

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

**UNIVERSITE IBN KHALDOUN DE TIARET
INSTITUT DES SCIENCES VETERINAIRES
DEPARTEMENT DE SANTE ANIMALE**

**PROJET DE FIN D'ETUDES EN VUE DE L'OBTENTION DU DIPLOME DE
DOCTEUR VETERINAIRE**

SOUS LE THEME

**ETUDE BIBLIOGRAPHIQUE SUR LES METHODES DU SYNCHRONISATION
DES CHALEURS CHEZ LES OVINS**

PRESENTE PAR :

Mr. Rebhi Mustapha Moncef

Mr. Tammar belkacem

ENCADRE PAR :

Mme. Bouricha Zineb



DEDICACES

A ceux qui ont fait de moi ce que je suis et qui sont toujours présents pour me soutenir à tout moment.

A mon père et ma mère.

A mes frères et mes amis plutôt Abdelrahmen, temmar belkacem et adila bokhouch.

A mes sœurs en témoignage de leurs amours et de leurs encouragements continus.

A mes chères cousins brahim et Abdelkrim.

A mon chère ami abd el baset telli

A mes amis hocin, youcef massi, Abdelkader, Oussama, abes, nabil, souri ishak, fodil telli, yocef omrani ,kada el chikh ,faycel el habba ,

El hadj ghayeb.

A tous ceux qui m'aiment.

Moncef

DEDICACES

A ceux qui ont fait de moi ce que je suis et qui sont toujours présents pour me soutenir à tout moment.

A mon père et ma mère.

***A mes frères et mes amis plutôt Abdelrahmen,
rebhi moncef et adila bokhouch.***

A mes sœurs en témoignage de leurs amours et de leurs encouragements continus.

A mes chères frères lakhder et mohamed.

A mon chère ami krifif mohamed

***A mes amis hamza, amaira, houssem, yahia, abes,
nabil, souri ishak, fodil telli, yocef omrani ,khaled el
chikh ,faycel el habba ,***

El hadj ghayeb.aymen .morad . hamid . rezki

A tous ceux qui m'aiment.

belkacem

TABLE DES MATIERES

Dédicace	
Remerciement	
Table des matières	
Liste des tableaux ; figures et photos	
Liste des abréviations	
Introduction.....	01

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

Chapitre I : Aperçu sur l'élevage ovin en Algérie

1. Aperçu sur l'élevage ovin en Algérie	02
2. Principales races	03
2.1. Race Ouled Djellal	03
2.2. Race Hamra ou Race Béni-Ighil	03
2.3. Race Rembi	04
3. Race secondaires.....	05
3.1. Race Berbère.....	05
3.2. Race D'men.....	05
3.3. Race Barbarine.....	06
3.4. Race Sidahou (Targui).....	06
4. Pratique de l'élevage semi-intensif en Algérie	06
4.1. Zones d'élevage du semi-intensif	06
4.1.1. Caractérisation de l'élevage an semi-intensif.....	06

Chapitre II : Rappels anatomo-physiologique de l'activité sexuelle

1. Rappels anatomo-physiologique de l'activité sexuelle.....	08
1.1. Section glandulaire.....	08
1.1.1. Les ovaires.....	08
1.2 Section tubulaire.....	09

1.2.1. Oviducte	09
1.2.2. L'utérus.....	10
1.2.2.1 col de l'utérin.....	10
1.3 Sinus urogénital.....	11
1.3.1. Le vagin.....	11
1.3.2. Vulve et vestibule vaginal	11
2. Cycle sexuel chez la Brebis	11
2.1. Définition.....	11
2.2. Le cycle oestrien.....	12
2.3. Le cycle ovarien.....	12
2.3.1. Au niveau comportemental.....	13
2.3.1.1. L'œstrus	13
2.3.1.2. Détection de l'œstrus.....	13
2.3.2. Au niveau de l'ovaire.....	15
a) Croissance et maturation folliculaire.....	15
b) Ovulation.....	16
c) Développement et maintien du corps jaune.....	18
d) Lutéolyse	18
2.3.3. Au niveau hormonal.....	19
2.3.3.1. Description des modifications hormonales.....	19
2.3.3.2. Les hormones hypothalamiques.....	20
2.3.3.3. Les hormones hypophysaires.....	20
a) FSH	20
b) LH	20
c) La prolactine LTH.....	21
2.3.3.4. Les hormones ovariennes.....	21
a) Les œstrogènes.....	21

b) La progestérone.....	21
c) Cybérine.....	22
▪ Inhibine	22
▪ Activine.....	23
▪ Follistatine	23
2.3.3.5. Les hormones de l'utérus.....	24

Chapitre III: Maîtrise de la reproduction

I. Maîtrise du cycle chez la brebis	25
1. Introduction.....	25
2. la synchronisation des chaleurs	25
3. Intérêt et importance économique	26
3.1. Utilisation de l'insémination artificielle.....	26
3.2. Choisir les périodes de reproduction (gestion de la période de gestation).....	27
3.3. Intensification du rythme d'agnelage	27
3.4. Optimisation de la taille de la portée	27
3.5. Mise à la reproduction précoce des agnelles	27
3.6. Synchronisation de l'œstrus et groupage des mises bas	27
3.7. Induction de l'activité sexuelle en période d'anoestrus et lutte à contre saison.....	28
3.8. Réduire l'intervalle entre deux gestations.....	28
3.9. Transfert embryonnaire et mise au point de nouvelles technique.....	28
4. Méthodes de contrôle et d'induction des chaleurs.....	29
4.1 Méthodes zootechnique.....	29
5.1.1. Effet bélier.....	29
4.1.2. L 'éclairage artificiel.....	29
4.1.3. Flushing.....	30
4.2. Méthode hormonale.....	31
4.2.1. Les œstrogènes.....	31
4.2.2. Les prostaglandines.....	31

4.2.3. Les progestagènes.....	32
4.2.4. Implants de mélatonine.....	35
4.2.4. La PMSG « Prénant Mare Sérum Gonadotropin ».....	37
a) Moment du traitement.....	37
b) Dose de PMSG.....	37
c) Influence de la PMSG.....	38
d) Effet secondaire de la PMSG.....	39
II. L'utilisation des éponges vaginales.....	40
1. Principe d'action.....	40
2. Utilisation.....	41
3. Procédure d'utilisation.....	41
3.1 Matériel	41
3.2 Pose de l'éponge.....	41
3.3 Retrait de l'éponge.....	47
3.4 Injection de la PMSG.....	48
3.5. Mesures sanitaires.....	49
3.6. Mise en place des béliers.....	50
4. Efficacité.....	51
III. L'utilisation du CIDR.....	52
1. Principe d'action.....	52
2. Protocole d'utilisation.....	52
3. Efficacité.....	56

LISTE DES TABLEAUX, FIGURES ET PHOTOS

TABLEAUX

Partie Bibliographie :

Tableau 1 : Evolution de l'effectif du cheptel de 2001 à 2009.

Tableau 2 : Les caractéristique et rôles des principales hormones de la reproduction chez la femelle (Bonnes et al, 1988)

Tableau 3 : Influence du Le «*flushing*» sur le taux d'ovulation et de prolificité chez les brebis (Limousine) synchronisées par des éponges vaginales et associées à 400 UI de PMSG (Oujagir et al, 2011).

Tableau 4 : Fertilité et Fécondité des Brebis « *Caussebardes* » « *Limousines* ». Témoins ou traitées avec la mélatonine et luttées naturellement (Chemineau et al, 1991).

Tableau 5 : Variation de la dose de PMSG en fonction de l'état physiologique des brebis (Gounis, 1989).

Tableau 6 : Effet la dose de PMSG après traitement progestatif sur l'intervalle fin de traitement-apparition de l'œstrus (heure). (Manuer Revena et al.1972).

Tableau 7 : Données zootechniques en fonction du type d'implant utilisé.

Tableau 8 : Apports alimentaires journaliers recommandés et capacité d'ingestion (Chafri et al, 2008).

Tableau 9 : Taux de mortalité moyen chez les différentes races. (Zygoiannis et al, 1997)

LES FIGURES

Partie Bibliographie :

Figure 1 : L'appareil génital de la brebis comporte trois grandes parties (BARONE, 1990).

Figure 2 : Appareil génital de la Brebis (Barone, 2010).

Figure 3: Dorsal view of excised reproductive tracts.

Figure 4 : Répartition des fréquences de durée cycle œstral selon l'âge. (Dirand, 2007).

Figure 5 : Les signes de l'œstrus chez la brebis (Gordon, 1997).

Figure 6 : Les principales étapes de la croissance folliculaire. (Monniaux et al, 1999).

Figure 7 : Structure de l'ovaire à travers le cycle. (Hansen, 2005)

Figure 8: The major structures of the ovary.

Figure 9 : Représentation schématique des régulations hormonales de l'axe hypothalamo-hypophyso-ovarien chez la femelle (Hansen ; 2005).

Figure 10 : Evolution des concentrations au cours du cycle sexuel de la brebis (Boukhliq ; 2002).

Figure 11 : Evolution au cours de cycle de renouvellement de gros follicule (DRINCOURT et al 1991).

Figure 12 : Insémination artificielle. (Baril et al, 1993).

Figure 13 : Principe d'action de l'éponge vaginale.

Figure 14 : Résumé des manipulations lors de la pose d'éponges vaginales.

LES PHOTOS

Partie Bibliographie :

Photo 1 : Désinfection de tube applicateur et les gants entre chaque brebis dans un sceau d'eau propre contenant de l'iode.

Photo 2 : Insertion de l'éponge dans l'applicateur par l'extrémité non-biseautée.

Photo 3 : Insertion de poussoir pour faire glisser l'éponge jusqu'à environ 1 cm de l'extrémité biseautée.

Photo 4 : Enduire légèrement le tube d'applicateur avec un lubrifiant en gel ou une crème Antiseptique de façon à faciliter l'insertion du tube.

Photo 5 : et **Photo 6 :** Ecarter légèrement les lèvres de la vulve et introduire l'applicateur sans brusquerie avec un angle légèrement incliné vers le haut.

Photo 7 : Maintenir le poussoir en place et retirer le tube de 2 à 3 cm pour libérer l'éponge.

Photo 8: et Photo 9 : Retirer le poussoir du vagin et ensuite le tube applicateur.

Photo 10 : couper le fil à environ 1 cm de la vulve.

Photo 11 : Le CIDR® «controlled internal drug release dispenser».

Photo 12 : Introduire le CIDR® dans applicateur.

Photo 13 : l'introduction de L'implant.

Photo 14 : Presser doucement la poignée de l'applicateur pour y insérer le CIDR®. Retirer délicatement l'applicateur.

Photo 15 : Placer la corde de nylon contre l'animal afin de la rendre la plus discrète possible.

Photo 16 : Retirer L'implant CIDR®.

Photo 17 : Méthode de lutte libre.

Photo 18 : Méthode en main.

Photo 19 : Méthode de lutte en lots

Liste des abréviations

- **GnRH** : Gonadotropin Releasing Hormonal.
- **LH** : Lutéotrophic Hormone.
- **FSH** : Folliculo-Stimulating Hormone.
- **PMSG** : Pregnant mare serum gonadotrophin.
- **ECG** : Equine Chorionic Gonadotrophin.
- **PGF2a** : Prostaglandine F2 α .
- **E2** : Œstrogène.
- **P4** : Progestérone.
- **LTH** : Prolactine.
- **MAP** : Médroxyprogestérone.
- **CAP** : Chlormadione.
- **FGA** : Acétate de Flurogestone.
- **HSA** : Serum Albumine Humaine.
- **TGF** : Transforming Growth Factor.
- **EDF** : Erythroid differentiation Factor.
- **RH** : Releasing Hormone.
- **IA** : Insémination Artificielle.
- **U.I** : Unité Internationale.
- **U.F** : Unité Fourragère.
- **JC** : Jours courts.
- **JL** : Jours Longs.
- **Mm** : Millimètres.
- **μ** : Micron.
- **Ng** : Nanogramme.
- **Kg** : Kilogramme.
- **PV** : Poids Vif.
- **MI** : Millilitre.
- **IM** : Intramusculaire.
- **IV** : Intraveineuse.
- **SC** : Sous-cutanée.
- **C j** : Corps jaune.

Introduction

En Algérie, le cheptel ovin représente la plus grande ressource animale du pays. Son effectif varie entre 17 et 18,5 millions de têtes dont près des 2/3 sont des femelles (O.N.S, 2004). 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. 75 % du cheptel ovin se trouvent ainsi concentrés dans la steppe et sont donc conduits en système extensif. Il se caractérise par sa forte dépendance vis-à-vis de la végétation naturelle très ligneuse et donc demeure très influencé par les conditions climatiques. Ce qui au demeurant, engendre une faible productivité de cette espèce définie par le nombre d'agneaux destinés à l'abattage.

Ce faible taux de productivité ajouté à un poids de carcasse relativement faible concourt à une insuffisance de la production de viandes rouges. Ainsi durant ces cinq dernières années, le kg de viande ovine frôlait les limites de 800 DA.

Ceci ne représente que le reflet d'une diminution de la production ovine. Des investigations faites sur terrain ont permis de révéler que cette diminution n'est qu'une conséquence de l'interaction de plusieurs facteurs (exode rural, sécheresse) mais aussi l'archaïsme de nos élevages à sa part de responsabilité.

De par ce constat, il devient indispensable de trouver les moyens d'amélioration de la productivité de notre cheptel ovin. Cette amélioration va de pair avec la maîtrise de la reproduction qui constitue la pièce maîtresse de l'efficacité économique de tout élevage.

Chapitre I

Aperçu sur l'élevage Ovin en Algérie

1. Aperçu sur l'élevage ovin en Algérie :

L'évolution globale des effectifs du cheptel ovin a été marquée sensiblement, depuis un demi-siècle, par désordre qui relève de certain facteur inhérent au développement, la progression et l'intensification de la céréaliculture vers la steppe et avec un système pastoral implanté dans des zones arides ou semi arides qui est caractéristique de la société nomade pratiquant des mouvement de transhumance avec une utilisation extensive des parcours sur de longue distances et un usage de terres dont l'accès est plus au moins réglementé et collectif. Ainsi l'alimentation des ovins est largement basée sur la valorisation des *unités fourragères gratuites*. (Rondia, 2006).

Il est difficile de connaitre avec précision l'effectif exact du cheptel ovin national. Le système de son exploitation, principalement nomade et traditionnel, ne le permet pas. Selon les statistiques du Ministère de l'Agriculture, l'effectif ovin a été estimé à environ 21,4 millions de tête en 2009

(Cf. tableau 1) (O.N.S. 2009).

Tableau 1 : Evolution de l'effectif du cheptel de 2001 à 2009

Race	2001	2002	2003	2004	2005	2006	2007	2008	2009
Ovin	17298790	17298790	17502790	18293300	18909110	19615730	20154890	19946150	21404584

Source : MADR « série E »

Le cheptel évoluant en milieu steppique représente 80% de l'effectif national. La charge animale pratiquée actuellement est d'environ 1 ha pour une tête pour l'ensemble des parcours palatables, ce qui montre une très forte exploitation des terrains de parcours (Kanoun, 2007). Cette charge varie selon : les régions, l'importance des parcours et la concentration du cheptel.

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

Actuellement, cet espace fragile de par l'aridité de son climat et sa sensibilité aux facteur de dégradation des parcours sous l'effet de différentes causes a comme conséquences la diminution du couvert végétal, la réduction des espèces d'intérêt pastoral se traduisant par la faiblesse de l'offre fourragère des parcours, estimée à 1 Milliards d'UF soit l'équivalent de 10 millions de quintaux d'orge qui ne peut satisfaire que 25% des besoins alimentaires du cheptel ovin

(HCDS , 2006).

2. Principales races :

2.1. Race Ouled Djellal :

C'est la plus importante et la plus intéressante des races ovines algériennes. C'est une race entièrement blanche, à laine et queue fine, à taille haute, à pattes longues, apte pour la marche. Elle craint cependant les grands froids. C'est une excellente race à viande. Le bélier pèse 80 kg et la brebis 60 kg, elle a comme berceau le centre et l'Est algérien, vaste zone allant de l'Oued Touil (Laghouat-Chellala) à la frontière tunisienne (Dekhili et Aggoun, 2007)

Cette race est subdivisée en trois (Lafri, 2011) :

- Ouled Djellal proprement dite qui peuple les Zibans, Biskra et Touggourt. C'est l'espèce la plus adaptée à la marche. Elle est communément appelée la *Transhumante*.
- Ouled Nail qui peuple la Hodna, Sidi Aissa, M'sila, Biskra et Sétif. C'est le type le plus lourd, elle est communément appelée « *Hodnia* »,
- Chellala qui peuple la région de Laghouat, Chellala et Djelfa, c'est l'espèce la plus petite et la plus légère de la race Ouled Djellal.

Les performances de reproduction données Dekhili et Aggoun (2007), sont comme suit :

- Age au premier œstrus (chaleur) : agnelle fécondée 8 à 10 mois.
- Saisonnalité de l'œstrus : deux saisons : avril-juillet et octobre-novembre.
- Mise à la lutte : 18 mois, (Ténia) 35 kg.
- Première mise bas : 24 mois.
- Intervalle entre deux agnelages : 11-12 mois.
- Fécondité : 93%.
- Prolificité : 110%.
- Productivité au sevrage : 70% en élevage nomade, 80% en élevage sédentaire.
- Longévité : Brebis : 10 ans, Bélier : 12 ans.

2.2. Race Hamra ou Race Béni-Ighil :

Cette race originaire de l'Est du Maroc est de bonne conformation ; sa viande est d'excellente qualité. La taille est plus petite que celle des races arabes, et correspond à une adaptation au milieu de vie qui est l'immensité plate de la steppe sans relief, soumise aux grands vents. Elle pâture les parcours steppiques à armoise (chih) principalement et à alfa en second lieu. Dans les dépressions (Dayas), on trouve du *Lygium sparthum* (sennag). (ITEBO, 1996).

On assiste aujourd'hui au remplacement de la race Béni-Ighil très rustique et adaptée au pâturage steppique par la race Ouled Djellal plus prolifique et d'un apport plus rentable en viande. En effet, «Un broutard de 12 mois de la race Béni-Ighil équivaut en poids à un agneau de 4 mois Ouled Djellal». L'une des causes de ces mutations est le pillage organisé de certaines races très prisées, telles que la race Ouled Djellal, vers les pays voisins où elles sont cédées à des prix dérisoires (Abdelguerfi et Laouar, 1999).

D'après Abdelguerfi et Laouar (1999), les performances de cette dernière sont :

- Age de la brebis au premier œstrus : 12 mois.
- Age au premier agnelage : 18 mois.
- Fécondité : 90%.
- Prolificité : 110 à 120%.
- Nombre d'agneaux au sevrage pour 100 brebis (mise à la lutte) : 75 à 80%.
- Longévité : 8 à 10 ans pour les brebis. 10 à 12 ans pour les béliers.

2.3. Race Rembi

Le mouton Rembi, est issu d'un croisement entre le Mouflon de Djebel AMOUR appelé également LAROUÏ et la race Ouled Djellal. Son aire originale d'expansion est représentée par la zone allant d'Oued Touil à l'Est au Chott Chergui à l'Ouest et de Tiaret au Nord à Aflou et EL Bayadh au Sud. Mais, actuellement on retrouve le mouton Rembi sur l'ensemble des zones steppique (Niar, 2001). La race Rembi est haute sur pattes. La hauteur au garrot dépasse les 75cm. C'est une race à fort dentition résistante à l'usure, lui permettant de valoriser les végétations ligneuses et de retarder jusqu'à 9 ans l'âge de réforme. Elle est bien adaptée aux zones d'altitudes.

Ce mouton à tête rouge ou brunâtre et robe chamoise le plus gros ovin d'Algérie. Le bélier pèse 90kg et la brebis 60 kg (CN AnRG, 2003).

Cette race est particulièrement rustique et productive ; elle est très recommandée pour valoriser les pâturages pauvres de montagnes, et les pâturages ligneux de l'Atlas Saharien (Niar, 2001).

Les performances reproductives sont :

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

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

(Lafri, 2011).

3. Race secondaires :

3.1. Race Berbère :

C'est une race des montagnes du Tell (Atlas-Tellien d'Afrique de Nord), autochtone, de petite taille à laine mécheuse blanc brillant. Le mouton Berbère constitue probablement la population ovine la plus ancienne d'Afrique du Nord, vraisemblablement issue de métissage avec le mouflon sauvage. Elle est aussi appelée Chleuh, Kabyle ; Son aire d'extension rustique, résistant au froid et à l'humidité, il est élevé traditionnellement dans les vallées froides et dans les montagnes explique les productivités numériques et pondérales inférieures à celles des races élevées en systèmes agricoles (Boukhliq, 2002).

