Conformation	Bonne	

**Tableau 1. 14:** Les Performances et les reproductivités de la race Berbère à laine [22].

	Mâles			Femelles		
	Min	Moy	Max	Min	Moy	Max
Intervalle entre les mises bas (mois)					6	
Age à la première mise bas (en mois)				10		12
Saisonnalité (mois)	12 mois (lutte libre)			Toute l'année		
Age des animaux reproductifs (mois)					12	
Poids à la naissance(Kg)	2,5 et 1,8 pour les doublets					
Age à la maturité (mois)					7	



**Figure 1. 3 :** Aire de répartition des races et localisation des types d’ovins en Algérie [51].

**CHAPITRE II**

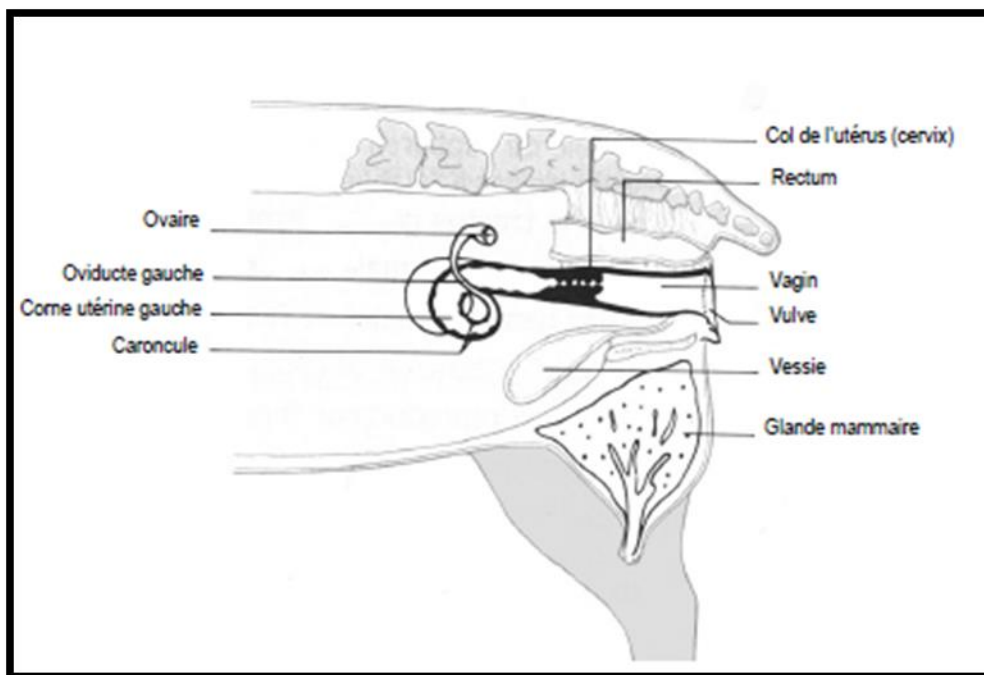
**ANATOMIE DU SYSTEME  
REPRODUCTEUR DE LA  
BREBIS**

## 1. INTRODUCTION

Le rôle de l'appareil reproducteur femelle est plus complexe que celui du mâle il ne se limite pas à l'élaboration de gamètes femelles et à leur cheminement. En effet, c'est dans le tractus génitale femelle que : [86]

- Le sperme du mâle est déposé [86] ;
- Les gamètes mâles et femelles se rencontrent et que la fécondation à lieu [86] ;
- L'œuf obtenu se développe pour donner un nouvel être vivant [86].

Sa connaissance est indispensable pour pouvoir réaliser certaines interventions dans des parfaites conditions, par exemple la pose d'éponge, l'insémination artificielle mais aussi la mise bas et les traitements post- partum (prolapsus)[27].



**Figure 2.1** Localisation du tractus reproducteur de la brebis [43].

## 2. SYSTEME REPRODUCTEUR

L'appareil génital de la brebis, situé dans la cavité abdominale, peut être divisé en six parties principales : la vulve, le vagin, le col de l'utérus, l'utérus, l'oviducte et les ovaires. Les dimensions du système reproducteur varient d'une brebis à l'autre [43]. Ces parties sont réparties en sections :

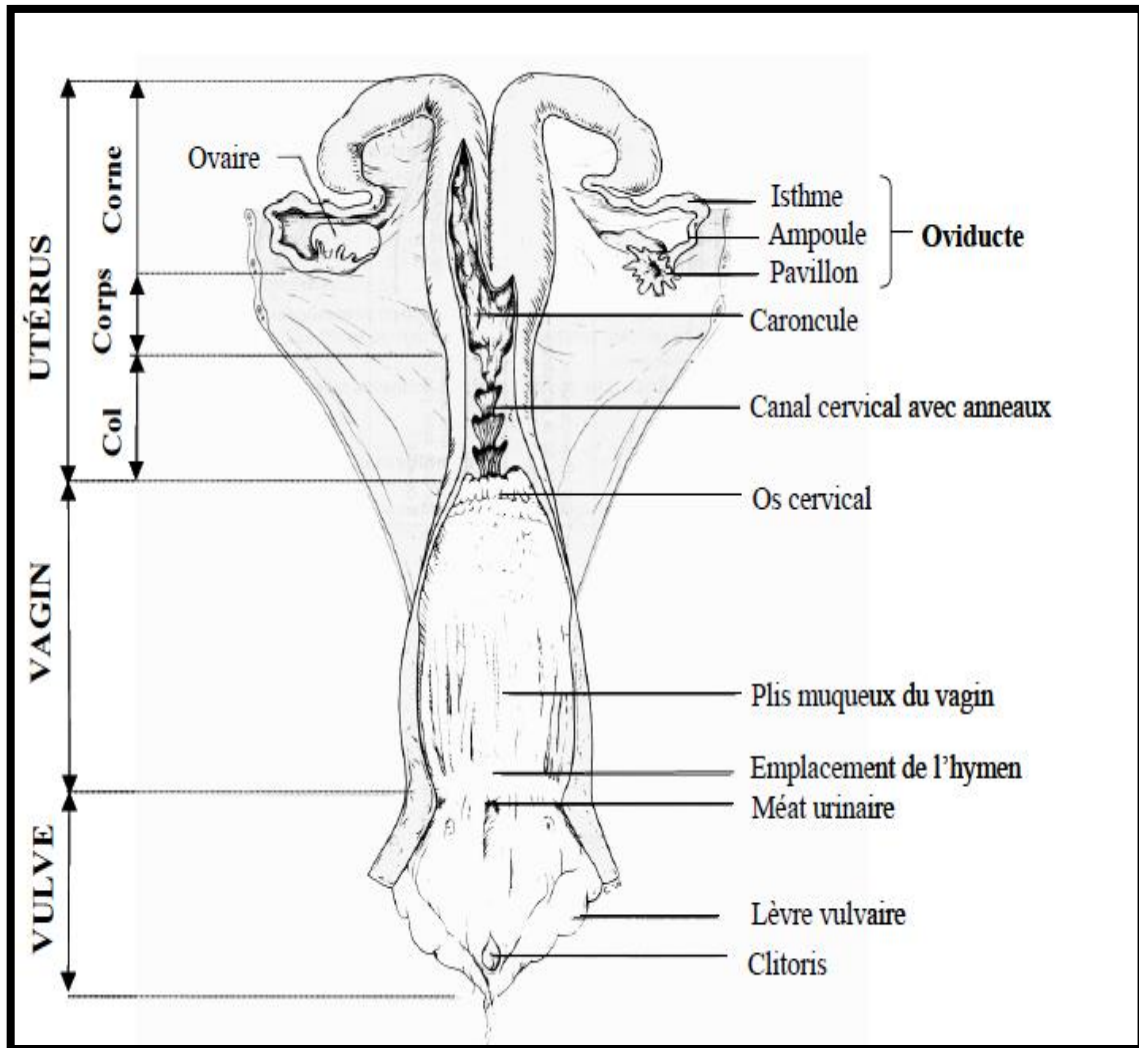


Figure 2.2 Système reproducteur de la brebis [43].

### 2.1. Section glandulaire :

Constituée par les ovaires. Ces glandes présentent dans certaines espèces l'ébauche d'une migration comparable à celle des testicules. Mais elle reste toujours dans la cavité abdominale [106].

### **2.1.1.Les ovaires :**

L'ovaire gauche et droit est suspendu dans la cavité abdominale par le ligament large [45]. Ils sont aplatis [58], en forme d'amande (2 cm de longueur x 1 cm d'épaisseur) [104]. Leur poids individuel dépend de la saison et du moment du cycle oestrien, il est compris entre 3 et 5g[45].

Les ovaires ont pour fonctions la production des gamètes femelles (ovules) ainsi que certaines hormones sexuelles femelles, principalement la progestérone et les œstrogènes, qui maintiennent les caractéristiques sexuelles et contrôlent partiellement plusieurs fonctions de reproduction [104].

On distingue deux zones : [129]

- une zone centrale ou zone médullaire elle a un rôle nourricier. Elle renferme les nerfs, les vaisseaux sanguins. Elle est composée d'un tissu conjonctif [129].

- une zone périphérique ou zone corticale c'est la zone fertile de l'organe. On y trouve les ovules à divers stades de développement [129]. C'est dans ce dernier que se déroule la folliculogénèse [45].

### **2.2.Section tubulaire :**

Constitue les voies génitales proprement dites qui sont différentes par les fonctions comme par la conformation [106].

#### **2.2.1.L'oviducte (trompe utérine ou trompe de Fallope ou bien salpinx) :**

Il constitue la partie initiale des voies génitales femelles [105] c'est un organe tubulaire qui va de l'ovaire à la corne utérine correspondante [45]. Tube circonvolutionné d'une longueur de 10 à 20 cm [19], il est constitué, dans l'ordre, du pavillon qui capte l'ovule pondu par l'ovaire lors de l'ovulation [19], de l'ampoule lieu de la fécondation et fusion de l'ovule et du spermatozoïde [86], et de l'isthme qui est relié à la corne utérine [45].

##### **2.2.1.1. Le pavillon :**

Il est en forme d'entonnoir et il a une surface d'environ 6 à 10 cm<sup>2</sup> chez la brebis l'ouverture du pavillon est rattachée en un seul point central à l'ovaire [60].

### **2.2.1.2. L'ampoule :**

Est la partie la plus longue et la plus large de l'oviducte où les œufs sont conservés plusieurs jours après l'ovulation [45]. Sa cavité est relativement large et ses parois minces et molles[105].

### **2.2.1.3. L'isthme :**

Est la partie la plus courte et la plus étroite de l'oviducte. Il est directement relié à l'utérus par la jonction utéro-tubaire[45]. Cette jonction est constituée par des plis et des muscles circulaires ne peuvent être franchis que par des spermatozoïdes vivants [58].

L'oviducte est composé d'un tissu épithélial formé de cellules ciliées et de cellules sécrétoires et un tissu musculaire. Ces différents types des tissus sont impliqués dans la capture, le transport, les modifications et la survie des ovules pondus, mais également dans le transport et les modifications des spermatozoïdes justes avant la fécondation [45].

Par la suite, le nouvel embryon formé se déplace vers l'utérus, où se poursuit la gestation [19]. L'activité de ces tissus dépend également de la période du cycle œstral [45].

## **2.2.2. L'utérus :**

L'utérus reçoit l'œuf fécondé que lui amènent les trompes utérines et permet son implantation [106]. Il constitue l'organe de la gestation et son rôle est d'assurer le développement du fœtus par ses fonctions nutritionnelles et protectrices [104]. Il est bipartitus [105] et constitué de trois parties

### **2.2.2.1. Les cornes :**

Ils sont cylindroïdes, incurvées [105] 10 à 15 cm de long[6] et accolées l'une contre l'autre dans toute la partie postérieure de leur segment libre et elles sont circonvolutionnées à leur sommet [17].

### **2.2.2.2. Le corps :**

Il constitue la totalité de l'organe en amont du col, il est cylindroïde [103] et il a une longueur d'à peine 1 à 2 cm [43].

### **2.2.2.3. Le cervix :**

Le cervix est assimilable à un sphincter que sépare la portion proximale aseptique de la portion, distale colonisée par les micro-organismes [97]. Il est plus étroit que les parties qu'il sépare. Il est en général plus cylindroïde que le corps utérin [103] sa muqueuse est mince [105] sécrétant le

mucus cervicale [60].les anneaux cervicaux consistent en une série de crêtes dures ou de plis annulaires [60].La fermeture du col est assurée par le bouchon muqueux très abondant surtout en période de gestation .Il met l'embryon ou le fœtus à l'abri des invasions microbiennes [129].

La paroi des cornes et du corps de l'utérus est formée de trois tissus :

**a) Une muqueuse « endomètre » :**

L'endomètre comprend des prolongements ressemblant à des champignons, les caroncules, qui constituent les points d'attachement des membranes fœtales durant la gestation. Il y a entre 70-100 caroncules dans un utérus de brebis [104], 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. Leurs sécrétions jouent un rôle important dans le développement de l'embryon, mais aussi dans les modifications des spermatozoïdes juste avant la fécondation [45].

**b) Une musculieuse « myomètre » :**

Le myomètre est la partie musculaire de la paroi utérine ; il est composé de trois couches inégales de fibres musculaires lisses[86] qui sont les muscles circulaires profonds, les muscles longitudinaux superficiels[60] et une couche musculaire moyenne[105] dont l'activité varie avec le stade du cycle [45].la musculieuse est puissante elle supporte le poids du fœtus [19], ces contractions sont impliquées dans le transport des spermatozoïdes vers l'oviducte et dans l'expulsion du ou des fœtus au moment de l'agnelage [43].

**c) Une séreuse « adventice » :**

Assure la jonction de l'utérus avec le ligament large [86]. Elle est formée d'un tissu conjonctivo-élastique riche en vaisseaux et en nerfs et revêtu en surface par le mésothélium péritonéale [105].

### **2.3. Section copulatrice :**

Le vagin et la vulve forment l'organe d'accouplement de la femelle et permettent le passage du fœtus à la mise bas [86].

#### **2.3.1. Le vagin :**

C'est un conduit entièrement logé dans la cavité pelvienne, son extrémité antérieure s'insère autour du col de l'utérus [86] qui fait sailli à l'intérieur du vagin par un bourrelet strié que l'on appelle la fleur épanouie [129]. C'est l'endroit où la semence est déposée lors de la saillie. De 10 à 14 cm de long, le vagin est très irrigué et sensible [45]. 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. Ce phénomène peut facilement être observé lors des inséminations. Chez l'agnelle, une mince membrane obstrue partiellement le vagin, l'hymen, qui est perforé lors du premier accouplement [7].

#### **2.3.2. La vulve :**

C'est la partie commune de l'appareil urinaire et génitale. Elle est formée par le vestibule vaginal et l'orifice vulvaire, délimité par les lèvres [86].

Le vestibule reçoit l'urètre en avant de l'hymen. A mi-longueur et latéralement, débouchent les glandes de Bartholin dont la sécrétion lubrifiante facilite l'accouplement. La commissure supérieure des lèvres vulvaires est séparée de l'anus par le périnée. Au niveau de la commissure ventrale se trouve le clitoris qui est l'équivalent rudimentaire du pénis, dépourvu d'urètre mais pourvu d'un tissu érectile [86].

**CHAPITRE III**  
**PHYSIOLOGIE DU**  
**SYSTEME**  
**REPRODUCTEUR DE LA**  
**BREBIS**

## 1. INTRODUCTION

Le cycle sexuel de la femelle comporte plusieurs évènements anatomo-physiologiques et comportementaux. Parmi les premiers, on peut noter en fonction du déroulement du cycle, des changements dans la sécrétion d'hormones hypophysaires gonadotropes (FSH, LH) et d'hormones ovariennes ( $E_2$ ,  $P_4$ ) en relation avec la croissance folliculaire au niveau des ovaires. Cette croissance peut aboutir à l'ovulation d'un ou plusieurs follicules, ce qui explique en partie les variations de prolificité en cas de fécondation [66].

Au niveau de l'utérus, il se passe également des changements de la structure de l'endomètre dans le but de pouvoir accueillir un ou plusieurs fœtus, en cas de fécondation [66].

## 2. LA PUBERTE

### 2.1. Définition

Le terme puberté est également utilisé pour caractériser la même période qui prépare l'acquisition de l'aptitude à se reproduire, accompagné du développement des caractères sexuels secondaires [21]. c'est une suite bien précise d'évènements biologique entraînent des modifications corporelles et comportementales importantes aboutissant à la fonction de la reproduction [18]. Elle se manifeste par un premier œstrus chez l'agnelle [119].

### 2.2. Conditions d'apparition de la puberté :

L'âge de la puberté est très variable selon les espèces, mais l'espérance de vie également. La partie de la vie qui précède l'apparition de la période féconde est inférieure au 1/10 de l'espérance de vie chez de très nombreux mammifères.

La puberté intervient alors que la croissance n'est pas totalement achevée : le jeune atteint alors 30 à 60% du poids d'adulte chez la plupart des mammifères. Cette relation étroite entre croissance et puberté permet de définir dans une population un âge moyen et une taille moyenne.

Mais la valeur moyenne observée dans une population donnée n'est pas une valeur absolue permettant de connaître les conditions d'apparition de la puberté chez tous les individus de la même espèce. On observe en effet des différences entre diverses populations. Elles permettent de mettre en lumière l'existence de facteurs capables de modifier les conditions d'apparition de la puberté. L'alimentation se révèle comme le facteur universellement le plus déterminant, une mauvaise alimentation ayant toujours pour effet de retarder la puberté. Des facteurs génétiques et des facteurs de l'environnement (saison :

lumière et température, interactions sociales) interviennent également mais ils sont plus ou moins efficaces selon l'espèce considérée et ne peuvent s'étudier sérieusement que si les facteurs alimentaires ne sont pas en cause. Nous verrons d'autre part qu'il est possible de mettre en évidence le rôle modulateur de facteurs moins bien définis, mais l'étude précise de leur action n'est guère possible tant que des critères plus fins n'auront pas été choisis pour définir la puberté et les conditions de son apparition [87].

### **2.2.1. Rôles des facteurs nutritionnels :**

L'alimentation peut agir comme un régulateur important de la reproduction. Ce fait est clairement illustré chez la brebis, qui peut montrer des variations du moment d'apparition de la puberté dues à des modifications du niveau de nutrition [71 ; 41].

En effet, le niveau alimentaire dont bénéficient les jeunes animaux durant leurs croissances joue un rôle important dans l'apparition plus ou moins précoce de la puberté. Un jeune reproducteur, mâle ou femelle doit être alimenté convenablement car une sous-alimentation, en perturbant la croissance, entraîne un retard de la puberté [84]. 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 [43].

Une sous-alimentation stricte empêche l'ovulation chez l'agnelle en altérant le mécanisme contrôlant la sécrétion de la GnRH et la production à haute fréquence des pulses de LH qu'ils induisent [68].

La puberté apparaît plus dépendante du poids que de l'âge des jeunes bien qu'elle aussi soit largement conditionnée par la maturation des structures nerveuses, indispensable pour la sécrétion des hormones gonadotropes. Quand la croissance est fortement freinée, l'évolution des structures nerveuses, essentiellement liée à l'âge et qui rend possible la sécrétion des hormones gonadotropes, permet dans certaines limites, l'apparition des signes de puberté pour un développement corporel très inférieur à la normale. Mais ces signes ne sont plus liés à l'acquisition de la fécondité de la même manière que chez les jeunes ayant une croissance normale [87].

La relation étroite entre croissance et puberté a conduit à l'idée que le jeune doit avoir reçu une quantité minimale d'énergie pour arriver à l'état de développement corporel critique caractéristique de la puberté et qu'il existe une masse métabolique critique, qui une fois atteinte, agit comme un déclencheur de la puberté [87]. « L'âge n'a donc de signification pour la

puberté que dans la mesure où la croissance est normale. Tout retard de croissance d'origine nutritionnelle, se traduit par un retard chronologique dans l'apparition de la puberté et le poids corporel apparaît comme un meilleur critère que l'âge pour établir a priori le moment probable de l'apparition de la puberté » [87].

### **2.2.2. Rôle des facteurs génétique :**

Le caractère génétique propre à une race (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 [43].) peut se manifester à trois niveaux : le pourcentage du poids d'adulte atteint au moment de la puberté, la vitesse de croissance qui modifie l'âge à la puberté et chez la femelle, l'intervalle entre l'apparition des signes de puberté et la première ovulation [87].

Les facteurs génétiques ont donc une action propre sur les conditions d'apparition de la puberté puisqu'ils déterminent le moment où elle peut intervenir au cours de la croissance. De plus, l'ensemble des transformations nécessaires à l'acquisition de la fécondité se produira avec des vitesses variables en fonction de caractères génétiques [87].

#### **2.2.2.1. Pourcentage du poids d'adulte à la puberté :**

Nous avons vu que la puberté apparaît au cours du développement quand un pourcentage caractéristique du poids de l'adulte est atteint. Lorsque l'abaissement du poids et de l'âge à la puberté correspond à un abaissement du pourcentage du poids de l'adulte atteint au moment de la puberté, il est permis de conclure à l'existence d'un caractère racial intéressant le poids critique [87].

On trouve aussi de bons exemples dans l'espèce ovine ; les brebis Blackface ont leur premier œstrus à 238 jours pour un poids de 30kg. Les Romney à 270 jours pour 35kg, mais les Blackfaces ont atteint 63% du poids de l'adulte et les Romney 40% seulement. Parmi les diverses races de brebis, beaucoup atteignent 60-65% du poids d'adulte au moment de la puberté (tableau ci-dessous). Les Romney se distinguent donc essentiellement par un abaissement spectaculaire du pourcentage du poids d'adulte atteint au moment de la puberté et un poids adulte important [85].

Les races rustiques se reproduisent plus tôt que les races améliorées, ainsi des agneaux de race « Romanov » âgés de 3 mois et demi à 4 mois sevrés ont réussi à féconder des brebis et des agnelles [107].

**Tableau 3.1** : Facteurs génétiques et puberté.

Brebis de races françaises pures ou croisées. Résultats I.N.R.A.

Race	Age 1 <sup>er</sup> œstrus (jours)	Poids 1er œstrus (kg)	% du poids d'adulte
<b>Rava</b>	237	33	64
<b>Bizet</b>	200	28	62
<b>Blanche de Lozère</b>	218	34	61
<b>Limousine</b>	250	31	65
<b>Romanov x Limousine</b>	192	33	59
<b>Berrichon du Cher</b>	261	45	75
<b>3/4 Romanov x 1/4Berrichon</b>	240	40	69
<b>Romanov</b>	179	31	64

**2.2.2.2. Vitesse de croissance :**

Mais le caractère racial peut également mettre en jeu la vitesse de croissance des jeunes, ceux qui ont la croissance la plus rapide ayant la puberté la plus précoce. C'est ainsi que les brebis Romanov et Limousines ont leur premier œstrus au même poids moyen de 31kg qui correspond dans les deux cas à 65% du poids d'adulte. Mais le premier œstrus se produit à 250 jours pour les Limousines et 179 jours pour les Romanov qui se caractérisent donc par une croissance plus rapide [87].

**2.2.2.3. Relation entre premier œstrus et première ovulation :**

Enfin la relation temporelle entre la première manifestation d'activité sexuelle choisie pour fixer l'âge à la puberté et la première ovulation varie également selon les races.

L'œstrus, comme décharge des hormones gonadotropes qui déclenchent l'ovulation sont provoqués par l'action des stéroïdes ovariens, principalement l'œstradiol, sur le système nerveux central. Normalement les deux événements sont associés et se succèdent à quelques heures d'intervalle (ce qui indique, une légère différence de sensibilité aux stéroïdes des deux mécanismes). Des dissociations complètes des deux événements peuvent se produire en particulier au moment de la puberté. Deux exemples illustreront cette dissociation tout en mettant en évidence une composante génétique : brebis Mérinos et Perendale ont leur premier œstrus au même âge mais 67% seulement des Mérinos ovulent contre 93% des Pérendale [87].

### **2.2.3. Rôle des facteurs de l'environnement :**

#### **2.2.3.1. Photopériode et saison de naissance :**

Plusieurs expériences montrent que les changements photopériodiques durant le développement prépubertaire sont importants pour l'initiation de la puberté. Le passage des jours longs aux jours courts stimule la puberté. Ces résultats sont évidemment en étroite relation avec la nutrition, le taux de croissance et le développement de la femelle [43].

En générale, une agnelle née en hiver ou au printemps auront ses premières chaleurs en automne, entre 7et9 mois. Une agnelle née en début d'été ne viendra en chaleur que l'automne suivant, vers 15 mois [119].

#### **2.2.3.2. Température :**

Les températures élevées de l'été retarderaient la puberté par leurs effets négatifs sur la croissance. Ainsi, un rafraîchissement des températures pendant l'été entraînerait une venue en chaleurs plus précoce des agnelles à l'automne [43].

#### **2.2.3.3. Environnement social :**

En dehors de tout problème alimentaire, les relations entre individus jeunes et adultes qui mettent en jeu olfaction, toucher, vision modifient les conditions d'apparition de la puberté.

Le nombre de jeunes élevés ensemble, le sex-ratio entre jeunes, la présence d'adulte avec les jeunes, peuvent modifier les conditions d'apparition de la puberté [87].

#### **2.2.3.4. Facteurs d'environnement non identifiés :**

En dehors de ces interactions entre individus, des facteurs difficiles à appréhender sont également capables de modifier les conditions d'apparition de la puberté et de façon importante. Dans des conditions d'alimentation identiques et sans qu'un facteur saisonnier puisse intervenir, l'habitat dont dispose l'animal peut modifier sa vitesse de croissance, son âge et son poids à la puberté. Le stress peut participer au déclenchement de la puberté [87], telle que le transport, introduction d'un mâle parmi les agnelles, tonte peuvent dans certain cas avancer les premières chaleurs [119].

### **2.3. La physiologie de déclenchement de la puberté :**

L'ensemble de manifestations qui caractérisent la puberté ont pour origine les sécrétions d'hormones sexuelles (l'œstradiol) [35]. Le facteur essentiel du déclenchement de la puberté est la mise en route de l'axe hypothalamo-hypophysaire qui sécrète alors des quantités importantes d'hormones gonadotropes [69].

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 [43].

Cependant il faut la différencier de la maturité sexuelle, qui est l'âge auquel l'animal est capable d'exprimer son potentiel de production complet. Par conséquent si les animaux sont mis à la reproduction trop tôt, de faibles performances reproductives sont à atteindre, de même qu'un risque supplémentaire de problèmes de parturition est engendré [30 ; 12 ; 91].

#### **2.4. L'âge de la puberté :**

La puberté se manifeste entre le 5<sup>ème</sup> [27] ou 6<sup>ème</sup> mois [35], [61], [59] et le 9<sup>ème</sup> [37], [13] ou le 10<sup>ème</sup> mois [38], Cependant, l'âge à la puberté dépend de nombreux facteurs génétiques et environnementaux qui agissent simultanément pour contrôler le moment de la première chaleur [43].

#### **2.5. Le poids à la puberté :**

La puberté s'observe habituellement quand l'agnelle atteint 50 à 70 % de son poids adulte. Ce pourcentage peut varier particulièrement en fonction du moment de l'année et des races [43]. On estime que les deux tiers du poids d'adulte devraient alors d'être atteints [119].

Tous les autres facteurs de variation de la puberté étant égaux (race, âge, etc.), la puberté est d'autant plus précoce que le poids vif est élevé. Les premières études semblaient démontrer qu'il existerait un « poids seuil » pour chaque race et condition environnementale au-dessus duquel la puberté est atteinte. Cependant, d'autres études plus récentes montrent que le niveau d'alimentation durant la période entourant la puberté affecte également l'âge à la puberté des agnelles de poids équivalents. De toutes ces recherches, il est évident que le niveau d'alimentation joue un rôle de premier plan dans l'atteinte de la puberté [43].

### **3. LA MATURETE 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 tel que le développement corporel de l'agnelle et la saison de la naissance [53]. La maturité sexuelle intervient généralement vers 5 mois, les

saillies trop précoce étant très éprouvantes pour l'animal, il faut éviter de faire s'accoupler une brebis avant qu'elle n'ait atteint les deux tiers de son poids d'adulte [1].

#### 4. LA SAISON SEXUELLE DE LA BREBIS

##### 4.1. Son importance :

La brebis présente une activité sexuelle qui ne se manifeste qu'à certaines périodes de l'année. Les ovins sont donc qualifiés d'espèces à activité sexuelle saisonnière [4]. Cette particularité provient de leur ancêtre, le mouflon, animal domestiqué pourtant il y a maintenant plus de 10000 ans [4].

