

**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

**SYNCHRONISATION DES CHALEURS ET L'INSEMINATION
ARTIFICIELLE CHEZ LES OVINS**

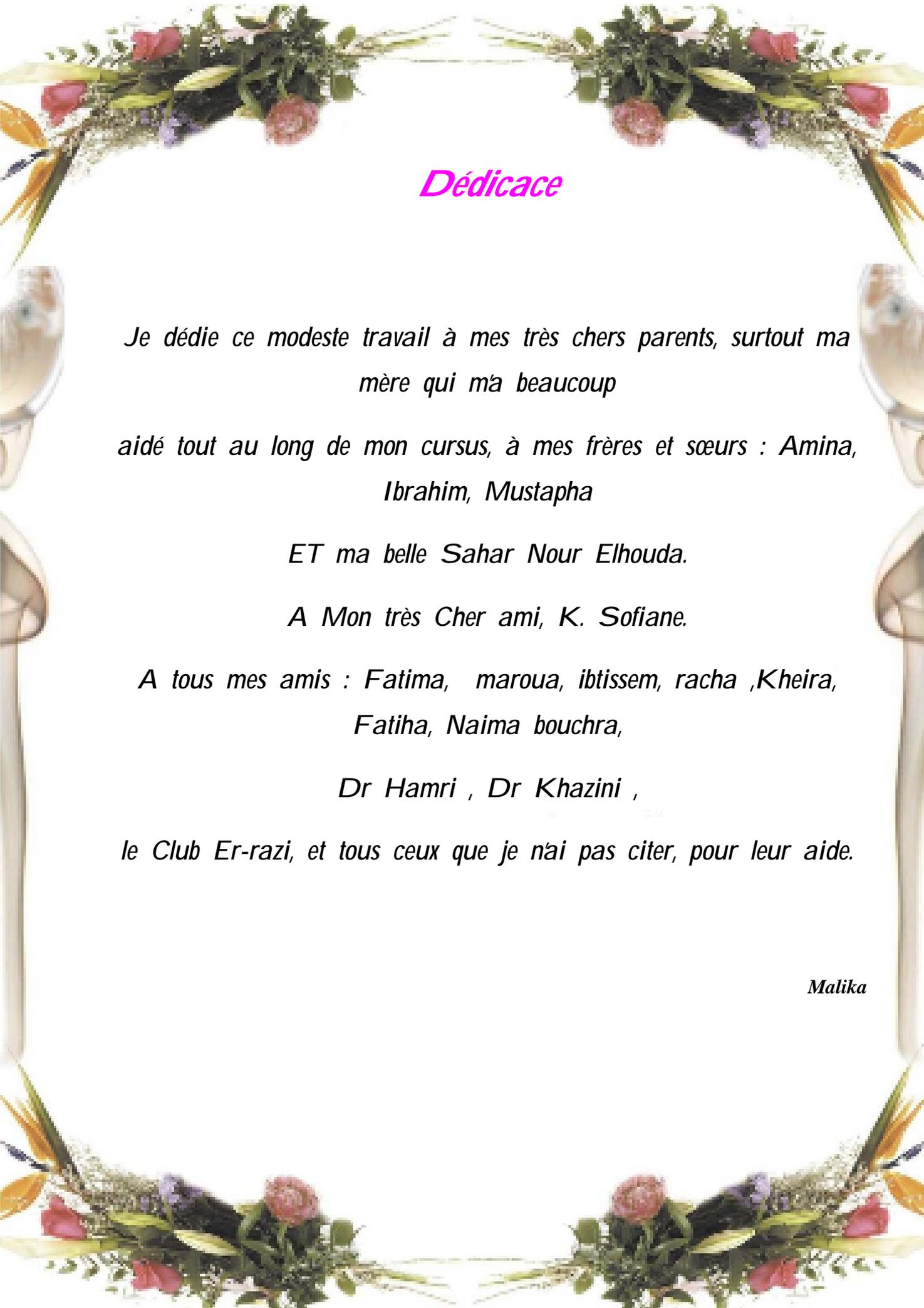
PRESENTE PAR:

**Mlle : AZZOUZ MALIKA.
Mlle : AMMOUR FATIMA ZOHRA.**

ENCADRE PAR:

**Dr : AYADE MOHAMED
AMINE**





Dédicace

*Je dédie ce modeste travail à mes très chers parents, surtout ma
mère qui m'a beaucoup*

*aidé tout au long de mon cursus, à mes frères et sœurs : Amina,
Ibrahim, Mustapha*

ET ma belle Sahar Nour Elhouda.

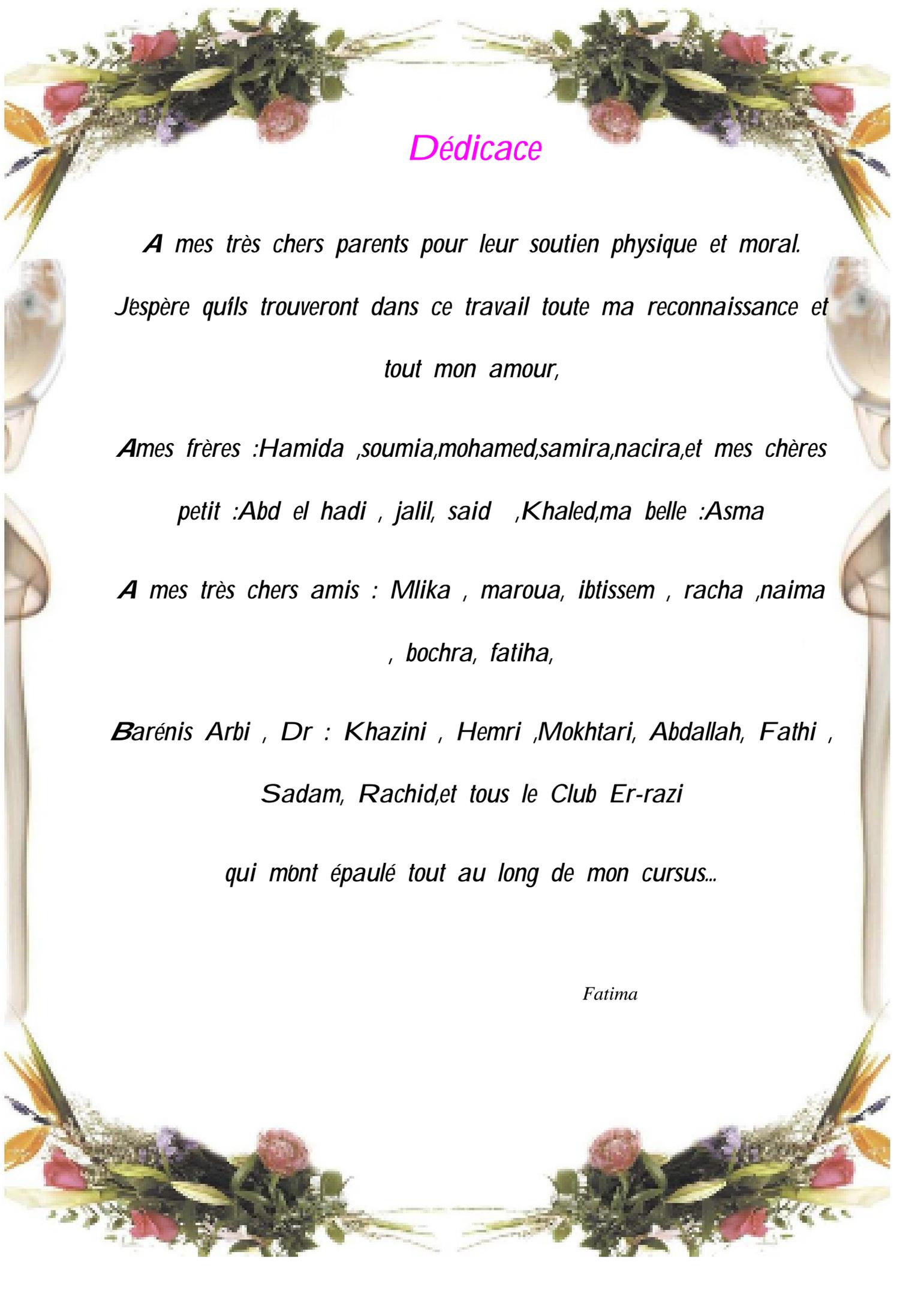
A Mon très Cher ami, K. Sofiane.

*A tous mes amis : Fatima, maroua, ibtissem, racha ,Kheira,
Fatiha, Naima bouchra,*

Dr Hamri , Dr Khazini ,

le Club Er-razi, et tous ceux que je n'ai pas citer, pour leur aide.

Malika



Dédicace

A mes très chers parents pour leur soutien physique et moral.

*J'espère qu'ils trouveront dans ce travail toute ma reconnaissance et
tout mon amour,*

*A mes frères :Hamida ,soumia,mohamed,samira,nacira,et mes chères
petit :Abd el hadi , jalil, said ,Khaled,ma belle :Asma*

*A mes très chers amis : Mlika , maroua, ibtissem , racha ,naima
, bochra, fatiha,*

*Barénis Arbi , Dr : Khazini , Hemri ,Mokhtari, Abdallah, Fathi ,
Sadam, Rachid,et tous le Club Er-razi
qui mbnt épaulé tout au long de mon cursus...*

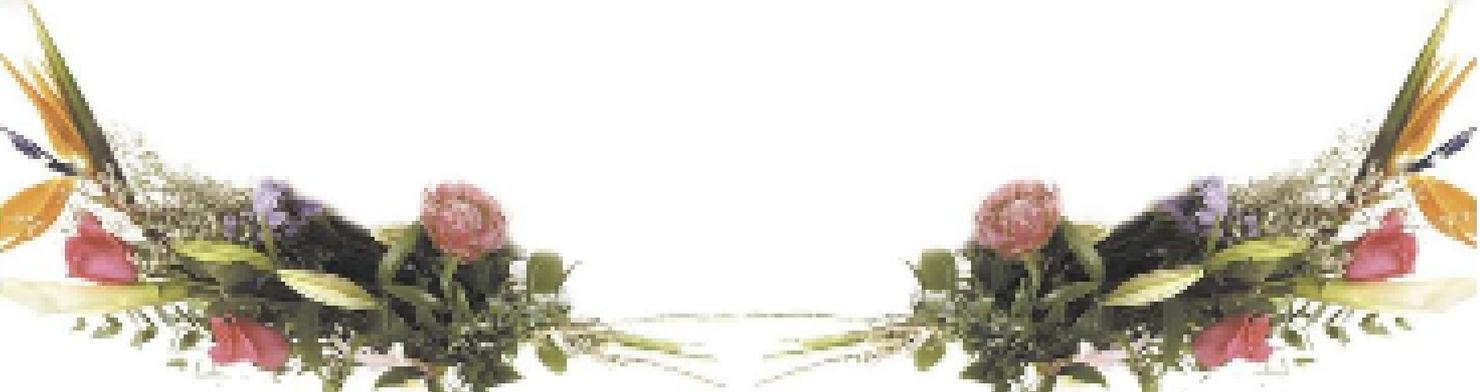
Fatima



Remerciement

En préambule à ce mémoire, je souhaitais adresser mes remerciements plus sincères aux personnes qui m'ont apporté leur aide et qui ont contribué à l'élaboration de ce mémoire ainsi qu'à la réussite de cette formidable année universitaire.

Je tiens à remercier sincèrement Monsieur : Ayade Mohamed Amine, qui, en tant que directeur de mémoire, s'est toujours montré à l'écoute et très disponible tout au long de la réalisation de ce mémoire, ainsi pour l'inspiration, l'aide et le temps qu'il a bien voulu me consacrer et sans qui ce mémoire n'aurait jamais vu le jour.



SOMMAIRE

Dédicace	
Remerciement	
Sommaire	
Liste des figures	
Liste des tableaux	
Introduction	1
Chapitre I : Anatomie et physiologie de l'appareil génital	
1-Anatomie de l'appareil génitale de la brebis	3
1-1 : Tractus génitale.....	3
1-1-1 partie tubulaire.....	3
1-1-2 Sinus uro-génital	3
1-1-4 Utérus	5
1-1-5 Oviductes (trompes de Fallope	5
1-2- Les structures histologiques de tractus génital	6
1-3 La partie glandulaire	9
1-3-1/ Ovaires	9
2-La physiologie de l'activité sexuelle chez la brebis	10
2-1.la puberté	10
3- le cycle sexuel de la brebis	11
3-1Définition.....	11
3-2les caractéristiques de cycle œstral	12
3-2-1.Durée	12
3 2-2 modifications de comportement	13
3-2-3. modifications au niveau ovarien	21
3-3.Description des modifications hormonales	24
3-3-1 les hormones hypothalamiques	25
3-3-2 les hormones hypophysaires	25
3-3-3 les hormones ovariennes.....	26
3-3-4 les facteurs d'utérin (prostaglandine)	26
Les organes impliqués dans le processus de reproduction chez le bélier	28
1. Le système nerveux central	28
1.1. L'hypothalamus.....	29
1.2. L'hypophyse	30
1.3. La glande pinéale	31
2. L'appareil génital mâle.....	31
2.1. L'embryologie de l'appareil génital mâle	32
2.2. La descente testiculaire	37
2.3. L'anatomie et l'histologie testiculaire	39
2.4. L'épididyme	42
2.5. Le canal déférent.....	43
2.6. Les glandes annexes	43
2.6.1. Les vésicules séminales	43
2.6.2. La prostate	44
2.6.3. Les glandes bulbo-urétrales	44
2.7. Les organes d'évacuation	44

Chapitre II Maitrise de la reproduction

1. Introduction	46
2. Principe	46
3. Intérêt et importance économique	46
3.1. Utilisation de l'insémination artificielle	46
3.2. Choisir la période de reproduction (gestion de la période de gestation)	47
3.3. Intensification du rythme d'agnelages	47
3.4. Optimisation de la taille de la portée	47
3.5. Mise à la reproduction précoce des agnelles	47
3.6. Synchronisation de l'œstrus et groupage de la mise basse	47
3.7 Induction de l'activité sexuelle en période d'anoestrus et lutte à court saison	48
3.8. Réduire l'intervalle entre deux gestations	48
3.9. Transfert embryonnaire et mise au point de nouvelles techniques	48
4. Méthode	48
4.1. Zootechnique	48
4.1.1. Alimentation « flushing »	48
4.1.2. Effet bélier	49
4.1.3. L'éclairage artificiel	50
4.2. Médicales	50
4.2.1. Facteurs lutéolytique	50
4.2.2. Les progestagènes	52
4.2.3. Mélatonine	55
4.3. Traitements combinées	56
4.3.1. Combinaison du traitement progestérone-PMSG avec l'œstradiol 17 β	56
4.3.2. Amélioration de la synchronisation des chaleurs Induites après les éponges vaginales imprégnées de FGA et par l'effet bélier ou de la progesterone et l'effet bélier	56
4.3.3. Influence de la variation de l'apport d'aliment concentré avant et après l'œstrus induit par un Traitement hormonal sur la fécondité des œstrus.....	57
4.3.4. Résultat obtenu par combinaison de l'effet bélier, la PMSG, le flushing et le traitement par les éponges	57
4.3.5. Association mélatonine avec traitement de synchronisation de l'œstrus	59
4.3.6. La combinaison du traitement prostaglandines + PMSG et progestérones +PMSG	59
5. Technique d'amélioration de la prolificité	59
5 .1. Naturelle	59
5. 2. Artificielles	60

Chapitre III : L'utilisation des éponges vaginales

1. PRINCIPE D'ACTION.....	66
2. UTILISATION.....	66
3. PROCEDURE D'UTILISATION.....	67
3.1 Matériel	67
3.2 Pose de l'éponge	67
3.3 Retrait de l'éponge	70
3.4 Injection de la PMSG.....	71
3.5. Mesures sanitaires.....	73
3.6. Mise en place des béliers.....	73
4. EFFICACITE.....	74
4.1. La prolificité	75
4.1.1. Effet de la saison de lutte	75
4.1.2. L'effet de l'alimentation	75
4.1.3. L'effet de l'âge.....	76
4.1.4. L'effet du poids vif	76

4.1.5. La fécondité	76
4.1.6. La mortalité des agneaux	76
4.1.7. L'effet de la race et l'âge des mères	77
4.1.8. L'effet du poids des agneaux à la naissance.....	77
4.1.8.1 L'effet de sexe et mode de naissance	77
4.1.9 Utilisation de la PMSG.....	77
4.1.10. Choix des béliers	77
4.1.11 Choix des femelles	77
4.1.12 Utilisation répétée	78
Chapitre IV : Techniques induction des chaleurs –LE CIDR	
Introduction	80
1- Principe d'action	80
2- Utilisation	82
3 -Procédure d'utilisation	82
3.1 Matériel	82
3.2 Pose du CIDR	82
3.3 Retrain du CIDR	86
3.4 Utilisation de la PMSG	87
3.5 Mesures sanitaires	89
3.6 Mise au bélier	90
3.7 Période de retrait pour le lait et délai d'attente avant l'abattage	90
4- Efficacité	91
4.1 Effet de la race	91
4.2 Effet de la saison.....	91
4.3 Utilisation de la PMSG	91
4.4 Choix des béliers	92
4.5 Choix des femelles	92
4.6 Utilisation répétée	92
5-Avantages et inconvénients	93
6-Conclusion	93
Chapitre V : Techniques induction des chaleurs-LE MGA.	
1. Principe d'action	95
2. Utilisation	95
3. Procédure d'utilisation	95
3.1 Le produit	95
3.2 Dose/Quantité à servir	95
3.3 Durée du traitement	96
3.4 Régie d'alimentation	96
3.5 Injection de la PMSG.....	97
3.6 Mise au bélier.....	98
3.7 Période de retrait	98
4. Efficacité	98
4.1 Chez les brebis	98
4.2 Chez les agnelles	99
5 .Coût	100
6 .Avantages et inconvénients	100
7. Conclusion.....	101
Chapitre VI : Techniques induction des chaleurs- l'effet bélier	
1. Principe d'action	103
2. Utilisation	103
3. Procédure d'utilisation	103
4 .Efficacité	103

4.1 Effet de la race	104
4.2 Libido du bélier	104
4.3 Période de l'année	105
4.4 Ratio bélier / brebis	105
4.5 Lactation	105
4.6 Âge	105
5. Coût	106
6. Avant ages et inconvénients	106
7. Conclusion	106
Chapitre III: l'insémination artificielle chez les ovins	
1-INTRODUCTION	109
2- Historique de l'insémination artificielle (IA)	109
3. EVOLUTION DE L'IA SUR VINGT ANS	110
4- Le choix des reproducteurs (Sélection des mâles)	110
4-1 Critères externes de sélection des mâles.....	111
4-2 Choix sur leurs performances de reproduction	111
5- ÉQUIPEMENTS ET PRODUITS	111
5-1 Equipements.....	112
5-2 Produits.....	113
5-2-1 Produits pour la collecte et la manipulation de la semence	113
5-2-2 Equipement et produits pour l'IA exo cervicale.....	114
5-2-3 Equipement et produits pour l'IA intra-utérine par endoscopie	115
6- La méthode	115
6-1 Préparation des paillettes.....	115
6-1-1 Collecte de sperme	116
6-1-1-1- Organisation de la salle de collecte.....	116
6-1-1-2- Préparation des mâles.....	116
6-1-2 Analyse du sperme	119
6-1-2-1 Volume de l'éjaculat.....	119
6-1-2-2 Concentration de l'éjaculat	119
6-1-2-3 Motilité massale	120
6-1-2-4 Pourcentage de spermatozoïdes mobiles	120
6-1-2-5 Motilité individuelle des spermatozoïdes.....	121
6-1-2-6 Mesure du pourcentage de spermatozoïdes et des anomalies	
spermatiques.....	121
6-1-2-7 Tests de thermorésistante	121
6-1-3 Conditionnement du sperme	122
6-1-4 Conservation du sperme	122
6-2 Réalisation de l'IA.....	123
6-2-1 Insémination exo-cervicale	124
6-2-2 IA artificiel intra-utérine par voie laparotomie	125
6-2-2-1 Limites d'Ia exo cervicale et avantage Laparoscopique	125
-2-2-2 Technique de la laparoscopie	128
6-2-2-3 IA intra-utérine	130
6-2-2-3-1 Pratique de l'IA intra-utérine	130
6-2-2-3-2 Conditions d'utilisation de l'IA intra-utérine et résultats	
de fertilité.....	132
7- Paramètres susceptibles de modifier les résultats d'IA	132
7-1 Nombre de spermatozoïdes inséminés	132
7-2 Qualité des spermatozoïdes inséminés	133
7-3 Mâle utilisé pour l'IA	133
7-4 Œstrus naturel ou synchronisé	133

7-5 Lieu de dépôt de la semence	133
7-6 Intervalle entre la dernière mise bas et l'ia: production de lait	134
7-7 Age des femelles inséminées	134
7-8 Saison d'IA.....	134
7-9 Niveau d'alimentation, température, stress	134
7-10 Inséminateur.....	135
8- CONDITIONS SANITAIRES	135

Chapitre IV : Diagnostics de gestation

1 Introduction	137
2- Dosages réalisés en laboratoire	138
2-1 Dosage de sulfate d'œstrone.....	138
2-2 Dosage de l'hormone lactogène placentaire.....	138
2-3 Dosage de la progestérone	138
2-4 Dosage des protéines spécifiques ou associées à la gestation.	139
3- Les méthodes cliniques	140
3-1 Radiographie	141
3-2 Palpation recto-abdominal	141
3-3 Le suivi de gestation par échographie	141

La partie expérimentale

A) Introduction	145
B) Le matériel de synchronisation ET l'insémination	146
C) le plan de travail	148
Résultats	155
Conclusion	157
Bibliographies	158

LISTE DES FIGURES

• Figure .1 : Localisation du tractus reproducteur de la brebis Bonnes et al., 1988.....	03
• Figure .2 : appareil génital de la brebis : CRAPLET et THIB	03
• Figure 3 : Col de l'utérus ou cervix (courtoisie du col.....	05
• Figure 4 : Moulage de silicone	05
• Figure 5 : Aspect histologique de l'utérus non gravide Pavaux., 198.....	06
• Figure 6 : une coupe transversale de l'ovaire.....	09
• Figure 7 : Schéma du cycle ovarien de la brebis (BONNES et al, 1988	13
• Figure 8 : Comportement sexuel du bélier (Gordon, 1997.....	14
• Figure 9 : Pose d'un tablier sur un mâle pour la détection de l'œstrus.....	15
• Figure10 : Différentes méthodes pour réaliser une vasectomie chez le mâle	16
• Figure11 : Pose d'un harnais marqueur sur un mâle pour la détection de l'œstrus	19
• Figure 12 : les majeurs structuraux aux niveaux ovariens	24
• Figure 13 : Evolution des profils hormonaux au cours du cycle sexuel de la brebis	24
• Figure 14 : Situation anatomique et structure hypothalamo-hypophysaire d'après Bonnes et al. (2005.....	30
• Figure 15 : Différenciation du testicule et de l'épididyme d'après Barone (1990).....	34
• Figure 16 : Différenciation des appareils reproducteurs mâle et femelle chez les mammifères domestiques d'après Bonnes et al. (2005.....	36
• Figure 17 : Schéma de la descente du testicule d'après Gier and Marion (1970) cité par Noakes et al. (2001	38
• Figure 18 : Appareil génital mâle des petits ruminants d'après Dudouet (2003).....	39
• Figure19 : Coupe horizontale du testicule gauche et de ses enveloppes d'après Barone (1990.....	40
• Figure 20 : Aspect intérieur du testicule d'après Soltner (2001	41
• Figure 21 :Principe d'action de l'éponge vaginale	66
• Figure 22 : Résumé des manipulations lors de la pose d'éponges vaginales.....	69
• Figure23 :photos de cidre	80
• Figure24 :Principe d'action du CIDR.....	82
• Figure 25 : la distribution des MGA aux animaux	97
• Figure 26 : évolution du nombre d'inséminations ovines pratiquées en France de 1986 à 2007 (adapté de Raoul et Lagriffoul, 2008	110
• Figure 27 : Collecte de semence	117
• Figure 28 : Au bout du vagin artificiel rempli d'eau chaude (37°C) on fixe un cône en latex	
118	
• Figure 29 : Effets de l'augmentation du temps de latence avant l'éjaculation sur les caractéristiques de l'éjaculat chez le bélier.....	119
• Figure 30 : La semence est alors diluée avec un dilueur à base de lait à 30°C.	122