Les performances de cette race sont :

- Lutte : la femelle est mise à la lutte entre 12 et 18 mois et elle met bas pour la première fois entre 17 et 23 mois.
- Prolificité : 110%.
- Fécondité des brebis âgées : 90%.
- Résultats au sevrage : 60% (Nombre d'agneaux).
- Longévité : 11 ans pour la brebis, 12 ans pour le bélier.

3.2. Race D'men :

Il est morphologiquement avec un squelette très fin à côtes plates. De petit format. La toison est généralement peu étendue. Le ventre, la poitrine et les pattes sont dépourvus de laine. Les cornes sont absentes, parfois des ébauches peuvent apparaître chez le male, mais qui finissent par tomber. L'absence de cornage est un caractère constant chez les deux sexes. La queue est fine et longue à bout blanc. La très grande hétérogénéité morphologique de la D'men, laisse apparaître trois types de populations :

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

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

(Derqaoui et al, 2009).

3.3. Race Barbarine :

C'est un animal de bonne conformation, de blanche, sauf la tête et les pattes qui peuvent être bruns ou noirs. La toison est fournie, les cornes sont développées chez le male et absentes chez la femelles. La queue est grasse, d'où l'appellation de mouton à queue grasse ou mouton de Oued-Souf. Son aire de répartition est limitée à l'Est Algérien par l'erg oriental à l'Est de l'Oued Rhigh et dans les régions avoisinantes de la frontière Tunisienne. Cette race est remarquablement adaptée au désert de sable et aux grandes chaleurs estivales

(Brahimi, 2011).

3.4. Race Sidahou (Targui) :

C'est la seule race Algérienne dépourvue de laine, mais à corps couvert de poils, la queue étant longue et fine. Cette race se trouve dans le grand Sahara Algérien allant de Bechar et passant par Adrar jusqu'à Djanet. On qualifie cette race de résistance au climat Saharien et aux grandes marches. C'est ainsi qu'elle est la seule race qui peut pâturer les étendues du grand Sahara

(Berchiche et al, 1993).

Les performances de cette race sont :

- Production d'agneaux au sevrage : 70 à 80%.
- Les Targui vivent jusqu'à 12 ans pour les brebis et 14 ans pour les béliers.
- Les brebis sont réformées à 7ans et les béliers à 8 ans.

La conformation est mauvaise, toutefois il serait recommandé d'éviter la perte d'un patrimoine génétique qui a fait preuve d'adaptation aux conditions les plus rudes .

(ITEBO, 1996).

4. Pratique de l'élevage semi-intensif en Algérie :

4.1. Zones d'élevage du semi-intensif :

Pratiqué au niveau des plaines céréalières (CN AnRG, 2003), le tell et le littoral.

4.1.1. Caractérisation de l'élevage semi-intensif :

Ce type d'élevage est caractérisé par une utilisation modérée représentée essentiellement par les aliments et les produits vétérinaires. Le système semi-intensif constitue un élément clé du système agraire de cette zone et qui se caractérise par la complémentarité céréaliculture/élevage ovin. En plus du pâturage sur jachères (très répandu dans la région) et sur résidus de récoltes, les animaux reçoivent un complément en orge et en foin (CN AnRG) pour l'élevage sédentaire des haut plateaux à céréales le troupeau reçoit une complémentaire en paille (T'ben) à la bergerie dans les comités de gestion, et en le lâchant autour d'une meule de paille chez les éleveurs privés des Douars. Par ailleurs, les éleveurs, grands ou petits

propriétaires de troupeaux, utilisent régulièrement les produits vétérinaires pour les troupeaux sédentaires, traitement sanitaire complet dans les comités de gestion, et traitement de clavelée (Djedri) et la gale (Djerab) dans les élevages privés de Douar. Selon le même auteur l'abri est dur dans les comités de gestion et en Z'riba qui est constitué d'un appentis en Diss ou branches avec courette en pierres sèches pour les élevage privés du Douar

(CN AnRG , 2003).

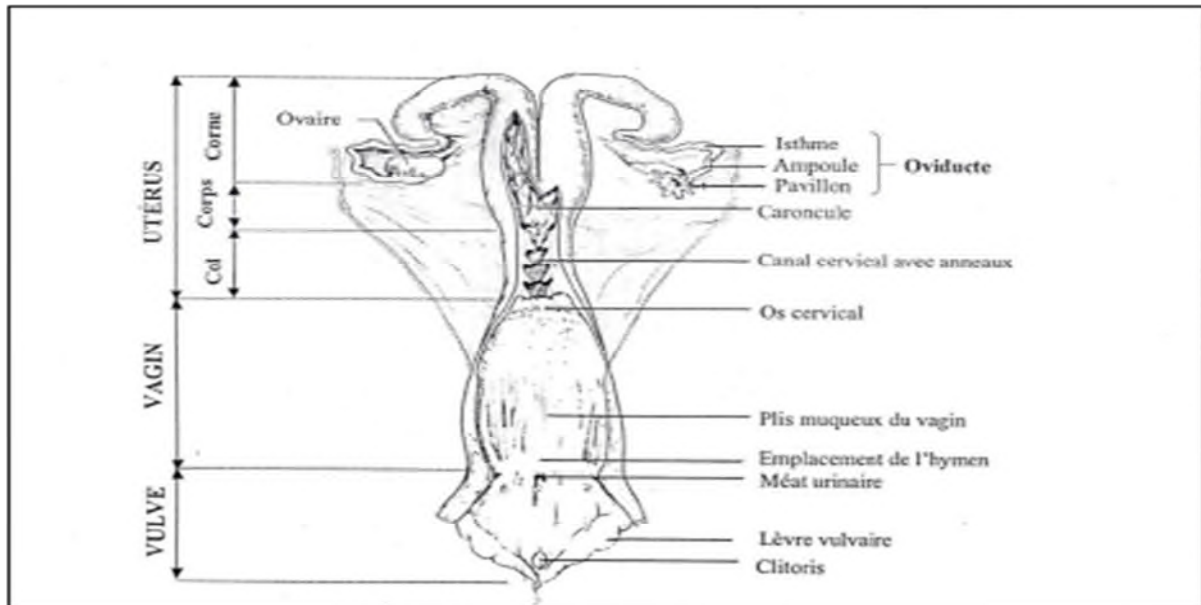
Chapitre II

Rappels anatomophysiologique de l'activité sexuelle

1. Rappels anatomo-physiologique de l'activité sexuelle

L'appareil génital de la brebis, situé dans la cavité abdominale, peut être divisé en six parties principales : la vulve, le vagin, le col de l'utérus, l'oviducte et les ovaires (Figure 1)

les dimensions du système reproducteur varient d'une brebis à l'autre (Barone, 2010)



L'appareil génital de la brebis comporte trois grandes parties (BARONE, 1990).

La section glandulaire constituée par les ovaires.

La section tubulaire constituée par les oviductes et l'utérus.

Le sinus urogénital ou section copulatrice, comprenant le vagin la vulve.

1.1. Section glandulaire:

1.1.1. Les ovaires:

Les ovaires sont de petits organes en forme d'amande 2 cm de longueur x 1 cm d'épaisseur dont le poids 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 caractéristique sexuelles et contrôlent partiellement plusieurs fonctions de reproduction.

(Figure 2) (Barone, 2010)

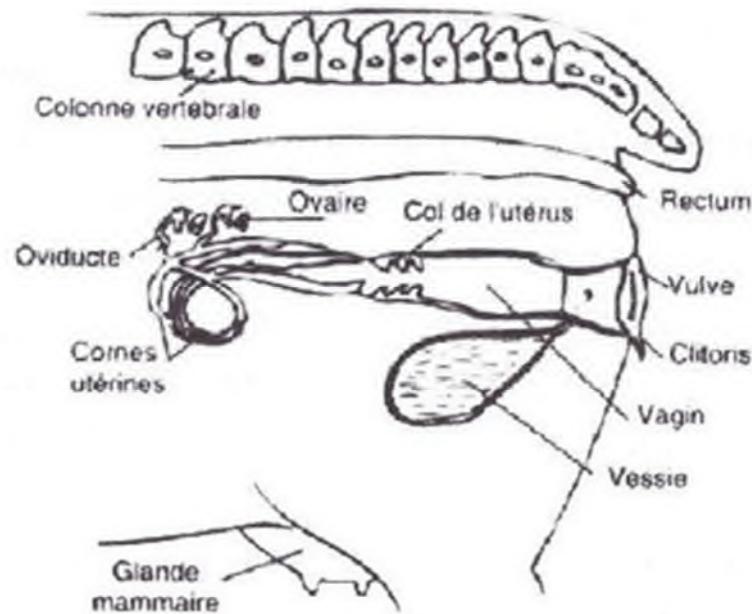


Figure 02 : Appareil génital de la Brebis (Barone, 2010)

Sur le plan histologique l'ovaire est considéré comme une glande a double fonction:

Exocrine: assurant la production d'ovules ou de gamètes femelles.

Endocrine : en synthétisant deux hormones sexuelle, œstrogène et progestérone

(Soltner, 1993).

1.2. Section tubulaire:

1.2.1. Oviducte (trompes de Fallope) :

Les oviductes sont de petits tubules pairs d'une longueur de 10 à 20 cm, prolongeant les cornes utérines et se terminant par une sorte d'entonnoir :

le pavillon de l'oviducte. Ce dernier recouvre partiellement l'ovaire et capte les ovules provenant des ovaires lors de l'ovulation pour les entrainer, Grâce à la présence de cils et à l'aide de contraction musculaires, dans les oviductes, site de la fécondation. Par la suite, le nouvel embryon formé se déplace vers l'utérus, où se poursuit la gestation

(Castonguay, 1999).

1.2.2. L'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. Les cornes utérines 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. 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).

1.2.2.1. Col de l'utérin:

Le col de l'utérus représente le lien entre le vagin et l'utérus et est, en quelque sorte, la porte d'entrée de l'utérus. Il mesure entre 4 et 10 cm de long et est constitué d'environ 5 à 7 replis fibreux, les anneaux cervicaux, fortement imbriqués les uns dans les autres de façon à fermement obstruer le passage. A l'extrémité communiquant avec le vagin, le cervix se termine par un repli de tissu fibreux appelé os cervical. La forme et la position de l'os cervical varient considérablement d'un animal à un autre. Le rôle du cervix est d'isoler l'utérus du vagin et donc de l'environnement extérieur, limitant ainsi les possibilités d'infection.

Le cervix demeure habituellement fermé sauf au moment de la parturition. Cette caractéristique anatomique est particulière aux brebis et elle constitue un inconvénient majeur en insémination artificielle. Ainsi, à cause des nombreux replis du cervix, il est très difficile de traverser le col de l'utérus avec la tige d'insémination et de déposer la semence directement dans l'utérus.

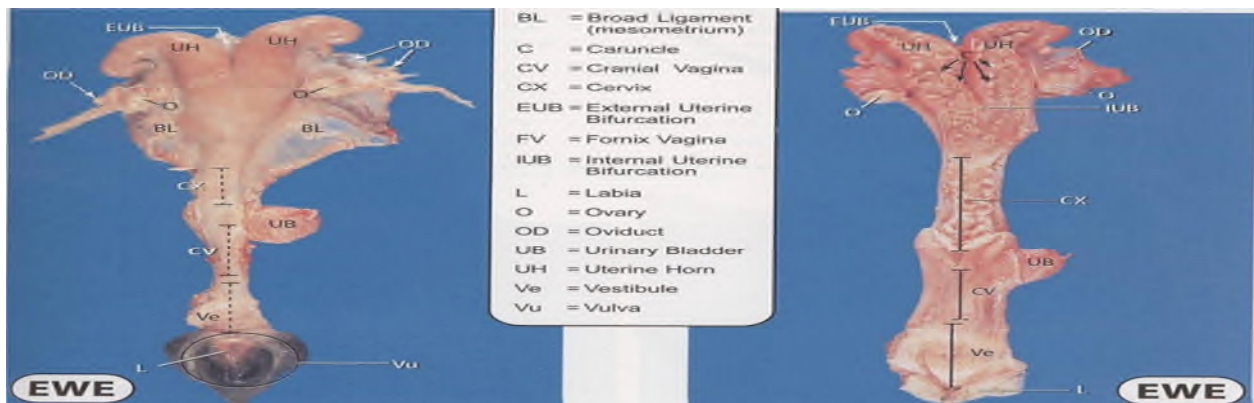


Figure 3: Dorsal view of excised reproductive tracts

1.3. Sinus urogénital:

1.3.1. Le vagin:

Avec une longueur de 10 à 14 cm, le vagin constitue l'organe de l'accouplement. Son apparence intérieure change en fonction du stade du cycle sexuel. L'orsqu'une brebis est en chaleur, le vagin contient un fluide plus au moins visqueux, secrete par le col de l'utérus, et sa muqueuse prend une coloration rougeatre, cause par l'augmentation de l'irrigation sanguins. Les brebis don't le vagin est plutot sec et couleur pale ne sont probablement pas en chaleur. Ce phenomena peut facilement etre observe lors des insemination. Chez l'agnelle, une mince membrane obstrue partiellement le vagin, l'hymen, qui est perforé lors du premier accouplement (Baril et al, 1998).

1.3.2. Vulve et vestibule vaginal:

La vulve est la partie commune du système reproducteur et urinaire, on peut distinguer l'orifice externe de l'urètre provenant de la vessie s'ouvrant dans la partie ventral, qui marque la jonction entre la vulve et le vagin. Les lèvres et un clitoris très court constituent les autres parties de la vulve (Barone, 2010) Le vestibule vaginal dont la longueur est d'environ le quart de celle du vagin .

2. Cycle sexuel chez la Brebis

2.1. Définition :

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 gestant possède une activité sexuelle cyclique à partir de la puberté. Cette activité sexuelle se traduit par une succession d'événements précis se reproduisant à intervalle constant et selon un rythme propre à chaque espèce ; ceci est connu sous le nom du : cycle sexuel. Par contre, le cycle œstral correspond à la période par deux œstrus ou chaleurs consécutives (Castonguay, 2000).

Le déroulement du cycle sexuel est contrôlé par les hormones émises par L'hypophyse (petite glande à la base du cerveau), les ovaires et l'utérus. Le cycle sexuel comprend: (Legrand et al 1993).

- Le cycle ovarien.
- Le cycle oestrien.

2.2. Le cycle oestrien:

Il est défini comme étant l'intervalle entre deux périodes de chaleurs consécutives à une durée d'environ 17 jours. La durée des chaleurs varie de 36 à 40 h, quant à l'ovulation, elle survient 35 à 40 h après le début des chaleurs.

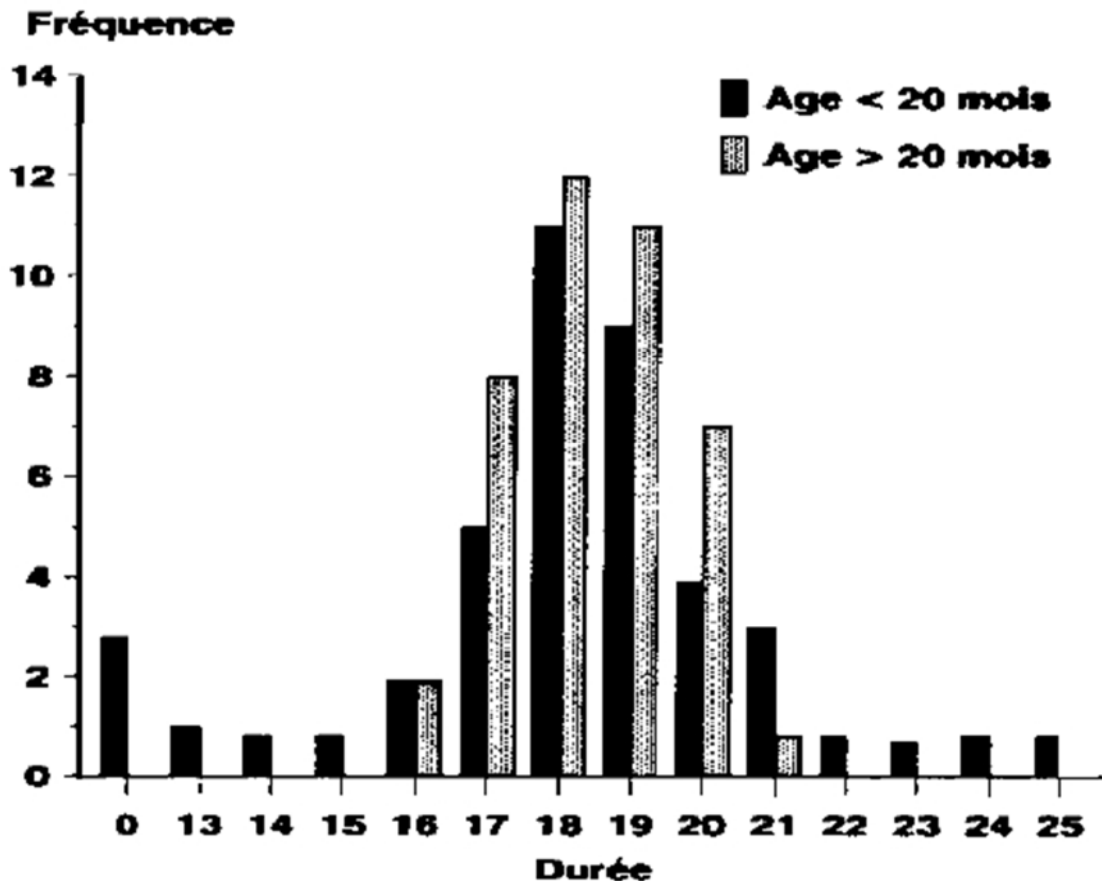


Figure 4 : Répartition des fréquences de durée cycle œstral selon l'âge. (Dirand, 2007).

2.3. Le cycle ovarien:

Il a une durée moyenne de 17j avec des écarts en allant de 16 à 19 jours, Le cycle sexuel se traduit par un ensemble de modifications:

- au niveau du comportement.
- au niveau de l'ovaire.
- au niveau hormonal.

2.3.1. Au niveau comportemental:

2.3.1.1. L'œstrus:

C'est la manifestation apparente du cycle sexuel, C'est la période pendant laquelle la femelle accepte le chevauchement. La durée de l'œstrus varie avec l'âge de l'animal, elle est plus longue chez les adultes que chez les agnelles, les races prolifiques ont des chaleurs plus longues (Dudoltet, 2000).

Les chaleurs s'accompagnent de signes spécifiques

- excitation, agressivité
- congestion de la vulve
- sécrétion filante au niveau de la vulve
- baisse de la production

2.3.1.2. Détection de l'œstrus:

L'œstrus est le plus souvent considéré comme le moment clé à la saillie La détection de l'œstrus permet, de mieux maîtriser une partie du processus de reproduction. Al'inverse de plusieurs autres espèces animales, les manifestations extérieures des chaleurs sont difficiles à identifier chez la brebis, Ce qui rend la détection de l'œstrus, une tâche délicate, et oblige le recourt a des moyens comme :

- La mesure de pH du mucus cervico-vaginal et / ou la mesure de l'élasticité du mucus vaginal sont deux méthodes indirectes ayant permis de déterminer l'œstrus chez la brebis avec plus de précision (Obounou, 1990).

Les moyens, les plus couramment employés, pour détecter l'œstrus sont: (Baril et al. 1993).

- la mise en présence d'un mâle vasectomisé, ou castré,
- la mise en présence d'une femelle androgénisée;
- la mise en présence d'un mâle intact muni d'un tablier empêchant la saillie.

Chapitre II Rappels anatomo-physiologique de l'activité sexuelle

On peut aussi munir le mâle, ou la femelle androgénisée, d'un harnais portant un crayon marqueur qui laissera une trace sur le dos des femelles acceptant le chevauchement

(Derivaux et Ectors, 1980).