L'activité sexuelle se manifeste lorsque la durée du jour diminue, c'est-à-dire en fin d'été et à l'automne. Elle débute fin de juillet pour se terminer en décembre-janvier. Cette période est appelée saison sexuelle. Elle a son intensité maximale en octobre-novembre. D'ailleurs, la fertilité et la prolificité sont maximales pour les accouplements pendant ces deux mois [4].

Quand les jours commencent à grandir, de l'hiver à la fin du printemps, les brebis sont en repos sexuel, ce que les scientifiques appellent l'anoestrus saisonnier. Les éleveurs, eux parlent plus facilement de la contre-saison [4].

La durée et l'intensité de cet anoestrus varient d'une race à une autre selon leur origine et la sélection faite sur l'aptitude à se reproduire au printemps et en début d'été. Cette aptitude à se reproduire à une saison qui n'est pas la saison naturelle est appelée aptitude au désaisonnement [4].

On peut ainsi classer les races en deux grandes catégories :

##### ❖ **Les races dites saisonnées :**

- les races d'herbage : Bleu du Maine, Rouge de l'Ouest, Texel, mouton Charolais
- les races anglaises, Suffolk, Hampshire.....

Ce sont des races à saison sexuelle courte de fin juillet à décembre [4].

##### ❖ **Les races dites dessaisonnées :**

- les races à sang Mérinos
- les races précoces de bergerie : Ile de France, Berrichon du Cher ;
- les races rustiques.

Certaines brebis de ces races présentent une reprise de leur activité sexuelle dès le printemps [4].

#### **4.2. Ses facteurs de variation :**

L'anoestrus saisonnier varie aussi en fonction de l'âge. Les agnelles nées au printemps auront une saison sexuelle courte, de 2 ou 3 mois, puis un anoestrus assez long [4]. Le climat mais surtout l'alimentation peuvent intervenir sur la durée de la contre saison. En effet, une alimentation en quantité et qualité suffisantes, des brebis en bon état corporel ou en reprise d'état corporel vont favoriser le démarrage précoce de la saison sexuelle. Cela peut expliquer les variations annuelles des résultats de reproduction [4].

### **5. LE CYCLE SEXUEL CHEZ LA BREBIS**

#### **5.1. Définition :**

Le cycle sexuel est la manifestation de l'activité sexuelle cyclique des femelles [38]. Il comprend le cycle ovarien [75] qui est l'intervalle entre deux ovulations [66] et le cycle oestrien. Ce dernier correspond à l'intervalle entre deux œstrus [75] ou entre deux périodes de chaleurs consécutives [27] ; avec l'ensemble des phénomènes qui l'accompagnent [64]: les transformations périodiques des organes génitaux de la femelle qui influencent profondément sur tout l'organisme et en particulier sur le comportement et le métabolisme de l'animal [39]. Les agnelles commencent à avoir des cycles à la puberté, se poursuivent tout au long de la vie génitale et ne sont interrompues que par la gestation [69].

#### **5.2. La durée :**

Le cycle œstral normal durerait de 16 à 18 jours, avec une moyenne de  $17,4 \pm 0,7$  jours, tandis que les cycles longs traduiraient l'existence d'ovulations silencieuses. L'existence de ces ovulations silencieuses est corroborée par la mise en relation des profils individuels de sécrétion de la  $P_4$  et les relevés des chaleurs [66]. Des valeurs fortes comparables, de  $18 \pm 4$  jours, sont rapportées pour la brebis Djallonké, variété « Mossi » [66].

#### **5.3. Les modifications du cycle sexuel :**

Le cycle sexuel se traduit par l'ensemble des modifications : [27]

-au niveau de l'ovaire (production de gamètes) [27].

-au niveau du comportement (les chaleurs ; la brebis devient plus agressive, elle recherche le mâle) [27].

-au niveau hormonal (production d'hormones qui interviennent sur le cycle) [27].

**5.3.1. Au niveau ovarien :****5.3.1.1. Cycle ovarien :****5.3.1.1.1. Phase folliculaire :**

La folliculogénèse est la succession des différentes étapes du développement du follicule, depuis le moment où il sort de la réserve jusqu'à l'ovulation ou, cas le plus fréquent, jusqu'à l'atrésie [96].

Les principales caractéristiques de la croissance folliculaire concernent :[96].

- sa durée : cinq mois chez la brebis [96].
- le faible nombre de follicules qui parviennent jusqu'à l'ovulation [96].
- le parallélisme entre la croissance du follicule et l'acquisition de la compétence ovocytaire[96].

**a) Nombre de follicules en croissance et durée de la folliculogénèse :**

Seule une très faible proportion des follicules stockés dans l'ovaire entame une croissance : plus de 99% des follicules primordiaux sont voués à l'atrésie. Ils dégénèrent sans avoir pu évoluer jusqu'à terme (ce qui ne signifie pas qu'ils n'entament pas leur croissance). L'âge, l'espèce et l'importance de la réserve influencent le nombre de follicules quittant chaque jour la réserve : 1 à 3 chez la brebis [36].

La durée d'évolution d'un follicule, du stade primordial jusqu'au stade antral est de 130 jours chez la brebis et chez la femme.

La durée de maturation du follicule jusqu'à l'ovulation est de cinq jours chez la rate, 45 jours chez la brebis et 60 jours chez la femme.

Cette phase de maturation folliculaire se caractérise également par des modifications de l'ovocyte :

- son volume augmente,
- les synthèses en acides nucléiques et en protéines s'accroissent, en vue du développement ultérieur de l'embryon,
- des granules corticaux se forment à la périphérie du cytoplasme.[96]

D'autres facteurs influencent le nombre de follicules quittant chaque jour la réserve : l'état corporel de l'animal, la quantité et la qualité de son alimentation et l'étape du cycle de reproduction qu'il franchit (post-partum par exemple) en constituent les principaux [96].

**b) Régulation du nombre de follicules ovulatoires :**

Seuls les follicules qui atteignent une certaine taille (2 mm) en temps opportun poursuivent leur développement. C'est parmi ceux-ci que le (ou les) follicule ovulatoire est (ou sont) désigné. Trois étapes successives sont responsables de ce tri folliculaire [96]

**1. Le recrutement :**

Le recrutement est l'entrée en croissance terminale d'une cohorte de follicules gonadodépendants (diamètre : 2 mm). Un follicule gonadodépendant est un follicule qui a dépassé le stade auquel habituellement la plupart des follicules deviennent atrétiques [42]. Il s'agit d'un mécanisme aléatoire [109] où seuls sont recrutés les follicules atteignant "la bonne taille au bon moment". Le recrutement est provoqué par l'augmentation transitoire de la FSH.

La FSH agit sur ces follicules en augmentant leur aptitude à aromatiser les androgènes en oestrogènes. Le recrutement d'un nombre de follicules supérieur à celui nécessaire constitue en quelque sorte la garantie qu'au moins un follicule se trouve dans les conditions optimales de développement et de sensibilité à l'action de concentrations minimales de FSH [42].

**2. La sélection :**

La sélection est l'émergence du (ou des) follicule ovulatoire parmi les follicules recrutés. Cette sélection est secondaire à la réduction de la FSH qui a initié le recrutement. En effet, le développement du groupe de follicules recrutés s'accompagne d'une augmentation de la production d'œstradiol, mais également d'inhibine. Ces deux hormones exercent un rétrocontrôle négatif sur la production hypophysaire de FSH qui diminue donc. Dès que la concentration en FSH circulante devient inférieure à celle induisant le recrutement, les follicules recrutés entrent en atrésie, à l'exception du (ou des) seul follicule sélectionné, le mécanisme du choix du (ou des) follicule ovulatoire n'étant pas tout à fait connu

**3. La dominance :**

La dominance fait suite à la sélection. Elle est morphologique et fonctionnelle [78]

- elle est qualifiée de morphologique parce qu'elle est exercée par le plus gros follicule présent sur l'un ou l'autre ovaire ;
- elle est également fonctionnelle parce que le follicule dominant est le seul qui soit capable de provoquer la régression de follicules en croissance, ou d'inhiber la croissance d'autres follicules [74], et d'ovuler dans un environnement hormonal approprié [50]. Elle correspond donc au blocage du recrutement et à l'accroissement rapide de volume du (ou des) follicule ovulatoire. Bien que la FSH diminue, le follicule dominant persiste car il a acquis un

mécanisme d'autostimulation interne : l'œstradiol qu'il produit amplifie sa synthèse d'IGF1 qui est normalement sous le contrôle de la FSH. L'IGF1 stimule à son tour l'aromatation des androgènes en oestrogènes. De plus, l'acquisition par la granulosa de récepteurs à la LH, associée à la sécrétion active de LH, contribue à maintenir une concentration élevée en AMPc dans les cellules folliculaires, et donc à la croissance du (ou des) follicule dominant [128].

Il est démontré que :

- la destruction d'un follicule dominant au début d'une vague de croissance folliculaire retarde la régression des follicules de taille directement inférieure;
- en fin de vague, sa destruction entraîne un recrutement plus précoce des follicules lors de la vague suivante [74].

### **c) Régulation de la croissance du follicule:**

La FSH induit le recrutement mais la présence d'un niveau basal de LH est indispensable [75], elle active la division des cellules folliculeuses et la croissance de l'épithélium germinatif [39], ainsi que la sécrétion des œstrogènes par l'ovaire [64]. In vitro, elle stimule la multiplication des cellules de la granulosa et la formation de l'antrum. Les œstrogènes stimulent aussi la multiplication des cellules de la granulosa mais pas la formation de l'antrum. Donc la croissance folliculaire normale implique la présence de l'œstradiol et de FSH [20]. La FSH induit l'apparition des récepteurs à la LH sur les membranes cellulaires [75].

Par opposition, la LH ne stimule ni les multiplications cellulaires, ni la formation de l'antrum des follicules en croissance. Elle freine même l'activité mitotique des cellules de la granulosa. Par contre, elle permet la différenciation des cellules de la thèque interne en cellules stéroïdogènes [20], et son action entraîne une réduction de l'aromatation des androgènes en œstrogènes [75]. La LH provoque la rupture du follicule et la formation du corps jaune et stimule la sécrétion de la folliculine par la thèque [64].

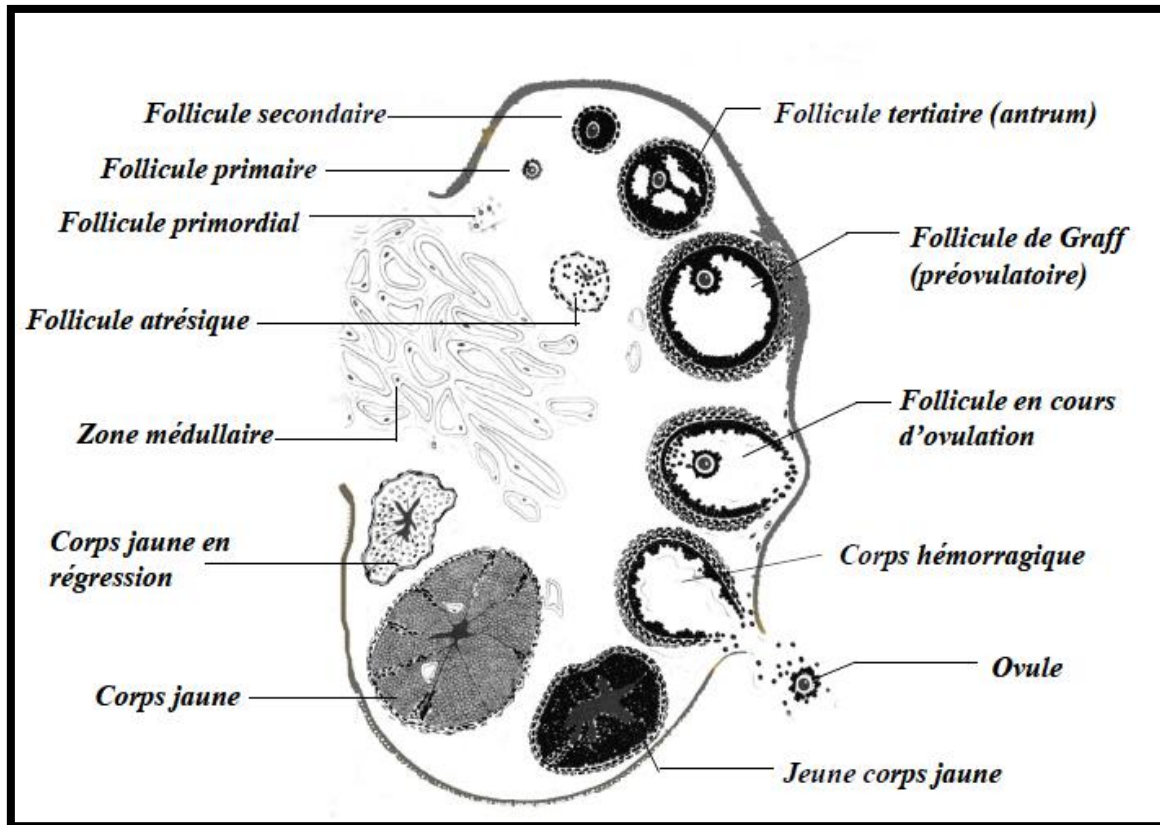
Cette action spécifique des deux gonadotropines s'explique bien par la présence de récepteurs à LH mais pas à FSH sur les cellules de la thèque, et inversement de récepteurs à FSH et non à LH sur les cellules de la granulosa des petits follicules à antrum.

Les récepteurs à FSH existent très tôt. Or, Au cours de la croissance du follicule des récepteurs à LH apparaissent sur les cellules de la granulosa sous l'effet de la FSH. Ainsi la FSH et la LH exercent leur action d'abord et respectivement sur la granulosa et sur la thèque. Il paraît exister une perméabilité différentielle du follicule à FSH et LH. Si la LH pénètre

prématurément, la croissance de la granulosa est freinée et le follicule est appelé à dégénérer [64].

#### **d) Etapes de la folliculogénèse :**

Quand un follicule s'échappe de la réserve des follicules primordiaux et commence sa croissance, celle-ci continuera jusqu'à ce que le follicule subisse l'atrésie ou ovule [64].



**Figure 3.1 :** Coupe transversale d'un ovaire [43].

#### **1. Follicule primordial:**

À la naissance la femelle possède des follicules primordiaux [39]. Ils sont très petits, se trouvent à la périphérie de l'ovaire. Leurs noyaux sont appelés: vésicules germinatives, et on observe une polarisation des organites : noyau vitellin de Balbiani [57]. Chaque follicule primordial est formé d'un ovocyte entouré dans une seule couche de cellules épithéliales [39].

#### **2. Follicule primaire:**

L'ovocyte est de plus grande taille [02]. Le follicule primaire montre une perte de la polarisation, et l'apparition des granules corticaux. Il y a synthèse d'ARNm et d'ARNr et début de sécrétion de la zone pellucide qui est constituée de glycoprotéines [57]. Il y a aussi l'apparition des récepteurs à FSH, ceux spécifiques à l'œstradiol au niveau de la granulosa et

des récepteurs aux endogènes. Des jonctions perforées apparaissent. Ces modifications ne sont pas sous la dépendance de la sécrétion de FSH ni celle de LH [02].

### **3. Follicule secondaire:**

Il est entouré de plusieurs couches cellulaires folliculeuses [39], leurs mitoses sont intenses [57]. Il est nommé aussi «follicule à antrum» [02]. L'antrum est un liquide sécrété par les cellules de la granulosa. Il renferme des protéinases et des peptidases qui jouent un rôle important dans l'ovulation [39]. Cette étape se caractérise par une accumulation de réserves cytoplasmiques et un début de constitution de la thèque interne [57]. Quelques observations permettent de penser qu'au cours de la première étape (avant la formation de l'antrum), le déterminisme de la croissance est surtout intra-ovarien, alors qu'au cours de la seconde (à partir de la formation de l'antrum jusqu'à l'ovulation), il est surtout gonadotrope [20].

### **4. Follicule tertiaire ou dominant:**

Il y avait un accroissement du nombre des couches cellulaires: en dedans, les cellules de la granulosa qui sécrètent le liquide folliculaire [39] (riche en acide hyaluronique à ce stade) dans de petites cavités [57] ; en dehors, la couche cellulo-vasculaire des théques folliculaires [39]. La thèque externe se constitue [57]. Un massif cellulaire qui entoure l'ovocyte: le cumulus oophorus, ce massif reste accolé à la granulosa [20].

Le follicule dominant sécrète l'œstradiol et il exerce une action inhibitrice au niveau du reste du parenchyme et sur l'ovaire controlatéral. Les autres follicules secondaires subissent une atrophie [02].

### **5. Follicule préovulatoire :**

Les mitoses diminuent au niveau des cellules folliculeuses. Le follicule s'approche de l'apex (surface de l'ovaire). Les théques s'amincissent et les cellules du cumulus oophorus commencent à se dissocier [57].

### **6. Follicule de De Graaf:**

C'est un follicule mûr qui subit plusieurs modifications parmi elles : augmentation de volume et disparition des mitoses [02]. L'ovocyte n'est entouré que d'une seule couche de cellules folliculeuses : la corona radiata [57]. La thèque externe à prédominance fibreuse (comportant des fibres conjonctives, des cellules mésenchymateuses et des vaisseaux) est très mince. La thèque interne est une glande endocrine à prédominance cellulaire, contenant des capillaires et des cellules thécales stéroïdogènes [69]. Le follicule de De Graaf, réceptif aux hormones sexuelles de l'hypophyse, peut alors devenir sécrétoire [75].

### **7. Les follicules atrésiques:**

L'évolution d'un follicule à antrum en follicule ovulatoire ne se réalise que pour un petit nombre; dans la majorité des cas, il devient une structure dégénérative non fonctionnelle: le follicule atrésique.

Les follicules atrésiques ne secrètent plus d'hormones. Il ne faut pas confondre l'atrésie avec la dégénérescence qui atteint les follicules primordiaux avant la naissance [75].

#### **5.3.1.1.2. Ovulation :**

C'est un phénomène mécanique de rupture de la paroi folliculaire qui est déclenché par le pic de LH [75]. Cette décharge ovulante est suivie d'un changement profond de la stéroïdogenèse et d'une élévation de la synthèse des prostaglandines dans le follicule.

L'inhibition de la synthèse des stéroïdes ou des prostaglandines (par l'indométhacine) empêche l'ovulation [20]. Cette dernière se produit brutalement [61], sous la pression du liquide folliculaire [113], [75], [64] et par suite de l'activation d'une enzyme protéolytique située dans la paroi (sous l'influence de la FSH et de la LH) [64]. La progestérone est nécessaire à la rupture du follicule [20]. Le follicule de De Graff s'ouvre en un point: le stigma [113], et il y a libération d'un ovocyte de 2<sup>ème</sup> ordre bloqué en métaphase de deuxième division méiotique [113], [30]. L'ovulation est spontanée chez la brebis [37], elle est simple ou multiple [35] et libère 1 à 3 ovocytes. Elle se produit dans la 2<sup>ème</sup> moitié de l'œstrus entre la 20<sup>ème</sup> [30], [59] et la 30<sup>ème</sup> [59] ou la 40<sup>ème</sup> heure après le début de rut. L'ovule non fécondé se dégénère au niveau de l'oviducte [30].

Certains auteurs ont fait quelques remarques sur l'ovulation chez la brebis: Il n'y a pas de corrélation entre le début de l'œstrus et le moment de l'ovulation; Bien que l'ovulation soit spontanée chez la brebis, elle est hâtée par l'accouplement qui en plus augmente le taux d'ovulation;[30]

#### **5.3.1.1.3. Phase lutéale :**

Après l'ovulation, le follicule se transforme en corps jaune [16]. Les cellules du follicule ayant libéré l'ovocyte se transforment en cellules lutéales qui forment le corps jaune et secrète la progestérone [44] qui empêche alors toute nouvelle ovulation [16]. Durant cette période, la croissance folliculaire se poursuit, mais la forte concentration de progestérone freine l'activité de décharge du GnRH par l'hypothalamus bloquant ainsi l'ovulation jusqu'à la lutéolyse suivante [44].

Si la femelle est en gestation au bout des 14 jours de la phase lutéale, le corps jaune cyclique devient un corps jaune de gestation[16].

Si la femelle n'est pas en gestation au bout de ces 14 jours, le corps jaune dégénère et il se produit une chute brutale de la concentration de progestérone dans le sang. Un nouveau cycle peut alors commencer [16].

### **5.3.2. Au niveau du comportement :**

Parmi les facteurs qui influencent le comportement en période d'œstrus :

#### **❖ Les facteurs génétiques :**

Très peu d'information existent en ce qui concerne les variations d'origine génétique de l'œstrus chez les ovins, les caprin [131].

#### **❖ L'état nutritionnel :**

L'état nutritionnel agit sur le comportement des chaleurs des à deux niveaux : sur l'âge de la puberté, d'une part, et d'autre part, sur le déroulement du cycle oestrien chez les adultes [131].

#### **❖ L'environnement social :**

Lorsque les brebis sont conduites en troupeau unisexe à l'écart de tout mâle, le comportement des chaleurs s'en trouve affecté de la détection de l'œstrus devient quelquefois difficile [131].

#### **❖ La photopériode et la température ambiante :**

Le stress climatique tend à réduire le gain pondéral chez toutes les espèces, ce qui à son tour retarde l'accession à la maturité sexuelle et diminue d'autant la carrière de reproduction des animaux [131].

### **5.3.2.1. Cycle oestrien :**

#### **5.3.2.1.1. Le pro-œstrus :**

C'est une phase de croissance accélérée et finale du follicule ; elle dure en moyenne 2 à 3 jours chez la brebis.

Pendant le pro-œstrus 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 [38, 14,15].

**5.3.2.1.2. L'œstrus :**

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

Chez la brebis les chaleurs durent de 24 à 72 heures avec une moyenne de 35 heures et se manifestent en plus grand nombre de minuit à midi que de midi à minuit ; les signes physiques de l'œstrus, sont relativement peu perceptibles par suite de la faible vascularisation et de la tuméfaction réduite des organes génitaux externes : la vulve est légèrement tuméfiée et laisse s'écouler une petite quantité de liquide glaireux. La femelle peut ne pas montrer de comportement spécial en dehors de la présence du bélier, c'est pourquoi lorsqu'on veut être sûr de la réalité de l'œstrus, il faut placer la brebis en présence du mâle et si elle est en chaleurs, elle accepte la saillie [38, 14,15]

**5.3.2.1.3. Le met-œstrus :**

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 met-œstrus, l'écoulement vulvaire devient important et caséeux avec abondance de cellules épithéliales squameuses et seulement la présence de quelques leucocytes ; il y a un développement considérable de glandes et une kératinisation très marquée [14].

**5.3.2.1.4. Le di-œstrus :**

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 [52].

Si le di-œstrus 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 [52].

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

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

Une phase lutéale qui est plus longue que la précédente, (13 à 14 jours) ; elle est caractérisée par l'évolution du corps jaune qui se développe, se maintient et se lyse très rapidement ; sur le plan hormonal cette phase est progestéronique [96, 82].

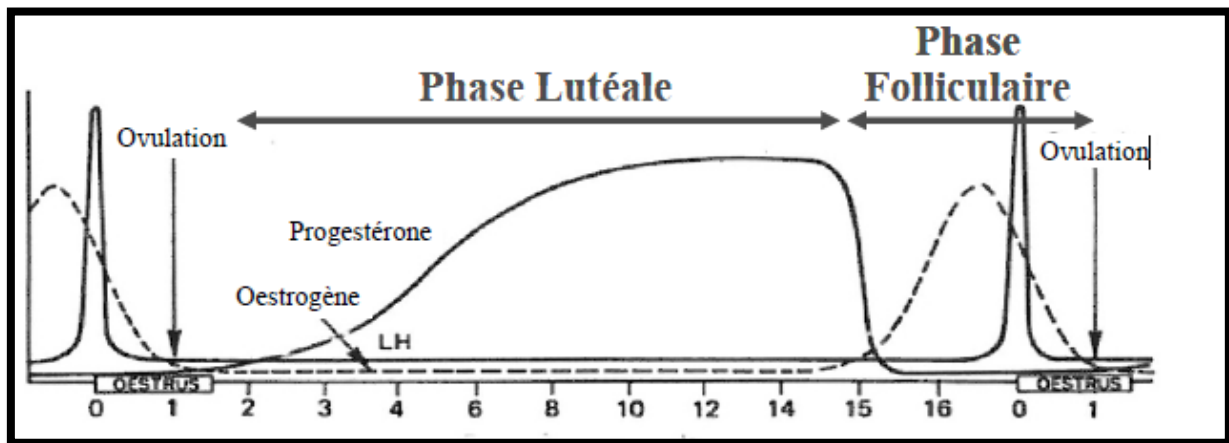


Figure 3.2 : Cycle sexuel de la brebis.[43]

### 5.3.3. Au niveau hormonal :

#### Production d'hormones qui interviennent sur le cycle :

Le déroulement du cycle sexuel nécessite l'intégrité du fonctionnement de l'axe hypothalamo-hypophyso-ovarien sous l'influence du système nerveux et des stimuli externes. Plusieurs hormones sont associées au cycle sexuel, ces hormones sont d'origines :[55]

- Hypothalamique (GnRH), [55]
- Hypophysaire(FSH, LH et Prolactine), [55]
- Ovarien (œstradiol, progestérone et cybérine)[55]
- Utérines( prostaglandine).[55]

#### 5.3.3.1. Les hormones hypothalamiques :

Le rôle principal de l'hypothalamus dans la reproduction, est la sécrétion de la GnRH (Gonadotrophine Releasing Hormone), qui est un décapeptide, petite molécule comportant 10 acides aminés [103]. La GnRH est synthétisée au niveau de la zone antérieure de l'hypothalamus, sa production s'effectue à un niveau tonique avec des décharges cycliques préovulatoire. Elle est déversée dans les capillaires du système porte hypothalamo-hypophysaire, pour gagner l'hypophyse [126]. Les récepteurs à la GnRH ont été mis en évidence au niveau de l'hypophyse, de l'ovaire et du testicule. La GnRH agit essentiellement sur les cellules hypophysaires responsables de la synthèse et de la libération des hormones

FSH (Folliculo-Stimulating-Hormone) et LH (Lutéotrope Hormone) [54]. La GnRH exerce une double action sur les cellules hypophysaires ; elle provoque la libération rapide et transitoire de gonadotrophine (FSH, LH) d'une part, et exerce une action à long terme et de longue durée sur la synthèse hormonale de ces hormones, d'autre part [126, 54, 125].

### **5.3.3.2. Les hormones hypophysaires :**

L'antéhypophyse, situé en dessous de l'encéphale, dont le rôle principal est le contrôle de la fonction ovarienne est sous le contrôle de l'hypothalamus ; elle élabore les trois hormones suivantes : FSH, LH et prolactine (LTH) [125].

#### **5.3.3.2.1. FSH :**

La FSH est une glycoprotéine qui stimule la croissance et la maturation des follicules ovariens par la sécrétion d'œstrogènes. Elle prépare l'ovaire à l'action de LH par l'augmentation des récepteurs à cette hormone au niveau des cellules folliculaires [114]. Au cours de la phase lutéale du cycle chez la brebis, le taux basal de la FSH est de 5 à 6 ng/ml et durant l'œstrus on observe un pic d'environ 10 à 15 ng/ml [34].

#### **5.3.3.2.2. LH :**

La LH est une hormone lutéinisante, qui provoque l'ovulation. Elle est responsable de la transformation du follicule mûr en corps jaune et stimule la sécrétion de progestérone à partir du cholestérol au niveau des cellules lutéales [10]. La sécrétion de la LH est caractérisée par un niveau basal (sécrétion tonique) et par sa pulsabilité pendant la majeure partie du cycle, ainsi que par un pic important (sécrétion cyclique) en période préovulatoire. Les concentrations basales de LH chez la brebis varient de 1 à 5 ng/ml, alors qu'en pic œstral, elle varie de 50 à 150 ng/ml ; l'élévation du taux basal et de la fréquence des pulses de LH en phase préovulatoire, provoque une hausse de taux d'œstradiol et marque le début de la décharge ovulatoire [56].

#### **5.3.3.2.3. La prolactine(LTH) :**

La prolactine n'est pas considérée comme une hormone gonadotrope. Son rôle principal est la stimulation de sécrétion lactée. Cependant, elle joue un rôle important dans la reproduction des animaux domestiques. Elle est responsable de la sécrétion de progestérone par le corps jaune et son maintien lors de la gestation. Le pic de LTH dans le sang précède celui de LH et se prolonge plus longtemps [49].