• Figure 31 : Les paillettes sont stockées dans des bouteilles thermos maintenues à 15°C par une ampoule d'acide acétique	123
• Figure 32 : Manipulation des brebis pour l'IA	125
• Figure 33 : Pratique de l'IA exocervicale.....	126
• Figure 34 : IA par voie laparoscopique. Lieux d'insertion des instruments Chirurgicaux	127
• Figure 35 : Contention des femelles sur une table spéciale pour l'ia intra-utérine.....	127
• Figure 36 : IA par voie laparoscopique. Vue sagittale du tractus Génital femelle	129
• Figure 37 : IA intra-utérine.....	131
• Figure 38 : IA par voie laparoscopique. Les différents instruments en place dans la femelle, avec le palpateur	131
• Figure 39 : Le CRO de Faux-les-Tombes effectue des suivis de gestation par échographie.....	142
• Figure 40 : 6 semaines : foetus avec tête, pattes et abdomen visibles	143
• Figure 41 : 12 semaines : longueur de l'humérus	143
• Figure 42 : 9 semaines : largeur de tête	143
• Figure 43 : 17 semaines : thorax et coeur avec ses quatre compartiments.....	143

LISTE DES TABLEAUX

• Tableau 01 : Caractéristiques anatomiques des organes génitaux de la brebis (adapté de HAFEZ, 1974; VAISSAIRE, 1977 ; BONNES et al, 1988)	09
Tableau 02 : Dose recommandée pour l'induction du comportement sexuel mâle , chez des femelles à utiliser pour la détection d'œstrus	18
• TABLEAU 03 : Avantages, désavantages et conditions d'utilisation des méthodes de détection de l'œstrus.....	20
• Tableau 04 : Site de synthèse et rôles des principales hormones impliquées dans le cycle sexue de la brebis (Synthèse de plusieurs auteurs).....	27
• Tableaux 05 : Modalités pratique d'utilisation des Progestagènes « FGA »chez les brebis	54
• Tableau 06 : Schéma d'utilisation des implants de mélatonine (espèce ovine).....	56
• Tableau 07 : Effet différents traitement sur la fécondation de brebis de la race Mérios (Lindsay et al ,1982)	56
• Tableau 08 : Influence de PMSG sur la fertilité après traitement progestatif et sur la fertilité naturelle des brebis laucone en saison sexuelle (Colas et al, 1973).....	57
• Tableau 09 : Fertilité, prolificité et fécondité des brebis mises en lutte de printemps après traitement hormonal associé ou non a un flushing (Besse lièvre, 1981)	58
• Tableau 10 : Action du bélier sur le taux d'ovulation la brebis de race Mérios (en mois de Mai) (Besse livre,1981).....	58
• Tableau 11 : Comparaison de l'effet bélier et de l'injection de PMSG en fin de traitement de synchronisation par les éponges chez les brebis de race Berrichonnes (en mois de Juin) (Besse livre,1981)	58
• Tableau 12 :Importance du moment d'introduction des béliers sur la fertilité et la prolificité des brebis de race Tarasconnaise traités aux progestagènes (en mois de Février).....	58
• Tableau 13 : les taux de fertilité et de prolificité obtenue par un traitement avec la prostaglandine et la progestérogène associé à la PMSG chez la brebis de race Menze Ethiopienne (Mukasa-Mugerwa,1992)	59
• Tableau 14 : Variation de la dose de PMSG en fonction de l'état physiologique des brebis (Gouni, 1989).....	62
• Tableau 15 : effet de la dose de la PMSG après traitement progestatif sur l'intervalle fin de traitement – apparition de l'œstrus (heures).....	62
• Tableau 16 : effet de traitement progestatif et de la dose PMSG sur le taux d'ovulation (Gounis ,1989)	63
• Tableau 17 : Donne les performances de production (fertilité, prolificité) des brebis des différentes races, sous différentes traitement hormonaux.....	64
• Tableau 18 :effet de la durée de flushing	76
• Tableaux19 :Dilution du « MGA 100 Pré-mélange TM » pour l'incorporation à la moulée	96

INTRODUCTION

Cette thèse sur la synchronisation des chaleurs et l'insémination artificielle (IA) chez les ovins a été préparée dans le but d'aider le lecteur à atteindre deux objectifs principaux :

- Le premier objectif est d'améliorer ses connaissances concernant la physiologie de la reproduction des ovins ainsi que celles concernant les différents facteurs susceptibles de modifier leurs performances de reproduction. Dans le premier chapitre «Rappels anatomo-physiologique de l'activité sexuelle»), le lecteur trouvera, une description détaillée des différents mécanismes impliqués dans les processus de reproduction. Les fonctions des organes reproducteurs et les équilibres complexes entre leurs différents compartiments y sont expliqués. Cette connaissance est essentielle pour les personnes travaillant dans le domaine de l'insémination artificielle.

Dans la première partie de deuxième chapitre «la maîtrise du cycle chez les ovins», les différents facteurs internes et externes capables de modifier la reproduction sont décrits. La connaissance de ces facteurs revêt, en effet, une importance particulière lorsque l'on examine la reproduction des différentes races ovines de par le monde. Sous les climats tropicaux et subtropicaux, les caractéristiques de reproduction sont assez différentes de celles enregistrées dans d'autres régions du monde, la deuxième chapitre est essentielle afin que les différents lecteurs puissent adapter les résultats présentés et les techniques proposées à leurs propres conditions d'élevage et de production.

- Le deuxième objectif est d'enseigner les différentes techniques utilisées pour la collecte de la semence et l'insémination artificielle.

Dans le troisième chapitre, comment collecter et conserver la semence et comment inséminer artificiellement les femelles et enfin, dans le dernier chapitre, quelles sont les différentes méthodes de diagnostic de la gestation.

Ces chapitres sont décrit donc, de façon aussi détaillée et précise que possible, les différentes étapes techniques qu'il faut suivre à chaque étape de la chaîne qui va de la collecte de la semence jusqu'à l'insémination artificielle.

Les techniques et méthodes proposées sont décrites de façon détaillée, pour offrir au lecteur une large échelle de possibilités. De ce fait, elles pourraient être considérées comme trop «sophistiquées». Certaines d'entre elles peuvent cependant être simplifiées, mais surtout adaptées aux conditions locales après avoir identifié les contraintes les plus importantes qui affectent la production spermatique.

Chapitre -I-

Anatomie et physiologie de l'appareil génital

1-Anatomie de l'appareil génitale de la brebis :

- situé dans la cavité abdominale, peut être divisé en six parties principales : la vulve, le vagin, le col de l'utérus, l'utérus, l'oviducte et les ovaires (figures 1 et .2). Les dimensions du système reproducteur varient d'une brebis à l'autre.

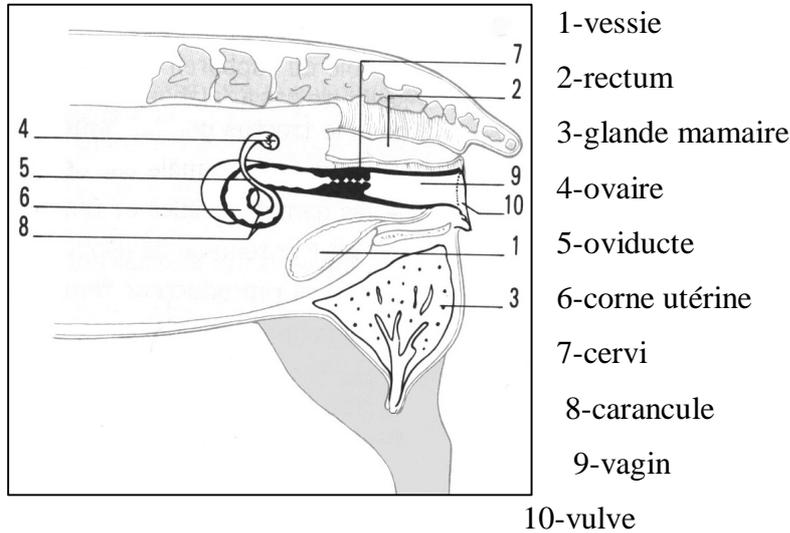


Figure .1 Localisation du tractus reproducteur de la brebis (Bonnes et al., 1988).

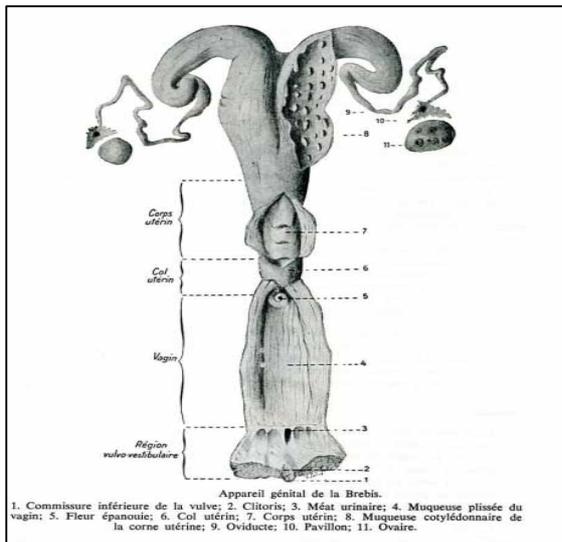


Figure .2: appareil génital de la brebis Source : CRAPLET et THIB

1-1 : tractus génitale :

1-1-1 : partie tubulaire :

1-2-Sinus uro-génital :

Partie commune aux appareils urinaires et génitaux. Il est divisible en deux segments différents par la topographie et la structure : vestibule du vagin et la vulve et le clitoris.

Le vestibule du vagin est conduit large et impair, dans l'extrémité crâniale duquel s'ouvrent l'ostium vaginal et l'ostium externe de l'urètre, tandis que la partie opposée communique avec l'extérieur par la fente de la vulve. La vulve est la partie externe de l'appareil génitale femelle.

Elle occupe la partie ventrale de périnée. Elle est constituée par deux lèvres qui délimitent la fente vulvaire. Les deux lèvres de la vulve se raccordent sur deux commissures dorsales et ventrales [Barone., 1978].

1-2-1/ Vulve :

La vulve est la partie commune du système reproducteur et urinaire. On peut distinguer l'orifice externe de l'urètre provenant de la vessie s'ouvrant dans la partie ventrale, qui marque la jonction entre la vulve et le vagin.

Les lèvres et un clitoris très court constituent les autres parties de la vulve .

1-2-2 / Vagin :

Avec une longueur de 10 à 14 cm, le vagin constitue l'organe de l'accouplement. Son apparence intérieure change en fonction du stade du cycle sexuel. Lorsqu'une brebis est en chaleur, le vagin contient un fluide plus ou moins visqueux, sécrété par le col de l'utérus, et sa muqueuse prend une coloration rougeâtre, causée par l'augmentation de l'irrigation sanguine.

Les brebis dont le vagin est plutôt sec et de couleur pâle ne sont probablement pas en chaleur. Ce phénomène peut facilement être observé lors des inséminations. Chez l'agnelle, une mince membrane obstrue partiellement le vagin, l'hymen, qui est perforé lors du premier accouplement.

1-1-3 Col de l'utérus (cervix) :

Le col de l'utérus représente le lien entre le vagin et l'utérus et est, en quelque sorte, la porte d'entrée de l'utérus. Il mesure entre 4 et 10 cm de long et est constitué d'environ 5 à 7 replis fibreux, les anneaux cervicaux, fortement imbriqués les uns dans les autres de façon à fermement obstruer le passage (figures 3 et 4).

À l'extrémité communiquant avec le vagin, le cervix se termine par un repli de tissu fibreux appelé os cervical. La forme et la position de l'os cervical varient considérablement d'un animal à l'autre. Le rôle du cervix est d'isoler l'utérus du vagin et donc de l'environnement extérieur, limitant ainsi les possibilités d'infection. Le cervix demeure habituellement fermé sauf au moment de la parturition. Cette caractéristique anatomique est particulière aux brebis et elle constitue un inconvénient majeur en insémination artificielle. Ainsi, à cause des nombreux replis du cervix, il est très difficile de traverser le col de l'utérus

avec la tige d'insémination et de déposer la semence directement dans l'utérus, comme cela se fait facilement chez le bovin. Cette particularité anatomique de la brebis limite l'atteinte de meilleurs résultats en insémination, particulièrement avec la semence congelée.



Figure 3 Col de l'utérus ou cervix (courtoisie B. Buckrell, U. Guelph).

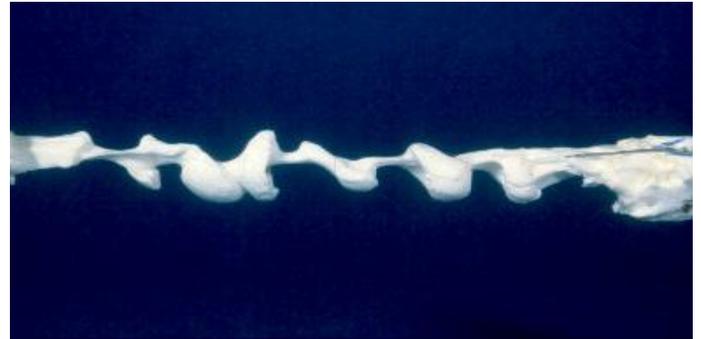


Figure 4 Moulage de silicone du col De l'utérus(courtoisie B.Buckrell U.Guelph)

1-1-4 Utérus :

L'utérus constitue l'organe de la gestation et son rôle est d'assurer le développement du fœtus par ses fonctions nutritionnelles et protectrices. La première partie de l'utérus se nomme le corps et a une longueur d'à peine 1 à 2 cm.

L'utérus se divise ensuite en deux parties pour former les cornes utérines d'une longueur de 10 à 15 cm. Les cornes utérines sont côte à côte sur une bonne partie de leur longueur et leur partie libre, dirigée latéralement, s'atténue en circonvolution.

D'une largeur d'environ 10 mm, elles s'effilent vers l'oviducte où leur diamètre n'est plus que de 3mm. La paroi interne de l'utérus est constituée d'une muqueuse dans laquelle on retrouve une multitude de vaisseaux sanguins, l'endomètre. Il joue un rôle primordial dans la survie et le développement du fœtus pendant la gestation. L'endomètre est recouvert du myomètre, une couche musculaire dont les contractions sont impliquées dans le transport des spermatozoïdes vers l'oviducte et dans l'expulsion du ou des fœtus au moment de l'agnelage. La surface interne de l'utérus présente des prolongements ressemblant à des champignons, les caroncules, qui constituent les points d'attachement des membranes fœtales durant la gestation. Il y a entre 70-100 caroncules dans un utérus de brebis.

1-1-5/Oviductes (trompes de Fallope) :

Les oviductes sont de petits tubules pairs d'une longueur de 10 à 20 cm, prolongeant les cornes utérines et se terminant par une sorte d'entonnoir, le pavillon de l'oviducte. Le pavillon recouvre partiellement l'ovaire et capte les ovules provenant des ovaires lors de

l'ovulation pour les entraîner, grâce à la présence de cils et à l'aide de contractions musculaires, dans les oviductes, site de la fécondation. Par la suite, le nouvel embryon formé se déplace vers l'utérus, où se poursuit la gestation.

1-1-5-1-les segments de l'oviducte :

➤ **Le pavillon** : ou bourse ovarienne ou infundibulum (pré ampoule), en forme d'entonnoir à une surface d'environ 6 à 10cm² chez la brebis l'ouverture du pavillon est rattachée en seul point central à l'ovaire (*BARONE, 1978*).

➤ **L'ampoule**: est la partie la plus longue et la plus large de l'oviducte où les œufs sont conservés plusieurs jours après l'ovulation. L'ampoule est le lieu de rencontre des spermatozoïdes et de l'ovule (lieu de fécondation).

➤ **L'isthme** : est la partie la plus courte et la plus étroite de l'oviducte. Il est directement relié à l'utérus par la jonction utéro-tubaire. L'isthme est la portion la plus rétréci qui joue le rôle de filtre physiologique dans la remontée des spermatozoïdes jusqu'à l'ampoule, la portion intra murale ou interstitielle s'ouvrant dans la cavité utérine par un orifice terminal (Ostium uternum), (*VAIS SAIRE, 1977*).

1-2 Les structures histologiques de tractus génital :

1- 2-1 Histologie de l'utérus :

La paroi utérine comporte trois tuniques ainsi disposées de la lumière vers la périphérie: une muqueuse ou endomètre, une musculuse ou myomètre, et une séreuse ou périmètre [*Banks., 1993*].

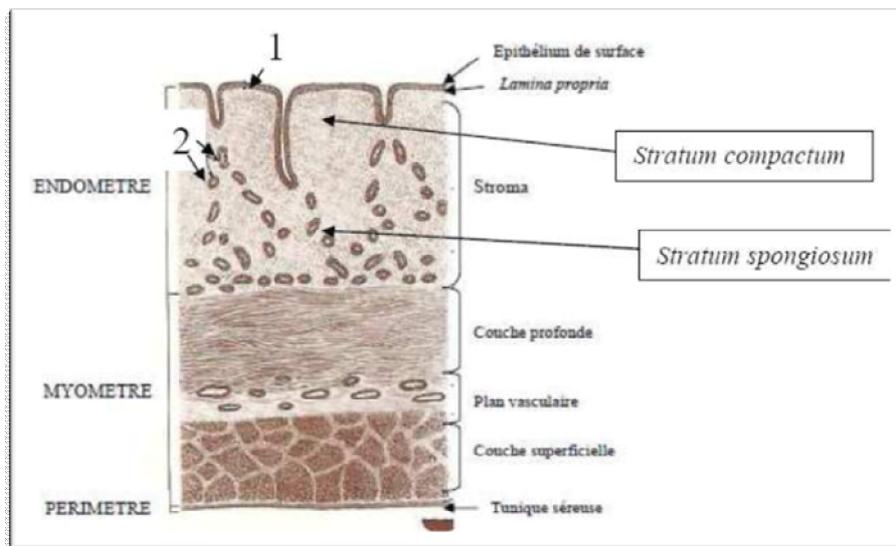


Figure 5 Aspect histologique de l'utérus non gravide .

1 : épithélium ; 2 : glande utérine en coupe [*Pavaux., 1981*].

1-2-1-1 Séreuse ou périmètre

Sa structure est identique à celle de la séreuse de l'oviducte. En revanche, elle comporte quelques cellules musculaires lisses et peut être considérée comme l'expansion des ligaments larges qui soutiennent l'utérus dans la cavité abdominale [Priedkalns et Leiser.,1998;Vaissaire., 1977].

1-2-1-2. Musculeuse ou myomètre

La musculeuse est composée de deux couches concentriques de cellules musculaires lisses : une couche profonde interne, la plus épaisse, composée de fibres musculaires lisses circulaires qui sont particulièrement renforcées au niveau du col, et une couche superficielle externe constituée de faisceaux de fibres musculaires lisses longitudinales qui augmentent en nombre et en taille au cours de la gestation (figure 11) [Priedkalns et Leiser., 1998].

- L'ensemble du myomètre se montre sensible aux actions hormonales. Son épaisseur s'accroît sous l'influence des progestérones
- le myomètre il joue un rôle important dans la parturition et le couplement par l'ascension des spermatozoïdes

1-2-1-3.Muqueuse ou endomètre

L'endomètre est désigné la muqueuse qui tapisse le corps et les cornes utérines. Cette muqueuse comporte un épithélium de surface et un stroma, séparés par une mince membrane basale, la *lamina propria* [Deletang., 2004].

a-L'épithélium :est colonnaire, en général simple ; il peut être cubique dans les périodes d'anoestrus ou dioestrus. Dans les ruminants il est pseudo-stratifié par endroits (figure 12). Il est séparé du chorion sous-jacent par une épaisse membrane basale appelée *lamina propria* [Deletang., 2004].

b-Le stroma endométrial ;il est épais. Il comprend trois éléments principaux : des fibres de Collagène, des cellules en provenance du sang (lymphocytes, granulocytes, plasmocytes) et des glandes utérines. Ces glandes sont tubulaires, bordées par un épithélium simple en continuité avec l'épithélium de surface mais dont les cellules ont une activité sécrétrice supérieure (figure 12) [Derivaux., 1981].

c-Les glandes utérines : sont tubulaires, simples ou peu ramifiées et leur épithélium est semblable à celui de la surface endométriale (figure 13). Elles sont à peine ébauchées chez le nouveau-né, où elles sont représentées par de simples et courtes invaginations de l'épithélium superficiel dans un stroma encore presque entièrement cellulaire.

Elles deviennent plus profondes et flexueuses à l'approche de la puberté, où elles sont commandées par l'activité ovarienne. Dans les périodes de repos (anoestrus et dioestrus) elles

sont peu serrées, à peine sinueuses, sauf dans leur partie profonde, qui est plus flexueuse et atteint le voisinage du myomètre. Leur épithélium est cubique ou colonnaire bas et leur lumière étroite, encombrée de débris. Au cours du prooestrus, elles s'allongent, se ramifient et deviennent flexueuses.

L'endomètre s'épaissit et elles s'y enfoncent au point que leurs extrémités profondes, très contournées s'insinuent entre les faisceaux de la partie adjacente du myomètre. Elles s'élargissent et leur épithélium devient plus haut. Les cellules de celui-ci se multiplient et prennent des caractères sécrétoires manifestes.

Cette évolution s'accroît fortement lors de l'oestrus et atteint sa plénitude dans le métoestrus. L'endomètre passe alors par une phase sécrétoire active qui prend fin vers le début du dioestrus. Dans ce dernier, les glandes redeviennent peu flexueuses, plus courtes et plus étroites. Leur épithélium perd ses caractères sécrétoires et reprend le type colonnaire bas et cubique [Barone., 1978].

1-2-2-Histologie du cervix :

Il comporte trois couches : séreuse, musculuse et muqueuse :

1- 2-2-1-Séreuse : est constituée d'une couche épaisse de tissus conjonctif lâche et des vaisseaux sanguins [Breeveld-Dwarkasing *et al.*, 2003].

1- 2-2-2 /Musculuse : est constituée de:

Couche de muscles longitudinaux externes, apparaissant sous forme d'une assise discontinue dont les interstices sont occupés par du tissu conjonctif.

Une épaisse couche de muscles circulaires internes, assemblés en faisceaux compacts qui s'anastomosent, enserrant un tissu conjonctif dense [Breeveld-Dwarkasing *et al.*, 2003].

1-2-2-3/Muqueuse

La muqueuse est plus mince que celle de l'endomètre proprement dit. Les plis longitudinaux de la muqueuse sont subdivisés finement et leur paroi délimite des dépressions irrégulières, larges et plus ou moins profondes, où s'accumule le mucus qui est sécrété par toutes les parties de l'épithélium, surtout lorsque les glandes font défaut.

Sa production augmente beaucoup dans l'oestrus et il semble alors avoir pour rôle de favoriser la progression des spermatozoïdes. Ses caractères changent dans la gestation : il devient plus visqueux et forme une sorte de gelée qui constitue un véritable bouchon cervical [Lüllmann- Rauch., 2008. Dellmann et Eurell., 1998].

1- 2-3-Histologie du vagin :

La paroi du vagin est formée de trois couches d'inégale importance. La plus superficielle est polymorphe : elle est constituée crânialement par péritoine et sa sous-séreuse

et caudalement par une adventice. Plus profondément viennent une musculuse et une muqueuse [Wheater *et al.*, 2001].

