

**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.Chetouane Abderahmane

Mr.Zahafi Ibrahim

ENCADRE PAR :

Mr. Akermi /A

**ANNEE
UNIVERSITAIRE
2015-2016**

Dédicace

Aux plus chères personnes du monde, à mes parents, à qui je dois mon éducation et ma réussite. De tout temps, leur affection a été ma plus grande joie qui me rappelle que je dois travailler et faire profit même des jours de tristesse. Je leur devrai de les aimer encore plus, quoique rien ne puisse égaler leur amour, leur tendresse et leur encouragement. Que dieu les gardent pour moi en bonne santé.

A mes frères "Mohamed, Sofiane, Zargoug, Ramzi" et mes sœurs " Zohra et Nabila".

A mes oncles et mes tantes.

A mes cousins et cousines.

A toute ma famille.

A toutes mes amies, surtout "Ghazel, Hamza, Saïd, Oussama, Zerrouki, Salem, Toufik,

En fin je dédié ce modeste travail à ma promotion.

Abderahmane Chetouane.

.....
Je dédie ce modeste travail de fin d'étude :

A ma Mère qui m'a tant soutenue avec ses prières et qui m'a toujours encouragé.

A mon Père, pour son soutient durant toute la période de mes études.

A ma très chère sœur et mes frères Zakaria, sans oublier le petit cher Akram.

Ma famille «Zahafi » et «Mokhtari » pour leur aide.

Je profite de cet occasion pour le dédié encore à mes amies

Abderahmane, Saïd, Zerrouki, Ramzi, Sofiane, Ayoub, Hicham, Mustapha, Abdeljalil, Hamza, Mohamed, Ahmed, Noureddine.

En fin je dédié ce modeste travail à ma promotion

Et bien sûr qui m'aime

Zahafi Ibrahim.

Remerciement

Nos gracieux remerciements s'adressent à Dieu notre créateur tout puissant qui m'a donné la volonté, la patience et fourni l'énergie et la force pour achever ce travail et de venir au bout de cette formation.

Ce travail a été revu, rectifié et approuvé par mon promoteur Mr Akermi, je le remercie d'abord pour m'avoir fait confiance, pour m'avoir encadré et dirigé, ensuite pour ses conseils précieux, ces orientations judicieuses et ces directives efficaces. Qu'il trouve ici l'expression de ma profonde gratitude et respect.

Mes remerciements vont également vers tous ceux qui m'ont permis de mener à bien mon travail : les enseignants de l'institut vétérinaire de Tiaret, les collègues de l'institut vétérinaire et mes amis.

Enfin, j'exprime toute ma reconnaissance envers mes proches, qui ont eu la tâche ardue de me supporter pendant ces 5 années parfois entrecoupées de moments difficiles ! Mes parents, pour leur soutien logistique et moral continu, je leur suis infiniment redevable. Ma famille pour leur aide inestimable, sans eux mon travail aurait été beaucoup plus difficile.

Sommaire

Dédicace	
Remerciement	
Sommaire	
List des figures	07
Liste des tableaux.....	08
Liste des photos.....	09
Introduction.....	10
CHAPITRE I :L'élevage ovin en Algérie.....	11
I.1. Aperçu de l'élevage ovin en Algérie.....	12
I.2. Effectif et localisation de l'élevage ovin en Algérie.....	13
I.3. Importance de l'élevage ovin en Algérie.....	14
I.4. Principaux systèmes d'élevage ovin.....	14
I.4.1. Système extensif.....	15
I.4.1.1. Le système pastoral	15
I.4.1.2. Le système agropastoral	15
I.4.2. Système semi-extensif.....	15
I.4.3. Système intensif.....	15
I.5. Contraintes majeurs de l'élevage ovin en Algérie.....	16
CHAPITRE II : Anatomie et Physiologie de l'Appareil Génital de la Brebis...18	
I. ANATOMIE DE L'APPAREIL GENITAL DE LA BREBIS	19
1. Deux gonades ou ovaires.....	19
2. L'oviducte ou trompe utérine.....	19
3. L'utérus ou matrice.....	19
4. Le vagin.....	20
5. La vulve.....	20
II- PHYSIOLOGIE DE LA REPRODUCTION DE LA BREBIS.....	21
1-les hormones de la reproduction : hormone hypothalamo-hypophysaire.....	21
1-1-la gonadolibérine hypothalamique ou Gn RH.....	21
1-2- les hormones hypophysaires : FSH et LH.....	22
1-2-1-Effet biologique.....	22
a- La follitropine.....	22
b-Lalutropine.....	22
1-2-2- Contrôle de la sécrétion des hormones hypothalamo-hypophysaires.....	22
2- HORMONES STEROÏDIENNES.....	23
2-1-Les Oestrogènes.....	23
2-1-1-Effet biologique des oestrogènes chez la femelle.....	23
2-1-2-Effet biologique des oestrogènes chez le male.....	23
2-2-le progestérone.....	23

2-2-1 Effet biologique de progestérone.....	23
2-3-la testostérone.....	24
3-LES AUTRES HORMONES.....	24
3-1-Les prostaglandines.....	24
3-1-1- Action des prostaglandines.....	24
3-1-1-1-Action de prostaglandine au niveau de l'hypothalamo-hypophysaire....	24
3-1-1-2-Action au niveau de l'ovaire.....	24
3-1-1-3-Action de prostaglandine sur le tractus génital.....	25
3-2-l'ocytocine.....	25
3-2-1-Effet biologique de l'ocytocine.....	25
3-3- Régulation du cycle sexuel.....	25
4-CYCLE SEXUEL CHEZ LA BREBIS.....	26
4-1-Définition.....	26
4-2-Caractéristique du cycle sexuel.....	26
1- La durée.....	26
2- Les différentes phases du cycle œstral.....	27
3- L'ovulation.....	30
4- La fécondation.....	30
5- La gestation.....	31
4-3- Comportement sexuel.....	31
4-4-La détection des chaleurs.....	31
4-5-Le diagnostic de gestation.....	32
CHAPITRE III : Paramètres de la reproduction.....	33
1-LA FERTILITE.....	34
1-1-Définition.....	34
1-2-Les facteurs influençant la fertilité.....	34
1-2-1-Influence de la saison sur la fertilité.....	34
1-2-2-Influence des méthodes de lutte sur la fertilité.....	34
1-2-3-Influence du bélier (effet bélier) sur la fertilité	34
1-2-4-Influence de l'alimentation.....	35
1-2-5-Influence du poids corporel sur la fertilité.....	35
1-2-6-Influence de l'âge des brebis sur la fertilité.....	35
1-2-7- Influence du type génétique sur la fertilité.....	35
2-LA PROLIFICITE.....	36
2-1- Définition.....	36
2-2-Les facteurs influençant la prolificité.....	36
2-2-1-Effet de la saison (de lutte) sur la prolificité.....	36
2-2-2-Influence du poids vif de la brebis sur la prolificité.....	36
2-2-3-Influence de l'alimentation sur la prolificité.....	36
2-2-4-Influence de l'âge de la brebis sur la prolificité.....	37
2-2-5-Influence du type génétique sur la prolificité.....	37
3-La fécondité.....	37
4- La mortalité des agneaux.....	37

CHAPITRE IV : La maîtrise du cycle chez les ovins.....	38
A-Maîtrise de la reproduction.....	39
1- Généralité	39
2- la synchronisation des chaleurs.....	39
3- Le principe.....	39
4- Intérêt de la synchronisation	40
4-1- Augmente la productivité du troupeau.....	40
4-1-1.mise à la lutte précoce des agnelles.....	40
4-1-2 l'accélération des mises bas.....	40
4-2- organiser et planifier la reproduction.....	40
4-3 choisir les périodes de reproduction.....	41
4-3-1 Ajustement aux disponibilités fourragères.....	41
4-3-2 limitation dans le temps des périodes de mises-bas	41
4-4 L'insémination artificielle.....	41
5- Méthodes de contrôle et d'induction des chaleurs.....	42
5-1- Méthodes zootechnique.....	42
5-1-1- Effet bélier.....	42
5-1-2 L 'éclairage artificiel.....	43
5-1-3 Flushing.....	43
5-2 Méthode hormonale.....	44
5-2-1 Les œstrogènes.....	44
5-2-2 Les prostaglandines.....	45
5-2-3 La progestérone.....	45
5-2-4 Les progestagènes.....	46
5-2-5 La PMSG « Prénant Mare Sérum Gonadotropin ».....	49
5-2-6 Implants de mélatonine.....	51
 B - L'utilisation des éponges vaginales.....	 52
1. Principe d'action.....	52
2. Utilisation.....	53
3. Procédure d'utilisation.....	53
3.1 Matériel.....	53
3.2 Pose de l'éponge.....	53
3.3 Retrait de l'éponge.....	59
3.4 Injection de la PMSG.....	60
3.5. Mesures sanitaires.....	62
3.6. Mise en place des béliers.....	62
4. Efficacité.....	64
4.1. La prolificité	64
4.1.1. Effet de la saison de lutte	65
4.1.2. L'effet de l'alimentation	65
4.1.3. L'effet de l'âge	66
4.1.4. L'effet du poids vif	66
4.1.5. La fécondité	66

4.1.6. La mortalité des agneaux	66
4.1.7. L'effet de la race et l'âge des mères	67
4.1.8. L'effet du poids des agneaux à la naissance	67
4.1.8.1 L'effet de sexe et mode de naissance.....	67
4.1.9 Utilisation de la PMSG.....	67
4.1.10. Choix des béliers	67
4.1.11 Choix des femelles.....	68
4.1.12 Utilisation répétée	68
Conclusion.....	69
References bibliographiques	70

Liste des figures

Figure 1 : L'appareil génital de la brebis.

Figure 2 : Appareil génital de la brebis en place.

Figure 3 : Les différents stades du développement folliculaire.

Figure 4 : chronologie du développement folliculaire.

Figure 5 : évolution des concentrations hormonales au cours du cycle sexuel de la brebis.

Figure 6 : Principe d'action de l'éponge vaginale.

Figure 7 : Résumé des manipulations lors de la pose d'éponges vaginales.

Liste des tableaux

Tableau 01 : Evolution de l'effectif du cheptel ovin de 2003 à 2010 ($\times 10^3$ têtes)
(Ministère de l'agriculture : Statistiques agricoles (2003- 2010))

Tableau 02 : Localisation des races ovines en Algérie (CN AnGR, 2003).

Tableau 3: influence du moment d'apparition du pic de LH sur le taux de fertilité obtenu après I.A (BRICE et al; 1984 cité par COGNIE; 1988).

Tableau 4: Effet de la durée du flushing sur la fertilité, prolificité et fécondité (THERIEZ, 1975) la même quantité du concentré a été distribuée.

Liste des Photos

Photo1 désinfection de tube applicateur et les gants entre chaque brebis dans un sceau d'eau propre contenant de l'iode.

Photo2 Insertion de l'éponge dans l'applicateur par l'extrémité non-biseautée.

Photo3 Insertion de poussoir pour faire glisser l'éponge jusqu'à environ 1 cm de l'extrémité biseautée.

Photo4 Enduire légèrement le tube d'application avec un lubrifiant en gel ou une crème antiseptique de façon à faciliter l'insertion du tube .

Photo5 et Photo6 Ecarter légèrement les lèvres de la vulve et introduire l'applicateur sans brusquerie avec un angle légèrement incliné vers le haut .

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

Photo8 et Photo9 Retirer le poussoir du vagin et ensuite le tube applicateur.

Photo10 Couper le fil à environ 1 cm de la vulve.

INTRODUCTION

L'Algérie avec une grande superficie pastorale évaluée à environ 20 millions d'hectares, dispose d'un potentiel considérable dans le domaine d'élevage des animaux domestiques, plus spécialement celui des ovins, qui s'adaptent très bien aux conditions locales.

Cette ressource estimée à environ 22 millions de tête qui se répartissent sur la totalité du territoire nationale spécialement les hauts plateaux et la steppe(**Ministère de l'agriculture : Statistiques agricoles (2003- 2010).**)

Le mode d'élevage ovin, pratiqué depuis très longtemps dans notre pays, est de type traditionnel, avec une productivité très limitée.

La contribution des ressources animales amplement dans le progrès et le développement de l'économie national est représentée soit par la valeur du produit animal rapporté à l'économie du pays, soit encore par la main d'oeuvre qu'il utilise.

Les principales races ovines selon leurs importances sont : la race OueledDjelal, Rumbi et Hamra qui sont des races principales ; la race Berbère, barbarine, Deman et la race Tergui sont des races secondaires(**Chellig ,1992**)

Des techniques nouvelles d'intensification, spécialement en matière de maîtrise de la reproduction, telle que, la synchronisation des chaleurs à l'aide des traitements hormonaux, a été utilisée dans des élevages modernes.

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

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

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

Actuellement, les méthodes d'élevage en Algérie, commencent petit à petit à changer en passant d'un système purement extensif à un système semi extensifs et intensifs. En effet on cherche d'améliorer impérativement la productivité de notre cheptel ovin en pratiquant la maîtrise de la reproduction, la synchronisation des chaleurs plus la super- ovulation qui sont facilement adaptées à nos élevages ovins.

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

CHAPITRE I

Élevage ovin en Algérie

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

En Algérie, l'élevage ovin constitue une véritable richesse nationale pouvant être appréciée à travers son effectif élevé par apport aux autres spéculations animales et particulièrement par la multitude de races présentes, ce qui constitue un avantage et une garantie sûre pour le pays (**Dekhili, 2010**). Les populations ovines locales sont constamment soumises à l'adversité du milieu (rigueur du climat, contraintes alimentaires) et se caractérisent par une rusticité remarquable mais elles présentent des résultats de production hétérogènes et des caractéristiques morphologiques diverses qui semblent avoir une origine génétique différente (**Benyoucef et al, 2000**).