### **5.3.3.3. Les hormones ovariennes :**

En effet deux catégories d'hormones ovariennes ont été isolées : [130]

- les hormones provoquant entre autres l'œstrus : les œstrogènes
- les hormones préparant l'utérus à la gestation : la progestérone.

Les œstrogènes sont sécrétés par la thèque interne des follicules et la granulosa. Ils sont déversés généralement dans l'antrum du follicule (œstrogène = folliculine)[130].

La progestérone est sécrétée par le corps jaune dans un premier temps, puis s'il y a fécondation c'est le placenta qui prendra la relève [130].

#### **5.3.3.3.1. Les œstrogènes :**

L'œstradiol (œstrogène) est synthétisé et libéré surtout au cours de la phase folliculaire du cycle, alors que la progestérone est libérée par le corps jaune au cours de la phase lutéale. La synthèse des œstrogènes nécessite, chez la plupart des espèces, la présence simultanée de la thèque interne et de la granulosa des follicules. Sous l'effet de la LH, les cellules de la thèque synthétisent des androgènes à partir du cholestérol. Ces androgènes sont ensuite aromatisés en œstradiol par les cellules de la granulosa sous contrôle des hormones gonadotropes. La sécrétion d'œstrogènes, surtout l'œstradiol 17 $\beta$ , varie au cours du cycle sexuel de la brebis de 1 à 3 ng/ml pour le taux de base et atteint 25 ng/ml au pic œstral [34].

#### **5.3.3.3.2. La progestérone :**

La progestérone est sécrétée essentiellement au niveau des ovaires par les cellules lutéales, mais elle peut être sécrétée en faible quantité par les cellules granuleuses des follicules ovariens [79, 8].

La progestérone est présente dans l'ovaire, le testicule, le cortex surrénalien et le placenta. C'est une hormone qui constitue le point de départ pour la synthèse des corticoïdes, des androgènes et indirectement des œstrogènes. Elle va assurer le début et le maintien de la gestation et sa diminution aboutit à l'avortement ou l'accouchement.

La progestérone exerce différents effets biologiques qui sont : [46]

- La sécrétion de progestérone est indispensable à la progression du zygote dans les trompes utérines et à sa descente dans l'utérus.

- La muqueuse utérine comprend un épithélium simple qui recouvre l'endomètre formé d'un chorion conjonctif richement vascularisé qui contient des glandes utérines. La progestérone stimule les sécrétions utérines qui vont servir de nutriment pour le conceptus avant son implantation et permettre sa survie dans le tractus génital.

- La progestérone agit sur les cellules du myomètre pour inhiber leur activité contractile. L'inhibition des contractions utérines n'est cependant pas totale.

- Sous l'influence de la progestérone, le mucus cervical peu abondant change de consistance: il devient visqueux, opaque et épais, il forme un bouchon qui obstrue le canal cervical et protège le contenu utérin du milieu extérieur.

- La progestérone stimule la mammogénèse. La croissance et le développement des glandes mammaires permettent le démarrage de la lactation immédiatement après la parturition.

-L'inhibition des divisions cellulaires par la progestérone induit un amincissement de l'épithélium vaginal. L'action contraceptive de la progestérone résulte l'inhibition de l'activité ovulatoire cyclique et de la modification des caractères de la glaire cervicale dont la viscosité s'oppose à la progression des spermatozoïdes. L'imprégnation progestéronique joue également un rôle essentiel dans la préparation à la parturition et l'établissement du comportement maternel.

La progestérone a d'autres actions : rétention sodée et action hyperthermisante chez les femelles primates à l'origine de l'aspect biphasique de la courbe de température [46].

[110, 124, 102] ont démontré qu'il y a pas de différence entre les animaux primipares et pluripares concernant les niveaux du pic de progestérone plasmatique. Le jour d'œstrus, le taux de progestérone est très faible de 0,2 à 0,3ng/ml ; il augmente rapidement du 3<sup>ème</sup> au 14<sup>ème</sup> jour du cycle sexuel, pour atteindre un pic de 2ng/ml. La régression survient 48 à 60 heures avant l'œstrus.

Pendant le cycle sexuel de la brebis, le taux de sécrétion de progestérone durant la phase lutéale est de 3 ng/ml, alors qu'il est de 0,5 ng/ml pendant la phase œstrale. Les niveaux les plus élevés de progestérones pendant la phase lutéale sont associés à un taux d'ovulation plus élevé [9].

### **5.3.3.3.3. Cybérine :**

#### **1. Inhibine :**

Hormone glycoprotéine, non stéroïdienne, d'origine gonadique qui inhibe spécifiquement la synthèse et /ou la libération des gonadotropines hypophysaires, préférentiellement la FSH.

C'est en 1987 que l'Inhibine a été isolée chez la brebis. Chez la femelle, l'inhibine est synthétisée par les cellules de la granulosa, une partie s'accumule dans le liquide folliculaire, l'autre est sécrétée dans le plasma. Chez le mâle, elle est synthétisée par les cellules de

Sertoli, sa sécrétion varie avec le sexe (elle est plus importante chez le mâle), l'âge (elle diminue avec l'âge) et la phase du cycle [18]. L'action de l'inhibine semble se dérouler à différents niveaux : hypophyse, hypothalamus et gonades [117]. Chez la femelle, l'inhibine a un intérêt zootechnique basé essentiellement sur l'inhibition de la sécrétion de FSH qui est un déterminant essentiel de la fertilité. L'immunisation contre l'inhibine provoquée dans les premières semaines de la vie, avance la puberté des agnelles si les injections débutent dès la troisième semaine d'âge [21].

## **2. Activine :**

L'Activine est une hormone apparentée à l'inhibine, mais qui a un effet opposé à celui-ci. Elle présente une grande homologie structurale avec les facteurs de croissance comme le *transforming growth factor $\beta$*  (TGFB) ou l'*erythroid differentiation factor* (EDF). L'Activine est capable de stimuler in vitro la production de FSH [70, 62].

## **3. Follistatine :**

La Follistatine isolée à partir du liquide folliculaire bovin présente in vitro un effet suppresseur sur la libération de FSH et elle peut moduler l'activité de l'Activine qui empêche la lutéinisation trop précoce des follicules dominants en augmentant l'action de FSH [62]

### **5.3.3.4. Les facteurs utérins :**

#### **1. Les prostaglandines :**

Les prostaglandines sont un ensemble de molécules de nature lipidique, synthétisées par de nombreuses cellules sécrétrices. Elles sont présentes dans presque tous les tissus de l'organisme des mammifères dont l'utérus. La prostaglandine (PGF<sub>2 $\alpha$</sub> ) est synthétisée à partir de l'acide arachidonique et elle est essentielle à la lutéolyse [6, 92]. La concentration de cette hormone dans la veine utérine durant la lutéolyse est pulsatile, avec 3 à 4 pulses/24 heures.

La libération est contrôlée par l'ocytocine d'origine lutéale. En effet, l'ocytocine favorise la sécrétion de l'acide arachidonique et par conséquent favorise la production de PGF<sub>2 $\alpha$</sub>  [92].

En absence de fécondation et de produit de conception dans l'utérus, la PGF<sub>2 $\alpha$</sub>  entraîne la régression du corps jaune, c'est-à-dire la lutéolyse qui est un phénomène qui se divise en deux phases : la lutéolyse fonctionnelle et structurale [110]

-1<sup>ère</sup> phase : La lutéolyse fonctionnelle qui est due à une diminution du taux de progestérone.

-2<sup>ème</sup> phase : La lutéolyse structurale résulte de deux mécanismes hypothétiques :

-Le premier, issue d'une théorie vasculaire qui attribue à la  $\text{PGF}_{2\alpha}$  des propriétés ischémiques responsables de la nécrose du corps jaune.

- Le deuxième, basé sur une éventuelle action de la  $\text{PGF}_{2\alpha}$  sur la synthèse des récepteurs LH-RH (Lutéotrophic-Hormone-Releasing-Hormone) [121].

D'une façon générale le mécanisme hormonal peut se résumer comme suit :

#### **5.3.3.5. Mécanisme hormonal du cycle sexuel :**

Les principales hormones participant à la régulation du fonctionnement ovarien. 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 folliculo-stimulante) qui provoque la croissance d'un ou plusieurs follicules sur les ovaires. Ces follicules produisent des oestrogènes à l'origine des modifications (anatomiques, physiologiques et comportementales) rencontrées pendant les chaleurs. Quand les œstrogènes atteignent un certain seuil, ils exercent un rétrocontrôle positif sur l'hypothalamus qui induit alors la libération hypophysaire de lutropine (LH ou hormone lutéinisante) ; ce pic de LH provoque la maturation folliculaire, l'ovulation et la formation du corps jaune. Le corps jaune produit la progestérone qui exerce une rétroaction négative sur l'hypothalamus et empêche la croissance terminale de nouveaux follicules. En fin de cycle, la prostaglandine  $\text{F}_{2\alpha}$  ( $\text{PGF}_{2\alpha}$ ) produite par l'utérus, provoque la régression du (ou des) corps jaune(s) et la chute du taux de progestérone. L'inhibition progestéronique étant levée, l'hypothalamus peut alors ordonner le démarrage d'un nouveau cycle [45, 99].

Sécrétée par la glande pinéale, la mélatonine est le médiateur utilisé par les races photopériodiques pour traduire les effets de la lumière sur la reproduction.

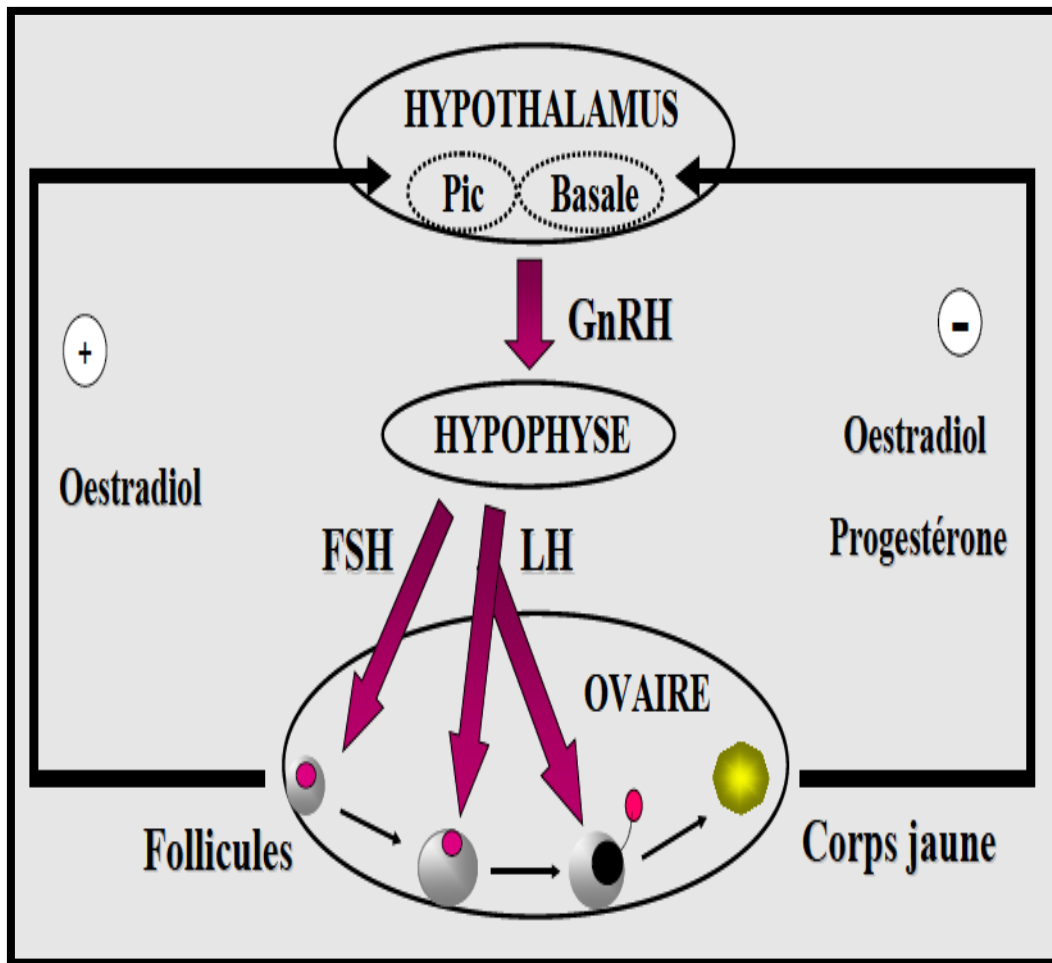


Figure 3.3 : Régulation hormonale du cycle sexuel [43].

## 6. VARIATION SAISONNIERE DE L'ACTIVITE SEXUELLE DE LA BREBIS

La brebis est une polyoestrienne saisonnière, c'est-à-dire qu'elle démontre une succession d'œstrus pendant une période particulière de l'année. Cette période s'étend généralement des mois d'août à mars, c'est ce qu'on appelle la saison sexuelle. Pendant l'autre portion de l'année, soit d'avril à juillet, la brebis ne démontre pas d'œstrus et est dans une période de repos sexuel appelé contre-saison sexuelle ou anoestrus saisonnier [43].

### 6.1. L'anoestrus saisonnier «contre-saison sexuelle» :

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 ovulations) observables en début et en fin de saison sexuelle. Pendant l'anoestrus saisonnier, le pic préovulatoire de LH est absent. L'ovulation ne se produit donc pas, laissant les concentrations de progestérone au niveau basal. On observe également une diminution de la sécrétion de la GnRH qui entraîne une baisse de la fréquence et de l'amplitude de la sécrétion épisodique de LH (1 pulsation toutes les 12 à 24 heures). Comme il a été démontré que l'augmentation de la sécrétion épisodique de LH observée durant la phase folliculaire du cycle œstral est essentielle à la phase finale de la croissance et de la maturation folliculaire, cette baisse de sécrétion de LH observée constitue une explication physiologique logique à l'absence d'ovulation en période anoestrals[43].

#### **6.1.1. Explications physiologiques :**

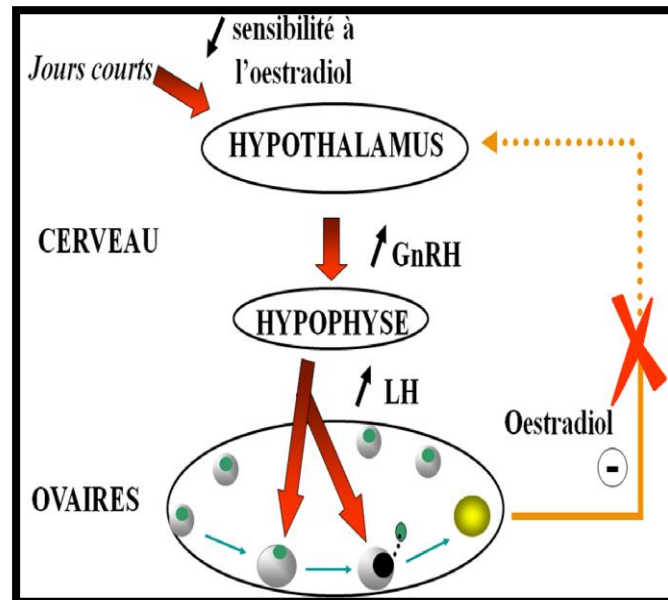
Il existe deux explications physiologiques complémentaires au passage d'une saison sexuelle à une autre : la première est basée sur une action dépendante des oestrogènes (action indirecte) et la deuxième indépendante de l'action des oestrogènes (action directe). Ces deux mécanismes ont cependant la même cible : la sécrétion de la GnRH au niveau de l'hypothalamus [43].

##### **6.1.1.1. Action dépendante des oestrogènes :**

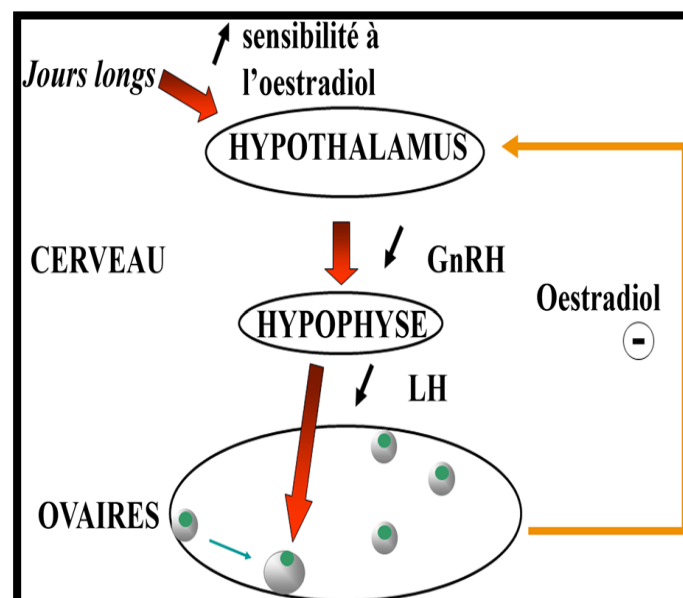
La première explication est issue des nombreux travaux de Fred Karsch et de Sandra Legan sur le contrôle saisonnier de la reproduction chez l'ovine. Ce modèle explique le passage d'une saison sexuelle à une autre par la modification de la sensibilité de l'hypothalamus à l'effet de rétroaction négative des oestrogènes sur la sécrétion de GnRH. L'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. 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 [43].

Ces études montrent que la pulsativité de la LH diminue en saison anoestrals 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 anoestrals. 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 [43]



**Figure 3.4 :** Interactions hormonales chez la brebis (saison sexuelle)[43].



**Figure 3.5 :** Interactions hormonales chez la brebis (contre-saison sexuelle)[43].

### **6.1.1.2. Action indépendante des oestrogènes :**

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 ». Cette autre action a été mise en évidence principalement en mesurant les niveaux de LH de brebis ovariectomisées et ayant subi des traitements photopériodiques (renversement de la photopériode et changement cyclique de photopériode à tous les 90 jours). On a observé que la fréquence des pics de LH était plus élevée pendant les jours courts que pendant les jours longs même chez les brebis ovariectomisées (en absence des oestrogènes) et que cette observation se répète lors de traitements photopériodiques [43].

#### **1. Rôle de la photopériode :**

L'information photopériodique perçue par la rétine de l'œil est acheminée par plusieurs étapes nerveuses (hypothalamus et ganglions cervicaux) à la glande pinéale qui la traduit en un signal hormonal en synthétisant et en sécrétant la mélatonine. Comme c'est la photopériode qui contrôle les variations saisonnières de l'activité sexuelle chez les ovins, la mélatonine est donc une substance clé qui module la reprise ou l'arrêt de la reproduction.

L'administration de longue durée de la mélatonine induit l'activité sexuelle chez les brebis pinéalectomisées (incapables de sécréter de la mélatonine), comme si elles étaient en jours courts. Au contraire, une administration de courte durée de mélatonine à des brebis pinéalectomisées entraîne la perception de jours longs et inhibe l'activité sexuelle. La reconstitution du « message mélatonine » est donc capable de reproduire l'effet de la photopériode, ce qui signifie que cette substance transmet la totalité des informations photopériodiques chez la brebis, dans les conditions naturelles [43].

#### **2. Synthèse et sécrétion de la mélatonine :**

Bien que la mélatonine soit synthétisée dans d'autres structures que la glande pinéale (rétine), la pinéalectomie (l'ablation de la glande pinéale) conduit à des taux nocturnes de mélatonine non détectables, ce qui indique que la glande pinéale est la source principale de la mélatonine. La mélatonine est synthétisée à partir du tryptophane et de la sérotonine, sous l'effet de plusieurs enzymes dont l'activité est commandée par la perception jour/nuit.

La mélatonine est sécrétée exclusivement la nuit. La concentration de mélatonine augmente très rapidement (10 minutes) après le début de la période de noirceur et reste à des niveaux élevés jusqu'au début de la période de lumière. La mélatonine est produite de façon pulsatile durant l'obscurité (100 à 500 pg/ml dans la nuit vs <5 pg/ml dans le jour) et c'est grâce à la durée de sa sécrétion que l'animal perçoit la période de noirceur (figures 3.6 et 3.7).

Ainsi, lorsque la durée de la sécrétion de la mélatonine est longue, la brebis interprète ce message comme un jour court, ce qui stimule son activité sexuelle. La mélatonine est métabolisée dans le foie, les reins et le cerveau et est excrétée dans l'urine [43].

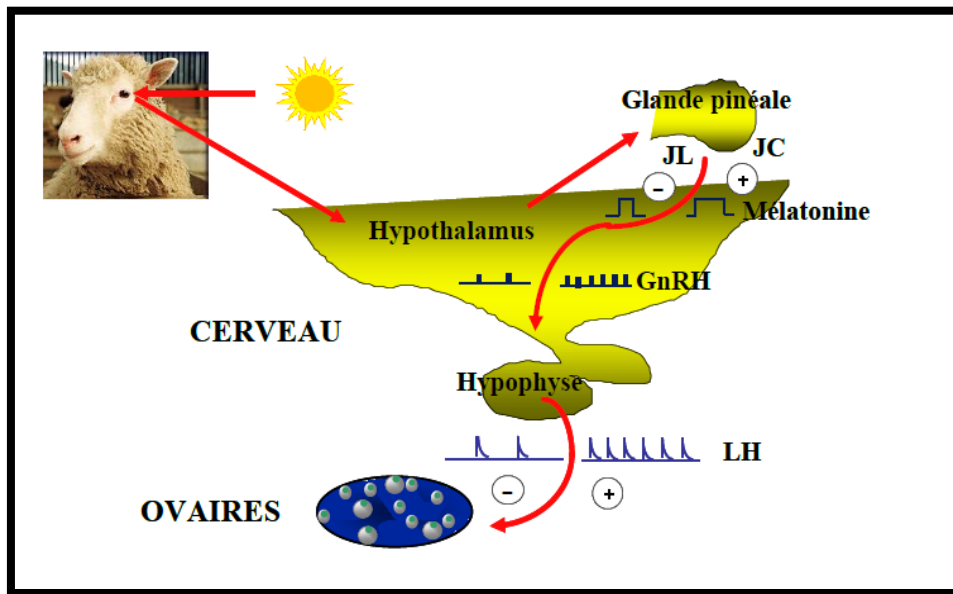


Figure 3.6 : Action directe de la photopériode [43].

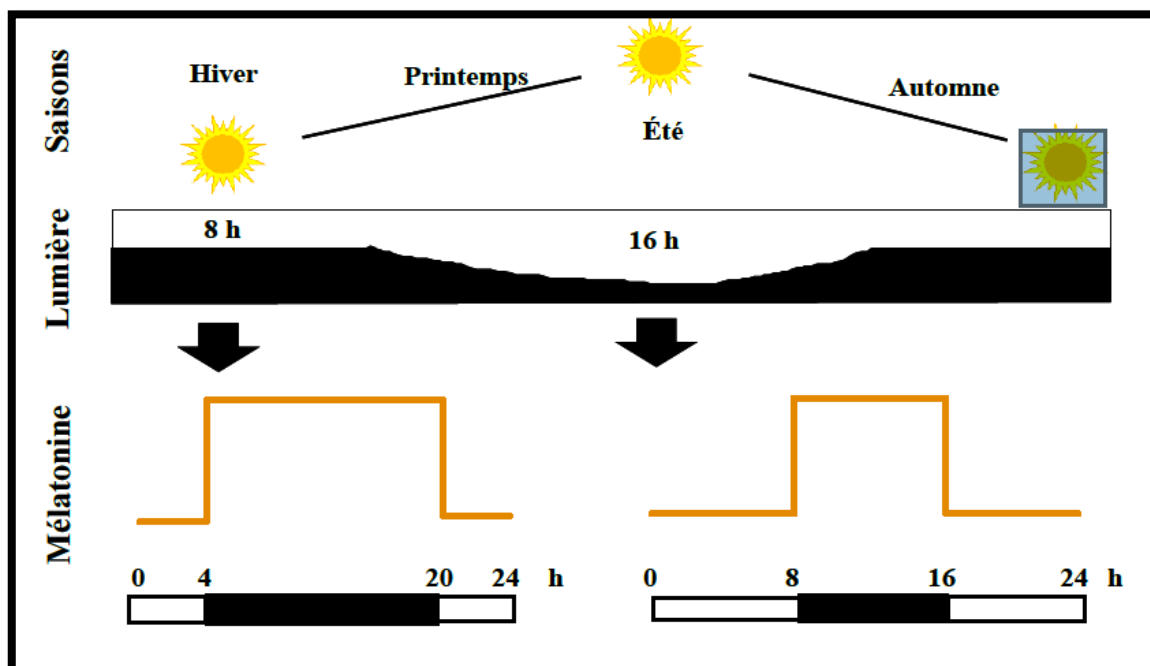


Figure 3.7 : Sécrétion de la mélatonine [43]

### **3. Site d'action de la mélatonine :**

La mélatonine agirait en augmentant la sécrétion de la GnRH. Présentement, on a identifié des récepteurs à la mélatonine dans l'hypothalamus, même si on ne peut rejeter d'autres sites d'action potentiels comme l'hypophyse. Il existe cependant un délai entre le début des jours courts et l'augmentation de la sécrétion de mélatonine entraînant les effets observables sur la sécrétion de GnRH. Par exemple, chez des brebis soumises à un traitement en alternance d'une période de 3 mois de jours courts (8 h/j) et d'une autre de 3 mois de jours longs (16 h/j), le déclenchement de l'activité ovulatoire se produit 40 à 60 j (6 à 8 semaines) après le passage jours longs/jours courts, alors que l'arrêt se fait 20 à 30 j après la transition jours courts/jours longs. L'effet de la mélatonine sur la GnRH n'est donc pas direct. Il impliquerait différents neurotransmetteurs (dopamine, sérotonine noradrénaline) qui joueraient le rôle de relais entre les cellules cibles de la mélatonine dans l'hypothalamus et les cellules sécrétrices de GnRH (neurones à GnRH). Les sites récepteurs dans le système nerveux central et le mode d'action précis de la mélatonine n'ont toujours pas été identifiés avec certitude [43].

#### **6.1.1.3. Cycle de reproduction endogène :**

Cependant, des jours courts ne veulent pas nécessairement dire activité sexuelle, ce serait trop simple! Par exemple, la brebis de race Suffolk termine normalement sa saison sexuelle en février alors que les jours sont encore courts. De plus, la prolongation de la période de jours courts au printemps ne permet pas d'allonger la saison de reproduction. Finalement, des brebis laissées en jours longs après le solstice d'été débutent leur saison de reproduction au même moment que les brebis témoins maintenues en photopériode naturelle, donc décroissante. Ce n'est donc pas l'augmentation de la durée du jour au printemps qui cause l'anoestrus. On a démontré que les brebis passent par une période réfractaire à la photostimulation (photoréfractaire) qui semble nécessaire à l'initiation et à l'arrêt de la période sexuelle. Cette période réfractaire s'amorce au moment où la brebis ne répond plus au stimulus photopériodique après une exposition prolongée à une durée du jour relativement fixe (jours courts ou jours longs). Les ovins ont donc besoin des changements dans la photopériode pour passer d'une saison sexuelle à une autre. [43]

Ainsi, l'initiation de la période sexuelle se produit lorsque les brebis deviennent réfractaires aux jours longs, et non pas stimulées par les jours courts, alors que lorsqu'elles deviennent réfractaires aux jours courts, cela marque la fin de l'activité œstrale. Cet état réfractaire pourrait être le résultat d'un rythme endogène de reproduction (horloge biologique)

qui pourrait être contrôlé par l'hypothalamus. L'existence d'un tel rythme a été démontrée en plaçant des animaux constamment soit en jours courts ou soit en jours longs pendant plusieurs années.[43]

Étonnamment, ces animaux continuent à démontrer une alternance des saisons de reproduction. Toutefois, les périodes d'activité sexuelle deviennent désynchronisées entre les animaux et également par rapport à la saison sexuelle « normale ». La cyclicité des périodes de reproduction varie généralement entre 8 et 10 mois (et non plus 12 mois) et n'est plus synchronisée avec l'environnement extérieur. Un autre phénomène qui appuie la présence d'un rythme endogène est que lorsque des brebis aveugles sont placées sous contrôle photopériodique, celles-ci ne répondent pas aux changements lumineux.[43]

La brebis, contrairement à d'autres animaux (oiseaux, reptiles et les poissons), ne possède pas de photorécepteurs extra-rétiniens. Toutefois, ces brebis aveugles possèdent quand même un rythme annuel de sécrétion de LH et de mélatonine et démontrent une cyclicité dans leur reproduction. Finalement, l'observation que l'ablation de la glande pinéale n'abolit pas les fluctuations des fonctions de reproduction appuie également la thèse de l'existence d'un rythme endogène. On peut conclure que le rôle de la photopériode dans les conditions naturelles n'est donc pas de générer les changements de saison de reproduction, puisque ces changements semblent innés chez l'animal. Le cycle annuel de photopériode synchronise le rythme endogène de reproduction pour lui imposer une période égale à un an. D'autres facteurs comme la nutrition et la température peuvent également influencer ce rythme [43].

