

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE
MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA
RECHERCHE SCIENTIFIQUE

UNIVERSITE MOHAMED BOUDIAF - M'SILA

Faculté : Des Sciences

Département : Sciences Agronomiques



Domaine : Science de la nature et de vie.

Filière : Sciences Agronomiques

Option : Production et Nutrition Animales.

Mémoire présenté pour l'obtention
Du diplôme de Master Académique
Intitulé :

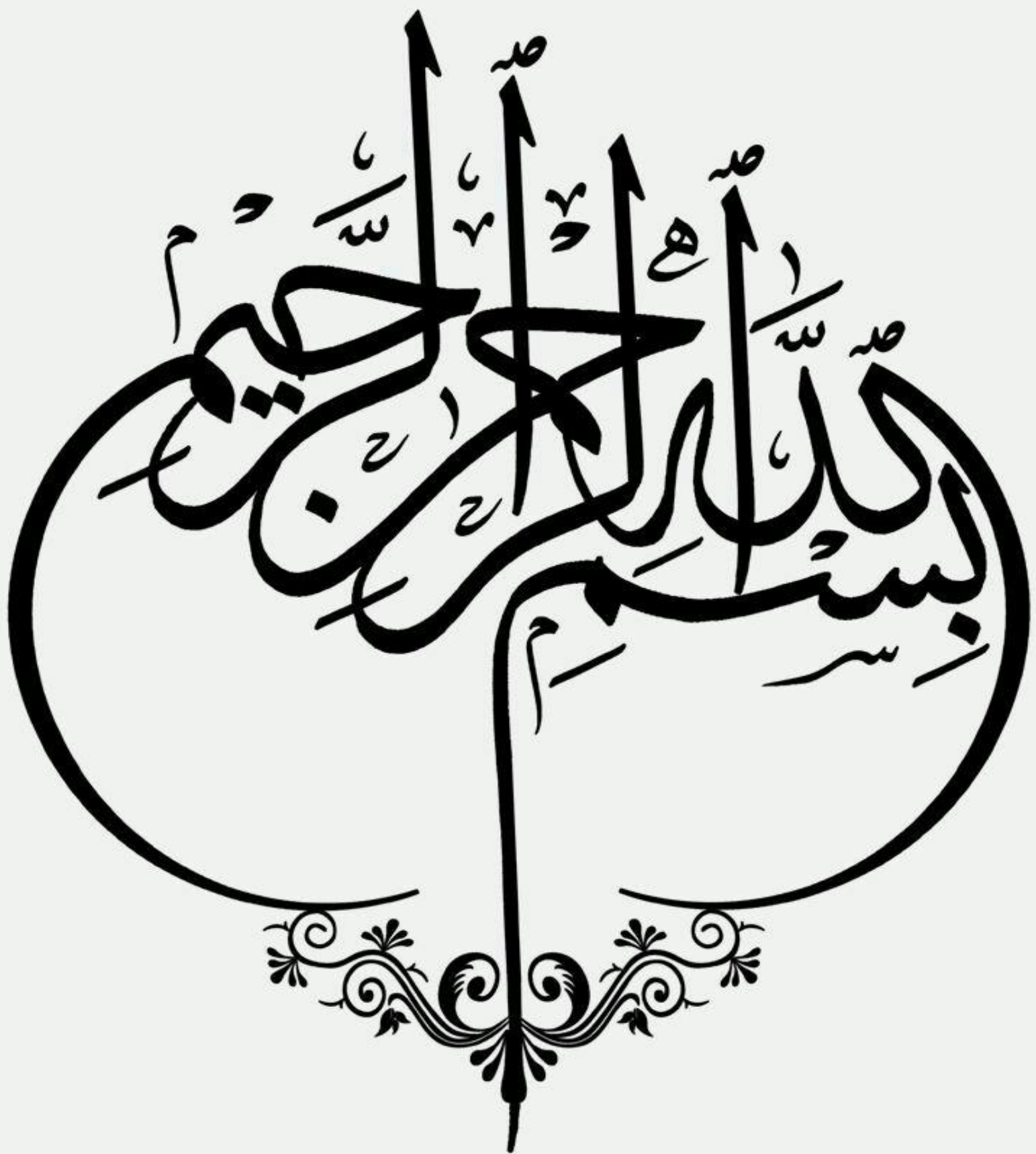
Effet des traitements hormonaux de
synchronisation de l'œstrus sur les performances
reproductives des brebis dans la région de
M'sila

Présenté par : Mâamir Manar et Bouaouina Ahlam

Soutenu devant le jury composé de :

Mme. ZEMMOURI.L	MAA	Université de M'sila	Président
Mme. HAFFAF. S	MCB	Université de M'sila	Rapporteur
Mr. GUERMAH. H	MCB	Université de M'sila	Examineur
Mr. AMROUNE. S	D.V.P	DSA de M'sila	Co-Rapporteur

Année universitaire : 2019 /2020





Remerciements

Gloire soit rendu au dieu tout puissant créateur de toute choses, le très miséricordieux pour tous ses bienfaites dont il m'a comblé et de m'avoir donné la santé le courage la volonté et la patience pour mener à bien ce travail.

C'est avec un immense plaisir que je réserve ces lignes en signe de gratitude et de profonde reconnaissance à tous ceux qui, de près ou de loin, ont contribué à la réalisation et à l'aboutissement de ce modeste travail.

En tout premier lieu, nos remerciements les plus sincères et notre reconnaissance éternelle vont à notre promotrice Mme. Haffaf Samia Qui nous a fait l'honneur d'accepter notre encadrement, ainsi que pour son aide et son soutien durant la réalisation de cette étude, Sincères remerciements.

Nos gracieux et honorable remerciements s'adressent aussi aux membres de jury qui nous l'immense honneur de présider et examiner ce modeste travail.

Et n'oublions pas Dr. Smail amroune Pour son aide précieuse dans la réalisation de la partie pratique de ce travail, pour son soutient durant la période de l'épidémie COVID 19 et pour ses multiples encouragements.

Un très grand merci aux élèves qui ont accepté de participer à ce travail.

Dédicace

Je dédie ce travail

À mon père qui m'a aidé à devenir ce que je suis aujourd'hui, toutes les mots ne seraient exprimés la gratitude, l'amour, le respect...comme il faut.

Tu n'a cessé de me soutenir et de m'encourager durant toutes les années de mes études, tu as toujours là quand il fallait, tu as pour moi un exemple du père respectueux, honnête, de la personne méticuleuse. Ce modeste travail est le fruit de tes sacrifices, vraiment ma réussite est la tienne qu'Allah t'accorde long vie et des bons jours

À ma mère décédée, celle qui m'a porté, qui m'a donnée la vie « Nina » qui serait contente d'apprendre que sa fille enfin terminée ces études. J'aurais aimé que tu sois avec moi dans ce jour spécial Mama mais malheureusement c'est le destin.

À mes frères et mes sœurs (Moncef, Rafik, Ferial, Dikra, Amel) vous êtes toujours préoccupé de moi en m'octroyait un soutien moral inestimable et apaisé, vous m'entouré d'amour d'affection et réconforté et encouragé, je vous dédie ce travail en reconnaissance de l'amour que vous offrez quotidiennement et votre bonté exceptionnelle.

À ces mariés (Didou, Beda, Yassine, Lamia et Sonia)

À ces enfants (Aya, Maram, Mayssa, Anfel, Tino, Lajona, Souad, wafaa) le sel de la maison.

Je ne manquerai pas non plus dire un grand merci pour chaaloumti mon amie et ma sœur sincèrement tu m'as fait trébucher pour me permettre de mieux apprécié ton amitié et les souvenirs inoubliables.

Aussi à mes bien chères amies hiba, chahla, zouina, chaima, amel.

Manar

Dédicace

Je dédie ce modeste travail, à tous ceux qui je porte dans mon cœur et à tous ceux qui sont chers à mes yeux..

À mon père qui disparut trop tôt, C'est à toi que je veux offrir mes premiers mots Cet humble geste comme preuve de reconnaissance de la part d'une fille qui a toujours prié pour le salut de ton âme Je t'aime papa avec respect et ce depuis toujours.

À ma très chère mère qui a trouvé pour ma réussite par son amour, son soutien, tous les sacrifices, conseils, consentis pour toute son assistance et sa présence dans ma vie reçois à travers ce Travail aussi modeste soit-il l'expression de mes sentiments et de mon éternelle gratitude.

À mon frère Fathi Mon ange gardien et mon fidèle accompagnant dans les moments les plus délicats de cette vie mystérieuse.

À mon petit frère Yacine Je te souhaite un avenir plein de joie, de bonheur, de réussite et de sérénité.

À ma grand-mère maternelle Fatima À la mémoire de la grande dame qui a tant sacrifié, pour nous. Que je la souhaite une longue vie.

À mon oncle Youcef qui m'est le père Rien au monde ne vaut les efforts fournis jour et nuit pour mon éducation et mon bien être.

À ma tante Yamina Qui m'est la mère, les mots ne suffisent guère pour exprimer l'attachement, l'amour et l'affection que je porte pour vous.

À mes tantes Ghaniya Wahiba Houria Zohra.

À mes chères cousines Sabrina, Samira, Amina, djohaina.

Merci pour tous leurs sacrifices, leur amour, leur soutien et leurs prières tout au long de mes études. Son amour a fait de moi ce que je suis aujourd'hui.

À mon âme mon homme.

À mon ami de toujours manani la prunelle de mes yeux Aucune dédicace ne saurait exprimer tout l'amour que j'ai pour vous, votre joie et votre gaité me comblent de bonheur.

À mon amie d'enfance Imane pour tous les moments d'enfance passé avec moi Aucun de mes mots ne saurait exprimer l'ampleur de ma reconnaissance.

À mes chères amies Yasmin, Hiba, chahla, zwina, amel et chaima

Ahlam

Liste des tableaux

Tableau 1 : Influence du «flushing» sur le taux d'ovulations et de prolificité (Oujagir et al., 2011).	49
Tableau 2 : Méthodes de synchronisation des chaleurs chez les brebis (Boukhliq, 2002).	57
Tableau 3 : Répartition des effectifs ovins étudiés.	63
Tableau 4 : Répartition des lots étudiés en fonction de l'âge des brebis.	67
Tableau 5 : Prix d'une unité de synchronisation des chaleurs.	70
Tableau 6 : Doses indicatives de PMSG (Laurence et al, 2009).	77
Tableau 7 : Les dates de pose et de retrait des éponges vaginales.	79
Tableau 8 : présentation récapitulative des résultats de l'expérimentation.	85
Tableau 9 : Répartition des gestations, des retours en chaleurs et des avortements de l'effectif ovin étudié.	86
Tableau 10 : Moyennes globales des paramètres de reproduction et de productivité de l'effectif ovin étudié	88
Tableau 11 : Taux de fertilité des troupeaux étudiés.	89
Tableau 12 : Le taux de prolificité des troupeaux étudiés.	92
Tableau 13 : Taux de fécondité des troupeaux étudiés.	94

Liste des figures :

<i>Figure 1 : Evolution de l'effectif du cheptel ovin en Algérie (MADRP, 2016).</i>	3
<i>Figure 2 : Répartition du cheptel ovin par wilaya (Statistiques agricoles, 1998).</i>	5
<i>Figure 3 : Brebis de la race Ouled Djellal (Chekkal, 2015).</i>	7
<i>Figure 4 : Bélier de la race Ouled Djellal (Kebbab, 2014).</i>	7
<i>Figure 5 : brebis de la race Rembi (Chekkal, 2015).</i>	8
<i>Figure 6 : bélier de la race Rembi</i>	8
<i>Figure 7 : La race Hamra (El fadili, 2018).</i>	9
<i>Figure 8 : Bélier de la race berbère.</i>	10
<i>Figure 9 : Brebis de la race berbère (Chekkal, 2015).</i>	10
<i>Figure 10 : La race D'men (Belaid, 2017).</i>	11
<i>Figure 11 : Bélier de la race Barbarine (Kechar, 2016).</i>	12
<i>Figure 12 : Bélier de la race Sidahou (Chekkal, 2015).</i>	13
<i>Figure 13 : Système reproducteur de la brebis (Bonnes et al, 1988).</i>	15
<i>Figure 14 : Localisation du tractus reproducteur de la brebis (Bonnes et al., 1988).</i>	16
<i>Figure 15 : (A et B) aspect des ovaires de brebis fertile et stérile.</i>	17
<i>Figure 16 : Col de l'utérus ou cervix (Buckrell, 1990).</i>	19
<i>Figure 17 : Principe de la différenciation sexuelle (Sylvestre, 2000)</i>	21
<i>Figure 18 : l'ovocyte (Lobé, 2011).</i>	22
<i>Figure 19 : les phases de l'ovogenèse (Dolisi, 2006).</i>	23
<i>Figure 20 : Aspect histologique du développement folliculaire chez les mammifères (Norris et Lopez, 2011)</i>	26
<i>Figure 21 : le cycle œstral (Gayrard, 2007).</i>	29
<i>Figure 22 : Évaluation de la concentration hormonale au cours du cycle de la brebis (Boukhliq, 2002).</i>	30
<i>Figure 23 : Migration de l'ovule de l'oviducte vers l'utérus au début de la gestation (Brice et al, 1995).</i>	33
<i>Figure 24 : embryon baignant dans l'amnios (Castonguay, 2000).</i>	34
<i>Figure 25 : Les hormones de l'axe hypothalamo-hypophysaire (Allard, 2012).</i>	36
<i>Figure 26 : La sécrétion des œstrogènes (Baudet, 2017).</i>	38
<i>Figure 27 : Régulation hormonale du cycle sexuel (Castonguay, 2018).</i>	41
<i>Figure 28 : Contact direct entre les deux partenaires (Ayme, 2015).</i>	43
<i>Figure 29 : Pose d'un harnais marqueur (CRP, 2014).</i>	45
<i>Figure 30 : Bélier équipé d'un détecteur de chevauchement alpha (Alhamada et al, 2016).</i>	46
<i>Figure 31 : Cycle normal après l'introduction du bélier (Castonguay, 2012).</i>	50
<i>Figure 32 : Cycle court après l'introduction du bélier (Castonguay, 2012).</i>	50
<i>Figure 33 Sécrétion de la mélatonine en fonction de la luminosité quotidienne (Chemineau et al, 1992).</i>	51
<i>Figure 34 : Influence de la photopériode sur les sécrétions hormonales intervenant sur l'activité sexuelle (Brice, 2003).</i>	52
<i>Figure 35 : Action direct de la photopériode sur le cycle hormonal sexuel des brebis (Castonguay, 2018).</i>	53
<i>Figure 36 : Principe d'action du CIDR (Castonguay, 2018).</i>	58
<i>Figure 37 : Localisation des exploitations visitées (Google maps, 2020).</i>	64
<i>Figure 38 : Taux de gestation et de retour en chaleur des brebis synchronisées.</i>	87
<i>Figure 39 : Taux de gestation et de retour en chaleur des brebis du lot témoin.</i>	87
<i>Figure 40 : les taux d'avortements de l'effectif ovin étudié.</i>	88

Liste des figures :

<i>Figure 41 : Présentation des paramètres de reproduction de l'effectif ovin étudié.</i>	<u>89</u>
<i>Figure 42 : Présentation des taux de fertilité des lots étudiés</i>	<u>91</u>
<i>Figure 43 : Présentation des taux de prolificité des lots étudiés.</i>	<u>93</u>
<i>Figure 44 : Présentation des taux de fécondité des lots étudiés.</i>	<u>94</u>

Liste des Photos :

Photo 1 : troupeau des ovins étudiés _____	68
Photo 2 : Antibiothérapie envisagée (source originale). _____	68
Photo 3 : les éponges vaginales _____	69
Photo 4 : Applicateur des éponges vaginales (source originale). _____	70
Photo 5 : Les désinfectants utilisés (source originale). _____	71
Photo 6 : PMSG (source originale). _____	72
Photo 7 : L'identification des animaux (source originale). _____	73
Photo 8 : des gants (source originale). _____	73
Photo 9 : Préparation de PMSG (source originale). _____	78
Photo 10 : L'échographe utilisé (source originale). _____	80

Liste des Schémas :

<i>Schéma 01 : Plan de démarche de l'étude</i>	66
<i>Schéma 02 : Protocole de synchronisation des chaleurs</i>	79
<i>Schéma 03 : Evaluation des paramètres de la reproduction de l'effectif ovin étudié</i>	83
<i>Schéma 04 : Evaluation des paramètres de la reproduction de l'effectif témoin</i>	84

Listes d'abréviations :

- ❖ **%** : pourcent
 - ❖ **ACTH** : Adrenocorticotropin Hormone
 - ❖ **ADN** : Acide désoxyribonucléique.
 - ❖ **ARN** : Acide ribonucléique
 - ❖ **CIDR** : control Internal Drug Release
 - ❖ **Cj** : corps jaune
 - ❖ **CL** : Corpus lutéal
 - ❖ **cm** : centimètre
 - ❖ **CMV** : complément minéral-vitaminé
 - ❖ **CRP** : protéine c-réactive.
 - ❖ **DSA** : direction des services agricoles
 - ❖ **E2** :œstradiol
 - ❖ **ECG** : équin chorionic gonadotrophine
 - ❖ **FGA** : acétate de fluorogestrol
 - ❖ **FSH** : Follicule Stimulating Hormone
 - ❖ **GH** : GrowthHormone
 - ❖ **GnRH** : Gonadotropin Releasing Hormone
 - ❖ **H** : heure.
 - ❖ **HP antérieur** : hypophyse antérieur
 - ❖ **HT** : hypothalamus
 - ❖ **IM** : Intra musculaire
 - ❖ **INRA** : Institut national de la recherche agronomique
 - ❖ **J** : jour
 - ❖ **JC** : jour court
 - ❖ **JL** : jour longe
 - ❖ **LH** : Luteinizing Hormone
 - ❖ **LTH** : luteotropic hormone
 - ❖ **MAP** : acétate de médroxyprogestérone
 - ❖ **Mg** : milligramme
-

Listes d'abréviations :

- ❖ **MGA** : acétate de mélangestrol
 - ❖ **MI** : millilitre
 - ❖ **OMI** : inhibiteur de la méiose
 - ❖ **ONAB** : L'Office national des aliments du bétail
 - ❖ **PGF2** : Prostaglandine F2
 - ❖ **PMSG** : prégnant Mare Sérum Gonadotrophine
 - ❖ **PRG** : progestérone
 - ❖ **PRL** : Prolactine
 - ❖ **TSH** : Thyroïde-Stimulating Hormone
 - ❖ **UI** : unité International.
-

Sommaire

Remerciement

Dédicace

Liste des tableaux

Liste des figures

Liste des photos

Liste des schémas

Liste des abréviations

Résumer

La partie bibliographique

Introduction

Chapitre I. L'élevage ovin en Algérie

I.1. Aperçu sur l'élevage ovin en Algérie	1
I.2. Importance de l'élevage ovin en Algérie	2
I.3. L'effectif du cheptel ovin en Algérie	3
I.4. Répartition géographique de l'élevage ovin.....	4
I.5. Les races ovines algériennes	5
I.5.1. Les principales races algériennes.....	5
I.5.1.1. La race arabe blanche (dite Ouled Djellal)	5
I.5.1.2. La race Rembi	7
I.5.1.2.3. La race Hamra ou Béni-Ighil.....	8
I.5.2. Les races secondaires	9
I.5.2.1. La race berbère	9
I.5.2.2. La race D'men.....	10
I.5.2.3. La race Barbarine	11

I.5.2.4. La race Sidahou	12
--------------------------------	----

Chapitre II. Rappels anatomophysiologiques sur la reproduction chez la brebis

II.1. Anatomie de l'appareil reproducteur de la brebis -----	15
II.1.1. Les gonades femelles « les ovaires »-----	16
II.1.1.1. Position des ovaires	16
II.1.1.2. Structure interne des ovaires	17
II.1.2. Oviducte ou «Trompe Utérine»-----	18
-Le pavillon (infundibulum) :	18
-L'isthme	18
II.1.3. Utérus-----	18
II.1.4. Col de l'utérus-----	19
II.1.5. Vagin -----	19
II.1.6. Vulve -----	20
II.1.7. Le clitoris-----	20
II.2. Physiologie de reproduction chez la brebis -----	20
II.2.1. Origine embryonnaire des appareils reproducteurs -----	20
II.2.2. La gamétogénèse -----	20
II.2.3. Différenciation de l'ovaire : -----	20
Figure 15 : Principe de la différenciation sexuelle (Sylvestre, 2000) -----	21
II.2.4. L'ovogenèse -----	21
II.2.4.1. Les étapes de l'ovogenèse	22
II.2.5. Folliculogénèse	24
II.3. La puberté -----	26
II.3.3. Déterminisme de la puberté (Photopériodisme)	27
II.4. Le cycle sexuel-----	27
II.4.1. Le cycle œstral	28
II.4.2. Le cycle ovarien	29

II.4.3. Facteurs affectant le comportement sexuel de la brebis	30
II.5. La fécondation	32
II.6. La gestation	33
II.7. Les hormones de reproduction	34
II.7.1. Les hormones hypothalamiques.....	35
II.7.2. Les hormones hypophysaires.....	36
II.7.3. Les hormones stéroïdiennes (ovariennes)	37
II.7.3.2. La progestérone :.....	38
II.7.4. Autres hormones	39

Chapitre III. Maitrise de la reproduction chez la brebis.

III.1. Les chaleurs	43
III.1.1. Signes de chaleurs.....	43
Figure 26 : Contact direct entre les deux partenaires (Ayme, 2015).-----	43
III.1.2. Méthodes de détection des chaleurs	44
III.1.2.1. La détection directe	44
III.1.2.2. La détection a l'aide des systèmes d'identification du comportement œstral.....	44
III.2. La synchronisation des chaleurs	46
III.2.1. Principe	47
III.2.2. Intérêts	47
III.2.3. Méthodes de synchronisation	47
III.2.3.1. Moyens zootechniques	47
III.2.3.1.3. Programme lumineux (photopériode)	51
III.2.3.2. Moyens hormonaux	53

La partie Expérimental

Chapitre I. Matériels et méthodes

I.1. Objectif	63
---------------------	-----------

I.2. Présentation de la région d'étude-----	63
I.3. Démarche de l'étude -----	65
-La collecte des informations à travers la Direction des Services Agricoles (DSA). -----	65
- Une visite à la grossisterie du matériel médical « EL HIDAB » pour prendre une idée générale sur le matériel utilisé. -----	65
I.4. Matériels -----	67
I.4.1. Les animaux-----	67
I.4.2. Alimentation et abreuvement -----	68
I.5. Méthodes de synchronisation des chaleurs chez la brebis -----	69
I.5.1. Matériel et produits -----	69
I.5.1. Les éponges vaginales	69
I.5.2. Applicateur.....	70
I.5.3. Désinfectant	70
I.5.4. PMSG	71
I.5.5. Marqueur d'identification	72
I.5.6. Les gants.	73
I.5.7. Protocole de synchronisation -----	73
I.5.7.1. Pose des éponges vaginales -----	73
I.5.7.2. Retrait des éponges vaginales-----	75
I.5.7.3. Injection de PMSG-----	77
I.6. La lutte -----	79
I.7. Le diagnostic de gestation-----	80
I.8. Détermination des paramètres de la reproduction -----	80

Chapitre II. Résultats et discussion

II.1. Evaluation des paramètres de la reproduction chez les ovins dans la région de M'sila --	83
II.1.1. Taux de synchronisation-----	86
II.1.2. Taux de gestation et de retour en chaleurs-----	86
II.1.3. Taux d'avortement -----	87
II.2. Calcul des paramètres de la reproduction des lots étudiés -----	88
II.2.1. La fertilité -----	89
II.2.2. La prolificité -----	92
II.2.3. La fécondité-----	93

Conclusion

Références bibliographique

Résumé

Ce travail a été réalisé sur des effectifs de brebis dans la région de M'sila durant la période qui s'étend du mois de décembre 2019 au mois de septembre 2020, notre étude a ciblé 525 brebis, dont 65 brebis représentent le lot témoin et 460 brebis sont traitées par des éponges vaginales imprégnées de progestérone (40 mg de flugestrone) associée à une injection intramusculaire de PMSG le jour de retrait des éponges.

Les résultats montrent que les paramètres de reproduction diffèrent entre les lots étudiés avec des taux de fertilité (84.13%) et de fécondité (95.87%) nettement supérieurs chez les brebis synchronisés par rapport aux brebis du lot témoin (fertilité de 66.15% et fécondité de 87.69%). A l'inverse, le taux de prolificité paraît très élevé (132.55%) chez le lot témoin en comparaison avec celui du lot synchronisé (113.95%).

D'après notre expérimentation, il semblerait que les traitements hormonaux ont des effets positifs sur les performances de reproduction.

Mots clés : brebis, Synchronisation, fertilité, prolificité, fécondité, M'sila.

Abstract

The current research work was carried out on numbers of ewes in the M'sila region during the period extending from December 2019 to September 2020. The study targeted 525 ewes. Sixty five (65) ewes represent the control group and 460 ewes are treated with vaginal sponges impregnated with progesterone (40 mg of flugestrone) associated with an intramuscular injection of PMSG on the day of removal of the sponges.

The results show that the reproduction parameters differ between the studied groups, with fertility (84.13%) and fertility (95.87%) rates markedly higher in the synchronized ewes compared to the ewes of the control group (fertility of 66.15% and fertility of 87.69%). Conversely, the prolificacy rate appears to be very high (132.55%) in the control lot compared to that of the synchronized lot (113).

According to the obtained results, it appears that hormonal treatments have positive effects on reproductive performance.

Keywords : ewes, synchronization, fertility, fecundity, M'sila

الملخص

تم تنفيذ هذا العمل على أعداد من الأغنام في منطقة مسيلة خلال الفترة الممتدة من ديسمبر 2019 إلى سبتمبر 2020 دراستنا استهدفت 525 من الأغنام منها 65 نعجة تمثل القطيع الشاهد و460 نعجة عولجت بواسطة الاسفنجة المهبلية المشبعة بالبروجيسترون (40 ملغ فلوجيسترون) متبوعة ب حقنة وريدية فوليقون في يوم اخراج الاسفنجة.

النتائج بينت أن المعاملات التكاثرية تختلف بين القطعان المدروسة حيث معدلات الخصوبة (84.13%) والالقاح (95.87%) أعلى بكثير في النعاج المتزامنة مقارنة مع النعاج الشاهدة (الخصوبة من 66.15% والالقاح من 87.69%). وعلى العكس من ذلك، يبدو معدل الإنتاج المرتفع جداً (132.55%) عند القطيع الشاهد مقارنة مع القطيع المتزامن (113.95%).

استنادا إلى تجربتنا، يبدو أن العلاجات الهرمونية لها آثار إيجابية على المعاملات التكاثرية.



Introduction

Introduction

بِسْمِ اللّٰهِ الرَّحْمٰنِ الرَّحِیْمِ

قال الله تعالى :

{وَإِنَّ لَكُمْ فِي الْأَنْعَامِ لَعِبْرَةً نُّسْقِيكُم مِّمَّا فِي بُطُونِهِ مِنْ بَيْنِ فَرْثٍ وَدَمٍ لَبَنًا خَالِصًا سَائِغًا
لِّلشَّارِبِينَ}

Introduction

Les ovins ont été parmi les premiers animaux à être domestiqué par l'homme, Ils ont joué un rôle central et culturel dans de nombreuses civilisations comme un animal de sacrifice notamment chez les musulmans lors de l'Aïd el-Kébir. L'ovin est une espèce domestiquée largement tributaire de l'homme pour sa santé et sa survie, il présente plusieurs caractéristiques faciles à apprivoiser (peu agressif, taille gérable, maturité sexuelle précoce, caractère sociable, taux de productivité élevée) (DDR, 2016).

Les ovins sont élevés dans le monde entier pour participer à l'économie agricole mondiale. D'ailleurs L'Algérie est considérée comme le plus grand pays consommateur de la viande ovine au Maghreb. En revanche, le cheptel ovin compte 33,4 millions têtes (FAOStat, 2016) leur répartition géographique concentré essentiellement au niveau de la steppe (70%).

Le mode d'élevage ovin pratiqué depuis très longtemps dans notre pays, est de type semi-extensif mais de manière traditionnelle, avec une productivité très limitée (DSA, 2019).

Parmi les fonctions essentielles qui assurent la pérennité du cheptel est la reproduction (Derivaux et Ectors, 1989). Dans ce contexte la, l'un des problèmes majeurs est la présence permanente des béliers avec les femelles, ce qui engendre des luttes anarchiques, avec des agnelages étalés tout au long de l'année. La plupart d'entre eux coïncident avec des périodes alimentaires difficiles et des conditions climatiques défavorables (Benyounes et al, 1996).

Alors et sans doute, la connaissance des caractéristiques de reproduction d'une race est la base essentielle pour l'amélioration de sa productivité (Land, 1977) sincèrement pour garder une productivité élevée, il s'agit de bien la maîtriser.

Devant ce constat, il devient impératif d'apporter des techniques d'élevage susceptibles pour l'amélioration de la productivité et des performances reproductives de notre cheptel ovin, telle que la synchronisation de chaleur à l'aide des traitements hormonaux qui assure le

Introduction

déclenchement de l'œstrus et l'ovulation ainsi que le regroupement des mises bas quelle que soit la saison et le stade physiologique (femelles cycliques ou non cycliques) (**Audrey, 2011**).

Cette étude a pour objectif d'évaluer l'effet des traitements hormonaux de la synchronisation de chaleur au moment d'œstrus par l'utilisation des éponges vaginales imprégnés de progestérone (**FGA 40 mg**) avec injection de PMSG sur les performances de reproduction chez les brebis dans la région de M'sila.

Après avoir rappelé dans la partie bibliographique un aperçu général sur l'élevage ovin dans l'Algérie, nous aborderons dans un deuxième chapitre les particularités anatomiques et physiologiques de l'appareil reproducteur de la brebis en se basant essentiellement sur le phénomène d'expression de l'œstrus chez la brebis, les facteurs qui l'influencent et les moyennes de détection. Dans la partie pratique, nous présenterons la zone où notre étude aura lieu ; le matériel et les produits utilisés dans le protocole de synchronisation de chaleur, les résultats obtenus seront interprétés et discutés.





I.1. Aperçu sur l'élevage ovin en Algérie

En Algérie, l'élevage ovin compte parmi les activités agricoles les plus traditionnelles et occupe une place très importante dans le domaine de la production animale, et constitue le premier fournisseur de viande rouge du pays. Cependant, la productivité varie considérablement d'une région à l'autre en fonction des races, des systèmes d'élevage, des modalités de conduite des troupeaux et de l'environnement physique et socio-économique (**Titaouine, 2014**).

L'élevage ovin représente la spéculation agricole la plus importante. Le secteur de la production animale, fournie près de 5 billions de dollars. L'élevage des petits ruminants, contribue avec 52% et représente 35% de la production agricole totale (**Benaïssa, 2001 cité par Deghnouche, 2011**).

Il occupe ainsi une place importante sur le plan économique et social. Sa contribution à l'économie nationale est importante dans la mesure où il représente un capital de plus d'un milliard de dinars. C'est une source de revenu pour de nombreuses familles à l'échelle de plus de la moitié du pays (**Deghnouche, 2010**).

Les troupeaux ovins sont répartis dans la partie nord du pays, avec toutefois une plus forte concentration dans la steppe et les hautes plaines semi arides céréalières (80% de l'effectif total) ; il existe aussi des populations au Sahara, exploitant les ressources des oasis et des parcours désertiques (**Titaouine, 2014**).

En effet, en Algérie pour l'espèce ovine, le type d'élevage majoritaire reste l'élevage extensif et sa localisation géographique en zone steppique, constituent des facteurs favorisant les difficultés de non gestion notamment de la reproduction (**Djaout et al, 2017**).

La reproduction naturelle, non contrôlée que ce soit pour la charge bélier/nombre de brebis, la sélection, l'âge de mise à la reproduction ou même l'âge à la réforme. Les mauvaises pratiques d'élevage conséquentes au faible niveau de technicité des Éleveurs (**Titaouine, 2014**).

La meilleure approche scientifique et rationnelle de la manipulation de la reproduction chez la brebis est basée sur les connaissances profondes des variations saisonnières de l'activité ovarienne et les mécanismes hormonaux impliquées afin de pouvoir maîtriser les techniques hormonales appliquées pour chaque race ovine (**Colas et Guerin, 1986**).

Chez les ovins, plusieurs facteurs sont impliqués dans l'induction de la stimulation ou de l'inhibition saisonnière de la reproduction ; les variations annuelles de la durée du jour, et de la température sont, sous les latitudes européennes, les principaux repères perçus soit directement par l'animal soit indirectement par l'intermédiaire des variations saisonnières quantitatives et qualitatives des disponibilités alimentaires (**Boutonnet, 1989**).

I.2. Importance de l'élevage ovin en Algérie

L'ovin constitue une source alimentaire forte intéressante par son apport en protéines nobles. Son élevage, absorbe un taux de chômage important et crée une source de revenu pour de nombreuses familles Algériennes. Les ovins sont répartis sur tout le pays, avec une forte concentration dans la steppe et les hauts plateaux semi-arides à vocation céréalière. Il existe, au sein de l'espèce ovine, une biodiversité importante. Cette dernière est constituée de plusieurs races, toutes distinctes les unes des autres, tant du point de vue phénotype que du point de vue des performances zootechniques (**Chellig, 1992**).