Selon Chellig (1992), Le cheptel ovin, premier fournisseur en Algérie de viande rouge, est dominé par 3 races principales bien adaptées aux conditions du milieu :

- La race arabe blanche Ouled Djellal, la plus importante, environ 58% du cheptel national, adaptée au milieu steppique, présente des qualités exceptionnelles pour la production de viande et de laine ;
- La race Rumbi, des djebels de l'Atlas Saharien, à tête et membres fauves, représente environ 12% du cheptel ;
- La race rouge Béni Ighil (dite Hamra en rappel de sa couleur) des Hauts plateaux de l'Ouest, 21% du cheptel, race berbère très résistante au froid, autochtone d'Afrique du Nord.

Quatre races secondaires ovines existent également en Algérie (**Nedjraoui, 2003**) :

- La race Berbère à laine Zoulai de l'Atlas Tellien adaptée aux parcours montagnard ;
- La race Dmen, saharienne de l'Erg Occidental très intéressante par sa prolificité élevée ;
- La race Barbarine, saharienne de l'Erg Oriental ;
- La race Targuia-Sidaou, sans laine, race peul, élevée par les Touaregs du Sahara Central.

Quelques variétés plus rares sont également mentionnées telles que la Taadmit issue d'un croisement entre Ouled Djellal et les béliers Mérinos, aussi on trouve quelques troupeaux isolés du type Mérinos correspondent à des tentatives d'intensification de la production ovine (**Deghnouche, 2011**). Il existe une forte concurrence entre les différentes populations locales, en rapport avec les transformations des systèmes de production et les bouleversements socio-économiques qui ont affecté l'Algérie durant les quatre dernières décades. On note une forte progression des effectifs et des produits de croisement de la population Ouled Djellal avec les autres types de population non seulement en Algérie mais également au Maroc et en Tunisie (**CN AnGR, 2003**).

CHAPITRE I : Élevage ovin en Algérie

I.2. Effectif et localisation de l'élevage ovin en Algérie

L'espèce ovine, la plus importante en effectif, représente la plus grande ressource animale du pays. Il est difficile de connaître avec précision l'effectif exact du cheptel ovin national, le système de son exploitation principalement nomade et traditionnel ne le permet pas (**Khiati, 2013**). Selon les statistiques du Ministère de L'Agriculture l'effectif ovin a été estimé à environ 22,868 millions de têtes en 2010.

Tableau 01 : Evolution de l'effectif du cheptel ovin de 2003 à 2010 ($\times 10^3$ têtes) (Ministère de l'agriculture : Statistiques agricoles (2003- 2010)).

Année	2003	2004	2005	2006	2007	2008	2009	2010
ovin	17 502	18 293	18 909	19 615	20 154	19 946	21 404	22 868

L'évolution globale des effectifs du cheptel ovin a été marquée sensiblement, depuis un demi-siècle, par désordre qui relève de certains facteurs inhérents au développement, la progression et l'intensification de la céréaliculture vers la steppe et avec un système pastoral implanté dans des zones arides ou semi-arides qu'est caractéristique de la société nomade pratiquant des mouvement de transhumance avec une utilisation extensive des parcours sur de longues distances et un usage de terres dans l'accès est plus au mois réglementé et collectif. Ainsi l'alimentation des ovins est largement basée sur la valorisation des "unités fourragères gratuites" (**Rondia, 2006 cité par Khiati, 2013**).

Les ovins sont répartis sur toute la partie du nord du pays, avec toutefois une plus forte concentration dans la steppe et les hautes plaines semi-arides céréalieres (80% de l'effectif total) ; il existe aussi des populations au Sahara exploitant les ressources des oasis et des parcours désertiques (**CN AnGR, 2003**).

Dans les hautes plaines semi-arides de l'Est algérien l'élevage ovin est pratiqué par plus de 80% des exploitations agricoles et occupe la première place par rapport aux autres espèces (bovines et caprines). Bien que leur importance ne soit pas en elle-même une spécialisation, les ovins constituent une activité au sein d'un ensemble de systèmes de production qui peuvent être qualifiés de complexes, souvent basés sur l'association polycultures-élevages (**Benyoucef et al. 2000**).

Tableau 02 : Localisation des races ovines en Algérie (CN AnGR, 2003).

Races	Aire de répartition
Ouled Djellal	Steppe et hautes plaines
Rembi	Centre Est (Steppe et hautes plaines)
Hamra ou Beniguil	Ouest de Saida et limites zones Sud
Berbère	Massifs montagneux du Nord de l'Algérie
Barbarine	Erg oriental sur frontières tunisiennes
D'men	Oasis du sud-ouest algérien
Sidahou	Le grand Sahara Algérien

I.3. Importance de l'élevage ovin en Algérie

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

L'élevage ovin représente la spéculation agricole la plus importante. Le secteur de la production animale, fournit près de 5 billions de dollars. L'élevage des petits ruminants, contribue avec 52% et représente 35% de la production agricole totale (**Benaissa, 2001 cité par Deghnoche, 2011**). Les principales productions ovines algériennes sont connues essentiellement dans les zones steppiques où le mouton algérien a acquis des aptitudes caractérisant ses performances productives particulières (**Deghnoche, 2011**). Selon Bencherif (2011) l'élevage ovin constitue la principale ressource de territoire steppique et apporte sa contribution à l'économie nationale par ses produits diversifiés (viande, laine, peau), les emplois et les revenus monétaires qu'il génère.

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

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

I.4. Principaux systèmes d'élevage ovin

D'après des études effectuées par différents instituts techniques sur les systèmes de production animale existants en Algérie, trois principaux types de systèmes se distinguent par la quantité de consommation des intrants et par le matériel génétique utilisé (**CN AnGR, 2003**). Les systèmes d'élevage ovin restent largement dominés par les races locales et se distinguent essentiellement par leur mode de conduite alimentaire (**Rondia, 2006 cité par Ami, 2013**).

I.4.1. Système extensif

En Algérie, ce type de système domine ; le cheptel est localisé dans des zones avec un faible couvert végétal, à savoir les zones steppiques, les parcours sahariens et les zones montagneuses. Ce système concerne toutes les espèces animales locales (**Adamou et al, 2005**). Le système de production extensif concerne surtout l'ovine et le caprin en steppe et sur les parcours sahariens (**CN AnGR, 2003**). Dans ce système d'élevage on distingue deux sous-systèmes :

I.4.1.1. Le système pastoral :

L'éleveur hérite les pratiques rituelles ; nonobstant les nouvelles technologies et l'évolution des conduites d'élevage, ce dernier maintient les habitudes transmises par ses ancêtres. Ce type d'élevage se base sur le pâturage, le principe se résume à transhumer vers le nord pendant le printemps à la quête de l'herbe "achaba" et le retour vers le sud se fait en automne "azzaba".

I.4.1.2. Le système agropastoral :

L'alimentation dans ce type d'élevage est composée en grande partie de pâturage à base de résidus de récoltes, complémenté par la paille d'orge et de fourrage sec ; les animaux sont abrités dans des bergeries (**Adamou et al. 2005**). Ce mode d'élevage se caractérise par une reproduction naturelle, non contrôlée que ce soit pour la charge bélier/brebis, la sélection, l'âge de mise à la reproduction ou l'âge à la réforme, l'insuffisance de ressources alimentaires surtout dans les parcours steppiques ou se situe la plus grande concentration ovine (**Mamine, 2010**), les élevages sont de type familial, destinés à assurer l'autoconsommation en produits animaux et à fournir un revenu qui peut être conséquent les bonnes années (forte pluviométrie) (**CN AnGR, 2003**).

I.4.2. Système semi-extensif

La sédentarisation des troupeaux au niveau des hauts plateaux, est à l'origine d'un système de conduite semi-intensif qui associe l'élevage à la céréaliculture en valorisant les sous-produits céréaliers (chaumes, paille) (**Mamine, 2010**). Ce système est répandu dans des grandes régions de cultures ; par rapport aux autres systèmes d'élevage il se distingue par une utilisation modérée des aliments et des produits vétérinaires. Les espèces ovines sont localisées dans les plaines céréalières, les animaux sont alimentés par pâturage sur jachère, sur résidus de récoltes et bénéficient d'un complément en orge et en foin (**Adamou et al. 2005**).

I.4.3. Système intensif

Contrairement au système extensif, ce type de système fait appel à une grande consommation d'aliments, une importante utilisation de produits vétérinaires ainsi qu'à des équipements pour le logement des animaux (**Adamou et al. 2005**). Ce système est destiné à produire des animaux bien conformés pour d'importants

rendez-vous religieux (fête du sacrifice et mois de jeûne) et sociaux (saison des cérémonies de mariage et autres), il est pratiqué autour des grandes villes du nord et dans certaines régions de l'intérieur, considéré comme marché d'un bétail de qualité. L'alimentation est constituée de concentré, de foin et de paille, de nombreux sous-produits énergétiques sont aussi incorporés dans la ration (CN AnGR, 2003).

I.5. Contraintes majeurs de l'élevage ovin en Algérie

L'élevage ovin est handicapé par plusieurs facteurs, parmi lesquels : l'absence d'appui technique sur le terrain, absence de politique d'élevage appropriée, les éleveurs sont livrés à eux même menant leurs troupeaux selon leur connaissances ancestrales (Dekhili, 2010).

Selon Mamine (2010), l'élevage ovin en Algérie est pratiqué de manière extensive se référant à un mode de conduite traditionnelle qui limite la productivité du cheptel ovin, aussi ce mode d'élevage se caractérise par :

- Une reproduction naturelle, non contrôlée que ce soit pour la charge bélier/ brebis, la sélection, l'âge de mise à la reproduction ou l'âge à la réforme.
- L'insuffisance de ressources alimentaires surtout dans les parcours steppiques où se situe la plus grande concentration ovine, avec le plus souvent un nomadisme fonction de la disponibilité fourragère laquelle est tributaire des conditions climatiques.
- Les mauvaises pratiques d'élevages conséquentes au faible niveau de technicité des éleveurs.

Selon Harkat et Lafri (2007), 75% du cheptel ovin se trouvent concentrés dans la steppe et conduit en système extensif qui 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 l'élevage ovin. Ce faible taux de productivité ajouté à un poids de carcasse relativement faible concourt à une insuffisance de la production de viandes rouges. Aussi une diminution de la production ovine 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.

Selon Bencherif (2011), l'élevage pastoral des ovins est soumis à de fortes incertitudes liées aux aléas climatiques et aux variations des prix des animaux et des grains, ce qui peut expliquer la faiblesse des investissements et du niveau de productivité.

Si un jour l'Algérie devait s'en sortir de la dépendance alimentaire et en finir avec l'importation de viandes rouges, c'est par le biais des ovins qu'elle pourra le faire, pour cela la productivité des troupeaux doit être maximisée à travers une production élevée. Le bénéfice immédiat de cette production élevée, serait un revenu plus élevé par troupeaux et donc la spéculation ovine devient plus intéressante aux yeux des éleveurs (Dekhili, 2010). Aussi l'évolution vers de nouveaux systèmes de production

CHAPITRE I : Élevage ovin en Algérie

ovine peut être accompagnée de formes d'amélioration génétique et d'intégration des activités d'élevage (**Benyoucef et al. 2000**).

CHAPITRE II

Anatomie et Physiologie de l'Appareil Génital de la Brebis

CHAPITRE II : Anatomie et Physiologie de l'Appareil Génital de la Brebis

1. Anatomie de l'Appareil Génital de la Brebis

L'appareil génital de la brebis présente peu de différences par rapport à d'autres espèces, il comprend les ovaires, les oviductes, l'utérus, le cervical, le vagin et la vulve (**Amiar, 1996**)

1.1. Deux gonades ou ovaires

Les ovaires gauche et droit sont suspendus dans la cavité abdominale par le ligament large. Chacun d'eux a une forme d'amande, leur poids individuel dépend de la saison et du moment du cycle oestrien, il est compris entre 3 et 5g. (**Bouzbda, 1995**).

Les tissus qui composent l'ovaire sont distincts :

- La partie médullaire ou stroma : qui comprend du fibroblaste, des nerfs et des vaisseaux sanguins.
- Les cortex dans lequel les différents types de follicules se développent, c'est dans ce dernier que se déroule la folliculogénèse (**Baril, 1993**).

1.2. L'oviducte ou trompe utérine

L'oviducte ou trompe utérine est un conduit qui a pour rôle de recueillir l'ovule et de le conduire après fécondation vers l'utérus, sa longueur est de 10 à 15cm (**Camille et Michel, 1980**) et comprend trois parties : Ampoule où a lieu la fécondation. Rencontre et fusion de l'ovule et du spermatozoïde.

L'isthme qui a un diamètre de 0,5mm à 1mm.

La fonction utéro-tubaire constituée par des replis et des muscles circulaires ne peut être franchie que par des spermatozoïdes vivants capités.

1.3. L'utérus ou matrice

L'utérus est de type bicorné qui se caractérise par un col court de 4cm de longueur et des cornes utérines d'une longueur de 10 à 12 cm relativement longue ; elles sont accolées l'une contre l'autre dans toute la partie postérieure et leur segment libre .comme les canons d'un fusil à deux coups, leur parties libres dirigées latéralement et s'atténuent en pointe à l'extrémité et se circonvoient à leur sommet (**Mantagne, 1978** cité par **Dirivaux et Ectors, 1989**) d'une longueur de 1cm. Elle s'effile vers l'oviducte ou leur diamètre n'est que de 3mm, et le corps de l'utérus a environ 2cm de longueur. L'orifice externe du col est situé très près du vagin. La paroi des cornes et du corps de l'utérus est formée de trois tissus :

- Une muqueuse ou endomètre épaisse et molle ;
- Une musculuse ou myomètre, composée de trois couches inégales de fibres musculaires lisse ;
- Une séreuse ou adventice assure la jonction de l'utérus avec le ligament large (**Camille et Michel, 1980**).

CHAPITRE II : Anatomie et Physiologie de l'Appareil Génital de la Brebis

1.4. Le vagin : il est long de 10 à 12cm (Craplet et Thebier, 1984), et s'étend horizontalement dans le bassin et il est légèrement aplati (Mantagne et al, 1978) sa paroi est mince dilatable, bien irriguée vaginale accompagnée de veines satellites. Le vagin est l'endroit où la semence est déposée lors de la saillie.