### **6.2. Période de transition « Saison sexuelle - Contre-saison sexuelle » :**

À l'approche de l'anoestrus, l'allongement de la durée du jour cause une augmentation de la sensibilité de l'hypothalamus à l'effet rétroactif négatif des oestrogènes sur la sécrétion de GnRH. À la fin de la dernière phase lutéale de la saison sexuelle, la diminution de la progestérone permet une augmentation de la fréquence de la sécrétion de la LH qui entraîne l'augmentation de l'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. Les étapes du processus qui mène à la reprise de

l'activité sexuelle, entre la fin de la période anoestrale et le début de la saison sexuelle, sont les suivantes [43] :

1. L'augmentation des pulsations de LH, causée par une diminution de la sensibilité aux oestrogènes induite par la photopériode de jours courts, stimule le développement folliculaire et la sécrétion d'oestrogènes par les follicules[43].
2. Les oestrogènes atteignent un niveau suffisant pour provoquer un pic de LH [43].
3. Il y a ovulation et production de corps jaunes sans comportement œstral [43].
4. Les corps jaunes auront habituellement une durée de vie limitée soit, 1 à 4 jours (cycle court) due à l'immaturation des follicules ovulés [43].
5. Durant la phase folliculaire suivante, la fréquence des pulsations de LH augmente [43].
6. Les oestrogènes atteignent un niveau suffisant pour provoquer un pic de LH et l'ovulation [43].
7. Cette seconde phase lutéale est d'une durée relativement normale [43].
8. 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 [43].

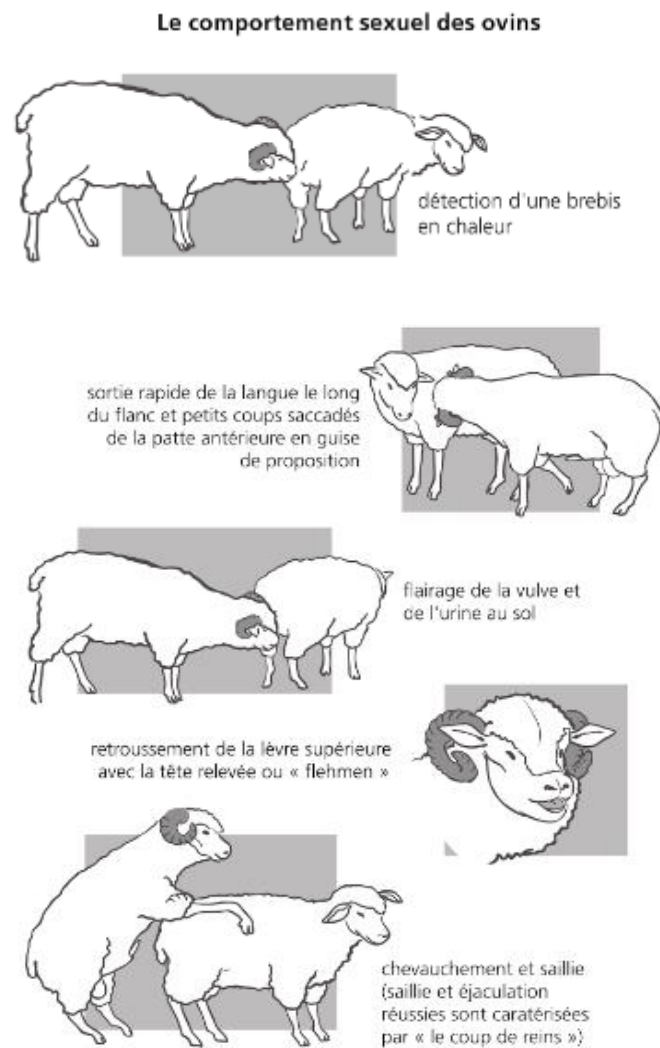
### **6.3. La saison sexuelle « période d'œstrus naturelle »:**

#### **Chaleurs et comportement :**

On peut repérer aisément des vaches en chaleur en observant leur comportement en stabulation libre ou au pâturage. Au contraire, les signes des chaleurs des brebis sont discrets et dans un troupeau composé uniquement de femelles, il est très difficile de les détecter. En présence des mâles, leur comportement est différent. Une femelle en chaleur recherche le contact du mâle et va parfois jusqu'à repousser énergiquement ses congénères. Après une cour rapide du bélier, une brebis en chaleur accepte le chevauchement [4].

Le comportement sexuel du bélier avant la saillie reproduit toujours le même rituel. Si la femelle n'est pas en chaleur, elle n'acceptera pas le chevauchement. L'activité sexuelle est beaucoup plus intense la nuit.

Les agnelles en chaleurs ont un comportement particulier : elles sont soit timides, soit agitées, parfois se sauvent lorsque le bélier s'élance pour les saillir. Lorsque tous les animaux sont mélangés, les mâles auraient tendance à les délaisser pour s'occuper des adultes beaucoup plus réceptives. C'est pour ces raisons que les éleveurs ont tendance à séparer les agnelles du troupeau au moment de la période de reproduction, pour faire un lot d'agnelles et ne pas donner d'autres choix aux béliers [4].



**Figure 3.8.** : Les signes des chaleurs chez la brebis [4]

## 7.LES FACTEURS INFLUENÇANT LA SAISONNALITE DES ACTIVITES SEXUELLES DE LA BREBIS

### 7.1. Facteurs externes :

La saisonnalité agit non seulement sur les animaux sexuellement matures mais aussi sur l'apparition de la puberté chez les jeunes [40].

#### 7.1.1. La latitude :

Les ruminants originaires des latitudes moyennes et élevées ont une saison de reproduction d'une durée limitée débutant en été ou en automne et se terminant en hiver ou au début du printemps. Pour la plupart des populations ovines mondiales, sous des latitudes supérieures à 23°, les variations saisonnières de l'activité sexuelle sont sous la dépendance de la photopériode [40].

### **7.1.2. La saison :**

Chez les ovins, les modifications expérimentale de la photopériode, sans un changement dans d'autres facteurs peut influencer sur le calendrier de la saison d'élevage. L'inversion du rapport annuel du cycle photopériodique cause à la saison reproductive un décalage de six mois. Les variations annuelles de la durée du jour, ou photopériode, sont responsables de l'alternance entre une saison d'activité et une saison de repos sexuels [40].

En outre, dans les six mois, les brebis exposées aux régimes lumineux fournissant une variation naturelle annuelle de la longueur du jour, ont deux saisons de reproduction par an, en alternance des périodes du jour court( 8 heures de lumière) et jour long (16 heures de lumière) incitent les périodes de l'activité sexuelle et anoestrus respectivement, suite d'une période de latence entre chaque changement de photopériode (par exemple, la période d'activité sexuelle commence 50 jours après le début de régime court de la lumière du jour) [40]. Les jours décroissants et court de la fin de l'été et de l'automne stimulent l'activité sexuelle alors que les jours croissants et longs de de la fin de l'hiver et du printemps l'inhibent. Il est clair que les jours courts sont stimulants et les jours longs sont inhibiteurs à peu de temps[40].

La mélatonine est sécrétée uniquement pendant la phase obscure et c'est grâce à la durée de cette sécrétion que les animaux perçoivent la durée de la nuit et donc du jour [40].

La durée de la sécrétion diffère entre jours courts et long, car la mélatonine est libérée la nuit seulement, les variations de la durée de sécrétion de mélatonine sont transformées par les neurones et régularisent la sécrétion de de la GnRH. Les modifications à l'activité de l'axe hypothalamo-hypophysaire passant par les changements dans la libération pulsatile d'hormone gonadotrophine (GnRH) et l'hormone lutéinisante (LH) contrôle les changements saisonniers des conditions reproductives des ovins, ces modifications reflètent les différences de la sensibilité à la rétroaction négative de la diffusion de l'œstradiol. Les animaux exposés à un rythme photopériodique constant continuent à afficher des variations cycliques dans l'activité reproductive, bien que n'étant pas synchronisées entre eux, ils ont des périodes différentes de synchronisation à partir de 1 an [40].

### **7.1.3. La température :**

Le début de saison sexuelle peut être avancé de huit semaines lorsque des brebis sont placées à partir de mai dans les salles plus froides que la température ambiante. Inversement cette saison peut être retardée en soumettant les brebis à 32°C en août. Cette action de température nécessite un temps de latence de l'ordre d'un mois et demi [40].

### **7.1.4. L'alimentation :**

Ils ont montré qu'une augmentation du poids corporel de la brebis avant l'accouplement résulte par un plus grand d'agneaux par brebis. Les effets bénéfiques de la nutrition sur la reproduction chez les moutons sont bien connus. En particulier, la nutrition est un des principaux facteurs affectant le taux d'ovulation, même sur un court temps (4-6 jours), bien que cet effet n'est pas très cohérent entre ou au sein de mêmes laboratoires, il est probablement, plus fortement réglementée par la photopériode.

Les effets inhibiteurs et synchronisants de l'accroissement de la durée du jour et de longues journées entre l'équinoxe de printemps et le solstice d'été sur l'activité sexuelle [40].

### **7.1.5. L'effet bélier :**

La réponse de reproduction des brebis en anoestrus à l'introduction de béliers (effet bélier) est connue depuis les années 1940, (Emission des phéromones par les béliers). Il est donc à l'origine de la stimulation des gonadotrophines et de l'ovulation chez les brebis en anoestrus [99]. En bref, si l'anoestrus des brebis est préconditionné par une période d'isolement, la mise en place du bélier induit des changements dans leur physiologie de reproduction : pulsation de LH est augmentée, et l'ovulation est induite chez nombreuses brebis [40].

Cette ovulation n'est pas associée à un comportement œstral. Chez certaines brebis, le premier œstrus apparaît en liaison avec la deuxième ovulation 17 à 20 jours après l'introduction du bélier [40].

## **7.2. Facteurs internes :**

### **7.2.1. L'état sanitaire :**

La pathologie de la reproduction chez les ovins doit être étudiée au niveau du troupeau et non de l'individu. Elle avait des répercussions relativement graves sur l'activité sexuelle de la brebis.

La brebis peut présenter des kystes ovariens de type folliculiniques résultant probablement de l'absence de rupture folliculaire qui entraîne exceptionnellement l'anoestrus [40].

### **7.2.2. La race :**

La reproduction des brebis est saisonnée ; les œstrus ou chaleurs apparaissent normalement en fin d'été et en automne. Cette période (saison sexuelle) peut être plus ou moins étendue selon les races. Elle est suivie, depuis la fin de l'hiver jusqu'au début de l'été,

par une période de repos sexuel appelée anoestrus saisonnier. la durée et l'intensité (certains disent profondeur) de cet anoestrus varient d'une race à une autre [40].

Alors que pour certaines races, toutes les brebis sont en arrêt simultané de reproduction, chez plusieurs autres dont celles du pourtour méditerranéen, il n'en est pas de même.

La durée de la saison sexuelle dépend donc d'un facteur génétique. Tandis que le photopériodisme est le principal facteur de saisonnalité, la génétique peut avoir un effet aussi [40].

**CHAPITRE IV**  
**MAITRISE DU CYCLE**  
**SEXUEL DE LA BREBIS**

## 1. LES FACTEURS ZOOTECHNIQUES « EFFET BELIER »

### 1.1. INTRODUCTION

Le phénomène de «l'effet mâle» est connu depuis longtemps et a été observé dans plusieurs espèces dont les porcins, les ovins, les rongeurs et les bovins [86]. Chez les ovins, «l'effet bélier» est un phénomène qui est bien connu depuis les années 1940. En effet, à cette époque, on avait noté que chez des brebis en anoestrus, préalablement isolées des mâles, l'introduction d'un bélier déclenchait l'ovulation et l'apparition de chaleurs.

Dans la littérature, les mécanismes d'action de l'effet bélier sont bien documentés. Chez des brebis en anoestrus, la sécrétion et la pulsativité de LH sont faibles et les brebis ne présentent pas d'activité ovulatoire ni œstrale. Cependant, l'introduction d'un mâle avec des femelles en période d'inactivité sexuelle, provoque une augmentation soudaine de la pulsativité de LH, favorisant la venue du pic de LH préovulatoire et d'une ovulation spontanée environ 50 h après l'introduction des mâles [94,88].

### 1.2. PRINCIPE DE L'EFFET MALE

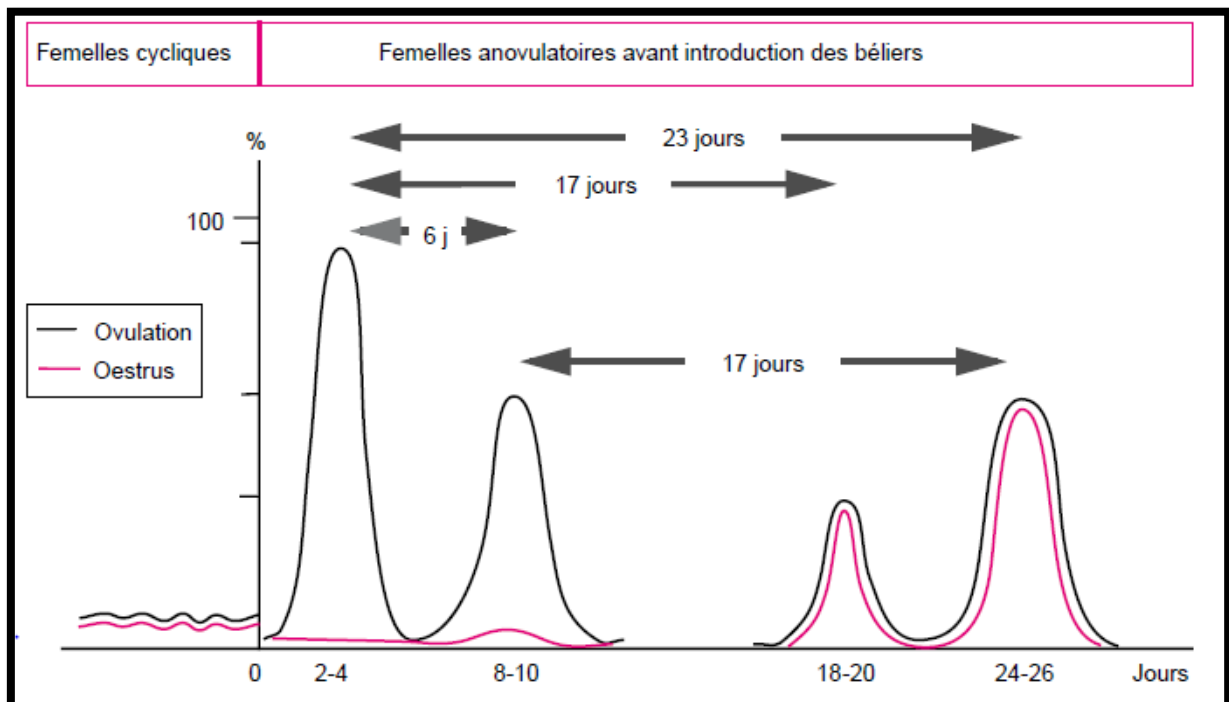
Lorsque, après une séparation d'une durée au moins égale à un mois, des béliers sont introduits dans un troupeau de brebis en inactivité ovulatoire, une grande partie des femelles ovulent dans les 2 à 4 jours qui suivent (figure 4.1). Ce premier moment d'ovulation est silencieux. Il peut être suivi directement, environ 17 jours plus tard (la durée d'un cycle normal chez la brebis), d'un second moment d'ovulation généralement associé à un comportement de chaleur. Cependant, dans certains cas dont la fréquence est variable, ce premier moment d'ovulation est suivi d'un cycle ovulatoire de durée courte mais relativement constante (environ 6 jours) puis d'un nouveau moment d'ovulation généralement silencieux également. Ce n'est qu'après un deuxième cycle ovulatoire de durée normale qu'apparaissent alors œstrus et ovulation. Ainsi, dans un troupeau de femelles en anoestrus dans lequel l'effet mâle est pratiqué avec succès, il existe deux pics d'apparition des chaleurs, respectivement 18-20 jours et 24-26 jours après introduction des béliers [65].

En fait, compte tenu de la variabilité de la durée des cycles sexuels (15 à 19 jours), la plupart des brebis seront saillies au cours de la seconde quinzaine de lutte avec une bonne synchronisation [65].

La proportion des brebis répondant à l'effet mâle et le pourcentage d'entre elles ayant un cycle ovulatoire de courte durée (donc deux moments d'ovulation silencieux) sont fonction de l'intensité de l'anoestrus. Si le repos sexuel, ou anoestrus, est intense (ou profond), peu de brebis ovulent en réponse à l'introduction

des béliers dans le troupeau et la plupart de celles qui ovulent ont deux moments d'ovulation silencieux successifs (à un intervalle de 6 jours) avant l'ovulation associée à une chaleur. Au contraire, en cas d'anoestrus moins marqué (des femelles sont donc déjà spontanément ovulatoires), la proportion de brebis ovulant en réponse à l'introduction des béliers sera élevée et les cycles ovulatoires de courte durée seront peu nombreux [65].

Des retours en chaleur chez les femelles non gravides sont généralement observés, sauf si l'intensité de l'anoestrus au moment de ces éventuels retours en chaleur est forte [65].



**Figure 4.1** Représentation schématique de la réponse à l'effet mâle chez la brebis [65].

La partie à gauche de l'ordonnée représente le pourcentage de femelles ovulant spontanément. C'est un indicateur de l'intensité de l'anoestrus. Ce pourcentage est compris entre 0 (anoestrus anovulatoire) et environ 5,9 % (toutes les femelles ayant une activité ovulatoire spontanée : cas de la saison sexuelle). La partie à droite de l'ordonnée ne concerne que les femelles anovulatoires avant l'introduction des mâles [65].

Le pourcentage de ces femelles ovulant dans les 2 à 4 jours après introduction des béliers est fonction de l'intensité de l'anoestrus. Il en est de même du pourcentage de femelles ayant répondu à l'effet mâle qui ont un premier cycle ovulatoire de courte durée. Ainsi, plus l'intensité de l'anoestrus est forte (c'est-à-dire plus le pourcentage de femelles ovulant spontanément avant l'introduction des béliers est faible), moins la réponse à l'effet mâle sera forte et plus la proportion de femelles répondant à l'effet mâle ayant un cycle ovulatoire de courte durée sera élevée. Pour les races très saisonnées, la réponse à l'effet mâle peut être nulle à certaines périodes de l'anoestrus [65].

L'ovulation induite par effet mâle est une ovulation silencieuse. Il en est de même de l'ovulation après un cycle ovulatoire de courte durée. Les premiers œstrus chez les femelles précédemment anovulatoires n'apparaissent donc qu'au-delà du 15ème jour après l'introduction des béliers dans le troupeau [65].

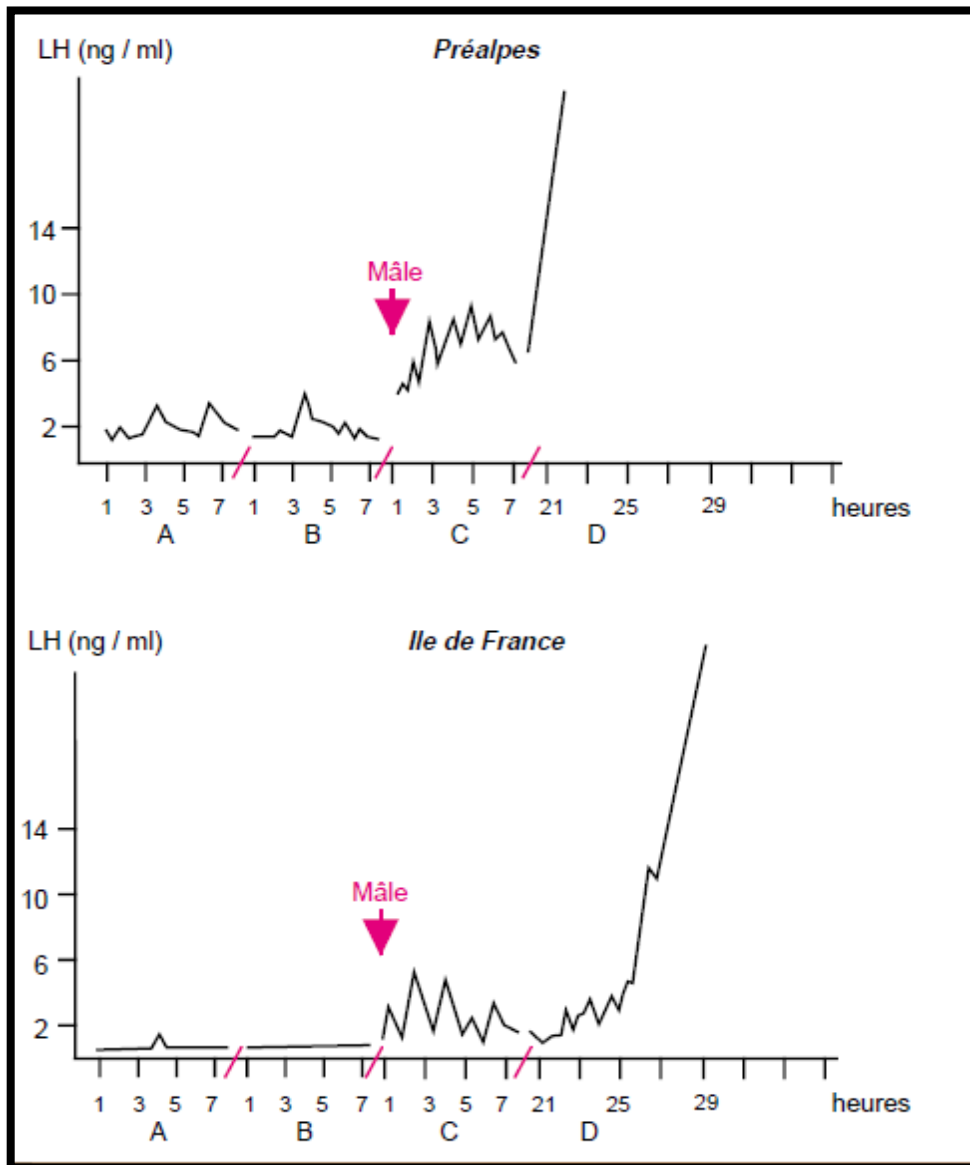
### **1.2.1. Intensité de l'anoestrus et réponse à l'effet mâle :**

L'intensité de l'anoestrus est donc un paramètre important permettant de prévoir la réponse à l'effet mâle. Expérimentalement, il est possible d'apprécier l'intensité de l'anoestrus par deux approches différentes [65] :

- Analyse de la fréquence des décharges pulsatiles de LH (hormone lutéinisante) par mesure des niveaux plasmatiques de LH dans des prélèvements sanguins effectués toutes les 10 ou 15 minutes pendant une période d'une durée au moins égale à 6 heures. Plus la fréquence est élevée, plus l'intensité de l'anoestrus est faible [100] (figure 4.2) ;
- Connaissance du pourcentage de femelles ayant des ovulations spontanées avant l'introduction des mâles. Deux méthodes sont utilisables : analyse des niveaux de progestérone plasmatique périphérique dans des prélèvements sanguins effectués à un intervalle compris entre 8 et 10 jours [122] ou observation directe des corps jaunes par endoscopie [123]. Plus la proportion de femelles ayant une activité ovulatoire spontanée est plus élevée, moins l'anoestrus est intense [115].

Ces approches ont été effectuées sur différentes races à différentes périodes et dans différentes conditions d'élevage. Elles sont difficiles à mettre en œuvre par un éleveur. Il a ainsi été montré que l'intensité de l'anoestrus varie en fonction de la race mais également

avec le moment de la saison d'anoestrus, le niveau nutritionnel, l'état physiologique et l'âge des femelles [65].



**Figure 4.2** Fréquence des décharges pulsatiles de LH chez des brebis anovulatoires avant et après mise en contact avec un bélier [65]

Les prélèvements sont effectués toutes les 20 minutes pendant 6 heures (A et B) avant et après (C) l'introduction du bélier puis jusqu'à la décharge préovulatoire de LH (D). La fréquence des décharges pulsatiles de LH est faible pendant l'anoestrus.

Elle est cependant plus élevée chez les brebis Préalpes que chez les brebis Ile de France, ce qui reflète la différence d'intensité de l'anoestrus entre les deux races

[91]. La mise en contact avec un mâle augmente immédiatement la fréquence des décharges pulsatiles de LH et conduit à la décharge préovulatoire si le contact physique est maintenu.

**Tableau 4.1 :** Réponse, en fonction de l'âge, à l'effet mâle chez les femelles de race Barbarine à queue grasse, fin avril-début mai (G. Khaldi, non publié) [65].

Groupe	Brebis	Antenaises
Nombre de femelles	160	40
% femelles ovulatoires avant introduction des mâles	50,6	22,5
Nombre de femelles non ovulatoires avant introduction des mâles	79	31
% femelles non ovulatoires ovulant après introduction des mâles	97,5	74,2
% de ces femelles ayant un cycle ovulatoire de courte durée	23,4	34,8

**Tableau 4.2 :** Réponse à l'effet mâle en fonction de l'intervalle mise bas-introduction des béliers dans le troupeau chez des brebis de race Barbarine à queue grasse ayant mis bas en octobre (G. Khaldi, non publié) [65].

Intervalle mise bas - effet mâle	15jours	25jours	35jours
Nombre de femelles	20	20	20
% femelles ovulatoires avant introduction des mâles	0	40	40
Nombre de femelles non ovulatoires avant introduction des mâles	20	12	12
% femelles non ovulatoires ovulant après introduction des mâles	70,0	91,7	100,0
% de ces femelles ayant un cycle ovulatoire de courte durée	71,4	27,3	25,0

### 1.2.2. Mécanismes impliqués dans la réponse à l'effet mâle :

L'introduction des mâles dans le troupeau de femelles anovulatoires est suivie immédiatement par une augmentation de la fréquence des décharges pulsatiles de LH, ce qui conduit, si les mâles sont maintenus dans le troupeau, à une décharge préovulatoire de LH

[100]. C'est un phénomène identique à celui qui est observé chez les caprins [24]. Dans la pratique, les mâles doivent être présents dans le troupeau, en permanence, au moins pendant les 15 premiers jours [115].

Tous les sens de la femelle sont impliqués dans la réponse à l'effet mâle (odorat, vue, ouïe, toucher). La réponse ovulatoire maximale est toujours obtenue lorsqu'il y a contact physique entre mâle(s) et femelles [98]. Cependant l'odorat est aussi très important. Les béliers émettent des phéromones, dont la nature est partiellement connue [115], pas forcément perceptibles par les humains, qui entraînent la pulsativité de LH et donc la réponse ovulatoire des brebis. Ces phéromones sont sous la dépendance des stéroïdes sexuels : les mâles castrés n'induisent pas l'ovulation chez les femelles anovulatoires. En revanche, des mâles ou des femelles castrées recevant un traitement «stéroïdes» sont capables d'induire la réponse ovulatoire. La laine et les sécrétions des glandes sébacées semblent véhiculer le message phéromonal [72] : l'odeur de la laine, mais pas celle de l'urine, permet d'induire une augmentation des décharges pulsatiles de LH et l'ovulation chez des brebis anovulatoires [115].

Des brebis anosmiques (dont l'odorat a été supprimé) répondent à l'effet mâle en présence de mâles entiers, mais ne répondent pas à la seule inhalation des odeurs de la laine. L'extrait de poils de boucs est aussi efficace pour induire la réponse de brebis normales.

La réciproque n'est pas aussi vraie : des extraits de laine de béliers n'induisent pas l'ovulation chez la chèvre. Il semble bien qu'un «cocktail» de composés soit impliqué, aussi bien chez les ovins [116] que chez les caprins [127].