En Algérie les ovins sont essentiellement composés de races locales qui sont exploitées pour la viande et secondairement pour le lait et la laine dans des conditions arides et semi-arides, auxquelles elles s'adaptent de façon remarquable (**Benyoucef et al, 2000**). Donc l'élevage ovin est une activité économique (liée à l'exploitation des ressources pastorales) qui continue à jouer un rôle vital dans l'agriculture et l'économie de notre pays, elle représente une part substantielle dans le produit intérieur brut (**Kanoun et al, 2007**).

Il occupe une place importante sur le plan économique et social, sa contribution à l'économie nationale est importante dans la mesure où il représente un capitale de plus d'un milliard de dinars, c'est une source de revenu pour de nombreuses familles à l'échelle de plus de la moitié du pays (**Mohammedi, 2006 cité par Deghnouche, 2011**).

Avec quelque 26 millions de têtes dont est composé le cheptel ovin, l'Algérie est classé au 5ème rang mondial en matière de production de la viande, derrière la Chine 24 %, l'Australie 8%, la Nouvelle Zélande 5 %, et le Soudan 4% (**MADR, 2016**).

Par conséquent le mouton est le seul animal de haute valeur économique à pouvoir tirer profit des espaces de 40 millions d'hectares de pâturage des régions arides constituées par la steppe qui couvre 12 millions d'hectares. Ainsi, de par son importance, il joue un rôle prépondérant dans l'économie et participe activement à la production des viandes rouges (**Harkat et Lafri, 2007**).

I.3. L'effectif du cheptel ovin en Algérie

La filière élevage observe un rythme singulier de croissance depuis quelques années. En 2014, le cheptel national, tous types de ruminants confondus, dépasse le cap des 34 millions têtes, selon les statistiques des services spécialisés du ministère de l'Agriculture et du développement rural.

Par type de cheptel, il est fait état de 26,88 millions têtes d'ovins, 4,9 millions têtes de caprins, 1,9 million têtes bovines ainsi que plus de 344 000 têtes camelines. L'élevage ovin représente ainsi près de 80% de l'effectif total du cheptel national. Aux termes de ce nouveau recensement, l'on relèvera une extension exceptionnelle de ce dernier, en l'occurrence le cheptel ovin, qui passe ainsi de 21 millions à plus de 26 millions têtes entre 2010 et 2014, soit une croissance qui avoisinerait 25% (Allal, 2015).

Il est difficile de connaître avec précision l'effectif exact du cheptel ovin national, le système de son exploitation principalement nomade et traditionnel ne le permet pas (Khiati, 2013). Selon les statistiques du Ministère de l'Agriculture l'effectif ovin a été estimé à environ 28 millions de têtes en 2015 (MADR, 2016).

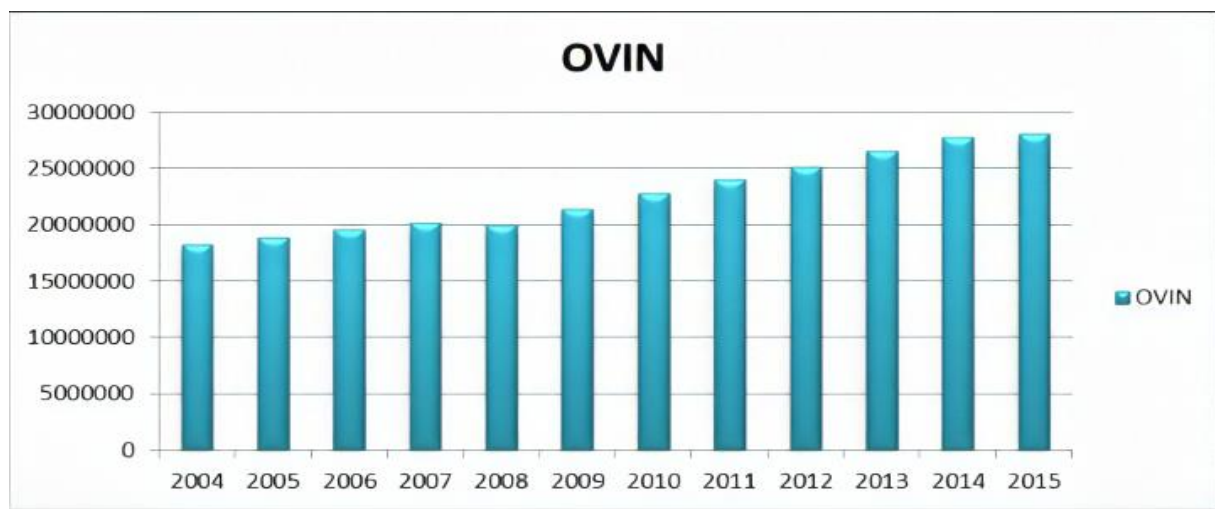


Figure 01 : Evolution de l'effectif du cheptel ovin en Algérie (MADR, 2016).

L'évolution globale des effectifs du cheptel ovin a été marquée sensiblement depuis un demi-siècle, par désordre qui relève de certains facteurs inhérents au développement la progression et intensification de la céréaliculture vers la steppe et avec un système pastoral implanté dans des zones arides, ou semi arides qu'est caractéristique de la société nomade pratiquant des mouvements de transhumance avec une utilisation extensive des parcours sur de longues distances, et un usage de terres dans l'accès est plus au moins réglementée Collectif. Ainsi

l'alimentation des ovins est largement basée sauf la valorisation des unités fourragères gratuites (**Rondia, 2006 cité par Khiati, 2013**).

I.4. Répartition géographique de l'élevage ovin

En Algérie, les ovins sont répartis sur toute la partie nord du pays, avec toutefois une plus forte concentration dans les hautes plaines céréalières et les parcours steppiques. Au niveau de ces derniers on trouve deux tiers (plus de 60 %) de l'effectif total (**Cuillermou, 1990 ; Aidoud, 2006 cité par Saidi-Mahtar et al, 2009**), c'est le domaine de prédilection de l'élevage ovin et caprin.

Selon les différentes régions nationales, la répartition géographique du cheptel ovin est très déséquilibrée. Elle est majoritairement localisée dans toute la partie nord du pays et principalement sur les parcours steppiques et les hautes plaines semi arides céréalières comme Djelfa et Souk Ahrasse. Ces régions présentent la densité la plus élevée et le domaine de prédilection de l'élevage ovin et caprin avec 80% des effectifs (**Kerboua et al, 2003**).

Qui y vivent entraînant une surexploitation de ces pâturages. Les régions telliennes montrent une faible concentration des ovins La minorité de l'effectif se trouve dans les régions sahariennes exploitant les ressources des oasis et des parcours désertiques (**Statistiques agricoles, 1998**).

Malheureusement, depuis quelques temps et surtout après la généralisation de la mécanisation dans l'agriculture, la population ovine a connu de grands changements au niveau des effectifs des races et de leur berceau ; un phénomène dangereux menace la diversité génétique de notre cheptel ovin par l'assimilation et le remplacement de certaines races par d'autres, ce qui va sans doute diminuer la variabilité génétique du cheptel et donc diminuer sa capacité à répondre à un programme de conservation ou amélioration future.

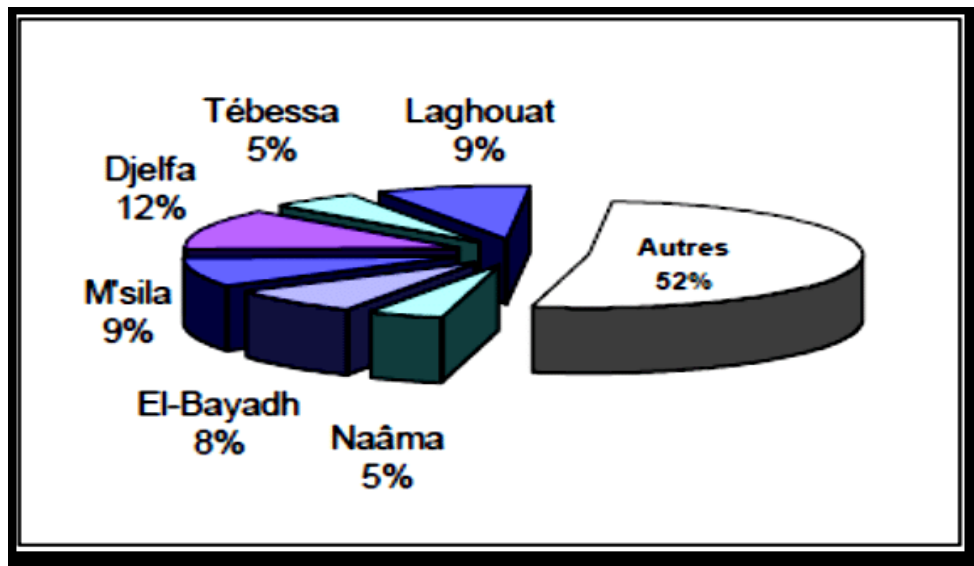


Figure 02 : Répartition du cheptel ovin par wilaya (Statistiques agricoles, 1998).

I.5. Les races ovines algériennes

L'élevage ovin 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 huit races caractérisées par une rusticité remarquable, adaptée à leurs milieux respectifs (Moula, 2018).

Actuellement, ce cheptel est constitué d'au moins 9 «races» (Ouled Djellal, Rembi, Hamra, Berbère, Barbarine, D'men, Sidaou, Tâadmit, Tazegzawt) présentant diverses caractéristiques de résistance, de prolificité, de productivité de viande, de lait et de laine ainsi qu'une bonne adaptabilité en milieu aride ; steppique et saharien (Djaout et al, 2017).

Il existe en Algérie deux types de races ; principales et secondaires. Les principales races sont représentées par Ouled-Djellal, Béni-Iguil et Rumbi. Les races secondaires sont représentées par D'men, Berbère à laine zoulai, Barbarine et Targui-Sidaou (Chellig, 1992).

I.5.1. Les principales races algériennes

I.5.1. La race arabe blanche (dite Ouled Djellal)

C'est la plus importante et la plus intéressante des races ovines algériennes. Elle est connue sous le nom de la race arabe blanche.

C'est un véritable mouton de la steppe est le plus adapté au nomadisme avec une aptitude avérée aux régions arides. Son Effectif représente 63 % de l'effectif ovin couvrant 60 % de territoire Pastoral algérien (Aissaoui et al, 2004).

Historiquement, elle aurait été introduite par les Ben-Hillal venus en Algérie au XI^{ème} siècle du Hedjaz (Arabie) en passant par la haute Egypte sous le Khalifa des Fatimides (**Chekkal, 2015**).

Elle se caractérise par une laine entièrement blanche, de taille haute à pattes longues et craint cependant les grands froids. C'est une excellente race à viande. Le bélier peut peser de 70 à 80 kg et la brebis peut aller de 49 à 60 kg (**Feliachi, 2003**).

Ouled Djellal c'est une race présente des qualités exceptionnelles pour la production de viande et de laine. Les performances reproductives de cette race sont comme suites :

- Un taux de fécondité : 93 %.
- Un taux de prolificité : 110%.
- Un saisonnalité d'œstrus : deux saison par ans avril –juillet et octobre-novembre (**Dkhili et Agoune, 2007**).

Cette race se subdivise en trois variétés :

*Ouled Djellal proprement dite qui peuple les Ziban, Biskra et Touggourt. C'est la variété la plus adaptée à la marche, elle est communément appelée la "transhumante".

*Ouled Nail qui peuple le Honda, Sidi Aissa, M'sila, Biskra et Sétif. C'est le type le plus Lourd, elle est communément appelée "Hodnia" ;

*Chellala qui peuple la région de Laghouat, Chellala et Djelfa. C'est la variété la plus petite et la plus légère (**Lafri, 2011**).



Figure 03 : Brebis de la race Ouled Djellal (Chekkal, 2015).



Figure 04 : Bélier de la race Ouled Djellal (Kebbab, 2014).

I.5.1.2. La race Rembi

Rembi c'est une race parmi les principales races ovines algériennes, Cette race serait issue d'un croisement entre la race Ouled Djellal et le mouflon du Djebel Amour.

Le berceau de la race Rembi s'étend de l'Oued Touil à l'est au Chott Chergui à l'ouest et de Tiaret au Nord à Aflou et El-bayadh au sud (Chellig, 1992). Elle est occupée la zone intermédiaire entre la race Ouled Djellal à l'Est et la race Hamra à l'Ouest. Elle est limitée à son aire d'extension puisqu'on ne la rencontre nulle part ailleurs. L'effectif total est d'environ 2.000.000 de têtes soit 11,1 % du total ovin (Feliachi, 2003).

Le mouton Rembi présente pratiquement les mêmes caractéristiques morphologiques que la race Ouled Djellal, sauf qu'il a une ligne dorsale un peu plus incurvée et les membres ainsi que

la tête de couleur fauve ou légèrement grisâtre avec des oreilles moyennes et pendantes. La laine est blanche et couvre tout le corps jusqu'aux genoux et aux jarrets. Les béliers présentent des cornes volumineuses et spiralées, et les brebis peuvent présenter des cornes inclinées vers l'arrière (Djaout et al, 2017).

La productivité numérique et pondérale est la plus élevée comparativement aux races de la steppe (Feliachi, 2003). Les performances reproductives sont :

Fécondité : 95%.

Prolificité : 110 %.



Figure 05 : bélier de la race Rembi. **Figure 06** : brebis de la race Rembi (Chekkal, 2015).

I.5.1.2.3. La race Hamra ou Béni-Ighil

Elle est dite béni-ighil au Maroc (haut atlas marocain) mais en Algérie cette race est connue sous le nom « Deghma » à cause de sa couleur acajou brunâtre ou rouge foncé. La race Hamra est une race berbère, originaire des hautes plaines de l'ouest (Saida, Méchria, Ain-Sefra et El-Aricha de la wilaya de Tlemcen) (Chekkal, 2015).

Son aire géographique est comprise entre la chotte Ech-cherghi de l'Est à la frontière de Maroc de l'ouest. Cette race est bien adaptée aux plateaux steppiques, souvent très froids ou excessivement chauds, elle est résistante mais exigeante en qualité de pâturages. L'effectif de cette race ne cesse de régresser. En effet, celui-ci qui était évalué à plus de 2.500.000 têtes dans les années 80, n'est actuellement que d'environ 55.800 têtes (Feliachi, 2003).

La race Hamra est de taille moyenne (65-70 cm au garrot), sa tête et ses pattes sont marron foncé, sa langue est d'un bleu noirâtre, sa laine est blanche, ses cornes un peu petites et spiralées (souvent absentes chez la femelle), et sa queue est fine et de longueur moyenne (Meradi et al, 2012).

Les races ovines locales sont exploitées selon des systèmes de production viande laine et lait leur niveau de productivité varie selon l'année (**Feliachi, 2003**).

Les paramètres de reproduction observés dans cette race sont (**Chellig, 1992**) :

-Prolificité : 110-120%

-Fécondité : 90 %



Figure 07: La race Hamra (**El fadili, 2018**).

I.5.2. Les races secondaires

I.5.2.1. La race berbère

C'est la plus ancienne des «races» algériennes, dit "Berbère à laine azoulaï" (**Djaout et al, 2017**). C'est une race des montagnes du Tell (Atlas-Tellien d'Afrique de Nord). Elle est nommée "A'arbia" par les éleveurs parce qu'ils croient qu'elle est la plus ancienne des «races» algérienne et originaire de cette région. Avec un effectif de 4.50.000 têtes, cette race, en raison particulièrement de ses faibles performances, tend à être croisée ou remplacée par la Ouled Djellal (**Feliachi, 2003**).

La race berbère se localise dans les montagnes de Bouhadjar et de Souk Ahras, dans la région d'ElTarf, Annaba et au niveau des frontières Algéro-Tunisiennes et à Tlemcen. La race berbère c'est une race autochtone, de petite taille à laine mécheuse blanc brillant. Robuste, de couleur généralement blanche, marron, peut être noir ou un mélange de couleur marron et blanc ou noir et blanc. La tête est courte, les oreilles moyennes, fines et horizontales. La laine est longue et blanche (**Djaout et al, 2017**).

C'est une race très rustique, résistant au froid et à l'humidité, le caractère pastoral très extensif de cet élevage en montagnes explique les productivités numériques et pondérales inférieures à celles des races élevées en systèmes agricoles (**Chellig, 1992**).

Les performances de cette race sont :

-Prolificité : 110%.

-Fécondité des brebis âgées : 90%.



Figure 08 : Bélier de la race berbère.

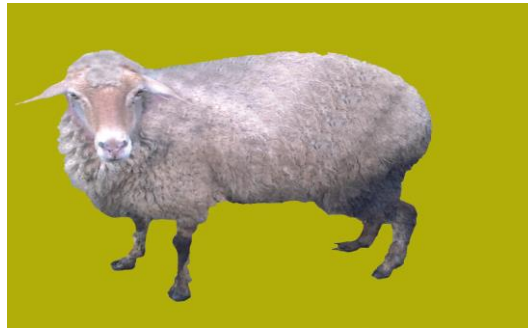


Figure 09 : Brebis de la race berbère (**Chekkal, 2015**).

I.5.2.2. La race D'men

C'est une race saharienne des oasis du Sud-Ouest algérien (Erg. Occidental et Vallée de l'Oued Saoura) et du Sud marocain (**Chellig, 1992**). Le berceau de cette races 'étend du Sud-Ouest algérien (Béchar, Tindouf, Adrar) jusqu'à Ouargla essentiellement les oasis d'Errachidia et Ouarzazate au Maroc, même à Tozeur et Kebili (Sud Tunisien).la race d'men représente 0.5% du cheptel national soit environ 34.200 têtes (**Feliachi, 2003**).

L'animal D'man est de petite taille et d'un squelette fin ; à tête fine, étroite, à profil busqué, l'absence des cornes chez les deux sexes, un cou long et mince où l'absence dépende loques, la présence d'une tâche blanche sur le front des animaux avec et la queue longue à bout blanc (**Djaout et al, 2017**).

La productivité pondérale de cette race est supérieure de 70% environ à celle des autres races. Elle pourrait présenter énormément d'intérêt zootechnique et économique à l'avenir grâce à ses performances de reproduction exceptionnelles.

- 1er agnelage à 10-12 mois

- prolificité de 150 à 250%

- absence d'anoestrus saisonnier ou de lactation

- deux agnelages annuels, très fréquemment gémellaires (**Feliachi, 2003**).



Figure 10 : La race D'men (**Belaid, 2017**).

I.5.2.3. La race Barbarine

Appelée race d'Oued Souf (nommée "Guebliya"), Cette race se ressemble à la race Barbarine tunisienne et se propage à travers l'Est du pays, de l'oasis de l'Oued Souf à la frontière de la Tunisie. L'effectif total est d'environ 48.600 têtes. Ce faible effectif peut être expliqué par la rareté et la pauvreté des pâturages dans sa région d'élevage (**Feliachi, 2003**).

C'est un mouton de bonne conformation. La couleur de la laine est blanche avec une tête et des pattes qui peuvent être brunes ou noires La toison couvre tout le corps sauf la tête et les pattes, les cornes sont développées chez le mâle et absentes chez la femelle, les oreilles sont moyennes et pendantes, le profil est busqué (**Chellig, 1992**).

Cette race possède de très bonnes qualités de prolificité et de rusticité. Même en période de forte chaleur dans les Oasis ou dans l'erg, les productivités numérique et pondérale sont supérieures à celles de d'Ouled Djellal avec lequel il est fréquemment métissé (**Feliachi, 2003**).



Figure 11 : Bélière de la race Barbarine (Kechar, 2016).

I.5.2.4. La race Sidaou

Cette race s'appelle aussi Targuia parce qu'elle est élevée par les Touaregs qui vivent au Sahara entre le Fezzan en Lybie-Niger et le sud algérien au Hoggar-Tassili (Djaout et al, 2017). C'est une race originaire du Mali, mais Il semble que l'origine de la race Targuia soit le Soudan (le Sahel) (Chellig, 1992). Elle représente moins de 0,13 % du cheptel ovin national soit environ 23.400 têtes (Feliachi, 2003).

La race Sidaou est une race très rustique, bien adapté à la "transhumance" (longues distances) et aux conditions climatiques difficiles (Lahlou-Kassi et al, 1989).

C'est la seule race algérienne dépourvue de laine mais à corps couvert de poils, ressemblant à une chèvre, la queue étant longue et fine. Sa conformation est mauvaise. La couleur des poils est noire ou paillée, sa poitrine est étroite et les pattes sont longues et hautes aptes à la marche sur de longue distance (Chellig, 1992).



Figure 12 : Bélier de la race Sidahou (Chekkal, 2015).



II.1. Anatomie de l'appareil reproducteur de la brebis

L'appareil génital femelle est d'origine Mésoblastique ; Pendant la vie embryonnaire et foetale, l'appareil génital femelle se développe les caractères sexuels primaires : les gonades (ovaires), les conduits génitaux et organes génitaux externes. Les premières ébauches de l'appareil urinaire et génital sont en contact étroit (**Seracta, 2003**).

L'appareil génital passe par un stade indifférencié pendant lequel se mettent en place des éléments indifférenciés : crête génitale, gonades, canaux de Wolff et de Müller et ébauches des organes génitaux externes. L'épithélium germinal fournit des cellules qui restent incluses dans la profondeur de l'ébauche gonadique ; ces éléments vont se diviser pour donner plus tard les follicules primordiaux (**Vaissaire, 1977 ; Kolb, 1975**).

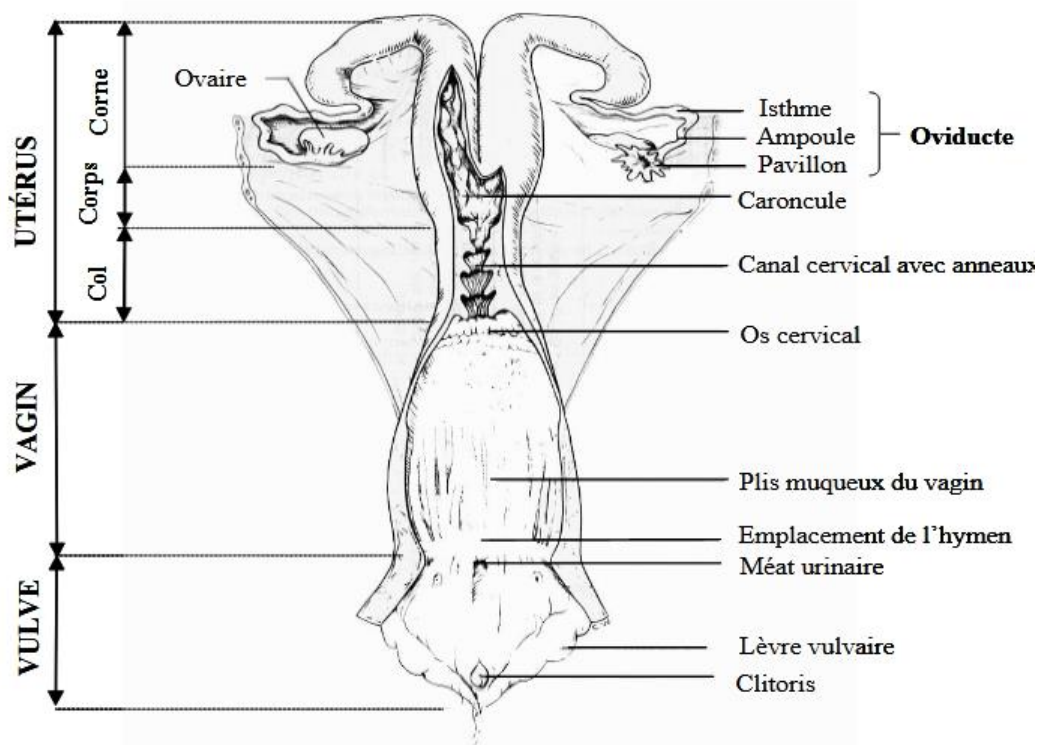


Figure 13 : Système reproducteur de la brebis (**Bonnes et al, 1988**).

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 (**Barone, 2010**).

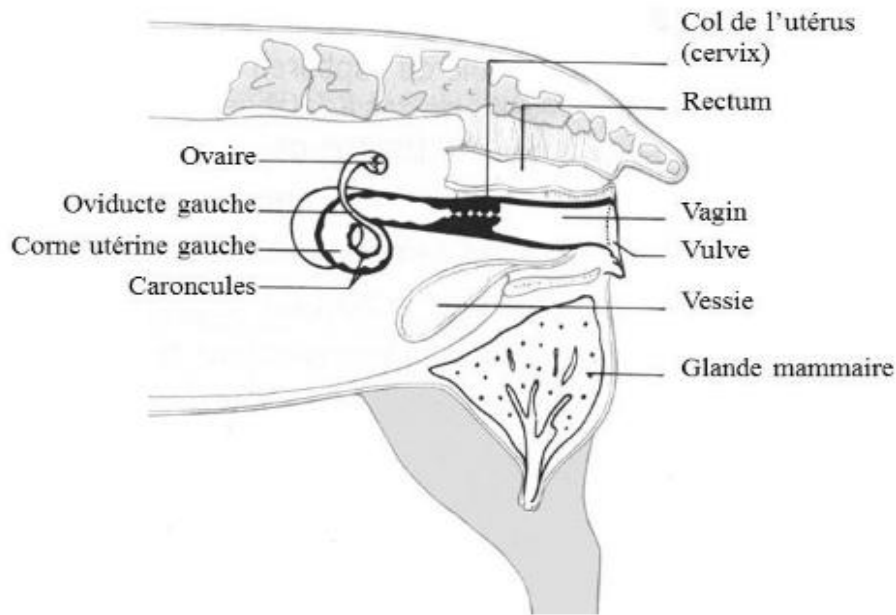


Figure 14: Localisation du tractus reproducteur de la brebis(Bonnes et al, 1988).

II.1.1. Les gonades femelles « les ovaires »

II.1.1.1. Position des ovaires

Les ovaires se situent dans la cavité abdominale, plus ou moins en arrière : chez la jument à l'arrière immédiat des reins, chez les ruminants et la truie, près de l'entrée du bassin. De forme ellipsoïde ou ovoïde, ils sont toujours plus petits moins lourds que les testicules. Chaque ovaire forme appendice sur le ligament large qui à son niveau, se dédouble pour former une bourse ovarique plus ou moins profonde (Leborgne et al.2014).

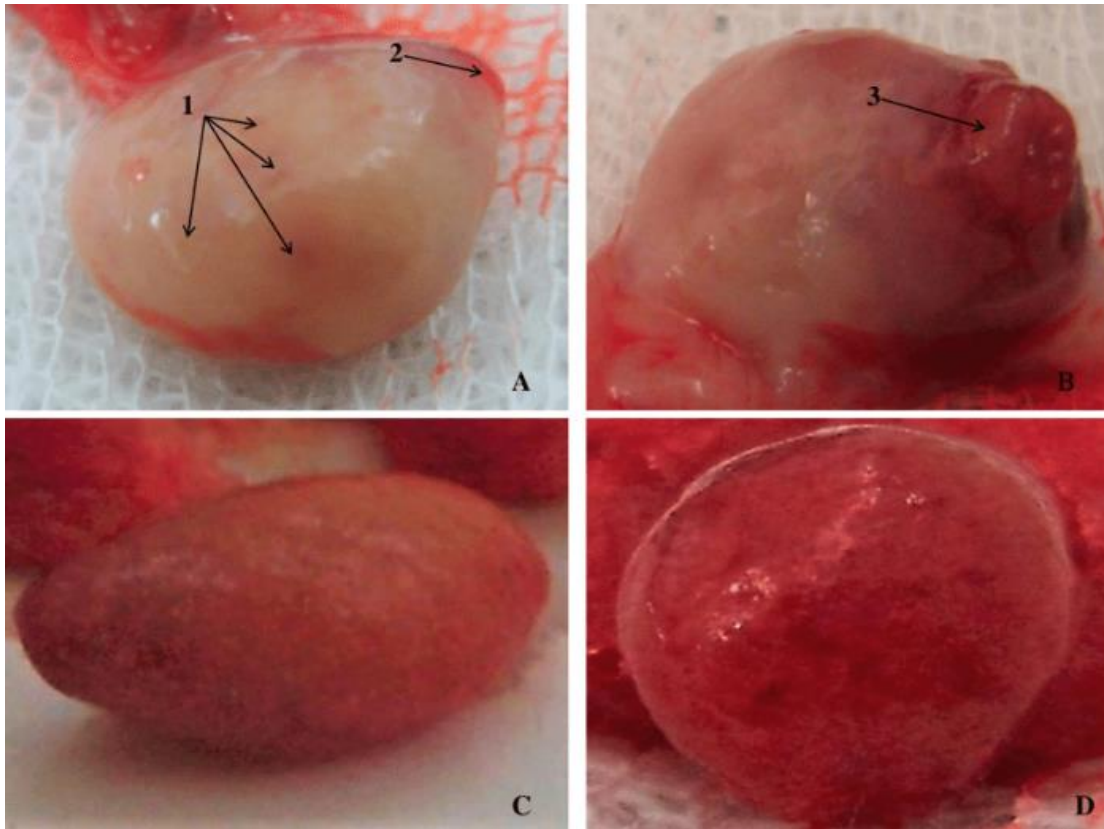


Figure15 :(A et B) aspect des ovaires de brebis fertile et stérile.

(C et D) ovaire avec follicules et corps jaune en régression (**Elloumi, 2017**).

II.1.1.2. Structure interne des ovaires : les ovaires sont des petits organes en forme d'amande (2cm de longueur x 1cm d'épaisseur) aplatis et suspendus dans la cavité abdominale par des ligaments (**Zebiri, 2007**), de couleur blanc-rosé ou grisâtre et de consistance ferme, un peu élastique (**Barone, 1978**). Le poids des ovaires varie en fonction de l'activité ovarienne. Chaque femelle possède deux ovaires qui ont pour fonctions de produire les 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. Sur chaque ovaire on distingue des bosselures plus ou moins apparentes qui sont des follicules à différents stades d'évolution.

L'activité des ovaires est commandée par les sécrétions gonadotropes de l'hypophyse. L'ovaire produit les ovules, qui passent, via le pavillon, dans l'oviducte. Après l'ovulation, certaines structures ovariennes sécrètent des hormones qui vont préparer l'utérus pour la gestation (**Barone, 2010**).

Partie bibliographique Chapitre II. Rappels anatomophysiologiques sur la reproduction chez la brebis

II.1.2. Oviducte ou «Trompe Utérine»

Il constitue la partie initiale des voies génitales femelles (**Barone, 1978**). Les oviductes sont de petits tubules pairs d'une longueur de 10 à 20 cm, prolongeant les cornes utérines. Et il est constitué, dans l'ordre, du pavillon (infundibulum) qui capture l'ovule pondu par l'ovaire lors de l'ovulation, de l'ampoule et de l'isthme qui est relié à la corne utérine (**Castonguay, 2000**).

-Le pavillon (infundibulum) : Il est en forme d'entonnoir et il a une surface d'environ 6 à 10 centimètres carrés chez la brebis. L'ouverture du pavillon est rattachée en un seul point central à l'ovaire (**Zebiri, 2007**).

-L'ampoule : C'est la partie la plus longue et la plus large de l'oviducte où les œufs sont conservés plusieurs jours après l'ovulation (**Zebiri, 2007**).

Sa cavité est relativement large et ses parois minces et molles (**Barone, 1978**). La fécondation se produit dans cet endroit.

-L'isthme : Il forme la partie la plus courte et la plus étroite de l'oviducte (**Zebiri, 2007**).

Les plis longitudinaux de la muqueuse y sont moins élevés et sa paroi est plus épaisse et plus rigide. La jonction utéro-tubaire constituée par des plis et des muscles circulaires ne peut être franchie que par des spermatozoïdes vivants (**Barone, 1978 ; Baril et al, 1998**).

II.1.3. Utérus

L'utérus constitue l'organe de la gestation et son rôle est d'assurer le développement du fœtus par ses fonctions nutritionnelles et protectrices. La première partie de l'utérus se nomme le corps et a une longueur d'à peine 1 à 2 cm. L'utérus se divise ensuite en deux parties pour former les cornes utérines d'une longueur de 10 à 15 cm ; ils sont côte à côte sur une bonne partie de leur longueur et leur partie libre, dirigée latéralement, s'atténue en circonvolution. D'une largeur d'environ 10 mm, elles s'effilent vers l'oviducte où leur diamètre n'est plus que de 3 mm; La paroi interne de l'utérus est constituée d'une muqueuse dans laquelle on retrouve une multitude de vaisseaux sanguins, l'endomètre et le myomètre. L'endomètre joue un rôle primordial dans la survie et le développement du fœtus pendant la gestation. Les contractions du myomètre sont impliquées dans le transport des spermatozoïdes vers l'oviducte et dans l'expulsion du ou des fœtus au moment de l'agnelage.

Partie bibliographique Chapitre II. Rappels anatomophysiologiques sur la reproduction chez la brebis

La surface interne de l'utérus présente 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 (**Barone, 2010**).



Figure 16 : Col de l'utérus ou cervix (**Buckrell, 1990**).

II.1.4. Col de l'utérus

C'est une partie très importante qui sépare, en permanence, la cavité utérine de la cavité vaginale. Sa muqueuse est mince. L'épithélium est colonnaire, avec seulement un petit nombre de cellules et de mucocytes. Le chorion est dense moins riche en cellules que celle de l'endomètre (**Barone, 1978**). Le tissu musculaire comprenant des muscles lisses et des fibres de collagène. Les anneaux cervicaux consistent en une série de crêtes dures ou de plis annulaires (**Barone, 1978 ; Zebiri, 2007**).