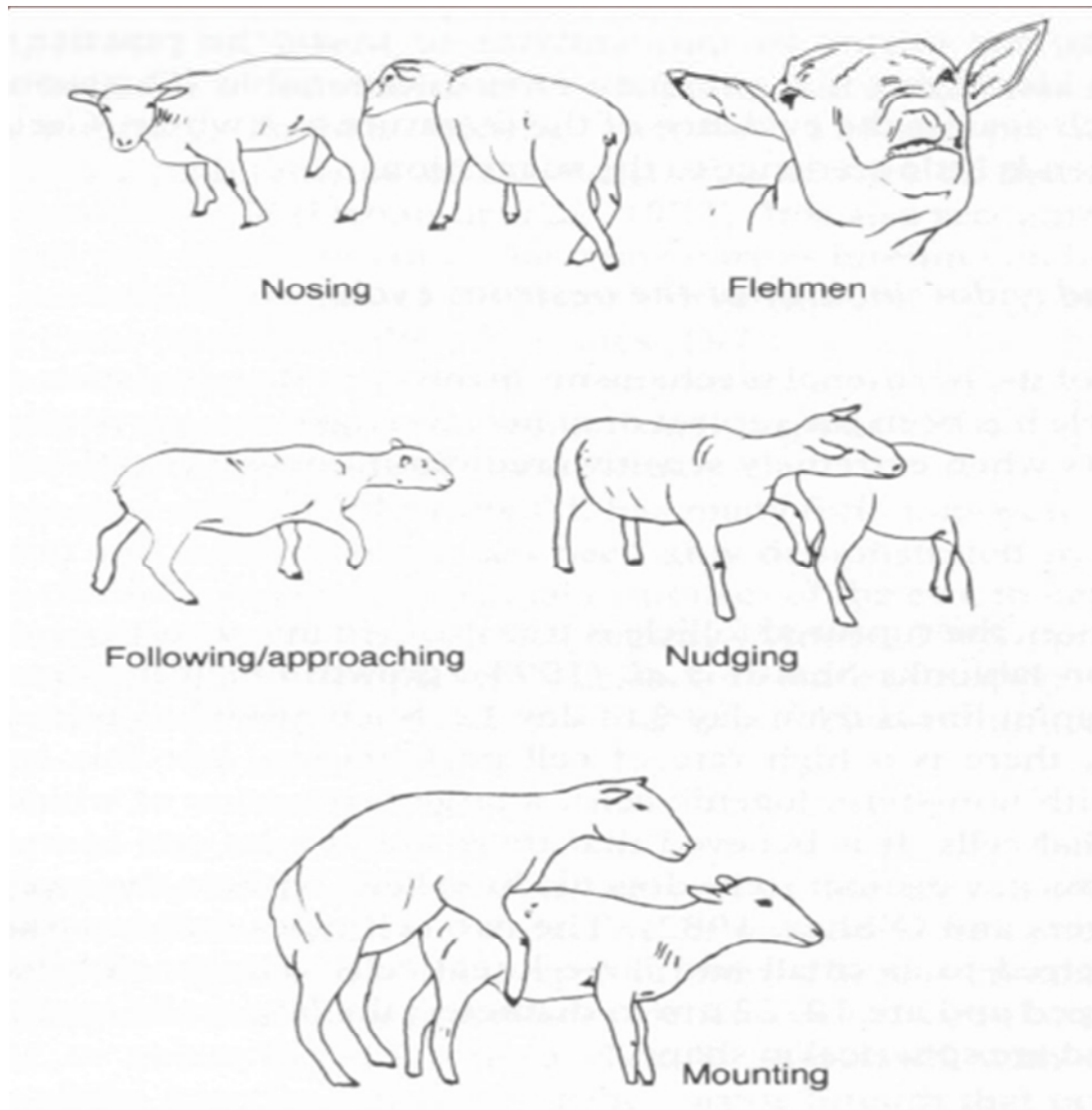


Figure 5. Les signes de l'œstrus chez la brebis (Gordon, 1997)

2.3.2. Au niveau de l'ovaire:

Le cycle ovarien correspond aux modifications histologique siégeant au sein de l'ovaire et caractérisé par l'alternance de deux phases successives :

- La phase folliculaire qui s'achève à l'ovulation,
- La phase lutéale qui s'achève au moment de la lutéolyse ou qui se poursuit par la gestation.

a) Croissance et maturation folliculaire :

La durée moyenne de cette phase est 3 à 4 jours qui correspondent à la croissance folliculaire suivie de leur maturation. La maturation ne concerne que les follicules qui arrivent aux stades terminaux. C'est-à-dire qui atteignent 5 à 8 mm de diamètre.

Chez les brebis, l'effectif folliculaire, principalement constitué par les follicules de la réserve à la naissance est d'environ 160 000 .

(Thibaut et Levasseur, 2001).

Pendant la vie sexuelle active de la femelle de la plupart des mammifères, seules quelques centaines de cellules sont émises par l'ovaire sous forme d'ovocytes ; toutes les autres disparaissent par le phénomène d'atrésie folliculaire. Le développement folliculaire est un processus lent. Six mois sont nécessaires chez la brebis, pour aller du stade de follicule primordial au stade préovulatoire (Zamiri, 2012).

Le développement des follicules est d'abord très lent ; au stade termina, une brutale accélération se produit et donne lieu aux événements de sélection et dominance. La sélection fait référence à un processus par lequel, parmi les nombreux follicules en croissance, seuls arrivent au stade préovulatoire le nombre caractéristique de l'espèce. La dominance fait référence à une situation créée par le follicule qui va ovuler, pendant cette période, ce follicule continue à croître alors que le développement des plus petits est inhibé.

Dans ce processus de la croissance et maturation folliculaire, il faut insister sur l'importance de l'atrésie. Celle-ci, en effet, affecte la majorité des follicules qui sont sortis de la réserve et ont entamé leur croissance. Elle peut atteindre les follicules à n'importe quel stade de leur développement. Durant les périodes prépubertaires et les périodes d'annonceurs, tous les follicules sont amenés à dégénérer à un stade plus ou moins avancé de leur croissance.

Ainsi, en période d'acyclicité, tous les follicules s'arrêtent au stade préantral ou antral, autrement dit avant d'atteindre le stade follicule de De Graff. En période de cyclicité, un nombre réduit de follicules poursuit sa croissance jusqu'à un stade très avancé (follicule de De Graff) et pour limiter le nombre de follicules qui vont ovuler en fonction de l'espèce, de la race et autres, interviennent les processus de sélection et dominance (Karen, 2003)(Figure. 6)

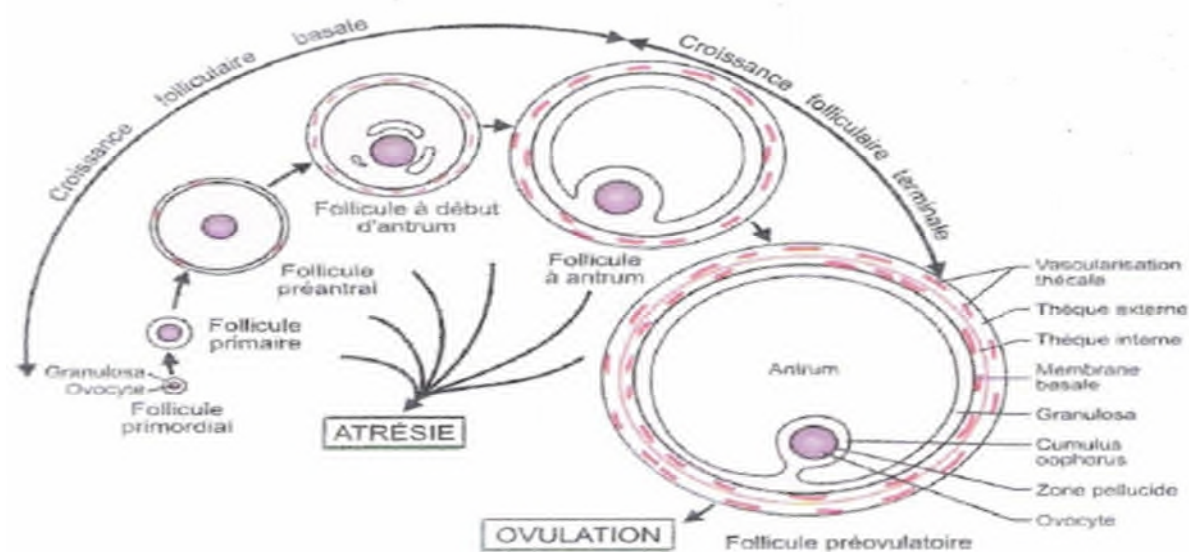


Figure 6 : Les principales étapes de la croissance folliculaire. (Monniaux 1999).

Par ailleurs, l'observation des ovaires par ultrasonographie a démontré l'existence de vagues en ce qui concerne le renouvellement continu de la population des follicules chez la brebis

(Thibaut et Levasseur, 1991 ; Raviendra et al, 1993).

Les vagues se produisent au hasard entre les deux ovaires et lieu pendant la période pré-pubertère, l'anoestrus saisonnier, le post-partum et le début de gestation. Les follicules grandissant au cours de ces vagues sont identiques morphologiquement et en terme de réceptivité à la LH, et au follicule ovulatoire de phase folliculaire (El Amiri et al, 2003).

b) Ovulation :

A la fin de la phase folliculaire se produisent les manifestations œstrales. Au cours de ces dernières, le follicule dominant est capable de répondre à une élévation brutale et importante de gonadotrophines par un remaniement complet de sa structure, conduisant à sa rupture et la libération d'un ovocyte fécondable : c'est « l'ovulation ». Elle se produit entre la 24ème et la 36ème heure après le début des chaleurs (Castonguay, 2000) Chez la brebis, le nombre d'ovulation est variable. Il est généralement de 1 à 2 ovules pour la plupart des races, cependant certaines races telles :

« La Finnoise, la Romanvo » émettent entre 2 à 5 ovocytes

(Derivaux et Ectors, 1989).

Le taux d'ovulation peut varier avec l'âge, la période de l'année et l'alimentation. La période séparant deux ovulation étant en moyenne de 2 heures (écart de 1h30 à 7h) (Hansen, 2010).

Chapitre II Rappels anatomo-physiologique de l'activité sexuelle

L'ovulation, ou la libération du ou des ovocytes de la paroi de l'ovaire, résulte de divers mécanismes. Chez les brebis, le processus d'ovulation a été décrit comme le résultat de la diminution de la synthèse des substances constitutive de la paroi du follicule pré ovulatoire (collagène, glycoprotéine). Ce phénomène est accompagné d'un amincissement de la paroi du follicule du à l'action d'enzymes protéolytiques (collagénase, glycoamidase) libérées localement. Une constriction locale des vaisseaux sanguins et une contraction de l'ovaire complètent ces mécanismes (Bochenek et al, 1994). Thériault et al, (2009) ont ajouté à ces connaissances le fait que le diamètre du follicule pré ovulatoire reste le même (environ 7 mm), 10 heures avant l'ovulation et que deux types de libération de l'ovocyte soient observés :

- Déhiscence folliculaire.
- Des gouttes de liquide accumulées en haut de la protubérance sont éliminées lentement en dehors de la paroi du follicule. Les événements macroscopiques (couleurs, vascularisation et convexité) changent d'un niveau à l'autre ; ainsi, à l'approche de l'ovulation, les follicules perdent leur aspect transparent et sitôt l'ovulation, forme une structure rougeâtre et opaque dénommée «*corpus hemorrhagium* ». (Figure.7)

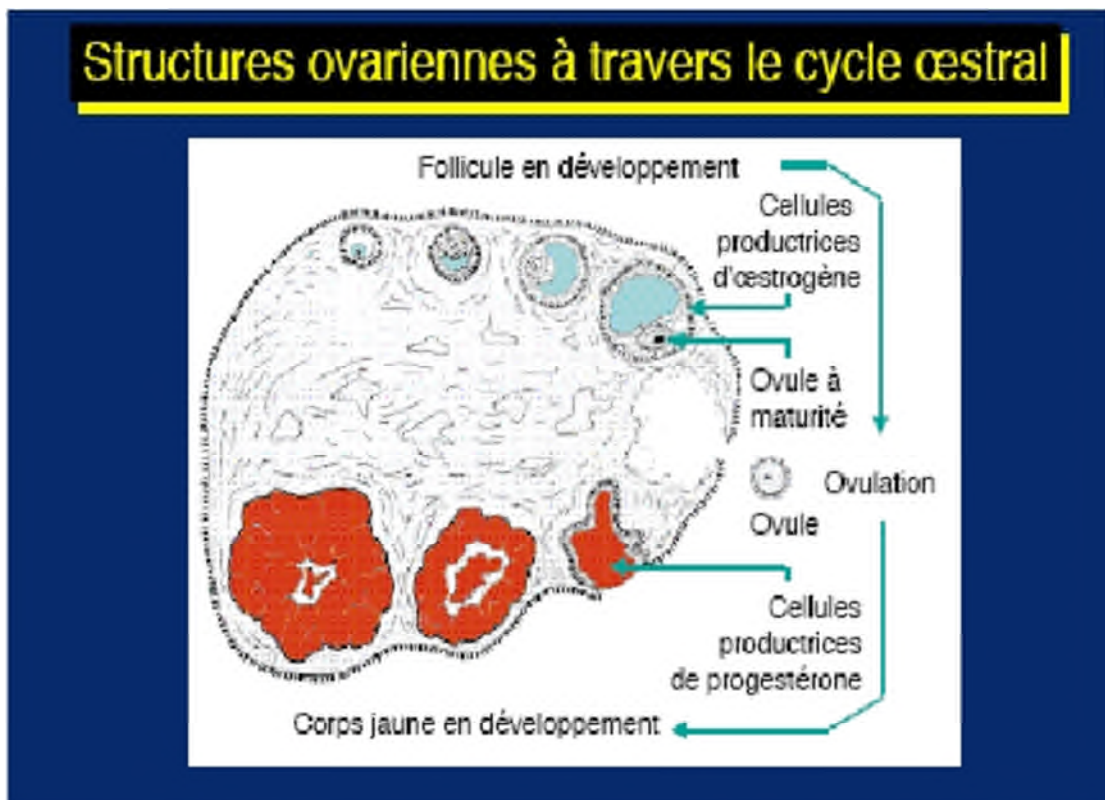


Figure 7 : Structure de l'ovaire à travers le cycle. (Hansen, 2005)

c) Développement et maintien du corps jaune :

Une fois l'ovulation terminée, le follicule passera par des changements structuraux afin de se transformer de granulosa. Ces modifications peuvent être mises en évidence par l'observation de deux nouveaux types de cellules :

- Petites cellules (< 20 μ de diamètre) originaire des cellules de la thèque ;
- Grosses cellules (>20 μ de diamètre) originaires de la granulosa
- (Thibaut et Levasseur, 2001).

d) Lutéolyse :

La lutéolyse se produit en fin de cycle s'il n'y a pas eu fécondation. Le corps jaune cesse de produire de la progestérone, mais la régression morphologique demande un délai plus long. Le processus de dégénérescence se produit lentement et progressivement et le corps jaune dégénératif «*corpus albicans*», peut être observé dans l'ovaire bien après la fin du cycle (Hansen, 2005).

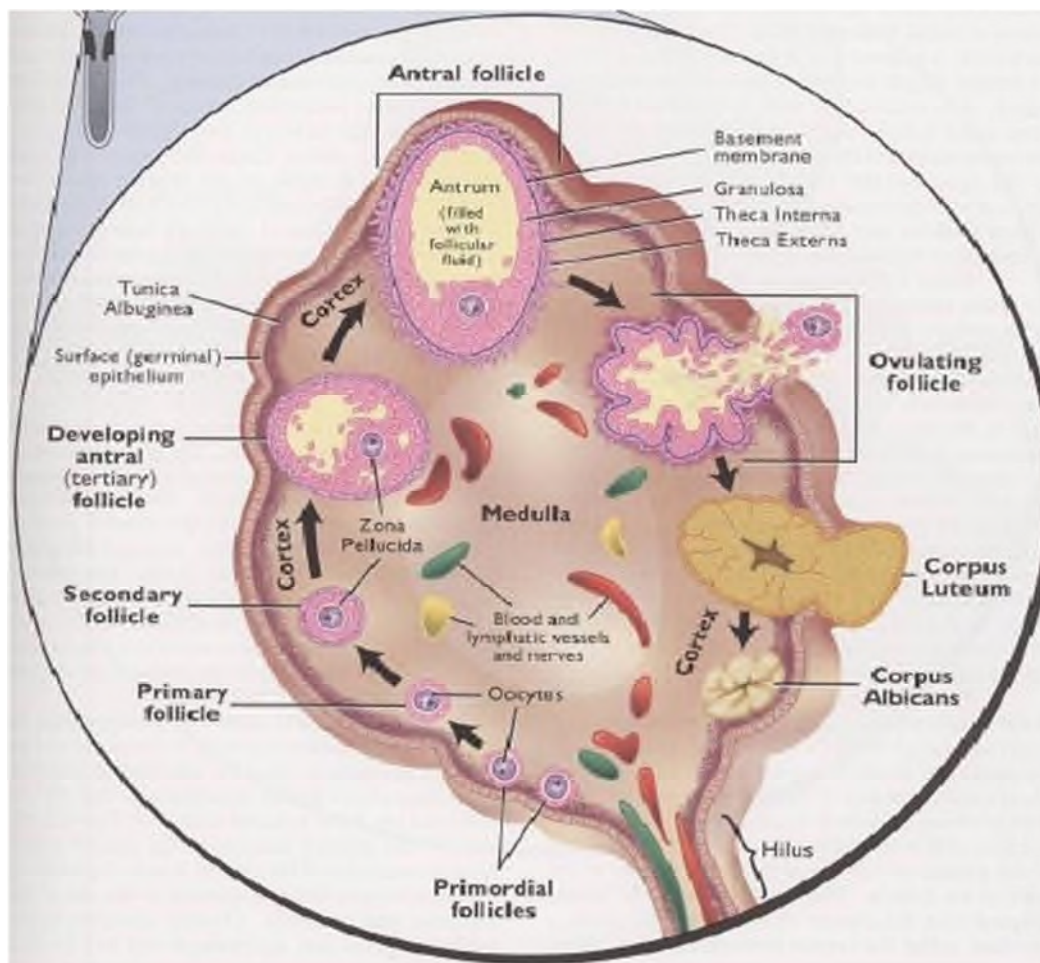


Figure 8 : The major structures of the ovary

2.3.3. Au niveau hormonal :

L'élévation du taux basal et de la fréquence des pulses de LH en phase pré Ovulatoire Provoque une hausse du taux d'œstradiol et marque le début de la Décharge ovulatoire (Karg, 1983).

La FSH provoque le développement de l'ovaire, l'accroissement et la maturation des Follicules, favorise la prolifération de la granulosa, ne peut à elle seule provoquer l'ovulation Mais elle prépare l'ovaire à l'action de la LH et stimule la sécrétion d'œstrogène Au cours de la phase lutéale du cycle, chez la brebis, le taux de la FSH est de 5-6ng/ml Et est de 10-15ng/ml durant l'œstrus (Derivaux et Ectors, 1989).

Le contrôle de la sécrétion de FSH est assuré par la GnRH, L'œstradiol et l'inhibine Qui est le facteur inhibiteur principal de la sécrétion de la FSH.

2.3.3.1. Description des modifications hormonales :

Le déroulement du cycle sexuel nécessite l'intégrité du fonctionnement de l'axe hypothalamo-hypophysaire-ovarien sous l'influence du système nerveux et des stimuli externes. Plusieurs hormones sont associées au cycle sexuel, ces hormones sont d'origines : hypothalamique (GnRH), Hypophysaire (FSH, LH), Ovarien (œstradiol, progestérone et cybérines) et Utérines (prostaglandines). La Figure 9 illustre l'interdépendance de plusieurs glandes et leur sécrétion hormonale nécessite une activité harmonieuse de l'ensemble de l'axe hypothalamo-hypophysaire-ovarien (Hansen, 2005).

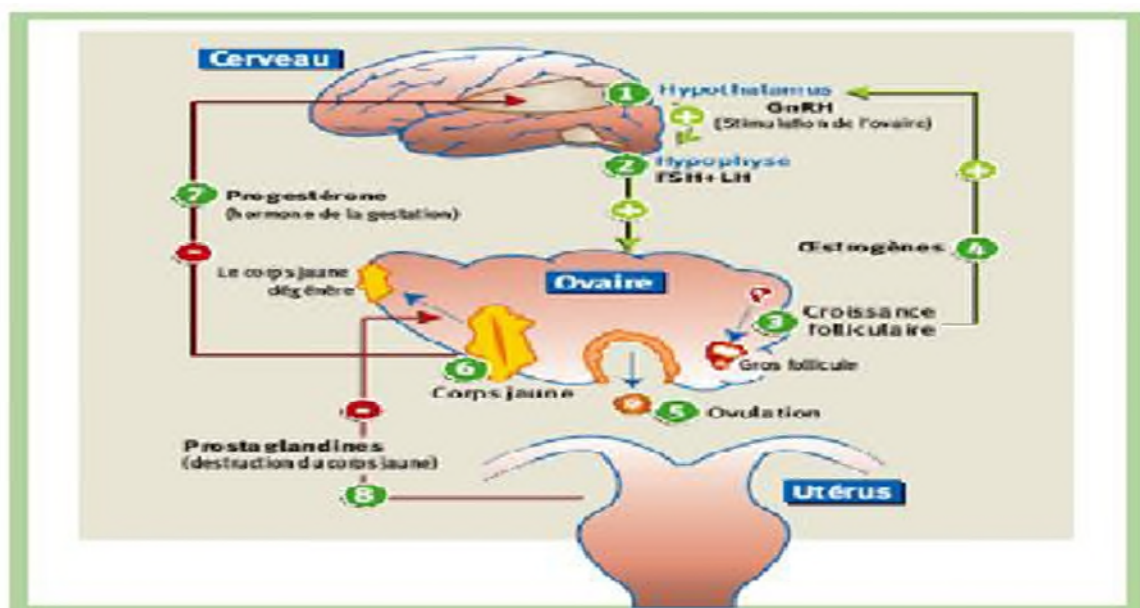


Figure 9 : Représentation schématique des régulations hormonales de l'axe hypothalamo-hypophysaire-ovarien chez la femelle (Hansen ; 2005).