Le fait que les phéromones soient sous influence des sécrétions stéroïdiennes pourrait rendre compte des différences raciales qui ont été notées dans l'aptitude des mâles à induire l'ovulation [120, 72, 115] ou de l'importance du nombre de mâles nécessaires pour un effet mâle efficace. Les caractéristiques comportementales (libido) des béliers influent sur leur aptitude à stimuler les brebis [115].

Chez les caprins, en période de faible activité sexuelle pour les mâles et d'anoestrus chez les femelles, un traitement photopériodique (lumière + mélatonine) uniquement des mâles permet de stimuler leur comportement sexuel et d'accroître considérablement la réponse des

femelles à l'effet mâle [33]. Une réponse identique devrait être obtenue chez les ovins, le même traitement photopériodique induisant une forte croissance testiculaire chez les béliers [26]. La réponse à l'effet mâle ne dépend donc pas uniquement des femelles et de l'intensité de leur anoestrus mais aussi et surtout de l'activité sexuelle des mâles.

L'existence de cycles ovariens de très courte durée (environ 6 jours) a été mise en évidence il y a une vingtaine d'années seulement [95] grâce à l'utilisation de l'endoscopie. Au cours de différentes études, il a été montré que l'ablation de l'utérus(hystérectomie) supprime ces cycles courts [25, 76].In vitro, les cellules lutéales de corps jaunes induits par effet mâle produisent moins de progestérone que des cellules lutéales résultant d'une induction par un traitement progestagène. D'ailleurs, les grandes cellules lutéales sont en moindre proportion dans le premier type de corps jaunes que dans le deuxième [25]. La cautérisation des follicules deux jours après l'ovulation supprime également les cycles courts.

Inversement, chez des femelles ayant subi la cautérisation des follicules, une administration d'œstradiol ré induit l'apparition de cycles ovulatoires de courte durée chez la totalité des femelles. Une sécrétion précoce de prostaglandine F2 $\alpha$  sous influence oestrogénique, serait responsable de ces cycles ovulatoires

de courte durée. L'administration in utero ou par voie générale d'inhibiteurs de la synthèse de prostaglandine F2 $\alpha$  augmente la durée de ces cycles courts [76].

De même, ces cycles courts peuvent être supprimés par une injection de progestérone ou d'un progestagène dans les deux jours qui précèdent l'introduction des mâles [81]. Cette suppression pourrait résulter d'une double action de la progestérone : au niveau utérin [118] et au niveau du ou des follicule(s) oestrogénique(s)[112]. L'ovulation induite est cependant retardée d'environ 24heures lorsque cette injection est faite lors de l'introduction des béliers [28,77].

Il existe toutefois une différence fondamentale entre une injection ponctuelle de progestérone et un traitement progestagène d'une durée supérieure à 6 jours. Ce dernier permet l'obtention d'œstrus dès la première ovulation induite alors qu'une seule injection de progestérone est insuffisante pour obtenir un tel résultat [81]. Il est connu [108] que l'imprégnation préalable du système nerveux central par la progestérone(ou un progestagène) est nécessaire pour l'obtention d'un comportement d'œstrus lors de l'ovulation chez les ovins.

C'est pour cette raison que la première ovulation à la puberté, lors de la reprise de l'activité sexuelle saisonnière ou après la mise bas est pratiquement toujours silencieuse chez les ovins au contraire de ce qui peut être observé pour les caprins, les bovins, les porcins [65].

### 1.3 UTILISATION EN ELEVAGE

#### 1.3.1. Intérêt :

L'effet mâle est un moyen économique et efficace pour [65] :

- Déclencher l'activité sexuelle des brebis en période d'anoestrus, en particulier au printemps, ce qui permet une production d'agneaux à contre-saison avec l'intérêt économique qui s'y attache [65] ;
- Synchroniser les accouplements, et, à un moindre degré, les mise bas, ce qui facilite la surveillance des agnelages et la constitution de lots homogènes d'engraissement [65] ;
- Améliorer la fertilité du troupeau lorsque la période de lutte de printemps est de courte durée (cas des troupeaux effectuant une transhumance : Mérinos d'Arles, par exemple) [65].

Dans ce cas, l'utilisation de béliers vasectomisés ou munis de tabliers, quinze jours avant la mise en place des béliers de service, avance d'autant l'apparition des chaleurs et permet un deuxième accouplement pour les femelles non gravides à la suite du premier [65]. Ainsi ménagés, les béliers de service ont une meilleure efficacité [65].

L'association d'un traitement progestagène et de l'effet mâle[28] est une perspective intéressante pour l'obtention d'une meilleure synchronisation des chaleurs et l'utilisation de l'insémination artificielle, sans avoir l'inconvénient d'utiliser une hormone protéique (eCG = equine Chorionic Gonadotropin) provenant d'une autre espèce (avec les risques sanitaires éventuels) et susceptible de former des anticorps diminuant la fertilité avec l'augmentation des traitements au cours de la carrière d'une femelle [111]. «L'injection » des béliers dans le troupeau de 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 suscitant une apparition plus précoce de l'ovulation [28, 80].

### **1.3.2. Règles d'utilisation :**

- Les brebis doivent être séparées des mâles au moins un mois avant le début de la lutte. Elles ne doivent pas être mises dans une bergerie où les béliers ont séjourné, car leur «odeur» imprègne le bâtiment et la litière, et les parcs ou bergeries des mâles et des femelles doivent être aussi éloignés que possible [65].

- La date doit être choisie judicieusement. L'anoestrus est le moins intense lorsqu'il touche à son terme ce qui permet d'avancer la date de lutte quelle que soit la race. Pour les races du pourtour méditerranéen, la période d'efficacité est beaucoup plus large et peut être favorable dès la mi-avril. En revanche, certaines races des latitudes plus élevées, sont très peu sensibles à l'effet mâle car leur anoestrus est trop intense [65].

- Les femelles doivent être préparées à la lutte. Une suralimentation passagère (flushing), comme pour une lutte normale est souhaitable. Un bon état corporel correspondant à une note comprise entre 3 et 3,5 diminue l'intensité de l'anoestrus et améliore donc l'efficacité de l'effet mâle. Il peut, aussi, accroître la prolificité. Pour les béliers, outre cette préparation alimentaire, qui doit être plus longue (environ deux mois) compte tenu de la durée de la spermatogenèse et de la durée du transit épидidymaire des spermatozoïdes, une préparation plus spécifique peut être envisagée en ayant recours à des traitements photopériodiques associant ou non un traitement à la mélatonine. Des mâles ayant des capacités de reproduction identiques à celles qu'ils ont en saison normale de reproduction sont plus efficaces pour induire l'ovulation chez les femelles [65].

- Une tonte préalable des femelles (au moins trois semaines avant le début de la lutte) peut aussi être judicieuse. Traditionnellement, cette tonte était et est encore pratiquée par les éleveurs sans que son importance et son rôle soient clairement établis [65].

- Le nombre de béliers utilisés pour la lutte doit être modulé en fonction de l'afflux de brebis en chaleur et il convient de ne pas utiliser des béliers «déjà fatigués par des jouissances réitérées». L'élimination de certains béliers par un contrôle préalable de l'ardeur sexuelle et de la qualité des éjaculats améliore les résultats de lutte. Une meilleure gestion des mâles de reproduction est obtenue lorsque l'effet mâle est réalisé avec des béliers

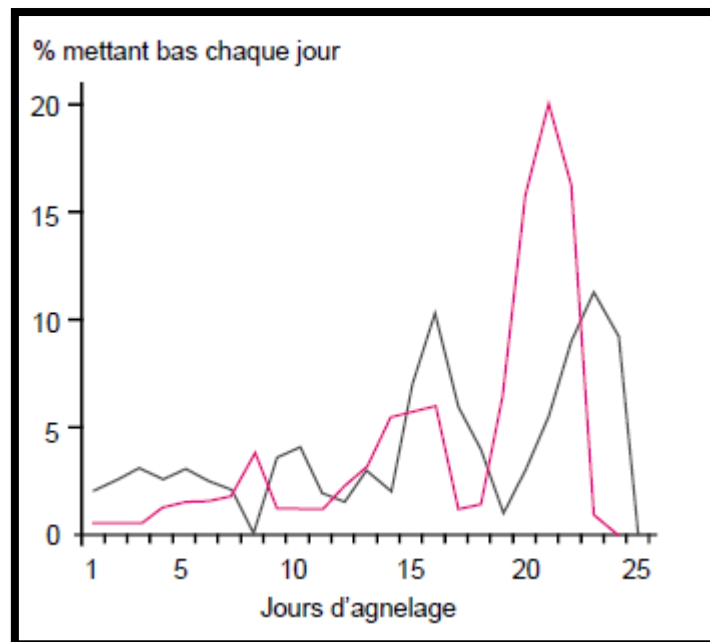
vasectomisés qui peuvent être laissés dans le troupeau pendant deux semaines avant d'être remplacés par les mâles reproducteurs [65].

- Pour une bonne gestion des béliers (vasectomisés et/ou reproducteurs) et ne pas augmenter leur nombre, lors d'une lutte libre sans contrôle des paternités, le troupeau de femelles peut être scindé en deux groupes qui seront rassemblés avec les mêmes mâles à un intervalle de 4 jours. Cet intervalle est le plus judicieux pour la répartition la plus uniforme possible des venues en œstrus pendant la période de lutte. La même procédure peut être effectuée lorsque l'éleveur désire connaître les paternités et, de ce fait, est obligé de conduire la lutte avec un seul bélier par lot. Un bélier pour 30 femelles semble être une bonne proportion. Il reste que l'éleveur doit s'assurer de la qualité des béliers. L'utilisation de harnais marqueurs ou de tout autre moyen de détection des œstrus chez les femelles est là fortement conseillée [65].

Il est intéressant de souligner l'importance de l'analyse du «carnet d'agnelage» pour savoir si la répartition des mises basses après une lutte naturelle est [93] :

- uniforme, ce qui indique que les femelles étaient normalement cycliques lors de la lutte [65] ;

- non uniforme (figure 4.3) et reflète l'existence d'un effet mâle lors de la lutte. L'analyse de cette répartition est alors intéressante et permet de connaître beaucoup sur le passé du troupeau et de préciser l'intensité de l'anoestrus lors de la lutte. Si le premier pic de mise bas est plus important que le deuxième, l'anoestrus était peu intense. C'est l'inverse, anoestrus intense, si le deuxième pic est plus important que le premier [65].



**Figure 4.3.** Distribution temporelle des mises basses après effet mâle au printemps dans deux troupeaux de race Sicilo-sarde en Tunisie. Le jour 1 correspond aux premières mis bas [65]

## 2. LES FACTEURS SANITAIRES

### 2.1. INTRODUCTION

Le contrôle du cycle œstral est essentiel dans la gestion des élevages ovine et caprine particulièrement durant la saison d'anoestrus. Les principales indications sont d'abord d'obtenir des périodes de mise bas bien regroupées à des périodes précises de l'année et particulièrement chez la brebis, d'augmenter la prolificité. Les autres motifs bien que moins fréquemment évoqués sont de regrouper les mise bas pour la gestion du travail de l'éleveur et lors du programme d'insémination artificielle et de transfert d'embryon. Avant de choisir une méthode de contrôle de la reproduction, plus particulièrement avec des traitements hormonaux, le coût, la rentabilité de l'approche et la question de résidus médicamenteux doivent être considérés en fonction des objectifs d'élevage, du type de production et des races ovines constituant le troupeau [31].

### 2.2. LES PROSTAGLANDINES « PGF2 $\alpha$ »

La PGF2 $\alpha$  ne peut être utilisée que durant la saison de reproduction puisque ce traitement n'agit que sur le corps jaune mature (tableau 1.4). Suite au premier traitement, le délai de la réponse œstrale est variable à cause de la grande différence du stade du cycle œstrale et donc de la sensibilité du corps jaune et du développement folliculaire. Pour obtenir une meilleure

synchronie œstrale, il faut un deuxième traitement qui est répété 9 à 11 jours après le premier. La fertilité après traitement avec la prostaglandine est plus variable chez la brebis et serait due entre autres à une baisse trop rapide de la progestérone, à un développement anormal du follicule et du corps jaune. Chez la chèvre, l'œstrus provoqué présente une fertilité normale. Par contre, l'insémination doit être préférablement réalisée sur observation de l'œstrus puisque le début de l'œstrus varie entre 36 et 60 heures [31].

Pour effectuer cette lutéolyse on utilise un analogue d'une molécule naturelle la prostaglandine F2 $\alpha$  [52].

**Tableau4.3** : Synchronisation œstrale avec la PGF2 $\alpha$  [52].

<b>Synchronisation œstrale avec la PGF2<math>\alpha</math></b>
<p>– <b>Sensibilité du corps jaune (dosage recommandé)</b></p> <p><b>Brebis : J-5 à 15 (PGF2<math>\alpha</math>, 4-5 m, IM)</b></p> <p><b>Chèvre : J-4 à 18 (PGF2<math>\alpha</math>, 2-5 m, IM)</b></p> <p>– <b>Délai de l'œstrus (% de femelles en œstrus)</b></p> <p><b><u>Brebis</u></b></p> <p><b>Tx : œstrus en 30 à 48h ( 60 à 70%)</b></p> <p><b><u>Chèvre</u></b></p> <p><b>Tx-1 : 44 à 72 h</b></p> <p><b>Tx-2 : 50<math>\pm</math>1h (100%)</b></p>
<b>PGF2<math>\alpha</math> : Lutalyse®, dinoprosttromethamine</b>

### 2.3. LES PROGESTAGENE « P4 »

Le traitement de progestérone est reconnu depuis plus de 50 ans pour la synchronisation œstrale chez les petits ruminants, particulièrement durant la saison d'anoestrus. Le principe d'action de la progestérone est de prévenir l'œstrus et le pic pré-ovulatoire de LH durant la saison ovulatoire, comme chez la vache. Chez la brebis en anoestrus, une montée de la progestéronémie est essentielle pour l'expression de l'œstrus. Le traitement de progestérone devient donc impératif pour obtenir des saillies hors-saison, particulièrement entre les mois de février à juin [31].

Plusieurs analogues de la progestérone (progestagène), qui ont un effet progestatif, sont employés pour le contrôle de l'œstrus et de l'ovulation chez la brebis et la chèvre. Chaque analogue nécessite des expérimentations à grande échelle pour déterminer précisément la dose efficace et les conditions d'emploi [45]

La progestérone et les analogues synthétiques peuvent être administrés sous différentes formes et diverses voies tel que intramusculaire, sous-cutanée, per os et intra vaginale. La progestérone injectable doit être administrée quotidiennement pour obtenir des niveaux de progestéronémie optimums [31]

### **2.3.1. Nature des produits utilisés :**

A côté de la progestérone, d'autres produits synthétiques qui ont des propriétés analogues sont utilisés ; ces substances sont regroupées dans l'appellation de « *progestagène* ». Trois groupes de progestagènes sont utilisés :

- **MAP :** 6 Méthyl-17-Acétoxy-progestérone ou Médroxyprogestérone.
- **CAP :** 6 Chlr.Dihydro-17-Acétoxy-progestérone ou chlormadione.
- **FGA :** 17-Acétoxy-9-Fluoro-11-hydroxy prégnane-20-dione ou acétate de Fluorogestone [71]

### **2.3.2. Modes d'administration :**

#### **2.3.2.1. Eponges vaginales :**

Des analogues synthétiques, 10 à 20 fois plus efficaces que la progestérone, tels que l'acétate de fluorogestone(FGA) ou l'acétate de médroxy-progestérone(MAP), administrés à l'aide d'éponges de polyuréthane placées dans le vagin, constituent la base des techniques de synchronisation de l'œstrus. A l'heure actuelle, ces éponges sont largement utilisées dans plusieurs pays sous le nom de « traitement éponge » [45].

Des éponges contenant 30 mg de FGA sont utilisables sur les brebis en anoestrus saisonnier, celles contenant 40 mg le sont sur les agnelles et les adultes pendant la saison sexuelle, et celles contenant 45 mg sur les chèvres dans toutes les situations. Les éponges contenant 60 mg de MAP peuvent aussi être utilisées dans toutes les situations [45].

Le traitement progestatif est administré pour 10-12 jours pendant la contre saison ou 12-14 jours pendant la saison sexuelle chez la brebis. Chaque éponge doit être traitée avec un antibiotique en poudre avant l'insertion vaginale [45].

Chez la brebis, des études comparatives montrent que MAP et FGA sur éponges donnent des résultats identiques après saillie, mais les éponges à 30 mg de FGA après IA à heure fixe après retrait (55 heures  $\pm$  1 heure) donnent de meilleurs résultats [45].

L'explication la plus plausible est que la synchronisation post retrait est meilleure avec le FGA ou que le moment d'IA est moins bien adapté au traitement MAP [45].

### **2.3.2.2. Voie orale :**

Depuis qu'il a été démontré que l'emploi d'éponges vaginales pour l'administration de progestagène retardait la montée des spermatozoïdes dans le tractus génital, on a effectué des recherches pour savoir si le FGA administré par voie orale permettrait d'augmenter la fertilité des brebis. Lorsque ci est administré à raison de 6-8 mg/brebis/jour, la synchronisation de l'œstrus est identique à celle obtenue après traitement vaginal. Cependant, même si la fertilité des brebis recevant du FGA est aussi bonne que celle des femelles traitées avec les éponges vaginales, la quantité élevée de progestagène nécessaire par brebis (80 mg et 40 mg respectivement) augmente fortement le coût du traitement [45].

### **2.3.2.3. Voie parentérale :**

- **Injectable :**

C'est le cas de la progestérone mais l'effet est très limité et une administration quotidienne est nécessaire, ce qui rend cette méthode inutilisable [71]

- **Implants sous-cutanés :**

Une approche complémentaire aux éponges en polyuréthane pour l'administration prolongée de progestagène est l'implant sous cutané qui consiste en un polymère de polyméthacrylate (Hydron) imprégné de Norgestomet (Intervet). L'implant d'un cm, contenant 1,2 ou 3 mg de Norgestomet est inséré par voie sous cutanée pendant 12 jours [45].

L'ovulation a lieu plus tôt avec Norgestomet (55 heures) qu'avec les éponges vaginales au FGA (62 heures). Les taux d'agnelage après une seule IA par brebis (51 heures Norgestomet, 55 heures FGA) sont identiques avec les deux traitements progestatifs (Tableau 4.4)[45].

**Tableau 4.4 :** Fertilité après induction de l'œstrus et de l'ovulation chez la brebis  
(En utilisant des éponges vaginales ou des implants sous cutanées)[45]

Traitement	Fertilité(%)	Taille de la portée
Expérience A		
<b>Eponges vaginales 40 mg FGA 14 jours</b>	61,4	1,65
<b>Implants sous cutanées, Hydron 3 mg Norgestomet 12 jours</b>	66 ,8	1,53
Expérience B		
<b>Eponges vaginales 30 mg FGA 12 jours</b>	57,6	1,66
<b>Implants sous cutanées, Silastic 1.2 mg Norgestomet 12 jours</b>	53,6	1,63

**Note :** Dans les deux expériences, 400-500 UI de PMSG sont injectées au retrait de l'éponge ou de l'implant.

**Tableau 4.5 :** Dose de PMSG recommandées et durées des traitements FGA par éponge vaginale, dans les races françaises [45].

Stade physiologique	Brebis					
	Saison sexuelle			Anoestrus saisonnier		
	FGA Dose (mg)	Traitement Durée (jours)	PMSG Dose (UI)	FGA Dose (mg)	Traitement Durée (jours)	PMSG Dose (UI)
<b>Brebis sèches</b>	40	14	400	30	12	500-600
<b>Brebis allaitantes</b>	40	14	500	30	12	600-700
<b>Agnelles (8-12 mois)</b>	40	14	400	40	14	500

**Note :** La dose de PMSG est modifiée selon la race.

Intervalle agnelage-lutte : 45 jours en automne, 60 jours en printemps

#### **2.3.2.4. Autre méthodes :**

Plus récemment, un nouveau dispositif intra-vaginal appelé CIDR (Contrôle Internal Drug Release dispenser), contenant 12% de progestérone dans un élastomère de silicone, a été testé favorablement par comparaison aux éponges vaginales utilisées à contre saison [45].

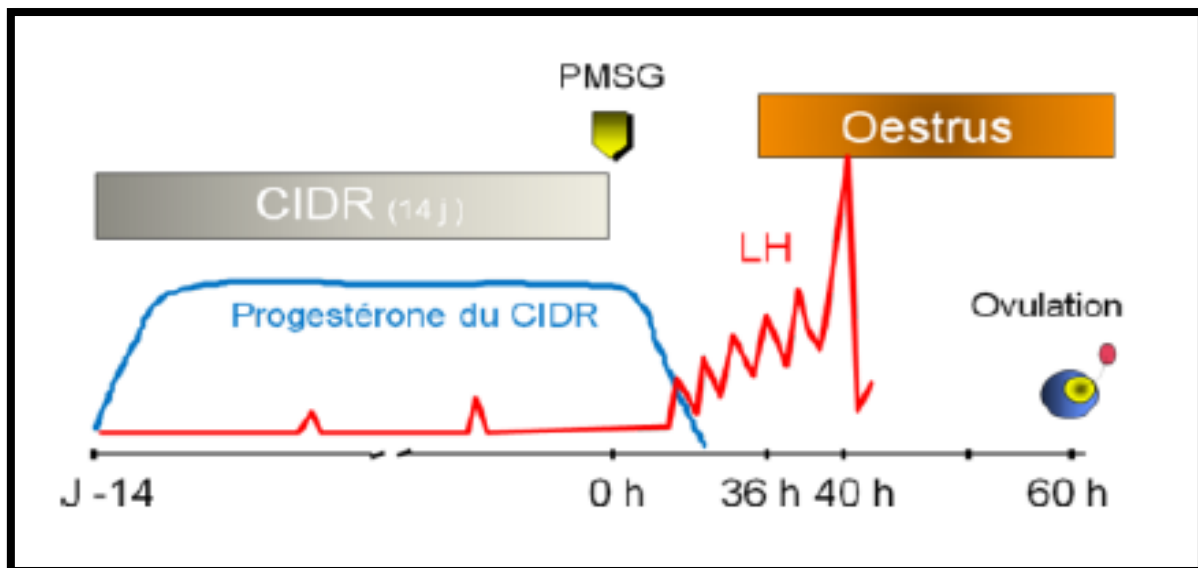
Le principe d'action du CIDR est simple : recréer un cycle sexuel normal en imitant les conditions hormonales retrouvées durant les différentes périodes du cycle. Au cours d'un cycle sexuel normal, on observe une sécrétion élevée de la progestérone qui dure environ 14 jours (phase lutéale) et qui empêche 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.

C'est ce même schéma de sécrétions hormonales qu'on tente de reproduire avec les traitements hormonaux d'induction des chaleurs de type « progestatif » [43]

Dans ce cas 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 [43]

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 (œstrus) environ 24 à 36 h après le retrait, suite au déclenchement du pic de LH et à l'ovulation (figure 4.4) [43].

Le CIDR est utilisé surtout en contre-saison pour induire l'œstrus 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 [43].



**Figure 4.4 :** Principe d'action du CIDR [43].

### 2.3. GONADOTROPHINES « PMSG » :

Les principales indications de ce type d'hormone sont d'augmenter le pourcentage des brebis en œstrus et le taux de prolificité particulièrement durant l'anoestrus. Ces indications sont d'autant plus importantes lors de programme d'insémination artificielle considérant l'amélioration de la synchronie œstrale et de la prolificité [31].

L'hormone couramment utilisée est l'eCG (equine Chorionic Gonadotrophin), anciennement dénommé la PMSG (« Pregnant Mare Serum Gonadotropins »), une hormone naturelle produite par le placenta de la jument gestante et extraite de son sérum, qui, injectée à la brebis, stimule le développement des follicules ovariens et la maturation des ovules [43].

Les études sur l'efficacité de la FSH, LH et la GnRH (il a été démontré que l'utilisation de GnRH, injecté à un moment fixe, 24 ou 36 heures après le retrait de l'éponge ou au début de l'œstrus n'a aucun effet sur la fertilité [6] en substitution à l'eCG dans les programmes de contrôle du cycle œstrale sont limitées [31].

Injectée lors du retrait de l'éponge vaginale, la PMSG provoque [16] :

- L'induction des chaleurs et de l'ovulation chez les femelles en repos sexuel (anoestrus).
- Le démarrage d'une phase folliculaire, l'apparition des chaleurs et le déclenchement de l'ovulation chez les femelles cyclées (en activité sexuelle),
- Une augmentation de la prolificité en fonction du dosage choisi.

La dose de gonadotrophine injectée doit être ajustée de manière précise en fonction de plusieurs critères : la race, la prolificité naturelle, la saison, le statut de la brebis (en lactation ou tarie), l'intervalle mise bas/pose des éponges, le but recherché, les résultats antérieurs de l'élevage [16].

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. Son administration à doses élevées crée une augmentation du taux d'ovulation et donc une augmentation potentielle de la taille de portée.

La PMSG n'améliore pas la fertilité en saison sexuelle. Ainsi, lorsque la synchronisation hormonale (CIDR ou MGA) est utilisée à l'automne ou à l'hiver pour regrouper les accouplements, il n'est pas essentiel d'utiliser la PMSG. On peut cependant l'utiliser si on désire augmenter la prolificité. Par contre, en contre saison sexuelle, la PMSG est essentielle pour assurer une bonne fertilité des brebis et obtenir de bons résultats. Son utilisation est indispensable en anoestrus pour assurer une croissance optimale des follicules et favoriser l'ovulation d'ovules de qualité.

Des résultats récents montrent qu'il n'est pas souhaitable d'utiliser les traitements éponge + PMSG de façon répétée sur les même femelles. La répétition des injections de PMSG provoque en effet, l'apparition d'anticorps chez certaines femelles, ce qui entraîne un retard de l'ovulation, voire même l'absence d'ovulation. Ce phénomène semble plus marqué chez la chèvre que chez la brebis [43].

### **3. INTÉRÊT DE CES MÉTHODES**

Choix des périodes d'agnelages, sur un délai court (8 jours) pour une meilleure surveillance et une meilleure organisation des différentes tâches à réaliser sur l'exploitation ou des différents ateliers.

Pour bénéficier de l'amélioration génétique du troupeau (qualités maternelles, production laitière, prolificité...) et sortir des produits mieux conformés.

La reproduction en contre-saison permet de s'affranchir en partie de la saisonnalité de l'activité sexuelle de certaines races et d'étaler la production d'agneaux sur une plus longue période [16].

**PARTIE**  
**EXPREMENTALE**

### 1. LIEU ET DUREE D'ETUDE

L'étude s'est déroulée sur une période de trois mois, allant du 27 février 2017 au 14 mai 2017 à deux endroits au niveau de la même wilaya :

- Une ferme étatique « Cherif El Dine » d'une superficie de 1300 hectares dans la région de Sougueur située à 25 km du chef-lieu de la wilaya de Tiaret à 1200 m d'altitude et qui se caractérise par un climat tempéré avec un hiver froid et rigoureux et un été chaud et sec. Les valeurs moyennes des températures varient entre 0° et 15°C en hiver et entre 25° et 35°C en été, c'est à ce niveau où 10 brebis sélectionnées afin de réaliser notre expérimentation sont séparées complètement du mâle (absence totale de toute sorte de contact entre les deux sexes) pendant une période équivalente à un mois et demi.
- Une ferme expérimentale de l'institut des sciences vétérinaires de l'université d'Ibn Khaldoune -Tiaret-. cette région possède les mêmes caractéristiques climatiques que la ferme étatique. Dans cette ferme un effectif de 10 brebis est maintenu en contact permanent avec le mâle (absence de séparation entre les deux sexes)

La raison pour laquelle on a choisi deux endroits différents avec les mêmes conditions climatiques est pour s'assurer complètement que l'effectif destiné pour réaliser notre étude est loin de toute sorte d'existence du mâle même les mâles d'autre espèce (surtout les mâles d'espèce caprine car il semble que la brebis s'influence par les phéromones du bouc alors que les phéromones du bélier n'ont aucun effet sur la chèvre) [43].

### 2. MATERIELS ET METHODES

#### 2.1. Matériels :

##### 2.1.1. Les animaux :

##### 2.1.1.1. Les brebis :

10 brebis de race Rembi âgées de 2 à 4 ans ont fait l'objet de cette étude avec un poids vif moyens de 38 kg. Elles ont mis bas au cours de la saison sexuelle précédente et ne présentaient pas d'écoulement vaginale suspect, ni d'anomalie génitale.