II.1.5. Vagin

C'est l'endroit où la semence est déposée lors du coït (**Barone, 1978**). Un organe impair et médian cylindroïde musculo-membraneux s'étendant du col de l'utérus à la vulve ou sinus urogénital (**Vaissaire, 1974**) dans une longueur de 10 à 12 centimètres. Le vagin est très irrigué et sensible (**Zebiri, 2007**).

Son apparence intérieure change en fonction du stade du cycle sexuel. Lors qu'une brebis est en chaleur, le vagin contient un fluide plus au 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 couleur pâle ne sont probablement pas en chaleur. Ce phénomène peut facilement être observé lors des inséminations. Chez l'agnelle, une mince

Partie bibliographique Chapitre II. Rappels anatomophysiologiques sur la reproduction chez la brebis

membrane obstrue partiellement le vagin, l'hymen, qui est perforé lors du premier accouplement (**Baril et al, 1998**).

II.1.6. Vulve

C'est la partie commune de l'appareil urinaire et génitale. Elle est formée de vestibule vaginal et l'orifice vulvaire délimitée par les lèvres ; la longueur du vestibule est d'environ le quart de celle du vagin. La longueur du tractus génital de l'extrémité postérieure du cervix au pavillon est de 38cm (**Leborgne et al, 2014**).

II.1.7. Le clitoris

Le clitoris de la brebis est un organe sensible et érectile, ses racines sont deux corps clairs, aplatis et minces longs de 2,5cm, arrondi assez mince à son origine et légèrement fluctueux. On note aussi l'existence de glandes de Bartholin ont la sécrétion lubrifiante facilite l'accouplement (**Austin et al, 1984**).

II.2. Physiologie de reproduction chez la brebis

II.2.1. Origine embryonnaire des appareils reproducteurs

Malgré leurs fonctions très différents les appareils urinaire et génital contractent des rapports très étroits ou cours de leur développement embryonnaire quel que soit le sexe génétique de l'embryon il se différencier un appareil urogénital qui présente la même disposition chez le mâle et la femelle. Dans les deux cas une partie de l'appareil urinaire de l'embryon perdre sa fonction excrétrice pour s'intégrer dans l'appareil génital (**Leborgne et al, 2014**).

II.2.2. La gamétogénèse

La première ébauche de gonade résulte de la multiplication des petites cellules épithéliales au bord médian de chaque rein secondaire. Ce ronflement à la crête génitale et colonisé par des gonocytes primordiaux jusqu'à la localiser dans la paroi de la vésicule vitelline. L'épithélium prolifère en profondeur pour former les cordons emprisonnant les gonocytes primordiaux. Ceci explique par la suite, on retrouve dans les testicules ou les ovaires des cellules germinales (gonocytes) entouré de cellules de stroma (**Leborgne et al, 2014**).

II.2.3. Différenciation de l'ovaire : chez la femelle ; les ovaires sont le lieu de maturation des follicules et évolution des corps jaune les voies génitales interviennent aussi bien sûr le dépôt de la semence que sur le déroulement de la gestation et sur les suites de la mise-bas. Leurs structures influenceront les interventions humaines comme l'insémination (**Leborgne et al, 2014**).

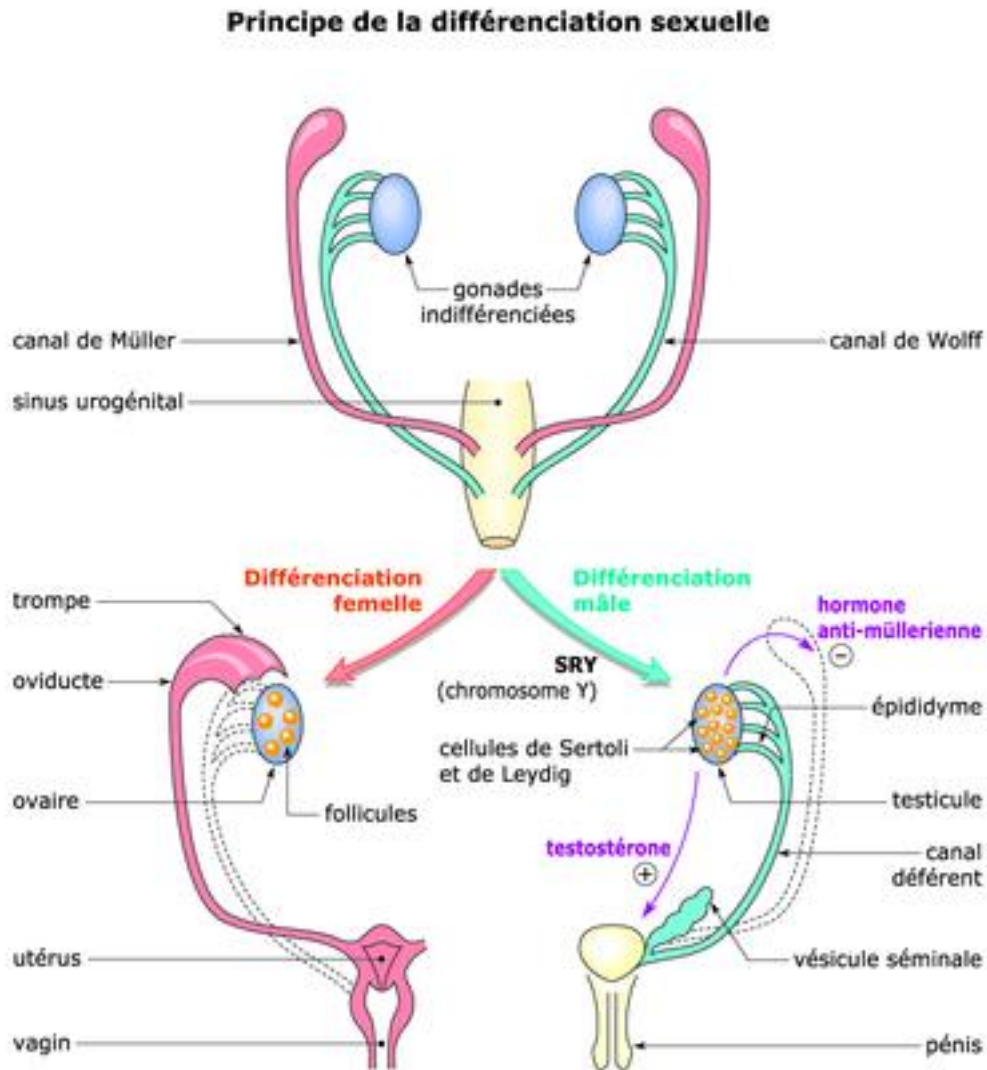


Figure 17 : Principe de la différenciation sexuelle (Sylvestre, 2000)

II.2.4. L'ovogenèse

Chez la femelle des mammifères, la production de gamètes est le résultat de 2 phénomènes : ovogenèse et folliculogenèse. Est un processus discontinu, il débute au cours de la vie fœtale et se termine à la ménopause. C'est l'ensemble des changements qui aide à la transformation de la cellule germinale initiale (ovogonie), diploïde ($2n$ chromosomes), en une cellule fécondable dite ovocyte, (ovocyte secondaire ou ovule), haploïde (n chromosomes) (zebiri, 2007).

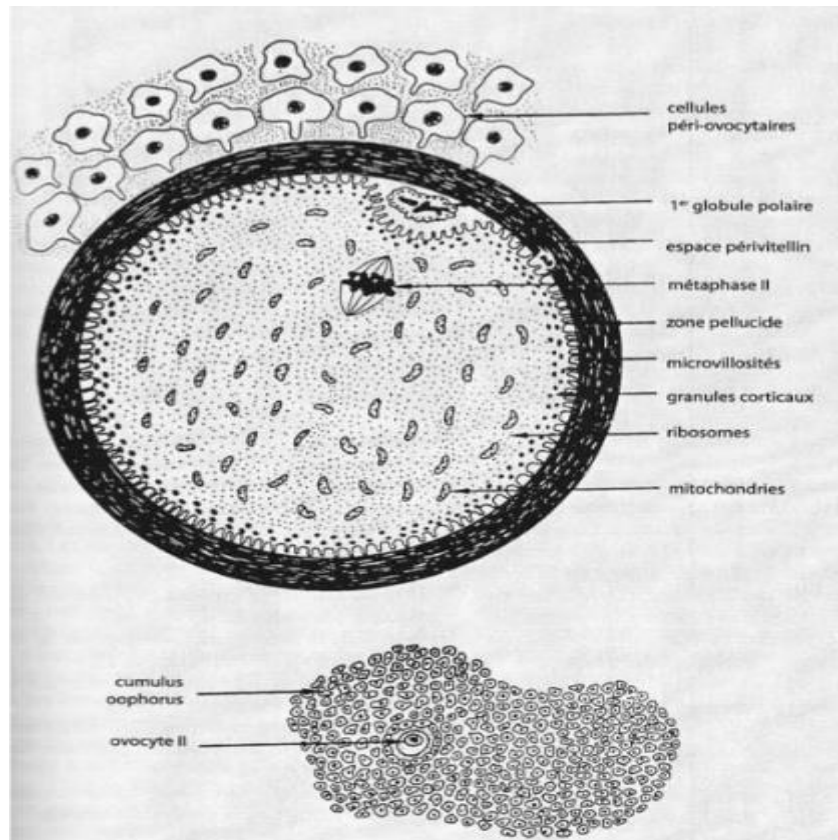


Figure 18 : l'ovocyte (Lobé, 2011).

II.2.4.1. Les étapes de l'ovogenèse

L'ovogenèse est le processus de la formation, de la croissance et de la maturation du gamète femelle qui prennent le nom de gonies (oogonies) au cours de la vie fœtale, dès leur entrée dans les crêtes génitales (zebiri, 2007). L'ovogenèse comporte trois(03) phases :

***Phase de multiplication** : débute pendant la vie fœtal et se termine avant ou peu après la naissance (Gayrard, 2007).

Elle intéresse les ovogonies qui sont dispersées parmi les cellules du stroma de l'ovaire, dans la partie interne de la zone corticale. Ce sont des cellules pauvres en organites, de petite taille (15 pm) de forme sphérique (Lobé, 2011).

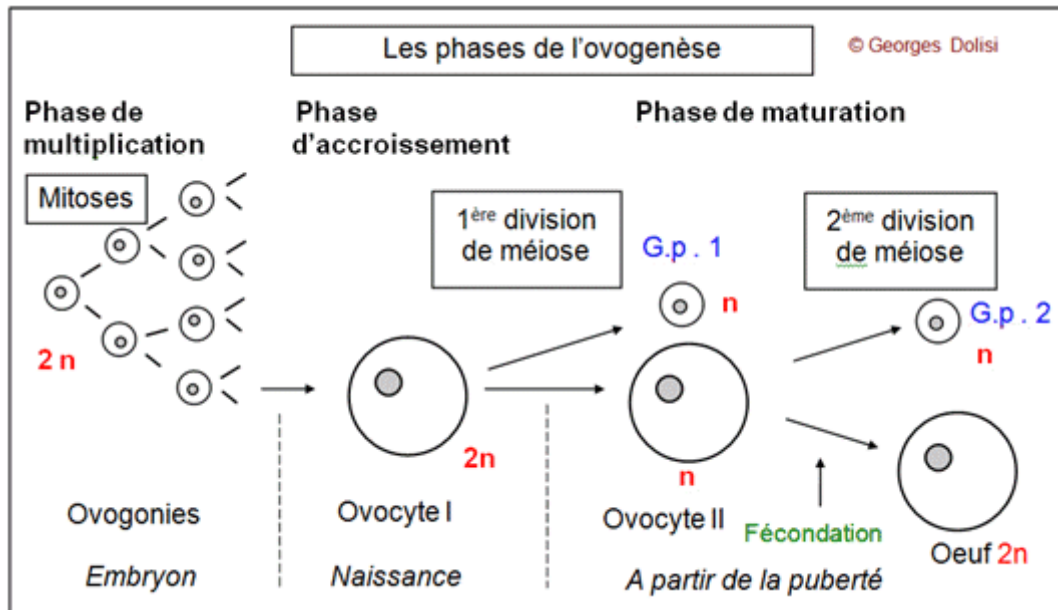


Figure 19 : les phases de l'ovogenèse (Dolisi, 2006).

Elle est caractérisée par une succession de mitoses, qui aboutissent à la production d'ovocytes primaires, diploïdes (Lobé, 2011).

Les ovogonies dans cette phase donnent des ovocytes I (2n chromosomes, 2q ADN), cellules plus grandes qui s'entourent après leur formation par des cellules folliculaires et d'une membrane périphérique qui les sépare du reste du stroma ovarien ; donc l'ensemble désignant le follicule primordial. Elles doublent leur capital d'ADN et amorcent la première division de méiose, laquelle se bloque au stade de prophase (Bouabdallah, 2014).

***La phase d'accroissement** : se déroule au sein du follicule après la naissance. L'ovocyte I entre en accroissement. Car il y'a :

-Transcription intense

-Accumulation d'ARN.

-Synthèses spécifiques

-Modifications cytoplasmiques : (mitochondries, golgi (activité), granules corticaux, zone pellucide) (Gayrard, 2007).

Elle se caractérise par une augmentation très importante de la taille de l'ovocyte I, Très longue, elle ne s'achève qu'au moment de la maturation du follicule et consistes-en des synthèses d'ARN

Partie bibliographique Chapitre II. Rappels anatomophysiologiques sur la reproduction chez la brebis

et de protéines qui joueront un rôle capital lors de la fécondation et pendant les premiers stades du développement embryonnaire (**Bones, 2011**).

Il est à noter que les follicules primordiaux ainsi qu'ils contiennent les ovocytes I régressent en grand nombre entre la naissance et la puberté.

Les ovocytes de premier ordre ne terminent pas leur première division de méiose avant l'âge de la puberté, du fait d'un inhibiteur de la méiose (OMI) sécrété par les cellules folliculaires.

***Phase de maturation :** Chaque mois entre la puberté et la ménopause, au moment de l'ovulation, l'ovocyte I achève la première division de la méiose et donne un ovocyte II avec émission du 1er globule polaire. Cette division est très inégale (**Bouabdallah, 2014**).

L'ovocyte II gardant la totalité du cytoplasme. Puis, commence la 2ème division de méiose. Mais le processus se bloque encore une fois et est conditionné par la survenue ou non de la fécondation (**Bones, 2011**).

***La présence ou non de la fécondation :** s'il y a fécondation, l'ovocyte II développe en ovule mûr avec émission du 2ème globule polaire, en l'absence de fécondation, l'ovocyte reste en méiose et détache ensuite rapidement.

II.2.5. Folliculogénèse

La folliculogénèse est l'ensemble des mécanismes aboutissant à la formation d'un ovocyte apte à être fécondé, il est donc indispensable de connaître ces mécanismes pour comprendre le fonctionnement et les failles éventuelles des manipulations iatrogènes influençant l'ovulation.

La croissance folliculaire comprend deux étapes : le recrutement initial des follicules primordiaux dans le « pool » des follicules en croissance et le recrutement cyclique des follicules en croissance pour former des follicules ovulatoires (**Norris et Lopez, 2011**). On peut également différencier ces étapes en les qualifiant de stades pré-antral et antral, ou encore folliculogénèse basale et folliculogénèse terminale (**Monniaux et al, 2009**).

a- La folliculogénèse basale : commence pendant la période juvénile, et même pendant la vie embryonnaire, Cette étape se déroule en l'absence de stimulation hormonale par la FSH. Néanmoins, ces hormones modulent probablement les capacités de synthèse et la maturation des cellules de la granulosa, Avant la puberté, la majorité des follicules en croissance grossissent progressivement jusqu'à atteindre les stades de follicules primaires, secondaires voir la phase antrale précoce, puis s'atrophient. « L'atrophie folliculaire se caractérise par l'entrée

Partie bibliographique Chapitre II. Rappels anatomophysiologiques sur la reproduction chez la brebis

en apoptose de celui-ci : l'hyalinisation, la fragmentation du cytoplasme et l'épaississement de la zone pellucide (**Derivaux et Ectores, 1986**).

Pendant la phase pré-antrale, les cellules de la granulosa entourant l'ovocyte primaire se différencient en une simple couche de cellules cuboïdes enfermées par une membrane basale.

Le tout forme un follicule primaire. Le stade de follicule secondaire est atteint à partir de deux couches de cellules de la granulosa. A ce moment, la thèque interne s'ébauche (**Driancourt et al, 2001**). Le recrutement initial est contrôlé par de nombreux facteurs de croissance, d'origine ovocytaire ou somatique, agissant essentiellement selon un mode paracrine de régulation (**Monniaux et al, 2009**).

B-La folliculogénèse terminale :(ou recrutement cyclique) est strictement dépendante de la présence de FSH et, pour tous les stades terminaux de maturation du follicule préovulatoire, de la présence de LH. L'apparition de récepteurs de LH sur les cellules de la granulosa est la signature d'une maturité complète du follicule, qui devient apte à ovuler. Cette étape n'apparaît donc qu'à la puberté (ou première ovulation).

La folliculogénèse terminale est contrôlée essentiellement par la FSH et la LH mais de nombreux autres facteurs (facteurs de croissance, matrice extracellulaire, protéases, stéroïdes d'origine locale ou endocrine, pour plus de détails, cf. III) agissent en synergie avec les gonadotrophines pour réguler son déroulement (**Monniaux et al, 2009**).

La folliculogénèse terminale est la seule phase sur laquelle il est possible d'intervenir de manière iatrogène pour tenter de contrôler le développement folliculaire et, par la suite, le nombre d'ovulations.

La croissance des follicules susceptibles d'ovuler se déroule de façon synchrone et coordonnée. D'après le suivi échographique de la croissance folliculaire, la folliculogénèse terminale serait initiée lors de la régression du corps jaune

Le (ou les) follicule(s) destiné(s) à ovuler, reconnaissable par la taille, est appelé « **follicule dominant** ». Pendant la période de dominance sont observées la croissance et la maturation terminale du (ou des) follicules préovulatoire, la régression par atresie des autres follicules de la cohorte, et le blocage du recrutement de nouveaux follicules (**Driancourt et al, 2001**).

Parallèlement aux phénomènes de sélection et dominance, le follicule subit des changements morphologiques importants. En effet, le follicule est qualifié de tertiaire

Partie bibliographique Chapitre II. Rappels anatomophysiologiques sur la reproduction chez la brebis

(Vésiculaire, préovulatoire ou de Graaf mais les deux derniers termes sont réservés aux follicules prêts à ovuler) à partir de la différenciation de l'antrum qui est une cavité remplie d'un liquide appelé liquide folliculaire (**Rosenfeld et Schatten, 2007**).

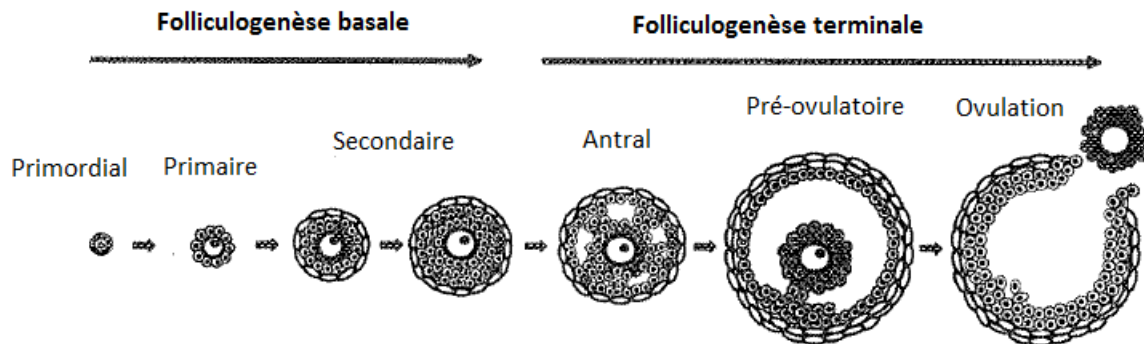


Figure 20 : Aspect histologique du développement folliculaire chez les mammifères (**Norris et Lopez, 2011**)

II.3. La puberté

II.3.1. Définition

C'est le moment quand la femelle manifeste le premier œstrus associé à une ovulation. (**Thibault et Levasseur, 1980 ; Hamidallah, 2007**). Il doit être suivi 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. Aussi, il faut la différencier de la maturité sexuelle, qui est l'âge auquel l'animal est capable d'exprimer son potentiel de production complet (maximum). Parce que y'a des risques supplémentaire va engendrer si on mit des animaux a la reproduction trop tôt, de faibles performances reproductives (**Craplet et Thibier, 1984 ; Bouix et al, 1985**).

II.3.2. Age et poids à la puberté

Selon Pinedahn(1987) et Casey(2012), l'éveil de la puberté chez la femelle se produit à l'âge de 6 à 7 mois en moyenne. Certains facteurs peuvent influencer son apparition. Le poids critique dépend de l'âge et de l'alimentation de l'agnelle (**Adas, 2010**). Au sein d'un groupe d'animaux d'élevage, la concurrence à l'alimentation a pour conséquence des différences de vitesses de croissance et de poids corporel entre les animaux. Chez les ruminants, les plus dominants seraient d'un poids corporel plus grand car ils peuvent avoir un meilleur accès à la nourriture (**Loretz et al, 2004**).

II.3.3. Déterminisme de la puberté(Photopériodisme)

La photopériode est le rapport entre la durée du jour et la durée de la nuit. Ce rapport conditionne de nombreuses activités physiologiques et écologiques comme la reproduction (**Bocquier, 1997**). Encore c'est le changement de la durée d'éclairement quotidien. C'est un signal qui va aboutir à des réactions internes traduites par des médiateurs spécifiques (**Craplet et Thibier, 1984**).

La glande pinéale à partir du tryptophane et de la sérotonine sécrète La mélatonine qui est une hormone permet au système neuroendocrinien des animaux de mesurer la durée de l'éclairement quotidien (**Nicolino et Forest, 2001**).

L'œil perçoit un stimulus lumineux qui est transmis par voie nerveuse jusqu'à la glande pinéale où il est transformé en signal endocrinien par la synthèse de mélatonine (**Baudet, 2017**).

La mélatonine stimule la sécrétion de GnRH par l'hypothalamus mais son effet est indirect et les mécanismes sont mal connus. De plus, cet effet n'est pas immédiat. Il a lieu 40 à 60 jours après le changement de rythme de sécrétion de la mélatonine, autrement dit après le début du changement de la photopériode (raccourcissement des jours) (**Baudet, 2017**).

Alors L'espèce ovine est une espèce dite à «jours courts» (J.C). Les jours courts sont stimulateurs de l'activité sexuelle et les jours longs (J.L) sont inhibiteurs. Il s'établit des états réfractaires soit aux jours longs, soit aux jours courts (**Bouix et al, 1985**).

Les jours longs inhibent l'axe hypothalamo-hypophysaire et donc l'activité des gonades. A l'inverse, les jours courts stimulent l'activité sexuelle. Cependant, l'initiation de la saison sexuelle ne résulte pas seulement de la diminution de la photopériode après le solstice d'été. Il faut également une exposition préalable de la brebis à une période pendant laquelle la durée des 31 jours est croissante, le printemps. Les jours longs n'ont donc pas seulement un effet inhibiteur sur la fonction de reproduction. Ils ont également un rôle crucial dans la mise en place d'un processus interne qui aboutira à l'apparition de l'activité sexuelle en automne (**Malpaux et al, 1989 ; Baudet, 2017**).

II.4. Le cycle sexuel

Le cycle sexuel est la manifestation de l'activité sexuelle cyclique des femelles, recouvre à la fois. Le cycle ovarien et le cycle œstral (**El Amiri et al, 2003**). La femelle non gestante Possède une activité sexuelle cyclique à partir de la puberté (**Castonguay, 2000**). Cette activité sexuelle se manifeste par le fait que les brebis viennent régulièrement en chaleur tous les 17 jours en

Partie bibliographique Chapitre II. Rappels anatomophysiologiques sur la reproduction chez la brebis

moyenne, l'intervalle entre deux chaleurs constitué le cycle sexuel (**Dudout, 1997**). A la Puberté (maturité sexuelle), la femelle commence à présenter des cycles sexuelles qui sont l'ensemble des modifications structurales et fonctionnelles de l'appareil génital femelle revenant valve périodiques interrompue seulement pendant la gestation ou la période qui suit la mise-bas post-partum et pendant l'anoestrus saisonnière (**Michel et Wattiaux, 1996**)

II.4.1. Le cycle œstral

Le cycle œstral est défini comme l'ensemble des modifications périodiques, structurales, morphologiques et fonctionnelles des organes génitaux et des glandes annexes accompagnées de variations de comportement de la femelle des mammifères. Il dépend de l'activité de l'ovaire, lui-même tributaire de l'axe hypothalamo-hypophysaire. Le cycle œstral est divisé en quatre phases :

II.4.1.1. Proestrus : c'est la période qui précède l'œstrus et la phase de croissance et de maturation finales du follicule. C'est la phase folliculaire par excellence. Il dure en moyenne 2 à 3 jours chez la brebis (**Ronald, 1989 et Yanikoye, 1986**).

II.4.1.2. Œstrus : l'œstrus, ou chaleurs, correspond à la période durant laquelle la femelle accepte le mâle et où sa fertilité est maximale. Les manifestations comportementales des chaleurs sont dues à une forte concentration sanguine d'œstrogènes au moment de cette période d'œstrus. Cependant, contrairement à la vache, les signes de chaleurs sont discrets chez la brebis (**Henderson et Robinson, 2007**). En effet, lorsqu'elle est en chaleurs, la brebis est réceptive au mâle et s'immobilise à son approche en agitant la queue latéralement et accepte le chevauchement. Elle peut également présenter une vulve légèrement hypertrophiée et congestionnée avec éventuellement un écoulement de mucus translucide (**Montmeas et al, 2013**).

L'œstrus dure en moyenne 36 heures mais cette durée varie selon l'âge et la race de l'animal (**Henderson et Robinson, 2007 ; Castonguay, 2012**).

Chez la brebis, comme chez la plupart des mammifères domestiques, l'ovulation est spontanée (**Henderson et Robinson, 2007**). Elle est définie comme la rupture du follicule dominant au niveau de l'ovaire qui libère alors un ovocyte fécondable. L'ovulation a lieu entre 20 et 40 heures après le début de l'œstrus, soit vers la fin des chaleurs (**Castonguay, 2012**).

II.4.1.3. Metoestrus : Le post-œstrus ou metoestrus est la phase de formation du corps jaune à partir des follicules qui ont ovulé et le début de son activité sécrétoire. Chez la brebis, sa durée est à environ 2 jours.

II.4.1.4. Dioestrus : il correspond à la phase de sécrétion de la progestérone par le corps j aune. En absence de fécondation, le corps jaune va dégénérer sous l'action des facteurs lutéolytiques utérins en particulier la prostaglandine (PGF2Q) sécrétés par l'endomètre utérin : c'est la lutéolyse. Il s'ensuit alors une chute brutale du taux de progestérone sanguin et un retour aux phases præstrus et œstrus et le cycle recommence. La durée du dioestrus varie entre 8 et 13 jours chez la brebis (Kolb, 1975 ; Yanikoye, 1981).

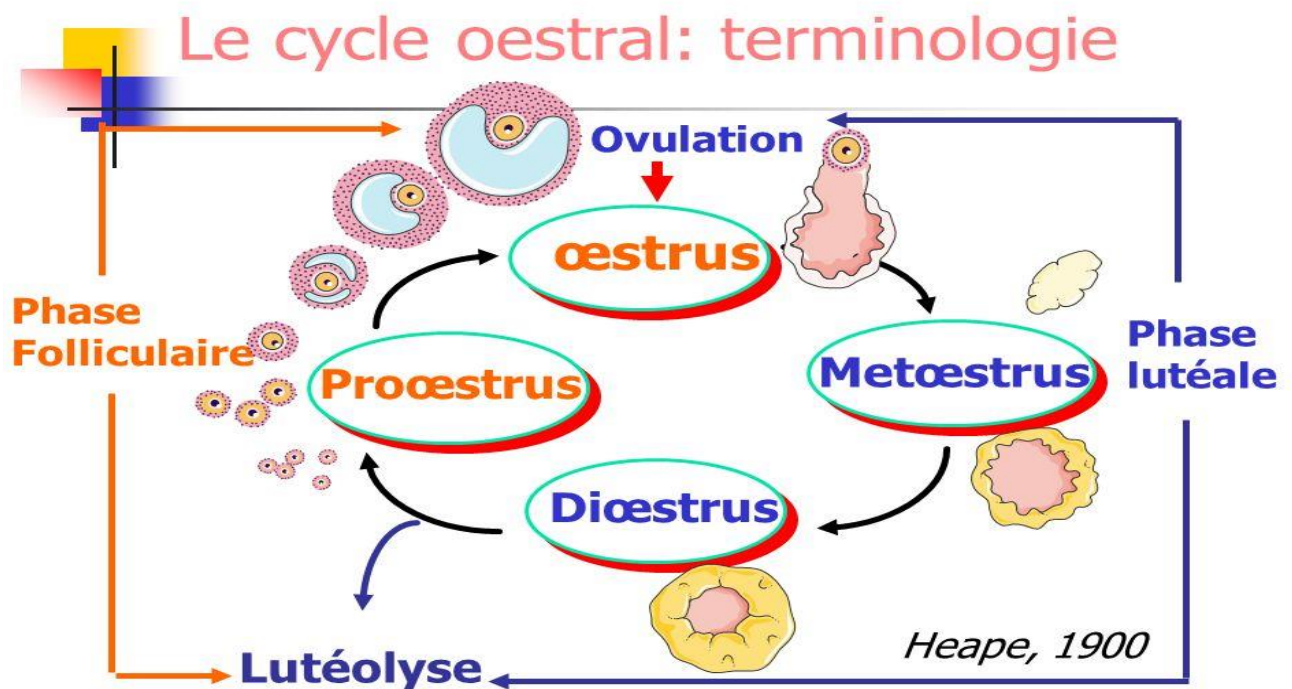


Figure 21 : le cycle œstral (Gayrard, 2007).

II.4.2. Le cycle ovarien

Le cycle ovarien est ainsi divisé en 2 phases :

- Une **phase folliculaire** qui correspond à la période qui s'étend de la fin de la croissance folliculaire à l'ovulation (phases de præstrus et œstrus)
- Une **phase lutéale** qui débute après l'ovulation et s'achève avec la régression du ou des corps jaune (phases de metoeostrus et dioestrus) (Gayrard, 2018).

II.4.2.1. La phase folliculaire : aune durée de 3 à 4 s qui se termine par les chaleurs et l'ovulation, Le follicule est composé de cellules nourricières entourant l'ovocyte. C'est une structure sphérique liquidiennne qui se développe au sein de l'ovaire et, dans sa phase de croissance terminale, finit par affleurer à la surface de celui-ci. A terme, la paroi de ce follicule

Partie bibliographique Chapitre II. Rappels anatomophysiologiques sur la reproduction chez la brebis

à antrum, dit de De Graaf, va se rompre (processus plus ou moins hémorragique) et l'ovocyte va être libéré : c'est l'ovulation (Cognié, 2007)

II.4.2.2. La phase lutéale : qui prépare l'utérus pour l'implantation de l'embryon. Si la brebis n'a pas été fécondée, la phase lutéale est interrompue au bout de 13 à 14 jours et laisse place à une nouvelle phase folliculaire et donc à un nouveau cycle sexuel. Après l'ovulation, le follicule se transforme en corps jaune qui va produire de la progestérone tout au long de la phase lutéale, bloquant ainsi la libération d'hormones gonadotropes par l'hypophyse. L'absence d'embryon dans l'utérus entraîne 13 à 14 jours après l'ovulation, la production de prostaglandines F2a par l'utérus, L'arrêt de la production de progestérone et la destruction du corps jaune ; la libération des hormones gonadotropes par l'hypophyse peut alors reprendre (Boukhliq, 2002).