2.3.3.2. Les hormones hypothalamiques :

Le rôle principal de l'hypothalamus dans la reproduction, est la sécrétion de la GnRH (Gonadotrophine Releasing Hormone). Qui est un décapeptide, petite molécule comportant 10 acides aminés (Ribady et al, 1994).

La GnRH est synthétisée au niveau de la zone antérieure de l'hypothalamus, sa production s'effectue à un niveau tonique avec des décharges cycliques préovulatoires. Elle est déversée dans les capillaires du système porte hypothalamo-hypophysaire, pour gagner l'hypophyse (Vellet, 2004).

Les récepteurs à la GnRH ont été mis en évidence au niveau de l'hypophyse, de l'ovaire et du testicule. La GnRH agit essentiellement sur les cellules hypophysaires responsables de la synthèse et de la libération des hormones FSH (Folliculo-Stimulating Hormone) et LH (Lutéotrophic Hormone) (Hansen, 1988). La GnRH exerce une double action sur les cellules hypophysaires ; elle provoque la libération rapide et transitoire de gonadotropines (FSH, LH) d'une part, et exerce une action à long terme et de longue durée sur la synthèse hormonale de ces hormones, d'autre part .

(Tixier, 1981 ; Hansen, 1988 ; Vellet, 2004).

2.3.3.3. Les hormones hypophysaires :

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

(Roux, 1986).

a) FSH : la FSH est une glycoprotéine qui stimule la croissance et la maturation des follicules ovariens par la sécrétion d'œstrogènes. Elle prépare l'ovaire à l'action de LH par l'augmentation des récepteurs à cette hormone au niveau des cellules folliculaire (Signoret et al, 1984).

Au cours de la phase lutéale du cycle, chez la brebis, le taux basal de la FSH est de 5 à 6 ng/ml et durant l'œstrus on observe un pic d'environ 10 à 15 ng/ml (Derivaux et Ectors, 1989).

b) LH : la LH est une hormone lutéinisante, qui provoque l'ovulation. Elle est responsable de la transformation du follicule mur en corps jaune et stimule la sécrétion de progestérone à partir du cholestérol au niveau des cellules lutéales (Bister, 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 un pic important (sécrétion cyclique) en période préovulatoire. Les concentrations basales de LH chez la brebis varient de 1 à 5 ng/ml, alors qu'en pic œstral, elle varie de 50 à 150 ng/ml ; l'élévation du taux basal et de la fréquence des pulses de LH en phase préovulatoire (Hoffman et al, 2011).

- c) **La prolactine (LTH)** : la prolactine n'est pas considérée comme une hormone gonadotrope. Son rôle principal est la stimulation de sécrétion lactée. Cependant, elle joue un rôle important dans la reproduction des animaux domestiques. Elle est responsable de la sécrétion de progestérone par le corps jaune et 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, 2012).

2.3.3.4. Les hormones ovariennes :

a) **Les œstrogènes** : l'œstradiol (œstrogène) est synthétisé et libéré surtout au cours de la phase folliculaire du cycle, alors que la progestérone est libérée par le corps jaune au cours de la phase lutéale. La synthèse des œstrogènes nécessite, chez la plupart des espèces, la présence simultanée de la thèque interne et de la granulosa des follicules. Sous l'effet de la LH, les cellules de la thèque synthétisent des androgènes à partir du cholestérol. Ces androgènes sont ensuite aromatisés en œstradiol par les cellules de la granulosa sous contrôle des hormones gonadotropes. La sécrétion d'œstrogènes, surtout l'œstradiol 17 β , varie au cours du cycle sexuel de la brebis de 1 à 3 pg/ml pour le taux de base et atteint 25pg/ml au pic œstral (Derivaux et Ectors, 1989).

b) **La progestérone** : la progestérone est sécrétée essentiellement au niveau des ovaires par les cellules lutéales, mais elle peut être sécrétée en faible quantité par les cellules granuleuses des follicules ovariens (Lennoz, 1987). La progestérone est présente dans l'ovaire, le testicule, le cortex surrénalien et le placenta .

C'est une hormone qui constitue le point de départ pour la synthèse des corticoïdes, des androgènes et indirectement des œstrogènes. Elle va assurer le début et le maintien de la gestation et sa diminution aboutit à l'avortement ou 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 pluripares concernant les niveaux du pic de progestérone plasmatique. Le jour d'œstrus, le taux de progestérone est très faible de 0,2 à 0,3 ng/ml ; il augmente rapidement du 3^{ème} au 14^{ème} jour du cycle sexuel, pour atteindre un pic de 2 ng/ml. La régression survient 48 à 60 heures avant l'œstrus (Figure. 10). 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 œstral. Les niveaux les plus élevés de progestérone pendant la phase lutéal sont associés à un taux d'ovulation plus élevé (Banyounes, 2005).

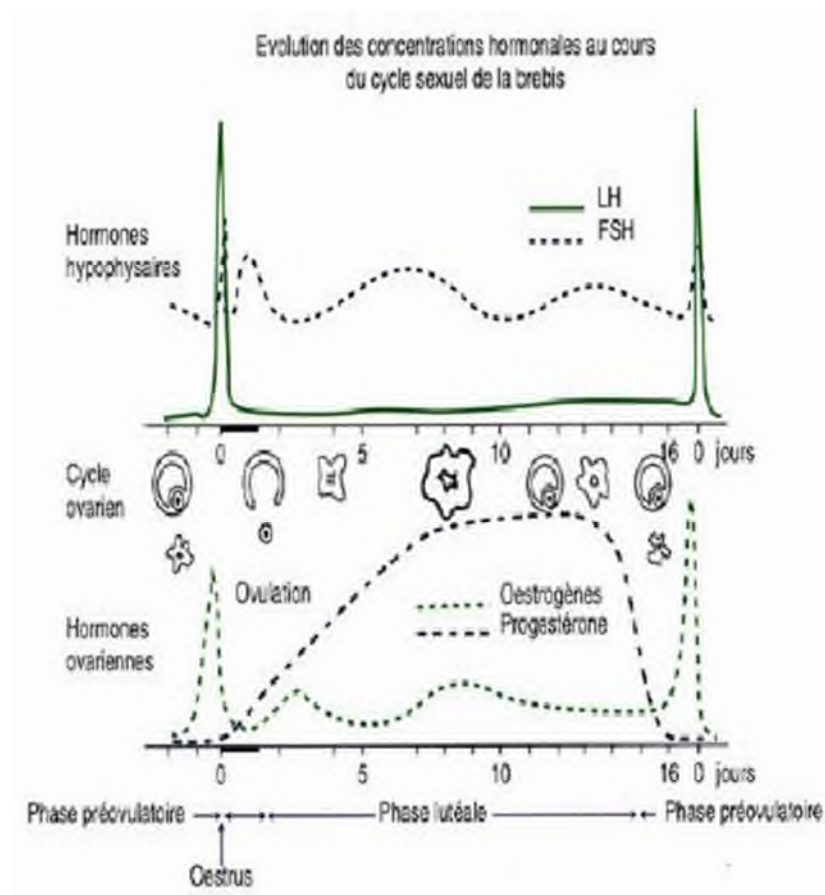


Figure 10 : Evolution des concentrations au cours du cycle sexuel de la brebis (Boukhliq ; 2002)

c) *Cybérine* :

- *Inhibine* :

Hormone glycoprotéine, non stéroïdienne, d'origine gonadique qui inhibe spécifiquement la synthèse et/ou la libération des gonadotropines hypophysaires, préférentiellement la FSH. C'est en 1987 que l'Inhibine a été isolée chez la brebis. Chez la femelle, l'Inhibine est synthétisée par les cellules de la granulosa, une partie s'accumule dans le liquide folliculaire, l'autre est sécrétée dans le plasma. Chez le male, elle est synthétisée par les cellules de sertoli, sa sécrétion varie avec le sexe (elle est plus importante chez le male), l'âge et la phase du cycle (Caraty, 2012). L'action de l'inhibine semble se dérouler à différents niveaux : hypophyse, hypothalamus et gonades (Souilem et al, 1992).

Chez la femelle, l'inhibine a un intérêt zootechnique basé essentiellement sur l'inhibition de la sécrétion de FSH qui est un déterminant essentiel de la fertilité. L'immunisation contre l'inhibine provoquée dans les premières semaines de la vie, avance la puberté des agnelles si les injections débutent dès la troisième semaine d'âge (Thibault et Levasseur, 2001)

- **Activine :**

L'Activine est une hormone apparentée à l'inhibine, mais qui a un effet à celui-ci. Elle présente une grande homologie structurale avec les facteurs de croissance comme le *transforming growth factor β* (TGF β) ou l'*erythroid differentiation factor* (EDF). L'Activine est capable de stimuler in vitro la production de FSH (Kennaway, 1988 ; Hunter, 1990).

- **Follistatine :**

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

(Hunter, 1990).

2.3.3.5. Les hormones de l'utérus:

Les prostaglandines sont un ensemble de molécules de nature lipidique synthétisées par de nombreuses cellules sécrétrices de l'utérus, elles sont présentes dans presque tous les tissus de l'organisme des mammifères dans l'utérus la prostaglandine (PGF $_2\alpha$) est synthétisée à partir de l'acide arachidonique, elle est essentielle à la lutéolyse et son action a été étudiée par (Autella et Flint, 1988).

La prostaglandine a une double action lutéolytique (lyse du corps jaune) et musculotrope permet le contrôle du cycle (maîtrise) de la gestation (Avortement) et de parturition (induction) (Fontaine et Cadore, 1995).

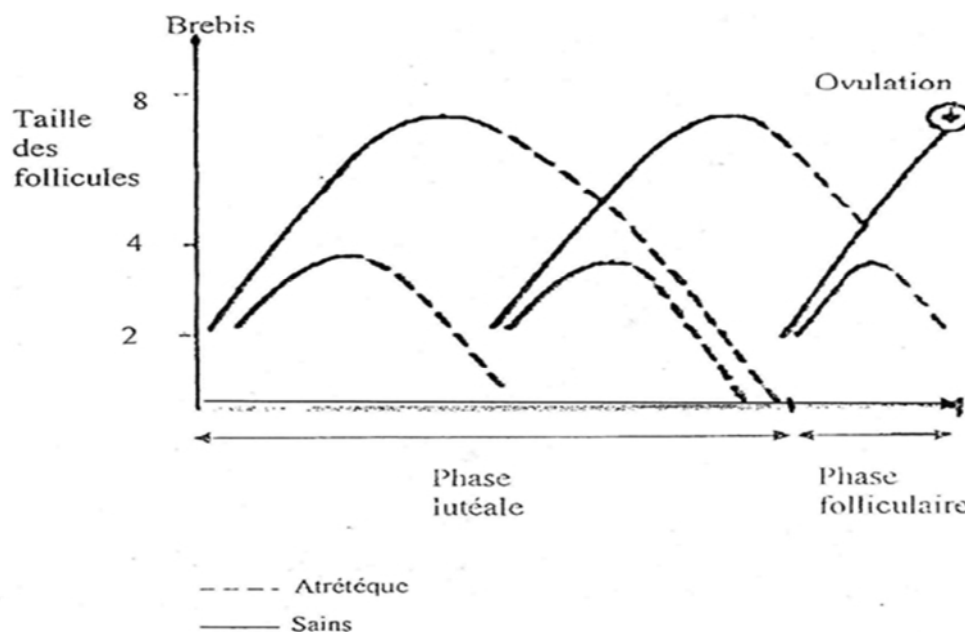


Figure n°5 : Evolution au cours de cycle de renouvellement de gros follicule (DRINCOURT et al 1991)

Chapitre II Rappels anatomo-physiologique de l'activité sexuelle

Dénomination		Nature chimique	Lieu de production éventuellement de	Sexe Concerné	Principales actions dans la reproduction	
					Action directe	Rétrocontrôle
Hormones de complexe Hypothalamo - Hypophysaire	GnRH	Protide	Hypothalamus	Mâle et Femelle	<input type="checkbox"/> Synthèse et libération de FSH et LH par l'antéhypophyse	
	FSH	Protide	Antéhypophyse	Femelle	<input type="checkbox"/> Développement de l'ovaire et croissance folliculaire.	
	LH	Protide	Antéhypophyse	Femelle	<input type="checkbox"/> Maturation des follicules <input type="checkbox"/> Détermination de l'ovulation. <input type="checkbox"/> Formation du corps jaune.	
Hormones Stéroïdiennes	Œstrogènes	Lipide (Stéroïde)	Follicules de l'ovaire	Femelle	<input type="checkbox"/> Manifestation de l'oestrus.	A forte dose rétrocontrôle positif sur la synthèse
	Progestérogène	Lipide (Stéroïde)	Corps jaune de l'ovaire et placenta	Femelle	<input type="checkbox"/> Maintien de la gestation	A forte dose rétrocontrôle négatif sur la synthèse
Autres Hormones	Prostaglandines surtout PGF2 α	Lipide	Presque tous les tissus de l'organisme des mammifères dont	Femelle	<input type="checkbox"/> Déhiscence folliculaire. <input type="checkbox"/> Régression du corps jaune. <input type="checkbox"/> Contractions utérines à la mise bas.	

Tableau 2 : Les caractéristique et rôles des principales hormones de la reproduction chez la femelle (Bonnes et al, 1988)

Chapitre III

Maîtrise de la reproduction

I- Maîtrise du cycle chez la brebis**1. Introduction:**

Dans l'élevage moderne et intensif des années 1990, la maîtrise du moment et des conditions de la fécondation est désormais possible dans la plus part des espèces domestique. Chez les ovins et les caprins, notamment, la synchronisation des œstrus et des ovulations par la technique des éponges vaginales imprégnées de progestatifs, associées à la PMSG prenant mare sérum gonadotrophine, connaît un succès considérable (Amiridis et al, 2012).

Les élevages intensifs doivent être de plus en plus performants, tout en gardant une production de qualité conforme aux exigences du marché. Dans les élevages intensifs, qui subsistent encore presque bien adaptés à des milieux difficiles, la maîtrise de la reproduction pour faire coïncider les ressources fourragères et les besoins des animaux, est essentielle. Dans ce contexte, la maîtrise de la reproduction des animaux de ferme est très vite apparue comme une des clés du développement de l'élevage (Pellicer-Rubio et al, 2009).

2. la synchronisation des chaleurs:

La synchronisation des chaleurs consiste à avoir un certain nombre de femelles es œstrus durant une période très courte

(Picard – Hagen et al, 1996 ; Abeciaa et al, 2012).

En terme pratique, la synchronisation de l'œstrus 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'œstrus suivant. Suppression du développement folliculaire par le maintien d'une phase lutéale artificielle suffisante. Après l'arrêt de cette phase, tous les animaux entrent dans la phase folliculaire d'une manière synchronisée

(Thibault et Levasseur, 1991).

3. Intérêt et importance économique :

La technique de synchronisation des chaleurs a connu un grand succès auprès des éleveurs pour des raisons différentes selon les régions, mais que l'on peut regrouper en plusieurs catégories dont les principaux sont les suivants :

3.1. Utilisation de l'insémination artificielle :

L'insémination artificielle chez les ovins ne peut se concevoir sans synchronisation des chaleurs. La mise au point de technique permettant la maîtrise des cycles a été un préalable à l'utilisation de l'insémination artificielle et à la mise en place de programmes d'amélioration génétique efficaces (Santolaria et al, 2011).

Le développement de la technique de synchronisation des œstrus et des ovulations par le traitement avec des éponges vaginales imprégnées de progestatif, associées à la PMSG et son adaptation à de nombreuses races et système d'élevage a permis l'essor de l'insémination artificielle, moteur du progrès génétique (Castonguay et al, 2002 ; Romano, 2004) (Photo 1)



Figure 12 : Insémination artificielle. (Baril et al, 1993)

3.2. Choisir les périodes de reproduction (gestion de la période de gestation)

De multiples raisons peuvent être évoquées pour choisir la période de mise bas

- Ajustement aux disponibilités fourragères.
- Adaptation au marché ou à la demande.
- La possibilité d'avancer la date d'agnelage par rapport à l'éponge traditionnelle, et de programmer d'avantage le moment de la commercialisation permet de mettre sur le marché des produits aux périodes où les cours sont les plus favorables (Gayard, 2007).

3.3. Intensification du rythme d'agnelage :

La synchronisation des chaleurs permet de rendre possible trois agnelages es 2 ans (Dudouet, 2003).

3.4. Optimisation de la taille de la portée :

L'optimisation de la taille de la portée doit cependant se faire en tenant compte de la valeur laitière des mères. Dans les races à faible production laitière, l'augmentation de la prolificité ne constitue pas forcément un avantage (Vanimisetti et Notter, 2012).

3.5. Mise à la reproduction précoce des agnelles :

Les agnelles peuvent être traitées dès l'âge de 7 à 8 mois à condition qu'elles atteignent au moins le 2/3 du poids adulte et qu'elles soient en bon état général, par contre, les résultats seront mauvais si on ne respecte pas ces conditions (Belkasemi et al, 2010).

3.6. Synchronisation de l'œstrus et groupage des mises bas :

La synchronisation est en fait un moyen pour l'éleveur de trouver le meilleur équilibre entre productivité, adaptation au marché et vie familiale. Les avantages qui découlent de cette concentration sont importants. La concentration des mises- bas sur quelques semaines ou quelque jour limite les temps d'intervention et de surveillance donc les couts, ce qui réduit les mortalités périnatales. Cette synchronisation facilite aussi la constitution de lots homogènes d'animaux. Les ajustements de régime alimentaires sont plus aisés : femelles en lactation, jeunes en cours de sevrage ou en croissance, peuvent être regroupées (Madani et al, 2009).

3.7. Induction de l'activité sexuelle en période d'anoestrus et lutte à contre saison :

La technique de maîtrise des œstrus, permet de limiter la période improductive des brebis et réduire la durée de l'anoestrus saisonnier permettant aussi d'obtenir plus d'une gestation par brebis et par an, ce qui accroît sensiblement de plus de 25% la productivité par femelle (Abdelhadi, 1998).

3.8. Réduire l'intervalle entre deux gestations :

La concentration des mises- bas sur quelques semaines ou quelques jours, limite le temps, et donc les couts. Elle permet une meilleure surveillance, ce qui réduit les mortalités prénatales. Elle permet ainsi de réduire l'anoestrus post-partum chez la brebis, ce qui rend possible d'atteindre l'objectif des 3 agnelages en 2 ans (Thibault et Levasseur, 1991).

3.9. Transfert embryonnaire et mise au point de nouvelles technique :

La maîtrise de la reproduction est également un outil pour la mise au point et le développement de nouvelle technique de manipulation ou de stockage du patrimoine génétique (Cardin et al, 1996). La synchronisation avec la maîtrise du moment exact des ovulations à l'heure près, permet déjà ou permettra rapidement des collectes d'ovocyte au même stade sur de nombreux animaux, l'obtention à la demande d'œuf juste fécondés, la mise à la disposition d'un grand nombre d'embryons ou d'un grand nombre de femelles receveuses en même temps et même stade du cycle.

Ces différentes possibilités favorisent la mise au point du développement, par exemple, de la fécondation in vitro, de la culture, de la congélation et du transfert d'embryon, du sexage des embryons ou du transfert de gènes (Humblot, 1999 et Castonguay et al, 2000).

4. Méthodes de contrôle et d'induction des chaleurs:**4.1 Méthodes zootechnique:****5.1.1. Effet bélier:**

C'est une technique qui permet le groupage naturel des chaleurs et l'amélioration de la prolificité. (Kenyon et al, 2012). Les brebis isolées du bélier pendant une durée d'un mois, réagissent à l'introduction du bélier dans le troupeau par une augmentation rapide de la concentration plasmatique de LH, ainsi que par un pic préovulatoire de LH. L'ovulation survient en moyenne

35 à 40 heures après (Zarazaga et al, 2012).

Plusieurs chercheurs ont émis l'hypothèse selon laquelle, le bélier produit un stimulus olfactif (phéromone) qui stimule l'axe hypothalamo-hypophyso-ovarien de la brebis et la fait sortir de son anoestrus. Dans une expérience menée par Perkins et Fitzgerald (1994) dans laquelle 89 brebis en anoestrus ont été exposées à 4 béliers de haut performance sexuelle pendant un mois (contact de 30mn par jour), ont trouvé que 95% des brebis avaient ovulé dans les 5+/- 1,9 jours qui ont suivi l'introduction des béliers. Cet effet bélier outre son action de groupage des chaleurs, permet de réduire la durée de l'anoestrus saisonnier, la reprise de l'activité sexuelle et améliore la fertilité. (Delgadillo et al, 2000).