##### 2.1.1.2. Les béliers :

03 béliers de race Rembi aussi ont été choisis pour les besoins de cette expérimentation. Ces béliers âgés de 3 à 5 ans ont un poids vif moyen de 45 à 55 kg et présente une symétrie testiculaire à l'examen des organes génitaux. Le choix des béliers est fait sur la base de deux critères :

- le comportement sexuel (la libido)
- la bonne fertilité

L'ensemble des animaux a subi un déparasitage par la doramectine en injectable à raison de 1ml/50kg et vaccinées contre la clavelée et l'entérotaxémie.

Une suralimentation passagère « Flushing » est indiquée chez les femelles afin d'avoir un bon état corporel avant la période de lutte.

### **2.1.2. Bâtiment :**

Le bâtiment d'élevage est de type fermé avec 04 bergeries munies de fenêtres donnant sur une cours à ciel ouvert, le tout est d'une superficie de 450 m<sup>2</sup>.

### **2.1.3. Moyen d'identification :**

La totalité des animaux sont identifiés à l'aide des numéros, ces derniers sont imprimés sur des boucles fixées sur la surface externe des oreilles.

Les numéros des boucles correspond au premier groupe de la ferme expérimentale de l'institut des sciences vétérinaires de l'université d'Ibn Khaldoune -Tiaret- sont : 03966 - 03919 - 03901 - 03968 - F7361 - 03908 - 03974 - 03989 - 03907 - F7342.

Ceux de la ferme étatique sont : 21855 - 21851 - 21865 - 21850 - 21347 - 21849 - 21848 - 6973 - 0739 - 21854.

## **2.2. METHODES :**

### **2.2.1. Préparations des animaux :**

Afin d'éviter l'utilisation des femelles pleines au cours de l'expérimentation, nous avons attendu la mise bas naturelle des brebis multipares qui étaient en gestation avancée (la saison naturelle des mise bas), d'autres femelles ont été vide dès le début avant même l'expérimentation.

### **2.2.2. Alimentation :**

Les animaux recevaient quotidiennement une ration alimentaire composée de foin de et d'un concentré à base de 35% d'orge broyée 35% maïs 29% de son et 1% de C.M.V (Complément Minéralo-Vitaminé) distribué à raison de 500g/jour/animal. L'eau et la paille sont distribuées à volonté.

### 2.2.3. Les prélèvements sanguins et analyses biochimiques :

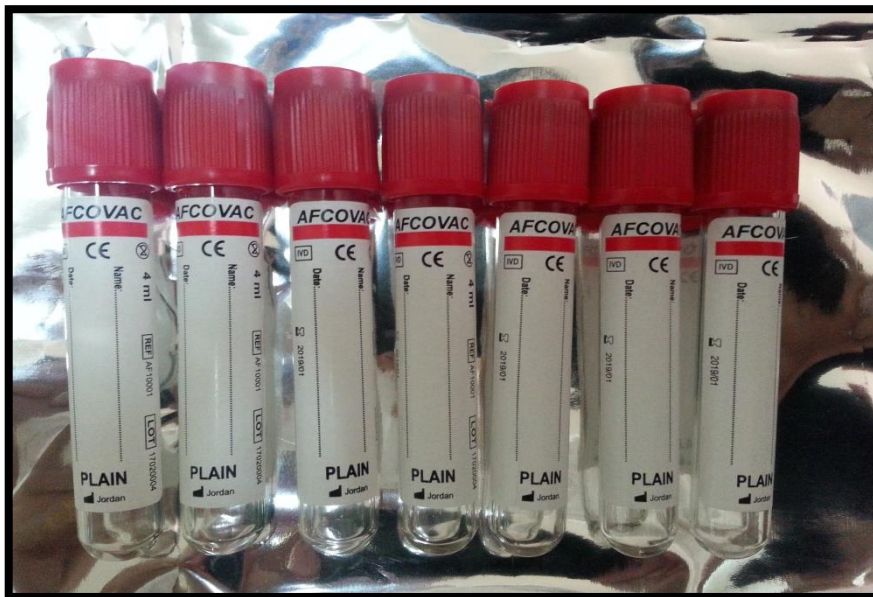
#### 2.2.3.1. Les prélèvements sanguins :

Les prélèvements sanguins ont été réalisés successivement pour les deux groupes des brebis comme suit :

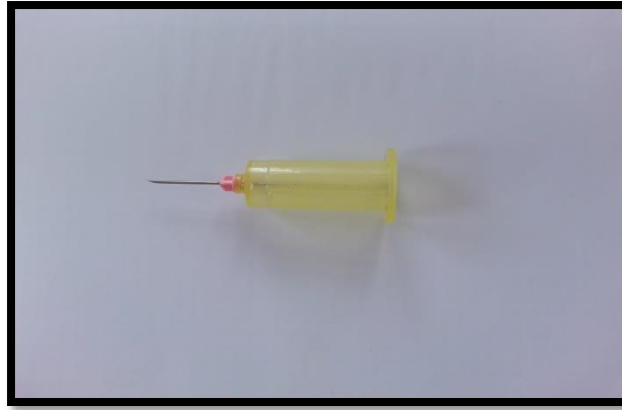
- les prélèvements pour le groupe des brebis au niveau de la ferme étatique (où il y a séparation du mâle du reste des femelles) sont faits le 16 mai 2017 entre 13h :00 et 15h :30 d'après-midi.

- pour l'autre groupe qui se trouve dans la ferme expérimentale de l'institut des sciences vétérinaires de l'université d'Ibn Khaldoune -Tiaret- (où il n'y a pas de séparation du mâle) les prélèvements ont été réalisés le 18 avril 2017 entre 10h :00 et 11h :00 du matin.

Ces échantillons sanguins ont été prélevés dans la veine jugulaire à l'aide de vacutainers secs sous vide (Photo 1 et 2)



**Photo 1 :** Tubes AFCOVAC Vacutainer secs et sous vide.



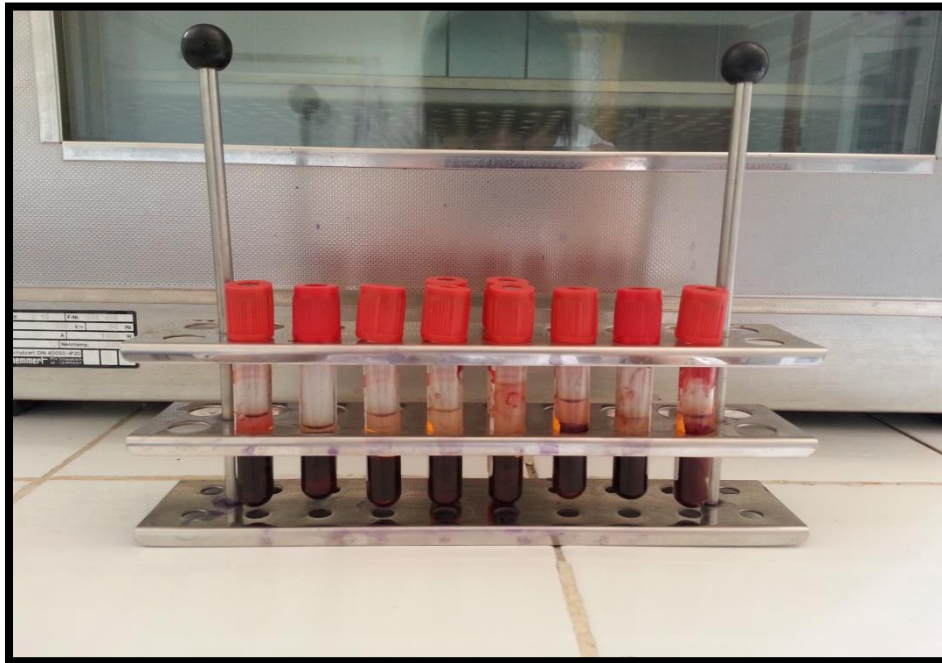
**Photo 2 :** aiguilles utilisé pour réaliser les prélèvements.

Ces prélèvements sont rapidement centrifugé (dans l'heure qui suivait) à une vitesse d'une 4500 tr/min pendant 15 minutes (photo 3), certains tubes ont été besoin d'une double centrifugation (4500tr/min/ pendant 15 min).



**Photo 3 :** la centrifugeuse SIGMA réglée à 4500 tours pendant 15 min utilisé pour centrifuger les prélèvements.

Le sérum ainsi recueilli (Photo 4) est stocké à  $-20\text{ }^{\circ}\text{C}$  dans des épindorffes jusqu'au moment de la réalisation des dosages de la progestérone.



**Photo 4 :** séparation de composition du sang le surnageons représente le sérum le culot est un caillot sanguin.

### **2.2.3.2. Mesure de la progestérone sérique :**

La technique de dosage utilisée pour mesurer les concentrations sériques de la progestérone est la technique ELISA (Photo 5) [117, 118]

#### **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. 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(Photo6) 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.

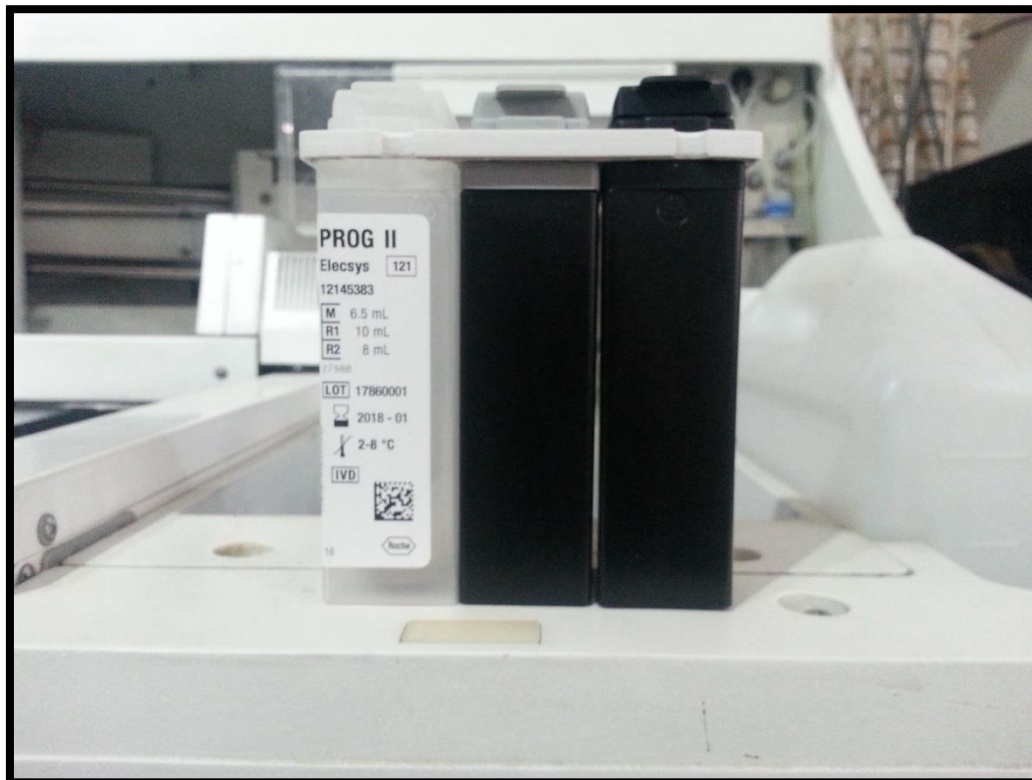
Les kits ouverts conservent leur activité durant deux mois s'ils sont stockés comme précédemment mentionné.

### **3. Equipement et matériel requis, mais non fournis :**

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



**Photo 5 :** appareil ELISA utilisé pour le dosage de progestérone.



**Photo 6 :** Le réactif qui serve à la recherche de la progestérone.

**3. RESULTATS :**

Nos résultats pour les brebis des deux fermes sont représentés sous deux différentes formes :

- Des tableaux qui représentent les brebis, leurs numéros d'identification ainsi les résultats de leurs progestérone après dosage.
- Des représentations graphiques « les secteurs » qui montrent le pourcentage des brebis qui sont cycliques et donc qui présentent une éventuelle gestation.
- Des représentations graphiques « courbes linéaires » pour les variations de progestérone sériques en comparant les valeurs obtenues par les brebis des deux fermes.

**3.1. Les tableaux :****3.1.1. Brebis de la ferme expérimentale de l'ISV –Tiaret- :**

**Tableau 1 :** Tableau résume les données des brebis de la ferme expérimentale ainsi les variations de la progestéronémie obtenus.

Brebis	Numéros d'identification	Valeur de progestérone ng/ml
1	03966	4,36
2	03919	0,754
3	03901	6,15
4	03968	0,28
5	F7361	2,9
6	03908	6,49
7	03974	12,8
8	7342	0,331
9	03989	7,79
10	03907	0,348

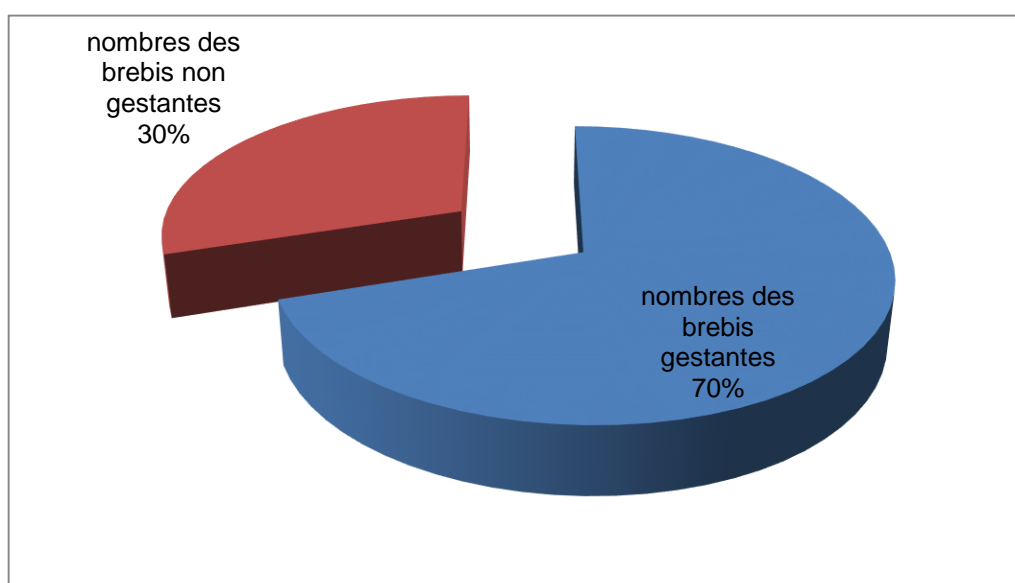
### 3.1.2. Brebis de la ferme étatique « Cherif El Dine » :

**Tableau 2 :** Tableau résume les données des brebis de la ferme étatique ainsi les variations de la progestéronémie obtenus.

Brebis	Numéros d'identification	Valeur de progestérone ng/ml
1	21854	0,97
2	21848	0,764
3	21849	20,66
4	21850	18,74
5	21347	0,534
6	21851	16,93
7	6973	0,803
8	21855	16,54
9	21865	0,724
10	0739	0,503

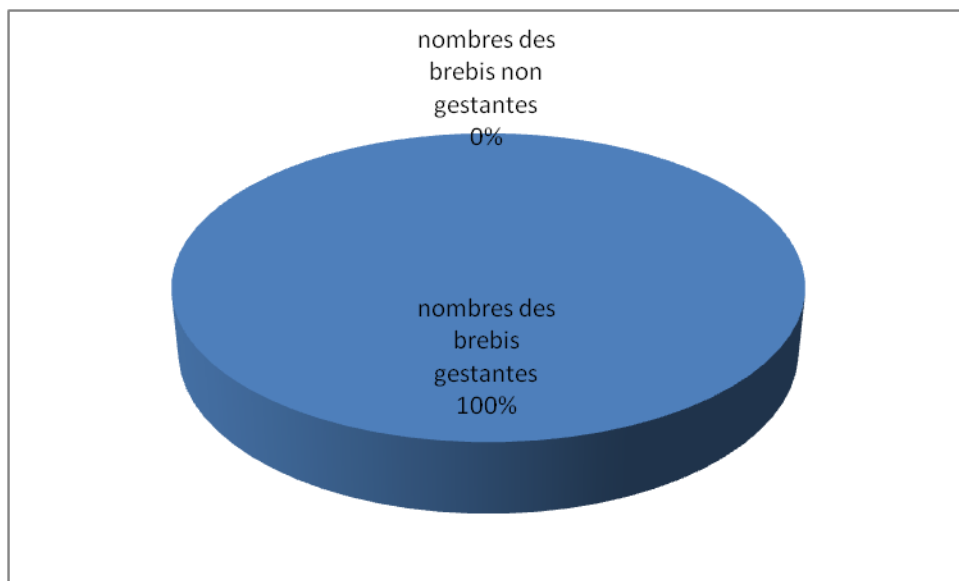
### 3.2. Les représentations graphiques :

#### 3.2.1. Brebis de la ferme expérimentale de l'ISV –Tiaret- :



**Figure 1 :** la fréquence des brebis gestantes par rapport aux ceux qui sont vides.

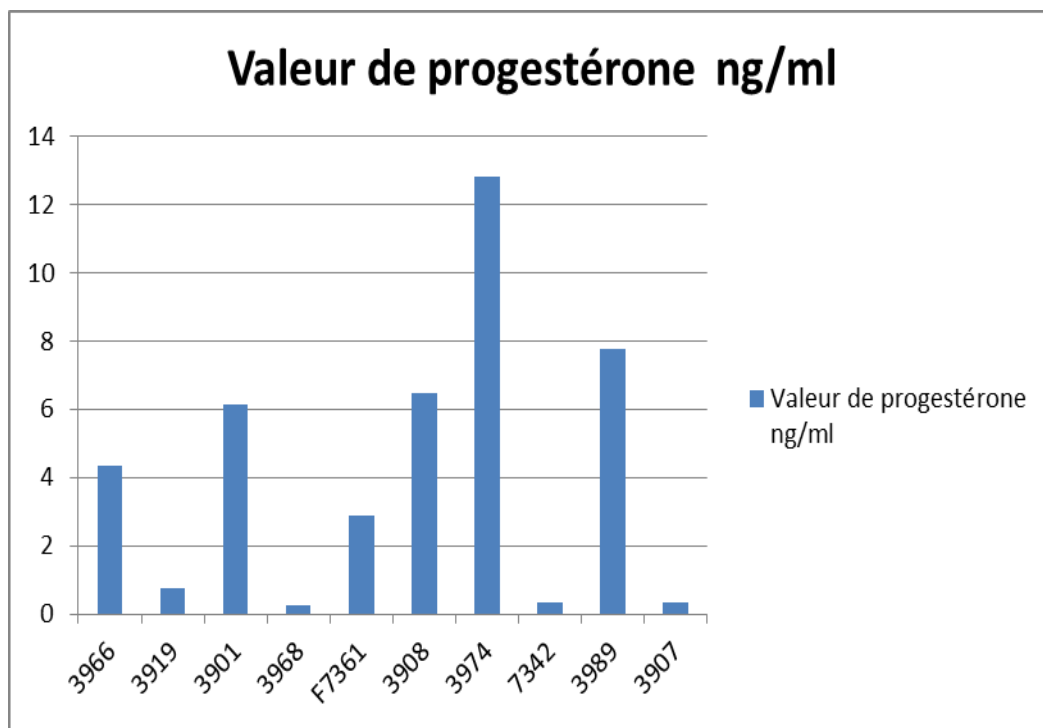
**3.2.2. Brebis de la ferme étatique « Cherif El Dine » :**



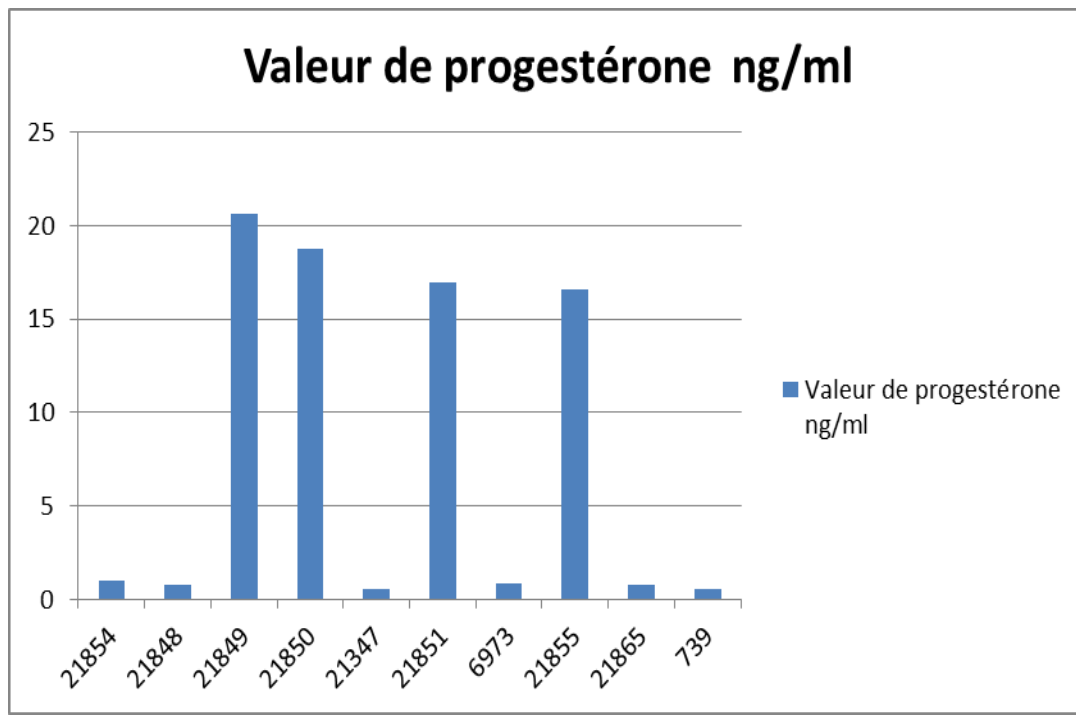
**Figure 2 :** le pourcentage des brebis gestante de la ferme étatique après application de l’effet mâle.

**3.3. Les histogrammes :**

**3.3.1. Brebis de la ferme expérimentale de l’ISV –Tiaret- :**



**Figure 3 :** un histogramme représente les variations des concentrations sériques de progestérone des brebis de la ferme expérimentale.

**3.3.2. Brebis de la ferme étatique « Cherif El Dine » :**

**Figure 4 :** un histogramme représente les variations des concentrations sériques de progestérone des brebis de la ferme étatique.

#### 4. DISCUSSION :

Notre but a était de faire une étude comparative des performances de reproduction par la mesure de la progestéronémie, entre deux lots de brebis de même race mais qu'elles sont soumis à une différence qui se réside à la présence ou l'absence du mâle afin de mettre en évidence le rôle et l'importance de l'existence de ce dernier d'une manière permanente ou temporelle dans les élevages ovines. Un seul ait un niveau de progestérone supérieur à 0,5 ng/ml pour que la brebis soit considérée comme cyclique [3 , 101].

##### 4.1. Brebis de la ferme expérimentale de l'ISV –Tiaret- :

Après qu'on a reçu les résultats d'analyse de la progestérone des 10 brebis de ce groupe (tableau 1), ont constaté que 03 brebis qui porte les numéros de boucles : 03968, 03907 et 7342 présentent successivement des valeurs de progestéronémie comme suit : 0,28ng/ml, 0,348ng/ml et 0,331ng/ml. Ces valeurs permis de leurs fournir un pourcentage de 30% lors de la présentation graphique qui témoin que ces trois brebis sont vides (non gestantes)

Les 07 brebis qui reste avec les numéros de boucles : 03966, 03919, 03901, F7361, 03908, 03974 et 03989 possèdent selon l'ordre des valeurs de progestérone : 4,36ng/ml, 0,754ng/ml, 6,15ng/ml, 2,9ng/ml, 6,49ng/ml, 12,8ng/ml et 7,79ng/ml qui leurs permet d'avoir un pourcentage de 70% dans la représentation graphique qui correspond au nombre des femelles gestantes.

La courbe linéaire qui représente les variations des concentrations sériques de progestérone des brebis de la ferme expérimentale, montre que la valeur individuelle de la progestéronémie varie d'une manière très significative entre les brebis ; elle est comprise entre 0,28 ng/ml et 12,8 ng/ml.

En outre, on distingue que la progestéronémie est faible chez trois brebis ; elle se situe entre de 0,28 et 0,348 ng/ml. Elle augmente significativement ; elle est alors de 0,754 et 4,36 ng/ml chez autre trois brebis et atteint sa valeur maximale avec les quatre dernières brebis avec des variations allant de 6,49 à 12,8 ng/ml (la valeur la plus élevée chez les 10 brebis de cette ferme).

#### **4.2. Brebis de la ferme étatique « Cherif El Dine » :**

Les valeurs des concentrations sériques de la progestérone enregistrées chez les 10 brebis de la ferme étatique « Cherif El Dine » sont regroupées dans le tableau 2.

Les brebis qui portent les numéros de boucles suivants : 21854, 21855, 21851, 21865, 21850, 21347, 21849, 21848, 6973 et 0739 possèdent les valeurs de progestérone dont l'ordre est : 0,97ng/ml, 16,54ng/ml, 16,93ng/ml, 0,724ng/ml, 18,74ng/ml, 0,534ng/ml, 20,66ng/ml, 0,764ng/ml, 0,803 ng/ml et 0,503ng/ml. Ces valeurs rapportées montrent que les 10 brebis sont gestantes avec un pourcentage de 100% lors de la présentation graphique.

Le profil de la concentration sérique des brebis de la ferme étatique en progestérone présenté par la courbe (figure 4) montrent aussi une variation individuelle très significative allant de 0,503ng/ml jusqu'au 20,66ng/ml.

La progestéronémie moyenne des 02 brebis (0739 et 21347) est la plus faible en rapport avec les autres brebis du groupe ; elle se situe autour de 0,503 ng/ml et 0,534ng/ml. Elle augmente peu significativement chez 04 brebis, elle est alors de 0,724, 0,764, 0,803 et 0,97 ng/ml. Elle se stabilise chez 02 brebis à une valeur de 16,54 et 16,93ng/ml, avant de s'élever à nouveau de à partir d'une moyenne de 18,74 ng/ml obtenue chez la brebis 21850 pour atteindre son maximum avec la brebis 21849 qui présente une valeur de 20,66 ng/ml.

D'une manière générale le groupe des brebis de la ferme étatique « Cherif El Dine » ont enregistré des meilleures performances de reproduction par rapport à ceux de la ferme expérimentale de l'ISV –Tiaret-. Cela montre l'efficacité de la technique de l'effet mâle appliqué sur le premier lot car ce dernier (l'effet bélier) consiste à améliorer les performances de reproduction d'une manière naturelle sans faire recours à des traitements hormonaux.

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. 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. Toutefois, les stimuli additionnels comme les « poursuites » sexuelles et le comportement du

mâle ne sont pas sans importance, laissant supposer que les stimuli tactiles et visuels sont également mis en cause.

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 [43].

Cependant La réussite de l'effet bélier dépend de plusieurs facteurs qu'on a arrivé à maîtriser presque la majeure partie de ces derniers au cours de notre expérimentation. Parmi ces facteurs :

- **Effet de la race**

Plus l'intensité de l'anoestrus saisonnier est importante, moins bons seront les résultats. Ainsi, les races naturellement désaisonnées répondront bien durant une grande partie de la saison anoestrals, alors que les races dont l'anoestrus est profond ne répondront aux stimuli du bélier qu'à la fin ou au début de la saison sexuelle naturelle.

Pour induire l'effet bélier, les béliers de races désaisonnées donnent généralement de meilleurs résultats principalement parce qu'ils maintiennent plus facilement leur activité sexuelle durant toute l'année et qu'ils ont une libido plus élevée [43].

- **Libido du bélier**

Les béliers possédant une forte libido sont plus efficaces pour induire l'effet bélier, non seulement en terme de nombre de brebis exprimant des chaleurs, mais également en terme de « qualité » de la chaleur. Ainsi, certaines études montrent que l'utilisation de béliers à forte libido diminue le nombre de cycles courts entraînant un meilleur regroupement des saillies fécondantes [43].

- **Ratio bélier : brebis**

Plus le nombre de béliers par brebis est élevé, meilleurs sont les résultats, puisque les contacts entre brebis et béliers sont plus nombreux et intenses. En pratique, on utilisera 1 bélier vasectomisé pour 50 brebis pour induire l'effet bélier. Pour les accouplements, un ratio de 1 : 25 est recommandé[43].