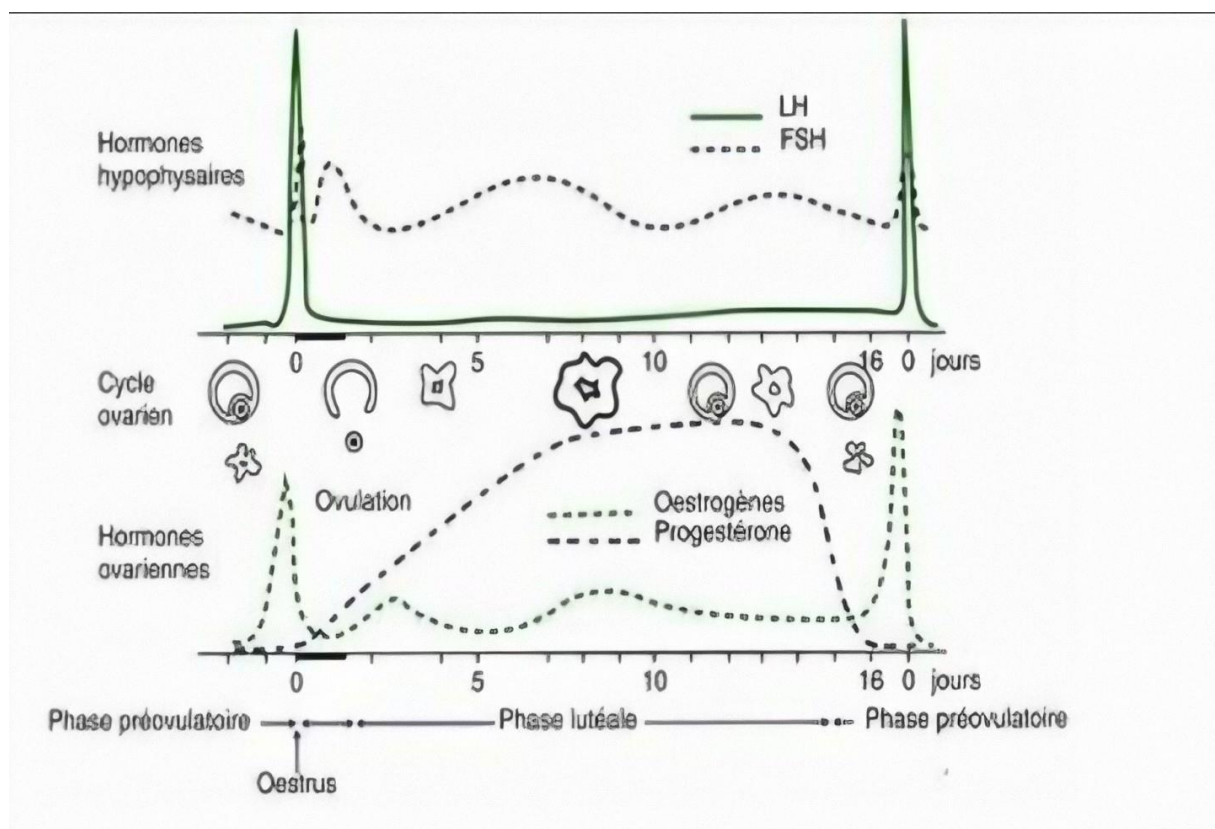


Figure 22 : Évaluation de la concentration hormonale au cours du cycle de la brebis (Boukhliq, 2002).

II.4.3. Facteurs affectant le comportement sexuel de la brebis

Le comportement sexuel de la femelle est soumis à de multiples influences. Parmi elles :

a. Le mâle : la présence de male a un effet claire sur l'activité sexuelle de la femelle notamment la brebis, Elle peut se manifester lors de différents états physiologiques.

Partie bibliographique Chapitre II. Rappels anatomophysiologiques sur la reproduction chez la brebis

La durée de l'œstrus varie selon la présence ou pas de mâle, elle est moindre lorsque la femelle est en présence continue du mâle (**Dijhuizen et Van Eerdenburg, 1997**).

De même, la présence du mâle entraîne l'apparition plus précoce de l'ovulation au cours de l'œstrus. Cet effet est médié par l'hormone hypophysaire L.H. Chez la brebis, pareil effet n'a cependant pas été observé par certains auteurs (**Hanzen, 2009**).

b. Le climat : une hausse de la température externe peut réduire non seulement la durée mais aussi l'intensité de l'œstrus, ce dernier se manifestant davantage par des signes secondaires que primaires. Elle peut également augmenter la fréquence de l'anoestrus et des chaleurs silencieuses.

Il a été observé que des modifications endocriniennes étaient associées aux modifications thermiques externes. De fortes pluies entraînent également une diminution d'intensité de l'activité sexuelle (**Hanzen, 2009**).

c. Méthodes de lutte : selon **Safsaf et Tlidjane (2010)**, les chances de fécondation sont plus au moins grandes suivant les différentes méthodes de lutte. En Algérie la méthode la plus pratiquée est la lutte libre. Les béliers sont lâchés dans le troupeau de brebis et peuvent saillir les brebis sans aucun contrôle.

La lutte en main consiste à détecter les brebis en chaleurs et la lutte s'effectue brebis par brebis dans un enclos spécial ; Elle nécessite l'utilisation d'un bélier boue en train vasectomisé ou muni d'un tablier spécial empêchant la saillie et habillé d'un harnais marqueur (**Boukhliq, 2002**).

La lutte en lots consiste à répartir le troupeau en lots de brebis avec un seul bélier par lot. La lutte peut alors s'étaler sur une période de 6 à 8 semaines (**Boukhliq, 2002**).

d. Le rythme circadien : au cours de la journée l'activité sexuelle n'est pas constante. Elle est très fréquente au cours de la nuit. Des chercheurs montrent que la plus grande fréquence d'acceptation du chevauchement (début d'œstrus) s'observe entre 18 et 24 heures.

e. La stabulation : l'œstrus des animaux en stabulation entravée est sensiblement plus court que celui des animaux en stabulation libre, à cause de l'absence d'interactions sexuelles de la part d'autres animaux en œstrus. Aussi, le confinement des animaux dans une espace trop réduite peut interférer avec la détection des chaleurs. La nature du sol revêt une importance

Partie bibliographique Chapitre II. Rappels anatomophysiologiques sur la reproduction chez la brebis

certaine. La durée des chaleurs est plus longue sur un sol boueux donc Le nombre de chevauchements y est également plus élevé (**Hanzen, 2009**).

f. La puberté : cette étape physiologique importante dans la fonction de reproduction de la femelle correspond à la phase de développement corporel pendant laquelle les gonades sécrètent des hormones en quantité suffisante pour entraîner une accélération de la croissance des organes génitaux et l'apparition des caractères sexuels secondaires. Ces manifestations comportementales seront de plus en plus accusées avec le temps. Dans 26% des cas en effet, la première ovulation s'accompagne d'œstrus vrai. Cette fréquence est de 79% à la troisième ovulation (**Hanzen, 2009**).

g. Le post-partum : l'allaitement de l'agneau par sa mère entraîne l'apparition plus tardive d'un état œstral. Tout comme au moment de la puberté les premières ovulations faisant suite à l'accouchement s'accompagnent peu fréquemment d'œstrus vrai. Plusieurs auteurs supposent cependant que les chaleurs dites "silencieuses" lors de la puberté et du post-partum résulteraient plutôt de leur mauvaise détection. Le numéro de lactation ne semble pas influencer le comportement œstral (**Hanzen, 2009**).

h. L'appareil locomoteur : les boiteries, les lésions de la sole, une mauvaise conformation ont été rendus responsables d'un allongement de l'intervalle entre le vêlage et la première insémination (**Hanzen, 2009**).

i. Les traitements hormonaux : plusieurs chercheurs ont démontré que le traitement des brebis par des méthodes hormonales engendre à une réduction de la manifestation des signes de chaleurs (**Hanzen, 2009**).

II.5. La fécondation

Une fois expulsé du follicule, l'ovule prendra 3heures à effectuer le trajet qui le conduira de l'ovaire vers la partie médiane de l'oviducte, le lieu de fécondation. Pour les spermatozoïdes, le parcours est beaucoup plus long et dure environ 8heures. Seul un faible pourcentage des milliards de spermatozoïdes déposés dans le vagin parviendra à traverser le col utérin et à remonter dans les cornes utérines (**Castonguay, 2018**)

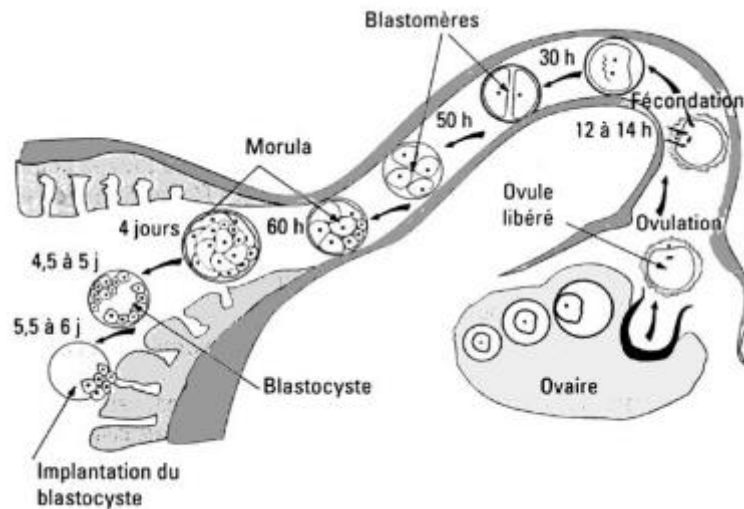


Figure 23 : Migration de l'ovule de l'oviducte vers l'utérus au début de la gestation (**Brice et al, 1995**).

Le temps de survie des gamètes mâles dans le tractus génital femelle se situe entre 16 et 24 heures pour l'ovule et entre 30 et 48 heures pour le spermatozoïde. En considérant le moment de l'ovulation, le temps de transport de l'ovule et des spermatozoïdes et le temps de survie des gamètes, il apparaît que c'est vers la fin des chaleurs que les chances de fécondation sont les plus élevées (**Castonguay, 2018**)

D'un point de vue zootechnique, c'est la fertilité du troupeau (nombre de brebis agnelées/nombre de brebis saillies) qui exprime le mieux la réussite ou l'échec de la fécondation. Les facteurs qui affectent la fertilité des brebis sont également multiples et incluent la saison de l'année, l'âge, la race, l'alimentation et l'environnement (**Castonguay, 2018**)

II.6. La gestation

Une fois fécondé, l'ovule, maintenant devenu embryon, migre vers l'utérus où il demeure libre pour encore un certain temps, soit entre 10 et 20 jours. Les embryons, avant leur implantation définitive dans l'utérus, peuvent migrer d'une corne utérine à l'autre (**Castonguay, 2018**)

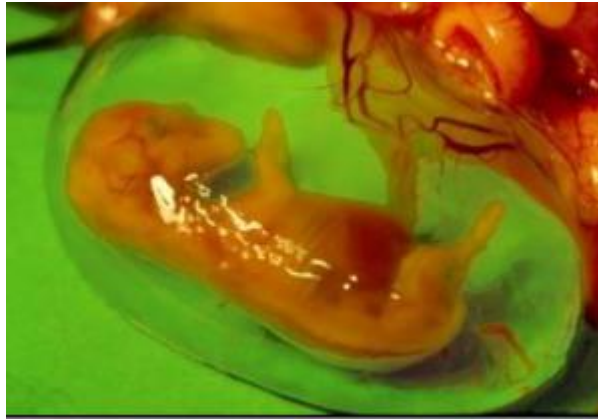


Figure 24 : embryon baignant dans l'amnios (**Castonguay, 2000**).

L'attachement physique de l'embryon à l'utérus (implantation), se produit vers 15 jours suivant la fécondation (10-20jours). C'est pour cette raison qu'il est important d'éviter les stress (physique, nutritionnel, environnemental, etc.) aux brebis gestantes particulièrement pendant cette période où les embryons sont libres dans l'utérus et donc plus fragiles. Entre 30 et 90jours de gestation, les membranes qui entourent le fœtus se développent et s'unissent à la paroi utérine pour constituer le placenta, qui est responsable des échanges nutritionnels entre la mère et le fœtus. Dans son rôle principal de «pourvoyeur nutritionnel», le placenta a un effet important sur le poids à la naissance des agneaux. Il limite le transfert des nutriments vers l'agneau. Ainsi, quand le développement du placenta est réduit, le poids à la naissance des agneaux l'est également. Ce problème est généralement relié à une déficience nutritionnelle durant la période de développement du placenta. Ainsi, si pendant la période de 30 à 90 jours de gestation la nutrition est inadéquate, le poids à la naissance des agneaux sera réduit (**Castonguay, 2018**).

II.7. Les hormones de reproduction

Les hormones sont des substances véhiculées par la circulation sanguine, elles permettent à différents organes de communiquer entre eux (**Brice et Jardon, 1985**). Plusieurs hormones sont associées au cycle sexuel, donc Le déroulement de ce cycle sexuel nécessite l'intégrité du fonctionnement de l'axe hypothalamo-hypophyse-ovarien sous l'influence du système nerveux et des stimuli externes (**Hansen, 2005**). L'origine de ces hormones est :

- Hypothalamique (GnRH).
- Hypophysaire (FSH, LH et Prolactine).
- Ovarienne (œstradiol, progestérone)
- Utérine (prostaglandines) (**Hansen, 2005**).

II.7.1. Les hormones hypothalamiques

L'hypothalamus est une glande endocrine, constituée de groupements de noyaux composés de neurones magnocellulaires venant des noyaux paraventriculaires. Son rôle est de réguler l'homéostasie et d'assurer les fonctions de contrôle de l'activité du système nerveux autonome (**Tortora et Grabowski, 1996**). Le rôle principal de l'hypothalamus dans la reproduction est la sécrétion d'une hormone de nature peptidique « GnRH » (Gonadotrophine Releasing Hormone) (**Vellet et al, 2004 ; Baudet, 2017**).

Elle est synthétisée au niveau de la zone antérieure de l'hypothalamus, (l'éminence médiane de l'hypothalamus) (**Vellet et al, 2004**).

Leurs récepteurs agissent essentiellement sur les cellules hypophysaires responsables de la synthèse et de la libération des hormones FSH (Folliculo-Stimulating Hormone) et LH (Lutéotrophic Hormone) (**Hansen, 1988**).

La fréquence des pulses de GnRH dépend d'un grand nombre de stimuli provenant à la fois du milieu intérieur (hormones, système immunitaire...) et du milieu extérieur (photopériode, stress...) (**Baudet, 2017**).

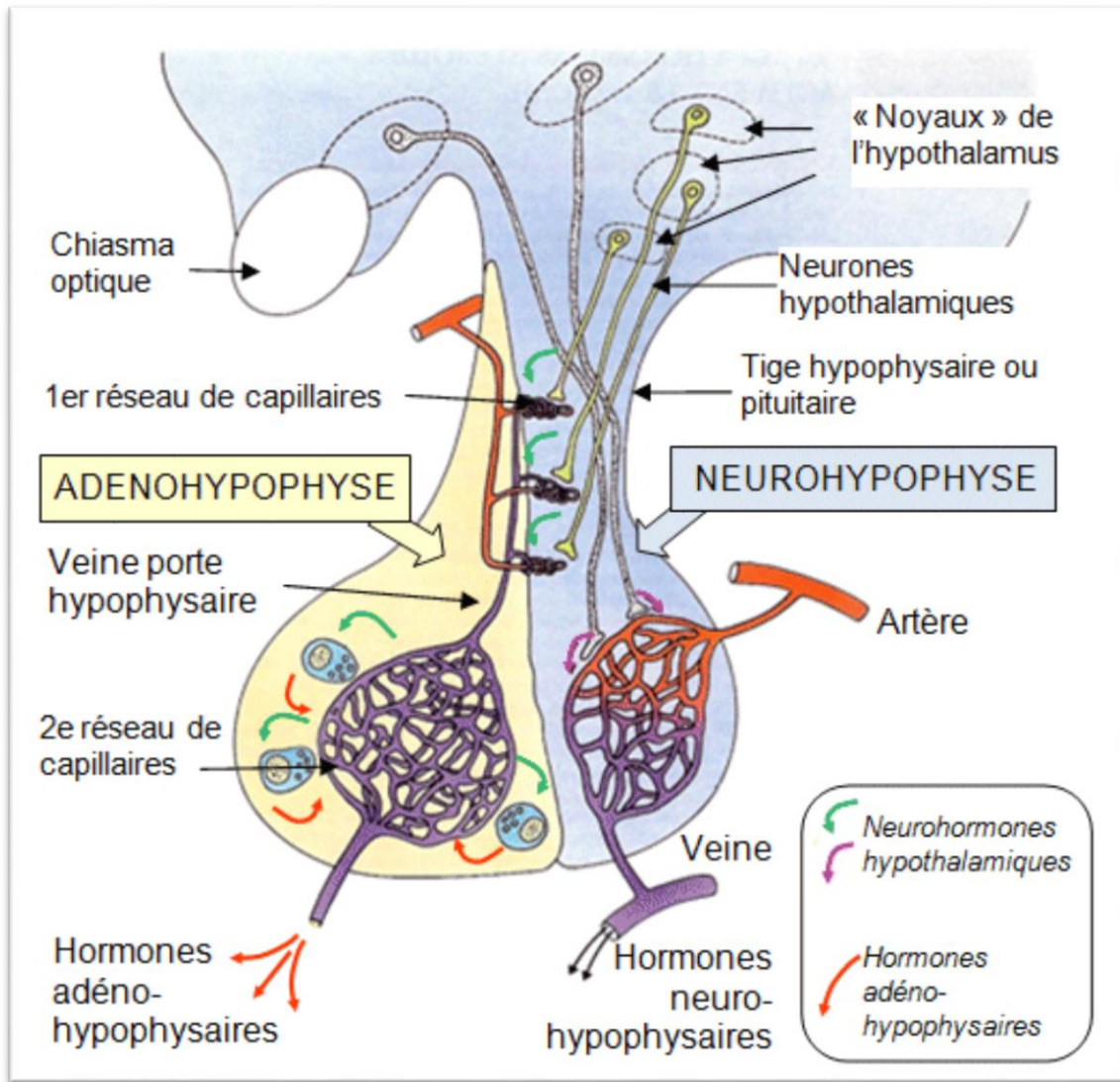


Figure 25 : Les hormones de l'axe hypothalamo-hypophysaire (Allard, 2012).

II.7.2. Les hormones hypophysaires

L'hypophyse est placée sous l'hypothalamus à la base du cerveau et attachée à l'hypothalamus par l'intermédiaire infundibulum et qui est composée d'axones et d'un réseau de capillaires sanguins. Elle comporte deux parties distinctes :

-**Le lobe antérieur (l'adénohypophyse)** sécrète plusieurs hormones qui régulent de nombreuses fonctions corporelles : Adrenocorticotropin Hormone (ACTH), Thyroïde-Stimulating Hormone (TSH), Luteinising Hormone (LH), Follicule-Stimulating Hormone (FSH), Growth Hormone (GH) et la Prolactine (PRL).

-**Le lobe postérieur (neurohypophyse)** sécrète deux hormones l'ocytocine et la vasopressine (Amann et Schanbacher, 1983).

Partie bibliographique Chapitre II. Rappels anatomophysiologiques sur la reproduction chez la brebis

II.7.2.1. FSH : est une hormone de nature glycoprotéine folliculostimuline de demi-vie courte (110 min) (**Derivaux et Ectors, 1989**). Elle permet la croissance et la maturation des follicules ovariens par la sécrétion d'œstrogènes (Signoret et al, 1984). Elle augmente les récepteurs hormonaux au niveau des cellules folliculaires pour préparer l'ovaire à l'action de LH. Le taux basal de la FSH est de 100 à 160 ng/l.

Au début du cycle, la sécrétion de FSH, synchrone avec celle de LH, un pic préovulatoire est observé, suivi d'une autre décharge 24 heures plus tard induisant la différenciation de l'antrum des follicules. Par la suite, la concentration de FSH chute vers le minimum jusqu'au nouveau cycle (**Lepage et Castonguay, 1999**). Les études ont montrés que si le taux de FSH est très élevé, il provoque une superovulation (**Veiga-Lopez et al, 2005**).

II.7.2.2. LH : est une hormone lutéinisante de nature glycoprotéique sécrétée par l'antéhypophyse (**Baudet, 2017**). Elle est responsable de la transformation du follicule mûr en corps jaune aussi stimule la sécrétion de progestérone (**Bister et al, 2002**).

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 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 (**Hoffman et al, 2011**).

II.7.2.3. Prolactine (LTH) : stimule la sécrétion lactée, elle considérée comme une hormone gonadotrope, Elle est responsable de la sécrétion de progestérone par le corps jaune et de son maintien lors de la gestation. Le pic de LTH dans le sang précède celui de LH et se prolonge plus longtemps (**Gomez-Brunet et al, 2012**)

II.7.3. Les hormones stéroïdiennes (ovariennes)

Ce sont des stéroïdes sécrétés par différentes structures glandulaires au niveau de l'ovaire, on trouve trois types d'hormones : œstrogènes, progestérone et cybérines. Ces hormones agissent à la fois sur le complexe hypothalamo-hypophysaire et sur l'appareil reproducteur.

II.7.3.1. Les œstrogènes

Ce sont des hormones sexuelles femelles en C18 produites essentiellement par les ovaires. Les œstrogènes naturels ont plusieurs représentants œstradiol 17- β , œstrone, œstriol. Le plus représenté est l'œstradiol 17- β . Les œstrogènes déterminent l'apparition des caractères sexuels

Partie bibliographique Chapitre II. Rappels anatomophysiologiques sur la reproduction chez la brebis

secondaires femelles. Au cours du cycle ovarien, ils sont responsables du comportement d'œstrus et induisent la prolifération de la muqueuse vaginale et de l'endomètre (**Baudet, 2017**).

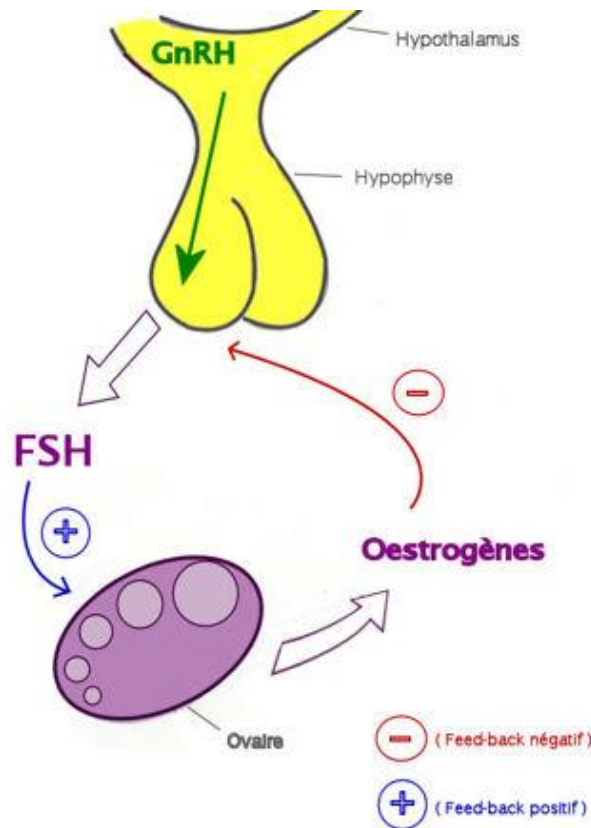


Figure 26 : La sécrétion des œstrogènes (**Baudet, 2017**).

Les œstrogènes sont sécrétés par les follicules ovariens en croissance et induisent la manifestation du comportement d'œstrus. L'augmentation de leur concentration en l'absence de progestérone entraîne un pic de LH puis l'ovulation 24 heures plus tard. En effet, à forte dose les œstrogènes exercent un rétrocontrôle positif sur le complexe hypothalamo-hypophysaire et donc sur la synthèse de GnRH, de FSH et de LH. A l'inverse, à faible dose et en présence de progestérone ils exercent un rétrocontrôle négatif sur ce même complexe, en particulier sur la sécrétion de FSH (**Baudet, 2017**).

II.7.3.2. La progestérone : c'est une hormone sexuelle femelles en C21 ; elle est synthétisée par le corps jaune cyclique, par le corps jaune gestatif et également par le placenta aussi les cortex surrénaliens chez certaines espèces comme la brebis. Elle permet la mise en place et le maintien de la gestation en bloquant l'ovulation et en rendant le milieu utérin favorable à la

Partie bibliographique Chapitre II. Rappels anatomophysiologiques sur la reproduction chez la brebis

croissance et au développement de l'embryon. La progestérone à forte dose exerce un rétrocontrôle négatif sur le complexe hypothalamo-hypophysaire (**Baudet, 2017**).

La progestéronémie varie dans le même sens que les productions lutéales. La durée de vie de la progestérone se situe entre 22 et 36 minutes (**Hassoun et Bocquier, 2007**).

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 à l'accouchement (**Roux, 1986 ; Tillet, 2012**).

Rajama et al. (1990), ont démontré qu'il n'y a pas de différence entre les animaux primipares et pluri pares concernant les niveaux du pic de progestérone plasmatique.

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 (**Benyounes, 2005**).

II.7.4. Autres hormones

II.7.4.1. La prostaglandine F2 α

C'est une hormone lipidique naturelle synthétisée par l'endomètre à partir de l'acide arachidonique, elle est sous le contrôle de l'ocytocine (**Lennoz, 1987**). Ces actions sont les suivantes (**Montmeas et al, 2013**) :

-Elle a un effet lutéolytiques et entraîne la régression du corps jaune Elle peut ainsi être utilisée chez les femelles cyclées pour la maîtrise des cycles sexuels. Cependant, elle ne peut pas être utilisée chez la brebis pour induire la mise-bas ou un avortement car le placenta prend le relais du corps jaune dans la production de progestérone indispensable au maintien de la gestation.

-Elle a un effet utérotonique en entraînant des contractions du myomètre. Elle peut être utilisée pour aider à la vidange de l'utérus en post-partum, bien que cette action utérotonique soit de courte durée.

Chez les brebis cyclées, l'utérus commence à sécréter de manière pulsatile de la PGF2 α autour du 14^{ème} jour du cycle œstral. Cette hormone atteint le corps jaune par voie sanguine ou lymphatique et est responsable de la lutéolyse (**Baudet, 2017**).

Partie bibliographique Chapitre II. Rappels anatomophysiologiques sur la reproduction chez la brebis

En l'absence de fécondation le PGF2 α entraîne la régression de corps jaune c'est à dire la lutéolyse qui est un phénomène qui se divise en deux (02) phases :

- Baisse de la sécrétion de progestérone (lutéolyse fonctionnelle).
- Destruction de la structure lutéale (lutéolyse structurale) (**Lennoz, 1987**).

Chez la brebis, la lutéolyse commence à partir du 3ème jour, elle est complète le 4ème5ème jour. Les faibles taux de PGF2 α provoquent une chute transitoire de la sécrétion de progestérone (**NiswenderetNett ,1988**).

II.7.4.2. Ocytocine : est une hormone peptidique sécrétée par la neurohypophyse mais également en grande partie par le corps jaune chez les ruminants. Elle stimule les contractions utérines et l'éjection du lait ainsi que la sécrétion de PGF2 α par l'utérus (**Baudet, 2017**). C'est une hormone libérée lors de :

- Traite (stimulation des trayons)
- Part (distension de l'utérus et augmentation de la pression intra-utérine)
- L'accouplement (la copulation et l'éjaculation) (**Lennoz, 1987**).

Elle est transportée par le sang aux organes (généralement muscles lisses), au niveau de l'utérus, elle permet la sécrétion de PGF2 α (**Derivaux et Ectors, 1989**).

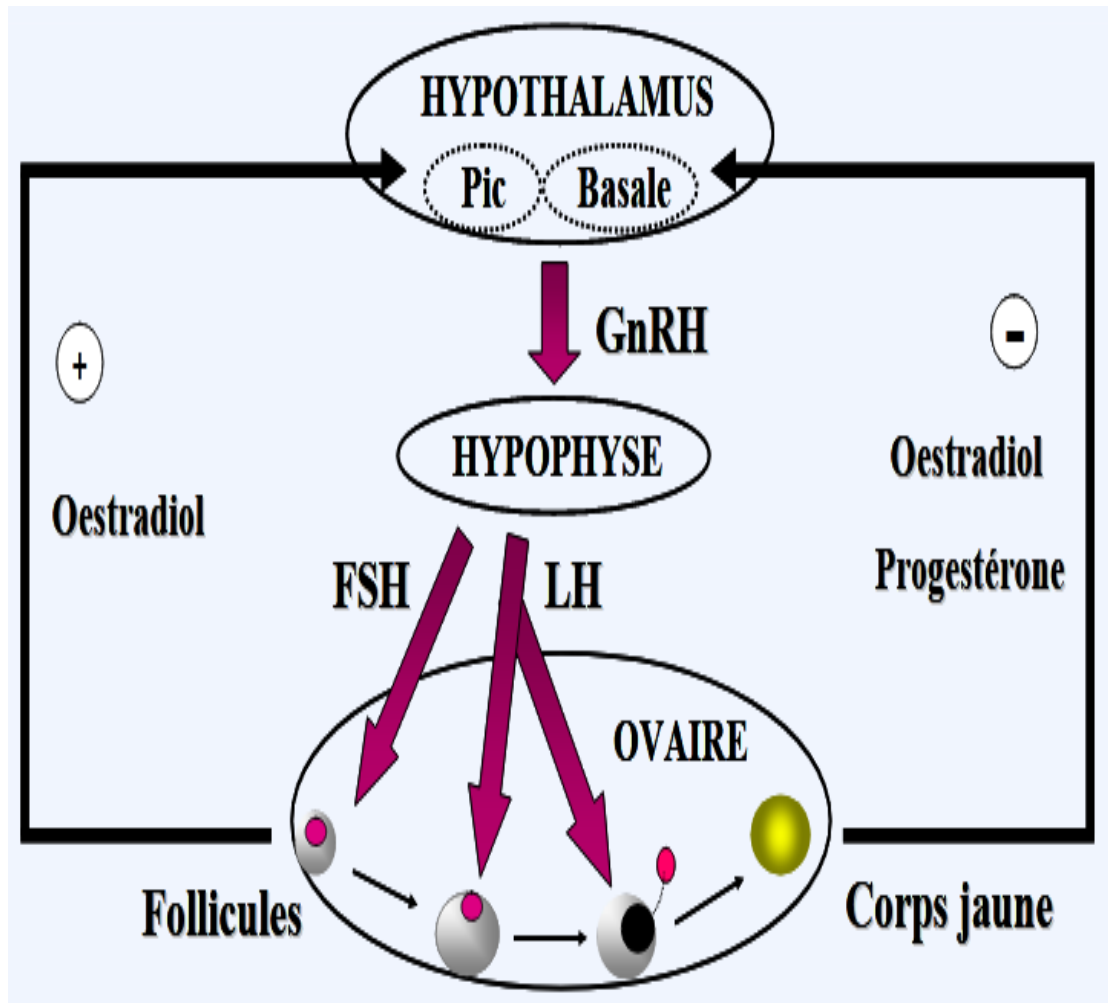


Figure 27 : Régulation hormonale du cycle sexuel (Castonguay, 2018).



Chapitre III.

*Maitrise de la reproduction chez
la brebis*

Chapitre III. Maitrise de la reproduction chez la brebis

III.1. Les chaleurs

Les chaleurs ou l'œstrus est la période durant laquelle une femelle mammifère est fécondable et recherche l'accouplement en vue de la reproduction. L'œstrus est la période du cycle quand la femelle présente un comportement d'activité sexuelle et accepte le chevauchement par le mâle. Ce comportement est absent pendant les autres périodes (phase lutéale du cycle, anoestrus, gestation) (Evans, 1987, Henderson, 1991).

La durée moyenne est de 30 à 36 heures, elle augmente avec le nombre d'ovules et avec l'âge. En effet, chez les jeunes femelles, la durée moyenne des chaleurs (28 ± 3 heures) est plus courte que celle des adultes (62 ± 2 heures), Et se manifestent en plus grand nombre de minuit à midi que de midi à minuit (Brice et Jardon, 1985).

III.1.1. Signes de chaleurs

La manifestation œstrale est toujours assez discrète, on note pendant l'œstrus une légère congestion de la vulve avec un faible écoulement de mucus au niveau de la commissure inférieure. Certaines femelles sont agitées, inquiètes, nerveuses et restent immobiles à l'approche du bélier.



Figure 28 : Contact direct entre les deux partenaires (Ayme, 2015).

La brebis en chaleur donne un lait qui coagule à l'ébullition (Zamiri et al, 2012). Le comportement de la brebis en chaleur est modifié par la présence du bélier et selon la saison :

Partie bibliographique Chapitre III. Maitrise de la reproduction chez la brebis

elle se place à côté de celui-ci de façon à attirer son attention, agite la queue, se laisse flairer la vulve, s'immobilise (**Castonguay, 2000**).

En automne, la brebis est agitée, elle tourne autour le bélier et cherche à placer sa tête dans ces flancs exactement dans la région scrotale, aussi elle s'immobilise, A l'approche du bélier et tourne sur le côté et le regarde, agite la queue puis accepte le chevauchement, des bêlements plus fréquents si le mâle est absent.

Au printemps, ce comportement est moins marqué et la brebis reste d'avantage dans le troupeau. L'agnelle est agitée, curieuse, se porte beaucoup moins devant le bélier et parfois fuit à son approche (**Gordon, 1997**).

III.1.2. Méthodes de détection des chaleurs

III.1.2.1. La détection directe

L'observation du comportement sexuel : Pour être efficace, cette observation nécessite plusieurs conditions préalables :

-chaque individu du troupeau doit être identifié

-l'éleveur doit consigner sur un tableau d'élevage, les dates d'accouchement, des chaleurs, d'insémination ou de saillies de chacun des animaux du troupeau. Une telle méthode lui permettra de savoir au jour le jour sur quels animaux il devra porter son attention pour en détecter l'état œstral.

-l'éleveur devra matin et soir consacrer 20 à 30 minutes de son temps à la détection des chaleurs. Quoique étant la plus efficace, l'observation continue est incompatible avec l'activité journalière de l'éleveur. Une double période d'observation lui permettra de détecter 88% des chaleurs.

-l'observation sera autant que faire se peut être réalisée sur un sol approprié, non glissant. Le déplacement des animaux est de nature à exacerber leur comportement sexuel (**Hanzen, 2009**).

L'efficacité de cette méthode est développée par l'intermédiaire d'un mâle détecteur vasectomisé (opération permet de stériliser l'individu par ligature des deux canaux déférents).

III.1.2.2. La détection a l'aide des systèmes d'identification du comportement œstral

Appliquer grâce à des méthodes utilisées lorsque le troupeau ne renferme pas d'animal détecteur. Plusieurs systèmes ont été proposés pour mettre en évidence l'acceptation du chevauchement caractéristique de l'état œstral.