Le déclenchement des chaleurs chez les brebis par l'effet male aboutit à une dispersion des œstrus sur une dizaine de jours. Dans de telles conditions, la possibilité d'obtenir un groupage des œstrus résultant de l'introduction des béliers, dans un troupeau de femelle préalablement isolées présente un grand intérêt. (Pinheiro et al, 2011).

4.1.2. L 'éclairage artificiel:

L'utilisation de l'éclairage artificiel peut modifier la saison sexuelle. En dehors de celle-ci, en soumettant des lots à des durées d'éclairage décroissantes, on obtient le déclenchement d'œstrus, des chaleurs normales et un taux normal de mise bas (Etienne, 1987 ; Castonguay, 2000a). La méthode consiste à allonger la durée du jour naturel, sur des brebis devraient mettre bas en février ; dès le début de janvier, la longueur du jour a été prolongée pendant 6 semaines jusqu'à 18 heures par jour, pour être ramenée en suite à 13 heures à la

fin du mois de mars. La réponse des brebis n'est pas immédiate. Les chaleurs sont alors apparues à la mi-juin, soit trois mois plus tôt (Menassol et al, 2011).

4.1.3. *Flushing*: «Alimentation»

Une augmentation contrôlée de l'alimentation, connue sous le nom de «*flushing*», stimule les ovulations (Menassol et al, 2011). 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. La lutte des brebis est une période privilégiée qui conditionne l'obtention d'une bonne fertilité et d'une bonne prolificité (Thibier, 1984 ; Besselievre, 1986).

Le «*flushing*», maintenu assez longtemps après la fécondation, permet d'accroître le taux d'ovulation et par conséquent la prolificité car il évite une augmentation du taux de mortalité embryonnaire due à un taux d'ovulation accru. Chez les animaux ayant un état corporel moyen ou bas, l'accroissement progressif de l'alimentation de brebis au cours des semaines qui précèdent la lutte où le «*flushing*» doit débiter au plus tard 17 jours avant le début de la lutte et se poursuivre 19-20 jours après l'introduction des brebis.

Tableau. 3 (Thibier. 1984).

Le «*flushing*», peut se faire par l'apport de 300 à 400g d'aliment concentré en plus de la ration nécessaire pour l'entretien pendant les 3 à 4 semaines qui précèdent la lutte (Oujagir et al, 2011).

Tableau 3 : Influence du Le «*flushing*» sur le taux d'ovulation et de prolificité chez les brebis (Limousine) synchronisées par des éponges vaginales et associées à 400 UI de PMSG (Oujagir et al, 2011).

Saison	Nombre de brebis	Régime	Taux	
			Prolificité	Ovulation
Automne	40 Témoins	1,5g de foin	138	148
	27 Flushing	Idem +300g de concentré	160	174
Hiver	44 Témoins	1,6kg de foin+200g de concentré	160	197
	35 Flushing	Idem + 500g de	182	215
Printemps	25 Témoins	1,5kg de foin	136	179
	24 Flushing	Idem+300g de concentré	169	201

4.2. Méthode hormonale:

La méthode hormonale consiste soit à diminuer la durée de la phase lutéale (lyse du corps jaune) par l'utilisation de prostaglandine et des œstrogènes soit à bloquer le cycle sexuel (mimer le corps jaune) par l'administration de la progestérone et ses dérivés (Picard Hagen et Berthelot, 1996).

4.2.1. Les œstrogènes:

Les œstrogènes peuvent être lutéolytiques ou lutéotrophiques suivant les espèces et les stades du cycle. Chez les bovins ils sont fréquemment administrés au début d'un traitement progestatif, en association avec un excès de progestagène pour inhiber plus rapidement toute nouvelle ovulation et empêcher le développement d'un corps jaune (Lafri, 1989 ; Chemineau et al, 1988). Par contre chez la brebis ils sont très peu utilisés et sont représentés principalement par l'œstradiol 17B (E₂) (Bouzebda, 1985).

D'après Girou et al (1970), Les œstrogènes entraînent une lutéolyse, les chaleurs obtenues sont inconstantes et l'ovulation est mal maîtrisée.

Bouzebda (1985), indique que l'injection de l'œstradiol induit un pic préovulatoire de LH chez les brebis en anoestrus, l'intervalle entre l'injection de l'œstradiol et le pic de LH étant 8 à 12 heures et ne dépend pas de la dose.

Les œstrogènes seuls ne donnent pas de bons résultats de fertilité, même s'ils peuvent synchroniser les œstrus chez la brebis par leur action lutéolytiques ; en fait, les E₂ donnent plus souvent des chaleurs anovulatoire. Par conséquent ils ne peuvent être utilisés seul dans des programmes de synchronisation mais en association avec les progestérones (Brice et al, 2002).

4.2.2. Les prostaglandines:

Les prostaglandines ont été observées en **1987 (Galloway et al)** et en **1996 (Vagneur)** dans du sperme humain. Ces substances sont synthétisées au niveau de plusieurs tissus (**Hanzen, 1986**), et plus particulièrement par l'endomètre utérin ou la prostaglandine spécifique est la PGF₂α cité par **Bouzebda (1985)**.

Les prostaglandines utérine est produite par l'endomètre à partir de l'acide arachidonique, sous l'influence des œstrogènes et de l'ocytocine. La régulation du cycle œstral par l'effet lutéolytique de la Les prostaglandine utérine est un mécanisme très complexe qui varie d'une espèce à une autre (**Hansen, 2009**).

Lorsque le corps jaune est immature ou encore en développement, les prostaglandines n'ont aucun effet sur lui ; c'est pour cette raison qu'il est conseillé en synchronisation des chaleurs, d'utiliser une double dose de prostaglandine (à 8 jours d'intervalle chez la brebis), pour arriver à synchroniser la majorité des femelles traitées (**Roberts, 1986**).

L'intervalle fin de traitement apparition de l'œstrus est affecté par le jour du traitement. Il est d'autant plus élevé que le traitement est appliqué à un stade avancé du cycle (**Evans, 1987 et Henderson, 1991**).

Après injection de la PGF₂α aux brebis, chèvres, vache et juments qui cyclent normalement et ayant un corps jaune mur (donc après 5 à 7 jours de l'œstrus), ce dernier régresse, et un autre œstrus normal et fertile habituellement survient. Chez la brebis et la chèvre, il survient habituellement 2 à 3 jours après injection, tandis que chez la vache, il survient généralement 2 à 5 jours ou même un peu plus (**Scaramuzzi et al, 1988**).

4.2.3. Les progestagènes:

C'est l'hormone produite par le corps jaune ou encore l'hormone stéroïdienne produite par les cellules de la granulosa et les cellules lutéales. Dans beaucoup d'espèce animales, la sécrétion de la progestérone par le follicule débute avant l'ovulation ; celle-ci se poursuit avec la maturation du corps jaune, étant donné que la demi-vie de la progestérone dans le sang est de 3 à 5 minutes seulement chez la vache et la jument (**Karen et al, 2002**).

La progestérone est aussi produite par le cortex surrénalien et le placenta. Après ovulation, le corps jaune se développe à partir des cellules de la granulosa du follicule de DE GRAAF, et il est maintenu en activité grâce à l'hormone gonadotrope, lutéotrope ou lutéinisante (LH). Sous l'influence de la LH, les cellules lutéiniques produisent de la progestérone (**Bari et al, 2000**).

La production de progestérone par le corps jaune régularise le cycle œstral en inhibant l'œstrus, le pic ovulatoire de LH, et joue encore des rôles très importants en reproduction animale. Le corps jaune est indispensable pour la gestation chez la grande majorité des espèces animales domestiques, même si dans certaines espèces, le placenta prend le relais de la production de la progestérone vers la deuxième moitié de la gestation (exemple : brebis, jument) **(Karen et al, 2006)**.

La progestérone stimule la croissance du système glandulaire endométrien de l'utérus ; elle stimule aussi la production du lait «*lait utérin*» par l'endomètre, élément essentiel pour la nutrition de l'œuf fécondé, et pour la nidation de l'embryon aussi. La progestérone assure aussi le maintien de la gestation en produisant un milieu favorable à la survie et au développement embryonnaire, et en inhibant la motilité de l'utérus **(Sousa et al, 2004)**.

La progestérone est utilisée pour prévenir ou contrôler l'avortement provoqué par une déficience possible en progestérone naturel chez la brebis, chèvre, jument et la vache. **(Derivaux et Ectors, 1989)**.

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 d'ovulation chez les femelles dont le corps jaune a déjà régressé. L'arrêt du traitement est suivi de l'œstrus et de l'ovulation.

Le traitement à base progestérone doit donc avoir une durée sensiblement égale à la phase lutéale pour l'obtention du résultat souhaité **(Thimonier et Bosc,)**.

Toutefois, le traitement progestatif seul est insuffisant pour provoquer l'apparition de l'œstrus chez la totalité des animaux traitée pendant la période d'anoestrus. L'injection par voie intramusculaire de la gonadotrophine sérique de jument gravide «*PMSG*» à la fin de traitement progestatif augmente le pourcentage des femelles en œstrus **(Mamine, 2010)**.

Les progestagène les plus utilisés sont :

L'acétate de fluorogestrone (FGA) .

L'acétate de medroxyprogesterone (MAP) .

L'acétate de mélengestrone (MGA) .

L'acétate de chlomidinone (CAP) .

Moded'administration:

La voie orale: Leur usage est fastidieux car l'administration doit être quotidienne pendant tout le temps du blocage du cycle. Leur effet est peu modulable (Etienne, 1987).

Lors d'utilisation des progestagènes par la voie orale, on ne peut pas connaître les quantités absorbées par jour et par animal lors de distribution collective. La solution serait donc de distribuer des quantités importantes, d'où un coût de traitement élevé (Dubray et Vautrin, 1983)

La voie parentérale :

Injectable : c'est le cas de la progestérone mais l'effet est très limité et une administration quotidienne est nécessaire, ce qui rend cette méthode inutilisable.

Implant sous-cutané : L'implant contenant la substance progestative qui va être libérée dans l'organisme et placé en position sous cutanée entre la peau et le cartilage, sur la face externe de l'oreille. Il est retiré au bout de 10 à 12 jours suite à une légère incision de la peau à l'extrémité de l'implant. Les progestagènes utilisés sont de très haute activité, actuellement on utilise le

«SC 21009 NORGESTOMET» (Zaiem et al, 2000).

Fuente et al (1984) ont démontré que l'utilisation des implants de *Norgestomet* avec une injection par la voie IM de 500 UI de PMSG chez les brebis de race (Pelibuey) donne un taux de fertilité plus élevé que les brebis traitées avec des éponges vaginales imprégnées de FGA et des brebis sans traitement hormonal.

La voie vaginale (éponges vaginales):

L'absorption de la progestérone et des progestagènes est très bonne par la muqueuse vaginale. Le traitement de brebis par des éponges vaginales imprégnées d'acétate de Fluorogestone «FGA» ou analogue pendant 12 jours permet la synchronisation des chaleurs pendant la saison sexuelle, au cours de l'anoestrus saisonnier ou post-partum et la mise à la lutte des agnelles.

(Baril, 1993 ; Goulet et al, 2002).

Quatre produits sont commercialisés actuellement et administrés par voie vaginal :

Des éponges commercialisées sous le nom de *VERAMIX* par le laboratoire

Des éponges imprégnée d'acétate de Fluorogestone (FGA) commercialisées sous le nom de «*SYNCRO-PART*» par le laboratoire «*SANOFI*».

Des éponges imprégnées de FGA commercialisée sous le nom de «*CHRONO-GEST*» par le laboratoire «*INTERVET*».

Des éponges imprégnée d'acétate de Médroxyprogestérone (MAP) commercialisée sous le nom d'ESPONJAVET par le laboratoire «*HIPRA*».

Les éponges imprégnées de FGA sont dosées à 30 mg sont laissées en place pendant 12 jours et les éponges dosées à 40 mg sont laissées en place 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 par la synchronisation **(Boukhliq, 2002)**

4.2.4. *Implants de mélatonine:*

L'utilisation de la mélatonine permet d'obtenir un déclenchement plus précoce de la saison de reproduction des brebis, en même temps qu'un raccourcissement de la période de lutte ainsi qu'une amélioration de la fertilité et de la prolificité **(Lassoued et al, 2008)**.

L'utilisation d'un traitement de mélatonine seul sans traitement photopériodique préalable) a fait l'objet de nombreuses expérimentations notamment en Australie, en Nouvelle Zélande et en Grande Bretagne. Chez les races peu saisonnées, telle que la (*Mérinos*), elle permet une légère augmentation de la fertilité et de la prolificité, quelle soit la date à la quelle elle est employée. Chez les races saisonnées originaire de l'Europe du nord, dont le début de la saison se situe en septembre, ce type de traitement permet d'avancer de 1 à 1,5 mois le début de la saison sexuelle annuelle. Dans ces races, le traitement n'est efficace que s'il commence à partir de la fin du mois de mai **(Zaiem et al, 1996)**.

La durée optimale pour obtenir un déclenchement plus précoce des ovulations chez au moins les 2/3 des animaux traités, est supérieur à 36 jours mais inférieur à 93 jours. Il faut avoir au moins 36 jours du traitement afin que la cyclicité ovarienne soit établie de façon régulière **(Devavry, 2011)**.

La durée optimale pour un traitement sous forme d'implant sous cutané est située aux alentours de 70 jours. La dose de mélatonine libérée de manière régulière doit permettre d'obtenir des concentrations voisines des niveaux observés pendant la période de jours courts (JC) chez des femelles témoins soit 120 pg/ml (**Dardente, 2012**). Plusieurs formes de distribution de la mélatonine ont été essayées :

Distribution quotidienne par injection ou ingestion.

Bolus intra-ruminal.

Implant sous-cutané.

Dans le cas des implants sous-cutané, il se produit également une augmentation du taux d'ovulation qui conduit à un léger accroissement de la prolificité. En France, ce traitement est testé sur deux races : la «*Limousine*» et la «*Causse-narde*».

Un tel traitement employé avec insertion des implants (Meloine ND) pendant 30 à 40 jours avant l'introduction des béliers pour la lutte naturelle, provoque le déclenchement de l'activité sexuelle, en avance de la saison et une augmentation significative de la fertilité et de la prolificité aboutissant à l'accroissement de 20% de la fécondité des brebis traitées (**Chemineau et al, 1991**) **Tableau 4**.

Tableau 4 : Fertilité et Fécondité des Brebis « *Causse-nardes* » «*Limousines*». Témoins ou traitées avec la mélatonine et luttées naturellement (**Chemineau**).

	Nombre de brebis	Fertilité en %	Prolificité en %	Fécondité en %
Brebis témoins	401	76	1,35	1.01
Brebis traitées la mélatonine	447	85	1.42	1.21

N.B : l'expérience s'est déroulée dans 9 troupeaux et les mâles ont été introduits pour la lutte de fin Mars à mi-juin, 30 à 40 jours après l'insertion d'un ou deux implants de mélatonine (**Chemineau et al, 1991**).

4.2.4. La PMSG « Prénant Mare Sérum Gonadotropin »:

Le PMSG ou l'ECG (équine chorionic gonadotropin) est une glycoprotéine de poids moléculaire de 45000 à 64000 Daltons, douée d'une double activité biologique, elle assure le rôle de FSH et de LH sa demi vie 4 à 6 jours (**Drion et al, 1998**).

Elle est utilisée pour induire une super ovulation agissant sur les mécanismes de contrôle du quota ovulatoire grâce à:

- 1- Une réduction de la taille folliculaire au recrutement.
- 2- Le maintien des follicules qui normalement disparaissent par atresie.
- 3- La possibilité d'ovuler pour des follicules déjà n'ont pas atteint la taille pré-ovulatoire (**Drincourt et al. 1991**).

a) Moment du traitement:

La PMSG est injectée en dose unique au moment du retrait du traitement de progestagène (**Quirke et Hanrahan, 1985**). La dose couramment utilisée en élevage varie de 400 à 700 UI (**Chemineau, 1991**).

La dose optimale de PMSG administrée par voie intramusculaire est établie en fonction du taux d'ovulation propre à chaque espèce et à chaque race et de l'état physiologique des femelles traitées puisque l'utilisation de dose trop importante aboutit finalement à une baisse de fertilité.

b) Dose de PMSG

La dose de PMSG varie en fonction de nombreux paramètres :

Saison : A contre saison, on utilise une dose supérieure à celle utilisée en saison sexuelle. Les doses de PMSG généralement préconisées sont 400 à 1000UI (**Khaldi, 1984**).

La race : Les différentes races sont inégalement sensibles à la PMSG. En pratique on réduit la dose pour les races prolifique comme la (Romanvo) et augmente pour les races moins prolifiques (**Khaldi, 1984**).

Individu : Les doses varient selon l'âge et le stade physiologique de l'individu. La dose est plus réduite chez l'agnelle que chez la brebis

(**Khaldi et Lassouad, 1988**).

Etat physiologique : La dose de PMSG varie selon que la brebis soit allaitante ou tarie (**Gounis, 1989**). **Tableau 5.**

Tableau 5 : Variation de la dose de PMSG en fonction de l'état physiologique des brebis (**Gounis, 1989**).

Etat physiologique	Saison sexuelle	Anœstrus saisonnier
Brebis sèches	400	500-600
Brebis allaitante	500	600-700
Agnelles (8 à 12 mois)	400	500

c)Influence de la PMSG:

- **Sur le moment de l'œstrus:** L'injection de la PMSG réduit l'intervalle fin de traitement-apparition de l'œstrus. Cette réduction varie de 5 à 14 heures selon la dose de PMSG et la saison.

L'œstrus survient plus tard chez les brebis allaitantes que chez les brebis tariées. De même, le moment d'apparition de l'œstrus après traitement progestatif varie selon la race de la brebis (**Hooshang et al, 2007**).

L'intervalle fin du traitement-apparition des chaleurs est plus court pendant la saison sexuelle que pendant l'anoestrus. **Tableau 6.**

Tableau 6 : Effet la dose de PMSG après traitement progestatif sur l'intervalle fin de traitement-apparition de l'œstrus (heure). (Manuer Revena et al.1972).

Dose PMSG (UI)	Fin du traitement- apparition de l'œstrus	
	Saison sexuelle	Anœstrus saisonnier
0	35	41
500	40	-
0	37,7	42,7
400-800	30	32,7

- **Sur l'ovulation :** La PMSG rapproche le moment d'ovulation à 20 heures après le début de l'œstrus au lieu de 30 heures chez les animaux traitées aux progestagène et 32 heures chez les brebis non traitées (Cognie et al. 1970). La variabilité de la réponse des brebis au traitement est due principalement au nombre de follicules disponibles lors de l'administration (Webb et Gauld, 1985). La PMSG augmente le taux d'ovulation (Cotjnis, 1989).

-Sur la durée du cycle œstral:

La PMSG à forte dose (1500 à 2000 UI) provoque la prolongation de la durée du cycle œstral qui devient de $20,7 \pm 2,70j$ et de $25 \pm 2,9j$ respectivement

(Mutiga et Mukasa, 1992). Par contre des doses plus réduites (400-800 UI) conduisent à des retours en œstrus 17 jours, après le retrait des éponges

(Cognie et al. 1970).

d) Effet secondaire de la PMSG:

Récemment il a été démontré que l'utilisation à répétition de la PMSG à dose supérieure à 750 UI diminuerait la fertilité en raison de la production d'anticorps anti-PMSG chez la brebis traitée (Castonguay et al, 1999).

Au moment de l'œstrus, la PMSG n'a pas été totalement éliminée et provoque une nouvelle croissance folliculaire avec sécrétion d'œstrogènes qui perturbent le transit des gamètes (Royat al, 1999).

Chapitre III

L'utilisation Des éponges vaginales

II - L'utilisation des éponges vaginales

1. PRINCIPE D'ACTION

Le principe d'action de l'éponge vaginale est simple : on tente de recréer un cycle sexuel normal en imitant les conditions hormonales retrouvées durant les différentes périodes du cycle. Au cours d'un cycle sexuel normal, on observe une sécrétion élevée de l'hormone progestérone qui dure environ 14 jours phase lutéale et qui empêche la venue en chaleur de la brebis. Suite à la régression des corps jaunes des ovaires, le niveau sanguin de la progestérone baisse et c'est l'apparition d'une nouvelle chaleur. C'est ce même schéma de sécrétions hormonales qu'on tente de reproduire avec le traitement à l'éponge vaginale. Pour ce faire, on utilise une éponge en mousse de polyuréthane qui est insérée dans le vagin de la brebis. Cette éponge contient une substance synthétique analogue à la progestérone qui diffuse à travers la muqueuse vaginale et agit comme la progestérone endogène : elle bloque la sécrétion des hormones responsables des événements physiologiques liés à l'apparition des chaleurs et à l'ovulation. On simule ainsi les conditions hormonales de la phase lutéale du cycle sexuel. L'éponge est retirée à la 14^e journée suivant la pose pour permettre la reprise de l'activité ovarienne (phase folliculaire) qui mènera à l'œstrus, au déclenchement du pic de LH et à l'ovulation (Figure 13).