- **Lactation**

La proportion des brebis qui répondent à l'effet bélier s'accroît avec l'augmentation de l'intervalle post-partum (intervalle de temps entre l'agnelage et la remise en reproduction, les brebis taries depuis longtemps répondent mieux au traitement que les brebis récemment taries [43].

- **Âge**

Les recherches ont montré qu'on obtient de moins bons résultats avec les agnelles comparativement aux brebis. L'âge du bélier a peu d'importance pour induire l'effet bélier en autant qu'il démontre une excellente libido, ce qui, par contre, est plus souvent le cas avec les béliers de 2 à 3 ans [43].

- **Période de l'année**

En contre-saison, la réaction d'un groupe de brebis à l'effet bélier est reliée au pourcentage de femelles qui ovulent spontanément à la période spécifique des saillies, ce qui correspond en fait, à l'intensité de l'anoestrus. Ainsi, à un moment donné de l'année, plus le pourcentage de brebis encore cycliques est élevé plus le nombre de brebis anoestrales répondant à l'effet bélier sera, lui aussi, élevé.

Il est donc primordial pour le producteur de connaître la longueur de la saison sexuelle naturelle des brebis qu'il utilise dans son troupeau [43].

Pourtant que les 10 brebis de la ferme étatique « Cherif El Dine » ont été soumises aux mêmes conditions de séparation ainsi qu'au moment d'introduction du mâle mais elles ont présentées des valeurs de progestérone n'était pas homogène entre les brebis cela peut être expliqué par plusieurs hypothèses :

- La variabilité de l'intensité d'anoestrus entre les 10 brebis
- Le nombre des corps jaunes existant au niveau de l'ovaire c'est-à-dire possibilité de présence de gémellité puisque la race Rembi se caractérise par la qualité de prolificité.
- L'effet de l'alimentation avec possibilité de l'existence de concurrence entre les femelles (la quantité ingéré)

- Le stress surtout climatique puisque la région de Tiaret où on a fait la séparation se caractérisent par un climat semi- aride, froid et humide à l'hiver.
- Avec une moindre possibilité l'existence de certain pathologie métabolique surtout qui ont des répercussions sur l'état des femelles.

Une étude faite par KHALDI , THIMONIER , COGNIE et LASSOUED [93] au niveau de la France pendant trois années consécutives, sur un troupeau de race Mérinos d'Arles dont les effectifs ont varié de 327 à 357 femelles (adultes + antenaises), l'effet mâle a été utilisé pour induire une période d'activité sexuelle.

Des béliers vasectomisés de race Mérinos d'Arles (une dizaine) ont servi comme inducteurs de l'ovulation chez les femelles anovulatoires. La moitié des femelles ont été mises en présence permanente de ces béliers. Les autres ont été introduites dans ce troupeau de béliers et de brebis 4 jours plus tard. Quatorze jours après la mise en contact du premier groupe de femelles avec les béliers vasectomisés, ceux-ci ont été remplacés par une vingtaine de béliers de race Ile de France munis de harnais marqueurs pour effectuer la monte en bergerie, la nuit uniquement, au retour du pâturage des brebis (lutte en lot, sans connaissance des paternités). Les marques sur les femelles ont été enregistrées deux fois par semaine. La durée de la lutte proprement dite avec les béliers Ile de France a varié de 37 à 40 jours suivant les années.

Près de 90 % des femelles ont été marquées par les béliers Ile de France munis de harnais marqueurs sur une période de 10 jours. Plus de 95 % des femelles ont été marquées au moins une fois pendant la période de lutte. La fertilité lors du premier œstrus a varié selon les années de 78,4 à 82,9 % (80,7 % en moyenne sur les trois ans). Sur la période totale de lutte, elle a aussi légèrement varié d'une année à l'autre de 88,0 à 89,9 % (89,1 % en moyenne sur les trois ans). Ces résultats démontrent l'efficacité de l'effet mâle lorsqu'il est bien conduit. Il a ainsi été possible de supprimer la lutte de rattrapage, habituelle en automne, dans les troupeaux Mérinos d'Arles.

Nos résultats ont étaient presque similaires avec ceux de l'étude ci- dessus sauf qu'on pas calculer le taux de fécondité et de fertilité par l'excuse de manque du temps.

## .CONCLUSION

L'effet mâle chez les ovins est une méthode pertinente et efficace pour induire, dans certaines limites toutefois, une période de reproduction à faible activité sexuelle ou avancer la période de reproduction. Elle demande des moyens naturels et non coûteux.

Elle demande par contre, le savoir-faire de l'éleveur. Beaucoup d'éleveurs pratiquent consciemment ou non l'effet mâle dans leur système de conduite du troupeau (intensif ou semi-intensif).

L'objectif global de l'étude est l'amélioration de la productivité de la race ovine Rembi très appréciée pour ses nombreuses qualités en faisons recours à un procédé zootechnique naturelle « effet mâle » où « effet bélier ».

De manière spécifique, nous avons comparé les performances de deux lots de brebis avec une différence « la présence du mâle ».

Cette étude montre que l'application de l'effet mâle en respectant ces conditions donne des très bons résultats confirmés par le dosage de la progestérone sérique. Ce qui a permis l'induction des chaleurs chez la totalité des brebis de l'expérimentation (la ferme Cherif El Dine). Et en plus c'est une technique simple en terme de manipulation d'animaux et de quantité de travail et également non coûteuse.

L'effet bélier possède cependant certaines limitations. Premièrement, la technique ne permet pas la synchronisation des chaleurs des brebis déjà cycliques.

Ce n'est pas un désavantage très important puisque ce que l'on cherche, la plupart du temps, n'est pas de synchroniser les chaleurs, mais d'augmenter le taux de fertilité dans une période de temps où elle est généralement diminuée. Les brebis cycliques seront de toute façon saillies par les béliers. Cette technique ne permet pas d'induire une cyclicité régulière des brebis. Ainsi, en fin de saison sexuelle, une certaine proportion des brebis n'ovulera qu'une ou deux fois suite à l'introduction du bélier. Les brebis non fécondées retourneront ensuite en anoestrus complet. La rapidité avec laquelle les brebis reviennent en anoestrus dépend principalement de certains facteurs à savoir : la race, le moment de l'année et de l'état nutritionnel des brebis.

## RECOMMANDATIONS

Parmi les recommandations, trois aspects peuvent être indiqués :

1. La préparation des béliers en période de faible activité sexuelle par des traitements photopériodiques (lumière + mélatonine ou lumière seule) accroît la réponse des femelles à l'effet mâle ;
2. Modéliser la réponse à l'effet mâle en fonction de différents paramètres (race des femelles et des mâles, activité sexuelle des mâles, intensité de l'anoestrus, période de l'année, état corporel, ...) permettant de prédire la réponse espérée;
3. Améliorer la réponse à l'effet mâle en modifiant l'intensité de l'anoestrus saisonnier par voie génétique. La récente mise en évidence du caractère reproductible et héritable de l'aptitude à ovuler spontanément au printemps et la liaison de cette aptitude avec un polymorphisme du récepteur de la mélatonine, hormone très impliquée dans le saisonnement de la reproduction chez les petits ruminants, offrent de nouvelles possibilités à long terme en fonction de différents paramètres : (race des femelles et des mâles, période de l'année, état corporel, ...).

Il reste que la maîtrise des relations entre mâles et femelles et la maîtrise des facteurs alimentaires et nutritionnels au sein de l'élevage est le moyen le plus efficace pour réussir une lutte par effet mâle.

# **LES REFERENCES**

1. **Alain Fournier., 2006.** L'élevage des moutons. Editions Artémis. France, 2006.
2. **Allaoua S. A., 2006.** Cours de la physiologie de la reproduction. 2006. Département des sciences vétérinaires, Elkhroub, Constantine.
3. **Ammar-Khodja, F. Akchiche, O. Bouaoud, F et Brudieux, R.,** “Variations de la progestéronémie au cours du cycle oestrien et au début de la gestation chez la brebis de race Tadmit”. Application au diagnostic précoce de la gestation. Bull. soc. Hist. Nat. D’A.F. N° 67, (1976), 47-56.
4. **AndréDirand., 2007.** L'élevage du mouton. Educagri éditions. Dijon, 2007.
5. **Arbouche, H S., 2008.** “Valeur nutritive de quelques variétés d’orge algériennes pour l’alimentation des ruminants”. Revue INRA Algérie, 22 : (2008), 67-72.
6. **Autella F.J ; Flint A.P.F., 1988.** Mechanismcontrolling corpus leteumfunction in sheep, cows, non human primates and women, especially in relation to the time of lutéolysis. Endocrine. Rev.
7. **Baril G. Cognie Y; Freitas V.G.F ; Maurel M.C ; Mermillod P., 1998.** Maitrise du moment de l’ovulation et aptitude au développement de l’embryon chez les ruminants. Renc. Rech. Ruminants.
8. **Bechasabat G ; Lopez-Gatius F ; Garcia-Ispuerto I ; Beckers J.F., 2008.** Factor affecting plasma progesterone in the earlyfetalperiod in highproducingdairy cows. Theriogenology.
9. **Benyounes A ; Lamrani F ; Sousa N.M ; Sulon J ; Folch J ; Beckers J.F et Guellati M.A., 2005.** Suivi de la gravidité chez la brebis *OuledDjellal*pardosage de la protéine associée à la gestation et de la progestérone. Revue Elev. Med.Vet.
10. **Bister J. L ; Deroover R ; Dessay F ; Delahaut P ; Beckers J.F and Paquay R., 2002.** Sensitivity of folliclesfromprepubertalcalves oviaires to in vitro stimulation with LH and FSH. Biotechnologie, Agronomie, Société et Environnement, March 2002.
11. **Bocquier F., Thériez M., Prache S., Brelurut A., 1988.** Alimentation des ovins. In : R. Jarrige (ed), Alimentation des bovins, ovins et caprins, 249-279. INRA, Paris.
12. **Bouix J ; Prud’hon M; Molenat G ; Bibe B ; Flamant J .C ; Maquere M ; Michele J ., 1985.** Potentiel de prolificité des brebis des systèmes utilisateurs de parcours. Résultat expérimentaux 10é JROC, 2526290.

- 13. Boulianne C.E., 2012.** Influence d'un programme photopériodique alternant les jours longs et les jours courts sur la capacité de reproduction chez le bélier. Mémoire postdoctorale, Département des sciences animales, Université Laval, Québec, Canada, 144 P.
- 14. Brice G., Jardon C., Vallet A., 1995.** Le point sur la conduite de la reproduction des ovins Edité par l'Institut de l'élevage, Paris, 1995.
- 15. Brice G., Perret G., 1997.** Guide de bonnes pratiques de l'insémination artificielle ovine. Edité par l'Institut de l'Élevage, Paris, 1997.
- 16. Bulletin Alliance Pastorale N°844.** Synchronisation des chaleurs : Pourquoi, comment ? Exemple chez la brebis. Mai 2014.
- 17. C. Bressou., 1978.** Anatomie régionale des animaux domestiques, Tome II, les ruminants. 2<sup>ème</sup> édition J-B Baillièrè. 1978.
- 18. Caraty A ; Vogel G.M.T ; Lomet D ; Briant C ; Beltramo M., 2012.** RF9 powerfully stimulates gonadotrophin secretion in the ewe : evidence for a seasonal threshold of sensitivity. Journal of Neuroendocrinology 24.
- 19. Castonguay F ; Dufour J. J ; Laforest J.P ; Deroy L.M., 1999.** La synchronisation des chaleurs avec la GnRH pour l'utilisation en insémination artificielle chez les ovins. Rapport de recherche remis au CORPAQ.
- 20. Charles Thibault ; Marie-Claire., Levasseur 1979.** La fonction ovarienne chez les mammifères. Edition MASSON. Paris, 1979.
- 21. Charles Thibault ; Marie- Claire Levasseur., 2001.** La reproduction chez les mammifères et l'homme, Nouvelle édition entièrement refondue. Ellipses édition. Paris. 2001.
- 22. Chekkal, F. Benguega, Z. Meradi, S. Berredjough, D. Boudibi, S. et Lakhdari, F.,** "Guide de caractérisation phénotypique des races ovines de l'Algérie" Édition CRSTRA, 2015 ISBN: 978-9931-438-04-5, (2015).
- 23. Chellig, R., 1992.** Les races ovines algériennes. O.P.U. Alger, 80 p.
- 24. Chemineau P., 1989.** L'effet bouc : mode d'action et efficacité pour stimuler la reproduction des chèvres en anoestrus. INRA Prod. Anim., 2, 97-104.
- 25. Chemineau P., Daveau A., Locatelli A., Maurice F., 1993.** Ram-induced short luteal phases: effects of hysterectomy and cellular composition of the corpus luteum. Reprod. Nutr. Dev., 33, 253-261.

- 26. Chemineau P., Malpaux B., Delgadillo J.A., Guérin Y., Ravault J.P., Thimonier J., Pelletier J., 1992.** Control of sheep and goat reproduction: use of light and melatonin. Anim. Reprod. Sci., 30, 157-184.
- 27. ChristianDudouet., 2003.** La production du mouton, 2<sup>ème</sup> édition. Editions France Agricole. France, 2003.
- 28.Cognié Y., 1988.** Nouvelles méthodes utilisées pour améliorer les performances de reproduction chez les ovins. INRA Prod. Anim., 1, 83-92.
- 29. Commission Nationale AnGR.** “Rapport national sur les ressources génétiques animales” : Algérie, République algérienne démocratique et populaire. Alger, (2011), 46 p.
- 30. Craplet C ; Thibier M., 1984.** Le mouton. 4<sup>ème</sup> Edition. Edition Vigot France, 1984.
- 31.D.Vaillancourt et R.Lefebvre., 2003.** La gestion de la reproduction chez les petits ruminants : le contrôle du cycle oestrale. Le médecin vétérinaire du QUEBEC , volume 33, N°1 et 2. 2003.
- 32.Dekhili, M. et Aggoun, A.,** “Performances reproductive de la brebis de race Ouled-Djellal dans deux milieux contrastés”, Arch. Zootech. n°56, (2007). 963-966.
- 33.Delgadillo J.A., Flores J.A., Velmiz F.G., Poindron P., Perez-Villanueva J.A., Martinez De La Escallera G., 2000.** Photoperiodictreatment of bucks markedly improves the response of seasonally anovulatory goats to the «male effect». 7<sup>ème</sup> Conférence Internationale sur les Caprins, 15-18 mai, Tours. INRA, International Goat Association et Institut de l'Élevage Eds, I, 396-399.
- 34. Derivaux J ; Ectors F., 1989.** Reproduction chez les animaux domestiques. 3<sup>ème</sup> Edition, 1989.
- 35. Dominique Soltner., 2001.** Zootechnie générale Tome I. La reproduction des animaux d'élevage. Collection sciences et techniques agricoles. 3<sup>ème</sup> édition, 2001.
- 36.Driancourt MA, Cahill LP, Bindon BM., 1985.** Ovarian follicular populations and preovulatory enlargement in Booroola and control Merino ewes. J. Reprod. Fert., 1985; 73: 93-107.
- 37. E.S.A.K. Tunisie., 1998.** Maîtrise de la reproduction et l'insémination artificielle des ovins Actes du cours national organisé par E.S.A.K du Tunisie en collaboration avec l'O.E.P. 24-29 avril 1998.

- 38. ElAmiri, B ;Karen, A ; Cognie, Y ; Sousa, N.M ; Hornick, J.L ; Szenci, O ; Beckers,J.F., 2003.** Diagnostic et suivi de gestation chez la brebis : réalités et perspectives. INRA Prod. Anim ; 16, 79-90. Le 12 mai 2003.
- 39. ErichKolb., 1975.** Physiologie des animaux domestiques. Edition Vigort et frères. Paris, 1975.
- 40.FatehMamine., 2010.** Effet de la suralimentation et de la durée de traitement sur la synchronisation des chaleurs en contre saison des brebis *OuledDjellalen* élevage semi-intensif. Editions Publibook. France, 2010.
- 41.FigueiredoFreistars V.J., 1996.** Etudes des facteurs responsables de la variabilité du moment d'apparition de l'œstrus et du pic préovulatoire de LH après traitements hormonal de synchronisation et /ou induction de l'œstrus chez la chèvre.
- 42. Fortune Je., 1994.**Ovarian follicular growth and development in mammals. Biol. Reprod., 1994;50:225-232.
- 43. François Castonguay, Ph. D., 2012.** La reproduction chez les ovins, édition janvier 2012.
- 44. G. Baril.P ; Brebion.P ; Chesné.P., 1993.** Manuel de formation pratique pour la transplantation embryonnaire chez la brebis et la chèvre. FAO. Rome, 1993.
- 45.G.Baril ; P.Chemineau ; Y. Cognie ; Y. Guérin ; B. Leboeuf ; P. Orgeur et J.-C. Vallet., 1993.** Manuel de formation pour l'insémination artificielle chez les ovins et les caprins. FAO. Rome, 1993.
- 46.Gayrard .V., 2007.** Physiologie de la reproduction des mammifères. Ecole National VeterinaireToulousi. France ; Septembre 2007.
- 47. Girard L., 1813.** Moyens employés avec succès, par M. Morel de Vindé, Membre de la Société d'Agriculture de Seine et Oise, pour obtenir, dans le temps le plus court possible, la fécondation du plus grand nombre des brebis portières d'un troupeau. Ephémérides de la Société d'Agriculture du Département de l'Indre pour l'An 1813, Séance du 5 Septembre, VIII Cahier, Château-Roux, Département de l'Indre, VII, 66-68.
- 48.Gleize H., (1973).**L'insémination artificielle dans l'espèce ovine Th. : Méd.Vét. : Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse, 111p
- 49. Gomez-Brunet A ; Santiago-Moreno J ; Malpaux B ; Cheminaux P ; Tortonese D.J ; Lopez-Sebastian A., 2012.**Ovulatory activity and plasma prolactin concentrations in wild and domesticewes exposed to artificial photoperiods between the winter and summer solstices. Animal Reproduction Science.

- 50. Gong JG, Bramley TA, Webb R., 1993.**The effect of recombinant bovine somatotrophin on ovarian follicular growth and development in heifers. J. Reprod. Fert., 1993a;97:247-254.
- 51. Gredaal, O., 2010.** “Une première lecture des résultats préliminaires du recensement relatif aux élevages en Algérie”, (2000-2001).F.A.O, “Organisation des Nations unies pour l’alimentation et l’agriculture”, (2010).
- 52. Guillaumont O., 1995.** L’insémination artificielle ovine Th. : Méd. Vét. : Ecole Nationale Vétérinaire de Nantes.
- 53. Hamra A.M ; Brayant M.L., 1982.** Effet du niveau alimentaire durant la phase d’élevage et au début de gestation sur la production des agnelles. Anim. Prod. Fev, 41-48.
- 54. Hansen R., 1988.** Propriétés physiologiques de GnRH .Ann. Med. Vét.
- 55. Hansen R., 2005.** Physiologie and technology of reproduction des ruminants. Elevage et insémination.
- 56. Hoffman G.E ; Le W.W ; Franceschini I ; Caraty A ; Advis J.P., 2011.** 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.
- 57. <http://membres.lycos.fr/jbdemars/embryo/frames/gamet.htm>**
- 58. <http://ressources.ciheam.org/om/pdf/a38/99600166.pdf>**
- 59. <http://www.iav.ac.ma/veto/filveto/guides/repro/students/ouattara.pdf>**
- 60. <http://www.inra.fr/productions-animales/an2003/tap2003/be232.pdf>**
- 61. <http://www.refer.org.ma/ovirep/cours2/brebis.htm>**
- 62. Hunter R., 1990.** Physiologie and technology of reproduction in female domestic animals. Published by Academic pressing.
- 63. ITEBO., 1995.** (Institut Technique d’Elevage Bovin Ovin). Les races ovines algériennes, principales caractérisations. Alger. 25p
- 64. J. Stolkowski., 1974.** Endocrinologie des vertébrés. Edition Paris librairie VUILBERT. Paris, 1974.

- 65. J. Thimonier , Y. Cognie , N. Lassoued , G. Khaldi.,2000.** L'effet mâle chez les ovins : une technique actuelle de maîtrise de la reproduction. INRA Prod. Anim., 2000, 13 (4), 223-231
- 66. JeanMbayahagaen** collaboration avec **Jean Loup Bister ; Raymond Paquay., 2000.**Le mouton et la chèvre d'Afrique d'Est Performance de croissance, de reproduction et de production. Presses universitaires de Namur. Belgique. juin 2000.
- 67. Jean-Pierre Barret., 2012.** Zootechnie générale,3<sup>ème</sup> édition. Editions TEC & DOC Lavoisier.2012.
- 68. Johnson L ; Fabre Nys C; Chanvallon A ; François D ; Fassier T ; Menassol J.B ; Brown H.M; Lardic L ; Scaramuzzi R.J., 2011.** The effect of short-termnutritionalsupplementation and body condition on the pituitary and ovarianresponses of anoestrus ewes to the « ram effect ». Journal of Veterenary Science and TechnologySpecial Issue 2, 1-10. <http://omicsonline.Org/2157-7579/2157-7579-S2-001.pdf>.
- 69. J-P. Vaissaire.,1977.** Sexualité et reproduction des mammifères domestiqués et dulaboratoire. Edition Maloine S.A. Paris, 1977.
- 70. Kennaway D.J., 1988.** Short and long-termeffects of manipulation of the pinéal/mélatonin axis in eves. Repro. Nutr. Dev.
- 71. Khiati B., 2012/2013.** Etudes des performances reproductives de la brebis de la race Rembi. Thèse en vue d'obtention de diplôme de doctorat en biologie ; option reproduction animale.
- 72. Knight T.W., Dalton D.C., Hight G.K., 1980.** Changes in the medianlambing dates and lambing pattern with variation in time of joining and breed of teasers. N-Z. J. Agric.Res.,23,281-285.
- 73. Knight T.W., Lynch P.R., 1980.** Source of ram pheromones that stimulate ovulation in the ewe. Anim. Reprod. Sci., 3, 133-136.
- 74. KO JCH, Kastelic JP, DEL Campo MR et coll.** Effects of a dominant follicle on ovarianfollicular dynamicsduring the oestrous cycle in heifers. J.Reprod.Fert.,1991;91:511-519.
- 75.Lafri., 2001.** Cours de physiologie de la reproduction. Département des sciences vétérinaires. Blida, 2001.

- 76. Lassoued N., Khaldi G., Chemineau P., Cognié Y., Thimonier J., 1997.** Role of the uterus in early regression of corporal luteal induced by the ram effect in seasonally anoestrous Barbarine ewes. *Reprod. Nutr. Dev.*, 37, 559-571.
- 77. Lassoued N., Khaldi G., Cognié Y., Chemineau P., Thimonier J., 1995.** 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, 415-426.
- 78. Lavoit M, Fortune JE., 1990.** Follicular dynamics in heifers after injection of PGF<sub>2a</sub> during the first wave of follicular development. *Theriogenology*, 1990;33:270 (Abs).
- 79. Lennox M., 1987.** Les hormones de la reproduction. *Le point Vét.*
- 80. Lindsay D.R., Cognié Y., Pelletier J., Signoret J.P., 1975.** Influence of the presence of rams on the timing of ovulation and discharge of LH in ewes. *Physiol. Behav.*, 15, 423-426.
- 81. Lindsay D.R., Cognié Y., Signoret J.P., 1982.** Méthode simplifiée de maîtrise de l'oestrus chez la brebis. *Ann. Zootech.*, 31, 77-82.
- 82. Lobb DK., Dorrington J., 1992.** Intraovarian regulation of follicular development *Rev. Animal Reproduction Science*, 1992.
- 83. Madr., 2006.** Statistique du ministère de l'agriculture et développement rural.
- 84. Mamine F., 2010.** Effet de la suralimentation de la durée de traitement sur la synchronisation des chaleurs en contre saison des brebis Ouled Djellal en élevage semi-intensif. Editions Publibook.
- 85. Marie Saint-Dizier ; Sylvie Chastant-Maillard., 2014.** La reproduction animale et humaine. Editions QUAE. France, 2014.
- 86. Marie-Christine Leborgne ; Jean-Michel Tanguy ; Jean-Marc Foisseau ; Isabelle Seline ; Gilles Vergonzanne ; Emilie Wimmer., 2013.** Reproduction des animaux d'élevage, 3<sup>ème</sup> édition. Educagri éditions. Dijon, 2013.
- 87. Marie-Claire Levasseur ; Charles Thibault., 1980.** De la puberté à la sénescence « La fécondité chez l'homme et les autres mammifères ». INRA et Masson. Paris, 1980.
- 88. Martin G.B., Oldham CM ; Cognié Y. et Pearce D.T., 1986.** The physiological responses of anovulatory ewes to the introduction of rams — A review. *Liv. Prod. Sci.* 15: 219-247.

- 89. Menassol J.B., Malpoux B., Scaramuzzi R., 2011.** Les facteurs photopériodiques et nutritionnels interagissant sur les transitions saisonnières de reproduction chez les ovins. *Renc. Rech. Ruminants*, 18, 81-24
- 90. Meradi, A. Moustari, F. Chekkal, Z. Benguigua, M. Ziad, F. Mansori Et M. Belhamra., 2013.** "Situation de la Population Ovine «la Race El Hamra» en Algérie". *Journal Algérien des Régions Arides*, N° Spécial (2013).
- 91. Nicolino, M ; Forest, M.G., 2001.** La puberté. In Thibault, C ; Levasseur, M-C.5(Ed), la reproduction chez les mammifères et l'homme. Coédition INRA-Ellipses.
- 92. Niswender G.D ; Nett A., 1988.** The corpus luteum and its control. In : Knobill E ; Neill J (Ed). *The physiologie of reproduction*, Ravenpress, New York.
- 93. O'Callaghan D ; Wendling A. ; Karsch E.J ; Roche J.E., 1994.** The effect of exogenous thyroxine on timing of seasonal reproductive transitions in ewe. *Biol. Reprod.* 49, 311–315.
- 94. Oldham C.M ; Martin G.B. et Knight T.W., 1978.** Stimulation of seasonally anovular Merinosewes by rams. I. Time from introduction of the rams to the preovulatory surge and ovulation. *Anim. Reprod. Sci.*, 1: 283 – 290.
- 95. Oldham C.M., Lindsay D.R., 1980.** Laparoscopy in the ewe: a photographic record of the ovarian activity of ewes experiencing normal or abnormal oestrous cycles. *Anim. Reprod. Sci.*, 3, 119-124.
- 96. P.V. Drion ; J-F. Beckers ; F.J. Ectors ; C. Hanzen ; J-Y. Houtain ; P. Lonergan., 1996.** Régulation de la croissance folliculaire et lutéale : 1. Folliculogénèse et atresie. *LE POINT VÉTÉRINAIRE*, vol. 28, numéro spécial "Reproduction des ruminants" 1996.
- 97. PASNB (Plan d'Action et Stratégie Nationale sur la Biodiversité), 2003.** Evaluation des besoins en matière de renforcement des capacités nécessaires à la conservation et l'utilisation durable de la biodiversité importante pour l'agriculture. Rapport de synthèse, Tome IX. FEM/PNUD: projet ALG/ 97/G31
- 98. Pearce G.P., Oldham C.M., 1988.** Importance of non-olfactory ram stimuli in mediating ram-induced ovulation in the ewe. *J. Reprod. Fertil.*, 84, 333-339.
- 99. Picard-Hagen N ; Berthelot X., 1997.** Maîtrise hormonale des cycles chez les petits ruminants *Rev. La semaine vétérinaire supplément*, 847.