Partie bibliographique Chapitre III. Maitrise de la reproduction chez la brebis

a. Application de peinture : La simple application de peinture plastique ou de vernis émaillé sur le sacrum et les premières vertèbres des femelles constituent un système efficace et peu onéreux. L'animal chevauchant son partenaire en état d'acceptation effacera ou dispersera ces marques colorées lors de sa retombée sur le sol.

La peinture sera appliquée sur une surface de 30 cm sur 7 cm. Idéalement et selon les conditions climatiques, les animaux seront marqués tous les 3 à 4 jours (**Hanzen, 2009**).

b. L'utilisation d'un bélier équipé d'un Harnais marqueur : la fixation d'un crayon marqueur par l'intermédiaire d'un harnais au sternum de l'animal détecteur est une méthode largement utilisée en élevage ovin. La proportion des différentes substances entrant dans la composition du crayon marqueur, peut être modifiée en fonction des conditions atmosphériques.

Il est fixé au niveau de la région sous-maxillaire de l'animal détecteur. Il convient d'accoutumer l'animal détecteur au port du licol marqueur dont le bon fonctionnement sera vérifié tous les jours (**Hanzen, 2009**).



Figure 29 : Pose d'un harnais marqueur (**CRP, 2014**).

c. Détecteur de chevauchement alpha l'ovins : ce dispositif miniaturisé porté par le bélier grâce à un harnais en cuir, fonctionne sur le principe de l'acceptation du chevauchement de la femelle, principal comportement sexuel qui permet d'identifier une brebis en chaleur. Le détecteur, fixé sous le ventre du mâle, contient un boîtier d'enregistrement, une batterie et une antenne de lecture qui est positionnée entre les pattes avant du bélier. Cette antenne est reliée à une gâchette pneumatique qui va actionner une lecture à chaque chevauchement.

Au préalable, chaque brebis est équipée d'un transpondeur collé à la queue permettant, à chaque chevauchement, la lecture de son identifiant. Ainsi à chaque chevauchement, l'identifiant de la

Partie bibliographique Chapitre III. Maitrise de la reproduction chez la brebis

femelle en chaleur, la date et l'heure de la saillie sont enregistrées. Les données sont ensuite récupérées à distance grâce à un récepteur radio. Les informations sont analysées puis interprétées, permettant ainsi d'obtenir la liste des brebis qui doivent être triées pour être inséminer (**Damien, 2015**).



Figure 30 : Bélien équipé d'un détecteur de chevauchement alpha (**Alhamada et al, 2016**).

III.2. La synchronisation des chaleurs

La gestion de la reproduction est un élément essentiel en élevage de ruminants et notamment chez les ovins. Elle permet de maîtriser du moment et des conditions de la fécondation donc Elle permet d'augmenter la productivité du troupeau d'une part, et d'améliorer les conditions de travail de l'éleveur d'autre part.

Chez les ovins notamment, la synchronisation des œstrus et des ovulations par des techniques connaît un succès considérable (**Amiridis et al, 2012**).

Ils sont de plus en plus pratiquée pour aider les producteurs adaptent des programmes d'agnelages accélérés et d'assurer meilleure approvisionnement des marchés pendant de longues années (**Kennzdy, 2002**).

La synchronisation des cycles sexuels ou des chaleurs consiste à faire débiter, à un moment désiré par l'éleveur, un cycle sexuel chez la femelle déjà cyclique ou non (**Mauléon et al, 1971**). La maîtrise du cycle sexuel consiste à contrôler le moment de l'œstrus et de l'ovulation pendant la saison sexuel ou à déclencher l'un et l'autre ou bien ou l'autre quand ils n'existent pas et cela dans des populations de femelles présentant des situations physiologiques (**Cartel, 1971**).

III.2.1. Principe

.La synchronisation des chaleurs consiste à avoir un certain nombre de femelles en oestrus durant une période très courte (**Hunter, 1980**). En terme pratique, la synchronisation de l'oestrus d'un groupe de femelles met en jeu deux alternatives pour modifier les cycles œstraux :

- Induction de la régression du corps jaune, de telle sorte que les animaux entrent dans la phase folliculaire du cycle à la même période et seront synchronisés à l'oestrus suivant.
- Suppression du développement folliculaire par le maintien d'une phase lutéale artificielle suffisante. Après l'arrêt de cette phase, tous les animaux entreraient dans la phase folliculaire d'une manière synchronisée (**Macdonald, 1980 ; Thibault et Levasseur, 1991**).

III.2.2. Intérêts

La synchronisation des chaleurs est fréquemment utilisée en élevage ovin. Elle permet de constituer des lots de brebis en regroupant les ovulations et donc les inséminations et les agnelages à des périodes choisies par l'éleveur (**Henderson et Robinson, 2007**).

Le regroupement des agnelages par la synchronisation des chaleurs dans une période courte, à date prévue, peut offrir des avantages :

- possibilités d'ajuster l'alimentation (flushing, distribution de compléments en fin de gestation).
- surveillance de l'agnelage permettant de réduire la mortalité des agneaux et des brebis.
- mise en lots homogènes d'agneaux facilitant l'allaitement artificiel, l'élevage, le sevrage et la vente (**INRA, 1988**).

III.2.3. Méthodes de synchronisation

III.2.3.1. Moyens zootechniques

III.2.3.1.1. Alimentation (Flushing)

Le Flushing consiste à augmenter et contrôler temporairement le niveau énergétique de la ration (**Roux, 1986**). Il améliore les performances de reproduction car il permet d'accroître le taux de prolificité grâce à une augmentation de taux d'ovulation, encore il évite une augmentation du moyen de mortalité embryonnaire dû à un taux d'ovulation accru (**Oujagir et al, 2011**).

Partie bibliographique Chapitre III. Maitrise de la reproduction chez la brebis

Les brebis répondent généralement de façon optimale à un flushing lorsqu'elles sont conditionnées d'état corporel moyen, plutôt que si elles sont maigres ou grasses. **Henderson (1991)**, signale que la réponse à une amélioration de la relation alimentaire dans les semaines précédant l'accouplement varie avec la race.

L'action de l'alimentation se manifeste aux différentes périodes de la vie productive, principalement pendant les 2 à 3 semaines qui précèdent et qui suivent la saillie (**Theriez, 1984**).

La pratique du flushing consiste en un amaigrissement des animaux suivis d'une phase de gain de poids avant la lutte. Cette modalité donne des résultats meilleurs que le maintien des brebis à poids constant (**Roux, 1986**), on peut faire le «flushing» par l'apport de 300 à 400g /brebis/jour d'aliment concentré trois semaines avant et trois semaines après la lutte en plus de la ration nécessaire pour l'entretien pendant les 3 à 4 semaines qui précèdent la lutte (**Artoisement, 1982 ; Oujagir et al, 2011**).

L'effet du flushing est peu marqué chez les agnelles car leur prolificité dépend essentiellement du stade de développement du tractus génital, donc du niveau alimentaire antérieur et d'autant plus marqué que l'on s'éloigne de la saison sexuelle. Il dépend de la quantité d'aliment concentré distribué (**Soltner, 1988 ; Gunn, 1983**).

Tableau 01 : Influence du «flushing» sur le taux d’ovulations et de prolificité (**Oujagir et al, 2011**).

Saison	Nombre de brebis	Régime	Taux	
			prolificité	Ovulation
Automne	40 témoins	1.5 g de foin	138	148
	27 flushing	Idem +300 g de concentré	160	174
Hiver	44 témoins	1,6 kgdefoin+200g concentré	160	197
	35 flushing	Idem+500g de concentré	182	215
printemps	25 témoins	1,5kg de foin	136	179
	24 flushing	Idem+300g de concentré	169	201

III.2.3.1.2. L’effet male « bélier »

L’effet bélier est une technique naturelle d’induction des chaleurs, facile à mettre en œuvre. Il permet de synchroniser les chaleurs et d’avancer ou de prolonger la saison de reproduction de quelques semaines (**Vandiest, 2003**). Il est utilisé lorsque les femelles sont en période d’anoestrus, en particulier juste avant la saison sexuelle (juillet-aout) ou juste après (mars-avril) (**Experton, 2015**).

Cependant, l’efficacité de l’effet male varie selon certain facteurs d’élevage. Nous présentons ici les effets de la date d’introduction des béliers, de la durée de tarissement et du niveau alimentaire des brebis en situation d’élevage biologique (**Tournadrer, 2009**).

Les glandes cutanées des ovins produisent une matière grasse, appelée suint, qui contient notamment des phéromones. Chez les béliers, ces phéromones ont une action immédiate sur les brebis en anoestrus et qui n’ont pas été au contact d’un mâle depuis au moins un mois en déclenchant l’apparition des chaleurs dans un délai de 18-25 jours après l’introduction du bélier. C’est ce qu’on appelle « l’effet bélier ». En effet, on observe chez ces brebis une augmentation des pulses de LH, ce qui stimule la croissance folliculaire et donc la production d’œstrogènes et par conséquent le pic de LH préovulatoire. Les brebis vont finalement ovuler deux ou trois jours après l’introduction du bélier. Cependant, l’ovulation n’est pas accompagnée de manifestations de l’oestrus, on parle de « chaleurs silencieuses » (**Henderson et Robinson, 2007 ; Castonguay, 2012**).

Dans la moitié des cas environ, la formation d'un corps jaune fonctionnel suite à l'ovulation sera suivie d'un cycle œstral d'une durée normal et les brebis exprimeront leurs chaleurs autour du 18ème jour après l'introduction du bélier (Castonguay, 2012).

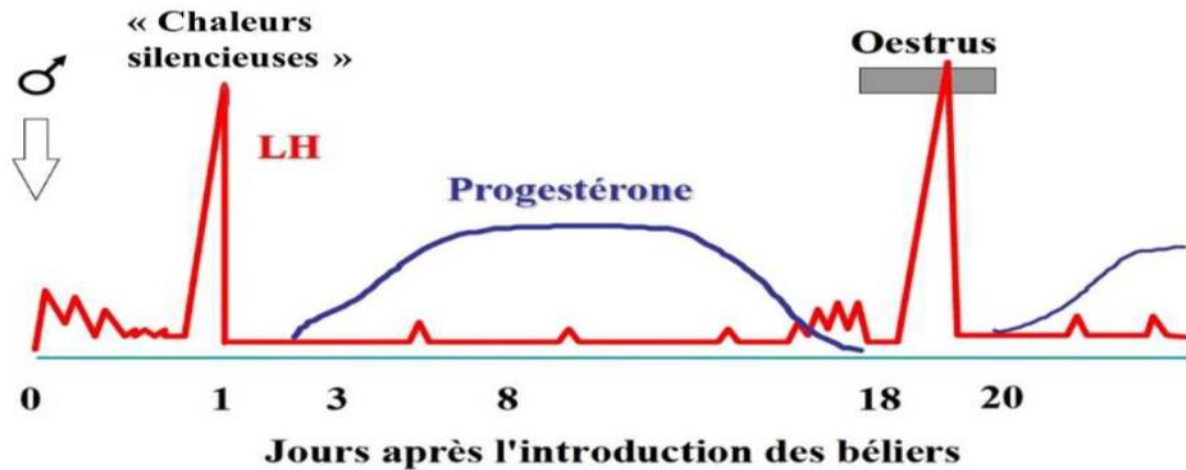


Figure 31 : Cycle normal après l'introduction du bélier (Castonguay, 2012).

Chez l'autre moitié des brebis, on observe d'abord un cycle court dû à la formation d'un corps jaune non fonctionnel suite à l'ovulation. Ce corps jaune dégénère rapidement (6-7 jours après l'ovulation) et permet ainsi la survenue d'une deuxième ovulation qui n'est toujours pas accompagnée de manifestations de chaleurs. Puis comme dans le cas précédent, les brebis présenteront une période d'oestrus 17 jours plus tard, autrement dit autour du 25ème jour après l'introduction du bélier (Castonguay, 2012).

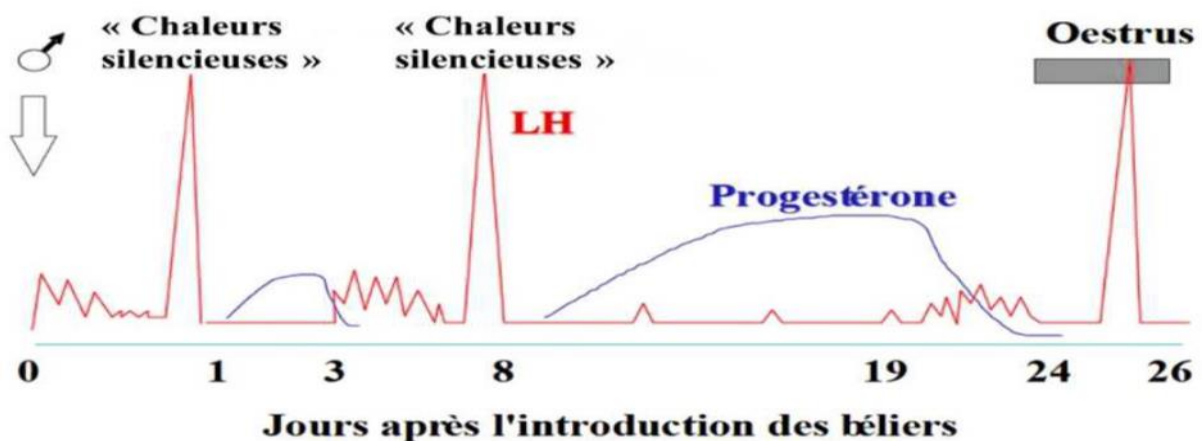


Figure 32 : Cycle court après l'introduction du bélier (Castonguay, 2012).

III.2.3.1.3. Programme lumineux (photopériode)

Nombreux sont les auteurs (Crapletet Thibier, 1984 ; Gomez-Brunet et al, 2012 ; Menassol et al, 2012) qui ont montré la liaison existant entre la saison, la venue en chaleur des brebis et la durée du jour. En effet, les variations saisonnières sont des adaptations nécessaires afin de faire face aux conditions rigoureuses, en ce sens (Chemineau et al, 1992) déclarent qu’il existe des espèces dites de jours longs et d’autres dites de jours courts, selon le moment où elles se reproduisent.

À titre d’exemple, les ovins dites de jour courts ; la photopériode est reconnue comme étant le signal nécessaire (horloge biologique interne) à leur activité sexuelle (Malpaux et al, 1989).

Donc les jours donc les jours longs sont « inhibiteurs » de l’activité sexuelle alors que les jours courts sont « stimulateurs » (Hansen, 2009).

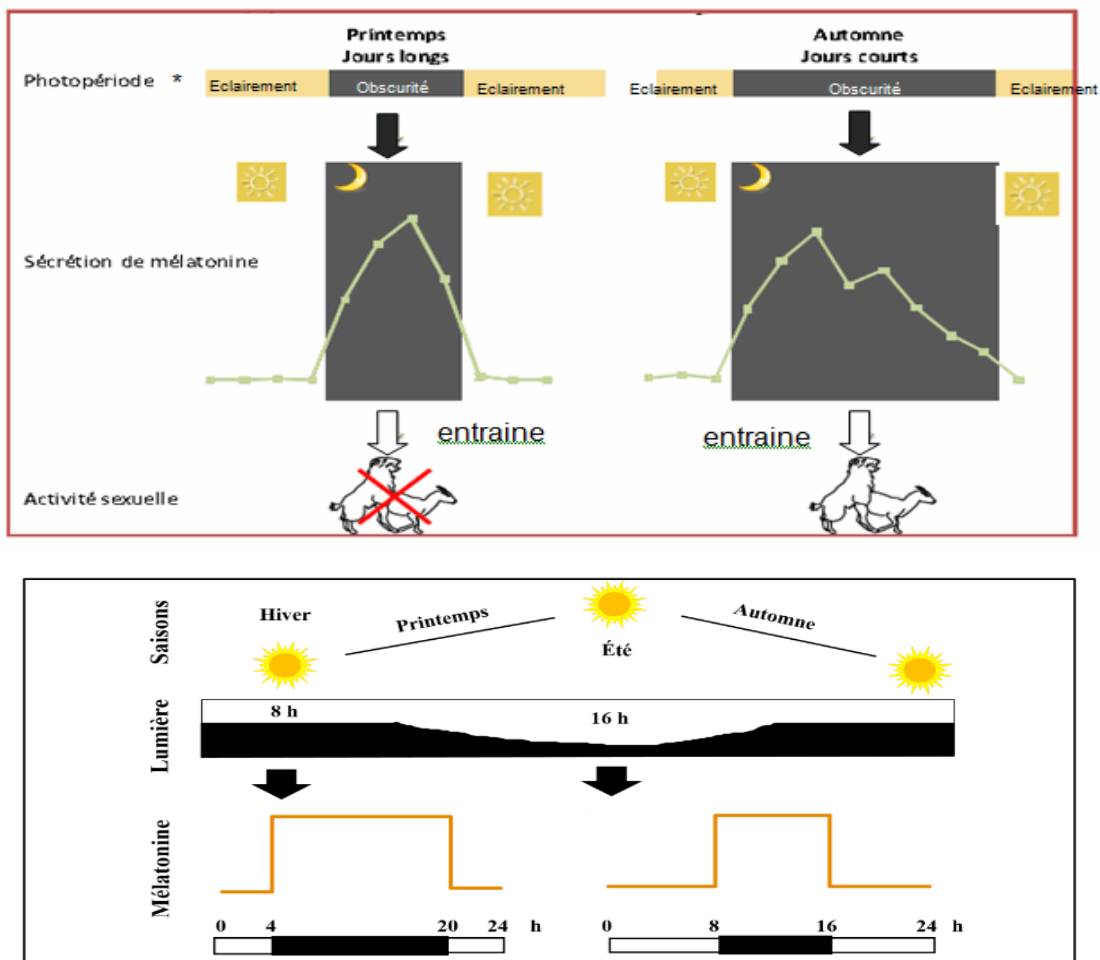


Figure 33 : Sécrétion de la mélatonine en fonction de la luminosité quotidienne (Chemineau et al, 1992).

Partie bibliographique Chapitre III. Maitrise de la reproduction chez la brebis

En pratique, la méthode oblige à éclairer la bergerie pendant 15 à 18 heures, d'une part dès 6 heures du matin jusqu'à l'aube et d'autre part du crépuscule jusqu'à 24 heures. La phase d'éclairement en jours longs doit durer au moins 75 voire 90 heures. Cette phase de jours longs est suivie d'une phase de jours courts qui correspondra à l'éclairement naturel (**Castonguay, 2006**).

L'information photopériodique est perçue par la rétine c'est le seul photorécepteur, elle possède des cellules capables de synthétiser la mélatonine et transmise par voie nerveuse à la glande pinéale en plusieurs étapes. Au niveau hypothalamique, le signal est transporté au noyau hypothalamique para ventriculaire, puis dans une colonne de cellules intermedio latérales située dans la moelle thoracique et ensuite aux ganglions cervicaux supérieurs.

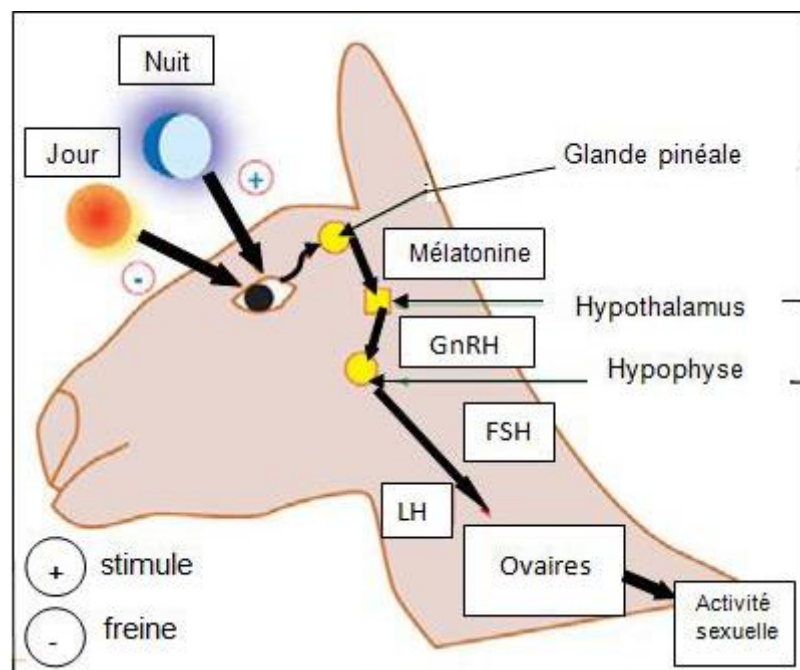


Figure 34 : Influence de la photopériode sur les sécrétions hormonales intervenant sur l'activité sexuelle (**Brice, 2003**).

- Avantages

- Permet l'obtention d'une activité sexuelle intense en contre-saison pendant une période relativement prolongée, par rapport aux autres techniques hormonales (**Malpoux et al, 1989**).
- Cette technique est relativement simple et peu coûteuse si les bâtiments sont déjà adaptés ou facilement modifiables. Elle est économique (1,00 \$/brebis pour les coûts d'électricité (**Castonguay et Lepage, 1998**)).

Partie bibliographique Chapitre III. Maitrise de la reproduction chez la brebis

-De plus, elle contribue à réduire l'utilisation d'hormones exogènes, un critère de plus en plus important pour les consommateurs.

-Avec cette technique, il est possible d'obtenir un programme de 3 agnelages en 2 ans (Ortavant, 1985).

-L'effet bélier améliorer la fertilité au début et à la fin de la contre-saison.

-Cette technique ne permet pas d'induire une cyclicité régulière des brebis (Castonguay, 2018).

-Inconvénients

Cette méthode ne peut être utilisée que dans les grandes unités d'élevage, à cause des difficultés d'application sur le terrain, spécialement du fait que l'induction d'une obscurité artificielle est une procédure très coûteuse et nécessite des locaux très spéciaux (Denis, 1984).

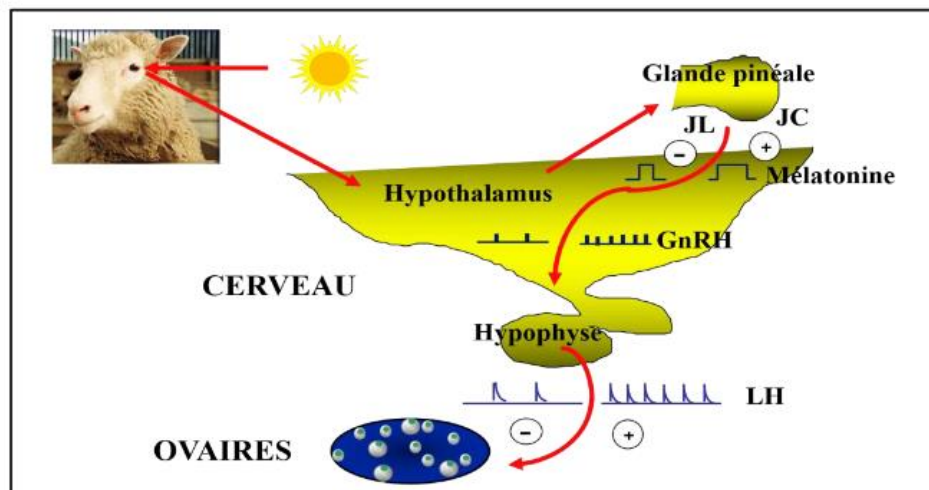


Figure 35 : Action direct de la photopériode sur le cycle hormonal sexuel des brebis (Castonguay, 2018).

III.2.3.2. Moyens hormonaux

Au cours de temps il devient indispensable de trouver les moyens d'amélioration de la productivité de notre cheptel ovin donc les traitements hormonaux des synchronisations des chaleurs montrent leur efficacité pour déclencher l'œstrus (Harkat, 2007).

III.2.3.2.1. Des traitements à base de molécules lutéolytiques : grâce à des propriétés lutéolytiques de certaines molécules qui permettent une régression du corps jaune et une chute des taux de progestérone plasmatique, suivi par une décharge de FSH et l'évolution d'un nouveau follicule et donc d'un nouveau cycle sexuel (Macdonald, 1980). Parmi ces molécules on a :

Partie bibliographique Chapitre III. Maitrise de la reproduction chez la brebis

Traitements à base d'œstrogènes : selon les espèces et les stades du cycle les œstrogènes peuvent être lutéolytiques ou lutéotrophiques. Parce que les œstrogènes ont une certaine action sur le corps jaune de femelles ovines (brebis). Ils ont été utilisés en premier quand les injectés à certains stades du cycle (2^{ème} moitié), ils ont une action lutéolytiques (induisant la sécrétion de la PGF2 α). A d'autres stades, ils ont une action lutéotrophiques (**Thimonnier et al, 1986**).

Traitements à base de prostaglandines (Pgf2 α) : utilisés pour synchroniser les chaleurs d'un lot de brebis cyclées. Selon **Hansen (2009)**, la régulation du cycle œstral par l'effet lutéolytiques de la prostaglandine utérine est un mécanisme très complexe qui varie d'une espèce à une autre, elle est produite par l'endomètre à partir de l'acide arachidonique, sous l'influence des œstrogènes et de l'ocytocine. Des études ont montré que la prostaglandine n'a aucun effet sur un corps jaune immature ou en cours de développement c'est pour ça il vaut mieux doubler sa dose (**Robert, 1986**). Par ailleurs, la fertilité obtenue à la suite de ces œstrus induits est en générale faible, sans doute à cause de la courte période d'imprégnation de l'utérus par la progestérone.

La prostaglandine et ses analogues synthétiques sont incapables d'induire l'œstrus et l'ovulation durant l'anoestrus saisonnier donc l'utilisation pratique des prostaglandines pour la synchronisation de l'œstrus reste limitée à la saison sexuelle, en contre saison, leur efficacité dépend de leur association a d'autres hormones capables d'induire l'œstrus (**Bouzebda, 1985**).

Traitements à base de GNRH : Plusieurs chercheur signaler l'inefficacité d'injection de GNRH en saison sexuelle sur les brebis non prolifiques et n'améliore que très peu pour les prolifique (cette méthode tenir compte de la prolificité de la brebis).

Au sens d'élaboration d'un programme de synchronisation de chaleur développé ; des études effectuée grâce une groupe guider par Brice en 1997(**Bartlewski et al, 2004**). En qui ont travaillé sur deux lots déférents de brebis qui ont synchronisées récemment par des éponges vaginales, la démarche d'études est :

-Le premier lot : après le retrait des éponges vaginales, les brebis sont injectées par le GNRH directement. Les chercheurs remarquent que ce dernier n'avait aucun effet sur le taux de l'ovulation.

-Le deuxième lot : les chercheurs injectent le GNRH après 24 heures de retrait d'éponges vaginales ; et ils ont enregistré une augmentation de taux d'ovulation la et un allongement des phases lutéales chez 100% des brebis (**Barone, 2001**).

Chez la brebis, le meilleur moment pour injecter la GnRH et de 24 à 44 heures après traitement progestagène avance le début d'œstrus et réduit la variabilité du moment d'ovulation (**Barone, 2001**).

Parmi les analogues de GnRH le busétiline qui utilise après un traitement par les éponges vaginales provoque une augmentation de sécrétion de la progestérone et une baisse des œstrogènes, ce qui favorise la réduction et la suppression des récepteurs de l'ocytocine au niveau de l'endomètre et par conséquent une baisse de sécrétion de la PGF 2α , d'où une meilleure survie de l'embryon (**Thériault et al, 2006**).

III.2.3.2.2. Stéroïde anovulatoire de synthèse (progestatif exogènes) :

La technique des progestagènes basée sur le fait d'établir un corps jaune artificiel pour chaque brebis, ainsi ces animaux n'ont pas une décharge ovulante. Après un certain temps, le corps jaune disparaît simultanément chez toutes les brebis et donc l'activité cyclique commence d'une façon synchronisée (**Lindsay et Thimonier, 1998**).

III.2.3.2.2.1. Progestérone et progestagène

La progestérone est utilisée sous forme d'injections, 30 à 40 mg de progestérone à 34 jours d'intervalle suivie 3 jours plus tard d'une injection de 1000-1500 UI de PMSG, la progestérone exerce un feedback négatif au niveau de l'hypothalamus ; elle diminue le taux des hormones gonadotropes (**Derivaux, 1971**).

L'administration de progestérone ou de progestagène ne modifie que très peu la durée de vie du corps jaune et le moment normal de la régression lutéale, cependant, la présence de progestérone empêche toute apparition d'œstrus et l'ovulation chez les femelles dont le corps jaune a déjà régressé. L'arrêt de traitement est suivi de l'œstrus et de l'ovulation (**Thimonier et Bosc, 1986**).

La supplémentation en progestagène permet de maintenir une inhibition des décharges préovulatoires de GnRH, de LH et de FSH au niveau du système hypothalamo-hypophysaire. De plus, la progestérone exogène provoque une diminution de la sécrétion de progestérone endogène et une lutéolyse progressive. De la sorte, lors de l'arrêt du traitement, la progestéronémie chute rapidement et les mécanismes de rétrocontrôle positif entre les follicules en croissance sur l'ovaire et l'axe hypothalamus-hypophyse entraînent la maturation folliculaire finale et l'ovulation (**Bister, 2004**).

Partie bibliographique Chapitre III. Maitrise de la reproduction chez la brebis

La technique est utilisable toute l'année et quel que soit de stade du cycle sexuel, cependant les résultats sont moins bons en dehors de la saison sexuelle (**Casamitjana, 1994**).

Les progestagène les plus utilisés sont :

- L'acétate de fluorogesterone ou FGA.
- L'acétate de melongesterol ou MGA.
- L'acérare de chlomadine ou CAP.
- Le norgestomet en SIC.

On distingue plusieurs procédés :

A-Eponges vaginales :

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

La méthode des éponges est, de loin, la plus répandue de par sa facilité d'utilisation et les résultats fiables qu'elle apporte, que ce soit après saillie naturelle ou après insémination artificielle (**Thimonier et al, 1975**).

L'éponge est placée dans le vagin de la brebis pendant 14 jours. Durant cette période, la libération de progestagène mime la présence d'un corps jaune actif ce qui bloque l'ovulation. Lors du retrait de l'éponge, la chute brutale de la concentration en progestagène induit l'apparition des chaleurs accompagnées de l'ovulation 24 à 48 heures après le retrait de l'éponge (**Dudouet, 2016**).

Les éponges imprégnées de **FGA** et dosées à 30 mg sont laissées en place pendant 12 jours et les éponges dosées à 40 mg pendant 14 jours. Il est préférable de ne pas dépasser les durées car, au-delà, la dose de **FGA** restant dans l'éponge risque d'être insuffisante pour la synchronisation (**Kayser, 1970**).

L'éponge vaginale peut être utilisée en association avec une injection d'hormone chorionique gonadotrope équine (eCG, anciennement nommée PMSG pour Pregnant Mare Serum Gonadotropin). L'eCG est administrée par voie intramusculaire (300 à 600 UI en fonction de la race et de l'état physiologique des femelles et de la saison) au moment du retrait de l'éponge (**Henderson et Robinson, 2007**)

***Choix du type de l'éponge :**

Tableau 02 : Méthodes de synchronisation des chaleurs chez les brebis (Boukhliq, 2002).

	Saison sexuelle		Anoestrus saisonnier	
	Type d'éponge	Durée de pose	Type d'éponge	Durée de pose
Brebis	40 mg Grise	14 jours	30 mg Grise	12 jours
Agnelle (12-15 mois) Poids min : 2/3 du poids adulte	40 mg blanche	14 jours	40 mg Blanche	14 jours
A chaque lutte, pour 1 bélier, ne pas dépasser	10 brebis ou 10	Agnelle	5 brebis ou 3-4	Agnelle
Intervalle minimum entre lise bas et pose d'éponge	3-4 jours		7 jours	
Intervalle minimum entre mise bas et pose d'éponge	60 jours		75 jours	

B-CIDR: (Controlled Internal Drug Release Devices)

Le CIDR s'inscrit dans les traitements hormonaux d'induction des chaleurs de type« progestatif», (traitement utilisant un progestagène—un analogue de la progestérone naturelle—ou de la progestérone naturelle) (Castonguay, 2014).

L'objectif principal des CIDR est d'imiter les conditions hormonales d'une phase lutéale d'un cycle sexuel normal (Gungor et al, 2009).

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 mieux planifier et organiser les périodes d'agnelages ou lorsqu'on désire inséminer des brebis (Castonguay, 2014).

Le CIDR renferme environ 330 mg de progestérone, qui est libéré graduellement dans le sang via la muqueuse vaginale. En effet, utilisé pendant 14 j, le CIDR mime l'action d'un corps jaune actif qui libère de la progestérone et bloque la venue en chaleurs. La progestérone libérée par le CIDR limite l'action de la progestérone endogène et agit par rétroaction négative sur l'hypothalamus qui sécrète la GnRH. De ce fait, la croissance des follicules est au ralenti et l'ovulation est inhibée pendant le traitement. Au retrait du CIDR, la progestérone chute, ce qui permet la reprise de l'activité sexuelle par l'induction et la synchronisation des chaleurs des brebis (Gungor et al, 2009).