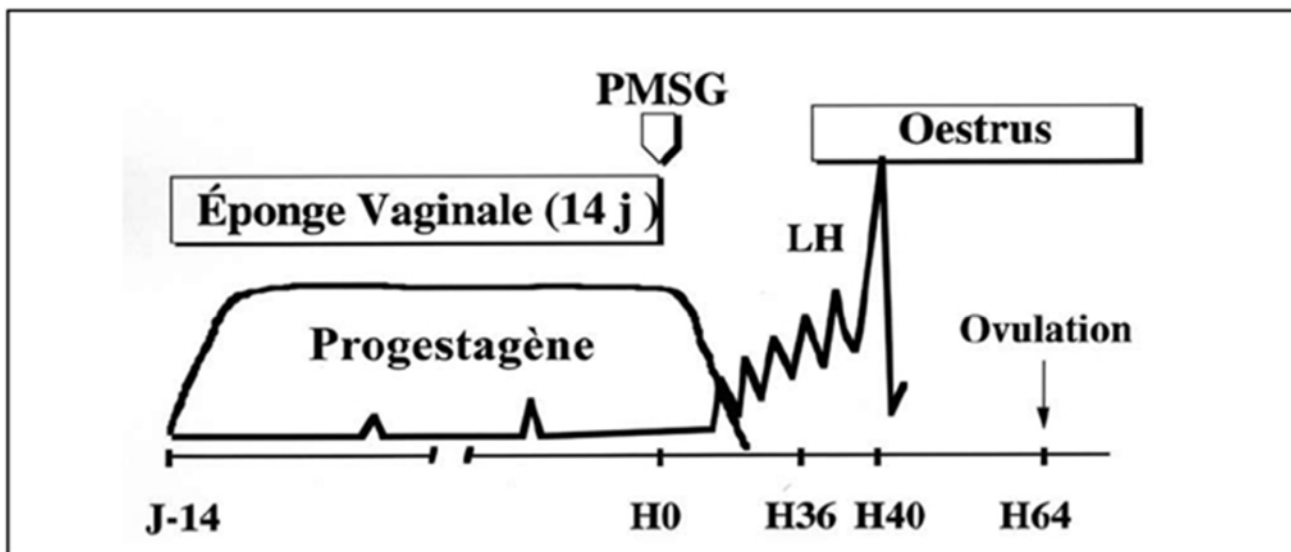


Figure 6 Principe d'action de l'éponge vaginale

Il existe principalement deux types d'éponges en vente dans le monde qui diffèrent par le type d'analogue de la progestérone qu'elles contiennent.

2. UTILISATION

L'éponge vaginale est la technique de désaisonnement la plus couramment utilisée au Québec selon une enquête qui portait sur l'accouplement en contre-saison sexuelle et utilisation des techniques de désaisonnement (Dubreuil et al. 1996). Elle s'utilise surtout en contre-saison pour induire l'œstrus et provoquer l'ovulation. Mais elle peut également servir en saison sexuelle pour synchroniser les chaleurs des brebis de façon à planifier et synchroniser les agnelages ou lorsqu'on désire inséminer des brebis.

3. PROCEDURE D'UTILISATION

3.1 Matériel

La première étape est d'abord de s'assurer de posséder tout le matériel avant de procéder à la pose des éponges.

- Gants de latex ;
- Deux applicateurs pour les brebis ;
- Applicateurs pour les agnelles ;
- Lubrifiant ou crème antiseptique ;
- Chaudière propre réservée spécifiquement à cette opération ;
- Eau tiède ;
- Désinfectant («*Lodovet* » ou iode 4%) ;
- Eponges (conserver à l'abri de la lumière et de l'humidité) ;
- PMSG (conserver au réfrigérateur entre +2 et +6°C) ;
- Aiguilles 1 pouce 20G pour la PMSG ;
- Seringues 1 ou 3 ml pour PMSG et 10 ml pour la dilution de la PMSG,
- Ciseau,

Avec les problèmes de disponibilité de la PMSG que nous avons connus au cours des dernières années, il est fortement recommandé d'avoir en sa possession la PMSG avant de poser les éponges. Il est essentiel de bien lire les instructions fournies par le fabricant pour tous les produits utilisés.

3.2 Pose de l'éponge

Pour faciliter la pose et éviter les blessures, il est préférable d'immobiliser les brebis dans un espace restreint de façon à éviter les bousculades. On amènera une à une les brebis à la personne responsable de la pose. La pose dans un couloir de contention demeure la meilleure solution.

Les étapes de la pose de l'éponge sont les suivantes :

1. Toujours désinfecter le tube applicateur et les gants entre chaque brebis dans un seau d'eau propre contenant de l'iode, **Photo 1**



2. Insérer l'éponge dans l'applicateur par l'extrémité non-biseautée, l'attache du fil du cote de l'opérateur **(Photo 2)**



3. Insérer ensuite le poussoir pour faire glisser l'éponge jusqu'à environ 1 cm de l'extrémité biseautée. Le fil se trouve alors à l'intérieur du tube (**Photo3**),



4. Enduire légèrement le tube d'application avec un lubrifiant en gel ou une crème antiseptique de façon à faciliter l'insertion du tube (**Photo 4**). Attention, une lubrifiant trop abondante du tube peut entraîner la perte de l'éponge ;



5. Il est forcément recommandé de laver la vulve avant d'introduire l'éponge ;

6. Ecarter légèrement les lèvres de la vulve et introduire l'applicateur sans brusquerie avec un angle légèrement incliné vers le haut (**Figure 13**) jusqu'à sentir une résistance (**Photo 5-6**). La brebis demeure toujours sur ses quatre pattes lors de la pose.

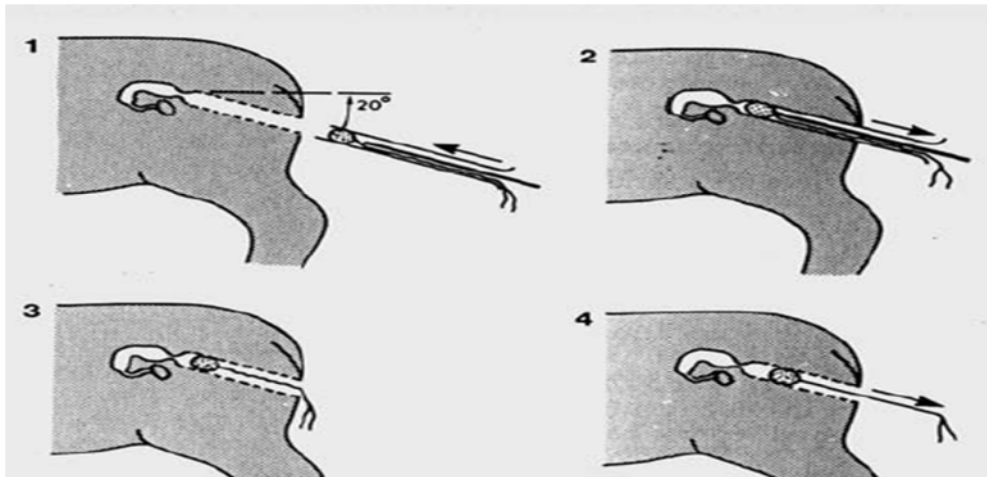


Figure 14 : Résumé des manipulations lors de la pose d'éponges vaginales



7. Maintenir le poussoir en place et retirer le tube de 2 a 3 cm pour libéré l'éponge (**Photo7**) ;



8. Retirer le poussoir du vagin et ensuite le tube applicateur (**Photos 8-9**) ;



10. Couper le fil à environ 1 cm de la vulve (**Photo 10**).



Il est conseillé, après l'insertion de l'éponge, de couper les fils de nylon près de la vulve, de façon à empêcher les autres brebis de tirer sur les fils et de retirer l'éponge. En suivant ces recommandations, la perte d'éponge ne devrait pas être supérieure de 1 à 2 %. Certaines précautions particulières s'appliquent dans le cas des agnelles. Il faut évidemment choisir des agnelles qui sont âgées d'au moins 8 mois et surtout qui ont atteint le poids minimum requis pour leur première saillie (70 % du poids des brebis adultes d'un génotype comparable). Avant de poser des éponges à des agnelles, il est nécessaire que celles-ci soient dépuclées pour éviter que les légers saignements quelques fois observés lorsque l'hymen est perforé fassent adhérer à la paroi du vagin. Cette opération se fait à l'aide d'un applicateur d'éponges spécialement conçu pour les agnelles qui est composé d'un tube et d'un mandrin (tige terminée par un bout de plastique en forme de cône). Il s'agit simplement d'introduire le tube applicateur muni du délicatement à l'intérieur du vagin de l'agnelle. Lors du franchissement de l'hymen, une résistance est sensible. Si celle-ci paraît anormale, il faut vérifier avec le doigt, une malformation étant toujours possible. Le dépuclage peut également être pratiqué avec un doigt (le port de gants propres et désinfectés est obligatoire). Le dépuclage doit se faire au moins 1 mois avant la pose des éponges. Cette opération peut entraîner des lésions au niveau du vagin qui affecteront de façon permanente la reproduction de la jeune femelle. Il est donc très important de réaliser cette étape avec toute la douceur, l'attention et les précautions requises. Si ces

conditions ne peuvent être scrupuleusement respectées, il est préférable de s'abstenir de poser des éponges à des agnelles. On s'évitera ainsi beaucoup d'ennuis.

3.3 Retrait de l'éponge

L'éponge doit être retirée 14 jours après sa pose. Dans les cas de « force majeure », on peut retarder le retrait de l'éponge de quelques jours, car une étude montre que la durée de diffusion de l'éponge est d'au moins 16 jours. À noter que l'heure de la pose des éponges par rapport à l'heure du retrait n'a pas d'importance majeure sur les résultats de la synchronisation, en attendant que la période 14 jours recommandée entre la date de la pose et la date du retrait des éponges soit respectée. Pour retirer l'éponge, il suffit de tirer doucement sur les fils de nylon avec un mouvement légèrement vers le bas. On remarque habituellement la présence d'un écoulement plus ou moins abondant blanchâtre et nauséabond, causé par la sécrétion et l'accumulation du mucus vaginal. Il ne faut pas prendre pour acquis qu'une brebis a perdu son éponge si le fil de nylon n'est pas visible de l'extérieur. On doit vérifier en introduisant un doigt dans le vagin pour localiser le fil ou l'éponge. Si on ne réussit pas à palper ni l'un ni l'autre, il faudra effectuer un examen vaginal à l'aide d'un spéculum. À la limite, un applicateur d'éponge avec une lampe de poche pourrait également faire l'affaire. Si l'éponge est encore en place, il suffit de tirer doucement sur les fils de nylon pour retirer l'éponge. Si l'éponge adhère à la paroi du vagin, on peut la décoller en glissant un doigt entre l'éponge et la paroi vaginale. Une autre méthode est de placer la brebis dans la même position que pour une insémination (arrière-train soulève) et d'injecter dans le vagin une solution antiseptique qu'on laissera agir quelques minutes. L'objectif est de ramollir le ou les points de contact entre l'éponge et la muqueuse vaginale. On pourra ensuite retirer l'éponge avec une longue pince. L'observation de l'état des muqueuses après le retrait de l'éponge permettra de décider si la femelle doit être reformée. La cause de l'adhérence d'une éponge est généralement un trop fort saignement à la pose. On ne doit jamais laisser une éponge à l'intérieur du vagin d'une brebis, car cela pourrait causer une infertilité chronique. Dans un autre cas plus complexe, la paroi du vagin a été perforée lors de la pose de l'éponge et celle-ci a été déposée dans la cavité abdominale ou elle s'est enkystée. Ce problème résulte d'une mauvaise technique de pose. Il s'agit alors de localiser l'endroit où les fils de nylon traversent la paroi vaginale et de les couper au ras de la muqueuse. Normalement, cela ne doit pas gêner la reproduction future, mais les avis sont partagés dans la littérature pour savoir si on doit réformer ou non cette femelle. L'éponge déjà utilisée n'est pas réutilisable. Puisque les éponges retirées contiennent encore une certaine quantité d'hormone, il faut en disposer de façon très sécuritaire et éviter qu'elles demeurent à la portée d'autres personnes ou d'autres animaux.

3.4 Injection de la PMSG

Au moment du retrait de l'éponge, on injecte de la PMSG (« *Prégnant Mare Sérum Gonadotropins* », une gonadotrophine extraite du sérum de juments gestantes), une hormone naturelle produite par le placenta chez la jument, qui, injectée à la brebis, stimule le développement des follicules ovariens qui fourniront les ovules lors de l'ovulation. En fait, la PMSG joue un rôle similaire à l'hormone FSH produite naturellement par la brebis durant la phase du cycle sexuel entourant la chaleur. Son administration à haute dose crée une augmentation du taux d'ovulation et donc une augmentation potentielle de la taille de portée. La PMSG n'améliore pas la fertilité en saison sexuelle. Ainsi, lorsque la technique est utilisée en saison sexuelle pour regrouper les accouplements, il n'est pas essentiel d'utiliser la PMSG. On peut cependant l'utiliser si on désire augmenter la prolificité. Par contre, en contre-saison sexuelle, la PMSG est essentielle pour assurer une bonne fertilité des brebis et obtenir de bons résultats. Son utilisation est indispensable en anoestrus pour stimuler la croissance des follicules et favoriser l'ovulation et la production d'ovules de quantité. La PMSG permet d'obtenir une synchronisation plus précise et plus prévisible de l'œstrus et de l'ovulation. Elle réduit l'intervalle de temps entre le retrait de l'éponge et l'ovulation et diminue la variation du moment de l'ovulation. C'est une condition importante au succès de l'insémination à temps fixe et l'utilisation de la PMSG est donc indispensable pour les brebis qui sont inséminées. Comme les facteurs qui influencent la réponse des brebis à la PMSG sont très nombreux, il faut tenir compte de plusieurs aspects dans le choix de la dose à administrer :

➤ Saison de l'année

L'utilisation de la PMSG n'est pas indispensable pour des accouplements naturels en saison sexuelle. Par contre, il est nécessaire de l'utiliser pour les inséminations artificielles en tout temps de l'année et également pour la synchronisation en contre-saison. Il faut diminuer la dose en saison sexuelle et l'augmenter en contre-saison, En général, plus la raison de reproduction induite est éloignée de la saison de reproduction naturelle, plus la dose de la PMSG doit être élevée.

➤ Race

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

➤ Age

On diminue la dose de PMSG à administrer aux agnelles de façon à éviter une sur ovulation (nombre d'ovulations trop élevée) qui pourrait être nuisible lors de l'agnelage en produisant une augmentation de la taille de la portée à un niveau non souhaitable pour un premier agnelage.

Une dose trop faible peut ne pas provoquer l'ovulation alors qu'une dose trop forte entraînera une sur ovulation, deux conditions menant à une diminution de la fertilité. De façon générale, les doses pour les brebis adultes en contre-saison sont de 400 à 500 U.I. pour les brebis prolifiques et de 500 à 700 U.I. En saison sexuelle, on conseille d'utiliser des doses de 300 à 400 U.I. pour les brebis prolifiques et de 400 à 600 U.I. pour les non prolifiques. Pour les brebis hybrides, les doses devraient être intermédiaires entre celles recommandées pour les prolifiques et les non prolifiques. Evidemment, plus la dose de PMSG utilisée est élevée, plus les risques de naissances multiples (triplet et plus) augmentent, ce qui n'est pas nécessairement souhaité par l'éleveur. Il faudra donc ajuster la dose pour chaque troupeau et génotype spécifique en fonction des résultats antérieurs et surtout en fonction du niveau de productivité souhaité. La PMSG est vendue en poudre qu'il faut reconstituer avec l'eau stérile fournie par le fabricant. La poudre de PMSG doit être conservée au réfrigérateur avant son utilisation et ne doit être mise en solution qu'au moment de son emploi, car le produit doit être utilisé dans les premières heures qui suivent la reconstitution. Il est très important de respecter scrupuleusement la dilution recommandée en utilisant une seringue de volume approprié (généralement 10 ml). Comme la quantité de PMSG injectée influence largement les résultats de la synchronisation, il est préférable de l'administrer avec une seringue de petit volume (1 ou maximum 3 ml, avec une aiguille de calibre 20 G) de façon à s'assurer de la précision de la quantité injectée. Les quantités excédentaires de PMSG devraient être jetées et non pas réparties entre les dernières brebis comme c'est parfois le cas. Les brebis qui ont perdu leur éponge ne devraient pas recevoir de PMSG à moins d'être certains que la perte de l'éponge remonte seulement à quelques heures.

3.5. Mesures sanitaires

Bien entendu, les manipulations lors du dépucelage, de la pose ou du retrait des éponges doivent être faites en prenant des mesures d'hygiène très strictes. Le tube applicateur et la tige doivent être bien nettoyés entre chaque application dans un seau d'eau tiède propre contenant une solution désinfectante douce (« *Iodovet* » ou iode 4% à raison de 1 once par gallon d'eau (30ml/4.5litre)). L'eau doit être changée aussi souvent que nécessaire de façon à s'assurer de sa propreté.

Idéalement, la personne qui pose les éponges doit s'abstenir de manipuler les brebis pour éviter de se souiller les mains ou de souiller les instruments ce qui pourrait entraîner la contamination du vagin des brebis. Le port de gants de plastique ou de latex est donc nécessaire en tout temps et surtout lors de la

manipulation de l'éponge puisque l'hormone qu'elle contient peut diffuser à travers la peau de son manipulateur et affecter celui-ci.

IL faut laver et désinfecter les gants entre chaque brebis dans la chaudière d'eau contenant l'iode .c'est également une bonne pratique de bien nettoyer les vulves avant l'insertion de l'éponge. Finalement, il est recommandé d'utiliser deux applicateurs en rotation : pendant le temps d'utilisation du premier, l'autre baigne dans la solution désinfectante. Beaucoup d'infections du vagin ou de l'utérus sont causées par une mauvaise méthode de pose des éponges, ce qui affecte inévitablement la fertilité de la brebis. C'est donc un point extrêmement important à respecter.

3.6. Mise en place des béliers

Plus de 90% des femelles viennent en chaleur entre 24 et 48 heures après le retrait de l'éponge, avec une moyenne d'environ 36 heures. L'ovulation se produit environ 24 h après le début des chaleurs, ce qui donne un intervalle retrait de l'éponge-ovulation d'environ 60h. Cette information est importante puisque les recherches montrent que le taux de fertilité des brebis est maximal quand les saillies sont réalisées vers la fin de la chaleur soit près de l'ovulation. Il ne faut donc jamais placer un bélier au moment du retrait des éponges. Il aurait épuisé ses réserves physiques lorsque les ovules seraient aptes à être fécondes. On recommande donc d'attendre 48 h après le retrait de l'éponge avant d'introduire les béliers avec les brebis. Comme un grand nombre de brebis seront en chaleurs en même temps, la régie des accouplements est extrêmement importante pour assurer une fertilité maximale. La lutte libre, qui est la mise des béliers avec les brebis sans autres interventions du producteur, peut causer plusieurs problèmes :

- Compétition entre les brebis qui vont se gêner pour saillir. La période des chaleurs est limitée et le nombre de brebis en chaleur élève, il faut donc favoriser l'efficacité et la rapidité des saillies ;
- Atroupement de brebis en chaleur autour de chaque mâle, d'où perte d'efficacité du bélier qui va tenter de se dégager, chevauchera au hasard et s'épuisera inutilement ;
- Certaines brebis seront préférées à d'autres ; ainsi, il peut arriver que les premières à venir en chaleur soient saillies plusieurs fois, alors que les secondes seront ignorées par les béliers.