1.5. La vulve : c'est la partie commune de l'appareil urinaire et génitale. Elle est formée par le vestibule vaginal et l'orifice vulvaire délimité par les lèvres ; la longueur de vestibule est d'environ le quart de celle du vagin. Le clitoris de la brebis est court, ses racines sont deux corps claires, aplatis, minces, longs de 2,5cm, arrondi assez mince à son origine et légèrement fluctueux (Camille et Michel, 1980). On note aussi l'existence de glandes de Bartholin dont la sécrétion lubrifiante facilite l'accouplement.

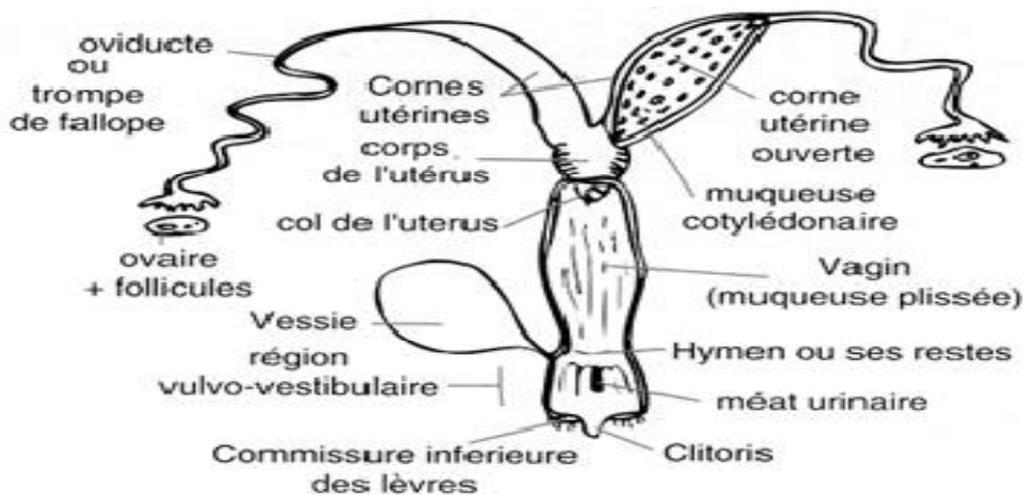


Figure 1 : L'appareil génital de la brebis (Brice et Jardon, 1985).

CHAPITRE II : Anatomie et Physiologie de l'Appareil Génital de la Brebis

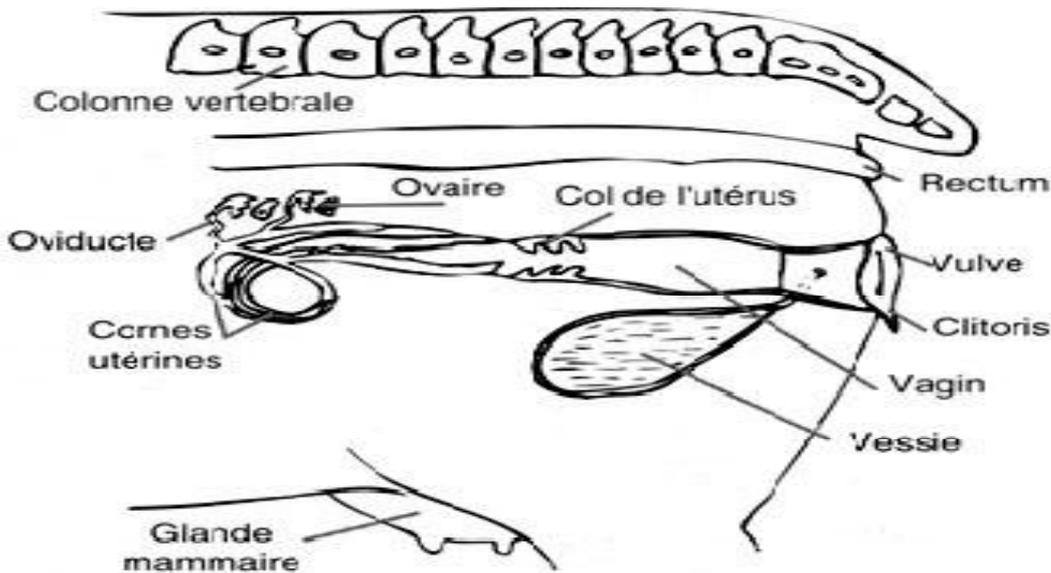


Figure 2 : Appareil génital de la brebis en place (Brice et Jardon, 1985).

II- PHYSIOLOGIE DE LA REPRODUCTION DE LA BREBIS

1-les hormones de la reproduction : hormone hypothalamo-hypophysaire

L'hypophyse résulte de l'union d'une partie glandulaire, l'antéhypophyse ou adénohypophyse, et d'une expansion de l'encéphale ; la posthypophyse ou neurohypophyse ; cet ensemble est relié à l'hypothalamus par la tige hypophysaire.

L'hypothalamus n'a pas de limites très précises ; il constitue les parois inférieures et latérales du 3^{ème} ventricule. Ses cellules nerveuses, regroupées en noyaux, sont sécrétrice, leurs terminaisons se dirigent vers l'antéhypophyse et la post hypophyse il y a ici constitution d'un ensemble fonctionnel : le complexe hypothalamo-hypophysaire (INRA, 1995)

1-1-la gonadolibérine hypothalamique ou Gn RH

GnRH signifie gonadotropin releasing hormone, c'est à dire hormone de décharge ou hormone de libération d'autres hormones, gonadotropines.

La gonadolibérine ou GnRH est une hormone protidique responsable de la synthèse et de la libération de deux hormones hypophysaires, les gonadotropines FSH et LH. (INRA 1995).

La réponse à l'administration exogène de GnRH varie chez le male et la femelle ; chez le male elle se caractérise par une augmentation sensible et assez rapide de LH circulante et par une augmentation plus discrète du taux FSH ; chez la femelle la réponse est maximale lors d'administration en période pro oestral et pré ovulatoire.

CHAPITRE II : Anatomie et Physiologie de l'Appareil Génital de la Brebis

1-2- les hormones hypophysaires : FSH et LH

Il y a deux hormones de l'antéhypophyse, de nature protidique, à action directe et unique sur les gonades chez le male et la femelle, ce sont des hormones gonadotropes ou gonadostimulines : FSH : (follicule stimulating hormone) ou follitropine ou hormone folliculostimuline et LH « luteinizing hormones » ou lutropine ou hormone luteinisante. (**Drion-Beckers-Ectors, 1993**).

1-2-1-Effet biologique

L'activité des deux hormones gonadotropes FSH et LH est pratiquement toujours associé et synergique.

a- La follitropine

La follitropine agit sur les cellules de la granuleuse dot elle conditionne la croissance et leur préparation à se transformer en cellules lutéale sous l'action de LH.

Le développement complet de follicule s'opère en deux phases dont la première va du stade follicule primordial au stade cavitaire et la seconde s'étend du stade cavitaire jusqu'à l'ovulation.

L'hypothalamus n'entrave pas la première phase bien qu'il fasse constater une croissance plus lente des follicules. Il semblera donc que les gonadotropines n'interviennent qu'en agent modulateur des hormones intra ovariennes, par contre le déroulement de la deuxième phase nécessite la présence des gonadotropines.

La FSH favorise et conditionne l'apparition des récepteurs de LH au niveau de la thèque interne et de la granule en même temps que l'élaboration B-hydroxy- déshydrogénase nécessaire pour assurer la transformation de la prégnénone en progestérone, elle intervient également sur l'équipement enzymatique qui, par aromatisation, transforme les androgènes sécrète par la thèque interne B-oestrodiale.

Le développement folliculaire ou son atresie dépend, pour une bonne part, de l'équilibre entre l'oestrogène et les androgènes au sein de liquide folliculaire.

b-La lutropine

La lutropine contrôle la maturation finale des follicules avec FSH, provoque l'ovulation, induit la formation du corps jaune et la synthèse de la progestérone.

1-2-2- Contrôle de la sécrétion des hormones hypothalamo-hypophysaires

La gonadolibérine GnRH, sécrété par l'hypothalamus, stimule la synthèse et la sécrétion par l'hypophyse de FSH et LH, ces deux hormones hypophysaires agissent à leur tour sur la production d'hormones par les gonades

CHAPITRE II : Anatomie et Physiologie de l'Appareil Génital de la Brebis

Chez la femelle, les hormones gonadiques, oestrogène et progestérone, exercent un rétrocontrôle sur les cellules productrices de GnRH, FSH, et LH : à forte dose, les oestrogènes stimulent la sécrétion de GnRH, FSH et LH, exercent ainsi un rétrocontrôle positif, dans la même situation la progestérone inhibe ces mêmes sécrétions, exerçant ainsi un rétrocontrôle négatif, les deux types de rétrocontrôles ne sont pas sécrétés en même temps à forte dose.

2- HORMONES STEROÏDIENNES

Ce sont la testostérone, les oestrogènes et la progestérone, de nature lipidique et fabriquées à partir du cholestérol, elles sont sécrétées principalement par les gonades mais aussi par le placenta et les glandes surrénales.

2-1-Les Oestrogènes

Etymologiquement, le terme (OEstrogène) signifie (se qui engendre l'oestrus), qui a pour effet biologique d'assurer un développement de type femelle. La maturité de l'appareil génito-Mammaire et le déroulement régulière du cycle oestral.

Les oestrogènes naturels sont élaborés essentiellement par les cellules de la thèque interne et de la granulosa du follicule ovarien.

2-1-1-Effet biologique des oestrogènes chez la femelle

Les oestrogènes ont pour rôle primordial de provoquer l'oestrus ou les chaleurs, c'est le comportement spécifique de la femelle qui s'immobilise au chevauchement.

2-1-2-Effet biologique des oestrogènes chez le male

Les oestrogènes ralentissent le développement testiculaire, chez l'adulte arrête la spermatogenèse sans altérer les cellules souche.

2-2-le progestérone

Le terme (progestérone) signifie (ce qui permet la gestation), le corps jaune constitue la source physiologique la plus important de la progestérone, elle est sécrétée au cours de la gestation par le placenta, mais en quantité variable suivant les espèces.

Elle été isolé en petite quantités, à partir du testicule et de la sur rénale et elle été trouvée dans le liquide folliculaire, sa production est important au cours de la phase lutéinique du cycle, la synthèse de progestérone est stimulé par les gonadotropines à activité lutéinisante et spécifiquement la LH.

2-2-1 Effet biologique de progestérone

La progestérone est d'abord l'hormone responsable du maintien de la gestation ; elle intervient essentiellement au niveau de la sphère sexuel ; elle inhibe l'ovulation, elle conditionne la descente de l'oeuf à travers de l'oviducte

CHAPITRE II : Anatomie et Physiologie de l'Appareil Génital de la Brebis

en équilibre avec les oestrogènes et elle assure la préparation de l'utérus à la récepteur et à la fixation de l'embryon.

La chute de la progestérone en fin de cycle conditionne directement ou indirectement la sécrétion des gonadotropines hypophysaire d'où dépendra la maturation folliculaire et l'installation d'un nouveau cycle.

Chez le male la progestérone à le pouvoir d'inhibe la capacitation des spermatozoïdes.

2-3-la testostérone

La testostérone appartient au groupe des androgènes, elle est sécrétée par les cellules du tissu interstitiel, ou cellules de leydig, du testicule. Elle contrôle la croissance et la fonction sexuelle représentée par :

La différenciation de type male sur les organes génitaux embryonnaires ;

La spermatogenèse par action directe sur les tubes séminifères et la maturation épидидymaire des spermatozoïdes ;

L'activité sécrétrice des glandes annexes chez le male en outre la testostérone, détermine le comportement sexuel male et le développement des caractères sexuels secondaires du male. Enfin, elle exerce un rétrocontrôle négatif sur l'hypothalamus pour la sécrétion de GnRH sur l'anti-hypophyse, et la sécrétion de LH par l'hypophyse.

3-LES AUTRES HORMONES

3-1-Les prostaglandines

Les prostaglandines s'agit d'un acide gras insaturé, réparties en six groupes A, B, C, D, E, F.

Les prostaglandines E2 et F2 alpha possèdent une activité plus spécifique à l'égare de système reproducteur. (**Drion-Beckers-Ectors, 1993**).

3-1-1- Action des prostaglandines

Les prostaglandines interviennent dans la plus part des mécanismes de la reproduction : au niveau de l'hypothalamus, au niveau de l'ovaire, et au niveau de l'utérus.

3-1-1-1-Action de prostaglandine au niveau de l'hypothalamo-hypophysaire

Elles stimulent la production des libériens hypothalamique chargée de provoquer la sécrétion des hormones hypophysaire. Cette action fut démontré chez divers animaux par l'injection de prostaglandine dans le ventricule cérébral. La PGE favorise la sécrétion de la GnRH (**Drion-Beckers-Ectors, 1993**).

3-1-1-2-Action au niveau de l'ovaire

Les prostaglandines E et F2 alpha interviennent même dans le mécanisme de l'ovulation, l'inhibition de leur synthèse prévient l'ovulation cette effet est réversible par l'injection de la prostaglandine alors que l'injection de LH reste

CHAPITRE II : Anatomie et Physiologie de l'Appareil Génital de la Brebis

inactive. De même l'injection intra folliculaire de sérum anti PGF2 alpha bloque l'ovulation.

Leur rôle dans la rupture folliculaire est indiscutable, les gonadotrophines aussi bien la FSH que la LH stimule la synthèse des prostaglandines. Leur sécrétion provient d'avantage des cellules de granulosa.

Leur augmentation dans le liquide folliculaire se situe après la décharge de pic ovulatoire LH et leur teneur maximal ne atteint que juste avant l'ovulation. Elles interviennent dans la rupture de l'albuginée et de l'épithélium ovarien. Et elle agit également sur les muscles lisses de l'ovaire.

En fin de cycle chez de nombreuses espèces, le PGF2 alpha interviennent dans le sens d'une activité lutéolytique il avait été démontré par l'hystérectomie total ou hystérectomie de la corne ipsi-latéral de l'ovaire porteur de corps jaune. **(Drion-Beckers-Ectors, 1993).**

3-1-1-3-Action de prostaglandine sur le tractus génital

Les prostaglandines peuvent jouer un rôle dans le transport de l'oeuf cette activité dépend du climat hormonal : l'oestradiol amplifié l'action de PGF2alpha tandis que le progestérone a tendance à la diminuer.