1-3 La partie glandulaire :

1-3-1/ Ovaires :

Les ovaires sont de petits organes en forme d'amande (2 cm de longueur x 1 cm d'épaisseur) dont le poids varie en fonction de l'activité ovarienne. Chaque femelle possède deux ovaires qui ont pour fonctions de produire les gamètes femelles (ovules) ainsi que certaines hormones sexuelles femelles, principalement la progestérone et les oestrogènes, qui maintiennent les caractéristiques sexuelles et contrôlent partiellement plusieurs fonctions de reproduction.

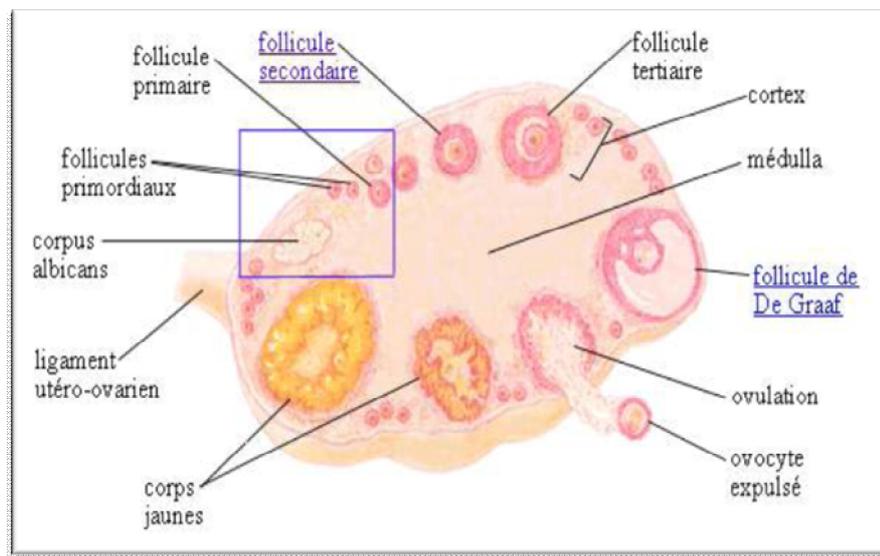


Figure 6 : une coupe transversale de l'ovaire

Tableau 1 : Caractéristiques anatomiques des organes génitaux de la brebis (adapté de HAFEZ, 1974; VAISSAIRE, 1977 ; BONNES et al, 1988).

Organes	Caractéristiques	
Ovaire	Poids	3-5g
	Longueur	1.5cm
	Epaisseur	1cm
Oviducte	Longueur	15-19cm
Utérus	Type	bicornice
	Longueur des cornes	10-12 cm
	Longueur du corps	1-2cm
	Endomètre	88-96 caroncule
	Longueur du col	4-10 cm
	Diamètre du col	2-3cm
	Lumière du col	5-7cm
Vagin	Longueur	10-14 cm
Hymen	Bien développés	
Vestibule	Longueur	2.5-3cm

2-La physiologie de l'activité sexuelle chez la brebis :**2-1.la puberté :****2- 1-1Définition :**

La puberté est le moment où la femelle va manifester le premier œstrus associé à une ovulation ; elle correspond sur le plan physiologique à l'apparition de premières chaleurs et du point de vue stéroïdogénèse, à la première sécrétion d'œstrogènes, ce qui suppose une mise en route préalable du central (hypothalamo-hypophysaire) permettant une stimulation de l'activité des ovaires.

Cependant il faut la différencier de la maturité sexuelle, qui est l'âge auquel l'animal est capable d'exprimer son potentiel de production complet. Par conséquent si les animaux sont mis à la reproduction trop tôt, de faibles performances reproductives sont à atteindre, de même qu'un risque supplémentaire de problèmes de parturition est engendré (Tchamichionet, Ricordeau 1974, Graplet et Thibier 1984, Bouix et al 1985)

2-1-2Âge de puberté :

L'éveil de la puberté chez la femelle se produit à l'âge de 6 à 7 mois en moyenne ; certains facteurs peuvent influencer sa survenue, notamment alimentaires, la race et la saison (Prindann 1987)

Différents auteurs s'accordent maintenant pour dire que la puberté chez l'agnelle est déterminée par des facteurs génétiques (Dyrmondsson 1973 ; Land ; 1978) et par chez l'interaction de plusieurs paramètres environnementaux dont il n'a pas été possible de scinder les effets de façon satisfaisante. Ces derniers regroupent : le niveau alimentaire et la vitesse de croissance (Land, 1981 ; Quirke, 1979 ; Dyrmondsson, 1981, Foster et al, 1985). la saison de croissance (Foster, 1981 ; Lahlou-Kassiet al ; 1989). la photopériode (Foster et al, 1985) et en fin les traitements hormonaux exogènes (Dyrmondsson, 1981, Foster et al, 1985)

a-Alimentation

L'alimentation peut agir comme un régulateur important de la reproduction. Ce fait est clairement illustré chez la brebis, qui peut montrer des variations du moment d'apparition de la puberté dues à des modifications du niveau de nutrition (L'Ansonet al, 1991, cités par Figueiredo, 1996).

En effet le niveau alimentaire dont bénéficient les jeunes animaux durant leur croissance joue un rôle important dans l'apparition plus ou moins précoce de la puberté.

Un jeune reproducteur mâle ou femelle doit être alimenté convenablement car sa mauvaise alimentation, en perturbant la croissance, entraîne un retard de la puberté (Ribinsonet Quinlivan 1986)

On montré qu'une sous alimentation stricte empêche l'ovulation chez l'agnelle en altérant le mécanisme contrôlant la sécrétion de GnRH qu'ils induisent.

b-la race :

les races rustique se reproduisent plutôt que les race améliorées ainsi des agneaux de race <<Romanvo>> des 3 mois ,non sévres ont réussi a féconder des brebis des agnelles (robinson et quinlinan ,1968, foster1981,lahlou-kassiet al,1989

c-la saison :

La puberté ne peut se manifester que pendant la saison de la reproduction ,l'age a la puberté peut donc dépendre très largement du mois de naissance.

Des agnelles nées en avril –mai expriment leur puberté dès que cela est possible, al'age de 6 mois en octobre et novembre ,la période normale de reproduction .mais cette première saison sexuelle est très courte.

Celles née en juin –juillet ne pourront l'exprimer qu'a l'automne de l'année suivant d'autre facteurs tels que le niveau alimentaire et l'effet peuvent moduler ces interaction pour avancer ou retarder l'apparition du première oestrus(robinson ,1968,besseline,1978,Boquet ,1981).

2- 1-3.poids a la puberté :

Le poids et la conformation de l'agnelle sont des facteur important pour déterminer le moment ou la puberté est atteindre (boquet,1981)

La puberté est achevée presque en fin de croissance et elle est acquise quant le jeune atteint 60% a 70 %de son poids adulte (dit poids critique) .le poids critique dépend de l'âge et de l'alimentation de l'agnelle (spencer et al1982).

3-le cycle sexuelle de la brebis :

3-1Définition :

Le cycle sexuelle **est** la manifestation de l'activité sexuelle cyclique de la femelle, recouvre a la fois le cycle ovarien et le cycle œstral (EL Amiri et AL,2003) .

La femelle non gestant possède une activité sexuelle cyclique a partir de la puberté. Cette activité sexuelle se traduit par une succession d'événement précis se reproduisant a intervalle constant est selon un rythme propre de chaque espèce. Ceci est connu sous le nom de cycle sexuelle .par contre le cycle œstral correspond a la période délimitée par deux œstrus consécutives, plus précisément, c'est l'intervalle entre le premier jour de œstrus ou chaleur consécutives. (Castongauy ,2000).

3-2 les caractéristiques de cycle œstral :**3-2-1.Durée :**

la durée de cycle sexuelle est de 16 et 17 jour avec variabilité de 14a19 jour cependant, la période de transition entre l'anoestrus et la saison sexuelle (a la fin d'été),des cycle court de moins de 12 jours on fréquent observés.

Il est courant que les premières ovulation de la saison ne s'accompagnent pas avec comportement d'oestrus ,on parle de « les chaleur silencieuse »(castongua,2006)

Comme chez les autr espèce en dévise le cycle oestral en 2 phase :

-La phase folliculaire qui durée 3 a 4 jour ,la phase lutéale qui durée 13jour au moyenne est que ce caractérisée par maturation de corps jaune et un fort taux de progestérone qui atteint le maximum aux environ du 6^{em} jour après l'ovulation .en fin de phase lutéal qui est du 13a 15 jour chez la brebis ,la prostaglandine PGf2 α scrutée par utérus induit chez la femelle non gestant la chute de concentration de progestérone ,qui reffet lutéolyse (barilet al 1993).

L'augmentation d'œstrogène sécréter par le follicule en fin de croissance induite comportement d'oestrus et exerce retro contrôle positif sur l'axe hypothalamo-hypophysaire l'accroissement de la sécrétion de GnRH due a cette stimulation qui entraine une sécrétion important de FSH et de LH par hypophyse, appelle le pic de pré ovulatoire. (tillet et al,2012).

Intervalle entre le premier œstrus et le pic de LH varis selon les espèces et aussi selon les races de se femelle (gonzalez-stangnaroe al, 1984), le pic de LH provoques l'ovulation en 20a 26h plus tard. Les cellules de follicule ayant libères l'ovocyte sont transformes en cellule lutéale qui forment le corps jaune et sécréter la progestérone.

L'élévation de concentration de cette hormone et se maintient a niveaux élever pendant 14 jour chez la brebis constitue la phase lutéale .durant cette période, la croissance folliculaire se produise, mais la fort concentration de progestérone freine l'activité de décharge de la GnRH par hypophysaire bloquant l'ovulation jusqu'à lutéolyse suivante (evans,1987).

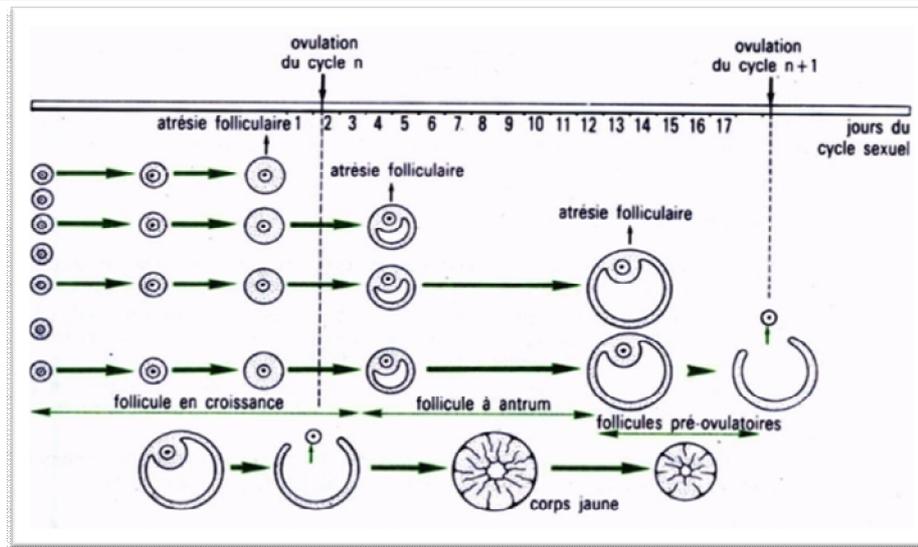


Figure 7 : Schéma du cycle ovarien de la brebis (adapté de BONNES et al, 1988)

3-2-2 modification de comportement :

L'œstrus est période de cycle pendant laquelle la femelle présente de comportement d'activité sexuelle et accepte le chevauchement par le mâle, ce comportement est absent pendant l'autre période (gestation, anoestruse, phase lutéale).

Comparé à d'autres ruminants, la brebis extériorise moins de chaleur. En présence de bélier, les brebis en chaleur cherchent le contact, renflent leur scrotum et présentent des mouvements rapides de la queue, si le bélier cherche à la saillir, elle reste immobile au chevauchement. Cependant, à l'absence de bélier ou avec un bélier inexpérimenté, la chaleur peut passer inaperçue (Evan, 1987, Henderson, 1991, Castongua, 2000).

Ses intensités variables en fonction du type de femelle et 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 la région scrotale. À 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 davantage dans le troupeau.

Ces différences de comportement, 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 autre

Part l'intérêt de faire lutter les agnelles séparément à ces derniers (Bonnes et al 1988)

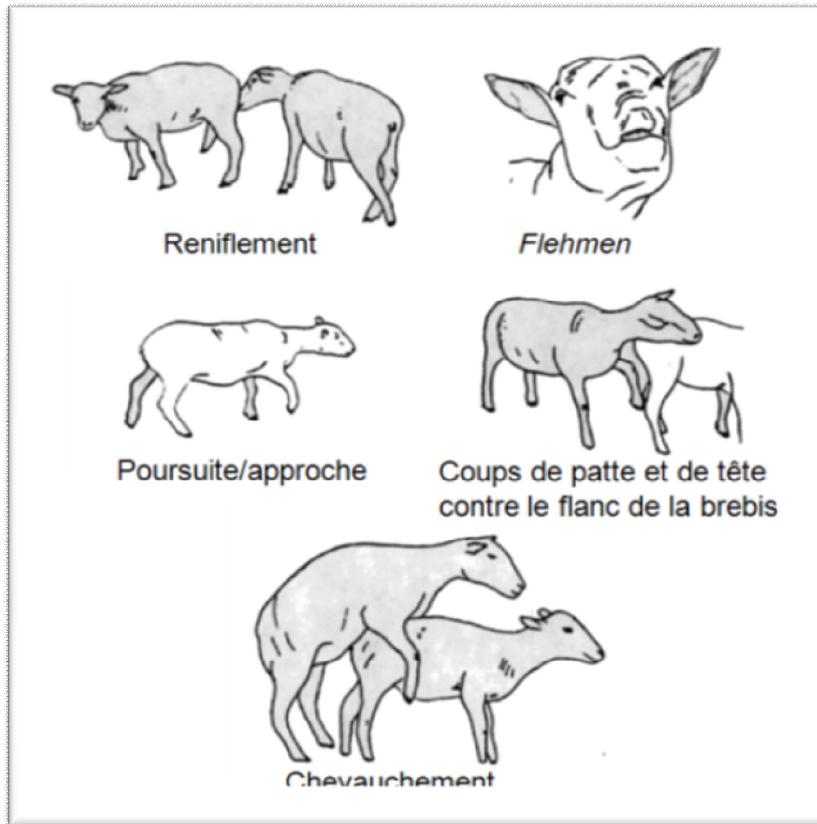


Figure 8 : Comportement sexuel du bélier (Gordon, 1997)

3-2-2-a Détection de l'oestrus :

L'éleveur ne procède pas à la détection des brebis en chaleur, sauf cas particulier de lutte en main sans synchronisation des chaleurs. Cette détection peut-être réalisée à l'aide de béliers tablier leur interdisant la saillie. Pendant la période de lutte, un contrôle des retours en chaleur des brebis, peut- être réalisé par observation du comportement des animaux d'une part, par pose d'un marquées au poitrail des béliers d'autre part ; les béliers saillies sont alors marquées sur la groupe (khaldi , 1984).

3-2-2- b méthodes habituelles de détection :

Différentes méthodes pratiques pour la détection de l'oestrus sont utilisées chez les ovins et les caprins. Les conditions d'utilisation de ces méthodes dépendent de la conduite des animaux, de l'importance du troupeau considéré et du temps disponible. En complément de ces méthodes, l'observation directe attentive des animaux par des personnes entraînées, qui sont en contact direct avec leur troupeau (en particulier dans les troupeaux laitiers), est très utile. Les modifications du comportement d'ensemble des femelles (notamment dans l'espèce caprine) sont parfois spectaculaires au moment de l'oestrus.les

1- des mâles entiers : Dans un troupeau petit ou moyen (moins de 100 têtes), l'utilisation d'un mâle entier sexuellement expérimenté, permet la détection de l'oestrus chez environ 100 pour

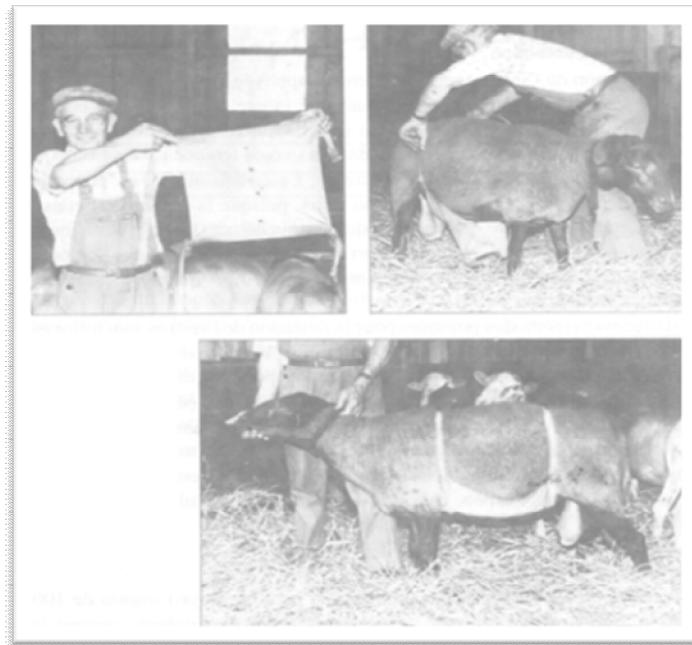
cent des femelles. La valeur génétique du mâle détecteur n'a pas d'importance car seule sa motivation sexuelle est à considérer. La technique consiste en la présentation de petits groupes de femelles (trois à quatre) à un mâle et en la sortie de chaque femelle une fois «examinée» par le mâle. Cette méthode est relativement lente et requiert un aménagement du local pour faciliter une manipulation «non stressante» et aisée des animaux.

FIGURE 9 ; Pose d'un tablier sur un mâle pour la détection de l'œstrus:

(a) tablier

(b) mise en place

(c) mâle équipé du tablier

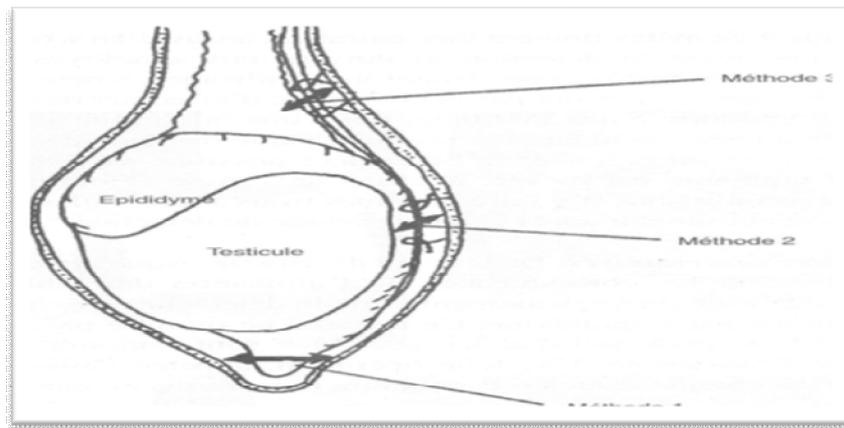


Le mâle entier peut, éventuellement, être utilisé sans précautions spéciales si la surveillance est étroite. Toutefois, dans les deux espèces considérées, la saillie se produit très rapidement et, par conséquent, les risques de fécondations non souhaitées existent. Pour écarter cette possibilité, il est souhaitable d'équiper le mâle avec un tablier abdominal (figure9) qui évite l'intromission. Les mâles doivent être entraînés à travailler avec le tablier plusieurs jours avant la détection et doivent être employés seulement pendant les périodes de détection. Toutefois, l'utilisation répétée de tabliers sur les mêmes mâles, qui n'ont pas la possibilité d'effectuer des saillies par ailleurs, peut conduire à une lassitude, voire une inhibition sexuelle. Une inflammation du pénis peut aussi se produire par le frottement sur le tablier. Une inflammation du prépuce est également possible, surtout lorsque la température ambiante est élevée, à cause de l'urine séjournant dans le tablier. Il est recommandé d'y faire quelques trous à intervalles réguliers et de le laver soigneusement après chaque période de détection.

Avec des mâles vasectomisés : Dans le but d'éviter le risque de fécondations non souhaitées, et les conséquences de l'utilisation des tabliers, il est possible de stériliser chirurgicalement le mâle détecteur en évitant l'émission spermatique par l'épididyme. Ce procédé ne modifie pas le comportement sexuel du mâle puisque les testicules sont toujours présents et produisent la testostérone. Une telle opération, appelée vasectomie, doit être réalisée sur chaque testicule et peut être faite à trois niveaux différents (figure10) :

- En coupant une partie de la queue de l'épididyme après avoir fait une petite incision sur la peau du scrotum et sur la tunique vaginale dans l'extrémité inférieure de la poche scrotale. Une telle opération peut être faite aisément après anesthésie locale.
- En isolant le canal déférent le long du corps de l'épididyme, en le ligaturant en deux points et en le sectionnant sur environ 1 cm. Une telle opération requiert généralement une anesthésie générale.
- En réalisant exactement la même opération, mais dans la partie supérieure du scrotum, au niveau du plexus pampiniforme, entre les testicules et le corps du mâle.

FIGURE10 : Différentes méthodes pour réaliser une vasectomie chez le mâle 1) section d'une partie de la queue de l'épididyme, 2) isolement et section d'une partie du canal déférent le long du corps de l'épididyme et 3) Isolement et section d'une partie du canal déférent dans le cordon spermatique



La première technique est la plus rapide, et bien que quelques rares cas de récupération aient été cités dans la littérature, c'est néanmoins celle qui est recommandée. La plus fiable est la deuxième, mais elle est plus compliquée, sur le terrain. La troisième nécessite une bonne expérience pour être sûr d'identifier les canaux déférents parmi les vaisseaux sanguins et les tissus conjonctifs. Une désinfection locale avant l'opération ainsi que l'application d'antibiotiques locaux sont nécessaires dans les trois techniques.

Quelle que soit la technique, le mâle peut être utilisé pour la détection de l'œstrus à condition d'avoir effectué au moins cinq éjaculations après l'opération, afin que les canaux déférents et les ampoules restantes soient vides de tout spermatozoïde.

Cette stérilité est irréversible et par conséquent, les mâles choisis pour la vasectomie doivent être sans valeur génétique. Par ailleurs, puisqu'ils sont utilisés pour la détection de l'œstrus, il est important de choisir des mâles ayant eu un comportement sexuel correct. Il faut aussi se rappeler que, comme avec les mâles entiers, les béliers et boucs vasectomisés peuvent transmettre des maladies puisqu'ils déposent du plasma séminal dans le vagin des femelles.

Dans le cas d'une détection d'œstrus par un mâle vasectomisé, le temps nécessaire à la détection par observation directe s'accroît avec le nombre de femelles réceptives dans le troupeau. Chaque saillie est suivie par l'habituelle période d'inactivité qui s'accroît avec la répétition des accouplements.

Il est enfin nécessaire de mentionner, (ceci est cité dans la littérature), que la vasectomie est capable de produire, à long terme, une légère diminution de la motivation sexuelle.

- des femelles androgénisées ou des mâles castrés : Cette méthode, appliquée à des femelles, évite les inconvénients des techniques précédentes liées à l'utilisation des béliers et des boucs. Elle consiste en des injections intramusculaires quotidiennes ou l'insertion d'implants d'hormones stéroïdes (testostérone ou œstrogènes) aux animaux, dans le but de provoquer l'apparition d'un comportement sexuel mâle.

Chez la brebis, ovariectomisée ou non, la dose recommandée et la durée du traitement pour l'apparition d'une réponse complète sont résumées au tableau 2. Chez la chèvre, une réponse complète, de type comportement mâle, peut être obtenue avec environ 50 mg de propionate de testostérone injectée quotidiennement pendant 18 jours.

Le temps nécessaire à l'apparition du comportement sexuel mâle et la dose injectée peuvent être réduits, si les femelles ont été traitées auparavant.