Il est donc souhaitable d'intervenir pour assurer un meilleur déroulement des accouplements et ainsi augmenter la fertilité. La recommandation générale est de faire des saillies « *en main* » ou contrôlées à 48 h et à 60 h après le retrait de façon à s'assurer que chaque brebis aura été saillie. Cependant, cette technique exige beaucoup de temps puisqu'il faut présenter les brebis une à une au bélier. De plus, certains béliers plus « *gènes* » refuseront de faire des saillies en présence d'un « *observateur* ». Une méthode qui donne d'excellents résultats est en quelque sorte un hybride entre la lutte « *en main* » et la lutte en parquet. Pour

ce faire, on introduit les béliers avec les brebis 48 h après le retrait de l'éponge. L'utilisation d'un harnais-marqueur pour le bélier permet d'identifier les brebis saillies dans les heures suivant l'introduction du bélier et de les retirer du groupe pour les représenter une deuxième fois à 60 h. Ainsi, on s'assure que chaque brebis qui est venue en chaleur a été saillie au moins une fois par le bélier et que ce dernier n'a pas démontré de préférence pour certaines brebis au détriment de d'autres. Comme les béliers ont généralement plus d'attrance pour les brebis que pour les agnelles, on séparera les agnelles des brebis. Il faut également prévoir un nombre suffisant de béliers pour répondre à la « demande » des brebis, soit environ 1 bélier pour 5-8 brebis, dépendant de la libido individuelle des béliers. Si les béliers ne sont pas assez nombreux, il est souhaitable de diviser les brebis en deux ou trois groupes et de les traiter à des dates différentes pour que les chaleurs apparaissent dans chaque groupe à 5 jours d'intervalle. De cette façon, les béliers sont utilisés pour le premier groupe pendant deux jours, se reposent trois jours avant d'être introduits avec les brebis du deuxième groupe. Quatorze jours après les saillies sur œstrus synchronisé, on réintroduit les béliers avec les brebis pour une période d'environ une semaine pour permettre les saillies sur les possibles retours en chaleurs des brebis qui ne seront pas gestantes après le premier accouplement.

4. EFFICACITE

Le pourcentage de brebis en chaleur dans les 3 jours suivant le retrait des éponges (taux de synchronisation) devrait être normalement supérieur à 90%. Ainsi, même dans les meilleures conditions, un certain nombre de brebis ne viendront pas en chaleur après le retrait de l'éponge. Le taux d'agnelage escompté en saison sexuelle se situe aux alentours de 65 à 75 % à l'œstrus induit auquel s'ajoute un autre 15 à 20% d'agnelages provenant des saillies des retours en chaleurs. En contre-saison, on obtiendra environ 50 à 65 % d'agnelages à l'œstrus synchronisé et très peu d'agnelages (5%) provenant des retours en chaleurs. Cette situation s'explique par le fait que les brebis ne viendront pas naturellement en chaleur à cette période de l'année et retourneront en anoestrus tout de suite après l'œstrus induit.

Chapitre III

L'utilisation Du CIDR

III - L'utilisation du CIDR**1. PRINCIPE D'ACTION**

Le CIDR® “controlled internal drug release dispenser “ (**Photo 11**) est un implant vaginal en silicone



imprégné de progestérone. Cet implant est utilisé pour induire l'œstrus chez la brebis en contre-saison sexuelle ou pour synchroniser les saillies. Le CIDR® a été développé dans les années 80 en Nouvelle-Zélande.

L'utilisation de l'implant vaginal CIDR® est une des techniques d'induction des chaleurs disponibles au Québec. Le principe d'action du CIDR® est identique à celui d'un produit anciennement disponible au Québec, les éponges Véramix® et consiste à recréer un cycle sexuel normal en simulant les conditions hormonales du cycle. Ainsi, l'introduction de l'implant dans le vagin provoque la diffusion de la progestérone qu'il contient à travers la muqueuse vaginale.

Ceci bloque alors la sécrétion des hormones responsables de l'induction des chaleurs et de l'ovulation. La phase lutéale du cycle sexuel est ainsi simulée. Puis, au retrait de l'implant, soit 14 jours plus tard, l'activité ovarienne reprend et conduit à l'œstrus, au déclenchement du pic de LH et finalement, à l'ovulation. Ainsi, 36 heures suivant le retrait de l'implant, on effectue la mise au bélier.

2. Protocole d'utilisation

Avant de procéder à la pose de l'implant, il importe de respecter certaines règles de base et de regrouper tout le matériel nécessaire:

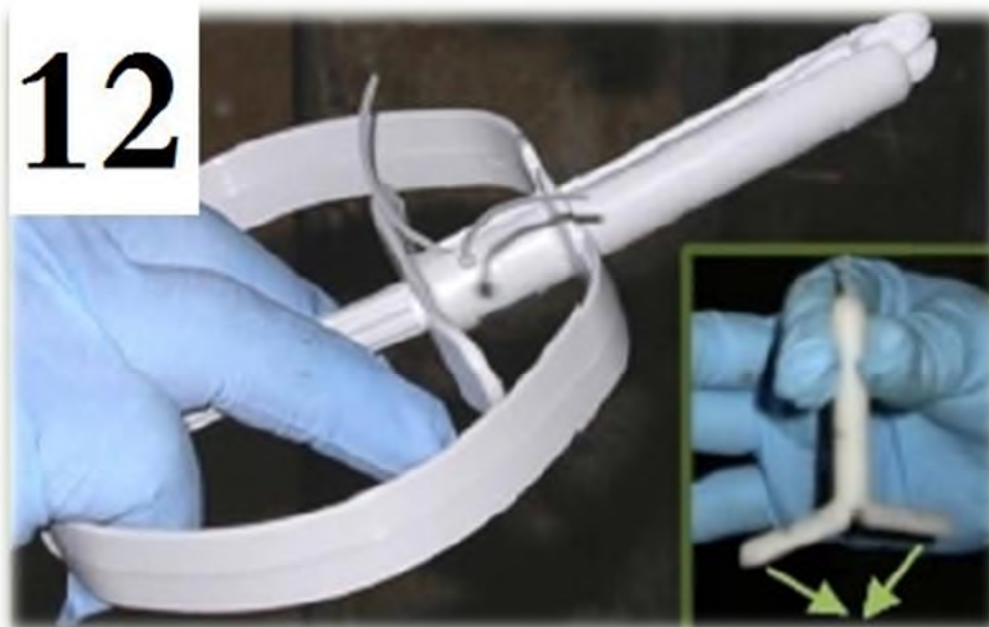
- Porter des gants en latex.
- Avoir à sa disposition une chaudière d'eau chaude propre avec une solution désinfectante (iode 4%) afin d'y immerger l'applicateur entre chaque brebis.
- Avoir un lubrifiant afin de faciliter l'introduction de l'implant dans le vagin. Ceci diminue les risques de blessures.
- Boîte d'implants (conservées à l'abri de la lumière et de l'humidité) et applicateur.
- PMSG (conservée au réfrigérateur).

- Aiguilles et seringues.

L'immobilisation des brebis dans un endroit restreint ou un couloir de contention est idéal afin d'éviter les bousculades et les risques de blessures lors de la pose de l'implant.

Pose de l'implant

1. Après avoir rabattu les ailes de l'implant l'une vers l'autre, introduire le CIDR® dans l'applicateur en s'assurant que la corde rigide de nylon au bout de l'implant soit vis-à-vis l'ouverture longitudinale de l'applicateur. Il est recommandé d'induire l'applicateur de lubrifiant afin de faciliter son introduction dans le vagin de la brebis. (Photo 12)



2. Lors de l'introduction de l'implant,, il faut dans un premier temps écarter les lèvres de la vulve puis positionner l'applicateur perpendiculairement à l'arrière-train de l'animal. (Photo 13)



3. Introduire l'applicateur jusqu'à appuyer légèrement celui-ci contre la vulve de l'animal. Presser doucement la poignée de l'applicateur pour y insérer le CIDDR®. Retirer délicatement l'applicateur en prenant soin que l'implant ne se déplace pas avec lui, entre autres en s'assurant que la corde de nylon glisse bien de l'ouvert ure longitudinale (Photo14)



Placer la corde de nylon contre l'animal afin de la rendre la plus discrète possible. La corde étant rigide, elle demeurera collée sur le corps de la brebis. Ne pas couper cette corde. L'extrémité deviendrait irritante pour les muqueuses vulvaires de la brebis et risquerait de causer des blessures. (Photo 15)



4. Entre chaque brebis, il est impératif de nettoyer l'applicateur dans une eau chaude contenant un désinfectant approprié (iode 44%).

Retrait de l'implant et mise au bélier

1. Retirer l'implant CIDR® délicatement en tirant légèrement vers le bas sur la corde de nylon. Le retrait de l'implant s'effectue 14 jours suivant sa pose. (Photo 16)



Lorsque l'implant est utilisé en contre-saison, une injection de PMSG (prégnant marre sérum gonadotropin) est effectuée immédiatement après le retrait de l'implant. À raison de 300 à 500 U.I. selon la recommandation du médecin vétérinaire, ce produit agit au même titre que la FSH hormone folliculo-stimulante produite naturellement par la brebis durant son cycle sexuel. L'administration de cette PMSG stimulera le développement des follicules ovariens et favorisera également la production

d'ovules de qualité (Castonguay, 2000). Lorsque la technique est utilisée en saison sexuelle pour regrouper les saillies, il n'est pas essentiel d'administrer de la PMSG.

2. Près de 90% des brebis viennent en chaleur en moyenne 36 heures une fois l'implant retiré.

Puis, l'ovulation survient 24 heures après le début des chaleurs. Il est donc recommandé d'introduire les béliers, à raison de 1 mâle pour 10 femelles, 48 heures après le retrait du CIDR®. Il s'avère intéressant d'utiliser un harnais marqueur pour s'assurer du travail du bélier et de la venue en chaleur des brebis.

3. EFFICACITE :

Pendant la période estivale 2009, un essai a été conduit au CEPOQ afin de valider l'efficacité de l'implant vaginal nouvellement disponible au Québec. Pour ce faire, une comparaison entre le CIDR® et l'éponge Veramix® a été faite afin de déterminer si la prolificité et le taux de gestation sont similaires entre les deux produits. De plus, bien que le fabricant du CIDR® ne recommande pas de couper la corde plastique au bout de l'implant, certains éleveurs se questionnaient sur la pertinence de le faire. Au cours de l'essai, l'équipe de travail du CEPOQ a donc coupé un certain nombre de cordes afin de vérifier si l'incertitude des éleveurs était justifiée. L'essai comportait donc 3 traitements, soit le «Veramix®» correspondant au groupe de brebis dont les implants étaient l'éponge Veramix®, le «CIDR®-nc» correspondant au groupe de brebis dont les implants étaient un CIDR® avec la corde plastique non coupée, et finalement, le «CIDR®-c» correspondant au groupe de brebis dont les implants étaient des CIDR® avec la corde coupée. Les résultats de l'essai sont présentés au Tableau 07.

Traitements	Veramix®	CIDR®-nc	CIDR®-c
Nombre de brebis	26	26	16
Taux de gestation (%)	92,31	88,46	93,75
Taux de saillie sur retour (%)	15,38	19,23	12,50
Nombre d'agneaux nés/brebis	1,81	1,69	2,06
Poids total de la portée (kg)	9,45	9,67	10,12
Poids moyen de la portée (kg)	5,01	5,15	4,80
Perte d'implant (%)	0	3,85	0

Tableau 07. Données zootechniques en fonction du type d'implant utilisé.

Les conclusions de cet essai démontrent clairement que le CIDR® est un implant vaginal efficace pour induire les chaleurs et l'ovulation chez les brebis au même titre que l'ancienne éponge vaginale. D'ailleurs, quelques études avaient déjà réalisé cette comparaison. Conformément aux résultats de l'essai, Wheaton et al. (1993) ainsi que Ungerfeld et Rubianes (2002) n'avaient observé aucune différence entre l'une ou l'autre des méthodes de désaisonnement faisant intervenir des implants de progestérone.

Conclusion

Le déficit actuel en élevage ovin en bonne santé économique au niveau mondial, est d'avoir un niveau de production élevé et faire de telle sorte que les agnelages se produisent dans les périodes de fortes disponibilités fourragères « alimentation riche et équilibrée ».

Ce but économique est loin d'être atteint en Algérie « baisse de rentabilité de l'élevage »

(Kaidi .M, 2002). Pour réussir ce pari de façon concrète, il s'agit : de mieux connaître la période

D'œstrus et de prendre alors toute son importance en suivant l'activité ovarienne par l'étude des effets de plusieurs facteurs dont la saison, l'alimentation, le management etc.

La réussite de la synchronisation de chaleur nécessite l'intervention à deux niveaux :

Le vétérinaire et l'éleveur :

Vétérinaire :

Examen physique régulier du tractus génital

Détermination de l'activité ovarienne

Schéma thérapeutiques et zootechnique

Elimination des brebis stériles

Eleveur

Une bonne conduite de l'élevage :

- Alimentation

-Hygiène

-Planning d'étable.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUE

- Abdelguerfi A., Laouar M ; 1999.** Les ressources génétiques en Algérie : un préalable à la sécurité alimentaire et au développement durable. Doc. INESG, 43p
- Abdelhadi S A ; 1998.** Induction de la parturition par différents traitements hormonaux chez la brebis de la race Hamra. Thèse de magister en science vétérinaire I.S.V. de Tiaret, P109.
- Abdel-Mageed, I ; 2009.** Body condition scoring of local Ossimi ewes at mating and its impact on fertility and prolificacy. Egypt. J. Sheep Goat Sci., 4 : 37-44.
- Aliyari D., Moeini M. M., Shahir M. H and Sirjani M. A ; 2012.** Effect of Body Condition Score, Live Weight and Age on Reproductive Performance of Afshari Ewes. Science Alert An open Access Publisher. May 10 2012.
- Allouche L., Belkasmi F., Madani T., Semara L., Mouffok C ; 2011.** Effet du comportement maternel de la brebis Ouled Djellal en présence du berger sur la croissance, la mortalité et le comportement néonatal des agneaux. Département d'agronomie, Faculté des sciences de la nature et de la vie, Université Ferhat Abbes Sétif 19000, Algérie.
- Amiridis G. S., Cseh., 2012.** Assisted reproductive technologies in the reproductive management of small ruminants. Animal Reproduction Science 130 ; 152-161.
- Artoisement P., Bister J.C., Paqua R ; 1982.** La préparation des brebis à la lutte, utilité du flushing. *Rev. De l'arg. N°6, vol3, Nov.-Déc., 3257-3267.*
- AUTELLA F.J., FLINT A.P.F ; 1988.** Mechanism controlling corpus luteum function in sheep, cows, non human primates and women, especially in relation to the time of luteolysis. *Endocrine. Rev, 9: 88-106.*
- Bahri M ; 1987.** Maitrise de la reproduction chez les ovins. Proposition d'un modèle d'étude économique. Thèse Docte. Vét. ENMV Sidi Thabet.
- Banyounes 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 la progestérone. *Revue Elev. Med. Vét. 58(4) : 245-255. (Article)*
- Bari, F., M. Khalid, W. Haresign, A. Murray and B. Merrell ; 2000.** Effect of mating system, flushing procedure, progesterone dose and donor ewe age on the yield and quality of embryos within a MOET program in sheep. *Theriogenology, 53 : 727-742.*
- BARIL G., Brebion P., Chesne P ; 1993.** Brebis et la chèvre. Etude FAO production et santé animale N° : 115. FAO. Rome, Italie, 183pp.
- Baril G., Brebion P., Chesne P ; 1993.** Brebis et la chèvre. Etude FAO production et santé animale N° : 115.FAO. Rome, Italie, 183 pp.

Baril G., Brebion P., Chesne P ; 1993. Brebis et la chèvre. Etude FAO production et santé animale N° : 115.FAO. Rome, Italie, 183pp.

Baril G., Cogine Y., Freitas V.J.F., Maurel M.C., Merinillod P; 1998. Maitrise du moment de l'ovulation et aptitude au développement de l'embryon chez les ruminants. *Renc. Rech. Ruminants*

Barone R ; 2010. Anatomie Comparée des Mammifères Domestique, Tome 7, Neurologie II. Vigot. Paris, 2010.

Bechsabat G., Lopez-Gatius F., Garcia-Ispierto I., Beckers J.F ; 2008. Factor affecting plasma progesterone in the early fetal period in high producing dairy cows. *Theriogenology*, 69 : 426-432.

Beckers J.F ; 2003. Diagnostic de la gestation chez les ovins. Le Sillon Belge, August 29th, p.27.

Beckers J.F ; 2003. Diagnostic de la gestation chez les ovins. Le Sillon Belge, August 29th, p.27.

Belkasemi F., Madani T., Semara L., Allouche L., Mouffof C ; 2010. Effet de la synchronisation et de l'insémination artificielle sur la productivité de l'élevage ovin dans la région semi aride Algérienne. *Renc. Rench. Ruminant*, 2010, 17.

Berchiche T., Chassany J.P., Yakhlef H ; 1993. Evolution des systèmes de production ovins en zone steppique Algérienne. *Sem. Réseau. Parcours. Ifrane (Maroc)*, 157-167.

Besselievre A ; 1986. Préparation des brebis à la lutte. *Pature*, 335,14-1.

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 LH and FSH. *Biotechnologie, Agronomie, Société et Environnement*, March 2002, 6(1) : 15-16.

Blache, D., Zhang, S., Martin, G.B ; 2006. Dynamic and integrative aspects of the regulation of reproduction by metabolic status in male sheep. *Reprod. Nutri. Dev.* 46. 379-390.

Bochenek M., Kareta W., Wierzbowski S ; 1994. Patterns of ovulation in ewe. *Reprod. Dom. Anim*, 29 :61-63.

Bocquier F., Benoit M., Laignel G., Dedieu B., Cournut A., Fiorelli C., Jouven M., Moulin C.H., Aubron C., Lurette A., Pellicer M., Fabre-Nys C., Migaud M., Malpoux B., Chemineau P ; 2011. Innovations et performances environnementales en production caprine et ovine : Expertise Elevage- Environnement à l'INRA. *Innovations Agronomiques*.

Bodin L., Drion P., Remy B., Brice G., Cognié Y. et Beckers J.F ; 1997. Anti-PMSG in sheep subjected annually to oestrus synchronisation. Dans : *Reprod. Nutri. Dev.*, 37, pp. 651-660.

Bonne G., Desclauze J., Gadoud R., Drogoul C., Le Loc'h A., Montmeas L ; 1988. Reproduction des mammifères d'élevage. INRA collection. Edition. Foucher (Paris), 240p.

, Prud'hon M., Molenat G., Bibe B., Flamant J.C., Maquere M., Michele J ; 1985. Potentiel de prolificité des brebis des systèmes utilisateurs de parcours. Résultats expérimentaux 10è JROC, 2526290.

Boukhliq R ; 2002. Cours en lignes sur la reproduction ovine dernière mise à jour.

Bouzebda, F.A, 1985. Le transfert d'embryons dans le contrôle de la reproduction en élevage ovin, étude bibliographique et travaux personnels, Thèse Maitrise de Sciences Vétérinaire, ENV Lyon.

Brahimi A., Bouallègue M.A. ; Bouzaiène H. ; Khaldi G ; 2011. Analyse de la durabilité de l'élevage de la race Barbarine élevée sous des conditions tunisiennes du système de production semi-aride. (Ed). Zaragoza : ciheam-iamz/fao/cita-dga, 2011. P.133-137

Brice G., Leboeuf B., Perret G ; 2002. Reproduction ovine et caprine. Sans hormones : Utopie ou perspective réaliste. Institut d'élevage. *Renc. Rech. Ruminant*, 2002, 17.

Caraty A., Vogel G.M.T., Lomet D., Briant C., Beltramo M ; 2012. RF9 powerfully stimulates gonadotrophin secretion in the ewes : evidence for a seasonal threshold of sensitivity. *JournalofNeuroendocrinology*24 (5), 725-736

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

Castonguay F., Lepage M ; 2000. Technique d'induction des chaleurs-la photopériode. Dans : Guide production ovine. Centre de référence en agriculture et agroalimentaire du Québec (CRAAQ), feuillet 5. 60, 7pp.

Castonguay F ; 2000a. La reproduction chez les ovins. Production ovine. Agriculture et Agroalimentaire Canada.

Castonguay F ; 2000b. Variations saisonnières de l'activité sexuelle. Dans : Guide production ovine. Centre de référence en agriculture de développement de l'agriculture au Québec (CDAQ). Projet, 268-13-99043, 78pp.

Castonguay F., 2000. Techniques d'induction des chaleurs- L'éponge vaginale. Guide de Production Ovine. Feuillet 5.50. CPAQ CPVQ GEAGRI.

Castonguay F., Dufour J.J., Laforest J.P., Deroy L.M ; 1999. Synchronisation des chaleurs avec la GnRH pour utilisation en insémination artificielle chez les ovins. Rapport de recherche remis au CORPAQ.

Castonguay F.W., Leduc G., Goulet F ; 2002. Use of melangestrol acetate for oestrus synchronization in an artificial insemination program in ewe. *J. Anim. Sci.* 80 (Suppl. 1) : 268.

Chafri, N., Mahouachi, M ; 2008. Effets du niveau alimentaire après mise bas sur le développement de la fonction reproductive chez l'agneau de race prolifique D'man : Développement testiculaire et déclenchement de la puberté. *Renc. Rech. Ruminants*, 394, 15.

Chemineau P., Pelettier J., Guerin Y., Ortavant R., Colas G., Revault J.P., Tourg., Monie J ;1988. Photoperiodic and melatonin treatment for the control of seasonal reproduction in sheep and goats. *Reprod. Nutr. Develop* ; 28 (2B) : 409-422.