- 100. Poindron P., Cognié Y., Gayerie F., Orgeur P., Oldham C.M., Ravault J.P., 1980.** Changes in gonadotrophin and prolactin levels in isolated (seasonally or lactationally) anovular ewes with ovulation caused by the introduction of rams. *Physiol. Behav.*, 25, 227-236.
- 101. Quinlivant, T.D. Robinson, T.J.,** “Number of spermatozoer in the genital tract after artificial Insemination of progesterone treated ewes”. *J. repro.fert*, 19, (1969), 73-86.
- 102. Rajama M ; Mendram P., 1990.** Characterization of ovarian activity in post-partum dairy cows using ultrasound imaging and progesterone profiles. *Anim. Reprod. Science.*
- 103. Ribady A.Y ; Dobson H ; Ward P., 1994.** Ultrasound and births in sheep. *Anim. Breed.*
- 104. Robert Barone., 2010.** Anatomie comparée des mammifères domestiques, Tome 7, Neurologie II. Vigot. PARIS ,2001.
- 105. Robert Barone., 1978.** Anatomie comparée des mammifères domestiques, Tome III, splanchnologie. Vigot. Paris. 1978.
- 106. Robert Barone., 2001.** Anatomie comparée des mammifères domestiques, Tome 4, Splanchnologie II. Vigot. PARIS ,2001.
- 107. Robinson T.J., 1988.** Controlled sheep breeding : Update 1980-1985. *Australian journal of biological science.* 41, 1-13.
- 108. Robinson T.J., 1959.** The estrous cycle of the ewe and doe. In : H.H. Cole et Cupps (eds), *Reproduction in domestic Animals*, 291-333. Academic Press, New-York.
- 109. Roche JF, Boland MP., 1991.** Turnover of dominant follicles in cattle of different reproductive states. *Theriogenology*, 1991;35:81-90.
- 110. Roux M., 1986.** Alimentation et conduite du troupeau ovin. *Technique agricole.*
- 111. Roy F., Combes B., Vaiman D., Crihiu E.P., Pobel T., Delétang F., Combarous Y., Guillou F., Maurel M.C., 1999.** Humoral immune response to equine chorionic gonadotropin in ewes: association with major histocompatibility complex and interference with subsequent fertility. *Biol. Reprod.*, 61, 209-218.
- 112. Scaramuzzi R.J., Downing J.A., 1999.** Effect of progesterone on the GnRH-induced secretion of oestradiol and androstenedione from the autotransplanted ovary of the anoestrous ewe. *J. Reprod. Fertil.*, 116, 127-132.
- 113. Seracta Menouba., 2003.** Cours d'embryologie. 2003. Département des sciences vétérinaire, Elkhroub, Constantine.

- 114. Signoret J D ; Lindsay D.R ; Oldham L.M ; Cognie X., 1984.** Conditions pratiques d'utilisation de l'effet male pour la maitrise de la reproduction.
- 115. Signoret J.P., 1990.** The influence of the ram effect on the breeding activity of ewes and its underlying physiology. In : C.M. Oldham, G.B. Martin and I.W. Purvis (eds), Reproductive Physiology of Merino Sheep. Concepts and Consequences, 59-70. School of Agriculture, The University of Western Australia, Nedlands, Perth.
- 116. Signoret J.P., Lévy F., Nowak R., Orgeur P., Schaal B., 1997.** Le rôle de l'odorat dans les relations interindividuelles des animaux d'élevage. INRA Prod. Anim., 10, 339-348.
- 117. Souilem O ; Gony M ; Oldham L.M ; Cognie X., 1992.** L'inhibine : Revue Générale. Rev. Med. Vet.
- 118. 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.
- 119. Sylvie Deblay., 2002.** Mémento de la reproduction des mammifères d'élevage: dossier d'autoformation. Educagri éditions. Dijon, 2002.
- 120. Tervit H.R., Havik P., Smith J.F., 1977.** Effect of breed of ram on the onset of the breeding season in Romney ewes. Proc. N.-Z. Soc. Anim. Prod., 37, 142-148.
- 121. Thierry Y ; Patrick G., 1987.** Contrôle cycle de la truie par l'utilisation de progestatif de synthèse L'ATROGEST. Thèse Dot vét : Toulouse.
- 122. Thimonier J., 2000.** Détermination de l'état physiologique des femelles par analyse des niveaux de progestérone. INRA Prod. Anim., 13, 177-183.
- 123. Thimonier J., Mauléon P., 1969.** Variations saisonnières du comportement d'oestrus et des activités ovarienne et hypophysaire chez les ovins. Ann. Biol. anim. Bioch. Biophys., 9, 233-250.
- 124. Tillet Y ; Tourlet S ; Picard S ; Sizaret P.Y ; Caraty A., 2012.** Morphofunctional interactions between galanin and GnRH-containing neurones in the diencephalon of the ewe. The effect of oestradiol. Journal of Chemical Neuroanatomy .
- 125. Tixier V., 1981.** Physiologie Rev.

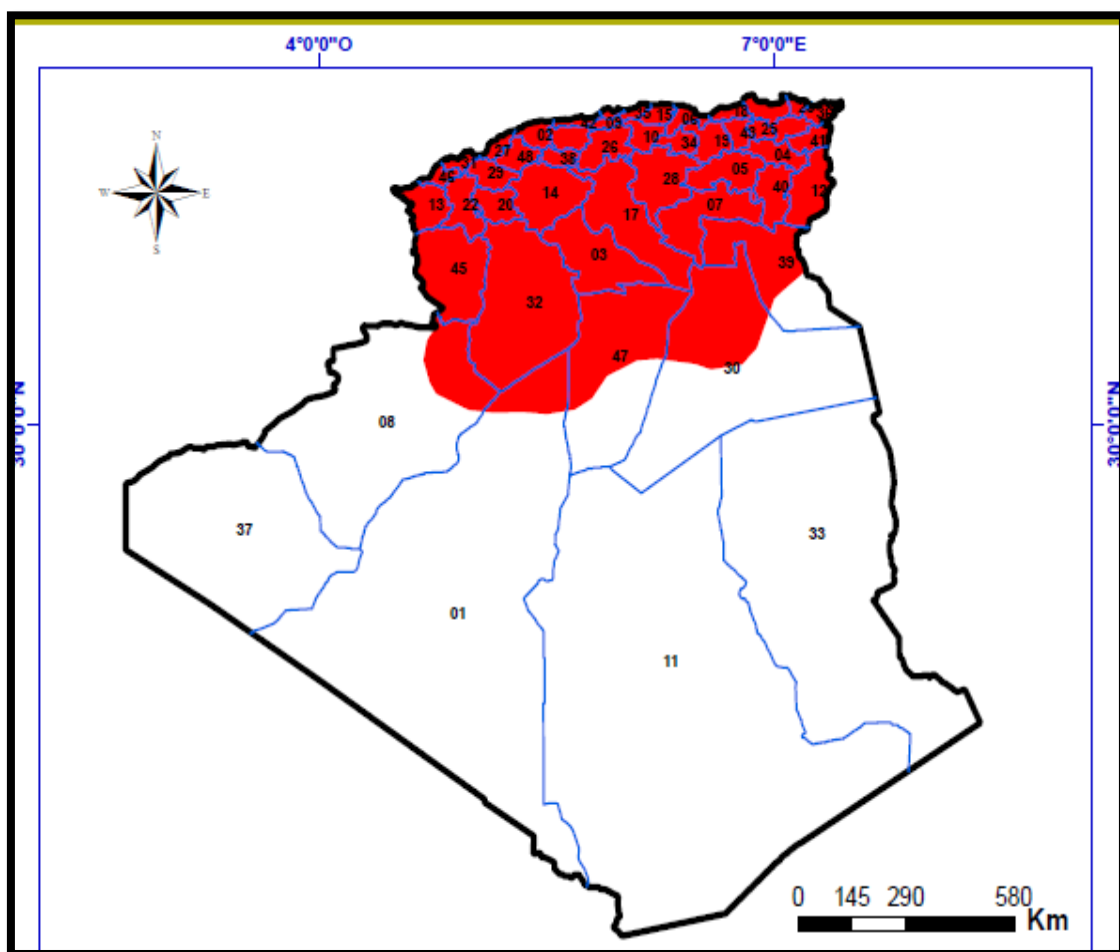
- 126. Vellet J.C ; Leboeuf B ; Remy B ; Beckers J.F and Mermillod P., 2004.** Effet de prétraitements agoniste et antagoniste de GnRH sur la production d'embryons chez la brebis et la chèvre. 11<sup>e</sup> Rencontres autour des Recherches sur les Ruminants, La Villette, Paris, December 8-9th, 2004.
- 127. Walkden-Brown S.W., Martin G.B., Restall B.J., 1999.** Role of male-female interactions in regulating reproduction in sheep and goats. J. Reprod. Fertil., Suppl. 54, 243-257.
- 128. Webb R, Gong JG, Law AS., 1992.** Control of ovarian function in cattle. J. Reprod. Fert., 1992;Suppl45:141-156.
- 129. [WWW.cfppa.fr/infocampus/wp-content/uploads/2013/10/anatomiebpa2000.pdf](http://WWW.cfppa.fr/infocampus/wp-content/uploads/2013/10/anatomiebpa2000.pdf)**
- 130. [www.cfppa.fr/infocampus/wp-content/uploads/2013/10/HOrMONE991.pdf](http://www.cfppa.fr/infocampus/wp-content/uploads/2013/10/HOrMONE991.pdf)**
- 131. Xavier Manteca i Vilanova ; Anthony J. Smith., 2014.** Comportement, conduite et bien-être animal. Edition QUAE, CTA, Presses agronomiques de Gembloux. Belgique, 2014.

# LES ANNEXES

## RACE OULED DJELLAL



**Photo 7 :**Bélier et brebis de la race OuledDjellal( M'doukal, Batna)[22] .

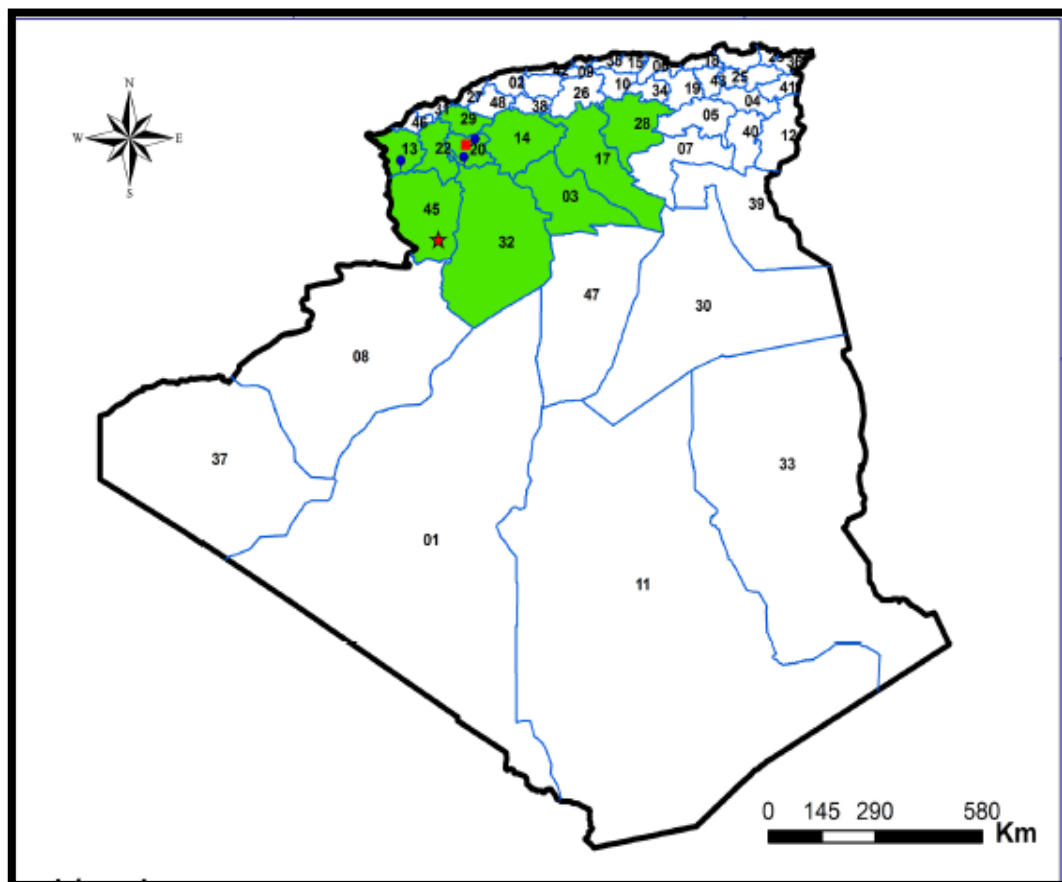


**Photo 8 :**Aire de répartition de la race OuledDjellal en Algérie; [22].

## RACE EL HAMRA



**Photo 9** :Bélier et brebis de la race El Hamra (ITELV, Saïda).[22].



**Photo 10** :Aire de répartition de la race El Hamra en Algérie; [22].

## RACE REMBI



Photo 11 : Bélier et brebis de la race Rembi (ITELV, Saïda). [22].

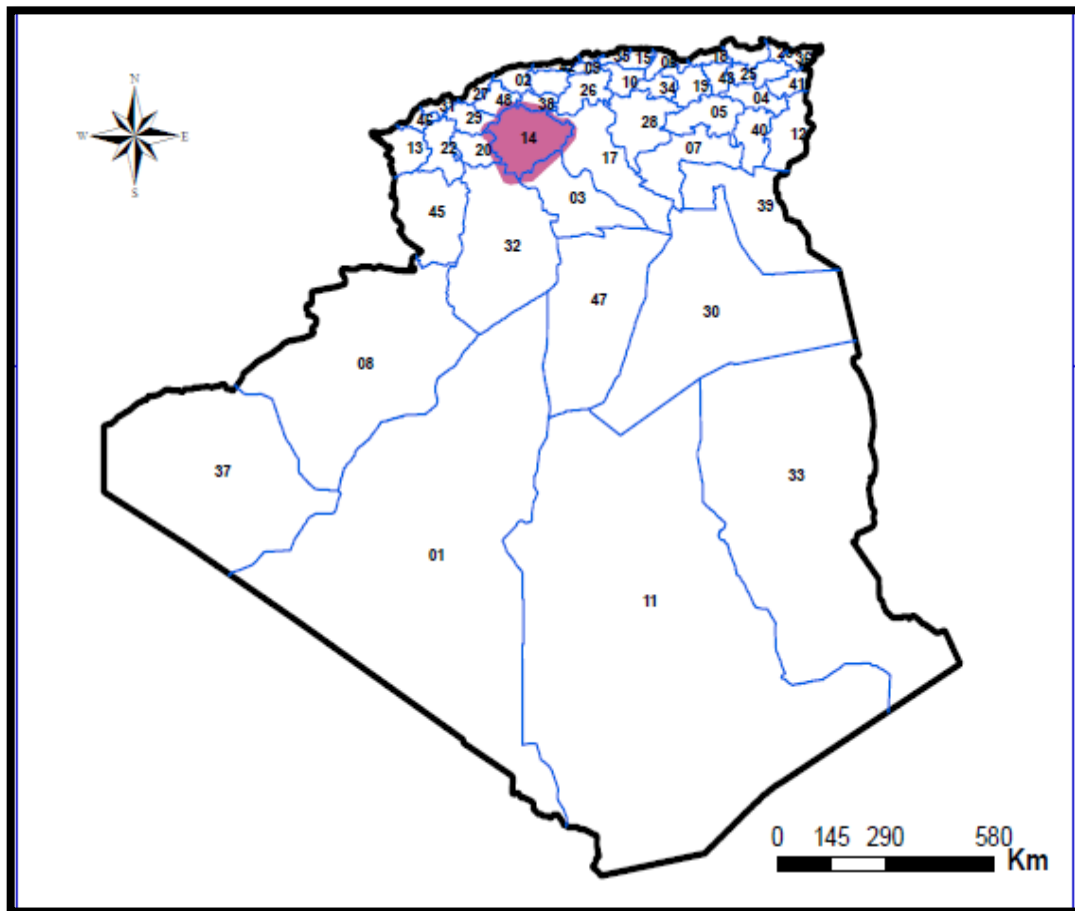
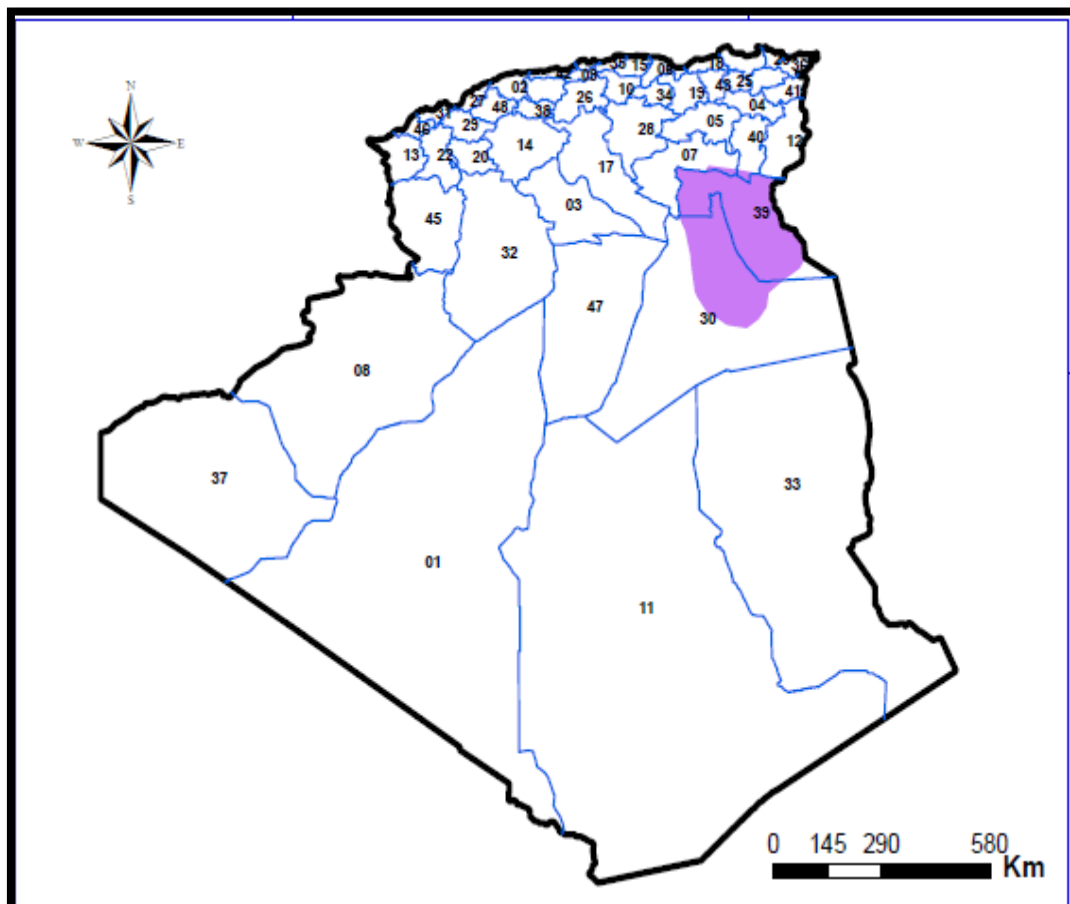


Photo 12 :Aire de répartition de la race Rembi en Algérie [22].

## RACE BARBARINE



**Photo 13** :Bélier et brebis de la race Barbarine (ITELV, Saïda)[22].



**Photo 14** :Aire de répartition de la race Barbarine en Algérie; [22].

RACE D'MEN



Photo 15 :Bélier et brebis de la race D'men (ITELV, Saïda)[22].

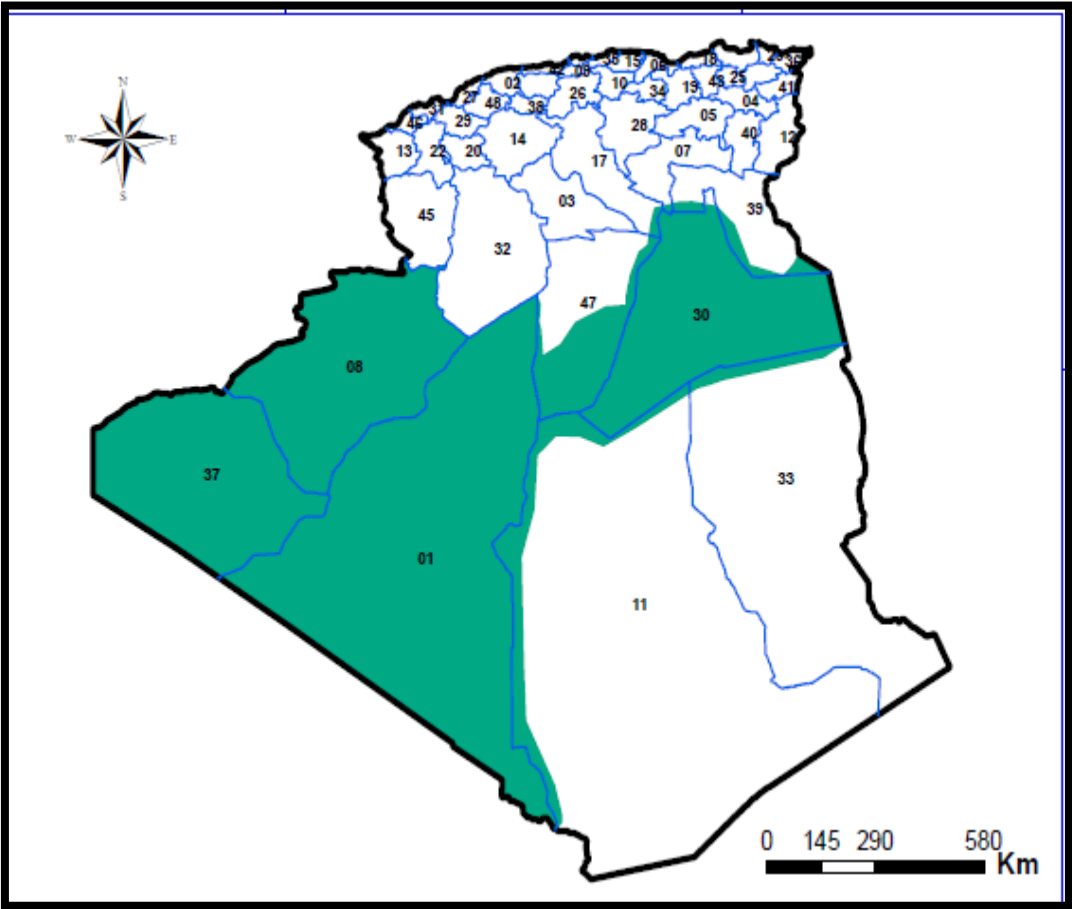


Photo 16:Aire de répartition de la race D'men en Algérie; [22].

RACE TARGUIA SIDAOU



Photo 17 :Bélier et brebis de la race Sidahou (Djanet, Illizi).[22].

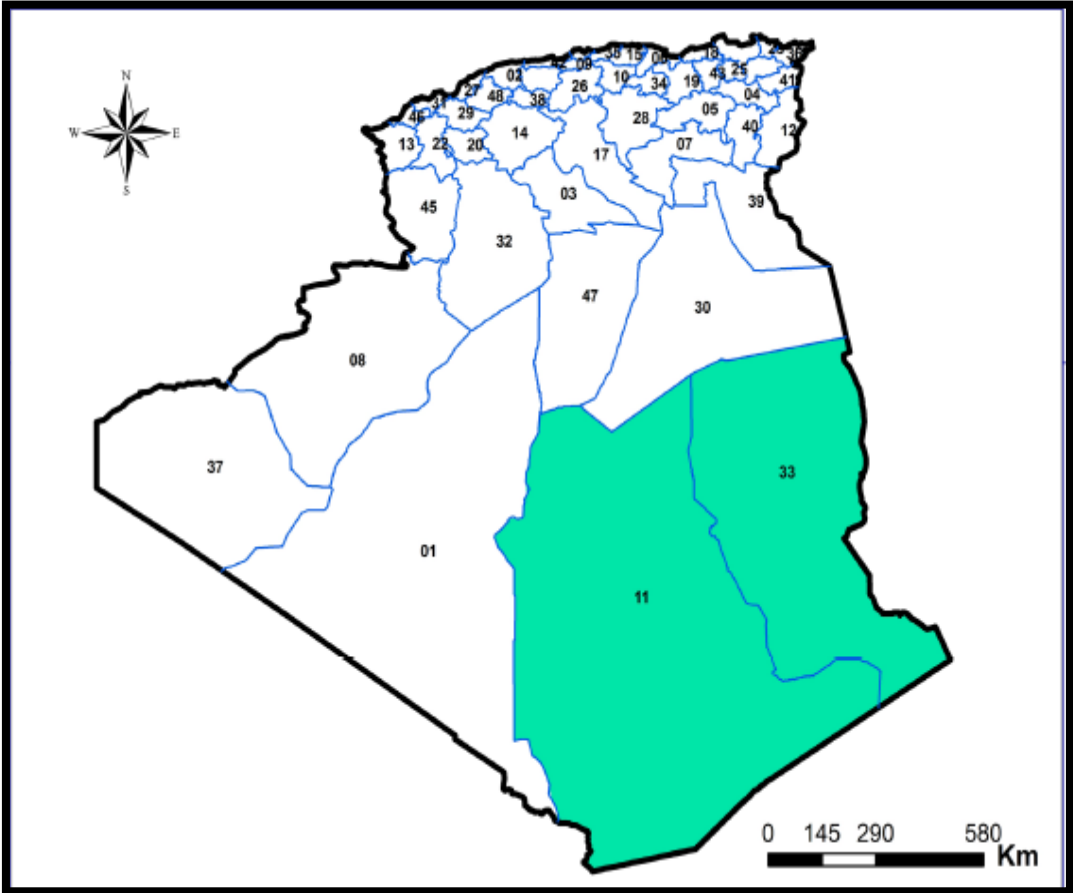
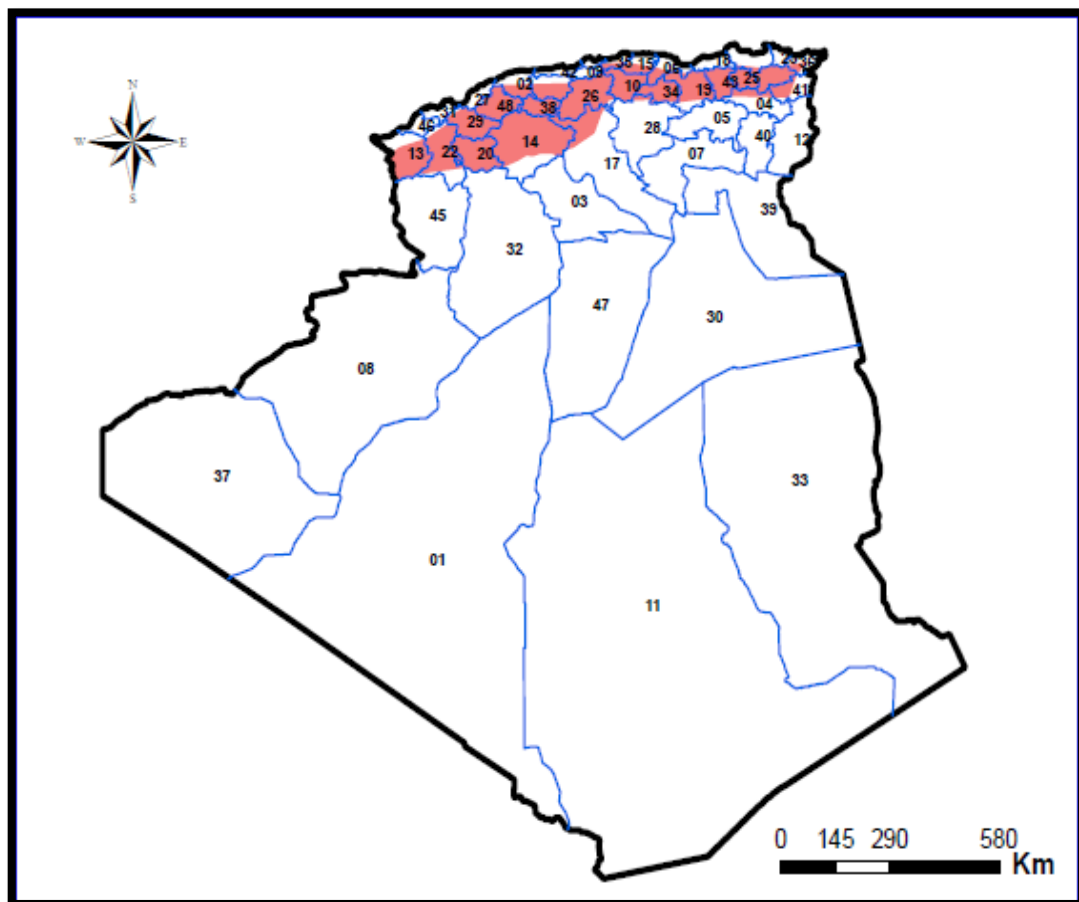


Photo 18 :Aire de répartition de la race Sidahou en Algérie; [22].

## RACE BERBERE



**Photo 19** :Bélier et brebis de la race Berbère (ITELV, Saïda). [22].



**Photo 20** :Aire de répartition de la race Berbère en Algérie; [22].