Tableau 2 : Dose recommandée pour l'induction du comportement sexuel mâle chez des femelles à utiliser pour la détection d'œstrus

Type d'animal	Durée du traitement pour l'apparition d'une réponse complète (comportement sexuel mâle)	Dose et type d'administration
Brebis ovariectomisée	3 à 4 semaines	10 mg de TP ou 100-200 ug E2 en injections quotidiennes
	3 semaines	105 mg de TP par injection dans une pâte de silastic, toutes les semaines
	20 jours	50 mg de TP par injection tous les deux jours
	14 à 17 jours	10 cm de TP en implant (6,4 mm d. int, 9,5 d. ext., tube de silastic)
Brebis entière	20 jours	50 mg de TP par injection tous les deux jours
Chèvre entière	18 jours	50 mg de E2 par injection quotidienne

Notes: TP = Propionate de testostérone; E2 = Benzoate d'œstradiol.

Pendant toute la période d'utilisation, l'injection quotidienne peut être remplacée par l'utilisation d'implants sous-cutanés contenant les mêmes stéroïdes, qui libèrent un niveau constant d'hormone.

Il est préférable d'utiliser des femelles de réforme comme détecteurs mais ce type de traitement ne modifie pas l'aptitude de reproduction des femelles si un temps de récupération suffisant est préservé après la fin du traitement. Cette technique d'injection ou d'implants sous-cutanés peut aussi être utilisée pour induire la réapparition du comportement sexuel mâle chez les mâles castrés. Les mêmes doses sont en général employées et les mêmes contraintes que pour les mâles vasectomisés sont observées.

3-2-2-c -Conditions d'utilisation des méthodes de détection de l'œstrus :

L'utilisation d'une des méthodes décrites ci-dessus peut se faire par observation directe des animaux lorsque le nombre de femelles à détecter n'est pas trop important et si le

manipulateur dispose d'assez de temps. Un test biquotidien (matin et soir) accroît la précision de la détection de l'œstrus et procure les meilleures conditions pour une double saillie ou une double insémination à 12 heures d'intervalle. Dans les climats chauds, ou durant les jours les plus chauds des climats tempérés, l'efficacité de la détection est meilleure lorsqu'elle est réalisée pendant les heures fraîches (tôt le matin et tard l'après-midi) .Il existe une autre méthode à faible coût pour l'identification des femelles en œstrus dans les gros troupeaux. Elle consiste à équiper des animaux détecteurs qui ont été décrits plus haut, d'un harnais muni d'un crayon (figure11) qui marque l'arrière des femelles lors de la monte du mâle. Si c'est un mâle entier qui est équipé, la saillie en même temps que l'œstrus sont enregistrés. Toutefois, une certaine imprécision due à des fausses montes peut se produire et atteindre 10 à 15 pour cent. En effet:

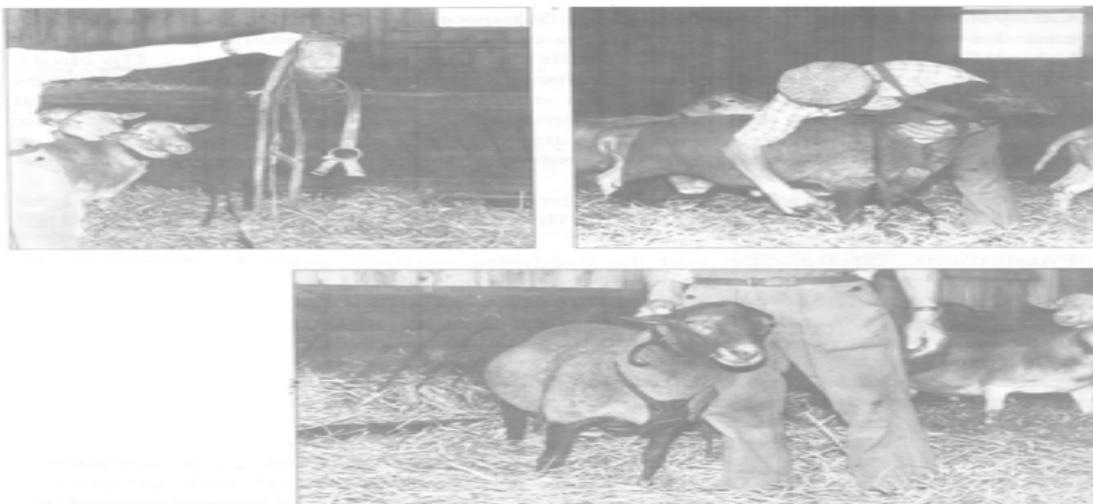
- Quelques femelles qui ne sont pas en œstrus peuvent être marquées par erreur, soit montées de force, soit parce qu'elles sont bloquées parmi d'autres femelles et ne peuvent échapper à l'animal détecteur.
- D'autres femelles, même en œstrus ne sont pas marquées, à cause de la présence simultanée de femelles en œstrus et des préférences vis-à-vis de certaines d'entre elles, ou de la compétition existant entre les animaux détecteurs ou d'un éventuel défaut de crayon au moment de la monte.

Figure11 :Pose d'un harnais marqueur sur un mâle pour la détection de l'œstrus:

(a) harnais

(b) mise en place

(c) mâle équipé du harnais



Ce système ne requiert qu'un contrôle quotidien ou biquotidien du troupeau. Le changement de couleur du crayon tous les quatre jours permet d'identifier plus facilement les femelles nouvellement marquées. Un choix soigné de la dureté du crayon selon la température ambiante est très important; de même, la couleur du ou des crayons doit être choisie en fonction de la couleur du pelage des animaux. Dans les climats chauds, pour des animaux au pâturage, un examen attentif de la peau de l'animal détecteur en contact avec le harnais est nécessaire pour prévenir et soigner d'éventuelles lésions.

Une méthode identique peut aussi être utilisée en appliquant de la graisse colorée sur le poitrail des animaux détecteurs. Les mêmes principes que pour les harnais peuvent être suivis.

Finalement, quelle que soit la méthode utilisée pour la détection de l'œstrus, le nombre d'animaux détecteurs doit être soigneusement déterminé par rapport aux conditions attendues d'emploi. Ce nombre dépend essentiellement du nombre de femelles simultanément en œstrus dans le troupeau. Un minimum de 2 pour cent de mâles parmi des femelles en saison sexuelle est nécessaire. Toutefois, si une synchronisation de l'œstrus est attendue (après un effet mâle par exemple), une proportion de 5 à 10 pour cent d'animaux détecteurs est vivement recommandée. Un résumé des différents avantages et limites des méthodes pour la détection de l'œstrus est présenté au [tableau 3](#)

TABLEAU 3 : Avantages, désavantages et conditions d'utilisation des méthodes de détection de l'œstrus

	Avantages	Désavantages
Méthodes		
Mâles entiers sans tablier	Bon contrôle de toutes les femelles	Contraintes importantes de surveillance étroite (fécondations non souhaitées, nécessite des aménagements et du temps) Risque sanitaire de transmission de maladies
Mâles entiers avec tablier	Bon contrôle des femelles Pas de risque sanitaire Pas de fécondations non souhaitées Moins de surveillance	Risque de diminution de la motivation sexuelle (long terme) Risque d'irritation et d'inflammation du prépuce et du pénis
Mâles vasectomisés	Bon contrôle des femelles	Equipement et entraînement pour

	Pas de fécondations non souhaitées Moins de surveillance	l'opération chirurgicale Risque sanitaire de transmission de maladies Temps nécessaire pour la détection (à cause des périodes inactives entre les saillies)
Femelles androgénisées	Bon contrôle des femelles Suppression de tous les problèmes liés à l'utilisation des mâles	Injections d'hormones ou insertion d'implants Assez long délai d'apparition du comportement sexuel mâle
Conditions d'utilisation		
Observation directe	Meilleure détection de l'œstrus	Besoin important en main-d'oeuvre
Harnais marqueurs	Faibles besoins en main-d'œuvre	10 à 15 pour cent d'imprécision dans le pourcentage de détection (attention au choix de la qualité et de la couleur des crayons)

3-2-3. modifications au niveau ovarien :

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

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

a-la phase folliculaire :

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

Chez les brebis l'effectif folliculaire , principalement constitué par les folliculaires 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 la phénomène d'atrésie folliculaire .le développement folliculaire est un processus lent. Six mois nécessaires chez la brebis, pour aller du stade de follicule primordiale au stade pré ovulatoire (cahill et mauléon ; 1980).

Le développement des follicules est d'abord très lent ; au stade terminale , une brutale accélération se produit et donne lieu aux évènements de sélection et dominance .la sélection fait référence à un processus par lequel , 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 continue a croître alors que le développement des plus petits est inhibé.

Dans ce processus de la croissance et maturation folliculaire , il faut insister sur l'importance de l'atrésie .celle –ci , en effet , affecte la majorité des follicules qui sont sortis de la réserve et ont entamé leur croissance . elle peut atteindre les follicules à n'importe quel stade de leur développement .durant les périodes pré pubertaires et les périodes d'annonceurs, tous les follicules sont amenés à dégénérer à un stade plus ou moins avancé de leur croissance .ainsi , en période d'ovulation , tous les follicules s'arrêtent au stade préovulatoire ou antral , autrement dit avant d'atteindre le stade follicule de GRAAF.En période de cyclicité , un nombre réduit de follicules poursuivent leur croissance jusqu'à un stade très avancé

(follicule de DE GRAAF) et pour limiter le nombre de follicules qui vont ovuler en fonction de l'espèce de la race et autres interviennent les processus de sélection et dominance (pierre et al .2005)

b-ovulation :

A la fin la folliculaire se produisent les manifestation œstrales .au cours de ces manifestation, le follicule dominant est capable de répondre a une élévation brutale et important de gonadotrophines par un remaniement complet de sa structure, conduisant à sa rupture et la libération d'un ovocyte fécondable : c'est l'ovulation. Elle se produit entre la 24^{eme} et la 36^{eme} heure après le début des chaleurs.

chez la brebis, le nombre d'ovulation est variable .il est généralement de 1 à 2 pour la plupart des races.

L'ovulation, ou la libération peut varier avec l'âge .la période de l'année, l'alimentation ; la période séparant deux ovulation étant en moyenne de 2 heures (écart de 1h30 a 7h)

(Dérivaux et etors 1989)

L'ovulation, ou la libération du ou des ovocyte de la paroi de l'ovaire, résulte de divers mécanismes. chez les brebis le processus d'ovulation a été décrit comme le résultat de la diminution de la synthèse constitutive de la paroi du follicule pré ovulatoire (collagène, glycoprotéine).

Ce phénomène est accompagné d'un amincissement de la paroi du follicule du à l'action d'enzyme protéolytique (collagénase, glycoamidase) libérées localement. Une constriction locale des vaisseaux sanguin et une contraction de l'ovaire complètent ces mécanismes (cajander et murdoch,1988)

(boucheneket al,1994) Ont ajoutés à ces connaissances le fait que diamètre du follicule pré ovulation reste le même (environ 7à8 mm),10 heures avant l'ovulation et que deux types de libération de l'ovocyte soient observés :

-Déhiscence folliculaire

- Des gouttes de liquide accumulées sont éliminées lentement en dehors de paroi du follicule.

Les événements macroscopiques (couleurs, vascularisation et convexité) changent d'un niveau à l'autre ; ainsi , à l'approche de l'ovulation , les follicules perdent leur aspect transparent et sitôt l'ovulation .se forme une structure rougeâtre opaque dénommée corpus hémorragique .

c- La phase lutéolitique :

1- Développement et maintien de corps jaune :

Une fois l'ovulation terminée, le follicule passera par des changements structuraux afin de se transformer en corps jaune. Cette transformation a lieu grâce à une modification des cellules de la thèque interne et de granulons. Ces modifications peuvent être mises en évidence par l'observation de deux nouveaux types de cellules :

-petites cellules (<20µde diamètre), originaires des cellules de la thèque,

- grosses cellules (>20µde diamètre), originaires du granulome (thibaultet levasseur1991)

2- Lutéolyse :

La lutéolyse se produit en fin de cycle s'il n'y a pas eu de fécondation.

Corps jaune une fois installé va produire de la progestérone mais la régression morphologique demande un délai plus long. Le processus de dégénérescence se produit lentement et progressivement et corps jaune dégénératif albicans) peut être observé dans l'ovaire bien après la fin du cycle.

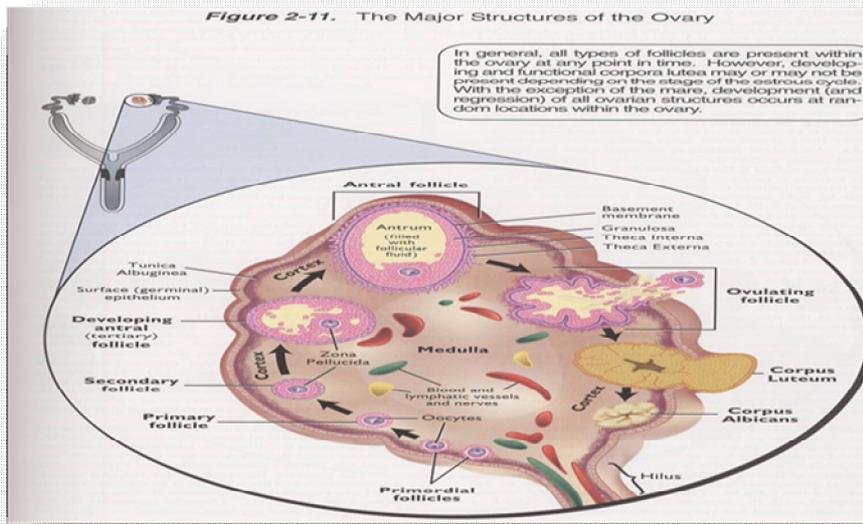


Figure 12: les majeurs structuraux aux niveaux ovarienne

3-3.Description des modifications hormonales :

Le déroulement de cycle sexuel nécessite l'intégrité de fonctionnement de l'axe hypothalamo –hypophysio-ovarien sous influence de système nerveux et stimule externe. Plusieurs hormone sont associe aux cycle sexuel . ces hormone sont d'origine : hypothalamique (GnRH),hypophysair (FSH,LH, prolactine) ,ovarien (œstrogène ,progestérone,cybérin) et utérine (prostaglandine) .

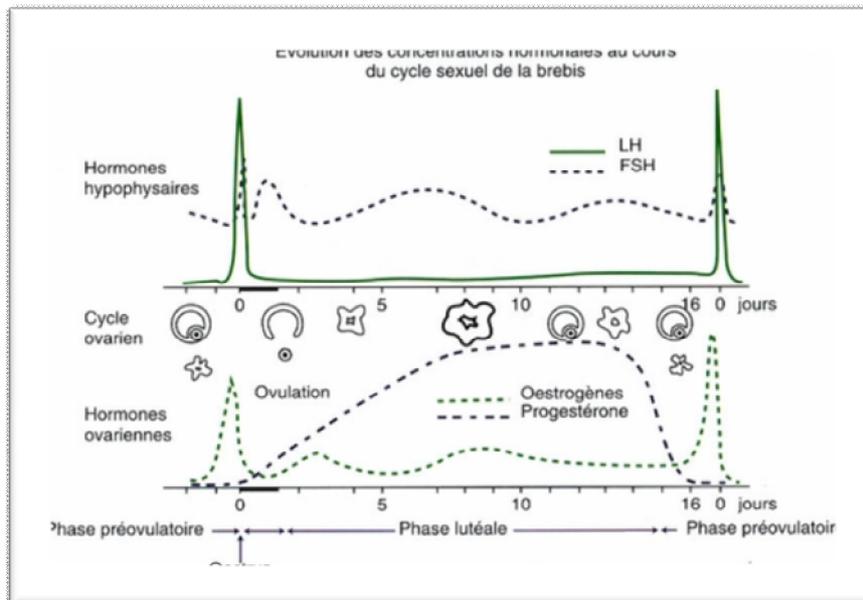


Figure 13 : Evolution des profils hormonaux au cours du cycle sexuel de la brebis

3-3-1 les hormones hypothalamiques :

Le rôle principal dans la reproduction, est la sécrétion des GnRH ,qui a décapeptide ,la GnRH est synthétises aux niveaux antérieur de hypothalamus .sa production s'effectue à un niveaux tonique avec décharges cyclique pré- ovulatoire . Elle déverses dans capillaire du systèmes porte hypothalamus-hypophysaire ,pour gagner hypophyse(vellet ;2004).

Les récepteur à la GnRH ont été mise évidence aux niveaux de hypophysaire . de ovaire et de testicules .la GnRH agit essentiellement sur les cellules hypophysaire responsable de la synthèse et de la libération des hormone FSH et LH (hansen 1988).

La GnRH exerce double action sur cellule hypophysaire, elle provoque la libération rapide et transitoire de gonadotropines (FSH, LH) d'un part, exerce une action a long terme et longue durée sur la synthèse hormonal de ces hormone, d'autre part (tixie1981, Hansen 1988, vellet2004).

3-3-2 les hormones hypophysaires :

Antéhypophysaire, situe en dessous de l'encéphale, dont rôle principale est contrôle de fonction ovarienne est sous contrôle de hypothalamus, elle élabore les trois hormone suivantes :FSH LH et prolactine (LTH) (roux1986).

a -FSH : c'est une glycoprotéine qui stimule la croissance et la maturation des follicules ovarienne par la sécrétion de l'œstrogène. Elle prépare l'ovaire à l'action de LH par augmentation des récepteur a cette hormone aux niveaux des cellules folliculaire (signoret et al1984).

b-LH : LH est une hormone lutéinisante ,qui provoque l'ovulation . Elle responsable de la transformation du follicule mure en corps jaune et stimule la sécrétion de p4 à partir de cholestérol au niveau cellule lutéales (Bister;2002).

La sécrétion de la LH est caractérisé par un niveau basal (sécrétion tonique) et par sa palpabilités pendant la majeure partie de cycle. Ainsi que par pic important (sécrétion cyclique) en période préovulatoire .

c-la prolactine (LTH) : la LTH n'est pas considérée comme une hormone gonadotrophine .son role principale est la stimulation de sécrétion lactée .cependant, elle joue un role important dans la reproduction des animaux domestique, elle responsable de la sécrétion de progestérone par le corps jaune et de son maintien lors de gestation .Le pic de LTH dans le sang précède celui de LH et se prolonges plus longtemps (Gomez-Brunet 2012).

3-3-3 les hormones ovariennes:**a) les œstrogènes :**

Œstradiol est synthétisée et libérée au cours de la phase folliculaire, alors que la progestérone est libérée au cours de la phase lutéale, la synthèse E2 nécessite chez la plupart la stimulation de la thèque interne et des cellules de la granulosa des follicules.

Sous l'effet de LH, les cellules des théques internes synthétisent les androgènes à partir de ces androgènes sont ensuite aromatisés en œstradiol par les cellules de la granulosa sous contrôle des hormones gonadotropes.

b) les progestérones :

La P4 est essentiellement aux niveaux des ovaires par les cellules lutéales, mais elle peut être sécrétée en faibles quantités par les cellules granuleuses des follicules ovariens (Lennox 1987, Bechabat 2008). La P4 est présente dans l'ovaire, le testicule, le cortex surrénalien, le placenta c'est une hormone qui constitue le point de départ pour la synthèse de corticoïdes, des androgènes et indirectement des œstrogènes.

Elle assure le maintien de la gestation et sa diminution aboutit à l'avortement ou à l'accouchement (Roux 1986, Tillet, 2012). (Rajama et al, 1990) ont démontré qu'il y a pas de différence entre les animaux primipares et pluripares concernant les niveaux du pic de P4 plasmatique. Le jour de œstrus

Le taux de progestérone est très faible 0.2 à 0.3 ng/ml ; il augmente rapidement du 3^{ème} au 14^{ème} jour de cycle sexuel, pour atteindre le pic 2 ng/ml la régression survient 48 à 60 heures avant l'œstrus.

Pendant le cycle sexuel de la brebis, le taux de P4 durant la phase lutéale est 3 ng/ml, alors qu'il est 0.5 ng/ml pendant la phase œstrale, les niveaux plus élevés de P4 pendant la phase lutéale sont associés à un taux d'ovulation plus élevé (Benyounes 2005)

3-3-4 les facteurs d'utérin (prostaglandine) :

Les prostaglandines sont un ensemble de molécules de nature lipidique, synthétisées par de nombreuses cellules sécrétrices, elles sont présentes dans presque tous les tissus de l'organisme des mammifères dont l'utérus. La prostaglandine (PGF_{2α}) est synthétisée à partir d'acide arachidonique et elle est essentielle à la lutéolyse et son action a été étudiée par, Autella et Flint et Niswender et Nett (1988). La concentration de cette hormone dans la veine utérine durant la lutéolyse est pulsatile, avec 3 à 4 pulses/h

La libération est contrôlée par l'ocytocine d'origine lutéale, en effet, l'ocytocine favorise la sécrétion d'acide arachidonique et par conséquent favorise la production de PGF_{2α} (Niswender et Nett 1988)

En absence de fécondation de produit de conception dans utérus , la $PGF2\alpha$ entraîne la régression de corps jaune la lutéolyse qui est un phénomène qui divise en deux phase : la lutéolyse fonctionnelle et structurale (Roux1986).

- La 1^{ère} phase : la lutéolyse fonctionnelle qui diminue le taux de P4

- La 2^{ème} phase : lutéolyse structurale résulte de deux mécanismes hypothétiques :

- le premier, issu d'une théorie vasculaire qui attribue à la $PGF2\alpha$ des propriétés ischémiques responsables de la nécrose du corps jaune

- le deuxième, basé sur une éventuelle action de la $PGF2\alpha$ sur la synthèse des récepteurs de LH-RH (Thierry et Patrick 1987)

Tableau 4 : Site de synthèse et rôles des principales hormones impliquées dans le cycle sexuel de la brebis (Synthèse de plusieurs auteurs).

Hormone (<i>nature chimique</i>)	Site de sécrétion	Rôles
Gonadotropin releasing hormone (GnRH) = Gonadolibérine (<i>polypeptide</i>)	Hypothalamus	Stimule la synthèse et sécrétion de LH Stimule la sécrétion de FSH
Luteinizing hormone (LH) = Lutropine ou hormone lutéinisante (<i>protide</i>)	Antéhypophyse	Assure la maturation folliculaire Provoque l'ovulation Induit la reprise de la méiose dans l'ovocyte Action lutéotrophique (induit la lutéinisation) Stimule la sécrétion de progestérone.
Follicle stimulating hormone (FSH) = Follitropine ou hormone folliculostimulante (<i>glycoprotéine</i>)	Antéhypophyse	Stimule la maturation folliculaire Stimule la sécrétion d'oestrogène S'oppose à l'atrésie folliculaire
Les oestrogènes (<i>stéroïdes</i>)	Ovaire	Assurent le développement de toutes les structures génitales (oviducte, vagin, utérus...) Stimule la prolifération des cellules de l'endomètre Sensibilisent le myomètre au facteur ocytotique Augmentent la vascularisation et la perméabilité vasculaire Favorise la sécrétion d'une glaire cervicale fluide

		Induisent l'oestrus par action sur le SNC Induisent le type morphologique femelle Action anabolisante et mammogène
La progestérone (<i>stéroïde</i>)	Ovaire	Inhibe la maturation complète des follicules et l'ovulation Conditionne la descente de l'œuf dans l'oviducte Assure la préparation de l'utérus à la gestation (inhibe la motricité du myomètre, induit l'hyperplasie de l'endomètre, stimule le développement et les sécrétions des glandes utérines) Favorise la sécrétion d'une glaire cervicale visqueuse Inhibe la libido et intervient sur le comportement maternel Action mammogène Inhibe la décharge cyclique de GnRH
L'inhibine (<i>cytokine , polypéptide</i>)	Ovaire	Freine la sécrétion de FSH observées au cours de la phase folliculaire
Prostaglandine F2alpha (<i>écosanoïde</i>)	Utérus (endomètre)	Action lutéolytique
La mélatonine (<i>monoamine</i>)	Glande pinéale (épiphyse)	Action antigonadotrope Responsable du caractère saisonnier

Les organes impliqués dans le processus de reproduction chez le bélier :

1. Le système nerveux central :

Chez les mammifères, les processus de reproduction sont contrôlés par le système nerveux central, au niveau duquel les informations qui ayant pour origine les différents stimuli externes (visuel, auditif, tactile ou olfactif) sont analysées puis traduites par l'hypothalamus en un signal humoral qui sera transmis à la glande pituitaire. Cette dernière répond par la sécrétion d'hormones gonadotropes qui assurent la régulation des hormones testiculaires (Karsch, 1984).