Le rôle de prostaglandine au moment de l'implantation reste inconnu. Et le maintien de gestation à ses débuts va de pair avec la réduction de synthèse de prostaglandine. **(Drion-Beckers-Ectors, 1993).**

3-2-1-ocytocine

L'ocytocine est une hormone produite au niveau de l'hypothalamus et stockée dans la posthypophyse.

3-2-1-Effet biologique de l'ocytocine

Cette hormone possède une action utéro-tonique et elle intervient au moment de la parturition.

L'ocytocine favorise le transport des spermatozoïdes dans le tractus génital lors de l'approche sexuel au de l'insémination artificielle.

Elle joue un rôle important dans le reflex d'éjection lacté par action direct sur les cellules myoépithéliales des acini mammaires.

Il existe des interférents entre l'ocytocine et la fonction lutéale ; son mécanisme d'action sur l'ovulation et sur la régression du corps jaune n'est pas clairement connu. **(Drion-Beckers-Ectors, 1993).**

3-3- Régulation du cycle sexuel

Peu après le début de l'oestrus, se produit une décharge de gonadotropines qui entraîne l'ovulation. Ce pic sépare la phase folliculaire de la phase lutéale. Au début de la phase folliculaire (j14-j5) la concentration en oestradiol est très faible et la pulsativité de LH limitée (1pulse d'amplitude moyenne, toutes les 3heures) **(Driancourt et al, 1991b).**

CHAPITRE II : Anatomie et Physiologie de l'Appareil Génital de la Brebis

La maturation du follicule qui va ovuler s'accompagne entre J15 et J17 d'une élévation de sa production d'oestradiol (d'un facteur 5 ou 10). L'augmentation de la pulsativité de LH (1pulse /h d'amplitude faible) permet l'élévation d'oestradiol pré ovulatoire et augmentant la production de testostérone (androgène) par la thèque (**Driancourt et al, 1991b**).

En revanche, une fois le niveau maximum d'oestradiol atteint, celui-ci déclenche, par rétroaction positive, le pic ovulatoire de gonadotropines (LH et FSH) qui induit l'ovulation 24-28 heures plus tard. L'ovulation est suivie d'une seconde élévation de FSH (2^{ème} pic) et de l'installation du corps jaune. L'hormone principale sécrétée par celui-ci est la progestérone dont les niveaux maxima sont atteints vers J8 (2^{ème}-3ng/ml) (**Driancourt et al, 1991b**).

Pendant cette période d'activité du corps jaune, la pulsativité de LH est faible (pulse /6h), mais les pulses présentent une grande amplitude (**Driancourt et al, 1991b**). En fin de phase lutéale, l'endomètre amorce une sécrétion pulsatile de prostaglandine PGF2a qui va devenir explosive entre J14-J16 induisant ainsi la régression rapide du corps jaune. Une nouvelle phase folliculaire débute alors.

4-CYCLE SEXUEL CHEZ LA BREBIS

Chez les brebis non gestantes élevées à l'écart des béliers ou non fécondées après saillie, alternent les périodes d'anoestrus et d'activité sexuelle. Ces dernières sont caractérisées par une succession de cycles sexuels, c'est-à-dire par la manifestation de chaleur à intervalles réguliers.

4-1-Définition

Le cycle œstral correspond à la période délimitée par deux œstrus consécutifs ; plus précisément, c'est l'intervalle entre le premier jour de deux œstrus ou chaleurs consécutives (**Ligan et al, 1981**).

Le cycle sexuel est la manifestation de l'activité sexuelle cyclique des femelles, recouvre à la fois le cycle ovarien et le cycle œstral, avec lequel il est souvent confondu (**Ligan et al, 1981**).

4-2-Characteristique du cycle sexuel

1- La durée

La durée du cycle sexuel est de 16-17 jours avec une variabilité de 14 à 19 jours (**Dérivaux et Ectors, 1989**) cependant, en période de transition entre l'anoestrus et la saison sexuelle « à la fin de l'été », des cycles courts de moins de 12 jours sont fréquemment observés. Il est courant que les premières ovulations de la saison ne s'accompagnent pas de comportement d'oestrus, on parle alors de (chaleurs silencieuses).

La durée de l'oestrus varie avec l'âge, la race et la saison, allant de 18 à 72 heures (**Evans, 1975**).

CHAPITRE II : Anatomie et Physiologie de l'Appareil Génital de la Brebis

2-Les différentes phases du cycle œstral

Comme chez les autres espèces, on divise le cycle oestral en deux phases :

– La phase folliculaire

La durée moyenne de cette phase est de 3 à 4 jours qui correspond 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, 1991**).

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 pré ovulatoire (**Cahill et Mauléon, 1980**).

L'ovaire de la brebis contient quelques centaines de follicules en développement parmi les quelles 10 à 40 seulement sont visibles en surface durant le cycle oestral (**Kaulfuss et al, 1994**), le nombre de follicules ne diffère pas significativement entre l'ovaire droit et l'ovaire gauche, le mécanisme par lequel seulement un, deux ou trois follicules arrivent à maturation a la fin du cycle et ovulent, n'est pas encore élucidé (**Murdoch, 1995**).

Le développement des follicules est d'abord très lent ; au stade terminal, une brutale accélération se produit et donne lieu aux événements de sélection et dominance. La sélection fait référence à un processus par le quel, parmi les nombreux follicules en croissance, seuls arrivent au stade pré ovulatoire 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 continu alors que le développement des plus petits est inhibé.

La cellule germinale femelle, l'ovocyte, grandit au sein d'une structure spécifique, le follicule ovarien, qui la protège et l'accompagne dans sa maturation. Les cellules folliculaires secrètent une hormone, l'oestradiol, qui témoigne de la maturité folliculaire et ovocytaire et conduit au déclenchement du signal d'ovulation par l'hypothalamus - la décharge ovulatoire de l'hormone GnRH (Gonadotropin Releasing Hormone).

En fait, la maturation du follicule débute 3 à 4 mois avant l'ovulation. Un follicule est initialement constitué d'un ovocyte I (bloqué en prophase de 1ère division de méiose) d'environ 25µm de diamètre et d'une couche de cellules folliculaires aplaties (ou cellules granulaires) qui deviendra la granulosa. Il s'agit d'un follicule primordial à l'état quiescent.

Le follicule peut alors sortir du lot et évoluer vers le stade secondaire ou préantral. Les cellules entourant l'ovocyte se multiplient et acquièrent une forme cubique. A ce stade, le follicule ne peut plus revenir en arrière, il ne peut qu'arriver à maturité ou dégénérer. Les cellules folliculaires se multiplient

CHAPITRE II : Anatomie et Physiologie de l'Appareil Génital de la Brebis

encore jusqu'à former deux couches, puis trois autour de l'ovocyte. C'est ce qu'on appelle la granulosa. Deux modifications apparaissent alors : la formation d'une membrane dite pellucide entre l'ovocyte et les cellules folliculaires, d'une part, et la différenciation de cellules du stroma ovarien en 2 couches supplémentaires autour de la granulosa, qui forment les thèques interne et externe.

Le follicule voit également son volume augmenter au fur et à mesure de sa maturation ainsi que l'ovocyte lui-même qui atteint 150 μm à son maximum. Les cellules de la granulosa et des thèques continuent à se multiplier. Une cavité se forme alors dans la granulosa, un antrum qui donne son nom à ce stade de développement du follicule, le follicule cavitaire (ou antral). Cet antrum rempli de liquide repousse la majorité de la granulosa en périphérie. Seules quelques cellules granulaires maintiennent l'ovocyte à un pôle, formant le cumulus oophorus.

Dans les heures qui précèdent l'ovulation, les cellules de cumulus oophorus subissent de profonds changements : les cellules de la couche interne prennent une forme de raquette et se disposent perpendiculairement à l'ovocyte, formant la corona radiata. Les autres cellules se dissocient dans une nébuleuse de 3 à 4 mm d'épaisseur.

Le follicule mûr distend sa paroi et éclate à la surface de l'ovaire libérant l'ovule, c'est-à-dire l'ovocyte entouré de sa membrane pellucide et du cumulus oophorus.

Après l'ovulation, les restes du follicule forment le corps jaune qui sécrète la progestérone, uniquement durant la deuxième partie de cycle. Cette hormone engendre les modifications préparant une éventuelle grossesse notamment au niveau de l'endomètre, paroi interne de l'utérus qui s'épaissit et se vascularise considérablement pendant cette partie du cycle.

Si la fécondation a lieu, le corps jaune sera maintenu au delà de la fin du cycle, sinon il dégénère ainsi que la paroi de l'endomètre qui en desquamant provoque les règles.

L'évolution d'un follicule du stade primordial au stade ovulatoire est représentée par la **figure 3 et 4**.

CHAPITRE II : Anatomie et Physiologie de l'Appareil Génital de la Brebis

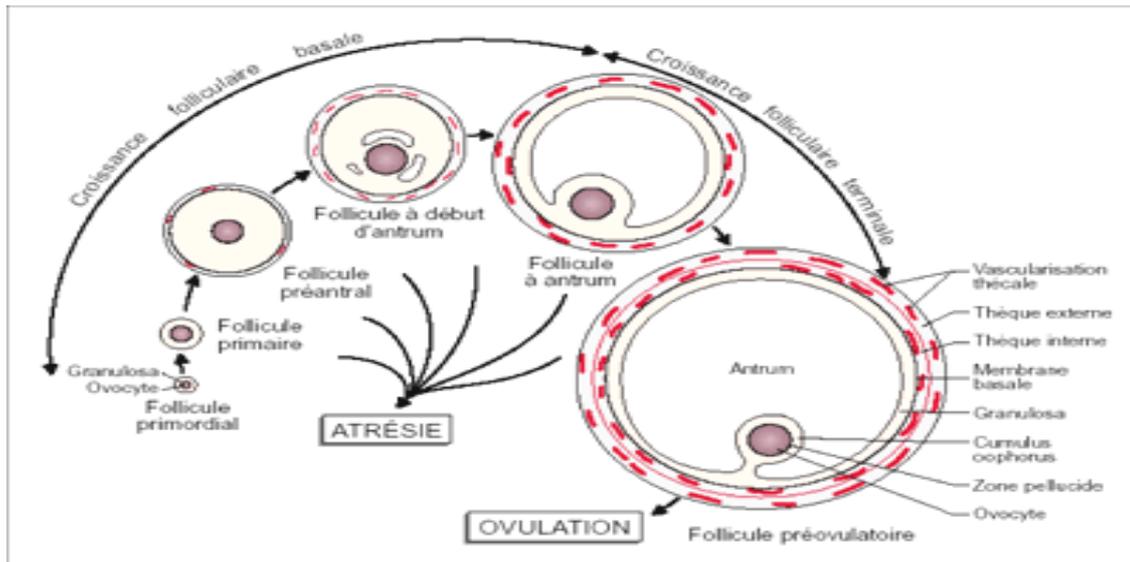


Figure 3 : Les différents stades du développement folliculaire. Ce développement peut à tout moment évoluer vers l'atrésie du follicule, qui interrompt le processus d'ovulation.

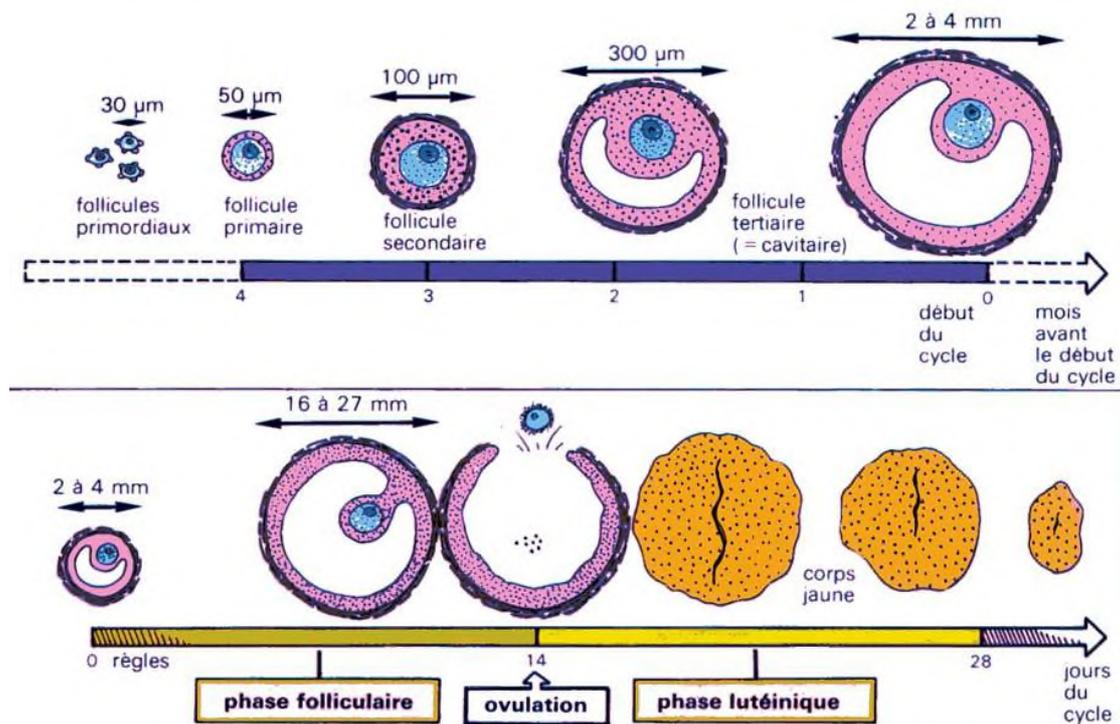


Figure 4 : chronologie du développement folliculaire.
 – **La phase lutéale** qui dure environ 13 jours, est caractérisée par la maturation du corps jaune et un fort taux de progestérone qui atteint un maximum aux environs du 6^{ème} jours après l'ovulation.