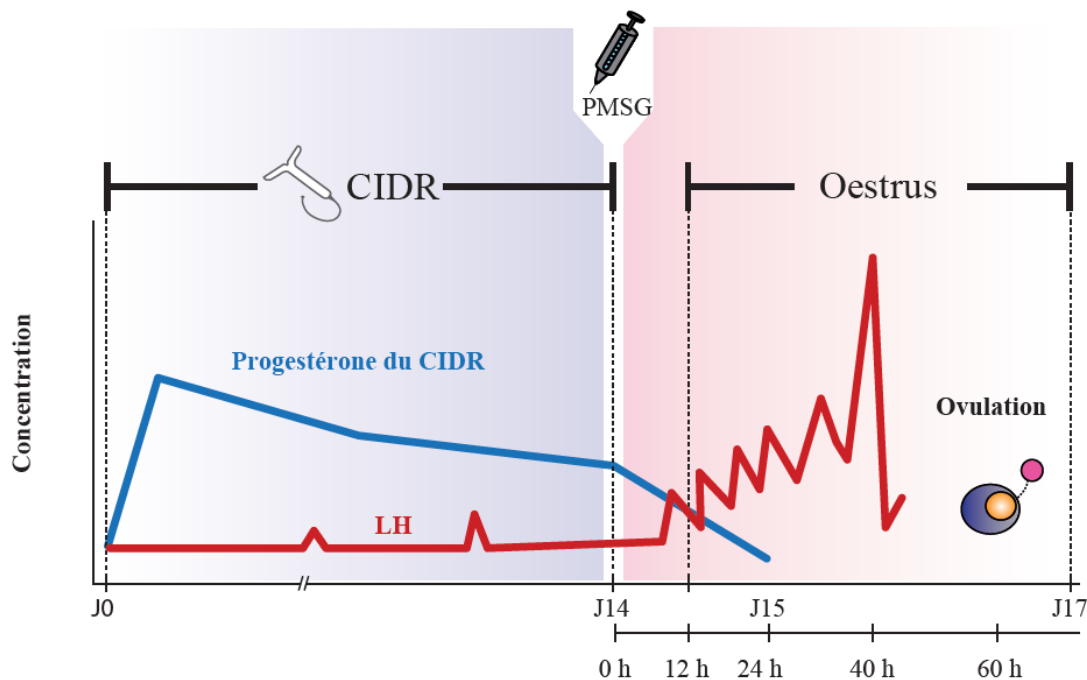


Figure 36 : Principe d'action du CIDR (Castonguay, 2018).

C--MGA : Dans les années 60, l'administration orale d'analogues synthétiques de la progestérone (MGA) a fait son apparition (Hogue et al, 1962 ; Brunner et al, 1964).

L'acétate de mélangestrol, ou MGA Progestérone synthétique présenté sous forme de poudre qui est homologué pour usage chez la vache de boucherie en parc d'engraissement les animaux doivent consommer quotidiennement de ce projet (Motlomelo et Greyking, 1997 ; Ungerfeld et Rubianes, 2002).

Chez la brebis, son action est la même que celle des autres progestagènes du même type (ex. MAP contenu dans l'éponge vaginale ou progestérone naturelle dans le CIDR), c'est-à-dire que

Partie bibliographique Chapitre III. Maitrise de la reproduction chez la brebis

son administration inhibe la venue en chaleur des brebis. L'arrêt de la consommation de MGA permet la reprise de la sécrétion des hormones impliquées dans la venue en chaleur et dans l'ovulation (**Castonguay, 2018**).

La plupart des études ont montré qu'un traitement de 8 à 12 j avec le MGA est suffisant pour induire l'oestrus en contre-saison sexuelle (**Powell et al, 1996 ; Jabbar et al, 1994 ; Umberger et al, 1992**).

Cependant, en saison sexuelle, comme il y a des corps jaunes actifs sur les ovaires, il se peut que, si on arrête la distribution du MGA après seulement 10 ou 12 j, il y ait des corps jaunes encore fonctionnels et produisant de la progestérone qui empêchent la venue en chaleur des brebis. Si le traitement de MGA n'est pas assez long, on se retrouve alors avec un groupe de brebis dont les chaleurs ne sont pas bien regroupées. En saison sexuelle, le traitement de MGA doit donc durer 14 (**Castonguay, 2018**).

III.2.3.2.2. Mélatonine

Le traitement à base de mélatonine pour modifier la saison de reproduction en espèce ovine est la suite logique de l'utilisation de programmes de photopériode artificielle, dans le sens où il permet de supprimer le surcoût d'un élevage exclusivement en bâtiment. La mélatonine est une substance naturelle synthétisée et sécrétée par la glande pinéale, qui informe l'organisme sur les variations de la durée d'éclairement journalière.

L'administration de mélatonine exogène modifie la perception photopériodique d'un animal en simulant une situation de jours courts, et ce, même si les yeux de l'animal perçoivent des jours longs, ce qui est généralement le cas au printemps et en été lorsque l'on souhaite induire une activité sexuelle à contre-saison, et qu'il est impossible de maintenir les animaux dans un local fermé (**Chemineau et al, 1992**).

Les avantages :

- La technique du CIDR est très efficace en tout temps de l'année.
- CIDR est la seule technique qui permet de provoquer l'ovulation d'un groupe de brebis dans un intervalle de temps très court et qui peut donc être utilisée pour l'insémination à temps fixe.
- MGA est une technique intéressante pour le regroupement des agnelages de grands groupes de brebis en raison de son coût relativement faible.

Partie bibliographique Chapitre III. Maitrise de la reproduction chez la brebis

-MGA limite le stress des animaux ainsi que les risques de blessures et de transmission de maladies pour les producteurs moins précautionneux et patients avec les CIDR (**Castonguay, 2018**).

-Dans la plupart des recherches, la technique de mélatonine permet d'avancer la saison de reproduction des brebis de la même façon qu'un traitement lumineux de jours courts (**Castonguay, 2018**).

Les inconvénients :

-Le coût de la synchronisation avec le CIDR est plus élevé comparativement à d'autres techniques.

-Plus la dose de PMSG utilisée dans la technique de CIDR est élevée, plus les risques de naissances multiples augmentent, ce qui peut causer de mauvaises surprises aux éleveurs peu habitués à gérer les portées multiples.

-Le plus important inconvénient de la technique de MGA est le manque de constance dans les résultats.



Partie expérimentale



Chapitre I.
Matériels et méthodes

I.1. Objectif

L'objectif de cette étude est de connaître la réponse des brebis vis-à-vis d'un traitement de synchronisation des chaleurs en période d'oestrus et d'estimer l'effet de cette manipulation sur les performances reproductives des brebis dans la région de M'sila.

I.2. Présentation de la région d'étude

Notre étude a été réalisée au niveau de différentes exploitations agricoles privées (au nombre de 13) situées dans la région de M'sila, durant la période qui s'étend de la fin du mois de Décembre 2019 jusqu' au mois de septembre 2020.

Tableau 03 : Répartition des effectifs ovins étudiés.

Région	Exploitations	Nombre total de brebis/exploitation	Nombre de brebis synchronisées/exploitation
M'tarfa	1	70	35
		20	20
	2	160	100
	3	60	40
El souamaa	4	15	10
	5	60	25
Ouled mansour	6	80	25
	7	250	125
Zrarga	8	25	25
	9	35	25
	10	80	25
	11	8	5
Nouara et Ouled mansour	12 et 13 (lot témoin)	65	460

La wilaya de M'Sila est une subdivision administrative algérienne. Elle compte 990 592 habitants sur une superficie de 18 718km². Elle est limitée par les wilayas de Médéa, Bouira, Bordj-Bou-Argeridj et Sétif au nord, Batna à l'est, Djelfa à l'ouest et Biskra au sud. Elle compte 47 communes divisée en 15 daïras. Le climat de la Wilaya est de type continental soumis en partie aux influences sahariennes. L'été est sec et très chaud, alors que l'hiver est très froid. Au cours de l'année, la température varie généralement de 3 °C à 38 °C et est rarement inférieure à 0 °C ou supérieure à 42 °C. La précipitation est faible et irrégulière.



Figure 37 : Localisation des exploitations visitées (Google maps, 2020).

La température moyenne annuelle est de 22° degrés et 370 mm de pluie tombe en une année. Avec un taux d'humidité estimé à 67%.

La wilaya de M'sila se caractérise par un vaste espace pastoral, à hauteur de plus d'un million d'hectares ceci permet de classer la wilaya comme une zone de transition entre le territoire saharien et la steppe proprement dite (d'où une sensibilité aux évolutions climatique).

La wilaya de M'Sila occupe le troisième rang au niveau national en ce qui concerne l'effectif ovins. L'activité de l'élevage est prédominante et diversifiée, de type extensif à semi intensif. Cette activité d'élevage est toujours source de revenu d'une grande partie de la population locale. Une large proportion d'éleveurs, 86,7%, s'adonnent au travail de la terre. Outre la jouissance des animaux par le fourrage gratuit des parcours steppiques (en diminution continue), les céréales produites localement ou achetées (orge, maïs, son, paille, foin) complètent le manque de fourrage sur parcours.

Leur parcours sont sous l'emprise d'une multitude de facteurs ayant concouru leur dégradation, 73% des parcours ont fini par être dégradés (HCDS, 2010).

I.3. Démarche de l'étude

La démarche retenue pour cette étude comporte les étapes suivantes :

- Une synthèse bibliographique sur la synchronisation des chaleurs.
- Des visites à un docteur vétérinaire (Monsieur Amroune smail) pour préparer des sorties (sur terrain)
- La collecte des informations à travers la Direction des Services Agricoles (DSA).
- Une visite à la grossisterie du matériel médical« **EL HIDAB** » pour prendre une idée générale sur le matériel utilisé.
- Des sorties successives de pose et des retrait des éponges vaginales dans différents régions de M'sila.
- La collecte des informations et l'analyse des données statistiques (nombre des mis bas, avortements, nombre de retours en chaleurs, mesure des paramètres de reproduction...)

La méthodologie adoptée est mentionnée par un récapitulatif dans le schéma suivant.

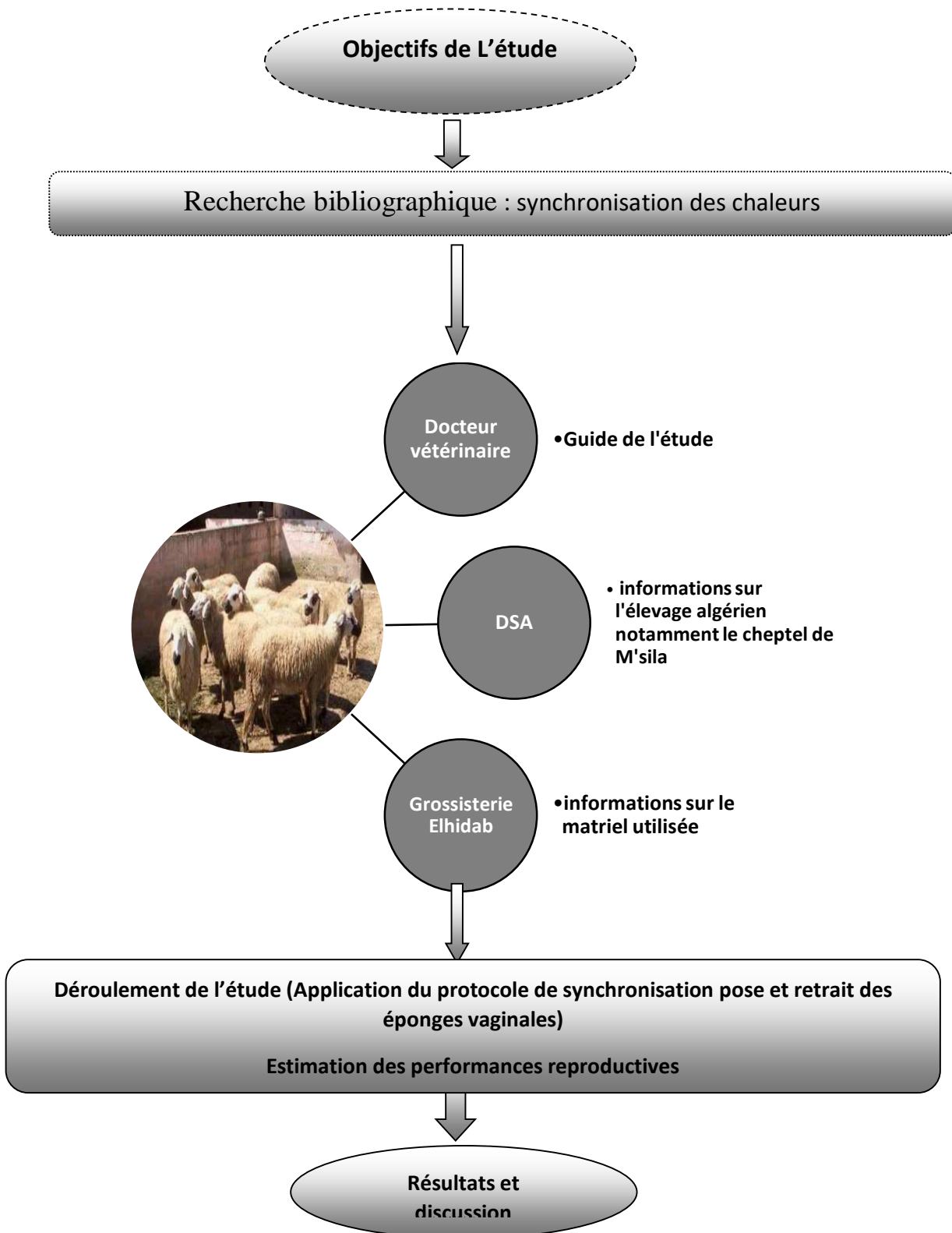


Schéma 01 : Plan de démarche d'étude.

I.4. Matériels

I.4.1. Les animaux

Le troupeau, que nous avons utilisé dans notre étude est composé de 525 brebis (460 brebis synchronisées et 65 brebis pour le lot témoin) de la race Ouled Djellal et Rembi ; âgées de 2 à 8 ans. Elles proviennent de différents élevages de la région de M'sila. L'identification des animaux est essentielle pour pouvoir ensuite analyser les données et éviter au maximum les erreurs. Dans notre étude l'identification a été réalisée grâce à des marqueurs « RAIDL ». Ces animaux ont mis bas au cours de la saison sexuelle précédente, certaines brebis ont manifesté des écoulements vaginaux et des maladies puerpérales et un traitement d'antibiothérapie avec un lavage utérin a été envisagé avant la synchronisation des chaleurs. Un traitement antiparasitaire a été effectué pour éliminer l'impact du parasitisme sur la fertilité.

Tableau 04 : Répartition des lots étudiés en fonction de l'âge des brebis.

	Nombre des brebis	Age
Brebis synchronisées	60 têtes	02 ans
	400 têtes	03-06 ans
Lot témoin	65 têtes	02-08 ans





Photo 01 : troupeau des ovins étudiés



Photo 02 : Antibiothérapie envisagée (source originale).

I.4.2. Alimentation et abreuvement

Le type d'élevage dans la région de M'sila est extensif à semi intensif ; les animaux utilisent les pâturages le long du jour, durant toute l'année, à l'exception des périodes où il fait très froid.

Pendant la période estivale, les troupeaux sortent deux fois par jour, tôt le matin puis tardivement l'après-midi. La majorité des éleveurs pratiquent une complémentation, à base de concentré (orge en grain et le son) et de CMV (complément minéral-vitaminé) généralement acheté sur le marché informel ou sur des offices de l'état tel que l'ONAB, la quantité de concentré distribuée varie de 0,5 à 1kg/tête/jour.

L'eau mise à la disposition du cheptel en permanence (distribuée à volonté) est une eau pure de bonne qualité qui provient dans des abreuvoirs dont la source d'eau est un puits ou forage ou encore de l'eau achetée et ramenée par des camions citernes.

I.5. Méthodes de synchronisation des chaleurs chez la brebis

I.5.1. Matériel et produits

I.5.1. Les éponges vaginales

Sont de forme cylindrique de couleur blanche (Chronogest CR) ou grise (Synchro-part) ; elles sont menées dans des sachets bien fermés de 25 éponges /sac. Chaque éponge se termine par un fil qui permet d'extraire de l'éponge au moment du retrait, chaque éponge Chronogest CR et Synchro-part à libération contrôlée contient 20 mg et 30 mg successive d'acétate de flugestronne (FGA).

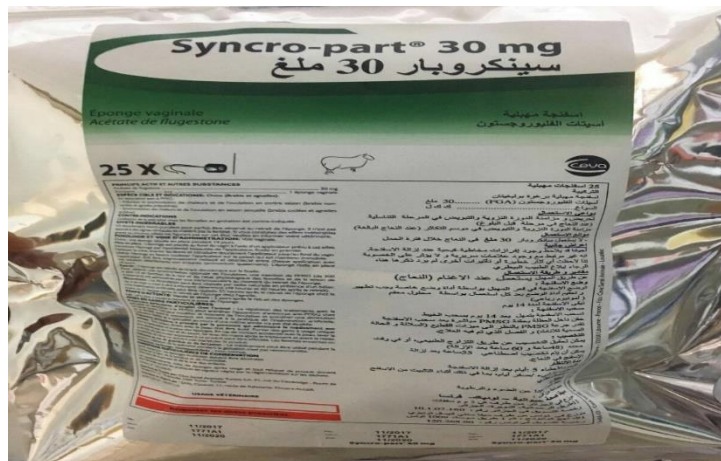


Photo 03 : les éponges vaginales

Tableau 05 : Prix d'une unité de synchronisation des chaleurs.

Le modèle	Eponge	Un Dose de FOLLIGON	Total (unité)
Synchro-part	400 DA	250 DA	650 DA
Chronogest	470DA	250DA	720 DA

I.5.2. Applicateur

Est un tube en plastique dur à surface lisse, qu'on peut facilement nettoyer et désinfecter son extrémité antérieure est biseautée et un poussoir qui sert à propulser l'éponge au fond du vagin.



Photo 04 : Applicateur des éponges vaginales (source originale).

I.5.3. Désinfectant

Dans notre travail nous avons utilisé « **TH5** » et parfois « **Biocid-30** » qui sont des désinfectants liquides ultra concentrés, agréés pour la prophylaxie des maladies contagieuses et virales par les services vétérinaires. On procède à la désinfection de l'applicateur entre deux poses d'éponges et pour éviter toute transmission de germes d'une brebis à l'autre.



Photo 05 : Les désinfectants utilisés (source originale).

I.5.4. PMSG

C'est des gonadotrophines, appelées aussi Gonadotropins sont des hormones glycoprotéique complexe agissant sur les fonctions des gonades (ovaires et testicules). Cette hormone induit et synchronise les chaleurs et les ovulations. Elle est utilisée en association avec un traitement progestagène. La PMSG est commercialisée sous le nom de « FOLLIGON 1000 UI ». Son administration se fait avec une dose de 300-700 UI par voie intramusculaire à la fin d'un traitement progestagène. La PMSG est vendue sous forme d'une boîte de 5 flacons de 1000 UI et 5 flacons de solvant lorsque le solvant est solution tampon de 5 ml.



Photo 06 : PMSG (source originale).

I.5.5. Marqueur d'identification

Toutes les brebis traitées lors de l'expérimentation sont identifiées à l'aide d'un marqueur orange sur la face de tête.





Photo 07 : L'identification des animaux (source originale).

I.5.6. Les gants.



Photo 08 : des gants (source originale).

I.5.7. Protocole de synchronisation

I.5.7.1. Pose des éponges vaginales

Nous avons procédé à la pose des éponges à partir du **28/12/2019** selon les étapes suivantes :

- Se laver soigneusement les mains avant de commencer l'opération.
- Préparer un pot rempli d'eau et on ajoute le désinfectant pour rincer et désinfecter l'applicateur.
- Choisir et préparer les quantités nécessaires des éponges et les mettre dans un sac à coté

- Séparer les lots de brebis (lot synchronisé et lot témoin).
- Tromper l'applicateur dans la solution désinfectante pour limiter les risques d'infection accidentelle au niveau vulvaire et vaginal lors de la pose des éponges après chaque utilisation.
- Introduire l'éponge dans l'applicateur, par l'extrémité biseautée en la comprimant au préalable avec les doigts et l'autre l'extrémité de la ficelle reste à l'extérieur du tube.
- Ecarter légèrement les lèvres de la vulve avec les doigts de la main gauche lorsque l'applicateur contenant l'éponge est dans la droite.
- A l'aide de la main droite introduire l'applicateur dans le conduit vaginal de la brebis avec l'insertion du poussoir doucement et garde le en place.



- Retirer le tube de quelques centimètres pour libérer l'éponge, retirer ensuite le tube et le poussoir hors du vagin.



-Après la pose de l'éponge, vérifié que la ficelle reste suspendue et bien visible pour faciliter le retrait de l'éponge.



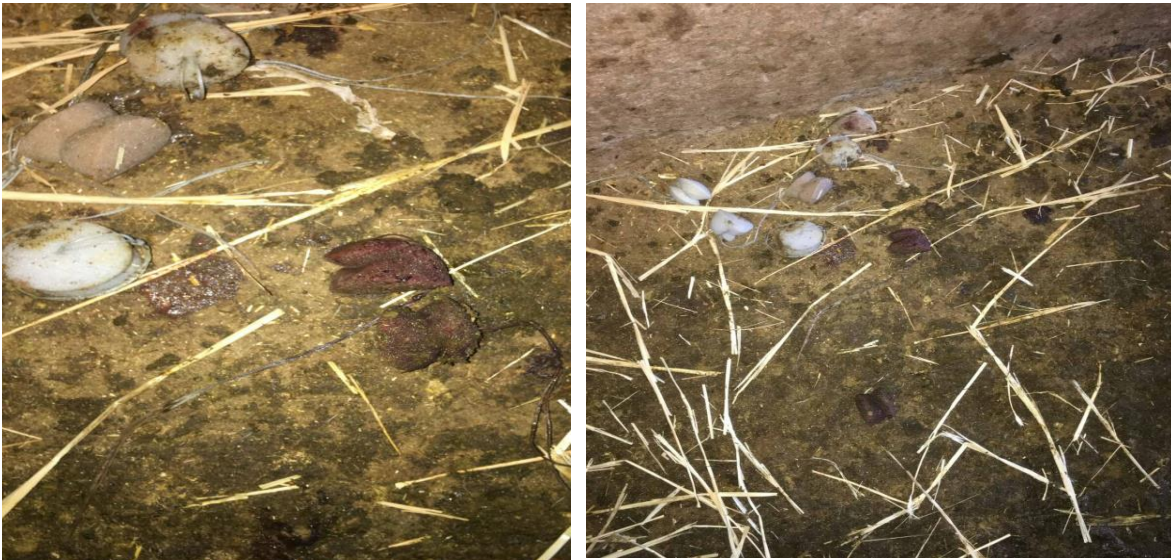
-Après chaque utilisation l'applicateur doit être désinfecté pour éviter la transmission des germes et toute éventuelle infection génitale.

I.5.7.2. Retrait des éponges vaginales

Les éponges sont laissées en place pendant une durée de 14 jours (éponge 40mg en saison) ou 12 jours (éponge 30mg en contre saison). Le retrait s'effectue par une traction légèrement dirigée vers le bas sur une femelle en position debout.



Dans certains cas on a des pertes accidentelles d'éponges (le fil d'éponges est invisible) ceci oblige une palpation à l'aide des gants. Une fois les éponges retirées, on procède à leur destruction (par incinération) pour éviter toute source de contamination.



Il faut éloigner les chiens car ils raffolent les éponge ceci engendre parfois à des maladies mortelles. Certain éponges contient des écoulements vaginaux à cause des maladies puerpérales (métrite par exemple) ou bien à cause d'un accident lors de pose de l'applicateur.

Pour mieux favoriser l'ovulation et améliorer la synchronisation des chaleurs des brebis on doit associer juste après le retrait des éponges une injection d'une dose variable de PMSG par voie intramusculaire à la fin du traitement progestagène.

Les doses administrées doivent être adaptées à la race (doses plus faibles chez les races prolifiques que chez les races non prolifiques) et à la saison (doses plus élevées chez les brebis non cyclées que chez les brebis cyclées) et aussi à l'âge des brebis.

Dans notre étude on prend en considération ces facteurs liés aux doses de PMSG, une dose trop faible de PMSG a été appliquée (un minimum de 300 UI est indispensable). Cette dose est à adapter en fonction des aptitudes en lutte naturelle des femelles comme indiqué dans le tableau suivant, plus elles sont prolifiques et « dessaisonnées », moins il faut de PMSG (voir tableau).

Tableau 06 : Doses indicatives de PMSG (Laurence et al, 2009).

Catégorie des Brebis	Adulte		Agnelle	
	Boucher	Rustique et prolifiques	Boucher	Rustique et prolifiques
Automne	500UI	300UI	400UI	300UI
Autre saison	600UI	400UI	400UI	300UI

I.5.7.3. Injection de PMSG

Les doses de PMSG utilisées pour les femelles adultes, varient entre 400 et 700 unités internationales (UI) à contre-saison, 300 et 600 UI en saison sexuelle.

Dans notre travail, et après retrait de l'éponge vaginale, l'injection d'une dose unique de 400 UI de PMSG a été effectuée pour chaque brebis du lot synchronisé.

-Mélange d'un flacon de 1000 UI de FOLLIGON avec un flacon de solvant de 5 ml.

Exemple : on calcule la dose de PMSG comme suit :

$$1000 \text{ UI} \rightarrow 5 \text{ ml}$$

$$400 \text{ UI} \rightarrow X \quad X = \mathbf{2 \text{ ml}}$$

NB : on prend en considération (l'âge, état corporelle, saison).

Donc, on injecte le « FOLLIGON 1000UI » à raison de **2 ml** de PMSG pour chaque brebis, par injection intramusculaire profonde.



Photo 09 : Préparation de PMSG (source originale).

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

Tableau 07 : Les dates de pose et de retrait des éponges vaginales.

Région	Exploitations	Nombre de brebis synchronisées	Date de pose des éponges vaginales	Date de retrait des éponges vaginales
M'tarfa	1	35	08/04/2020	22/04/2020
	2	20	31/03/2020	13/0/2020
	3	100	08/04/2020	22/04/2020
	4	40	19/03/2020	02/04/2020
El souamaa	5	10	04/02/2020	18/02/2020
	6	25	17/03/2020	30/03/2020
Ouled mansour	7	25	29/03/2020	15/03/2020
	8	125	02/04/2020	16/04/2020
	9	25	07/04/2020	21/04/2020
Zrarga	10	25	28/02/2020	14/04/2020
	11	25	21/04/2020	03/05/2020
		5	07/04/2020	21/04/2020

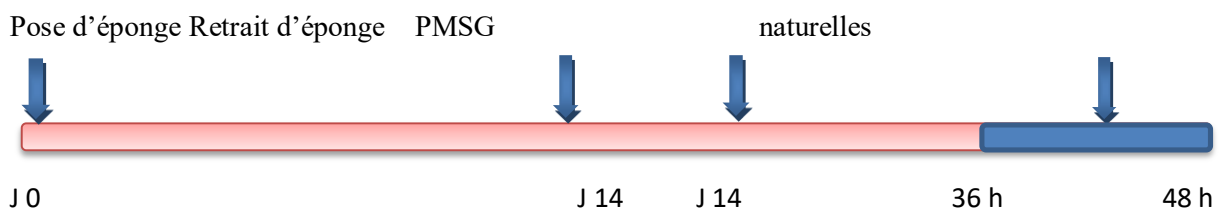
I.6. La lutte

Le début de l'œstrus est déterminé par l'acceptation du chevauchement d'un mâle vasectomisé après 36 à 48 h de l'injection de PMSG. La lutte se fait naturellement (saillie naturelle).

Les béliers fertiles introduits sont âgés de 2 à 6 ans. Leur nombre varie d'une exploitation à autre, en pratique un bélier pour 5 brebis (les deux dernières brebis ont une chance de fécondité plus faible). Les béliers choisis doivent recevoir une alimentation équilibrée tout au long de l'année semblable à celle des brebis (le flushing deux mois avant la mise à la reproduction est fortement conseillée).

La PMSG doit être préparée moins de deux heures avant son injection (tout traitement ou vaccin est déconseillé lors de la pose des éponges à trois semaines après le retrait des béliers).

Injection IM Période des saillies

**Schéma02** : Protocole de synchronisation des chaleurs.

I.7. Le diagnostic de gestation

Le suivi des brebis traitées est obligatoire, pour cela différentes approches sont utilisables pour poser ou confirmer le diagnostic de gestation chez la brebis. Dans notre étude, deux méthodes de diagnostic de gestation ont été utilisées :

-Échographie : La méthode radiologique permet de diagnostiquer la gestation et de dénombrer les fœtus avec des valeurs exactes ; cette précision est assortie d'un certain nombre d'inconvénients. Elle est coûteuse et surtout le risque d'irradiation de l'animal et du manipulateur.

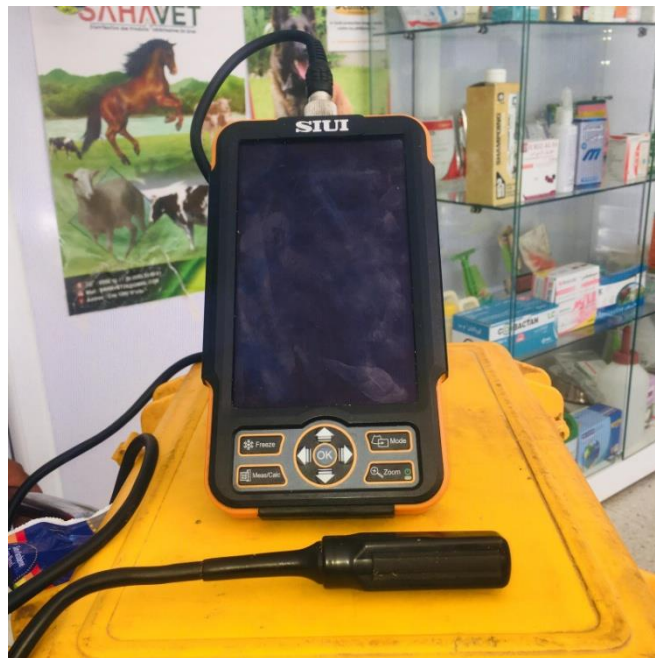


Photo10 : L'échographe utilisé (source originale).

-La palpation abdominale est avérée peu fiable en début de gestation. Bien que cette technique soit simple et peu coûteuse, elle présente des risques non négligeables de blessures rectales et d'avortements.

I.8. Détermination des paramètres de la reproduction

-La fertilité : représente le nombre de femelle mettant bas par rapport au nombre de brebis mise à la lutte pendant une période fixée.

Fertilité = nombre des brebis ayant mis bas / nombre de brebis mises à la lutte X 100.

-La prolificité : représente le nombre d'agneaux nés par les brebis mettant bas.

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

-La fécondité : représente le nombre d'agneaux nés par les brebis mises à la lutte.

Fécondité : nombre d'agneaux nés / nombre de brebis mises à la reproduction X 100



II.1. Evaluation des paramètres de la reproduction chez les ovins dans la région de M'sila

Les résultats obtenus sont résumés dans les schémas suivants :

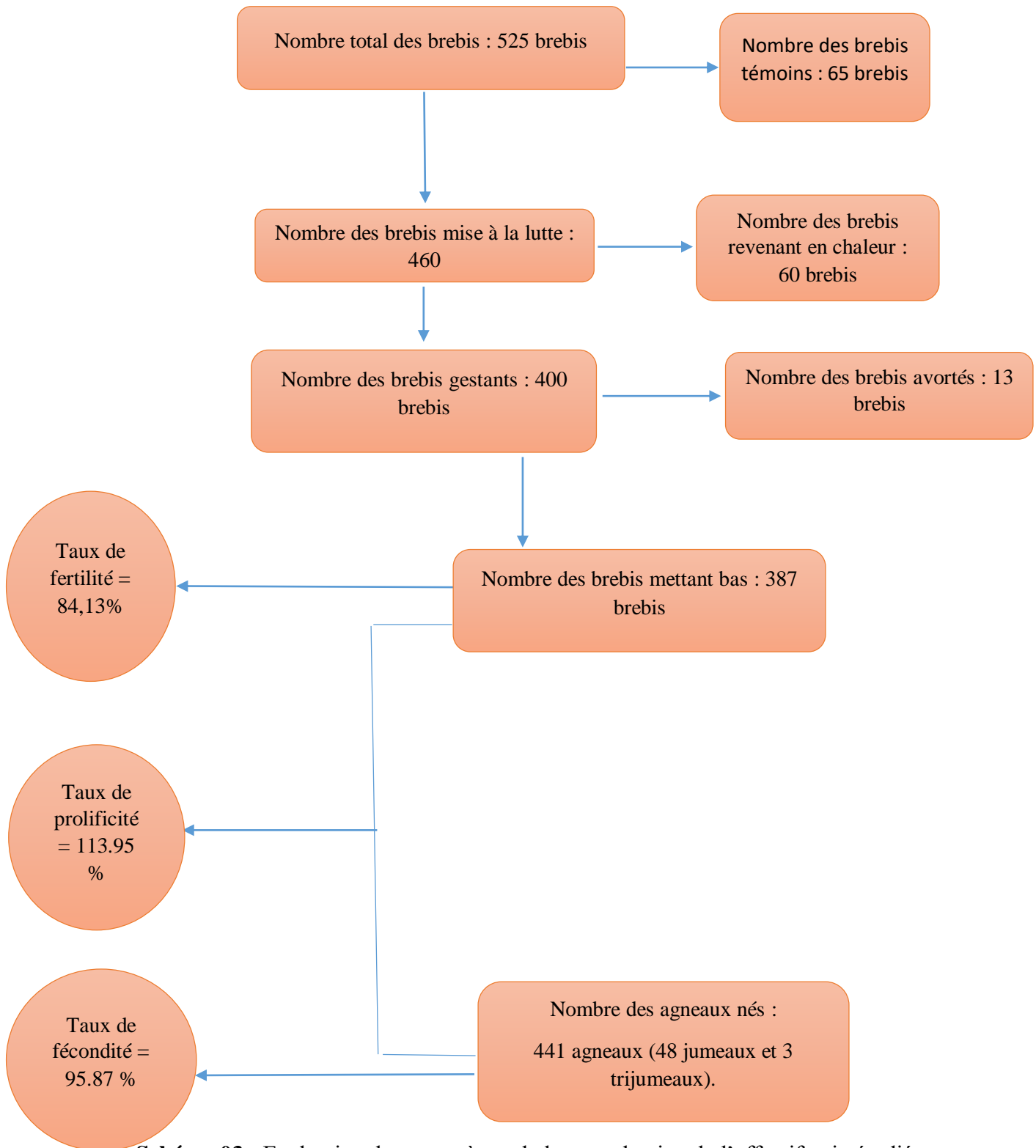


Schéma 03 : Evaluation des paramètres de la reproduction de l'effectif ovin étudié.