Le cerveau par toutes les perceptions agit sur le fonctionnement hormonal et donc sur toute l'activité sexuelle. Les perceptions telles que la vue, l'ouïe et l'odorat, perçus par le cerveau supérieur (le cortex), excitent l'hypothalamus à la fois par les fibres nerveuses et par une hormone "la sérotonine", ces stimulations sont indispensables à "la mise en condition" des mécanismes sexuels (Soltner, 2001).

La fonction de reproduction est réglée par un système hormonal au sein duquel l'hypothalamus et l'hypophyse jouent un rôle essentiel (figure 3), le fonctionnement des gonades est contrôlé par les hormones gonadotropes de l'hypophyse dont la sécrétion elle-même est sous l'influence de facteurs hypothalamiques (Bonnes *et al.*, 2005). L'hypothalamus est en étroite connexion fonctionnelle avec l'hypophyse qui exerce sur lui une influence tantôt excitatrice tantôt inhibitrice, cette association est désignée sous le nom du complexe "hypothalamo-hypophysaire" (Kolb, 1975).

1.1. L'hypothalamus :

L'hypothalamus apparaît comme un véritable chef d'orchestre du système hormonal (Bonnes *et al.*, 2005). Dans le sens antéropostérieur, il s'étend entre le chiasma optique et la commissure vers l'avant, et les corps mamillaires vers l'arrière. Latéralement, l'hypothalamus est limité par un plan passant par la capsule interne et en haut par un plan passant par le sillon de Monro et les segments antérieurs du corps strié (Gayraud, 2007).

Il limite les parois inférieures et latérales du troisième ventricule de l'encéphale (Barone, 2004). Il est constitué d'un ensemble de neurones particuliers ; qui sont à la fois des cellules nerveuses et des cellules sécrétrices (cellules neurosécrétrices) (figure 3) et reçoivent des stimulations venues des centres nerveux supérieurs (Bonnes *et al.*, 2005), réagissant ainsi par la libération d'hormones (Kolb, 1975 ; Bonnes *et al.*, 2005), qui à leurs tours agissent sur l'activité sécrétoire de l'hypophyse (Barone, 2004). Les cellules neurosécrétrices sont regroupées en noyaux (Stabenfeldt, 1992).

Certains noyaux sont constitués de neurones de grande taille dont les axones se prolongent dans la posthypophyse et forment la voie hypothalamo-posthypophysaire. D'autres noyaux regroupent des neurones de plus petite taille dont les terminaisons viennent au contact de système vasculaire porte et permettent ainsi une connexion hypothalamo-antéhypophysaire (Bonnes *et al.*, 2005).

Chaque noyau hypothalamique regroupe des neurones spécialisés dans la sécrétion d'une même neurohormone. On appelle neurohormones ou neurosécrétions tous les facteurs ou hormones de nature protidique synthétisés par les neurones hypothalamiques, ces substances sont élaborées dans le corps cellulaire des neurones et emballées dans des vésicules,

cheminant dans les axones situés à proximité soit du système vasculaire porte pour gagner l'antéhypophyse, soit du réseau capillaire de la posthypophyse (Bonnes *et al.*, 2005)

Au sein de l'hypothalamus ont été individualisés un certain nombre de noyaux : supraoptique, paraventriculaire, infundibulaire et les noyaux accessoires. Ces noyaux sont les lieux d'élaboration des hormones hypothalamiques (Gayrard, 2007)

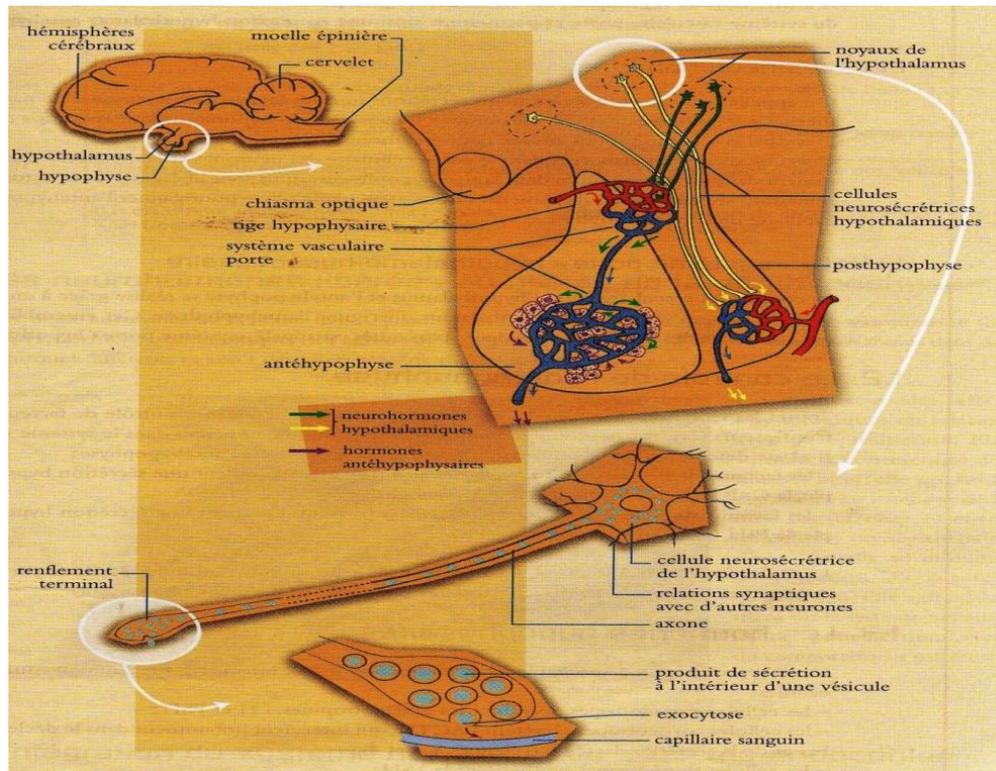


Figure 14: Situation anatomique et structure hypothalamo-hypophysaire d'après Bonnes *et al.* (2005).

1.2. L'hypophyse :

L'hypophyse ou glande pituitaire est une petite glande, située à la base de la cavité crânienne. Elle résulte de l'union d'une partie glandulaire, l'antéhypophyse ou adénohypophyse (responsable de la sécrétion du follicle-stimulating hormone FSH et du luteinizing hormone LH), et d'une expansion de l'encéphale, la posthypophyse ou neurohypophyse : cet ensemble est lié à l'hypothalamus par la tige hypophysaire ou bien lobe intermédiaire (Karch, 1984 ; Hanzen, 1988 ; Johnson, 1991 ; Stabenfeldt, 1992).

L'adénohypophyse comporte trois parties : le lobe antérieur ou distal, le lobe intermédiaire et le lobe tubéral qui enveloppe l'éminence médiane et une partie de la tige infundibulaire (Karsch, 1984). La neurohypophyse est formée essentiellement de tissu nerveux richement vascularisé ou on distingue des petites cellules névrologiques et des fibres

nerveuses amyéliniques dont les corps cellulaires se trouvent au niveau des noyaux supraoptiques et paraventriculaires de l'hypothalamus (Vaissaire, 1977).

La connexion vasculaire entre l'hypothalamus et l'antéhypophyse se réalise grâce à un réseau capillaire qui permet au sang venant de l'hypothalamus d'irriguer l'antéhypophyse. Cet ensemble veineux inhabituel qui comporte des capillaires à ses deux extrémités est appelé « système porte » hypothalamo-hypophysaire (Bonnes *et al.*, 2005).

L'hypophyse est une glande qui produit des substances libérées dans la circulation générale, assurée par 5 différents types de cellules (somatotropes, corticotropes, mammotropes, thyrotropes et gonadotropes) qui sécrètent 6 hormones (l'hormone de croissance ou somatotropine GH, la corticotropine (ACTH), la prolactine (PRL), la thyrotropine (TSH) et les gonadotropines: LH et FSH) (Kolb, 1975; Bonnes *et al.*, 2005; Gayrard, 2007).

1.3. La glande pinéale :

La glande pinéale ou épiphyse doit sa nomination à sa forme en cône de pin (Barone, 2004) et se trouve appendue à la partie postérieure du 3ème ventricule en avant des tubercules quadrijumeaux (Vaissaire, 1977). Véritable glande endocrine, elle est pourvue de cellules caractéristiques : les pinéalocytes ou endocrinocytes pineaux, qui constituent des neurocytes photorécepteurs, fonctionnant comme tels chez les vertébrés inférieurs, ont perdu chez les mammifères leurs prolongements récepteurs mais restent indirectement sensibles aux variations de la photopériode (Barone, 2004).

Sous le contrôle de l'hypothalamus, de la formation réticulaire et du système sympathique, les pinéalocytes excitées par les terminaisons de fibres provenant du ganglion cervical crânial, interviennent par la sécrétion de la mélatonine en période d'obscurité (Barone, 2004). D'ailleurs, l'ablation des fibres sympathiques, juste après la naissance inhibe l'augmentation nocturne de la mélatonine (Ebling et Foster, 1989). Cette hormone régit les rythmes circadiens et les variations saisonnières du fonctionnement de l'appareil génital (Barone, 2004).

2. L'appareil génital mâle :

Les appareils génitaux mâles et femelles jouent le rôle déterminant dans la perpétuité des espèces. L'appareil génital mâle est formé par l'ensemble des organes (organa genitalia masculina) chargés de l'élaboration du spermatozoïdes, de la maturation, du transport, du stockage et finalement du dépôt de celui-ci dans les voies génitales de la femelle (Barone, 1990 ; Noakes *et al.*, 2001). Des gamètes de bonne qualité (ovocyte apte à être fécondé et spermatozoïde dont le pouvoir fécondant est intact) se rencontrent (Bonnes *et al.*, 2005).

Ils doivent se trouver dans l'état d'aptitude requis et le spermatozoïde doit pouvoir venir au contact de l'ovule lui-même, après avoir éventuellement traversé ses enveloppes pour assurer la fécondation. Cette dernière a pour conséquence essentielle de reconstituer l'assortiment diploïde de chromosomes caractéristiques de l'espèce, de déterminer le sexe chromosomique du nouvel individu et de transmettre à ce dernier des caractères héréditaires paternels et maternels (Dollander et Fenart, 1979).

En effet l'appareil génital mâle comporte selon Barone (1990) trois grandes parties dont chacune possède son équivalent dans l'appareil génital femelle : les sections glandulaire, tubulaire et uro-génitale. On trouve ainsi la section glandulaire constituée surtout des deux testicules, les voies spermatiques constituées par l'épididyme, les conduits déférents, l'urètre (Vaissaire, 1977, Bonnes *et al.*, 2005) et le pénis (organe copulateur) qui est constitué de l'union de la partie extra pelvienne de l'urètre et des formations érectiles dont la principale est le corps caverneux (Barone, 1990 ; Bonnes *et al.*, 2005).

2.1. L'embryologie de l'appareil génital mâle :

L'appareil génital est indifférencié et présente la même disposition dans les deux sexes durant la première période de son développement (Barone, 1990). Le primordium de la gonade ou crête génitale possède une double potentialité : mâle et femelle. Les voies génitales sont constituées par deux types de conduits : les canaux de Wolff et les canaux de Müller ou paramésonephriques (Vaissaire, 1977 ; Amann et Schanbacher, 1983). Bientôt, sous l'influence de substances produites par les gènes sexuels, puis par les gonades elles-mêmes et enfin par les autres glandes endocrines, commence une évolution qui conduira l'appareil génital vers sa forme définitive (Barone, 1990).

Les cellules de Sertoli semblent jouer un rôle crucial dans la différenciation de l'appareil génital mâle par la production de l'anti-Müllerian facteur (Müllerian duct inhibiting factor) et du facteur anti-méiotique (meiotic inhibiting factor) qui prévient la méiose jusqu'à la puberté. Au même temps, les cellules de Leydig secrètent de la testostérone qui stimule le développement des canaux de Wolff (Noakes *et al.*, 2001).

2.1.1. La gonadogenèse :

L'appareil uro-génital passe par trois stades successifs au cours de son développement embryonnaire (Bonnes *et al.*, 2005) (figure 15 et 16) :

- Les reins primaires ou pronéphros sont voués à une dégénérescence rapide dans les deux sexes. Leurs canaux excréteurs ou canaux de Müller dégénèrent chez le mâle et subsistent chez la femelle pour former le tractus génital.

- Les reins secondaires ou mésonéphros : leurs canaux excréteurs ou canaux de Wolff dégénèrent en totalité chez la femelle mais subsistent chez le mâle en perdant leur fonction excrétrice et en formant le tractus génital mâle.

- Les reins tertiaires ou métanéphros qui donnent naissance aux reins. Leurs canaux excréteurs (les uretères) subsistent dans les deux sexes pour assurer l'excrétion de l'urine déversée dans la vessie.

L'ébauche de la gonade se développe au bord médial du mésonéphros (figure 15), sous forme d'un relief allongé d'abord directement accolé à ce dernier : c'est l'éminence génitale ou crête gonadale (*crista gonadalis*) (Barone, 1990). Elle est produite par un épaissement du mésoderme et surtout par prolifération de l'épithélium coelomique (Vaissaire, 1977 ; Amann et Schanbacher, 1983). Elle est constituée d'un amas de petites cellules épithéliales au bord médian de chaque rein secondaire (mésonéphros) (Barone, 1990 ; Bonnes *et al.*, 2005).

Elle sera par la suite pénétrée par les cellules germinales primordiales ou gonocytes primordiaux (Barone, 1990 ; Bonnes *et al.*, 2005) qui jusque là été localisés dans la paroi de la vésicule vitelline (Desjardins, 1978 ; Noakes *et al.*, 2001 , Bonnes *et al.*, 2005), qui représente l'endoderme selon Barone (1990).

L'épithélium prolifère en profondeur pour former les cordons emprisonnant les gonocytes primordiaux. Ceci explique pourquoi on retrouve dans les testicules des cellules germinales (gonocytes) entourées de cellules du stroma (Bonnes *et al.*, 2005).

Ces gamétocytes primaires ou gonocytes primaires restent quiescents jusqu'au début de la spermatogénèse (Barone, 1990).

L'épithélium germinatif délègue dans le mésoderme sous-jacent des travées cellulaires : cordons germinatifs ou cordons gonadaux (Barone, 1990) qui se développent et se divisent pour former les tubes séminifères qui se séparent de l'épithélium séminifère et convergent vers un système de canaux : le rete-testis (Bonnes *et al.*, 2005).

La gonade se détache peu à peu de la paroi somatique et du mésonéphros, mais elle reste toutefois attachée à ce dernier par un méso épais et court : le pli suspenseur de la gonade. Les conduits mésonéphriques, paramésonéphriques et le mésonéphros sont portés par un épais méso : le méso uro-génital (Barone, 1990).

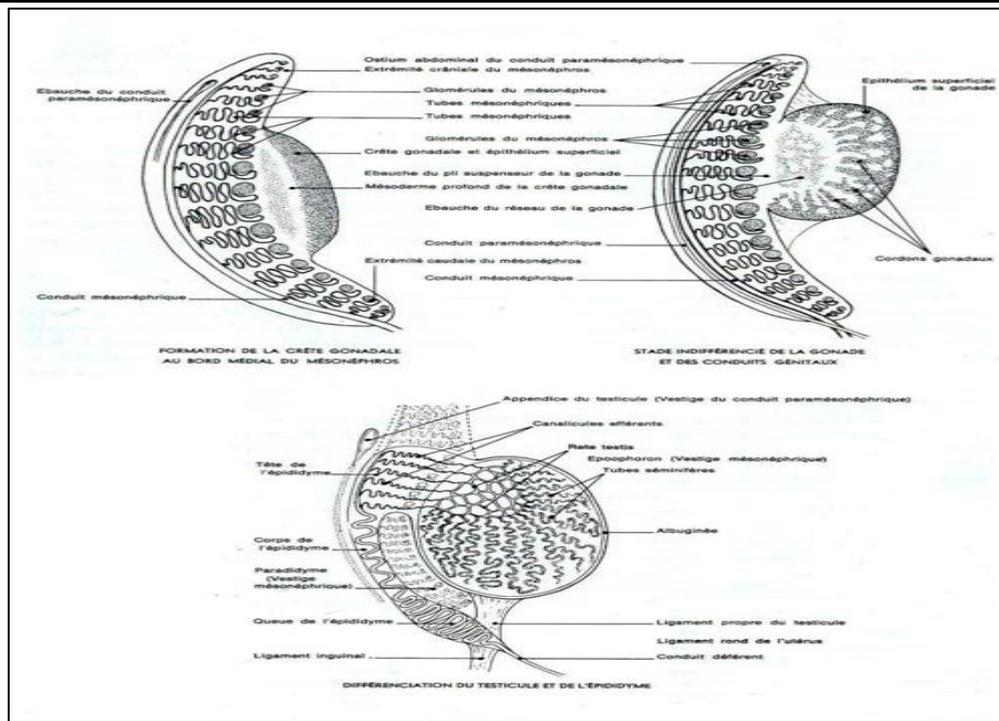


Figure 15: Différenciation du testicule et de l'épididyme d'après Barone (1990).

La différenciation de la gonade affecte à la fois sa structure (plus caractéristique et liée à l'évolution des cordons gonadaux) et ses connexions (Barone, 1990). Les cordons sexuels primitifs donnent naissance aux ébauches des futurs tubes séminifères (Desjardins, 1978 ; Barone, 1990 ; Bonnes *et al.*, 2005) qui restent pleins jusqu'à l'époque de la puberté et convergent vers le pli suspenseur de la gonade (Barone, 1990). Au même temps, la tunique albuginée se densifie à ce niveau et enveloppe les cordons (Desjardins, 1978 ; Barone, 1990 ; Bonnes *et al.*, 2005).

Au voisinage du pli suspenseur de la gonade, des cellules mésenchymateuses s'organisent en un réseau remarquable : le primordium du rete-testis (Barone, 1990).

Les tubes urinifères de la partie médiane de chaque rein secondaire se raccordent au rete-testis correspondant pour former les canaux efférents de la tête de l'épididyme. Les gamétocytes peu nombreux jusqu'à la puberté se multiplieront alors activement pour produire les spermatogonies. Alors que les petites cellules épithéliales deviendront des cellules sustentaculaires ou cellules de Sertoli. Le mésenchyme s'organise en septums intertubulaires. Certaines de ses cellules restent dans les lobules entre les tubes séminifères et produisent le tissu interstitiel de l'organe ou cellules de Leydig (Desjardins, 1978 ; Barone, 1990 ; Bonnes *et al.*, 2005).

2.1.2. La différenciation du tractus génital mâle :

Elle ne débute que lorsque les gonades sont elles-mêmes différenciées. Le développement de l'appareil uro-génital indifférencié en appareil uro-génital de type mâle est lié à la présence d'hormones mâles sécrétées par le testicule différencié (Bonnes *et al.*, 2005). Les voies spermatiques dérivent d'une partie du mésonéphros et du conduit mésonéphrique (anciennement appelé canal de Wolff) alors que, les canaux de Müller (ou conduit paramésonéphrique) disparaissent en grande partie et ne laissent subsister que des vestiges variables selon les espèces (figure 5) (Desjardins, 1978 ; Barone, 1990 ; Bonnes *et al.*, 2005). Chez le mâle, les canaux de Wolff donnent naissance aux canaux épидидymaires et aux canaux déférents (Bonnes *et al.*, 2005). Le sinus uro-génital donne naissance à l'urètre, aux vésicules séminales et au canal éjaculateur (Desjardins, 1978 ; Amann et Schanbacher, 1983 ; Bonnes *et al.*, 2000)

La partie du mésonéphros située crânialement à la gonade disparaît ou ne laisse qu'un faible vestige (appendice de l'épididyme ou paradidyme) (Barone, 1990). Dans celles qui se trouvent en regard de l'extrémité crâniale du testicule, les tubes mésonéphriques s'allongent et se raccordent au rete-testis. Ils produisent les canalicules efférents du testicule et leurs parties extra testiculaires se pelotonnent sur elles mêmes pour former la tête de l'épididyme. La partie située en regard du testicule s'allonge, se circonvoitonne et produit le conduit déférent, dont la partie terminale se renfle en ampoule et émet un bourgeon dorsal qui se différencie en glande vésiculaire (Desjardins, 1978 ; Barone, 1990)

Le sinus uro-génital présente une extrémité crâniale ou débouche la vessie et l'urètre urinaire et une extrémité caudale qui vient s'ouvrir dans la future région périnéale par un orifice : l'ostium uro-génital (Barone, 1990). La portion génitale du sinus formera l'urètre prostatique et l'urètre périnéal. Les diverticules glandulaires de l'urètre prostatique constitueront la prostate (Vaissaire, 1977 ; Barone, 1990). Caudalement, des bourgeons glandulaires formeront les glandes bulbo-urétrales (Barone, 1990).

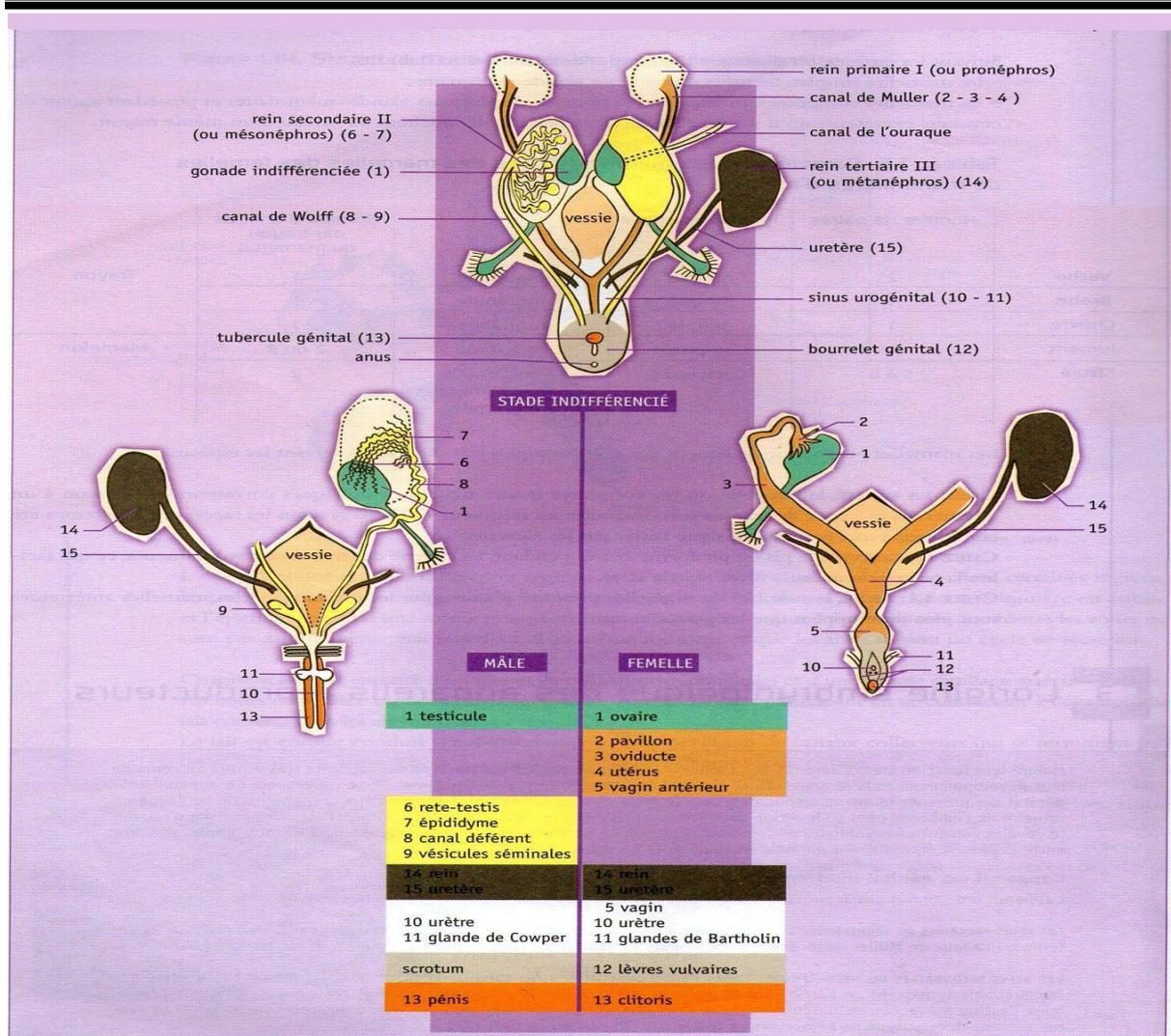


Figure 16 : Différenciation des appareils reproducteurs mâle et femelle chez les mammifères domestiques d'après Bonnes *et al.* (2005).