Après l'ovulation, le follicule ovule se transforme en corps jaune. La formation de ce CL est extrêmement rapide et linéaire du 2^{ème} au 12^{ème} jours et ceci est dû à une hyperplasie et une prolifération importantes et grandes cellules lutéales (Jablonka-sharif et al, 1993).

CHAPITRE II : Anatomie et Physiologie de l'Appareil Génital de la Brebis

Le CL de la brebis atteint son activité sécrétoire maximale aux alentours du 6^{ème} au 8^{ème} jours du cycle oestral, et continue de sécréter de la progestérone jusqu'au 15^{ème} jours (Abbas, 1985).

L'activité sécrétoire du CL peut être maintenue par la LH et la prolactine (P. R. L) durant le cycle œstral (Denamur et al, 1973).

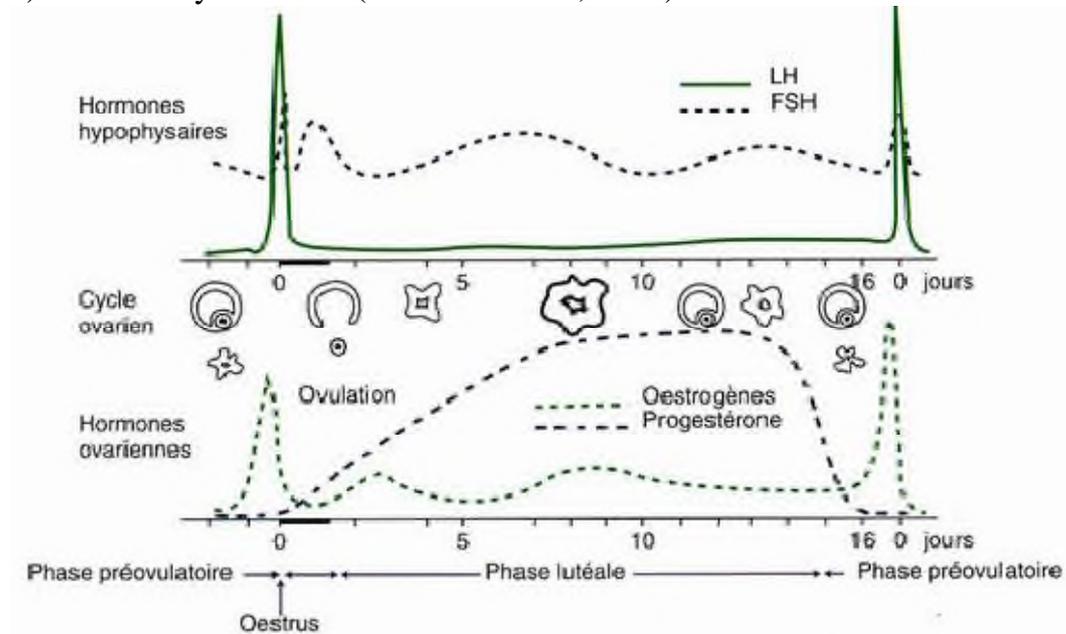


Figure 5 : évolution des concentrations hormonales au cours du cycle sexuel de la brebis.

3-L'ovulation

L'ovulation est spontanée et survient 24 à 27 heures après le début de l'oestrus (Henderson, 1991), elle résulte de l'élévation rapide et importante des hormones gonadotropes FSH et LH en phase folliculaire qui permet la libération d'un ovocyte et la formation du corps jaune (Thibault et Levasseur, 1991).

4-La fécondation

La fécondation fait intervenir

- La remontée des spermatozoïdes à travers l'appareil génital de la brebis,
- La pénétration de ceux-ci dans l'ovule,
- La fusion du spermatozoïde et de l'ovule.

Déposées dans le vagin, les cellules reproductrices males mettent environ 8 heures avant d'atteindre le lieu où se déroule la fécondation, selon (Bearden et Fuquay, 1984) le passage des spermatozoïdes du site de déposition vers l'oviducte semble être dépendant des concentrations élevées d'œstradiol ainsi que de la motilité propre des spermatozoïdes.

CHAPITRE II : Anatomie et Physiologie de l'Appareil Génital de la Brebis

5- La gestation

La gestation chez la brebis dure environ 5 mois, 145 à 152 jours. Cette durée varie avec la race, la parité et la taille de la portée. Le premier tiers de la gestation est lutéodépendant, mais après 50 jours, la progestérone est principalement produite par le placenta. Par conséquent, ou l'administration d'agents lutéolytiques tels que les analogues de la prostaglandine F2 ne provoque pas l'avortement dans les deux derniers tiers de la gestation (**Fitzpatrick, 1980**).

4-3- Comportement sexuel

L'oestrus est la période du cycle pendant lequel la femelle présente un comportement d'activité sexuelle et accepte le chevauchement par le mâle. Ce comportement est absent pendant les autres périodes (phase lutéale du cycle, an oestrus, gestation). Comparée aux autres ruminants, la brebis extériorise moins ses chaleurs. En présence d'un bélier, les brebis en chaleurs cherchent le contact, reniflent leurs son scrotum et présentent des mouvements rapides de la queue. Si le bélier cherche à les saillir, elles restent immobiles au chevauchement, cependant, en l'absence de béliers ou avec un bélier inexpérimenté, les chaleurs peuvent passer inaperçues (**Evans, 1987 ; Henderson, 1991**).

Son intensité est variable en fonction du type de femelle et de la saison.

En automne, la brebis est excitée, elle va au devant du bélier, tourne autour de lui, et cherche à placer sa tête dans ces flancs et dans la région scrotale. A l'approche du bélier, elle s'immobilise, tourne la tête sur le côté et le regarde, agite la queue, puis accepte le chevauchement.

Au printemps, ce comportement est moins marqué et la brebis reste d'avantage dans le troupeau

L'agnelle est agitée, curieuse, se porte beaucoup moins devant le bélier et parfois fuit à son approche.

Ces différences de comportements, associées, à la moindre ardeur sexuelle du bélier au printemps, expliquent d'une part la nécessité de limiter à cette époque le nombre de brebis par bélier et d'autre part l'intérêt de faire lutter les agnelles séparément. Si les agnelles sont mélangées aux brebis, le bélier risque de s'intéresser uniquement à ces dernières (**Bonnes et al, 1988**).

4-4-La détection des chaleurs

L'utilisation de moyens d'identification des animaux, est une aide physique souvent négligée pour la détection des chaleurs, aussi le matériel doit être suffisamment durable et repérable pour éviter toute manipulation inutile.

CHAPITRE II : Anatomie et Physiologie de l'Appareil Génital de la Brebis

Etant donné que les brebis sont conduites en troupeaux, la pratique la plus souvent mise en oeuvre consiste en l'utilisation de béliers équipés de harnais marqueurs (**Evans, 1987**)

L'identification des femelles tatouées, devra être complétée par un collier ou une bague d'oreille, portant un numéro lisible à distance (**Baril et al, 1993a**).

Une alternative à la détection des chaleurs est la maîtrise des cycles ou synchronisation des chaleurs. Cela présente l'avantage de diminuer le temps nécessaire à l'insémination d'un troupeau, de réduire la charge de travail et de faciliter la conduite durant la gestation et la parturition. De plus, cela rend possible l'induction des chaleurs et des ovulations, permettant ainsi la reproduction en période d'inactivité sexuelle.

4-5-Le diagnostic de gestation

Le diagnostic de gestation permet d'optimiser les résultats de reproduction chez les ovins. L'éleveur peut ainsi organiser une remise à la reproduction plus précoce des femelles non gestantes, alimenter plus attentivement les femelles gestantes, et bénéficier ainsi d'un certain nombre d'autres avantages. Parmi les différentes méthodes disponibles pour un diagnostic précoce de gestation, l'échotomographie est particulièrement intéressante, étant donné son exactitude et sa fiabilité. Une échographie permet de détecter une gestation à partir de 23 jours par voie rectale et de 40 jours par voie transabdominale. Les échographies Doppler et mode A sont les méthodes les plus économiques pour détecter un fœtus dans la deuxième moitié de la gestation (**Cognie, 1988**).

CHAPITRE III

Paramètres de la reproduction

1-LA FERTILITE

1-1-Définition

La fertilité est la capacité d'un couple à assurer la formation d'un œuf ou zygote ; l'incapacité de cette fonction est appelée infertilité transitoire ou définitive (stérilité).

La fertilité, calculée à partir du nombre de femelles mettant bas par rapport au nombre de brebis mises au bélier pendant une période fixée. Elle est en générale exprimée en pourcentage. Par conséquent on distingue :

- La fertilité réelle = $(\text{nombre de brebis plaine} / \text{nombre de brebis mise à la lutte}) \times 100$.
- La fertilité apparente = $(\text{nombre de brebis agnelant} / \text{nombre de brebis mise à la lutte}) \times 100$.
- La fertilité varie avec la race, la saison, l'âge, l'alimentation, les méthodes de conduite du troupeau et les conditions d'élevage.

1-2-Les facteurs influençant la fertilité

1-2-1-Influence de la saison sur la fertilité

La plupart des brebis étant sensibles au facteur saison, la fertilité du printemps et du début de l'été est en générale faible. Cela impose l'utilisation de méthodes complémentaire afin d'augmenter la fertilité en dehors de la saison de reproduction. Les méthodes les plus économiques et les plus efficaces sont fondées sur les traitements hormonaux.

Une fertilité moyenne de 70 à 80% après saillie naturelle est considérée comme normale à bonne en automne, et comme bonne à très bonne au printemps.

Chez les races moins strictement saisonnées, on distingue des différences de la fertilité suivant la période de lutte. En effet, Tchamitchian et Ricardeau **1974**, et Berny **1979** rapportent que les luttes d'automne sont les plus fertiles (et les plus prolifiques) chez les races ovines peu saisonnées.

1-2-2-Influence des méthodes de lutte sur la fertilité

Le mode de lutte influe sur la fertilité d'une brebis (Turries, **1977**). La lutte libre donne des résultats faibles par contre la lutte en main, ou la lutte en lots, assure une meilleure fertilité, un bon groupage des agnelages, la possibilité d'améliorer les troupeaux.

La technique la plus utilisée est la technique (3 agnelages en 2 ans). Ce système est fondé sur la durée de gestation de la brebis (5 mois environ) et sur la présence d'un anoestrus de lactation. Cette technique consiste à diviser le troupeau en deux lots, et à introduire des béliers tous les 4 mois, 3 mois après la dernière période d'agnelage. Les males sont laissés avec les brebis pendant 30 à 50 jours, puis retirés de façon à ce que les accouplements et les agnelages se déroulent sur 3 périodes de l'année ;

1-2-3-Influence du bélier (effet bélier) sur la fertilité

La présence du bélier influence les mécanismes physiologiques de la reproduction de la brebis dans deux circonstances, en fin de période d'anoestrus et lors des chaleurs.

Le regroupement des chaleurs par l'effet bélier se représente positivement sur la fertilité, en effet Prud'hon et Demoy **1969**, trouvent que la fertilité chez les brebis mérinos

d'arles a été améliorée au cours des 30 premiers jours de lutte par l'introduction de bélier vasectomisés.

1-2-4-Influence de l'alimentation

Les brebis maintenues dans des systèmes extensifs sont dépendantes des variations alimentaires (pâtures en bon état ou non). De faible niveau d'énergie en période de reproduction peuvent entraîner une baisse des performances en raison d'une chute du taux d'ovulation et d'une augmentation de la mortalité embryonnaire. La distribution d'une ration plus énergétique sur une courte période, 3à4 semaines avant l'accouplement, connue sous le nom de (flushing), permet une augmentation du nombre d'agneaux nés et, par conséquent, de la productivité.

La fertilité peut être augmentée de 50% si on apporte 400g de concentrer par jours à des brebis sous alimentées (**Therier et al, 1972** ; cités par **Theriez, 1975**).

Par contre un jeune de 3 jours en cette période diminuera la fertilité de 10% (**Blockey et al, 1973**, cité par **Theriez, 1975**). Il est alors indispensable de ne pas diminuer les apports alimentaires lors des premières semaines de lutte mais, bien au contraire de veillez à ce que les brebis saillies soient alimentées en conséquences.

1-2-5-Influence du poids corporel sur la fertilité :

L'importance du poids de la brebis à la saillie a fait l'objet de différentes études (**Coop., 1962** ; **Theriez, 1975**) notamment. Le faible poids vif de la brebis à la saillie est fréquemment lié à une malnutrition, donc à un développement insuffisant de l'utérus (**Prud'hon, 1971**).

Une relation directe existe entre (la fertilité et la prolificité) d'un troupeau et son état général avant la lutte, (**Theriez, 1975**). Il ressort des travaux de (**Coop, 1962**), réalisés en Nouvelle Zélande que chez les brebis la fertilité est supérieure à 90% tant que le poids vif moyen est au dessus de 40kg, elle diminue par contre rapidement si le poids devient inférieur à 40kg, et n'est plus que 50% à 30kg.

1-2-6-Influence de l'âge des brebis sur la fertilité

La fertilité augmente avec l'âge de la brebis (**Prud'hon, 1971**). Elle atteint son maximum à l'âge de 5à6ans, puis elle décroît.

Le taux de fertilité au cours de la carrière des brebis se caractérise par un résultat assez faible lors de la première compagne de reproduction par rapport à celui observé chez les adultes (**Bouix, 1985**).

Reeve et Robertson **1973**, indiquent que le nombre d'agneaux nés augmente avec l'âge des brebis bien que cette augmentation varie d'une race à l'autre. Cette constatation a été confirmée par Forrest et Bichard **1974**, qui ont rapporté que la stérilité diminue avec l'âge. Elle été respectivement de 44%, 7%et 5% pour les âgées de 1,2ans et plus de 2 ans.

L'effet de l'âge est en corrélation positive avec celui du poids vif (**Prud'hon, 1971**), leurs effets sont souvent associés.

1-2-7- Influence du type génétique sur la fertilité :

D'après la littérature, il existe des différences raciales pour la fertilité, cependant, des valeurs précises, spécifiques aux différentes races ovines ne sont pas données. Ceci est

du vraisemblablement à la faible respectabilité de ce caractère (d'après **Purser 1965** cité par **Turries, 1977**).