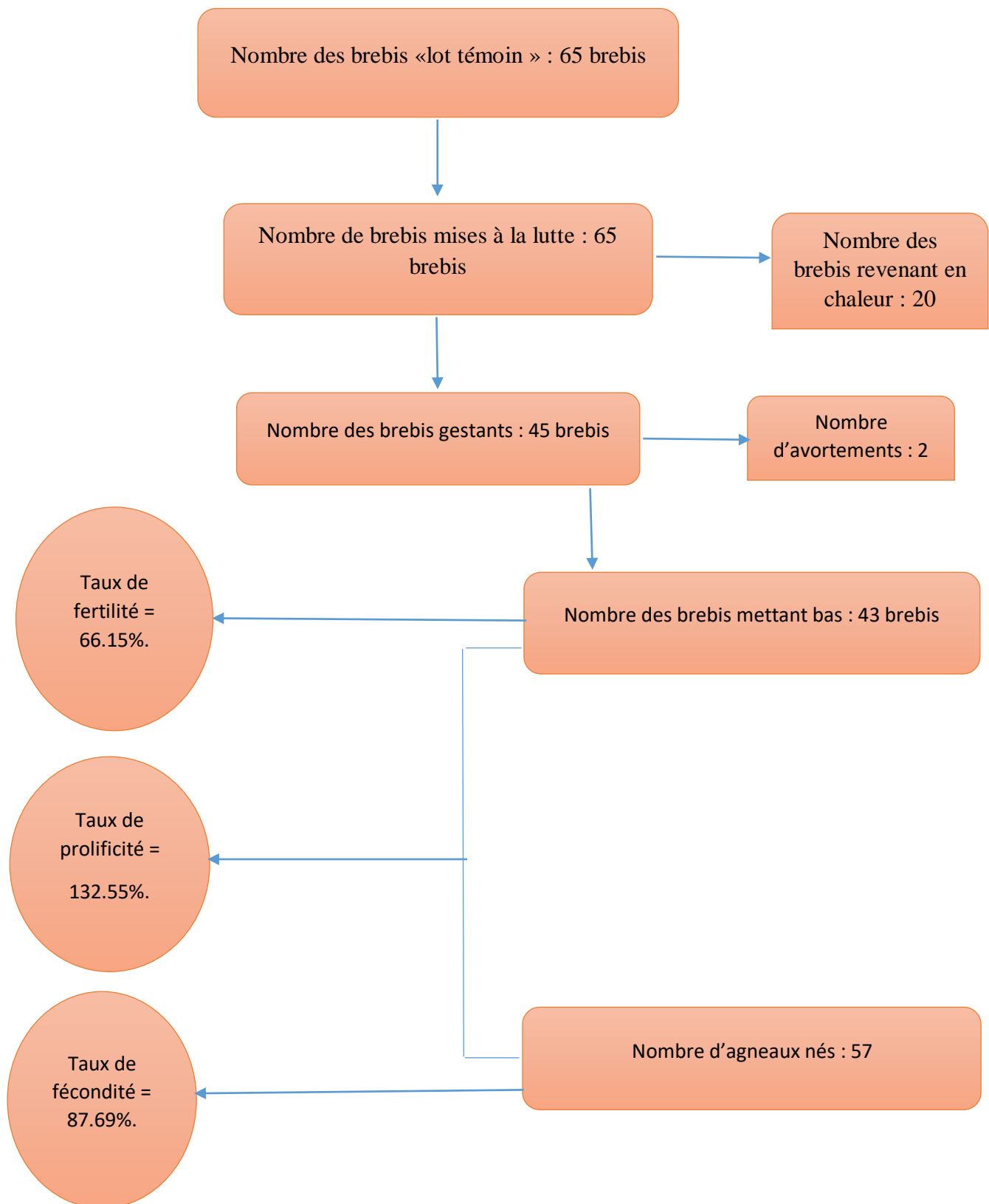


Schéma 04 : Evaluation des paramètres de la reproduction de l'effectif témoin.

Tableau 08 : présentation récapitulative des résultats de l'expérimentation.

Région	exploitations	Nombre total de brebis	Nombre de brebis synchronisées	Nombre de brebis gestants	Nombre des avortements	Nombre des retours en chaleur	Nombre des brebis mis bas	Nombre des nouveaux nés		
								01ag neaux	jum eaux	triju meaux
M'tarfa	1	70	35	35	3	/	32	27	5	/
		20	20	20	6	/	14	13	1	/
	2	160	100	100	/	/	100	87	10	3
	3	60	40	40	/	3	38	35	3	/
	4	15	10	10	/	/	10	7	3	/
El souam aa	5	60	25	25	/	/	25	23	2	/
Ouled mansour	6	80	25	25	2	4	19	16	3	/
	7	250	125	125	2	34	89	74	15	/
Zrarga	8	25	25	25	/	/	25	23	2	/
	9	35	25	25	/	/	25	21	4	/
	10	80	25	25	/	20	5	5		/
	11	8	5	5	/	/	5	5		/
Nouara et Ouled mansour	12 et 13 lot témoin	65	/	45	2	20	43	31	10	2
total	13	525	460	505	15	80	430	367	58	5

Tableau 09 : Répartition des gestations, des retours en chaleurs et des avortements de l'effectif ovin étudié.

Nombre de brebis mises à la lutte	Nombre de brebis synchronisées	Taux de synchronisation des chaleurs (%)	Nombre des brebis gestants	Taux de Gestation (%)	Nombre de retour en chaleur	Taux de retour en chaleur (%)	Nombre des avortements	Taux d'avortements (%)
Lot (1)								
Synchronisé	460	100	400	86.95	60	13.04	13	2.82
Lot (2)								
Témoin	/	/	45	69.23	20	30.76	2	3.07

II.1.1. Taux de synchronisation

Le succès de la synchronisation de chaleur est de 100 % dans un troupeau composé de 460 brebis subissant la technique de synchronisation. Qui avait été interprété par le faible déplacement effectué par les brebis. Conformément à notre observation, Steffan et al. (1983) ont confirmé que chez deux troupeaux de 100 et 125 brebis respectivement la synchronisation a réussi à 100%. Par conséquent le taux de perte d'éponges vaginales est estimé à (0%).

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

Parmi les 460 brebis synchronisées on note que seulement 400 brebis ont été gestants avec un taux de gestation d'environ 86.95%, 60 brebis ont marqué un retour en chaleur. Ces résultats pourrait s'expliquer par :

- Le nombre insuffisant de béliers introduits lors de la lutte
- Alimentation de bétail non équilibrés distribué aux brebis.
- Mortalité embryonnaire.

À l'inverse, et pour le lot témoin le taux de gestation ne dépasse pas 69,23% et qui est nettement inférieur à celui du lot synchronisé.

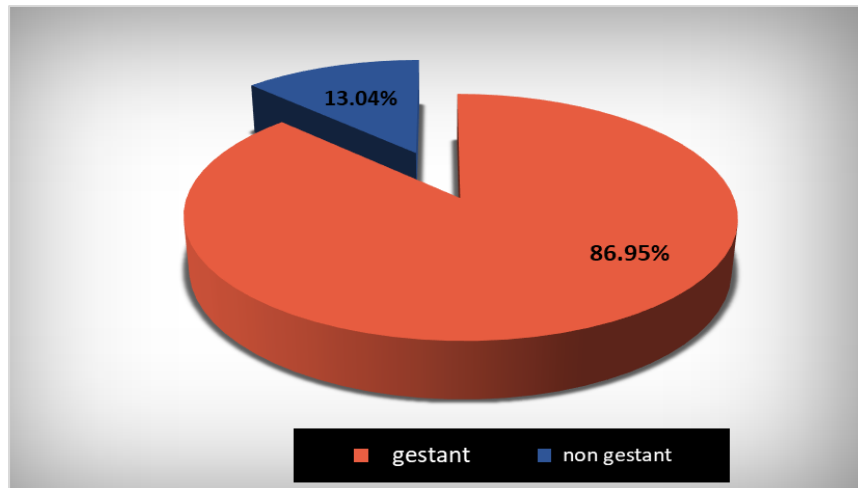


Figure 38 : Taux de gestation et de retour en chaleur des brebis synchronisées.

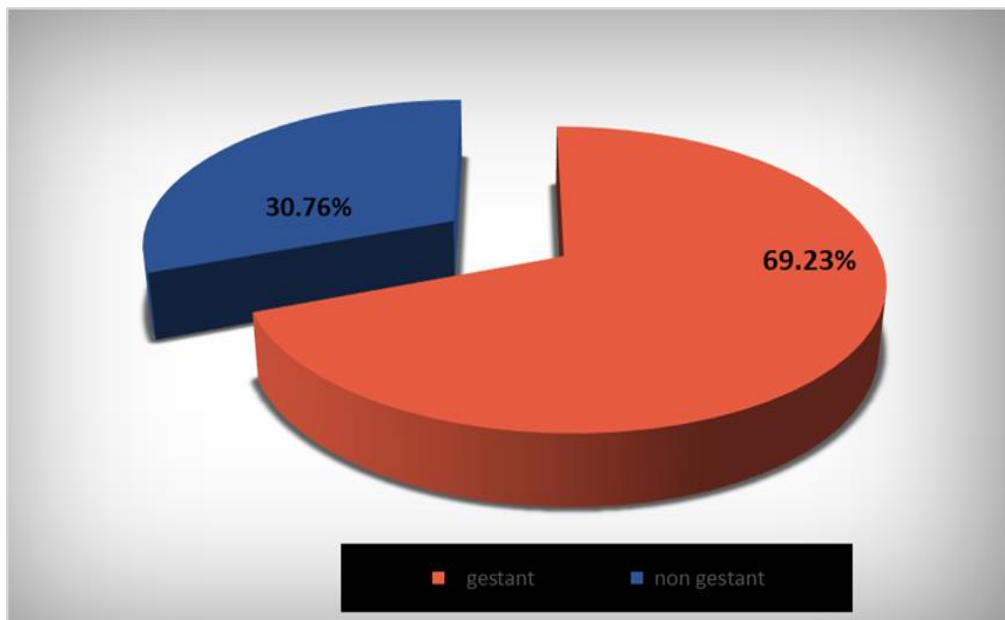


Figure 39 : Taux de gestation et de retour en chaleur des brebis du lot témoin.

II.1.3. Taux d'avortement

Le taux d'avortement enregistré est très faible et ne représente que 2,82 % pour les brebis synchronisées et plus ou moins élevé chez les témoins (3,07 %). Ces avortement sont probablement attribués à des maladies infectieuses tel que : la Chlamydie, Brucellose, mais aussi la fièvre aphteuse.

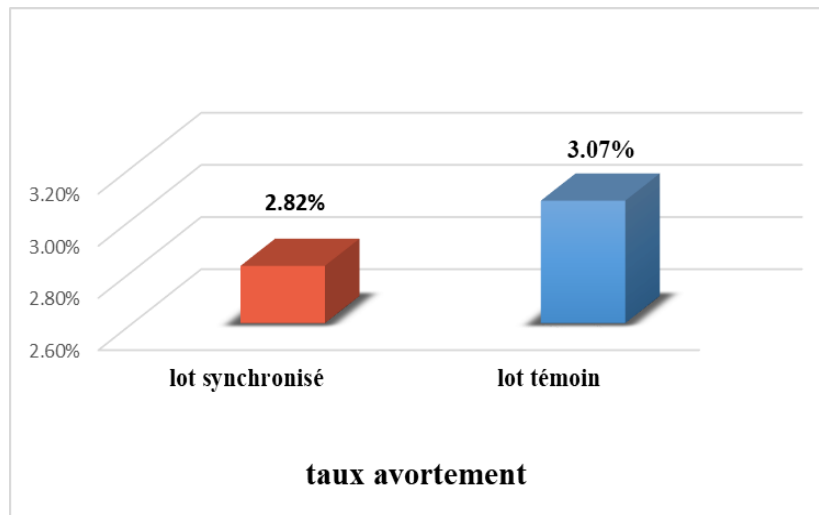


Figure40 : les taux d'avortements de l'effectif ovin étudié.

II.2. Calcul des paramètres de la reproduction des lots étudiés

Tableau 10 : Moyennes globales des paramètres de reproduction et de productivité de l'effectif ovin étudié.

Paramètres de reproduction	Lot synchronisé	Lot témoin
Fertilité (%)	84.13	66.15
Prolificité (%)	113.95	132.55
Fécondité (%)	95.87	87.69

Après l'analyse des résultats obtenus et la comparaison des performances reproductives des brebis traitées avec les brebis témoins, on note que les taux des paramètres de reproduction appartenant aux brebis du lot synchronisé sont sensiblement plus supérieurs que ceux marqués par les brebis du lot témoin. Sauf pour la prolificité qui s'est avérée plus élevée chez les brebis témoins. A cet effet, il ressort que la mise en œuvre des traitements hormonaux de synchronisation de l'œstrus influence de façon significative la fertilité et la fécondité, mais pas la prolificité des brebis.

La maîtrise de ces traitements basés sur la corrélation d'un blocage des développements folliculaire et de l'ovulation par la progestérone (éponge vaginale) avec l'administration de la

gonadotrophine sérique (PMSG) qui induit la stimulation ovarienne et la croissance folliculaire, terminant par l'ovulation.

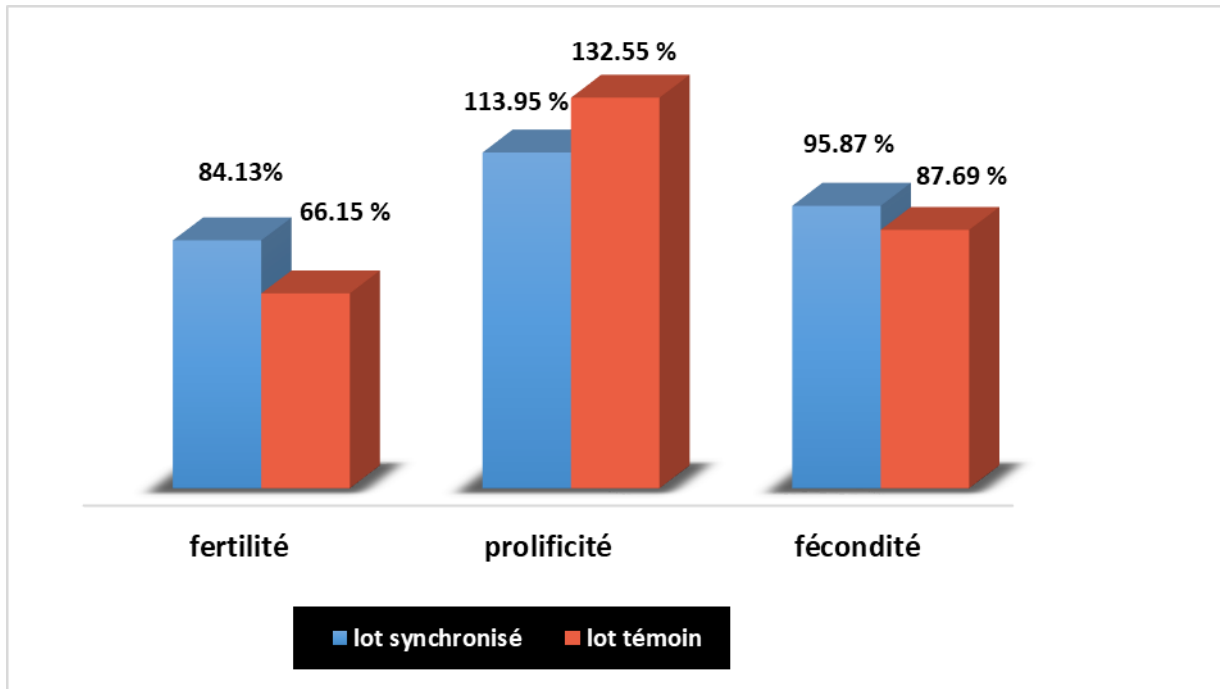


Figure41 : Présentation des paramètres de reproduction de l'effectif ovin étudié.

II.2.1. La fertilité

Tableau 11 : Taux de fertilité des troupeaux étudiés.

	Lot synchronisé	Lot témoin
Nombre de brebis mises à la reproduction	460	65
Nombre de brebis gestantes	400	45
Taux de fertilité (%)	84.13%	66.15%

L'un des premiers paramètres importants dans la rentabilité d'un élevage ovin, la fertilité ; qui est la mesure de l'aptitude d'une brebis à être gestante et se mesure par un pourcentage de nombre des brebis gestantes sur le nombre des brebis mise à la reproduction.

Parmi les facteurs qui peuvent expliquer une faible fertilité du troupeau ou une baisse ponctuelle de la fertilité d'un groupe de brebis (la race, âge, alimentation, effet mâle, stress, mode de lutte ...) (Castonguay, 2018).

On ne peut pas espérer le même taux de fertilité sur synchronisation des chaleurs qu'en lutte naturelle. S'agissant d'un traitement hormonal, la constitution du lot de brebis et le respect du protocole de traitement revêtent une importance prépondérante

Nos résultats révèlent un taux de fertilité de 84,13% chez les élevages subissent la synchronisation ; ce taux est supérieur à celui rapporté par Ben M'rad(1994), qui est de 33% et 35% pour des doses respectives de 400 UI et 500 UI de PMSG, obtenus sur des brebis de race Noire de Thibaret à contre saison (avril et mai) et inséminés artificiellement. Selon ce même auteur ces mauvais résultats sont dus principalement à la technique d'insémination artificielle utilisée et par contre la dose de PMSG n'a aucun effet.

Chouya (2002) et Benlahrache et al. (1991) ont déclaré un taux de fertilité qui varie entre 60 et 75%, cette différence peut être expliquée par la saison de l'étude et le niveau de l'alimentation des cheptels

Des constatations similaires à la nôtre ont été enregistrées par (Bousbaa et Lachi, 1992 ; Dehak, 1993 ; Abdelli et al, 2008 et Noual et Heriet, 2008), ces derniers déclarent un taux de fertilité supérieure à 90% pour les brebis synchronisées à 400UI de PMSG. Bouchikhi (2018), a signalé un taux de fertilité de 90 et 88% respectivement pour les deux années 2016-2017.

Des taux de fertilité de l'ordre de 74% et 94%, ont été obtenus respectivement sur des brebis de race Rasa Aragonesa et Mérinos d'Arles, synchronisées avec des éponges vaginales imprégnées de FGA associée à une dose de 500 UI de PMSG par Flochet Cognie(1985).

La fertilité obtenue chez le lot synchronisé dans cette étude est également identique à celle rapportée par El Bouyahiaoui (2016) qui a déclaré un taux moyen de fertilité 84,22 %, chez la race Tazegzawt.

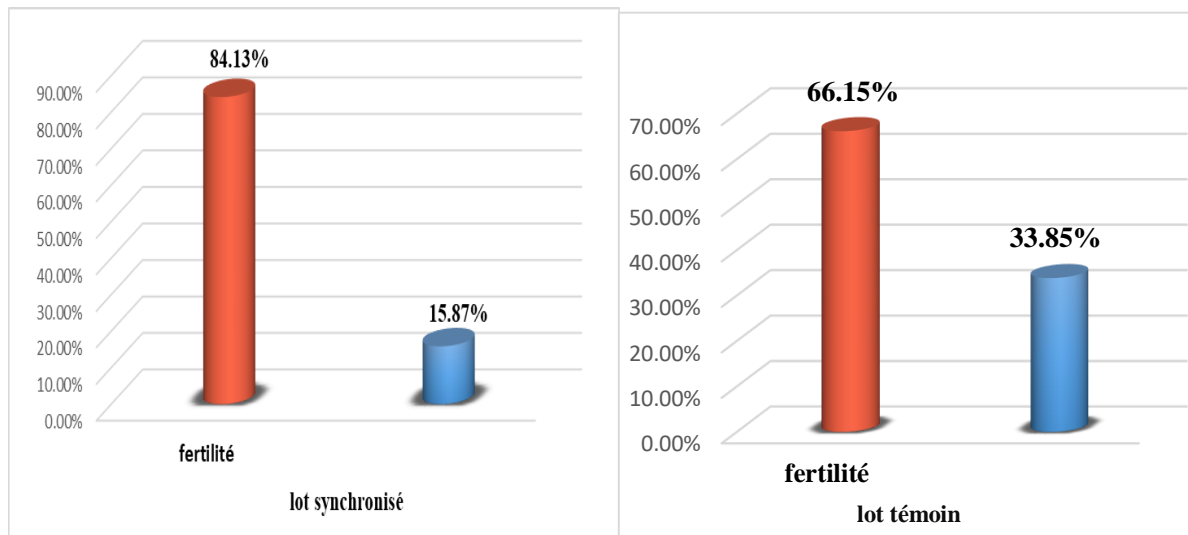


Figure 42 : Présentation des taux de fertilité des lots étudiés

Pour la race Ouled Djellal, (Krid, 1986 ; Chellig, 1992) signalent un taux de fertilité de 84% tandis que Abbas (1986) a enregistré un taux de 90,05%

Tannah (1997) avec une dose de 350 UI de PMSG, a enregistré une fertilité de 78,37%

La divergence de ces derniers résultats dépend de plusieurs agents notamment la saison d'étude, et le niveau alimentaire du cheptel.

Le taux de fertilité de la race Rembi et de (83 %) selon une étude faite par Medjadji en 2016.

Selon Aliyari et al.(2012), Forrest et Bichard (1974), la fertilité a une corrélation positive avec l'âge de la brebis ; lorsque sont âgées de 3 ans leurs taux de fertilité paraissent plus élevés (97%). Alors que celle de 4ans ont les taux les plus bas (77,5 %). Un taux intermédiaire est observé chez les brebis de 2 ,5 et 6ans (Arbouche, 2013).

D'autre part l'impact du mode de lutte est hautement significatif sur la fertilité, ceci est confirmé par (Turries, 1977) qui a constaté que la lutte libre donne des résultats faibles par contre la lutte en main, ou la lutte en lots assure une meilleure fertilité.

Un autre facteur pourrait être mis en cause pour expliquer ces résultats de fertilité ; en effet le troupeau témoin a subi les aléas du transport (au marché surtout dans les fêtes religieuses) sans période d'adaptation. Ceci engendre un stress pour les brebis ce qui agit négativement sur le taux de fertilité (brebis du lot témoin).

En fin La PMSG n'améliore pas la fertilité en saison sexuelle (si on désire augmenter la prolificité). Par contre en contre saison, la PMSG est indispensable pour assurer une bonne

fertilité et obtenir un bon résultat en stimulant la croissance folliculaire et favoriser l'ovulation et produire d'ovules de qualité (Castonguay, 2006).

II.2.2. La prolificité

Tableau 12 : Le taux de prolificité des troupeaux étudiés.

	Lot synchronisé	Lot témoin
Nombre de brebis mises à la reproduction	460	65
Nombre d'agneaux nés	441	57
Fécondité (%)	95.87	87.69

Le taux de prolificité obtenu pour les brebis traitées est de 113,95% inférieur à celui des brebis du lot témoin (132,55%). cette valeur hautement élevée aura lieu sans stimulation hormonale, c'est pourquoi la race Ouled Djellal est classée parmi les races ovins algériennes les plus prolifiques.

Nos résultats de prolificité sont supérieurs à ceux rapportés par Bouafia et Lamara en 2009 (108%), et l'ITELV 2001 qui est de (111%), mais similaires à ceux obtenus par Mansour et Oucif en 2013 (112,5%).

Lahlou et Kassi (1989) ; ElDhaoui (2004) et El Fadili (2005) ont trouvés des taux très élevés avec respectivement ; 250%, 243% et 260% contre 113,55% et 132,55% enregistrés dans notre essai. Cette hausse de la prolificité signifie une action stimulante de la PMSG sur le nombre d'ovulation qui s'est traduit par l'augmentation du nombre de gestations gémellaires, car ont constaté déjà sur un nombre de 387 brebis mis bas 48 jumeaux (96 agneaux) et 3 trijumeaux (9 agneaux).

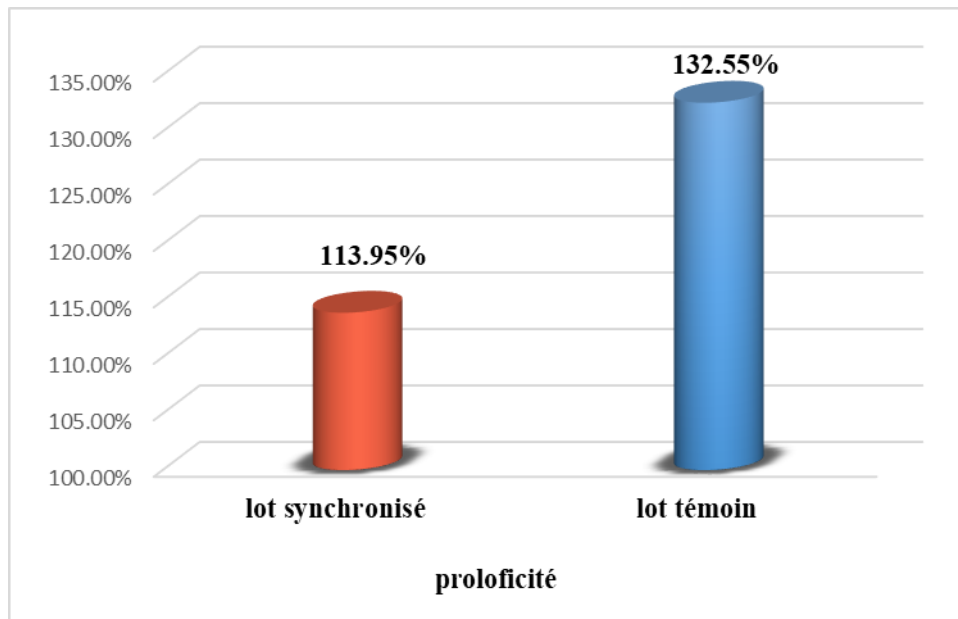


Figure 43 : Présentation des taux de prolificité des lots étudiés.

La prolificité est influencée par le niveau d'alimentation au moment de la lutte. En effet, la stimulation de l'activité ovarienne, favorisera le taux d'ovulation ; des chercheurs tel que Machensie et Edey (1980) enregistrent un fort pourcentage de non gestation suivie de cycles œstraux prolongés chez des brebis sous-alimentées.

Floch et Congnie, (1982) ont constaté que, quelle que soit la race considérée il y a une variation du taux de prolificité avec l'âge pour atteindre un maximum à 5 ans puis il décroît chez les races prolifiques.

D'après Arbouche (2013), le mois de lutte a un effet très significatif sur la prolificité. Les brebis luttées durant le mois d'avril (130 %) et mai (129 %) sont plus performantes que celles luttées durant le mois de juillet (118 %) et août (100 %). Ce résultat est à attribuer à la complémentation alimentaire basée principalement sur l'orge. Les conditions d'élevage ont aussi des effets non négligeables sur le taux de prolificité

II.2.3. La fécondité

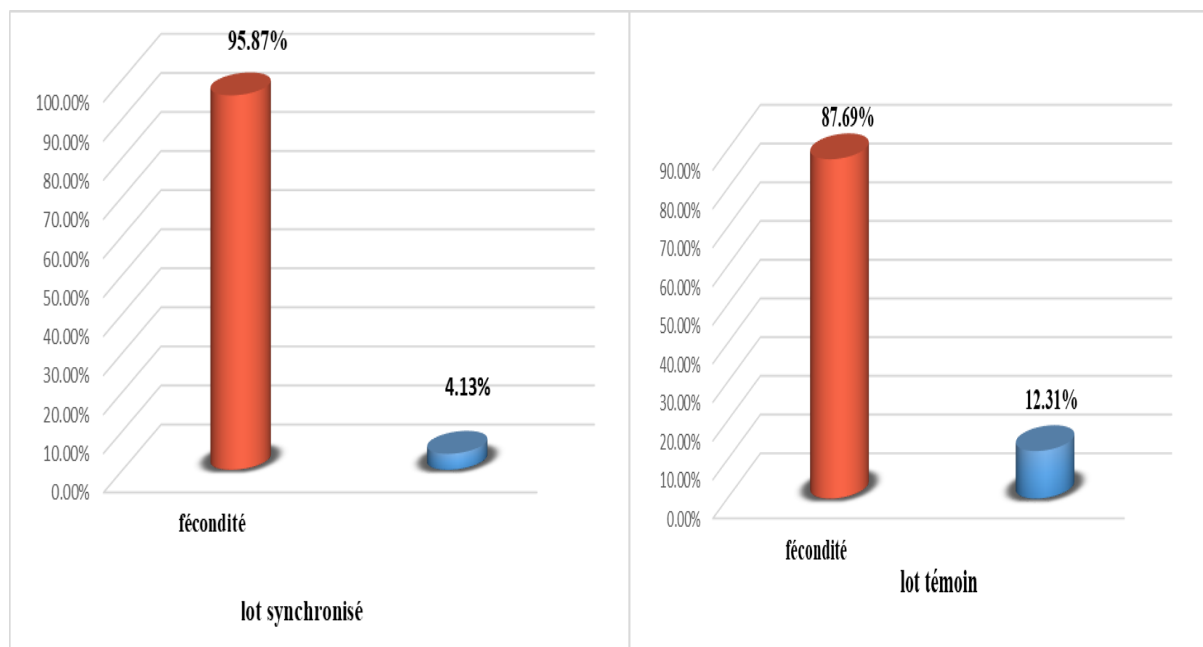
Tableau 13 : Taux de fécondité des troupeaux étudiés.

	Lot synchronisé	Lot témoin
Nombre de brebis mettant bas	387	43
Nombre d'agneaux nés	441	57
Taux de prolificité (%)	113.95	132.55

Notre étude a révélé que 95,87% des femelles synchronisées sont fécondées, ce pourcentage atteint 87,69% chez les brebis témoins.

Notre résultat est comparable à celui rapporté par Belkasmi (2010) qui a trouvé un taux de fécondité de 97%, mais nettement inférieur à celui de la race pure Ouled Djellal enregistré par Harzallah et Temmar (2009) et Gassem (2012) avec des taux respectifs de 125% et 108%.

Le taux de fécondité obtenu (95,87%) est supérieur aux taux rapportés par Adaouri (2010), Mansour et Oucif (2013) et Meziani (2011) avec respectivement 66,66%, 69,23% et 50%.

**Figure 44** : Présentation des taux de fécondité des lots étudiés.

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

En réalité l'âge des brebis a un impact concret sur la fécondité. Ce qui a été confirmé grâce à des études faites par Arbouche et al en 2013 qui ont déclaré que les brebis âgées de 3 ans ont un taux élevé de fécondité (112,5%), le taux le plus faible est à attribuer aux brebis âgées de 6 ans (83,3 %); alors que les brebis âgées de 2, 4 et 5 ans ont une fécondité de 91,4 ; 85 et 96,4 % respectivement.

Un bon état corporel a également une action positive sur le développement du taux de fécondation et d'implantation embryonnaire et diminue les mortalités embryonnaires (**Zebiri, 2007**).

Lafri et Harkat (2007) ont noté que la conduite d'élevage de l'animal (entretien, alimentation, stress, l'absence de flushing) pourraient influencer négativement la fécondité. Ils rapportent également qu'un traitement hormonal de 500UI de PMSG a pu améliorer significativement la fécondité pour atteindre des valeurs avoisinantes les 95%.



Conclusion

Conclusion

La reproduction des ovins a des répercussions techniques et économiques importantes. Pour une meilleure maîtrise il existe aujourd'hui des techniques performantes de contrôle de cycle sexuel des brebis. Des années de recherche et d'expérimentation ont permis de mettre au point des traitements qui autorisent la programmation de reproduction à une période choisie par l'éleveur. L'induction et la synchronisation des chaleurs par des éponges vaginales de FGA, est une innovation technique qui permet d'améliorer les résultats de reproduction.

Notre étude a été menée au niveau de différentes exploitations dans la région de M'sila, nous avons comparé les résultats obtenus sur un troupeau de 460 brebis traitées par FGA avec 65 brebis du lot témoin.

Durant la seconde phase de notre protocole expérimental (L'injection de la PMSG) toutes les femelles soumises à la synchronisation des chaleurs avaient répondu favorablement au traitement, donc les doses de PMSG de 400-450 UI ont donné un taux de synchronisation de 100%.