Chemineau P., Vandaele E., Brice G. et Jardon C., 1991. Utilisation des implants de mélatonine pour l'amélioration des performances de reproduction chez les brebis. *Recueil de Méd. Vét.* 167 (3/4), 227-239.

CN AnRG ; 2003. Commission Nationale AnRG. Rapport National sur les ressources Génétiques Algérie. [Ftp://ftp.fao.org/docrep/fao/010/a1250e/annexes/Country Reports/Algeria.pdf](ftp://ftp.fao.org/docrep/fao/010/a1250e/annexes/CountryReports/Algeria.pdf).

Cognie Y., et al, 1970. Etude du moment d'ovulation chez la brebis normale ou traitée par progestagène associé ou non à une injection de PMSG, *ANN, Bioch, Biophys*, P : 10-15.

Dardente H ; 2012. Melatonin-dependent timing of seasonal reproduction by the pars tuberalis : pivotal roles for long daylengths and thyroid hormones. *Journal of Neuroendocrinology* 24 (2), 249-266.

Aggoun,A ; 2007. Performances reproductive de la brebis de race *Ouled- Djellal* dans deux milieux contrastés. *Arch. Zootech.* 56(216) : 963-966.

Delgadillo J.A., Flores J.A., Poindron P., Perz-villanueva J.A., Martinez De La Escallera G ; 2000. Photoperiodic treatment of bucks markedly improves the response of seasonally anovulatory goats to the «male effect». 7^{ème} Conférence internationale sur les caprins, 15-18 mai, Tours. I.N.R.A.

Derivaux J., Ectors F ; 1989. Reproduction chez les animaux domestique. 79-103 et 443-476. 3^{ème} Ed.

Derqaoui L., El Fadili M., François D., Bodin L ; 2009. Anoestrus post-partum chez la brebis D'man, Timahdite et leurs produits de croisement. *Renc. Rech. Ruminants*.

Devavry S ; 2011. Récepteurs de la mélatonine : pharmacologie du récepteur ovin MT2, identification de leur activité constitutive et développement d'une approche par ARN interférent. Thèse de Docteur de l'Université François Rabelais de Tours. 19 décembre 2011.

Dirand A ; 2007. L'élevage du mouton. Edition Educagri. 241P.

Drincourt M.A., Gougeon D.R., Thibaut C ; 1991. La fonction ovarienne. In Thibault et levasseur. La reproduction chez les mammifères et l'homme. INRA : 273-278.

Drion P. V et al, 1998. Connaissances actualisées des régulations de la croissance folliculaire chez les ovins. GTV. La reproduction.

Dubray ; Vautrin R.A ;1983. Utilisation de l'acétate de médroxyprogestérone pour supprimer les chaleurs chez les brebis pendant la transhumance. Thèse de Doct. Vét, Toulouse.

Dudouet, C ; 2003. La production du mouton. Editions France Agricole, Paris, *édition, 287P.*

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., 16, 79-90. Le 12 mai 2003.

Etienne P ;1987. La synchronisation de l'oestrus et I.A caprine en centre Ouest. Thèse Doct. Vét, Toulouse.

Evans G., Maxwell W.M.C ; 1987. Salmon's artificial insemination of sheep and goats Sydney : Butterworth.

Fernandez-Abella, D., Becu-Villalobos, D., Lacau-Mengido, I.M., Villegas, N., Bcentancu, O ; 1999. Sperm production, testicular size, serum gonadotropins and testosterone levels in Merino and Corriedale breeds. *Reprod. Nutri. Dev.* 39.617-624.

Fuente R., Cognie Y., and Lima T ; 1984. The effect of oestrus synchronisation and mating season on the productivity of pelibuey ewes. *Ann.Zoot* ; 33, 4,545-550.

, C.T., G.D. Snowden, M.K. Westman and M. Evans ; 2005. Influence of body weight, age and weight gain on fertility and prolificacy in four breeds of ewe lambs. *J. Anim. Sci.*, 83 : 1680-1689.

Gayard, V ; 2007. Physiologie de la reproduction des mammifères. Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse 198P.

Anctil, M., Baguet, F., Charmantier, M., Charmantier, G.,Péqueux, A., et al ; 2006. Physiologie animale. Edition De Boeck et Larciens. 677P.

Girou R, Brochart M, 1970. Niveau énergétique, protéique, et fécondité. Influence d'une supplémentation alimentaire postœstrale. *Ann Zootech*, 19, P : 67-73 , Dans : Synchronisation des chaleurs, méthodes et facteurs de réussite en élevage laitier.

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.

Gordon I ; 1997. Controlled Reproduction in Sheep et Goat. Volume 2, CAB International, pp. 450.

Goulet F., Castonguay F.W ; 2002. Influence of lambing-to-rebreeding interval on ewe reproductive performance in anoestrus season. *Can. J. Anim.* 82: 453-456.

- Gounis F ; 1989.** Influence d'une injection de PMSG et de la race sur les performances de reproduction de la brebis. Mémoire de cycle de spécialisation, INAT.
- Gunn, R.G ; 1983.** The Influence of Nutrition on the Reproductive Performance of Ewes. In : Sheep Production, Haresign, W. (Ed.). Butterworth's, London, pp : 99-110.
- H.C.D.S ; 2006.** Haut commissariat du développement de la steppe en Algérie.
- Hansen R ; 1988.** Propriétés physiologiques de GnRH. Ann. Med. Vét, 132, 465-474.
- Hansen R ; 2009.** La maîtrise des cycles chez les petits ruminants. Faculté de médecine vétérinaire. Service de thériologénologie des animaux de production.
- Hansen R ; 2010.** Les pathologie de la gestation chez les ruminants.
- Hansen R ;2005.** Physiology and Technology of reproduction des ruminants. Elevage et insémination.
- Hanzen C.H, 1986.** Endocrine regulation of postpartum ovarian activity in cattle : a review, Reprod. Nutr. Dévelop, 26, P : 1219-1239.
- Hassoun P., Bocquer F ; 2007.** Alimentation des bovines, ovins et caprins ; Besoin des animaux-Valeurs des aliments. Tables INRA 2007. *Edition Quae. Pages : 307p.*
- Henderson D.C ; 1991.** The reproductive cycle and manipulation. In : MARTIN W.B, AIKEN I.D. Diseases of sheep. 2nd ed. Oxford : Blackwell Scientific publications.
- Hoffman G.E., Le W.W., Franceschini I., Caraty A., Advis J.P ; 2011.** Expression of fox and 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.
- Hooshang A.F.R., Farzaneh N ; 2007.** Effect of CIDR and Different Doses of PMSG on pregnancy and lambing Rate out of breeding season in Balouchi ewes. *Journal of Anim. Prod. Vet Advances.*
- Humblot P ; 1999.** Utilisation de l'insémination artificielle et du transfert embryonnaire en France, leur impact sur la limitation des problèmes sanitaires Agence Française de sécurité sanitaire des aliments : Colloque Scientifique ; Biotechnologies de la reproduction animale et sécurité des aliments.
- Hunter R ; 1990.** Physiology and technology of reproduction in female domestic animals. Published by Academic pressing.
- ITEBO. Institut Technique d'Élevage Bovin et Ovin Alger., 1996.** Les races ovines Algériennes principales caractéristiques.
- Kanoun A., Kanoun M., Yakhlef H., Cherfaoui M.A ; 2007.** Pastoralism in Algeria : Livestock farming systems and sheep breeder adjustment strategies. *Renc. Rech. Ruminants.*

- Karen A., Amiri B., Beckers J.F., Sulon J., Taverne M.A.M. and Szenci O ; 2006.** Comparison of accuracy of transabdominal ultrasonography, progesterone and pregnancy-associated glycoproteins tests for discrimination between single and multiple pregnancy in sheep. *Theriogenology*, 66(2) :314-322.
- Karen A., Beckers J.F., Sulon J., Sousa N.M., Szabados K., Reczigel J. and Szenci O. 2002.** Early pregnancy diagnosis in sheep by progesterone and pregnancy-associated glycoprotein tests. *Biotechnologie, Agronomie, Société et Environnement*, 6(1) :8.
- Karen A., Beckers J.F., Sulon J., Sousa N.M., Szabados, K., Reczigel J., Szenci O ; 2003.** Early pregnancy diagnosis in sheep by progesterone and pregnancy-associated glycoprotein tests. *Theriogenology*, 59, 1941-1948.
- Kendall N.R., Gutierrez CG., Scaramuzzi R.J., Baird D.T., Weeb R., Campbell B.K ; 2004.** Direct in vivo effects of leptin on ovarian steroidogenesis in sheep. *Reproduction*, 128 : 757-765 ;
- Kennaway D.J ; 1988.** Short and long-term effects of manipulation of the pineal/melatonin axis in ewes. *Repro. Nutr. Dev* 70, 165-173.
- Kenyon P R, Vinales C, and Morris S T ; 2012.** Effect of teasing by the ram on the onset of puberty in Romney ewe lambs. *New Zealand Journal of Agricultural Research*. 55 : 3,283-291.
- M., Chikhi I., Boulanouar B ; 2005.** Reproduction and growth performance of the D'Man breed on the Errachidia Experimental station of INRA in Morocco. *Revue Rech. Ruminants*. 12.
- Khaldi G ; Lassouad N ; 1988.** Effet de la PMSG sur les performances de reproduction des brebis de race *Barbarine*. *Ann. INTRA*, 61, 1-16.
- Khaldi G ; 1984.** Variations saisonnières de l'activité ovarienne du comportement d'oestrus et de la durée de l'anoestrus post-partum des femelles ovines de race *Barbarine*, influence du niveau alimentaire et de la présence du male. Thèse. Doct d'état, Mention science, Académie de Montpellier.
- Lafri M ; 2011 :** Les races ovines en Algérie : état de la recherche et perspectives. *Recueil des journées vétérinaires de Blida, vol 4*
- Lassoued N., Rezik M., Mattoufi F. et Ben Salem I; 2008.** Summer solar radiation and reproductive performances in *Barbarine* sheep raised in semi-arid conditions. Dans: *Livestock and Global Climate Change*, 17-20 mai 2008, Hammamet (Tunisie).
- Lennox M ; 1987.** Les hormones de la reproduction. *Le point Vét*, 7, 33, 11-17.
- Madani, T., F. Chouia and K. Abbas, 2009.** Effect of oestrus synchronisation and body condition on reproduction of anoestrous Ouled Djellal ewes. *Asian J. Anim. Vet. Adv.*, 4 :34-40.

Malpaux, B., 2001. Environnement et rythmes de reproduction. In Thibault, C., Levasseur, M-C. (Ed), la reproduction chez les mammifères et l'Homme, 699-724pp. Coédition INRA-Ellipses.

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.

Menassol J.B., Oujagir L., Malpaux B., Scaramuzzi R.J ; 2011. Nutrition affects natural or induced seasonal reproductive transitions in the ewe. 27^{èmes} Colloque Scientifique de l'Association Européenne de Transfert Embryonnaire (AETE). 9-10 September 2011. Chester, England.

, A., L. Gallego, A. Torres and H. Vergara ; 1994. Effect of mating season and level of body reserves on fertility and prolificacy of *Manchega* ewes. Small Ruminant Res., 14 : 209-217.

Monniaux D, Maudon-Pepin B, Monget P ; 1999. L'atrésie folliculaire : un gaspillage programmé Médecine- Science : n°2, vol15.

Mutiga , Mukasa-Mugerwa, 1992. Effect of method of oestrus synchronization and PMSG dosage on oestrus and twinning in Ethiopian «*menze*» sheep anim rep, theriogenology.

Niar A ; 2001. Maitrise de la reproduction chez les brebis de race Algérienne. Thèse de Doctorat d'état en reproduction animale.

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 Ils-de-France à l'effet du bélier en contre saison. Rencontres Recherches Ruminants (18^{èmes} Rencontres autour des Recherches sur les Ruminants. 7-8 décembre 2011, Paris) , Posterp : 107.

Pellicer-Rubio, M-T., Ferchaud, S., Freret, S., Tournardre, H., Fatet, A., Boulot, S., Pavie, J., Leboeuf, B., Bocquier, F ; 2009. Les méthodes de maitrise de la reproduction disponibles chez les mammifères d'élevage et leur intérêt en agriculture biologique. *Inra Prod. Anim.*, 22(3), 255-270.

Perkins A., Fitzgerald J.A ; 1994. The behavioral component of the ram effect : the influence of ram sexual behaves on the induction of oestrus in anovulatory ewes. *J.Anim. Sci*, 72 : 51-55.

Picard – Hagen, N., Chemineau, P., Berthelot, X ; 1996. Maitrise des cycles sexuels chez les petits ruminants. *Le Point vétérinaire*, Volume 28,953-960. Abeciaa J.A, Forcadaa F, Gonzalez-Bulnesb A ; 2012. Hormonal control of reproduction in small ruminants. *Animal reproduction Science* 130 ; 173-179.

Picard-Hagen, N., Chemineau, P., Berthelot, X; 1996. Maitrise des cycles sexuels chez les petits ruminants. *Le Point vétérinaire*, Volume 28,953-960.

- Pinheiro E., Bedos M., Cornilleau F., Archer E., Chesneau D., Poindron P., Chemineau P., Malpoux B., Delgadillo J., Keller M ; 2011.** Effet d'un traitement photopériodique de jours longs sur l'activité sexuelle en contre-saison des béliers. Colloque de la Société Française pour l'Etude du Comportement Animal (SFECA) P-12p :58.
- Quirke J-E, Hanrahan, 1985.** Breed differences in the breeding season in sheep, in : endocrine causes of seasonal and lactational. Anoestrus in farm animals. Ed, F. Ellendroff and, editor, P : 29-43.
- Rajama M., Mendram P ; 1990.** Characterization of activity in post-partum dairy cows using ultrasound imaging and progesterone profiles. *Anim. Reprod. Science*, 22, 171-180.
- Raviendra J.P., Rawling N.C., Evans A.C.O., Adams G.P ; 1993.** Ultrasonographic study of ovarian follicular dynamics in the ewes. *J.Reprod. Fertile.* 11 : 145.
- Rege, J. E., Toe, F., Mukasa-Mugerwa, E., Tembely, S., Anindo, D., Baker, R.L. Lahlou-Kassi, A ; 2000.** Reproductive characteristics of Ethiopian highland sheep. II Genetic parameters of semen characteristics and their relationships with testicular measurements in ram lambs. *Small Rumin. Res. Volume 37*, 173-187pp.
- Rhind, S.M., R.G. Gunn, J.M. Doney and I.D. Leslie ; 1984.** A note on the reproductive performance of greyface ewes in moderately fat and very fat condition at mating. *AnimProd.*,38 :305-307.
- Ribady A.Y., Dobson H., Ward P ; 1994.** Ultrasound and progesterone multiple births in sheep. *Anim. Breed. Abst*, 21, 3, 145-146.
- Roberts S.J; 1986.** Parturition. In: *Veterinary Obstetrics and Genital Diseases. Theriogenology.* Wood stock, Vermont: published by the author. Pages 245-251.
- Romano J. E ; 2004.** Synchronization of estrus using CIDR, FGA or MAP intravaginal pessaries during the breeding season in Nubian goats. *Small Ruminant Res.* 55 : 15-19.
- Rondia P ; 2006** Aperçu de l'élevage ovin en Afrique du Nord. Filière ovine et caprine n°18 ; octobre 2006. Département production et nutrition animale.
- Roux M ; 1986.** Alimentation et conduite du troupeau ovin. *Technique agricole*, 3-18.
- Roux M ; 1986.** Alimentation et conduite du troupeau ovin. *Technique agricole*, 3-18.
- Safsaf, B., Tlidjane, M ;2010.** Effet du type de synchronisation des chaleurs sur les paramètres de la reproduction des brebis *Ouled Djellal* dans la steppe algérienne. *Renc. Rech. Ruminants*, 2010, 17.
- Santolaria P, Palacin I, Yaniz J.L ; 2011.** Management factors affecting fertility in sheep. In : Manafi, M. (Ed), *Artificial Insemination in Farm Animals.* Intec Publisher, India, pp. 167-190.

Scaramuzzi R J, Downing JA, Campbell BK, Cognie Y; 1988. Control of fertility and fecundity of sheep by means of hormonal manipulation. *Aust J Biol Sci.* 1988;41 (1):37-45.

Scaramuzzi R.J., Campbell B.K., Downing J.A., Kendall N.R., Khaldi M., Munoz-Gutierrez M and Somchit A ; 2006. A review of the effects of supplementary nutrition in the ewe on the concentration of the reproductive and metabolic hormones and the mechanisms that regulate folliculogenesis and ovulation rate ; *Reprod. Nutri. Deve.* 46 :339-354.

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.

Souilem O., Gony M., Oldham L.M., Cognie X ; 1992 L'inhibine : Revue Générale. *Rev. Méd. Vét,* 143, 5, 427-478.

Sousa N.M., Gonzalez A., Karen A., El Amiri B., Sulon J., Baril G., Cognie Y., Szenci O., Beckers J.F ; 2004. Diagnostic et suivi de gestation chez la chèvre et la brebis. *Renc. Rench. Ruminants, Paris, Decembre* 8-9th, 2004, 377-380.

Migaud M., Debus N., Maton C., Tillard E., Malpaux B., Chemineau P., Bodin L ; 2011. Expression of seasonality in merino's d'arles ewes of different genotypes at the MT1 melatonin receptor gene. *Animal* 5 (3), 329-336.

Thériault, M., Pomar, C., et Castonguay, F W ; 2009. Accuracy of real-time ultrasound measurements of total tissue, fat, and muscle depths at different measuring sites in lamb. *Journal of Animal Science,* 87(5), p. 1801-1813.10.2527/jas.2008-1002

Thibaut C., Levasseur M.C ; 1991. La maîtrise de la reproduction des mammifères domestiques : 655-675.

Thibaut C., Levasseur M.C ; 2001. La reproduction chez les mammifères et l'homme. Coédition INRA-Ellipse, Paris, 928p.

Thibaut C., Levasseur M.C ; 2001. La reproduction chez les mammifères et l'homme. Coédition INRA-Ellipse, Paris, 928p.

Thimonier J., Bosc M ;1986. Conception, réalisation et application des médicaments assurant la maîtrise de la reproduction. *GTV,* 1, TE, 048,7-14.

Thimonier J., Cognie Y., Lassoued N., Khaldi G ; 2000. L'effet male chez les ovins : une technique actuelle de maîtrise de la reproduction. *INRA. Prod. Anim.* 13, 223-231.

Tillet Y., Tourlet S., Picard S., Sizaret P.Y., Caraty A ; 2012. Morphofunctional interactions between galanin and GnRH-containing neurones in the diencephalon of the ewe. The effect of oestradiol. *Journal of Chemical Neuronanatomy* 43 (1), 14-19.

Tixier V ; 1981. *Physiologie Rev,* 61, 974- 1011.

Ungerfeld R., Rubianes, E., 2002. Short term primings with different progestogen intravaginal. Devices (MAP, FGA, CIDR) for eCG-oestrus induction in anestrus ewes. *Small Rum. Res.* 46: 63-66.

Vanimisetti H.B., Notter D.R ; 2012. Opportunities for genetic evaluation of reproductive performance in accelerated lambing systems. *Livestock Science* 148 ; 134-145.

Vellet J.C., Leboeuf B., Remy B., Beckers J.F. and Mermillod P ; 2004. Effet de Prétraitements agoniste et antagoniste de GnRH sur la production d'embryons chez la brebis et la chèvre. 11^e Rencontres autour des Recherches sur les Ruminants, La Villette, Paris, December 8-9th, 2004, 373-376.

Wheaton, J.E., Carlson, K.M., Windels, H.F., Johnston, L.J., 1993. CIDR: A new progesterone-releasing intravaginal device for induction of estrus and cycle control in sheep and goats. *Anim. Reprod. Sci.*, 33: 127-141.

Zaiem I., Chemli J., Slama H., Tainturier D ; 2000. Amélioration des performances de reproduction par l'utilisation de la mélatonine chez la brebis à contre saison en Tunisie. *Revue Méd. Vét.*, 2000. 151-152.

Zaiem I., Tainturier D., Chemli J., Soltani M ; 1996. Utilisation d'éponges vaginales associées à des doses différentes de PMSG pour l'amélioration des performances de reproduction chez la brebis *Noire de Thibar* à contre saison. Thèse Doct Vét., ENMV, Sidi Thabet.

Zamiri M.J., Salehi M.S., Jafarzadeh M.R., Namavar N.R., Tamadon A., 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*. 47.(S4).2404p :550.

Zarazaga L.A., Celi I., Guzman J.L., Malpaux B ; 2012. Enhancement of the male effect on reproductive performance in female Mediterranean goats with long day and/or melatonin treatment. *Veterinary Journal* 192 (3), 441-444.

Stamataris, N.C. Friggens, J.M. Doney and G. Emmans ; 1997. Estimation of the mature weight of three breeds of Greek sheep using condition scoring corrected for the effect of age. *J. Anim. Sci.*, 64: 147-153.