Les performances de fertilité diffèrent nettement selon le type génétique, avec des résultats très mauvais 26% pour les brebis LAGUNE (race rustique), acceptable pour les RAMANOV 65% et remarquable pour les croisés de la première génération, la supériorité des croisés (F1) est due à l'effet hétérosis du génotype de la mère (**Bouix, 1985**).

2-LA PROLIFICITE

2-1- Définition

La prolificité est le nombre d'agneaux nés par brebis mettant bas. Elle mesure l'aptitude d'une brebis à avoir une grande taille de portée, c'est un critère à faible héritabilité.

$\text{Prolificité}\% = (\text{nombre d'agneaux nés} / \text{nombre de brebis agnelant}) \times 100$

La prolificité varie largement en fonction des mêmes facteurs que la fertilité (la race, la saison, l'âge, l'alimentation,.....).

2-2-Les facteurs influençant la prolificité

2-2-1-Effet de la saison (de lutte) sur la prolificité

Plusieurs observations indiquant que la prolificité varie avec l'époque de lutte. Cette variation concerne les races saisonnières ou peu saisonnières (**Abbas, 1985**).

Chez les races saisonnées la prolificité atteint un maximum pour une époque se situant en saison sexuelle. Elle est par contre très faible ou nulle si la lutte se déroule pendant l'anoestrus (**Desvignes, 1971**).

Pour les races peu saisonnées, Tchamitchian et Ricordeau, **1974** rapportent que l'influence de la saison de lutte se traduit, par un faible résultat de prolificité aux luttes d'avril et de Juin et un maximum en Octobre et Novembre.

2-2-2-Influence du poids vif de la brebis sur la prolificité :

Indépendamment du facteur génétique, la prolificité de la brebis dépend fortement de son état général (poids) avant la lutte (**Thériez, 1975**).

Il existe une relation étroite entre le poids vif des brebis au moment de lutte et le taux d'ovulation de celle-ci, quelle que soit la race, les brebis les plus lourdes sont les plus prolifiques, mais il y a un optimum et les animaux trop gras sont parfois stériles.

Il ressort des travaux de Coop **1962**, réalisés en Nouvelle Zélande, que le pourcentage de brebis donnant naissance à des doubles n'est que de 10 si le poids vif moyen est de 40kg ; il augmente progressivement avec le poids vif et atteint 50, pour un poids vif de 75kg. Le même auteur enregistre une élévation du taux de prolificité de 1,33% par kg de poids vif supplémentaire quelque soit l'âge des brebis.

2-2-3-Influence de l'alimentation sur la prolificité :

L'alimentation agit directement sur le taux d'ovulation et par la même voie sur la prolificité (**Brunel, 1975**).

Les mécanismes d'action de l'alimentation et par conséquent du poids vif sur la prolificité sont maintenant connus.

Nous pouvons retenir en résumé que le poids et le flushing préparatoire à la lutte, influencent le taux d'ovulation.

L'alimentation après la saillie, influe sur la mortalité embryonnaire. La prolificité dans ce cas être plus touchée que la fertilité, dans la mesure où la mortalité embryonnaire serait plus importante chez les brebis à ovulation multiple (**Artoisenet et al, 1982**).

2-2-4-Influence de l'âge de la brebis sur la prolificité

De nombreux auteurs ont mis en évidence des variations de la prolificité en fonction de l'âge des brebis (**Mauléon, 1964 ; Prud'hon, 1971 ; Berny, 1979 ; Craplet et Thibier, 1984 ; Bouix et al, 1985**)

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

2-2-5-Influence du type génétique sur la prolificité

Malgré la faible héritabilité de la prolificité, les valeurs de cette dernière spécifique aux différentes races ovines existant.

L'effet de type génétique est très significatif de nombreux travaux ont confirmé la reconnaissance de certaines races de haute prolificité indépendamment des conditions du milieu (**Amiar, 1996**)

3-La fécondité

La fécondité est le nombre d'agneaux nés par brebis accouplées ou inséminées dans un temps déterminé. On peut dire donc que la fécondité est le produit de la fertilité de la prolificité.

Fécondité %=(nombre d'agneaux nés /nombre de femelle mises en reproduction) x100

4- La mortalité des agneaux :

La mortalité des agneaux de la naissance au sevrage, constitue souvent l'une des causes principales de la faible productivité du troupeau et est considérée comme un fléau économique.

Mortalité des agneaux%=(nombre d'agneaux morts/nombre d'agneaux nés) x100

De multiples facteurs influencent sur le taux de mortalité qui sont mises en évidences par de nombreuses études (**Gun et Robinson, 1963 ; Purser et Young, 1964 ; Bichard et Cooper, 1966**) :

- Race et âge des mères ;
- Poids des agneaux à la naissance ;
- Mode des naissances et sexe des agneaux ;
- Conditions du milieu.

Chapitre IV

La maîtrise du cycle chez les ovins

A- Maîtrise de la reproduction

1-Generalite :

Les brebis ne peuvent pas être mises en reproduction avec la même efficacité à tout moment à cause de l'anoestrus post-partum et saisonnier, ces derniers étant particulièrement importantes (**COUROT VLLAND-NAIL,1991**), cependant l'amélioration de la rentabilité de l'élevage ovin se base sur la diminution de l'anoestrus de lactation et la suppression de l'anoestrus saisonnier (**BOUZEBDA, 1985**), leurs possibilités de reproduction sont donc réduites si on ne fait pas appel à des techniques d'induction et de l'ovulation (**THIMONIER et al .,1971**)

En période de reproduction, la maîtrise du cycle sexuel consiste à l'utilisation des hormones capables de bloquer le cycle œstrale déclencher l'œstrus à l'ensemble des femelles traitées à un moment donné, toute fois le taux d'ovulation peut être stimulé par l'addition d'hormone gonadotrope sans que cela ne provoque une multi ovulation de conséquence grave pour la brebis (**BOUZEBDA, 1985**).

Par contre en période d'anoestrus saisonnier, il faut non seulement synchroniser l'œstrus mais avant tout provoquer l'ovulation dans une période ou les animaux ne sont pas naturellement aptes à se reproduire (**BOUZEBDA, 1985**).

Chez les ovins et les caprins, la synchronisation des œstrus et des ovulations par la technique des éponges vaginales imprégnées de progestatifs, associées à la PMSG (prégnant mare sérum gonadotropin) connaît un succès considérable (**THIBAUT et LEVASSEUR ,1979**).

2- la synchronisation des chaleurs:

CHEMINEAU et al (1991), définissent la synchronisation de chaleur ou maîtrise des cycles sexuels, comme étant le déclenchement de cycle œstrale à un moment désiré chez une femelle déjà cyclique ou non, toute fois, la synchronisation n'est pas applicable qu'à des animaux en état de se reproduire (**CHAUPIN et al, 1974**)

3- Le principe:

Cette technique à pour principe de prolonger la phase lutéale jusqu'à ce que tous les corps jaunes régressent et disparaissent (*COULSON et, al ; 1980*). Après l'arrêt de phase tous les animaux entrent dans la phase folliculaire d'une manière synchronisée.

4- Intérêt de la synchronisation:

La synchronisation des chaleurs présente plusieurs avantages considérables à savoir:

4-1- Augmente la productivité du troupeau:

4-1-1. mise à la lutte précoce des agnelles:

La mise à la lutte s'effectue en moyenne vers 9 à 10 mois d'âge, et plus précisément vers l'âge de 8 à 9 mois (agnelles à vocation laitière) et vers 10 à 12 mois (agnelles destinées à la production de viande), (**LABUSSIÈRE, 1990**). En général dès qu'elles ont atteint les 2/3 de leur poids adultes (**SOLTNER, 1993**).

Selon *COGNIE (1981)*, le traitement F.G.A, P.M.S.G est utilisé sur des agnelles de 9 à 11 mois, ayant atteint un développement corporel suffisant (60 à 65 pour cent du poids vif adulte).

Avancer la puberté des femelles accroît leur productivité totale au cours de la vie, mais également fait coïncider leur période de reproduction avec celle des adultes (**CHEMINEAU et al, 1996**).

4-1-2 l'accélération des mises bas:

On peut accélérer les mises bas, par la recherche d'un agnelage supplémentaire sur tout ou une partie du troupeau on raccourcissant l'intervalle entre mise-bas, c'est le système dit 3 agnelages en 2 ans (**SOLTNER, 1993**).

Selon *BRICE (1988)*, le système de 3 agnelages en 2 ans a pu fonctionner naturellement sans l'aide des traitements hormonaux, pour les races à aptitudes certaine au désaisonnement, et surtout avec un suivi du troupeau rigoureux. Toute fois, la réduction de la durée de l'an œstrus saisonnier permet d'obtenir plus d'une gestation par brebis par ans, ce qui accroît sensiblement (+25pour cent) la productivité par femelle (**CHEMINEAU et al, 1991**).

4-2- organiser et planifier la reproduction: Cela est fait pour:

- 1- Ajuster la production à une demande saisonnière.
- 2- Grouper les points de travail représenté par les agnelages.
- 3 -Alimenter plus rationnellement les lots d'animaux au même stade de gestation et de lactation (**SOLTNER, 1993**).

4-3 choisir les périodes de reproduction:

Plusieurs raisons peuvent être évoquées pour choisir la période de mise-bas (*CHEMINEAU et al. ,1991*).

4-3-1 Ajustement aux disponibilités fourragères:

Dans les troupeaux ovins, il est nécessaire que les femelles qui partent, soient gravides afin qu'elles profitent au mieux des pâturages et qu'elles ne risquent pas pendant cette période d'être fécondées par un male non sélectionné (*CHEMINEAU et al. 1996*).

4-3-2 limitation dans le temps des périodes de mises-bas:

La concentration des mises-bas sur quelques semaines ou quelques jours, limite les temps, et donc les coûts .elle permet une meilleure surveillance, ce qui réduit la mortalité périnatale .Elle facilite aussi la constitution de lots homogènes d'animaux. L'ajustement des régimes alimentaires est plus aisée (femelle en lactation, jeunes en cours de sevrage ou en croissance, peuvent être regroupées) (*CHEMINEAU et al. 1996*).

En races bouchère, le groupage des mises-bas est quelque fois recherché pour les primipares, ce qui permet une meilleure surveillance et une réduction de la mortalité des agneaux (*BRICE ,1988*).

4-4 'insémination artificielle:

L'insémination artificielle est pratiquée après traitement F.G.A, P.M.S.G, 55+1 heures après le retrait de l'éponge chez les brebis taris et 52+1 heures chez les agnelles (*COGNIE, 1981*).le même auteur ajoute que, le taux de fécondation est plus élevé après I.A systématique chez les brebis détectées en chaleur 36+6 heures qui ont un pic de LH apparaissant entre 36 et 48 heures après le retrait de l'éponge(Tableau n°1).

Selon *COGNIE (1981)*, l'insémination artificielle est utilisée, soit pour bénéficier de la semence des males sélectionnés. Soit pour faciliter la lutte d'un grand nombre de brebis en même temps. *CHEMINEAU et al (1991)* signalent que 86 pourcent des inséminations sont réalisées dans un but d'amélioration génétique.

Chapitre IV : la maîtrise du cycle chez les ovins

	Brebis ayant un pic de LH débutant (Heure après le retrait de l'éponge).						
	32	36	40	44	48	52	>52
Nombre de brebis inséminées	40	64	73	72	41	37	59
Taux de fertilité	0.20	0.59	0.57	0.54	0.53	0.21	0.15

Tableau n 3: influence du moment d'apparition du pic de LH sur le taux de fertilité obtenu après I.A (BRICE et al; 1984 cité par COGNIE; 1988).

5- Méthodes de contrôle et d'induction des chaleurs:

5-1- Méthodes zootechnique:

5-1-1- Effet bélier:

C'est une technique qui permet le groupage naturel des chaleurs et l'amélioration de la prolificité (*HENDERSON, 1991*), elle repose sur la séparation pendant une durée minimale d'un mois des deux sexes, les brebis ne doivent pas être mise dans une bergerie où les béliers ont séjourné car leur odeur imprègne le bâtiment et la litière ce qui entraîne l'effet bélier (*THIMONIER 1969*).

A l'introduction du bélier, les brebis réagissent par une augmentation rapide de la concentration de LH suite à ça une chaleur silencieuse et une ovulation après 2 à 3 j et le cycle réapparaît 16 à 17 j après avec chaleur normale.

Une expérience menée par *PERKIN et FITZGERALD (1994)* dans laquelle 89 brebis en anoestrus ont été exposées à 4 bélier de haute performance sexuelle pendant un mois (contacte de 3 mm /j), les auteurs indiquent que 95% des brebis avaient ovulé dans les 5+ /-1,9j qui suivent l'introduction des béliers.

Cet effet bélier outre son action de groupage des chaleurs, permet de réduire la durée de l'anoestrus saisonnier, stimule la reprise de l'activité sexuelle et améliore la fertilité (*HENDERSON, 1991*).

HANZEN et CASTAIGNE (2001), rapportent que chez les races très saisonnées (Ils de France), l'effet male ne permet pas à lui seul d'induire un cycle sexuelle, il doit être associé au traitement hormonal d'induction et de synchronisation de l'œstrus.

En fin, l'effet bélier est un moyen efficace et peu onéreux dans la conduite de la reproduction ovine mais, il présente des limites car les capacités de réponse des femelles varient avec la race, la saison et leur état nutritionnel (*COUROT et NAIL, 1991*).

5-1-2 L 'éclairage artificiel:

L'utilisation de l'éclairage artificiel peut influencer l'activité sexuelle de la brebis, il est possible avec ce système d'avoir trois agnelages en deux ans. Ce traitement repose sur une alternance de jours longs et de jours courts puisqu'il n'existe aucune photo période constante ne permet le maintien de l'activité sexuelle de la brebis (*CHEMINEAU et al, 1996*).

Un jour long consiste à réaliser une période photosensible se situant 16 à 1 heures après l'aube, un « flash » lumineux d'une heure chaque 7 heures plus efficaces qu'un éclairage continue.

Un jour court reproduit par placement des animaux à l'obscurité (éclairage de 8 à 12 heures après l'aube) (*ORTAVANT et al. 1988*).