Aussi une lecture comparative montre clairement que des résultats probants ont été obtenus après les traitements hormonaux. En effet, un taux de gestation de 86.95% est signalé pour le lot synchronisé contre seulement 69.23% pour le lot témoin. Et dans le même ordre d'idées, le taux d'avortements est estimé à 2.82% chez les brebis traitées, nettement inférieur à celui obtenu chez les brebis témoins (3.07%).

La réponse des brebis à des traitements hormonaux est importante et non négligeable, situation confirmée par les taux de fertilité et de fécondité 84.13 % et 95.87% respectivement chez le lot traité, contre 66.15 % et 87.69 % respectivement chez le lot témoin. Par ailleurs et par références aux résultats, le taux de prolificité le plus élevée a été enregistré chez les femelles du lot témoin (132.55%) supérieur à celui es femelles traitées (113.95%).

Il ressort de cette étude que la maîtrise de la reproduction par synchronisation des chaleurs, permet de diminuer les périodes improductives et de grouper les mises bas , aussi une meilleure surveillance des naissances et l'optimisation de leurs tailles en choisissant les périodes de reproduction suivant la disponibilité fourragères. C'est également un outil indispensable pour la mise au point des biotechnologies appliquées à l'élevage.

Puisque les moyens zootechniques et scientifiques ont un impact important sur les performances de reproduction nous avons pu formuler des recommandations, donc il faut :

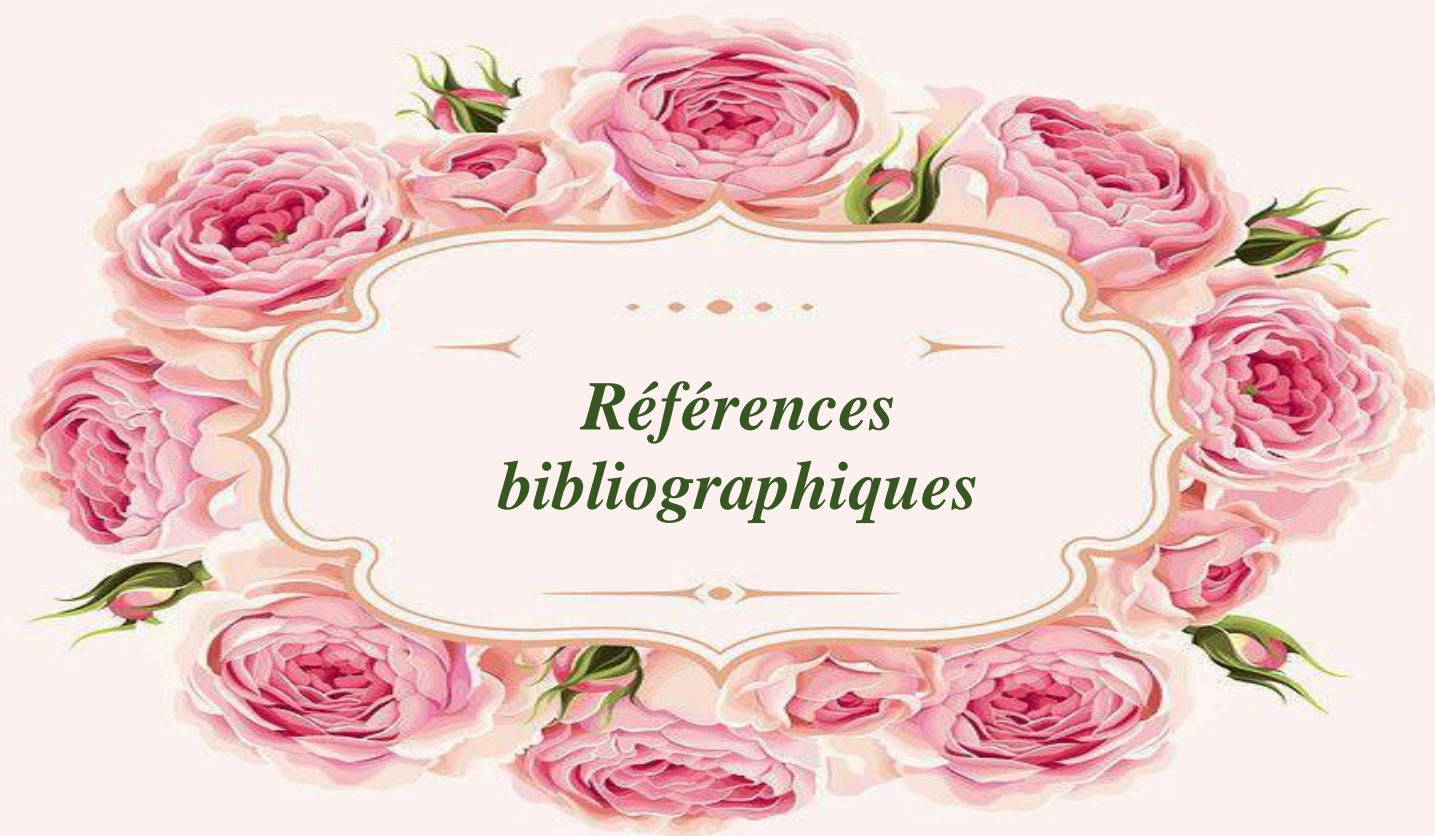
Conclusion

-Encourager le suivi d'élevage par les vétérinaires afin d'assurer la pratique des paramètres de zootechnie et une meilleure maîtrise de la reproduction.

-Assurer une alimentation équilibrée tout au long de l'année (un flushing deux mois avant la mise à la reproduction).

-Le ratio bélier/brebis doit être respecté (si les femelles étant toutes en chaleur en même temps) et il est fortement conseillé d'éviter l'introduction des brebis âgées dans la reproduction.

-Diminution des facteurs limitant liés à l'élevage ovin (chiens et parasitisme).



*Références
bibliographiques*

Références bibliographiques

Références bibliographiques

1. **Adas. (2010)**. Breeding from ewe lambs. Repport for Eblex 21 June 2010.
2. **Aissaoui c., chibani j. Et bouzebda z. L'a. (2004)**. Étude des variations de la production spermatique du bélier de race ouled djellal soumis à un régime pauvre.
3. **Alhamada, M., Debus, N., Lurette, A., & Bocquier, F. (2016)**. Validation of automated electronic oestrus detection in sheep as an alternative to visual observation. *Small Ruminant Research*.
4. **Amann R.P. and Schanbacher B.D. (1983)**. Physiology of male reproduction. University of Nebraska-Lincoln.
5. **Amiridis G.S., Cseh ., S; (2012)**. Assisted reproductive technologies in the reproductive management of small ruminants. *Animal Reproduction Science*.
6. **Artoisement, P. et Bister, J.C. et Paqua R., (1982)**. “La préparation des brebis à la lutte, utilité du flushing. Rev. De l'arg. N°6, vol 3, Nov.-Déc.
7. **Audry chauvallon ;(2011)**. le traitement hormonal d'induction et de synchronisation de l'oestrus en vue d'IA- l'institut de l'élevage.
8. **Austin, C, R ET Short.R.V, (1984)**. Production inmanu book N3, Hormonal control of reproduction second édition, Cambridge university press.
9. **Baril G, Cogniey, Freitas V.J.F, Manurel, Mermillod, (1998)**. Maitrise du moment de l'ovulation et aptitude au développement de l'embryon chez les ruminants.
10. **Baron, (2010)**. Anatomie comparée des mammifères domestiques, Ton 7, Neurologie 2, paris.
11. **Barone, R., (2001)**. Anatomie comparée des mammifères domestiques. Tome 4. Splanchnologie II. Appareil uro-génital. Fœtus et ses annexes. Péritoine et topographie Abdominale. 3ème édition. Paris
12. **. Bartlewski, P.M. Baby, T.E. et Giffin, J.L. (2004)**. “Reproductive cycles in sheep, *Animal Reproduction Science*.
13. **Benyoucef M.T., Madani T. et Abbas K. (2000)**. Systèmes d'élevage et objectifs de sélection chez les ovins en situation semi-aride algérienne. *Options Méditerranéennes. Série A. Séminaires Méditerranéens*.
14. **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 Ouled Djellal par dosage de la protéine associée à la gestation et de la progestérone. *Revue Elev. Med. Vét. (Article)*.
15. **Benyounes A., Lamrani F., Toumi D. (1996)**. Perspectives d'amélioration de la conduite de reproduction de la race Ouled Djellal élevée dans les zones céréalières. *Rév. Biblio., Institut Agronomique Méditerranéen de Zaragoza*.
16. **Bister J.L., De roover R., Dessy F., Delahaut P., Beckers J.F. and Paquay R ; (2002)**. Sensitivity of follicles from prepubertal calves oviares to in vitro stimulation with LHand FSH. *Biotechnologie, Agronomie, Sociétéet Environnement, March 2002, 6(1):15-16*.
17. **Bouix J., Prud'hon M., Molenat G., Bibe B., Flamant J.C., Maquere M., MichèleJ., (1985)**. Potentiel de prolificité des brebis des systèmes utilisateurs de parcours. Résultats expérimentaux 10è JROC.

Références bibliographiques

18. **Boukhliq R, (2002)**. cours en ligne sur la reproduction ovine physiologie de la reproduction. Institut Agronomique vétérinaire HASSEN II, département de reproduction animale. www.refer.org.ma/oviree//cours 4/lia.htm.
19. **Boutonnet, I. P. (1989)**. “La spéculation ovine en Algérie. Un produit clé de la céréaliculture”. Série note et document. Montpellier, France, 90.
20. **BOUZEBDA, F.A., (1985)**. le transfert d’embryon dans le control de la reproduction en élevage ovin. Etudes bibliographiques et travaux personnels. thèse, maîtrise science vétérinaire E.N.N.Lyon.
21. **BRICE G., PERRET G. (1997)**. Guide de bonnes pratiques de l’insémination artificielle ovine Edité par l’Institut de l’Elevage, Paris,
22. **Brice, G. et Jardon, T.A., (1985)**. “Reproduction chez les ovins. Techniques Agricoles ”.
23. **Brunner, M.A., Hansel, W. et Hogue, D.E. 1964**. Use of 6-methyl-17-acetoxypregesterone and pregnant mare serum to induce and synchronize estrus in ewes. *J. Anim.*
24. **Caraty, A; Smith. T., LometD. Ben Said, S; Morrissey, Cognie, DoughtonB. BarilG. BriantC. ClarkeI. J; (2007)**. Kisspeptin Synchronizes Preovulatory Surgesin Cyclical Ewes and Causes Ovulation in Seasonally Acyclic Ewes. Department Physiology (J.T.S., A.M., B.D., I.J.C.), Monash University, Clayton, Victoria 3800, Australia. *General Endocrinology*.
25. **Casamitjana, P. (1994)**. Physiologie et maitrise de la reproduction chez les ovins. *BULLETIN-GTV, 71-71*.
26. **Castonguay, F. (2004)**. Utilisation des techniques de reproduction à contre-saison au Canada.
27. **Castonguay, F. M. Thériault et J. Cameron, (2006)**. Étude d’un système de production accéléré en élevage ovin -Programme de photopériode appliqué à longueur d’année à l’ensemble d’un troupeau ”. Rapport de rechercher mis au CDAQ.
28. **Castonguay, F. (2012)**. La reproduction chez les ovins [en ligne].
29. **Castonguay, F, (2000)**. La reproduction chez les ovins. Production ovine.
30. **Castonguay, F, (2014)**. Induction et synchronisation des chaleurs avec le CIDR. Département des sciences animales Université Laval, Québec, Canada.
31. **Castonguay, F, (2018)**. La reproduction chez les ovins. Département des sciences animales Université Laval, Québec, Canada.
32. **Castonguay, F. Dufour, j, j. Laforest, J, P. et Deroy, L, M. (1999)**. synchronisation des chaleurs avec la GnRH pour utilisation de l’insémination artificielle chez les ovins. Rapport de recherches remis au COPRAQ.
33. **Centre des ressources pédagogiques (CRP). (2014)**. Reproduction - Pose d'un harnais marqueur [Vidéo]. Québec, QC : FSAA, Université Laval.
34. **Chakraborty P.K., Stuari L.D.andBrown J.L. (1989)**. Puberty in the male NubianGaot: Serum concentration of LH, FSH and Testosterone from birth through puberty and semen characteristics and sexual maturity .*Animal Reproduction Science*.

Références bibliographiques

35. **Chekkal, F., Benguega, Z., Meradi, S., Berredjouh, D., BOUDIBI, S., et Lakhdari, F. (2015).** Guide de caractérisation phénotypique des races ovines de l'Algérie. CRSTRA.
36. **Chellig R. (1992).** Les races ovines Algériennes, Office des Publications.
37. **Chemineau P., Malpaux, Guerin, Y., Maurice, F., J., (1992).** Lumière et mélatonine pour la maîtrise de la reproduction des ovins
38. **Chemineau, P., Malpaux, B., Guérin, Y., Maurice, F., Daveau, A. et Pelletier, J., (1992).** Lumière et mélatonine pour la maîtrise de la reproduction des ovins et des caprins. Annales de zootechnie.
39. **Colas, G. et Guerin, Y. et Lemaire, Y. et Montassier, Y. et Despierres, J., (1986).** "Variations saisonnières du diamètre testiculaire et de la morphologie des spermatozoïdes chez le bélier Vendéen et le bélier Texel", Repr. Nutr. Dèv., n° 26, V.3, 863-875.
40. **Craplet, C. et Thibier, M., (1984).** "Le mouton ". 4ème Edition. 568p.ed.Vigot France,
41. **DDR, (2016).** (direction de développement rural de la province sud); Initiation Découverte de la production ovine V2
42. **Deghnouche, K. (2011).** Etude de certains paramètres zootechniques et du métabolisme énergétique de la brebis dans les régions arides (Biskra) (Doctoral dissertation, Thèse Doctorat (Batna), 234p).
43. **Dekhili M., Aggoun A, (2007).** Performances reproductives des brebis, dans deux milieux contrastés. Arch. Zootec.
44. **DENIS B ; (1984).** La reproduction dans l'espèce bovine. Document polycopie : service zootechnie, ENMV, Nantes.
45. **Derivaux J, (1971).** reproduction chez les animaux domestique tom I édderoaux, liège 156p.
46. **Derivaux, J. et Ectors, F. (1989).** "Reproduction chez les animaux domestiques ", 3ème Ed, n°6.
47. **Derquaoui, L. Boukhliq, R. Lahlou-Kassi, A. Mazouz, A. et Toe, F., (2008).** "Puberté chez la race D'man, la race Sardi et leur produit de croisement". Département de reproduction animale et I.A. Institut agronomique et vétérinaire Hassan II. Rabat-Institutes (Maroc).
48. **Diancourt M.A., Gougeon A., Monniaux D., Royere D., Thibault C. (2001)** Folliculogenèse et ovulation In : THIBAUT C., LEVASSEUR M.C. (eds), *La reproduction chez les mammifères et l'homme*, Ellipse, Paris, 316-347
49. **didaquest.org.**
50. **Djaout et al, (2017)** Etat de la biodiversité des «races» ovines algériennes, Genetic and biodiversity journal. Vol (1) 11-26.
51. **DSA, (2019).** direction de service agricole de m'sila.
52. **Dudouet C, (1997).** La reproduction du mouton, édition France agricole, 272p.
53. **El Amiri 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. Le 12 mai2003.
54. **Erich Kolb (1975)** . Edition vigort et frères, physiologie des animaux domestiques. Paris.
55. **Evans G., Maxwell W.M.C., (1987).** Salmon's artificial insemination of sheep and goats Sydney: Butterworth.

Références bibliographiques

56. **Feliachi, K. (2003).** Rapport National sur les Ressources Génétiques Animales : Algérie Octobre 2003 commission nationale AnGR. P/Point focal algérien pour les ressources génétiques. Direction Générale de l'INRAA.
57. **Fernandez M., Giralde F.J., Frutos P., Lavin P. and Mabtecon A.R. (2004).**Effect of undegradable protein supply on testicular size spermogram parameters and sexual behavior of mature assaf rams. *Theriogenology*.
58. **Ghozlane F., Ziki B., Yakhlef H., (2005).** Variations saisonnières des caractères quantitatifs du sperme de bélier de race Ouled-Djellal. *Renc.Rech. Ruminants*, 12. 164. Educagri. 241p.
59. **Gomez-Brunet A., Santiago-Moreno J., Malpaux B., Chemineau P., Tortonese D.J., Lopez-Sebastian A;(2012).** Ovulatory activity and plasma prolactin concentrations in wild and domestic ewes exposed to artificial photoperiods between the winter and summer solstices. *Animal Reproduction Science* 132 (1-2), 36-43.
60. **Gordon, (1997).** Controlled Reproduction in Sheep & Goat. Volume 2, CAB International. 450p.
61. **Gungor, O., Ozyurtlu, N., Pancarci, S.M., Kaya, M., Zonturlu, A.K., Oral, H., Cetin, Y(2009).** Estrous synchronization with used CIDR-G devices in ewes during non-breeding season. *Kafkas Univ. Vet. Fak.*
62. **Gunn, R. G. (1983).** The influence of nutrition on the reproductive performance of ewes. *Sheep production*, 99-110.
63. **Hamidallah N., (2007).** Niveau alimentaire et puberté chez la femelle Sardi. L'Université Chouaib Doukkali d'El Jadida. Maroc.
64. **Hamra A.M., Bryant 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*, 41-48p..
65. **Hansen R ; (1988).** Propriétés physiologiques de GnRH. *Ann. Med. Vét*, 132, 465-474.
66. **Hansen R (2005).** Physiology and technology of reproduction design ruminates. *Elevage ET Insemination*.
67. **Hansen R ; (2009).** La maîtrise des cycles chez les petits ruminants. Faculté de médecine vétérinaire. Service de thériologénologie des animaux de production.
68. **Hanzen , C. (2008-2009).** La détection de l'oestrus chez les ruminants.
69. **Harkat S. ; Lafri M. (2007).** Effet des traitements hormonaux sur les paramètres d'Hématologiques en fonction de l'attitude, Université EL-HADJ LAKHDAR Batna.
70. **Hassoun P., Bocquer F ; (2007).** Alimentation des bovines, ovins et caprins ; Besoin des animaux-Valeurs des aliments. Tables INRA 2007. Edition Quæ. Pages: 307p.
71. **Henderson D.C., (1991).** The reproductive cycle and its manipulation. In: MARTIN W.B., AIKEN I.D. *diseases of sheep*. 2ND Ed. Oxford : Blackwell Scientific Publications
72. **Henderson, D.C. et Robinson, J. J., (2007).** Chapter 7: The Reproductive Cycle and its Manipulation. In : *Diseases of Sheep*. Fourth Edition. I.D Aitken.
73. **Hervé Tournadre, Maria Pellicer Rubio, François Bocquier (2009).** Maîtriser la reproduction en élevage ovin biologique : influence de facteurs d'élevage sur l'efficacité de l'effet bélier. *Innovations Agronomiques, INRA*, 4, pp.85-90.

Références bibliographiques

74. **Hinter R, (1980).** Physiology and technology in female domestic animals published bay pressinc.
75. **Hoffman G.E., Le W.W., Franceschini I., Caraty A., Advis J.P; (2011).** Expression of foxand 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* 152 (1), 214-222.
76. **Hogue, D.E., Hansel, W. et Bratton, R.W. (1962).** Fertility of ewes bred naturally and artificially after estrous cycle synchronization with an oral progestational agent. *J.*
77. **INRA, (1988).** Nouvelles méthodes utilisées pour améliorer les performances de reproduction chez les ovins.
78. **Jabbar, G., Umberger, S.H. et Lewis, G.S. (1994).** Melengestrol acetate and norgestomet for the induction of synchronized estrus in seasonally an ovular ewes. *J. Anim.*
79. **Johnson, L., Fabre-Nys, C., Chanvallon, A., François, D., Fassier, T., Menassol, JB, ... et Scaramuzzi, R. (2011).** L'effet de la supplémentation nutritionnelle à court terme et de l'état corporel sur les réponses hypophysaires et ovariennes des brebis anoestrus à «l'effet bélier».
80. **J-p vaissaire (1974).** édition Maloine S.A sexualité et reproduction des mammifères domestiques et de l'endocrinologie des vertébrés.
81. **Kanoun A; Kanoun M.; Yakhlef H.; Cherfaoui M.A. (2007).** Pastoralisme en Algérie : ovins de la race ouled djellal dans l'est algérien évolution des paramètres biochimiques et pêche. reproductions chez des brebis «Ouled- djellal». *Courrier du Savoir.*
82. **Kennedy D, (2002).** Reproduction en contre saison des ovins, fiche technique, Ontario.
83. **Kerboua M., Feliachi K., Abdelfettah M., Ouakli K., Selhab F., Boudjakdji A. (2003).** Rapport National sur les Ressources Génétiques Animales : Algérie. Ministère De l'Agriculture Et Du Développement Rural, Commission Nationale An GR p. 1-46.
84. **Khelifi Y. (1999).** Les productions ovines et caprines dans les zones steppiques algériennes. *Options méditerranéennes : série a. Séminaires méditerranéens*, 38 : 245-247.
85. **Khiati B. (2013).** Etude des performances reproductives de la brebis de race Rembi. Thèse pour l'obtention du diplôme de Doctorat en Biologie. p 182.
86. **Kolb, E. (1975).** *Physiologie des animaux domestiques*, PARIS : VIGOT et Frères, : 82 - 97.
87. **Kridli RT., Abdullah Y. A., Momani Shaker M. et Al-MomaAQ. (2006).** Age at puberty and some biological parameters of Awassi and its first crosses with Charollais and Romanov rams. *Italian Journal of Animal Science.*
88. **Kumi-Diaka J., Djang-Fordjour T.K., Sekoni V.O et Ogwu D. (1985).** Effect of different husbandry systems on the reproductive development of post-weaning ramlambs under tropical conditions. *Theriogenology.*
89. **Lafri M. (2011).** Les races ovines algériennes. Etat de la recherche et perspectives. 4èmes Journées vétérinaires 2011.

Références bibliographiques

90. **Lahlou-Kassi a., berger ym, Bradford g.e., Boukhliq r., tibary a., Derquaoui l. et boujenane i. (1989)** .performance of d'man and srandi breeds of sheep in purebred and crossbred matings on an accelerated lambing schedule. I. Fertil.
91. **Land R.B. (1977)**. Animal Breeding Research Organization Report.23-29.
92. **Lennoz, M (1987)**. Les hormones de la reproduction. Le point Vêt, n°711-17.
93. **Lepage, M. Et F. Castonguay. (1999)**. "Accouplement sous photopériode et amélioration de la régie d'accouplement ". Rapport de recherche du projet 020071. Programme de Réseaux en agroalimentaire de l'Entente Canada-Québec, 13 pp . [82]
94. **Lindsay D R, Thimonier J. (1988)**. tuning frequency of reproduction in sheep physiological factor. 36 congrès mondial de reproduction « sélection des ovins et bovins à viande, vol 8.
95. **Loretz C., Wechsler B., Hauser R. et Rusch P. (2004)**. Acomparision of space requirements of horned and hornless goats at the feed barrier and in the lying area. *Appl.Anim.Behav.Sci.*87, 275-28.
96. **M. Thériault et J. Cameron. , (2006)**. "Étude d'un système de production accéléré en élevage ovin -Programme de photopériode appliqué à longueur d'année à l'ensemble d'un troupeau". Rapport de recherche remis au CDAQ.
97. **Macdonald L. E ; (1980)**. the biology of sex. In veterinary endocrinology and reproduction. Ed. Lea, febringer, chaps 8,208-234.
98. **.Madrp, (2016)**. Rapport de Ministère de l'agriculture, du développement rural
99. **Malpaux, B., Robenson, J. E., Wayne, N. L. et Karsch, F. J., (1989)**.Regulation of the onset of the breeding season of the ewe : importance of long days and of an endogenous reproductive rhythm. *Journal of Endocrinology*
100. **Mamine F., (2010)**. Effet de la suralimentation et de la durée de traitement sur la synchronisation des chaleurs en contre saison des brebis Ouled Djellal en élevage semi-intensif. Editions Publibook.
101. **Meradi, S., A. Moustari, F. Chekal, Z. Benguigua, M. Ziad, F. Mansori, and M. Belhamra. (2012)**. Situation de la population de la race el hamra" 28-38.
102. **Meyer C., Faye B., Karembe H., Poivey J.P., Mohammedi D,(2004)**.Guide de l'élevage du mouton méditerranéen et tropical. Cirademvt. Ceva Santé Animale. Ecole Nationale Vétérinaire d'Alger. 154 p.
103. **Michle A et Wattlaux PHD, (1996)**. Système reproducteur du bélier laitier. Institute Babcock pour la recherche et le développement international du secteur laitier. Université de Wisconsin à Madison USA.
104. **Monniaux D., Caraty A., Clelent F., Dalbies-tran R., Dupont J., Fabre S., Gerard N., Mermillod P., Monget P., Uzbekova S. (2009)** .Développement folliculaire ovarien et ovulation chez les mammifères ; Inra Productions animales.
105. **. Montmeas, L., Leborgne, M.C., Tanguy, J-M., Foisseau, J-M., Selin, I., Vergonzanne, G. et Wimmer, E., (2013)**.Reproduction des animaux d'élevage. 3° édition. Dijon: Educagri Editions.
106. **. Mori. A. (1959)**. Studies in the reproductive failure of ram caused by under nutrition. I. On the effects of under nutrition upon the mating potency of ram and the effects of normal feeding upon its recovery from impotence. *TohokuJ. Agric.*

Références bibliographiques

107. . **Motlomelo KC, (1997)**. Greyking JPC, Artificial Insemination of sheep”. In Current therapy in large animal Theriogenology, éd. Younquist, WB Saunders CO: 585-594
108. . **Moula Nassim (2018)**. Élevage ovin en Algérie : Analyse de situation.4 ème séminaire international de médecine vétérinaire .institut des sciences vétérinaire el khroub_constantine.
109. . **Mourad Allal** : <https://www.algerie360.com/filiere-elevage-le-cheptel-national-depasse-34-millions-tetes/>
110. . **Bouabdallah N.. (2014-2015)**. Ovogegene . Faculté de médecineService d’Histologie-Embryologie , Béc h a r, Algérie.
111. . **Ndiaga , (1983)**. contribution à l’étude de la détection des chaleurs chez la vache essais d’utilisation de la femelle androgénies en milieu tropical., mémoire, école inter-états des science et médecine vétérinaire.
112. **Nestor, CC, Briscoe, AM, Davis, SM, Valent, M., Goodman, RL et Hileman, SM (2012)**. Preuve du rôle de la kisspeptine et de la neurokinine B dans la puberté des moutons femelles. *Endocrinology*, 153 (6), 2756-2765.
113. . **Nicolino, M. et Forest, M.G. Thibault, C. et Levasseur. (2001)**. “la reproduction chez les mammifères et l’Homme”, Coédition INRA-Ellipses, 655-679pp.
114. . **Niswender, G.D. et Nett, A. (1988)**. “The corpus luteum and its control”. In: Knobill E, Neill J (Ed). The physiology of reproduction, raven press, New York: 486-526
115. . **Norris D.O. et Lopez K.H. (2011)**. Endocrinology of the mammalian Ovary In : Norris D.O. et Lopez K.H.(eds.). Hormones and reproduction of vertebrates Vol 5, Elsevier (éd), Londres (UK).
116. . **Ortavant, R. ET Pelletier, J. ET Ravault, J.P. ET Thimonnier, J. ET Volland-Nail, P, (1985)**. “Photoperiod: main proximal and distal factor of the circannual cycle of reproduction in farm mammals”. Oxford. Rev. Reprod. Biol,n°7. 305-345.
117. . **Oujagir L., Menassol J.B., Cognie J., Fabre-Nys C., Freret S., Piezel A. Scaramuzzi R ; (2011)**. Effets de l’état corporel et de la complémentation alimentaire sur la réponse des brebis Ile-de-France à l’effet du bélier en contre saison. Rencontres Recherches Ruminants (18èmes Rencontres autour des Recherches sur les Ruminants. 7-8 décembre 2011, Paris), Posterp :107.
118. . **Pinedahn G.(1987)** . Reproductive patterns of sheep and wool. Elevage et Insemination, Preovulatory Surges in Cyclical Ewes and Causes Ovulation in Seasonally Acyclic Ewes. Department Physiology (J.T.S., A.M., B.D., I.J.C.), Monash University, Clayton, Victoria 3800, Australia. General Endocrinology.
119. . **Powell, M.R., Kaps, M., Lamberson, W.R. et Keisler, D.H. (1996)**. Use of Melengestrolacetate-based treatments to induce and synchronize estrus in seasonally anestrousewes. J. Anim.
120. . **Rajama M., Mendram P; (1990)**. Characterization of ovarian activity in post-partum dairy cows using ultrasound imagingand progesterone profiles. Anim. Reprod. Science, 22, 171-180.
121. **Robert Barone (1978)**. Anatomie comparée des mammifères. Tom 3, Splanchnologie, édition vigot.

Références bibliographiques

122. **Robert S J, (1986).** Parturition in veterinary obstetrics and genital disease theriogenology wood stock, Vermont published by the autor, pp245-251.
123. **Roberts S.J. (1971).** Veterinary obstetrics and genital diseases. Edwards Bros., Inc., Ann Arbor.
124. **Robinson, T.J (1988).** “Controlled sheep breeding”, Update 1980-1985. Australian journal of biological science N°41, 1-13.
125. **. Rosenfeld C.S., Schatten H. (2007).** Overview of female reproductive organ In : SCHATTEN H. et CONSTANTINESCU G. M. (eds) , Comparative reproductive biology, Blackwell Publishing (éd), Ames, 99-104
126. **. Roux M, (1986).** Alimentation et conduite du troupeau ovin. Technique agricole, 3-18.
127. **. Saidi M, Ayad A, Boulgaboul A, Benbarek H. (2009).** Etude prospective du parasitisme interne des ovins dans une région steppique : Cas de la région d’Ain d’Hab, Algérie. Annuaire médecine vétérinaire 153: 224-230.
128. **. Seracta menouba, (2003).** cours d’embryologie. Département des s. vétérinaire ; el khroub, constantine.
129. **. Signoret J D., Lindsay D., R; Oldham L. M., Cognie X ; (1984).** Conditions pratiques d’utilisation de l’effet male pour la maîtrise de la reproduction, 2-68.
130. **. Soltner, D. (1988).** “Alimentation des animaux domestique Collection Sciencs et Techniques Agricoles”, 399p.
131. **. Theriez, M ;(1984).** Influence de l’alimentation sur les performances de reproduction des ovins. 9ème journée de la recherche ovine et caprine INRA, 294-326.
132. **. Thibault C., Levasseur M.C., (1980).** De la puberté à la sénescence. 1 vol; Masson, DAMIEN, P. C. (2015, mai). Résonances É L E V A G E. Bulletin des Filières d’élevage en Provence Alpes Côte d’Azur . Maison Régionale de l’Elevage.
133. **Thimoner J, Cognie Y. Schenberger J Vernusse G; (1975):** Intensive lamb production. Ann Biol. Anim. Bioph, 15, 365 367.
134. **. Thimonnier J., Bosc M ; (1986).** Conception, réalisation et application des médicaments assurant la maîtrise de la reproduction. GTV, 1, TE, 048,7-14
135. **. Titaouine Mohammed : (1992).** thèse : Approche de l’étude zootechnique-sanitaire des Universitaires - Alger,
136. **. Tortora G. J. and Grabowski S.R., (1996).** Bone tissue. In Tortora G.J. ET Grabowski S.r. (Eds.). Principales of anatomy and physiology (8 Edn). Harper Collins College Publishers, USA. Pp.65-68
137. **. Ungerfeld R, Rubianes E ; (2002).** Short term primings with different progestagène intravaginal devices (IMAPFGA and CIDR) for eCG-estrous induction in anestrous ewes. Sm Rum Res 46. 63-66.
138. **. V. Gayrad. (2007).** Physiologie de la reproduction des mammifères. toulouse, france: école national vétérinaire.

Références bibliographiques

139. . **Veiga-Lopez, A.A. Gonzalez-Bulnes, R.M. Garcia-Garcia, V. Dominguez and M.J. Cocero (2005)**. “The effects of previous ovarian status on ovulation rate and early embryo development in response to superovulatory FSH treatments in sheep”. *Theriogenology*, 63.
140. . **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. 11e Rencontres autour des Recherches sur les Ruminants, La Villette, Paris, Décembre 8-9th, 2004, 373-376.
141. . **Vergonzanne, G. et Wimmer E., (2013)**. Reproduction des animaux d’élevage. 3^o édition. Dijon : Educagri Editions.
142. . **Yenikoye, A. (1986)**. Etude de l'endocrinologie sexuelle et de la croissance folliculaire chez la brebis nigérienne de race Peulh : influence de la saison de la reproduction .Thèse: Doct. Sci. Nat,
143. . **Zamiri, M.J. et Salehi, M.S. et Jafarzadeh, M.R et Namavar, N.R et Tamadon, A. et Caraty, A. (2012)**. Expression of kisspeptin neurons in the arcuate nucleus of the goat during the follicular and luteal phases -A preliminary study, *Reproduction in Domestic Animals*” n°47. (S4) 24-04.
144. . **Zebiri, m. e. (2007)**. L’activité sexuelle de la brebis. Docteur vétérinaire, Constantine Algérie: université Mentouri.