Le tubercule génital traversé par l'urètre s'allonge pour donner le pénis (Desjardins, 1978 ; Bonnes *et al.*, 2005). Les bords de l'ostium uro-génital et ceux du sillon uro-génital se soulèvent et forment les plis uro-génitaux, dont le revers latéral s'épaissit pour former les tubercules labio-scrotaux, qui sont à l'origine du scrotum. Les téguments autour du pénis produisent le prépuce qui enveloppe l'organe copulateur au repos (Vaissaire, 1977 ; Desjardins, 1978 ; Barone, 1990).

2.1.3. Le déterminisme de la différenciation sexuelle de l'appareil génital mâle :

La différenciation sexuelle commence avec l'établissement du sexe génétique au moment de la fécondation. Si le spermatozoïde fécondant est porteur du chromosome X, le zygote sera XX (chromosome sexuel) caractéristique de caryotype féminin, mais s'il est porteur du chromosome Y, le caryotype XY est caractéristique pour le mâle (Desjardins, 1978). La différenciation des gonades chez le mâle se fait avant celle de la femelle. Chez l'embryon mâle, la présence du testis-determining genes sur le chromosome Y induit le

développement de la gonade indifférenciée en testicules à partir des mêmes structures qui auraient pu donner les ovaires ultérieurement (Desjardins, 1978 ; Amann et Schanbacher, 1983 ; Noakes *et al.*, 2001).

La masculinisation du tractus génital est imposée par les hormones du testicule foetal et débute peu de temps après sa différenciation. En absence de ces hormones, l'appareil uro-génital évolue en appareil uro-génital femelle (Bonnes *et al.*, 2005). La testostérone produite par les testicules et non pas par les ovaires est nécessaire pour l'apparition du phénotype mâle (Desjardins, 1978). Les cellules de Leydig sont actives et secrètent de la testostérone même durant la vie foetale dès leur différenciation (Levasseur, 1979 ; Amann et Schanbacher, 1983). Chez le foetus, les cellules de Leydig produisent de la testostérone qui stimule le développement du mésonéphros (rein secondaire) en canaux efférents, épидидymaires, déférents et en glandes vésiculaires (vésicule séminale) (Desjardins, 1978). Elle induit indirectement (la testostérone sert comme précurseur) la différenciation du sinus uro-génital en prostate, en glandes bulbo-urétrales, en urètre et en pénis (Desjardins, 1978 ; Amann et Schanbacher, 1983).

L'administration de la testostérone durant la période critique de différenciation sexuelle (30-90 jours de gestation) donne aux ovins ayant un sexe génétique féminin un phénotype mâle (Kosut *et al.*, 1997). Par contre, les cellules de soutien indifférenciées (cellules de Sertoli foetales) produisent l'anti-Müllerian hormone (hormone inhibitrice AMH) qui inhibe le développement des conduits paramésonephriques et entraîne la dégénérescence des structures potentiellement femelles (Vaissaire, 1977 ; Amann et Schanbacher, 1983).

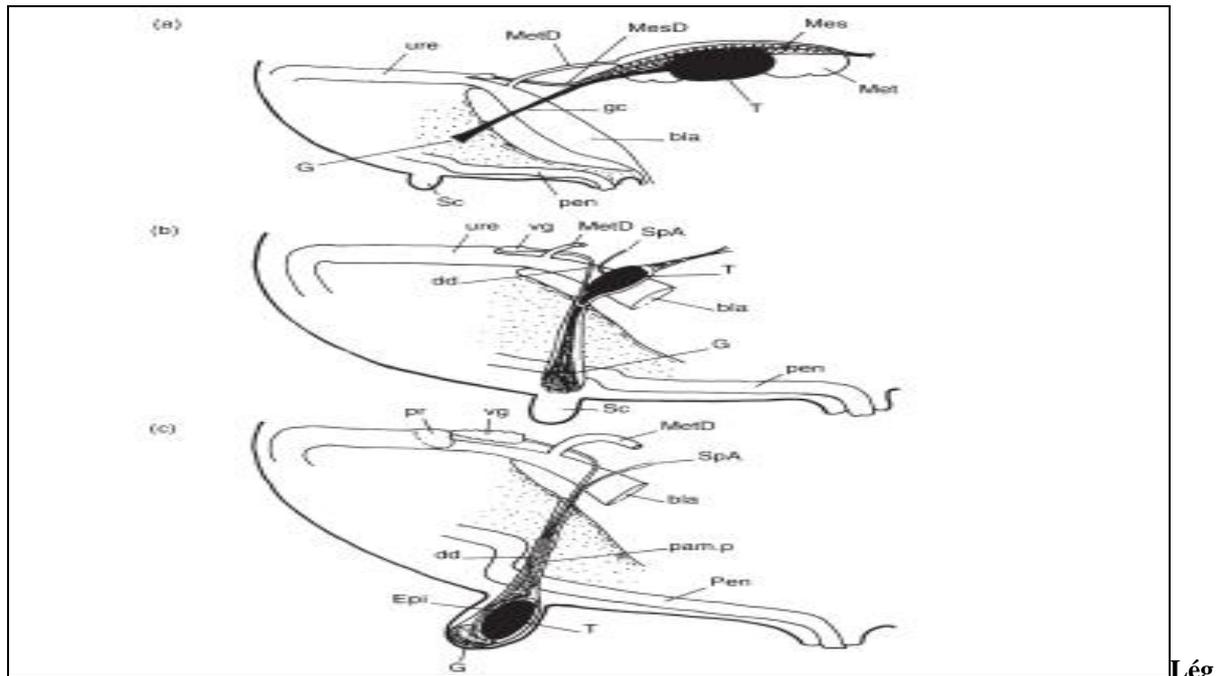
2.2. La descente testiculaire :

Chez la plupart des mammifères, l'évolution des parties externes de l'appareil génital mâle n'est complète qu'après la descente testiculaire (Amann et Schanbacher, 1983 ; Barone, 1990).

On nomme descente du testicule, la migration par laquelle la glande génitale mâle développée d'abord dans la région lombaire, quitte ensuite l'abdomen pour franchir l'espace inguinal et se loger finalement dans les enveloppes saillantes sous la région de l'aîne, voir sous le périnée (**figure 17**) (Barone, 1990 ; Noakes *et al.*, 2001).

La descente testiculaire est spécifique aux mammifères exorchides, elle est précoce chez les ruminants, où elle est achevée bien avant la naissance (Amann et Schanbacher, 1983 ; Barone, 1990). Si les deux testicules n'arrivent pas à descendre normalement, ils seront incapables de produire des spermatozoïdes et l'animal sera stérile tandis que, si le phénomène

touche un seul testicule, l'animal est qualifié de cryptorchide (Setchell, 1991 ; Bonnes *et al.*, 2005).



Légende: (G) gubernaculum, (T) testicule, (bla) Vessie, (dd) conduit déférent, (Epi) épидидyme, (gc) cordon gubernaculaire, (Mes) mésonéphros, (Met) métanéphros, (MetD) canaux métanéphriques, (pam P) plexus pampiniforme, (pen) trou du pénis, (pr) prostate, (Sc) scrotum, (SpA) artère spermatique, (ure) urètre, (vg) glande vésiculaire.

Figure 17: Schéma de la descente du testicule d'après Gier and Marion (1970) cité par Noakes *et al.* (2001).

Chez les mammifères domestiques, elle est liée aux remaniements du gubernaculum testis (Setchell, 1991 ; Noakes *et al.*, 2001) qui se développe au pôle caudal de la gonade (**figure 16**) (Barone, 1990 ; Setchell, 1991). Autour du gubernaculum, une petite dépression péritonéale se forme à l'endroit où il pénètre dans la paroi abdominale (Barone, 1990 ; Setchell, 1991). Ce diverticule s'approfondit peu à peu, entourant le gubernaculum sauf à son bord caudal, pour former l'ébauche de la future cavité génitale où se logent les testicules (Barone, 1990). L'allongement du ligament suspenseur de la gonade et de la partie adjacente du mésorchium ainsi que la régression du gubernaculum testis permettent au testicule de traverser la région inguinale et de se mettre en place au fond de la cavité vaginale (Barone, 1990 ; Setchell, 1991 ; Noakes *et al.*, 2001). La traversée de l'espace inguinal est rapide, alors que la mise en place de la gonade au fond du scrotum est beaucoup plus lente (Barone, 1990). La régression du gubernaculum testis est androgéno-dépendante (Setchell, 1991).

2.3. L'anatomie et l'histologie testiculaire :

La figure 18 illustre les différentes parties et la localisation de l'appareil génital du bélier. Cet appareil est formé de l'ensemble d'organes chargés d'élaborer et de déposer le sperme dans les voies génitales femelles.

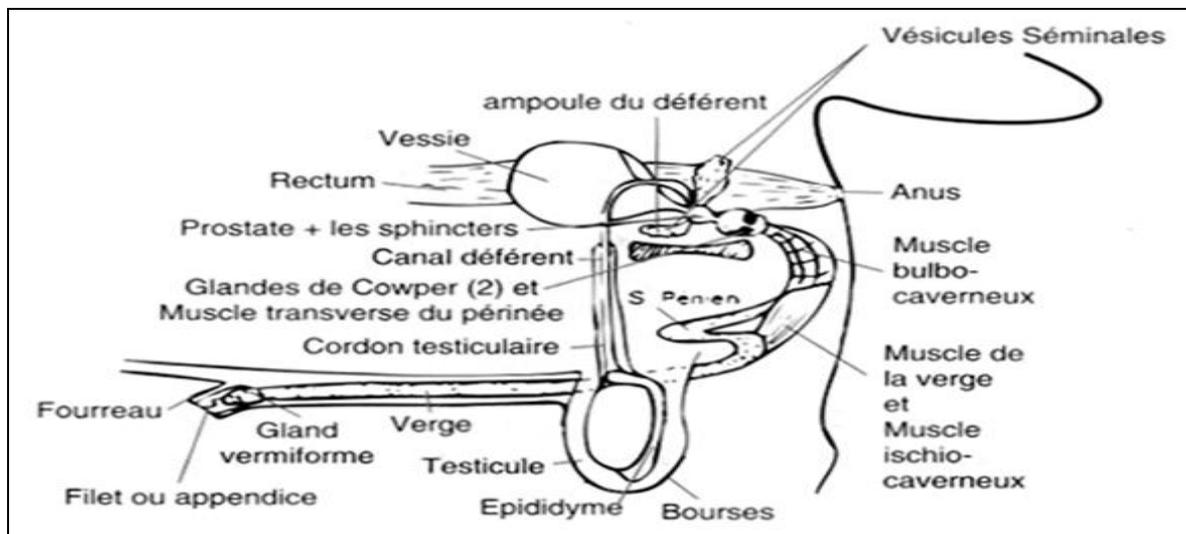


Figure 18: Appareil génital mâle des petits ruminants d'après Dudouet (2003).

Les testicules des petits ruminants ont une forme ovoïde ou sphéroïde, ils sont assez volumineux par rapport au format de l'animal, longuement pendants entre les cuisses (Regaudie et Reveleau, 1977 ; Vaissaire, 1977; Barone, 1990), le poids des deux testicules rapporté au poids total du corps représente 1/1000^e chez le bélier (Barone, 1990). Chez cette espèce, chaque testicule représente 0,4% du poids corporel soit 300g (Setchell, 1991). Il varie en fonction l'âge, de la race, de la saison et de l'état nutritionnel (Baril *et al.*, 1993).

En générale, les deux glandes n'ont pas une situation tout à fait symétrique (le plus souvent, la gauche est située un peu plus bas ou plus caudalement que la droite) (Barone, 1978). Cette disposition, jointe à la grande mobilité à l'intérieur des enveloppes (Habault, 1969 ; Barone, 1990), prévient la compression réciproque lors de l'adduction des cuisses (Barone, 1990).

Les testicules et l'épididyme sont recouverts d'un sac séreux «la vaginal» et de plusieurs enveloppes fibreuses et musculaires (**figure 18**). Il s'agit de l'extérieure vers l'intérieure de 5 tuniques superposées : le scrotum, le fascia spermatique externe, le muscle crémaster, le fascia spermatique interne et la tunique vaginale (figure 8) (Vaissaire, 1977; Barone, 1990).

La plus superficielle d'entre elles, le scrotum, il comprend selon Barone (1990) deux parties: le revêtement cutané proprement dit (la peau) et le dartos.

La peau du scrotum est mince, élastique, très souple, recouverte par des poils laineux chez le bélier (Getty, 1975). Elle forme un sac commun aux deux testicules pourvu d'un sillon médian (raphé) (Vaissaire, 1977 ; Barone, 1990).

Le dartos est un muscle peaucier à fibres lisses, constituant l'appareil suspenseur des bourses (Vaissaire, 1977 ; Barone, 1990), mêlé de fibres collagènes et surtout de fibres élastiques qui double la face profonde du scrotum, dont il est impossible de le détacher sans déchirure, il forme autour de chaque testicule et de ses enveloppes profondes un sac complet (Barone, 1978 ; Barone, 1990). Son rôle principal est de maintenir les testicules à une température favorisant la formation et la conservation des spermatozoïdes (Barone, 1990 ; Kastelic *et al.*, 1996) en faisant varier la surface et l'épaisseur du scrotum (Barone, 1990), ou encore par la présence de glandes sudoripares (Grau et Walter, 1975). Le scrotum sert non seulement à couvrir, à protéger les gonades mais contribue aussi à leur thermorégulation (Setchell, 1991 ; Baril *et al.*, 1993 ; Kastelic *et al.*, 1996).

Fascia spermatique externe: c'est une couche conjonctive complexe qui sépare le scrotum des enveloppes profondes (muscle crémaster et fascia spermatique interne) en permettant d'amples déplacements du premier sur les seconds. Elle paraît formée de deux minces lames de conjonctif fibreux séparées d'entres elles, du dartos et des enveloppes profondes grâce à des couches de conjonctive lâche et très mobile (Barone, 1978 ; Barone, 1990).

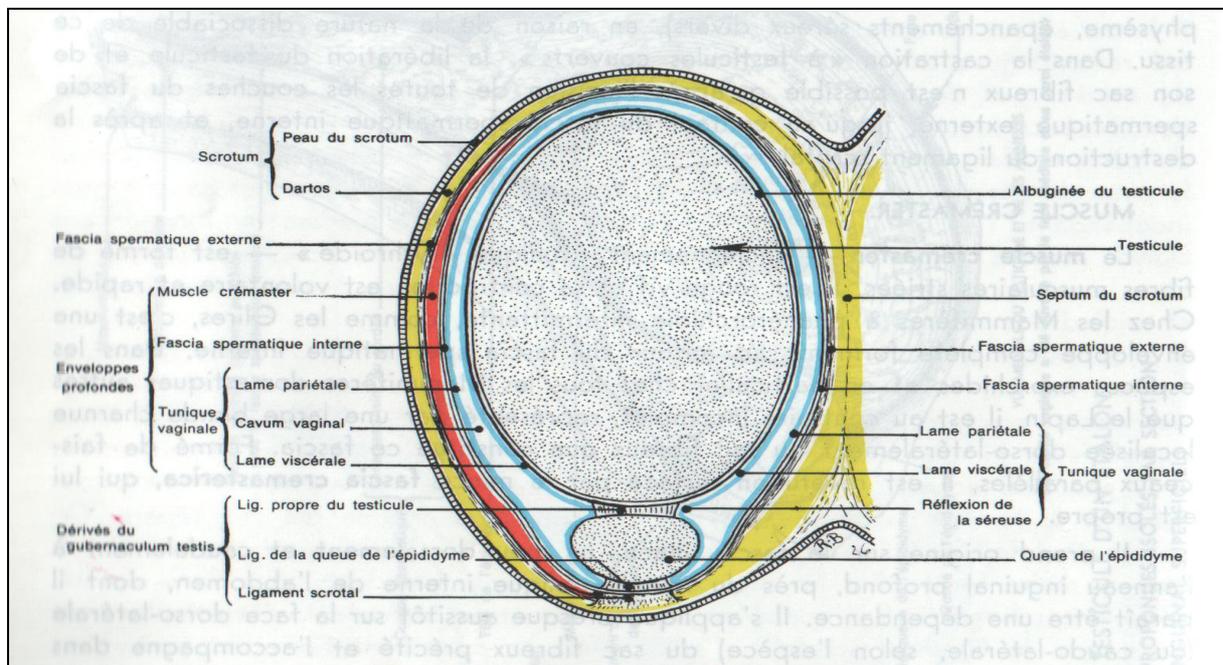


Figure 19 : Coupe horizontale du testicule gauche et de ses enveloppes d'après Barone (1990).

Muscle crémaster, anciennement «tunique érythroïde» est un muscle formé de fibres musculaires striées à contraction volontaire et rapide (Vaissaire, 1977 ; Barone, 1978 ; Barone, 1990). Il joue un rôle de thermorégulation grâce aux contractions importantes, il éloigne ou rapproche le testicule du corps pouvant ainsi limiter les déperditions de chaleur, en cas de température trop basse (Soltner, 2001 ; Bonnes *et al.*, 2005).

Fascia spermatique interne a été longtemps associé au feuillet pariétal de la tunique vaginale, sous le nom, selon Vaissaire (1977) de «fibro-séreuse». Sa face interne est intimement adhérente au feuillet pariétal de la tunique vaginale (Barone, 1990).

Tunique vaginale est une dépendance du péritoine, elle constitue la séreuse du testicule et de son cordon. Comme toutes les séreuses, elle comporte deux feuillets (une lame pariétale et une lame viscérale, unies par un méso ou mésorchium) (Barone, 1978 ; Barone, 1990).

Le testicule est entouré d'une capsule fibreuse ou albuginée (Habault, 1969 ; Vaissaire, 1977), très riche en capillaires chez le bélier (Vaissaire, 1977 ; Noakes *et al.*, 2001) dont les contractions spontanées et rythmiques contribuent à propulser les spermatozoïdes et le liquide testiculaire hors du testicule (Setchell, 1991).

Des travées conjonctives ou septula testis (cloisons) partant de l'albuginée et divisent le testicule en lobules assez réguliers. Ces cloisons convergent sur un axe conjonctif épais. C'est le mediastinum testis, appelé anciennement «corps d'highmore» (Habault, 1969 ; Vaissaire, 1977 ; Barone, 1990).

Les lobules ainsi délimités, ayant l'aspect de pyramides incomplètement séparées les unes des autres (Grau et Walter, 1975), sont constitués de tubes séminifères et de tissu glandulaire interstitiel (Setchell, 1991 ; Noakes *et al.*, 2001)

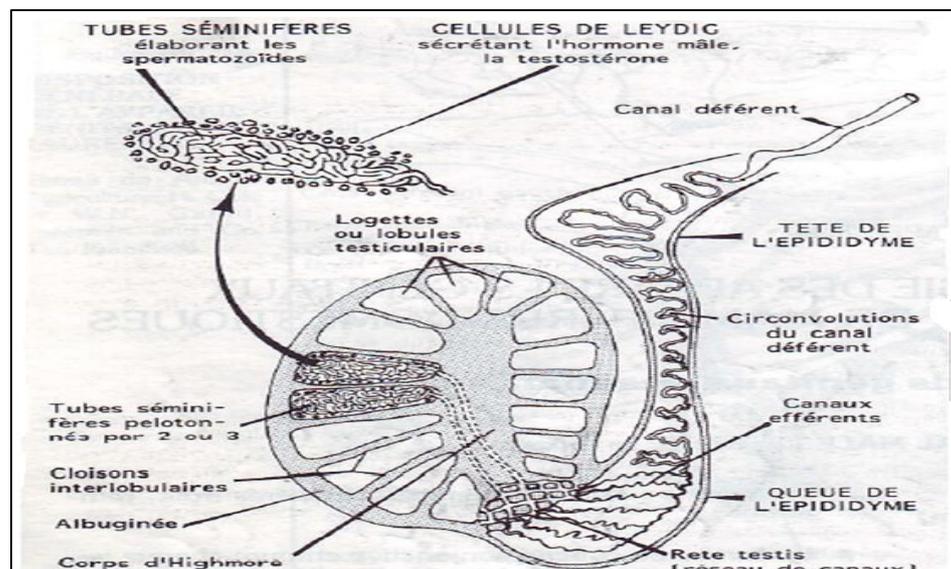


Figure 20 : Aspect intérieur du testicule d'après Soltner (2001).

Les tubes séminifères comportent deux parties, l'une contournée (la plus importante) et l'autre droite, se raccordant au rete testis et forme avec lui la partie initiale des voies d'excrétion du sperme (Barone, 1990 ; Setchell, 1991). Les tubes séminifères contournés sont fortement pelotonnés (**figure20**), très long, flexueux, d'une longueur de plusieurs dizaines de mètres, de la taille d'un fil à coudre et remplis de cellules reproductrices à différents stades d'évolution (siège de la spermatogenèse) (Craplet et Thibier, 1977).

Limité par la «membrane limitans», équivalant à une lame basale, l'épithélium séminal renferme deux ordres de constituants bien différents et intimement mêlés: cellules de la lignée spermatique et cellules de soutien appelées «cellules de Sertoli». Qui constituent les composantes majeures de la barrière hémato-testiculaire et subdivisent les tubes séminifères en deux compartiments: un basal contenant les spermatogonies et les spermatocytes au stade préleptotène et l'autre central contenant les spermatides (Vaissaire, 1977 ; Amann et Schanbacher, 1983 ; Barone, 1990 ; Setchell, 1991).

Les tubes séminifères droits font suite aux tubes contournés, ils sont brefs et progressivement rétrécis et finissent par déboucher dans le rete testis ou «réseau de Haller» (Barone, 1990).

Si les tubes séminifères représentent 85% du parenchyme testiculaire chez le bélier (Setchell, 1991), le tissu interstitiel constitue uniquement 15% (Burgos *et al*, 1970). La fonction endocrine du testicule est assurée par son tissu interstitiel (interstitium testis), disséminé dans le conjonctif qui sépare les tubes séminifères, Ce tissu est formé de cordons ou de petits amas de cellules interstitielles «cellules de Leydig» (Vaissaire, 1977 ; Barone, 1990). L'interstitielle testiculaire sécrète l'hormone mâle ou testostérone, nécessaire au développement et au maintien morphologique et fonctionnel des glandes accessoires de l'appareil génital mâle. Cette sécrétion contrôle en outre les caractères sexuels secondaires et l'activité sexuelle (Barone, 1990).