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

5-1-3 Flushing:

Chez la brebis avant la lutte le poids vif, reflète l'état nutritionnel qui a une influence sur le taux d'ovulation, la fertilité, et la prolificité toute prise du poids à un effet bénéfique (*GITNHER, 1992*).

Le flushing consiste à augmenter brusquement le niveau énergétique de la ration dans les semaines qui précèdent la saillie, il peut se réaliser de deux façons soit :

1/ On ajoute un concentré énergétique apportant 0,3 à 0,4 UF/brebis/j en plus de la ration de base.

2/ Réduire fortement le nombre de brebis/hectare.

Le flushing doit commencer 2 à 3 semaines avant la lutte et maintenu pendant 2 à 3 semaine après.

Les résultats de la réponse au flushing sont variables et dépendent de l'état corporel de la brebis, il n'est pas significatif pour les brebis :

1- Très maigre (note d'état corporel = 1).

2- Très grasse (note d'état corporel >4,5).

On explique ce ci par le fait que l'alimentation agit indirectement par l'intermédiaire du poids des brebis (*BESSLIEVRE, 1986*).

Une complémentation minérale et vitaminique à cette période est aussi importante (*GINTHER, 1992*).

5-2 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*).

5-2-1 Les œstrogènes:

Les œstrogènes peuvent être lutéolytiques où 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, même s'ils peuvent synchroniser les œstrus par leur action lutéolytique, en fait, les E₂ donnent plus souvent des chaleurs anovulatoire par conséquent, ils ne peuvent être utilisés seuls dans des programmes de synchronisation mais en association avec la progestérone (*GIROU et al. 1970*).

5-2-2 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 PGF2 α cité par *BOUZEBDA (1985)*.

Le fait que la prostaglandine F2 α et ces analogues ne peuvent être utilisés en dehors de la période de cyclicité ovarienne limite leur utilisation dans l'espèce ovine, d'autant plus que le taux de fertilité obtenus en saison sexuelle sont parfois faible avec cette méthode (*COGNIE et al. 1970*).

Selon *THIMONIER (1969)*, la prostaglandine F2 α et ces analogues ont un effet nul durant les quatre premiers jours de l'œstrus, le traitement doit s'effectuer donc. Chez des brebis n'ayant pas manifesté de comportement œstral depuis 4 à 5 jours. *CHEMINEAU et al (1991)*, signalent que la prostaglandine F2 α et ces analogue n'induisent la régression lutéale qu'au delà de 5^{ème} jour de cycle. Une seule injection de prostaglandine ne permet donc pas de contrôler le moment de l'œstrus et de l'ovulation chez la totalité des femelles. Deux injections à un intervalle compris entre 9 et 14 jours suivant les espèces sont donc nécessaires.

Selon *AGUER et al, (1980)*, la meilleure synchronisation s'obtient lorsque le PGF2ct et ces analogues sont employés entre J5 et J14 du cycle. *AGUER et al (1981)*, montrent qu'une injection entre J5 et J18 d'un analogue de la PGF2 α Ici 80936 entraîne un taux de synchronisation très élevée dans une période réduite de 44 heures après l'injection de ce produit cité par *BOUZEBDA (1985)*.

LAFRI (1989), rapporte que, la double injection à 11 jours d'intervalle a donné des résultats satisfaisants dans la synchronisation des chaleurs chez les vaches (96%) et les juments (70%). Par contre chez l'espèce ovine où le cycle st plus court (16 à 17 jours), cet intervalle est plus espacé afin d'agir en même temps, sur l'ensemble des brebis. Cet intervalle est fixé entre 7 et 15 jours (*THIMONIER, 1969*).

5-2-3 La progestérone:

L'utilisation de cette hormone en administration quotidienne par voie intra musculaire, a posée d'énormes contraintes pour sa vulgarisation, au sein d'élevage

intensif et ceci malgré l'amélioration des résultats obtenus par l'addition de P.M.S.G (*DREW et al, 1948 ; ROBINSON, 1970*) cite par *BOUZEBDA(1985)*. L'administration de progestérone bloque temporairement l'ovulation afin d'arriver à synchroniser l'œstrus.

La progestérone administrée par voie orale a la dose de 50 à 60 mg/j pendant toute la durée du cycle (*WOODY et al , 1995*). L'utilisation de la progestérone par injection IM ou par implant sous-cutané ne permet pas une grande précision dans l'apparition des œstrus mais cela peut constituer un avantage dans le cas d'une lutte non contrôlée (*COGNIE, 1981*).

La progestérone interagit avec les œstrogènes dans la manifestation des chaleurs chez des femelles en anoestrus, un comportement d'œstrus accompagné d'ovulation peut être induit par un traitement progestatif suivi d'une injection de l'hormone gonadotrope PMSG (*CHEMLNEAU et al., 1996*).

5-2-4 Les progestagènes:

Les progestagènes, bloquent la décharge de LH en exerçant un rétro-control négatif sur l'axe hypothalamo-hypophysaire. En revanche, ils ne modifient que très peu la durée de la phase lutéale. Un traitement par un progestagène seul doit donc avoir une durée approximativement égale à la durée de la phase lutéale pour permettre de contrôler le moment de l'œstrus et de l'ovulation chez un ensemble de femelles dont les stades du cycle sont inconnus. (*CHEMINEAU et al. 1996*).

Les progestagènes sont des substances de synthèse analogue à la progestérone mais 10 à 20 fois plus active que la progestérone (*COGNIE, 1981*) leur action consiste à supprimer le follicule dominant et à accélérer l'émergence de la seconde vague folliculaire (*WOODRUF et al. 1990*).

Cette technique des progestagènes développée originalement en Australie est basée sur le fait d'établir un corps jaune artificiel pour chaque brebis après un certain temps disparaît simultanément chez toutes les brebis et donc l'activité cyclique commence d'une façon synchronisée, généralement le corps jaune artificiel est utilisé

Chapitre IV : la maîtrise du cycle chez les ovins

sous forme d'une éponge imprégnée de progestagène mais aussi par des implants sous-cutané qui sont éliminée au moment approprié (*LINDSAY et THIMONIER, 1988*)

Le traitement progestatif est insuffisant pour provoquer l'apparition de l'œstrus en anoestrus, l'injection par voie IM de la PMSG à la fin du traitement augmente le pourcentage des femelles en œstrus (*COGNIE et al. 1970*).

Les progestagène les plus utilisés sont :

- 1- L'acétate de fluorogesterone (FGA).
- 2- L'acétate de medroxyprogesterone (MAP).
- 3- L'acétate de mélengestrone (MGA).
- 4- L'acétate de chlormadinone (CAP).
- 5- Le norgestomet (Sc21009).

a) Mode d'administration:

1- La voie orale:

Le progestagène mélangé à la ration alimentaire et de façon plus précise que le MAP administré, le FGA utilisé au dose de 6 à 8 mg/brebis/j regroupe les chaleurs 2 j après la fin du traitement chez la plupart des animaux recevant ou non une injection de PMSG mais le coût est deux fois plus élevé que celui des éponges vaginales (*COGNIE, 1981*).

Lors de la distribution collective des progestagènes par voie orale, on ne peut pas connaître les quantités absorbées/jour/animal (*DUBRAY et VAUTIN, 1983*).

2- Les implants sous-cutanés:

Etant donné la très grande activité de norgestomet ou Sc21009 et les très faibles quantités utilisées pour bloquer l'ovulation (3 mg), l'œstrus apparaît plus vite après la fin du traitement, l'ovulation se réalise 55 heures après le traitement, le norgestomet sous-cutané est métabolisé plus rapidement que le FGA déposé sur les éponges vaginales (ovulation 62 heures après le traitement) (*COGNIE, 1981*).

Pour les implants de MGA placés durant une période de 15 à 45 jours, ces derniers entraînent la synchronisation de l'œstrus de 68% de brebis dans les 36 à 60 heures après le retrait des implants mais le taux de brebis ovulant exploré par laparotomie 72 et 120 heures après le retrait est de 28% (*BOUZEBDA, 1985*).

3- Voie vaginale (éponges vaginales):

Il est admis actuellement que l'introduction d'une éponge imprégnée de progestagène dans le vagin d'une brebis aura le même effet qu'un corps jaune. On peut appeler cette éponge un corps jaune artificiel (*ANONYME, 1984*).

Les éponges sont placées « In situ » durant la période du traitement, période équivalente à la durée de vie d'un corps jaune cyclique. Les progestagènes utilisés pour l'imprégnation des éponges sont représentés le plus souvent par le FGA et le MAP et plus rarement par le CAP et le MGA toutefois les doses et les durées dépendent du progestagène utilisé et de la saison du traitement (*BOUZEBDA, 1985*).

4- FGA

Selon *DERIVAUX (1971)*, c'est le progestagène le plus couramment employé aujourd'hui chez la brebis, dont l'action se rapproche sensiblement de celle de la progestérone mais avec une activité de 20 à 25 fois supérieure.

La dose de FGA utilisée ainsi que la durée de pose varie selon la saison et l'état physiologique de la brebis (*ANONYME, 1984*).

En saison de reproduction, l'effet de la dose de FGA sur le taux de synchronisation et d'agnelage et additif (*ROBINSON, 1970*). Pour les doses 10, 20, 30 mg de FGA les taux de synchronisation sont respectivement de 75,8%, 81,7% et 83,3% et les taux d'agnelage sont de 61,5%, 53,3% et 74% alors que la dose de MAP ne modifie pas ces deux événements (*PETIT, 1977 ; CALDANI et al. 1991*). L'utilisation d'un progestagène de synthèse sans addition de PMSG fournit une bonne synchronisation des chaleurs et une bonne prolificité (*KRUIP et al. 1982*). Les meilleurs résultats sont obtenus en saison sexuelle 92% contre 75% en saison d'anoestrus (*MONTEGOMRY et SCOTT, 1985*), ou aussi à l'approche de la saison de la reproduction naturelle (*ECHTERKAMP et al. 1976 ; ECHTERKAMP et LUSTRA, 1978*). Toutefois ces résultats restent très variables suivant la race étudiée (*QUIRKE et HANRAHAN, 1985*) cité par *BOUZEBDA (1985)*.

Chez les femelles en repos sexuel saisonnier de lactation, un traitement par le progestagène seul, ne permet pas d'obtenir l'œstrus et l'ovulation, compte tenu de la faible activité gonadotrope hypophysaire à ces périodes ; l'ovulation peut être obtenue en induisant la décharge préovulatoire de LH par l'injection de PMSG (*THIMONIER*

et al. 1996). En effet, l'addition de PMSG associée au traitement de progestagène entraîne une synchronisation de 100% et une ovulation de 100% chez les brebis traitées par rapport au lot témoin (27% et 44%) (*BOLAIND, 1972*).

5- MAP:

Un traitement au progestagène MAP durant une période de 14 à 16 jours entraîne une synchronisation en 2 à 4 jours après le retrait des éponges. Ce même traitement favorise le comportement sexuel 24 heures avant la saillie (*TURNER et al., 1987*) cité par *BOUZEBDA (1985)*.

Selon *HUMBLLOT et al (1980)*, le traitement au MAP est considéré comme efficace, lorsqu'il est utilisé d'une manière appropriée. En effet la dose du MAP contenu dans une éponge vaginale est généralement évaluée à 60 mg.

5-2-5 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 utilisé pour induire une super ovulation agissant sur les mécanismes de control 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'a 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 optimum de PMSG administrée par voie intra-musculaire est établit 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) Influence de la PMSG:

- **Sur l'apparition d'œstrus:** Ce traitement à base de PMSG:

- Avance 24 heures les chaleurs par rapport aux lots témoins (*WEBB et GAULD, 1985*).
- Avance l'œstrus qui survient plutard chez les brebis allaitantes que chez brebis taris (*COGNIE et SAMAND, 1975*).

- **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 augment 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*).

c) Effet secondaire de la PMSG:

La fécondation est plus élevée chez les brebis naturellement peu prolifiques, après injection de 500 à 750 UI de PMSG (2 à 3 ovulation) qu'après injection de 0 à 250 UI (1 à 2 ovulation) ou 1000UI (>4 ovulation).

Un taux de mortalité embryonnaire élevé est observé dans ce cas (*CHEMINEAU et al. 1996*).

Au moment de l'œstrus, la PMSG n'est pas totalement éliminée et provoque une nouvelle croissance folliculaire avec sécrétion d'œstrogène qui perturbe le transit des gamètes. La PMSG à une dose supérieure à 750 entraîne la diminution de la fertilité (*BRUYAS et al. 1988*).

L'administration répétée de PMSG peut induire la formation d'anticorps dirigés contre cette hormone chez certaines femelles (*CHEMINEAU et al. 1996*).

5-2-6 Implants de mélatonine:

La mélatonine est une hormone synthétisée par la glande pinéale durant la nuit à partir du tryptophane et de la sérotonine, elle est l'unique médiateur endogène du photopériodisme sur la reproduction (*CHEMINEAU et MALPAUX, 1991*).

Plusieurs formes de distribution de la mélatonine sont utilisées (bolus intraruminal, implant sous-cutané, ingestion ou injection quotidienne l'administration sous forme d'implant qui est la plus aisée et la plus économique (*CHEMINEAU et al. 1990*).

La durée optimale du traitement pour obtenir un déclenchement précoce des ovulations chez au moins les deux tiers des animaux est supérieure à 36 jours mais inférieure à 39 jours, le protocole consiste à déposer l'implant 30 à 40 jours avant l'introduction des béliers (*CHEMINEAU et al. 1996*).

La dose efficace est celle qui permet d'obtenir une concentration plasmatique au moins égale à 50% de celle enregistrée pendant la nuit sous seuil. La réponse semble dépendre du niveau endogène de mélatonine propre à chaque brebis (*HANZEN et CASTAGNE, 2001*).

La différence des fécondités et de prolificité entre les femelles traitées à la mélatonine et les femelles témoins est très hautement significative (*ZAIEN et al. 2000*). L'accroissement des résultats de la fécondité est la conséquence de l'augmentation du taux d'ovulation (*CHEMINEAU et al. 1991*).

L'utilisation de la mélatonine en association avec un traitement hormonal de synchronisation des chaleurs a pour effet d'améliorer la croissance folliculaire en réduisant le taux d'atrésie des petits follicules et en augmentant le nombre des gros follicules (*NICOL, 1996*).

B - 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 6).

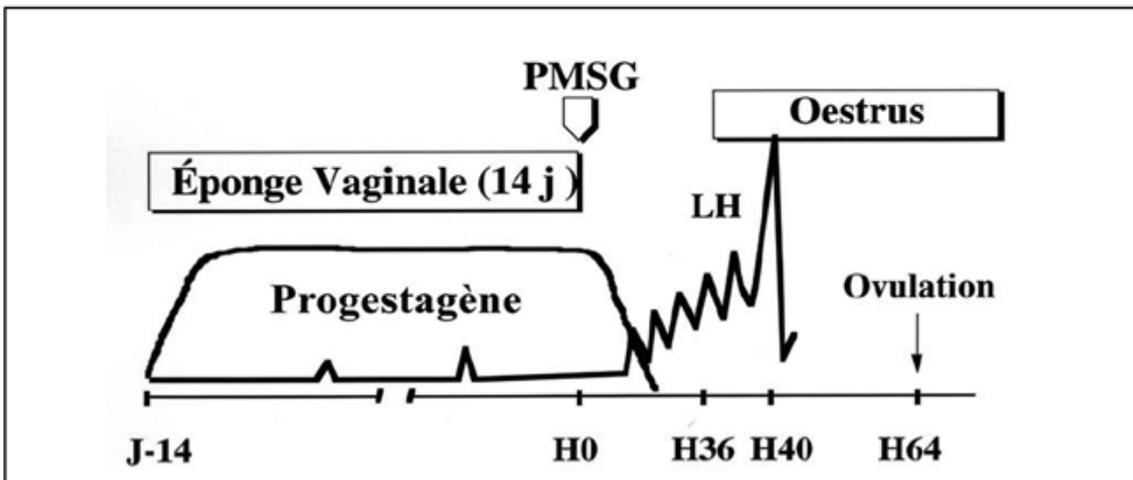


FIGURE 6 Principe d'action de l'éponge vaginale

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

Chapitre IV : Partie 2 L'utilisation des éponges vaginales

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 sceau d'eau propre contenant de l'iode, (image 1)



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



Chapitre IV : Partie 2 L'utilisation des éponges vaginales

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 (image 3),



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



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

Chapitre IV : Partie 2 L'utilisation des éponges vaginales

6. Ecarter légèrement les lèvres de la vulve et introduire l'applicateur sans brusquerie avec un angle légèrement incliné vers le haut (figure 7) jusqu'à sentir une résistance (image 5-6). La brebis demeure toujours sur ses quatre pattes lors de la pose.

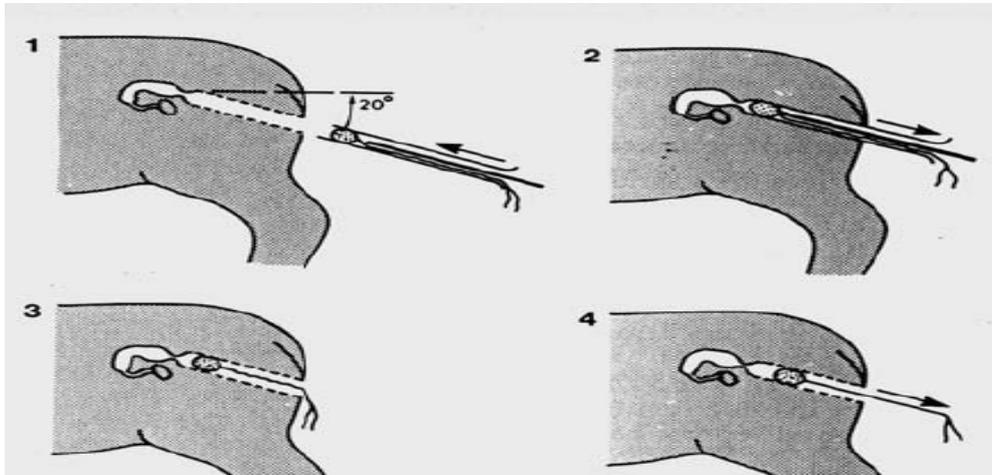
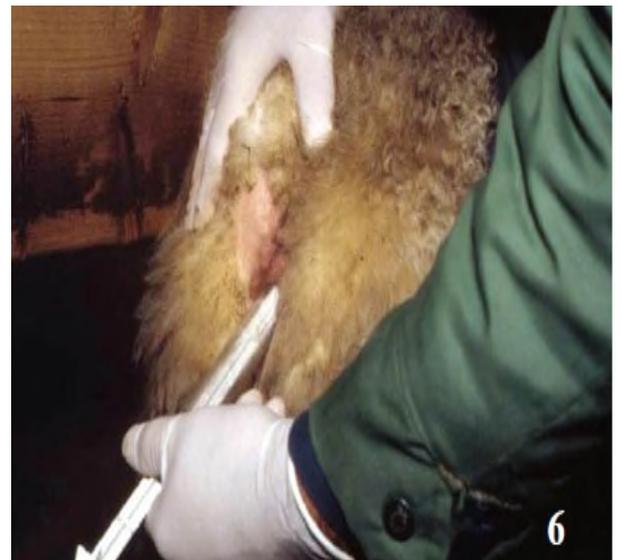


FIGURE 7 Résumé des manipulations lors de la pose d'éponges vaginales



7. Maintenir le pousoir en place et retirer le tube de 2 à 3 cm pour libérer l'éponge (image 7) ;



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



10. Couper le fil à environ 1 cm de la vulve (image 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 dépucelées 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 dépucelage peut également être pratiqué avec un doigt (le port de gants propres et désinfectés est obligatoire). Le dépucelage 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,

Chapitre IV : Partie 2 L'utilisation des éponges vaginales

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 (« Prénant 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 élève) 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

Chapitre IV : Partie 2 L'utilisation des éponges vaginales

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-

Chapitre IV : Partie 2 L'utilisation des éponges vaginales

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

Chapitre IV : Partie 2 L'utilisation des éponges vaginales

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.

4.1. La prolificité :

La prolificité est le nombre d'agneaux nés par brebis, elle mesure l'aptitude d'une brebis à avoir un grand nombre de portée, elle peut s'appliquer à un troupeau, pour une période de mise à la reproduction. La prolificité est soumise à une forte influence des facteurs du milieu mais du type génétique (CHRISTIAN, 1980).

Chapitre IV : Partie 2 L'utilisation des éponges vaginales

$$\text{Taux de prolificité} = \frac{\text{Nombre d'agneaux nés}}{\text{Nombre de brebis mettre bas}} \times 100$$

Appliqué à une femelle pour l'ensemble des ses mises bas successive il est égale au rapport :

$$\text{Taux de prolificité} = \frac{\text{Nombre d'agneaux nés (morts et vivants)}}{\text{Nombre mise bas}} \times 100$$

La prolificité dépend de plusieurs facteurs tel que :

4.1.1. Effet de la saison de lutte :

Le taux de prolificité varie selon l'époque de l'année et pendant la saison de lutte, cette variation concerne les races saisonnées ou peu saisonnées (THERIEZ, 1977). Chez les races saisonnées, la prolificité atteint un maximum pour une époque se situant en saison sexuelle, elle est par contre très faible ou nulle si la lutte se déroule pendant l'anoestrus pour les races peu saisonnées.

4.1.2. L'effet de l'alimentation :

Une élévation du niveau alimentaire pendant les quelques semaines qui précèdent la lutte (flushing) peut augmenter la prolificité de 0,1 à 0,2 agneaux par brebis (THERIEZ, 1975). GIROU et THERIEZ (1970) indiquent qu'un apport de 300g d'aliment concentré au cours de trois semaines avant le début de la lutte, fait passer le taux d'ovulation de 1,76 à 1,96.

Durée de flushing	Fertilité	Prolificité	Fécondité
4 semaines avant saillie	0,72	1,56	1,13
4 semaines avant saillie et 3 semaines après saillie	0,75	1,71	1,28

Tableau n 4: Effet de la durée du flushing sur la fertilité, prolificité et fécondité (THERIEZ, 1975) la même quantité du concentré a été distribuée.

4.1.3. L'effet de l'âge :

La prolificité des brebis augmente avec leur âge, elle augmente régulièrement jusqu'à 5-6 ans puis diminue par la suite, on pourrait penser que cette tendance serait due à l'effet de la sélection sur la prolificité les brebis les moins prolifiques étant éliminées (THERIEZ, 1977).

4.1.4. L'effet du poids vif :

ESPEY (1980), a déterminé la relation qui existe entre le poids vif lors de la lutte et le taux d'ovulation donc avec la prolificité, le taux d'ovulation augmente de 25 points lorsque le poids vif augmente de 5 kg. Le pourcentage de brebis donnant naissance à des doublés n'est que de 10% si le poids vif moyen est de 40 kg, il augmente progressivement avec le poids vif et atteint 50% pour poids vif de 75 kg, (COOPI., 1962) le poids moyen des brebis dont le taux d'ovulation est supérieur ou égale 0,2 est de 53 kg (THERIEZ, 1977).

4.1.5. La fécondité :

La fécondité d'un individu ou d'un troupeau peut se mesurer le nombre de produit conduits a terme par unité de temps, pour l'espèce ovine elle est mesurée par le nombre d'agneaux nés rapporté au nombre de brebis mises à la lutte, l'infécondité d'un troupeau n'existe pas mais il existe des troupeaux a plus ou moins bonne ou plus ou moins mauvais fécondité donc la fécondité c'est le produit de la fertilité et de la prolificité (CHRISTIAN, 1980)

$$\text{Taux de fécondité} = \frac{\text{Nombre d'agneaux nés (morts et vivants)}}{\text{Nombre de brebis mise à la reproduction}} \times 100$$

$$\text{Taux de fécondité} = \text{Taux de fertilité} \times \text{taux de prolificité}$$

4.1.6. La mortalité des agneaux :

La mortalité des agneaux à la naissance constitue souvent l'une des causes principales de faible productivité du troupeau et est considérée comme un fléau économique (KIHAI, 1999). Cette mortalité peut être décomposé selon la date de la mort à la naissance dans les jours qui suivent, ou plus tard. Ce taux est en fonction des conditions d'ambiance, du poids à la naissance, de la densité. Ce taux doit être inférieur à 10 % (CHRISTIAN, 1980).

4.1.7. L'effet de la race et l'âge des mères :

Pour ce qui est de l'âge des mères, il a été prouvé que la production laitière et le comportement maternel sont insuffisants chez les brebis primipares.

4.1.8. L'effet du poids des agneaux à la naissance :

Les agneaux dont les énergétiques sont très limitées ne peuvent assurer long temps les dépenses simultanées de thermorégulation et d'énergie (RICHARDS ET IRLAND ,1976).

4.1.8.1 L'effet de sexe et mode de naissance

La mortalité est accrue chez les agneaux semble être liée à leur faible poids à la naissance, également le taux de mortalité est relativement élève pour le sexe male des agneaux (PRUD4HON ,1971).

4.1.9 Utilisation de la PMSG

La variation de la réponse à cette technique de synchronisation vient également de l'utilisation de la PMSG pour laquelle il existe des différences de sensibilité non seulement entre les races, entre les individus, mais également entre les saisons (réponse plus faible en contre-saison). De plus la PMSG qui contient des concentrations variables de deux hormones, la FSH et la LH .Or ces deux hormones ont des effets bien différents sur l'ovaire. Ainsi, malgré que la qualité du produit soit vérifiée par les fabricants, chaque lot de PMSG contient inévitablement des concentrations différentes et variables de FSH et de LH. Cette variation dans la composition de la PMSG serait responsable de certaines inégalité dans la réponse des brebis.

4.1.10. Choix des béliers

Puisque les brebis doivent faire plusieurs saillies dans une période de temps restreinte, le choix de ceux-ci s'avère très important. Pour obtenir les meilleurs résultats, on choisira les béliers en santé possédant une excellente libido. On évitera d'utiliser de jeunes béliers dont la fertilité et la libido n'on jamais été évaluées. Il est également de mise d'entraîner les béliers à la monte au moins 15 jours avant les saillies.

4.1.11 Choix des femelles

Compte tenu des coûts de la synchronisation, il faut s'assurer d'obtenir les meilleurs résultats. Pour ce faire, le choix des brebis est primordial. On choisira en priorité :

- Des agnelles d'au moins 8 mois d'âge et dont le poids correspond à au moins 70% du poids des brebis adultes d'un génotype comparable. Il faut se rappeler que les agnelles ont généralement une fertilité plus basse que les brebis adultes en saison et en contre-saison sexuelle ;
- Les brebis tarées dont l'intervalle post-partum est au moins de 55 j en saison sexuelle et de 65 j en contre-saison ;
- Les brebis dont l'état de chair varie idéalement entre 3.0 et 3.5. Il est plus avantageux pour obtenir de bons résultats de retarder la synchronisation de brebis en faible état de chair (2.0) pendant une période qui leur permettra d'atteindre l'état de chair souhaitable suite à un bon reconditionnement.

4.1.12 Utilisation répétée

A quelles fréquences peut-on répéter le traitement ? Peu d'étude se sont intéressées à cette question. Certains travaux montrent que l'utilisation répétée des éponges, à chaque année, n'entraîne pas de baisse de fertilité chez la brebis en accouplement naturel. Par contre, il a été récemment démontré en France que l'utilisation répétée de PMSG entraîne le développement d'anticorps anti-PMSG (réponse immunitaire) qui retarde la réponse à l'injection de PMSG et cause ainsi un retard dans la venue en chaleur et l'ovulation des brebis causant une diminution de fertilité en insémination à temps fixe. On évitera donc de synchroniser à répétition les brebis les plus susceptibles d'être inséminées.

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

Élimination des brebis stériles

Éleveur :

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.** Maîtrise 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., Desclaude 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 ovine, 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 ewe : evidence for a seasonal threshold of sensitivity. *Journal of Neuroendocrinology* 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 et agroalimentaire du 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, eloesser, 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.