2.4. L'épididyme :

C'est un organe allongé situé sur le pôle inférieur du testicule, long de 50 à 60 mètres (Barone, 1990) ou 80 mètres selon Setchell (1991). Il est très flexueux et se pelotonne une première fois au départ du testicule constituant ainsi la tête de l'épididyme, puis après un parcours plus au moins rectiligne, correspondant au corps de l'épididyme, il se pelotonne de nouveau formant ainsi sa queue avant d'aller déboucher dans le canal déférent (**figure20**) (Bonnes *et al.*, 2005).

Il constitue un lieu de stockage, de maturation et de remaniement des spermatozoïdes. Ces rôles sont déterminés par les androgènes (Craplet et Thibier, 1977 ; Voglmayr *et al.*, 1977 ; Noakes *et al.*, 2001). C'est au niveau de l'épididyme (le corps épидидymaire) que les spermatozoïdes acquièrent leur mobilité et leur pouvoir fécondant (Chevrier et Dacheux, 1988 ; Barone, 1990 ; Setchell, 1991 ; Baril *et al.*, 1993 ; Noakes *et al.*, 2001).

On reconnaît à l'épididyme une autre fonction qui consiste à l'augmentation de la concentration du sperme par réabsorption de la majeure partie du fluide du rete-testis (Setchell, 1991). Dans l'épididyme, le sperme se conserve fertile jusqu'à 40 jours après ce délai, les spermatozoïdes sont fragmentés et sont résorbés par les spermiphages (Hammond, 1961).

2.5. Le canal déférent :

Il s'étend de la queue épидидymaire à l'urètre dans lequel il s'ouvre à côté de l'une de ses dépendances: «la glande vésiculaire». Dans son trajet, il s'engage dans le cordon spermatique en position médiale, puis arrivé en partie abdominale pelvienne, il décrit une courbe à concavité ventro-caudale, sur le côté du détroit cranial du bassin, à ce niveau, il se place en face dorsale de la vessie, se rapproche progressivement avec l'autre conduit déférent formant ainsi une ampoule: «ampoule déférentielle» avant de se jeter dans l'urètre.

C'est un tube de quelques centimètres mais, il a une puissante musculature qui va présenter des contractions au moment de l'éjaculation. Ces contractions du canal déférent sont induites par les prostaglandines (Craplet et Thibier, 1977 ; Barone, 1990).

2.6. Les glandes annexes :

Elles sont chargées de l'élaboration du plasma séminal, qui assure la dilution, la nutrition et permet les mouvements des spermatozoïdes (Kolb, 1975). Mélangé aux spermatozoïdes, il constitue le sperme dans l'urètre (Luquet *et al.*, 1978 ; Setchell, 1991 ; Bonnes *et al.*, 2005).

2.6.1. Les vésicules séminales :

Font suite au canal déférent, situées dorsalement et un peu latéralement à ce dernier, entre la vessie et le rectum (Barone, 1990). Elles déversent leurs sécrétions dans l'urètre par l'intermédiaire du conduit éjaculateur (Kolb, 1975 ; Barone, 1990 ; Bonnes *et al.*, 2005).

Chaque glande vésiculaire est allongée, ovoïde, lobulée et son extrémité crâniale est libre et revêtu par le péritoine, qui descend plus au moins loin sur la partie moyenne de l'organe (Barone, 1990 ; Getty, 1975).

Leurs sécrétions constituent une grande partie du liquide séminal (60% du volume total du sperme) (Bonnes *et al.*, 2005). Il s'agit d'un liquide riche en fructose qui constitue

une source d'énergie pour les spermatozoïdes selon White et Wales (1961) et Bonnes *et al.* (2005), en acide citrique et en prostaglandines (Setchell, 1991 ; Baril *et al.*, 2005).

2.6.2. La prostate :

De 3 à 5 centimètres d'épaisseur, elle est située dans la paroi de l'urètre pelvien, il n'y a pas de partie conglomérée (corps) de la prostate, mais la partie disséminée est très développée. Chez le bélier, elle ne s'étend pas à la face ventrale de l'urètre. Le liquide prostatique étant riche en acides aminés, enzymes, fructose et surtout en Zinc (rôle bactéricide), contribue d'une grande part dans la formation du sperme (Barone, 1978).

2.6.3. Les glandes bulbo-urétrales :

Glande paire, appelée glande de Cowper, elle est peu volumineuse chez les petits ruminants, globuleuse, de taille d'une noisette et d'une largeur de 1cm (Barone, 1990 ; Setchell, 1991), étendu du revers médial de la tubérosité ischiatique à la face dorsale de la terminaison de l'urètre pelvien (Barone, 1990). Elle secrète un liquide clair visqueux à pH alcalin (pH=7,8) servant au nettoyage et à la lubrification de l'urètre juste avant l'éjaculation (Barone, 1978 ; Noakes *et al.*, 2001).

2.7. Les organes d'évacuation :

L'urètre est un long conduit impair servant à l'excrétion de l'urine et celle du sperme, il est divisé en deux parties anatomiquement distinctes (Barone, 1990):

- L'urètre pelvien logé dans le bassin,
- L'urètre extra-pelvien entièrement recouvert par l'albuginé et soutenu par deux cordons fibro-spongieux.

Le pénis est l'organe copulateur du mâle (Vaissaire, 1977). Il est de type fibro-élastique, mesurant 40 centimètres en moyenne, il porte à son extrémité un appendice vermiforme qui est spécifique à l'espèce ovine, sa structure tissulaire lui permet de s'éjecter au moment de l'accouplement et de déposer la semence dans les voies génitales femelles (Barone, 1990). Il est formé par l'urètre pelvien auquel sont annexés des muscles et des formations érectiles (Bonnes *et al.*, 2005).

Chapitre -II-

Maitrise de la Reproduction

Maitrise de la reproduction :**1.Introduction :**

- Au cours des quatre dernières décennies, le monde des pays développés a subi des changements considérables .
- Dans l'élevage moderne et intensif des années 1990, la maîtrise du moment et des conditions de fécondation est désormais possible dans la plupart des espèces domestiques .Chez les ovins et caprins , notamment , la synchronisation des œstrus et des ovulations par la technique des éponges vaginales imprégnées de progestatif , associées à la PMSG (pregnant mare serum gonadotrophine), connaît un succès considérable (Thibault et Levasseur,1991).
- Les élevages intensifs doivent être de plus en plus performants, tout en gardant une production de qualité conforme aux exigences du marché. Dans les élevages intensifs, qui subsistent encore presque bien adaptés à des milieux difficiles ,la maîtrise de la reproduction pour faire coïncider les ressources fourragères et les besoins des animaux , est essentielle .Dans ce contexte, la maîtrise de la reproduction des animaux de ferme est très vite apparue comme une des clés du développement de l'élevage (Thibault et Levasseur,1991).

2 .Principe :

La synchronisation des chaleurs consiste à avoir un certain nombre de femelles en œstrus durant une période très courte (Hunter ,1980).

En termes pratiques, la synchronisation d'œstrus d'un groupe de femelles met en jeu deux alternatives pour modifier les cycles œstraux :

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

3. Intérêt et importance économique :

On peut classer les intérêts de la technique de synchronisation des chaleurs en plusieurs points dont les principaux sont les suivants :

3.1. Utilisation de l'insémination artificielle :

L'insémination artificielle chez les ovins ne peut se réaliser sans synchronisation des chaleurs. La mise au point de techniques permettant la maîtrise des cycles a été un préalable à

l'utilisation de l'insémination artificielle et à la mise en place de programmes d'amélioration génétique efficaces (Bonnes et al 1988).

Le développement de la technique de synchronisation des œstrus et des ovulations par le traitement avec des éponges vaginales imprégnée de progestatifs, associés à la PMSG et son adaptation à de nombreuses races et systèmes d'élevage a permis l'essor de l'insémination artificielle .moteur du progrès génétique (thibault et levasseur,1991).

3.2. Choisir la période de reproduction (gestion de la période de gestation) :

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

Ajustement aux disponibilités fourragères (surtout pour les troupeaux ovins transhumant) (thibault et levasseur,1991).

- Adaptation au marché à la demande.
- La possibilité d'agnelages d'avancer par rapport à l'époque traditionnelle ,et de programmer d'avantage le moment de la commercialisation permet de mettre sur le marché des produits aux périodes où les cours sont les plus favorables (thibault et levasseur,1991).

3.3. Intensification du rythme d'agnelages :

La synchronisation des chaleurs permet de rendre possible trois agnelages en 2 ans (tchamitchian,1973, brice et jardon 1985).

3.4. Optimisation de la taille de la portée :

L'optimisation de la taille de la portée doit cependant se faire en tenant compte de la valeur laitière des mères .Dans les races à faible production laitière, l'augmentation de la prolificité ne constitue pas forcément un avantage (thibault et levasseur,1991).

3.5. Mise à la reproduction précoce des agnelles :

Les agnelles peuvent être traitées dès le 7^{ème} au 8^{ème} mois à condition qu'elles atteignent au moins les 2/3 du poids adulte et qu'elles soient en bon état général , par contre , les résultats seront mauvais si on ne respecte pas ces conditions (cognie et al 1970).

3.6. Synchronisation de l'œstrus et groupage de la mise basse :

Les avantages qui découlent de cette concentration sont importants. La concentration des mises bas sur quelques semaines ou quelques jours limite les temps d'intervention et de surveillance donc les coûts, ce qui réduit les mortalités périnatales. Cette synchronisation facilite aussi la constitution de lots homogènes d'animaux jeunes, en cours de sevrage ou en croissance (Abdhelhadi,1998).

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

La technique de maitrise des œstrus, permet de limiter la période improductive des brebis et réduire la durée de l'anoestrus saisonnier permettant aussi d'obtenir plus d'une gestation par brebis et par an , ce qui accroît sensiblement de plus de 25% la productivité femelle (brice ,1991).

3.8. Réduire l'intervalle entre deux gestations :

La concentration de mises bas sur quelques semaines ou quelques jours, limite le temps, et donc les couts. Elle permet une meilleure surveillance, ce qui réduit les mortalités prénatales .Elle permet ainsi de réduire l'anoestrus postpartum chez la brebis , ce qui rend possible d'atteindre l'objectif des 3 agnelages en 2ans (chales ,1983 ; thibault et levasseur,1991).

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

La synchronisation avec la maitrise du moment exacte des ovulations à l'heure près, permet déjà ou permettra rapidement des collectes d'ovocyte au même stade sur de nombreux animaux , l'obtention à la demande d'œuf juste fécondés , la mise à la disposition d'un grand nombre d'embryons ou d'un grand nombre de femelle receveuses en même temps et même stade du cycle .Ces différentes possibilités favorisent la mise au du développement .par exemple , de la fécondation in vitro , de la culture , de la congélation et de transfert d'embryon. du sexage de embryon ou du transfert de gènes(brice et jardon 1985, thibault et levasseur,1991).

4.Méthode :

4.1.Zooteknique :

4.1.1. Alimentation « flushing » :

Une augmentation contrôlée de alimentation, connue sous le nom de flushing stimule les ovulations (Henderson ; 1991)

L'action de alimentation se manifeste aux différentes période de la vie productive , principalement pendant les 2 à 3 semaines qui précèdent et qui suivent la saillie .La lutte des brebis est une période privilégiée qui conditionne l'obtention d'une bonne fertilité et d'une bonne prolificité (theriez ,1984, besselievre ,1986).On distingue un effet « statique » de l'alimentation sur le taux d'ovulation par l'intermédiaire du poids et un effet dynamique du à la variation de l'état nutritionnel de brebis lors de la lutte (Abdnnebi ,1985).

La flushing maintenu assez longtemps après la fécondation , permet d'accroître le taux d'ovulation et par conséquent la prolificité car il évite une augmentation du taux de mortalité embryonnaire due à un taux d'ovulation accru .Chez les animaux ayant un état corporel moyen ou bas , l'accroissement progressif de l'alimentation de brebis au cours des semaines qui précèdent la lutte ou le flushing doit débuter au plus tard 17 jour le avant début de la lutte et se poursuivre 19-20jour après l'introduction des brebis (besselièvre ,1997,theriez,1984).

La pratique du flushing consiste en un amaigrissement des animaux suivi d'une phase de gain de poids avant la lutte . Cette technique donne des résultats meilleures que le maintien des brebis à poids constant (Roux 1986).

Le flushing peut se faire par l'apport de 300 à 400g d'aliment concentrés en plus de la ration nécessaire pour l'entretien pendant les 3à4 semaines qui précèdent la lutte (besselièvre ,1978, Girou et al ,1971).

Le flushing dure 6 semaines : 3semaines avant 3 semaine après (Roux 1979).

Le niveau alimentaire n'a pas d'effet significatif sur le taux d'ovulation des brebis en état moyen .

4.1.2. Effet bélier :

C'est une technique qui permet le groupage naturel des chaleurs et l'amélioration de la prolificité (Henderson ,1991).

A la fin de l'anoestrus saisonnier chez les ovins , l'introduction de bélier au milieu des brebis résulte en une apparition précoce de l'oestrus de façon synchrone chez ces dernières (Henderson ,1991).

Les brebis isolées du bélier pendant une durée d'un mois , réagissent à l'introduction du bélier dans le troupeau par une augmentation rapide de la concentration plasmatique de LH, ainsi que par un pic pré-ovulatoire de LH. L'ovulation survient en moyenne 35 à 40 heures après (martin et al , 1986).

Cet effet bélier outre son action de groupage des chaleurs, permet de réduire la durée de l'anoestrus saisonnier, la reprise de l'activité et améliore la fertilité .

Le déclenchement des chaleurs chez les brebis par effet male aboutit à dépression des œstrus sur dizaine de jours. Dans de telle condition, la possibilité d'obtenir un groupage des œstrus résultant de l'introduction des béliers, dans un troupeau des femelles préalablement

isolées présente un grand intérêt. Les mortalités de l'utilisation pratique ont été définies en 1944 et cette technique est largement employée dans élevages extensifs (Lindsay et al ;1982).

4.1.3. L'éclairage artificiel :

L'utilisation de l'éclairage artificiel peut modifier la saison sexuelle .En dehors de celle-ci, en soumettant des lots à des durées d'éclairage et taux normal de mise bas (Etienne, 1987).

La méthode consiste à allonger la durée du jour nature, sur des brebis devraient mettre bas en février, dès le début de janvier, la longueur du jour a été prolongée pendant 6 semaines jusqu' à 18 heures par jour, pour être ramenée en suite à 13 heures la fin du mois de mars. La réponse des brebis n'est pas immédiate. Les chaleurs sont apparues à la mi-juin, soit plus tôt.

4.2. Médicales :

On distingue deux type de méthodes :

- Par raccourcissement de la phase lutéal physiologique par l'emploi des facteurs lutéolytique exogène.
- Par prolongation de la phase lutéale du cycle sexuel normal par des progestatifs exogène (tsouli, 1985).

4.2.1. Facteurs lutéolytique :

La méthode lutéolytique aboutit à une lyse du corps jaune , qui sera suivi par décharge de FSH et l'évolution d'un nouveau follicule et donc d'un nouveau cycle sexuel. On peut utiliser 2 produits : les prostaglandine dont l'utilisation est répandue et les œstrogènes qui ne sont pas beaucoup utilisés (mcdonald,1980)

a) les œstrogène :

ils ont été utilisés en premier, ils entraînent une lutéolyse .les chaleurs sont inconstantes et l'ovulation est mal maîtrisée (Griou et al ,1971).

Les œstrogènes ont une certaine action sur le corps jaune des femelles ovines . les œstrogènes ,injectés à certains stades du cycles (2^{ème} moitié), peuvent avoir une action lutéolytique en induisant la sécrétion de la PGF2 α . A d'autres stades , ils ont une action lutéotrophique (thimonier et al ,1987, bahri,1987) .

Les œstrogènes seuls ne donnent pas de bons résultats de fertilité , même s'ils peuvent synchroniser les œstrus chez la brebis par leur action lutéolytique ; en fait, les E2 donnent plus souvent des chaleurs anovulatoires.par conséquent ils ne peuvent être utilisés seuls dans

des programmes de synchronisation mais en association avec les progestérones(Griou et al ,1971).

B) les prostaglandines :

Cependant, vu leur action strictement locale, ils ne répondent à la définition classique de l'hormone. Les phospholipides des membranes cellulaires donnent lieu à la production de l'acide arachidonique , qu'est acide gras précurseur de la majorité des prostaglandines et E2.

Les prostaglandines peuvent jouer des rôle très importants en reproduction incluant : la sécrétion des gonadotropines ; l'ovulation de certaines espèces ,la régression ou la lutéolyse du corps jaune par le contrôle du cycle sexuelle ; produisent la motilité et les contractions utérines ; des effets ocytocique pendant la parturition et le transport des spermatozoïdes dans les voies génitales femelles ;elles sont aussi impliquées dans la relation et l'effacement du col utérin pendant la parturition chez la jument la brebis et la femme.

La PG utérine est produit par l'endomètre à partir de l'acide arachidonique, sous l'influence des œstrogènes et de l'ocytocine. La régulation du cycle œstral par l'effet lutéolytique de la prostaglandine utérine est un mécanisme très complexe qui varie d'une espèce à une autre (Robert,1986).

Un certain nombre de PG stables ou leurs analogues sont produit dans le commerce et sont utilisès comme traitement pour provoquer la lutéolyse du corps jaune mur pour déclencher l'oestrus , pour la synchronisation des chaleurs ou encre pour induire l'avortement chez la brebis , la chèvre , la vache et la jument .

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

Les PG , naturelle ou leurs analogues structuraux entraînent la régression d'un corps fonctionnel 48 h après l'injection. L'administration des prostaglandines doit être effectuée pendant la phase lutéale de j5 à j7 . IL faut donc 2 injection d'intervalle pour synchronisation les chaleur de la plus part des brebis au cours de la saison sexuelle (thibault et levasseur,1979 ;thimoinier et al ,1986, Deriveaux et Ectors,1991).

L'intervalle fin de traitement apparition de l'oestrus est affecté par le jour du traitement .

Il est d'autant plus élevé que le traitement est appliqué à un stade avancé du cycle (Evans, 1987, henderson, 1991).

Après injection de la PGF_{2α}aux brebis , chèvres , vache et jument qui cyclent normalement et ayant un corps jaune mure (donc après 5 à 7 jours de l'oestrus), ce dernier régresse, et un autre oestrus normal et fertile habituellement survient. Chez la brebis et la chèvre , il survient habituellement 2 a 3 jour après injection , tandis que chez la vache , il survient généralement 2a 35 jour ou même un peu plus (Robert,1986).

4.2.2. Les progestagènes :

Depuis plusieurs années , la P4 ou ses dérivés synthétique sont utilisés pour inhiber l'oestrus et l'ovulation afin de synchroniser un groupe des femelles.

C'est l'hormone produite par le corps jaune ou encore l'hormone stéroïdienne produite par les cellules de la granulose et les cellules lutéale .Dans beaucoup d'espèce animales , la sécrétion de la progestérone par le follicule début avant l'ovulation ;celle-ci poursuit avec la maturation du corps jaune , étant donné que la demi-vie de la P4dans le sang de 3 à5 minutes seulement chez la vache et la jument (Robert,1986).

La P4 est aussi produite par le cortex surrénalien et le placenta.

Après ovulation le corps jaune se devloppe à partir des cellule de granulosa du follicule de DEGRAAFE,et il est maintenu en activité grace à l'hormone gonadotrape , lutéotrope ou lutéinisante « LH » . Sous l'influence de la LH , les cellules lutéinique produisent de la progestérone (Robert,1986).

La production de la progestérone par le corps jaune régularise le cycle œstral en inhibition l'œstrus, le pic ovulation de LH , et joue encore des rôles très important en reproduction animale .le corps jaune est indispensable pour la gestation chez la grande majorité des espèces animal domestique , même si dans espèces , le placenta prend le relais de la production de la progestérone vers la deuxième moitié de la gestation exemple : brebis et jument (Robert,1986).

La P4 stimule la croissance du système glandulaire endométrien de l'utérus ; elle stimule aussi la production du lait « lait utérin » par l'endomètre , élément essentiel pour nutrition de la gestation en produisant un milieu favorable à la survie et au développement embryonnaire , et en inhibition la mtilité de l'utérus.

La P4 est aussi produite sous forme synthétique ;celle –ci est préparée dans une base huileuse et sous forme de « REPOSTTOL ».Cette préparation huileuse donne un effet qui dure 24 à 48 h , une fois injectée en intramusculaire .

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

La P4 naturelle ou synthétique peut être administrée par la voie injectable ou orale pour prévenir l'œstrus, en supprimant par effet « feedback négatif central » la production des hormones gonadotropes, et ces, pendant toute la durée d'administration de cette hormone. Et c'est par cet effet qu'elle est utilisée pour la synchronisation de l'œstrus chez les différentes espèces animales citées. Cependant, il ne faut pas oublier de citer que le taux de fertilité au prochain œstrus qui suit, le traitement est très faible par rapport aux animaux non traités (15 à 20% de moins par rapport aux témoins) (Legan, 1981 ; Robert, 1986).

L'administration de P4 ne modifie que très peu la durée de vie du corps jaune et le moment normal de la régression lutéal. Cependant, la présence de P4 empêche toute apparition d'œstrus et d'ovulation chez les femelles dont le corps jaune a déjà régressé. L'arrêt du traitement est suivi de l'œstrus et de l'ovulation. Le traitement à base de P4 doit donc avoir une durée sensiblement égale à la phase lutéal pour l'obtention du résultat souhaité (Thimonier et Bosc, 1986).

Toutefois, le traitement progestatif seul est insuffisant pour provoquer l'apparition de l'œstrus chez la totalité des animaux traités pendant la période d'anoœstrus. L'injection par la voie intramusculaire de la gonadotropine sérique de jument gravide « PMSG » à la fin de traitement progestatif augmente le pourcentage des femelles en œstrus (Coni et Al, 1970).

a) Nature des produits utilisés :

A côté de la P4, d'autres produits synthétiques qui ont des propriétés analogues sont utilisés, ces substances sont regroupées dans l'appellation de « progestagènes ».

Trois groupes de progestagènes sont utilisés :

- MAP : 6-Méthyl-17-Acétoxy-progestérone ou Médroxy-Progestérone
- CAP : 6-chloro-Dihydro-17-Acétoxy-progestérone ou chlormadione.
- FGA : 17-Acétoxy-9-Fluoro-11-hydroxy-prégnane-20-dione ou acétate de fluorigestone (Thibault et Levasseur, 1991).

b) Quantités à administrer :

cette quantité du produit lui-même varie en fonction de l'animal qui va être traité, de la saison pendant laquelle on applique ce traitement et du mode d'administration généralement, on utilise les doses minimales efficaces qui sont les plus faibles possibles pour lesquelles les progestagènes de synthèse sont efficaces sans avoir un effet rémanent après arrêt du traitement (Gounis, 1989).

c) Modes d'administration :

- Eponges vaginales :

L'absorption de la progestérone et des progestagènes est très bonne par la muqueuse vaginale. Le traitement de brebis par éponge vaginales imprégnées d'acétate de fluorogestone « FGA » ou analogue pendant 12 à 14 jour permet la synchronisation des chaleurs pendant la saison sexuelle , au cours de l'anoestrus saisonnier ou post-partum et mise à la lutte des agnelles . Trois produit sont commercialisés actuellement et administrées par voie vaginale (Thimonier et al, 1975).

- -Des éponges commercialisées sous le nom de VERAMIX par le laboratoire « UPJON » (Robinson et quinlivan ,1986).
- -Des éponges imprégnées de FGA commercialisées sous le nom de CHRONO.GEST par le laboratoire « INTERVET ».

Les éponges imprégnées de FGA et dosées a 30mg sont laissées en places 12 jour et les éponge dosées à40 mg pendant 14 jours . IL est préférable de ne pas dépasser les durées car , au-delà, la dose de FGA restant dans l'éponges risque d'être insuffisante pour la synchronisation (Kayser,1970).

Tableaux 05 : Modalités pratique d'utilisation des Progestagènes « FGA »chez les brebis

Paramètres	Saison sexuelle	Contre saison
Dose de FGA	40mg	30mg
Durée de traitement	14jour	12jour
Dose de PMSG	300 à 600UI	400 à 700UI
Moment d'injection	Au retrait	Au retrait
Moment de la saillie	48 à 60h 1bélier/10brebis 1bélier/7à8 agnelle	48 à 60h 1bélier/10brebis 1bélier/7à8 agnelle
Moment d'insémination	Brebis :55h Agnelle : 52h	Brebis :55h Agnelle : 52h
Intervalle minimal parturition – traitement	60jour	75jour

Voie orale :

Leur usage est fastidieux car l'administration doit être quotidienne pendant tout le temps du blocage du cycle. Leur effet est peu modulable .

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

Voie parentérale :**-Injectable :**

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

-implant sous-cutané :

L'implant contenant la substance progestative qui va être libérée dans l'organisme et placé en position sous cutanée entre la peau et cartilage , sur la face externe de l'oreille . Il est retiré au bout de 10 à 12 jour suite à une légère incision de la peau à l'extrémité de l'implant . Les ptogestagènes utilisés sont de très activité , actuellement ont utilise le (SC 21009 NORGESTOMET) (tsouli,1985).

4.2.3. Mélatonine :

L'utilisation de la mélatonine permet d'obtenir un déclenchement plus précoce de la saison de reproduction des brebis , en même temps qu'un raccourcissement de la période de lutte ainsi qu'une amélioration de la fertilité et de la prolificité (cheminau ,1991).

La durée optimale pour obtenir un déclenchement plus précoce des ovulation chez au moins les 2 /3 des animaux traités ,est supérieure à 36 jour mais inférieure à 93 jour .Il faut avoir au moins 36 jour du cyclicité ovarienne soit établie de façon régulière.

La durée optimal pour un traitement sous forme d'implant sous cutané est situé aux alentours de70 jour . la dose de mélatonine libérée de manière régulière doit permettre d'obtenir des concentration voisines des niveaux observés pendant la période de jours courts chez des femelles témoins soit 12g/ml (cheminau , 1991).

Plusieurs formes de distribution de la mélatonine ont être essayées :

- Distribution quotidienne par injection ou ingestion
- Bolus intra-ruminal
- Implant sous cutané

Dans le cas des implant sous-cutanés , il se produit également une augmentation du taux d'ovulation qui conduit à un léger accroissement de la prolificité . En France. Ce traitement est testé sur deux race ; la limousine et la caussenarde.

Tableau 06 : Schéma d'utilisation des implants de mélatonine (espèce ovine).

Lutte naturelle	
J 7	Isolement des brebis
	Implants sur les brebis
J 10	Implants sur les brebis
J 40	Introduction des béliers
J 60 à 70	Saillies
Synchronisation et IA	
J 0	Implants sur les brebis
J 18 à J 28	Pose des éponges vaginales
J 30 à J 40	Retrait des éponges
	Injection de PMSG
55 heures après le retrait	IA
J 35 à J 45	Introduction des béliers
	Saillies des retours

4.3. Traitements combinés :

4.3.1. Combinaison du traitement progestérone-PMSG avec l'œstradiol 17 β :

Pour rétablir la fertilité des brebis laitières de race karagounik pendant l'anoestrus de lactation, le traitement à base de progestérone (implant) associé à deux injectons de 1000 UI de PMSG à intervalle de 16 jours permet 76.6 % d'agnelage. L'injection de 30 μ g d'œstradiol 17 β injecté après la 1^{ère} injection de PMSG immédiatement et avant la saillie abaisse à 50 % le taux d'agnelage (Alifakiotis, 1978).

4.3.2. Amélioration de la synchronisation des chaleurs induites après les éponges vaginales imprégnées de FGA et par l'effet bélier ou de la progestérone et l'effet bélier :

Les travaux de Lindsay et al, 1982 montrent une similitude des résultats de l'utilisation de l'effet bélier seul ou combiné à un traitement progestatif ou progestérone.

Tableau 07: Effet différents traitements sur la fécondation de brebis de la race Morios (Lindsay et al, 1982)

Groupe	Traitement	Nombre	1 ^{er} cycle		2 ^{ème} cycle	
			Fertilité	Prolificité	Fertilité	Prolificité
I	FGA + Male	35	71,4	1,16	94,3	1,15
II	Effet male	35	70,6	1,17	94,1	1,16
III	Effet male + P4	35	71,4	1,12	82,9	1,10

4.3.3. Influence de la variation de l'apport d'aliment concentré avant et après l'œstrus induit par un traitement hormonal sur la fécondité des œstrus :

L'élévation du niveau alimentaire a un effet sur la fertilité, mais essentiellement en amélioration de la prolificité. L'effet favorable du « flushing » se manifeste aussi sur la fécondité.

Le flushing pré-œstrale a permis d'obtenir une proportion plus importante de gestation multiples chez la brebis ; le niveau alimentaire élevé sur toute la durée de l'expérience permet donc d'avoir le meilleur taux de fécondité (karoud ,1993).

4.3.4. Résultat obtenu par combinaison de l'effet bélier, la PMSG,

le flushing et le traitement par les éponges :

a) Effet de la PMSG :

En l'absence de la PMSG la fertilité est plus faible au premier qu'au second œstrus après le retrait de l'éponge et la fécondité est également plus basse. Par contre lorsque les brebis reçoivent de la PMSG, les différences de fertilité et de fécondité entre œstrus induit par le traitement progestatif et seconde œstrus après le traitement progestatif avec la PMSG disparaissent. La prolificité à l'œstrus induit augmente par rapport à celle de l'œstrus mais la différence n'est pas significative. Tableau 05 (Colas et al, 1973).

Tableau 08 : Influence de PMSG sur la fertilité après traitement progestatif et sur la fertilité naturelle des brebis laouane en saison sexuelle (Colas et al, 1973).

Insémination à l'œstrus		Fertilité %	Prolificité %	Fécondité %
Expérience I(sans PMSG)	01	54,5		83,5
	02	72,0		123,5
Expérience II(avec PMSG)	01	69,0	139,4	96,2
	02	7,8	132,3	95,0

Effet du flushing :

Les différentes combinaisons de traitement aux éponges vaginales imprégnées au FGA avec et en absence de flushing comparées entre elle. Les résultats sont apportés dans le tableau 06 .

Tableau 09 : Fertilité, prolificité et fécondité des brebis mises en lutte de printemps après traitement hormonal associé ou non a un flushing (Besse lièvre, 1981) .

	Flushing	Absence de flushing
Fertilité %	75,5	69,2
Prolificité %	191,7	179,9
Fécondité %	144,7	124,1

C) Comparaison entre éponges+ effet bélier + PMSG :

Tableau 010 : Action du bélier sur le taux d'ovulation la brebis de race Mérios (en mois de Mai) (Besse livre,1981).

	Taux d'ovulation %	Prolificité %
Ovulation naturelle	1,2	1,16
Effet bélier après traitement d'éponges	1,6	1,3
PMSG après traitement éponges	2,0	1,63

Tableau11 : Comparaison de l'effet bélier et de l'injection de PMSG en fin de traitement de synchronisation par les éponges chez les brebis de race Berrichonnes (en mois de Juin) (Besse livre,1981).

	Fertilité %	Prolificité %	Taux d'agnelage supérieur à 2
Eponges + PMSG	78,7	177	15 ,4
Eponges + effet bélier	76,6	161	4,3

Tableau12 : Importance du moment d'introduction des béliers sur la fertilité et la prolificité des brebis de race Tarasconnaise traités aux progestagènes (en mois de Février).

	Fertilité %		Prolificité %	
	Cycles		Cycles	
	1 ^{er}	2 ^{eme}	1 ^{er}	2 ^{eme}
Eponges + PMSG	66	80	139	132
Eponges + effet bélier 2 jours avant fin progest	80	93	116	118
Eponges + effet bélier fin progest	67	96	122	119

4.3.5. Association mélatonine avec traitement de synchronisation de l'œstrus :

L'utilisation de la mélatonine, en association avec un traitement hormonal de synchronisation de l'œstrus permet d'améliorer le résultat de fécondité des brebis et de favoriser l'apparition des chaleurs sur les brebis non fécondées. Cet accroissement des performances de production du à un déclenchement plus précoce de l'activité sexuelle en avance de sa saison et don à une induction de retour en chaleur chez les brebis non fécondées (vides) après traitement hormonal.

4.3.6. La combinaison du traitement prostaglandines + PMSG et progestérones +PMSG :

La prostaglandine agit par arrêt de l'approvisionnement en sang du corps jaune (lutéolyse). Par contre la progestérone , la libération de la Gonadotrophine endogène jusqu'à retrait des éponges vaginales (Mukasa-Mugerwa,1992).

Tableau 13 : les taux de fertilité et de prolificité obtenue par un traitement avec la prostaglandine et la progestérone associé à la PMSG chez la brebis de race Menze Ethiopienne (Mukasa- Mugerwa,1992).

Méthode de synchronisation	Dosage de PMSG(UI)	Nombre de brebis traitées	Nombre d'agneaux nés		
			Simple	Double	Total
Eponges vaginales (FAG)	Aucun	12	8	1	10
	200	12	7	2	11
	300	12	4	5	14
PGF 2 α	Aucun	12	7	1	9
	200	12	6	2	10
	300	12	5	4	13
Total		72	37	15	67

5 . Technique d'amélioration de la prolificité :

5 .1. Naturelle :

a) Influence de l'alimentation :

Le niveau d'alimentation des brebis au moment de lutte est un des principaux facteurs d'amélioration de prolificité. On a observé depuis longtemps qu'une alimentation accrue avant l'introduction du bélier se traduisait par un nombre supérieur de naissances gémeillaires même si cette supplémentassions était étroitement limitée dans le temps .les performances de production sont positivement corrélées au poids de l'animal avant la lutte (Gunn et al, 1986).

Le poids vif et la prise de poids avant la lutte ont une influence déterminante sur les taux d'ovulation. De nombreux auteurs ont montré la liaison entre le poids vif lors de lutte d'ovulation. Les brebis lourdes produisent significativement plus d'agneaux à la mise bas parce que leurs taux de fertilité et d'ovulation sont supérieurs à ceux des brebis légères. Le taux mortalité embryonnaire varie également avec le poids de l'animal et son état corporel (Theriez , 1975 ; Roux 1986) .

Les brebis les plus lourdes ont non seulement un taux d'ovulation plus élevé mais aussi un taux de perte embryonnaire plus faible malgré la proportion d'ovulation multiples (Theriez ,1984). La suppression de l'apport d'aliment concentré la période de flushing augmentera le taux de mortalité embryonnaire. Cette dernier est d'autant plus marqué que le stress produit par la réduction de l'alimentation est plus fort.

5.2. Artificielles :

Au cours de la saison sexuelle, la fertilité des brebis inséminées artificiellement son plus faibles pendant un œstrus induit par un progestatif que pendant un œstrus naturel. Cette subfertilité ne peut résulter d'une apparition incomplète des chaleurs. On sait en effet, qu'à l'époque ou les animaux sont en plein activité sexuelle, le pourcentage d'apparition des chaleurs après traitement hormonal est très élevé (Thimonier et al, 1975).

b) LA PMSG :

Après injection de PMSG, le taux de fécondation est sensiblement augmenté et l'on parvient à un niveau de fertilité et de fécondité comparable à celui d'un œstrus normal. La PMSG apparait comme le complément à tout traitement progestatif (Colas et al ;1973).

- **Production :**

La PMSG : est une hormone présente au cours de la gestation chez les équidés. Elle est produite au niveau des cupules endométrialesfoeto-placentaires qui se développent à partir de l'invasion de l'endomètre par des cellules spécialisées du trophoblaste entre le 36^{ème} et 38^{ème} jours de gestation. C'est à ce moment que la PMSG apparait dans le sang des juments. La production de cette hormone augmente alors rapidement pour culminer vers les 60-80^{ème} jours de gestation. La concentration plasmatique de cette hormone commence à chuter à partir du 90^{ème} jour pour s'effondrer vers le 120^{ème} jour de gestation (Saumade ,1977 ; Legan ,1981).

- **Activités biologiques :**

la PMSG a essentiellement une activité FHS c'est-à-dire folliculo-slimulante, propriété ayant permis sa découverte en 1930. Depuis cette époque, de nombreux travaux ont précisé cet effet de stimulation sur la croissance folliculaire aussi de point de vue qualitatif que quantitatif chez l'animal pubère ou impubère (Roux ;1986).

Le mode d'action de la PMSG se traduit ;

- ✓ Une synchronisation plus précise des chaleurs et de l'ovulation.
- ✓ Une augmentation de la durée des chaleurs dont l'effet retentit sur la fertilité.
- ✓ Une élévation du taux d'ovulation.

Modes d'emplois et voies d'administration :

Les voies d'administration utilisées, sont les voies sous cutanées (SC), intraveineuse (IV) et intramusculaire (IM). Finalement seule la voie (IM) a été retenue. La diffusion par voie sanguine est nettement plus rapide et plus directe que par voie lymphatique.

A dose égale de PMSG, le nombre d'ovulation induit est deux fois plus élevé, lors d'injection par la voie (IM), que lors d'injection par la voie (SC) (Sumade, 1977).

- **Dose de PMSG :**

La dose de PMSG : varie en fonction de nombreux paramètres :

- ❖ **Saison :** A contre saison, on utilise dose supérieure à celle utilisée en saison sexuelle. Les doses de PMSG : généralement préconisées sont de 400 à 1000 UI (Khaldi, 1984).
- ❖ **La race :** Les différentes races sont inégalement sensibles à la PMSG. En pratique on réduit la dose pour les races prolifiques comme le Romanov et on les augmente pour les races moins prolifiques (Khaldi, 1984).
- ❖ **Individu :** Les doses varient selon l'âge et la stade physiologique de l'individu. La dose est plus réduite chez l'agnelle que chez les brebis (Khaldi et Lassouad, 1988).
- ❖ **Etat physiologique :** La dose de PMSG varie selon que la brebis soit allaitante ou tarie (Gouni, 1989).

Tableau 14 : Variation de la dose de PMSG en fonction de l'état physiologique des brebis (Gouni, 1989).

l'état physiologique	Saison sexuelle	Anoestrus saisonnier
Brebis sèches	400	500-600
Brebis allaitante	500	600-700
Agnelle (8 à 12 mois)	400	500

Effet de la PMSG :

– Sur le moment de l'œstrus :

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

L'œstrus survient plus tard chez les brebis allaitantes que chez les brebis tarées. De même le moment d'apparition de l'œstrus après traitement progestatif varie selon la race de la brebis (Cognie et Peltier, 1976).

L'intervalle fin de traitement – apparition des chaleurs est plus court pendant la saison sexuelle que pendant l'anoestrus. Tableau 12 (Manuer Revena et al, 1972).

Tableau 15 : Effet de la dose de la PMSG après traitement progestatif sur l'intervalle fin de traitement – apparition de l'œstrus (heures).

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

– Sur l'ovulation :

La PMSG augmente le taux d'ovulation de plus, il a été démontré interaction significative entre la dose de PMSG et la race par le taux d'ovulation. Tableau 16

Tableau 16 : effet de traitement progestatif et de la dose PMSG sur le taux d'ovulation (Gounis ,1989).

Dose PMSG (UI)	Taux d'ovulation moyen	
	An œstrus saisonnier	Saison sexuelle
0	0,6	1,0
200	1,2	1,2
400	2,2	1,8
800	7,4	4,0
1600	6,0	9,0

L'injection de la PMSG à la fin du traitement aux progestérones, stimule la croissance folliculaire, avance de début des chaleurs et augmente le taux d'ovulation.

La dose de la PMSG injecté doit être ajustée précisément en fonction de la saison, de l'état physiologique des brebis et de la race mais aussi à la prolificité naturelle de l'animal. En effet le brebis naturellement prolifique ont plus sensible à la PMSG. Selon (Bilon et al , 1986 ; Bister et al , 1987 et Lindsay et Thimonier, 1988). Considèrent que les doses de 1 PMSG doivent être comprises entre 250 et 700 UI par femelle.

Effets secondaires :

Chez la brebis lors de l'utilisation de la PMSG à une dose supérieure à 750 UI . la fertilité diminue.

Au moment de l'œstrus, la PMSG n'a pas été totalement éliminée et provoque une nouvelle croissance folliculaire avec sécrétion d'œstrogène qui perturbe le transit des gamètes (Bruyas et al, 1988).

Certains auteurs ont proposé d'injection au moment de l'œstrus un anticorps dirigé contre la PMSG, ce qui supprime toute stimulation folliculaire post-œstral.

Immunisation active contre les stéroïdes :

Cette méthode qui associe un conjugué androsténédione- HAS (sérum albumine humaine) avec un produit immunogène provoque après injection chez la brebis d'apparition d'anticorps spécifique à l'androsténédione qui stimulent l'ovaire de brebis traitée pendant ces deux premiers mois de lutte (cognie et al, 1984).

L'effet de l'immunisation active se traduit principalement par un accoissement de la proportion des ovulations multiples. Ceci provoque une augmentation de la prolificité avec

une diminution du nombre des portées triples au profil des doubles, une moindre mortalité périnatale et une meilleure croissance des agneaux (elsem et al, 1984).

Le tableau 17 : donne les performances de production (fertilité, prolificité) des brebis des différentes races, sous différentes traitement hormonaux.

Race	Traitement progestérone	Durée du traitement	Nombre de brebis	Dose de PMSG	fécondation	Fertilité %	Prolificité %	Référence
Rumbi	FAG ou MAP 30 à 40 mg	12-14	--	400-700	1A ,55haprès retrait de l'éponge	99	----	Cheminaux et al(1988)
Rasa Aragonesa	30 mg FAG	--	740	500	IA	75	156	Folch et Cognié (1985)
Mérinos D'Arles	30 mg FAG	--	80	500	IA	94	163	Folch et Cognié (1985)
Taadmait	30 mg FAG	12	50	500	Lutte naturelle en hiver (anœstrus)	56	117,85	Blahrèche et Boulanour (1991)
Taadmait	30 mg FAG	12	177	500	Lutte naturelle en printemps (anœstrus)	70 ,8	142,37	Blahrèche et Boulanour (1991)
Ouleddjellal	30 mg FAG	14	54	250	Lutte naturelle (saison sexuelle)	71 ,7 83,01	102,85	Boushaa et Lachi (1992)
Ouleddjellal	30 mg FAG	14	42	500	Lutte naturelle (saison sexuelle)	92.85 83.01	129,4	Boushaa et Lachi(1992)
Lacaune	30 mg FAG	12	134	400	Lutte naturelle (juillet, aout)	52.2 37.5	----	Thimomier et al (1968)
Ile de France	30 mg FAG	12	68	400	Lutte naturelle (juin)	64.7	----	Thimomier et al (1968)

Chapitre -III-

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 (figure21).

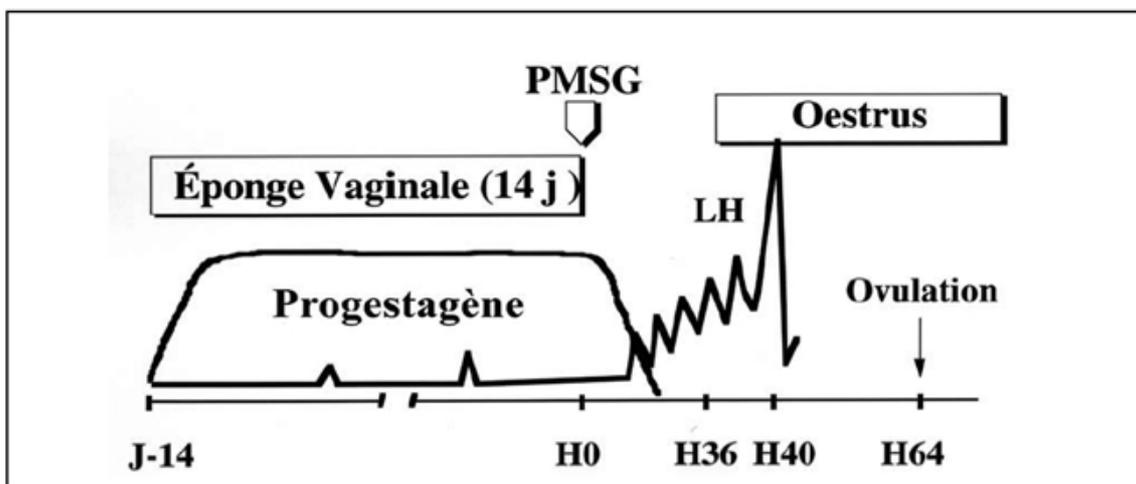


FIGURE 21 Principe d'action de l'éponge vaginale

Il existe principalement deux types d'éponges en vente dans le monde qui diffèrent par le type d'analogie 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. Procédure D'utilisation

3.1 Matériel

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

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

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

3.2 Pose de l'éponge

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

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

1. Asperger les éponges d'un spray antibiotique. Pour l'économiser, le pulvériser dans un sac plastique contenant les éponges. Compter une bombe de 200 ml pour 100 éponges, (image 1)



2. • mettre l'éponge dans l'applicateur par son extrémité biseautée en l'introduisant par le côté ficelé et en repliant la ficelle le long de l'applicateur (image 2)



3. mettre l'éponge par l'extrémité non biseautée en introduisant l'éponge par le côté non ficelé puis en la poussant avec le poussoir (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 ;

6. Introduire l'applicateur sans brusquerie en inclinant l'applicateur et en tournant légèrement puis libérer l'éponge en poussant sur le poussoir. Avec une éponge bien posée, la ficelle dépasse de cette longueur, ce qui facilitera la dépose. Il n'est donc pas nécessaire de la couper.

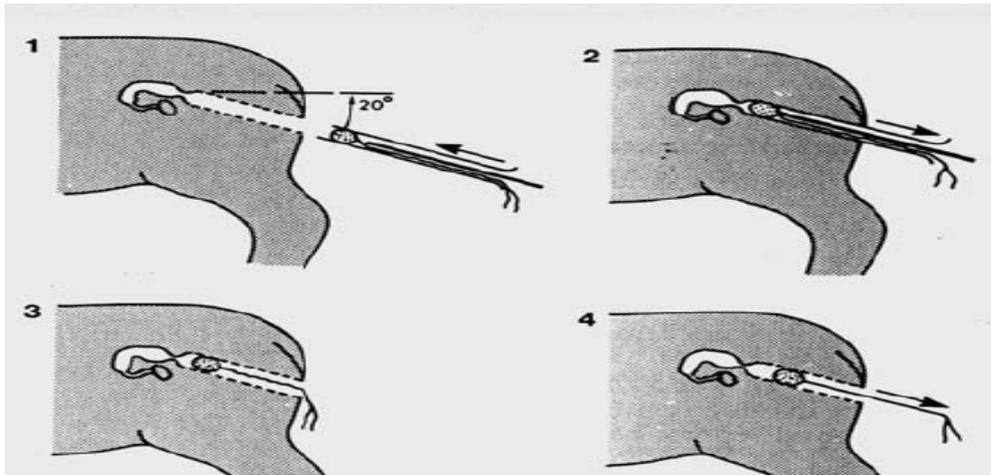


FIGURE22 Résumé des manipulations lors de la pose d'éponges vaginales

7. Maintenir le pousoir en place et retirer le tube de 2 à 3 cm pour libérer

l'éponge (image22) ;

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 dépuçelées 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 dépuçelage peut également être pratiqué avec un doigt (le port de

gants propres et désinfectés est obligatoire). Le dépucepage doit se faire au moins 1 mois avant la pose des éponges. Cette opération peut entraîner des lésions au niveau du vagin qui affecteront de façon permanente la reproduction de la jeune femelle. Il est donc très important de réaliser cette étape avec toute la douceur, l'attention et les précautions requises. Si ces conditions ne peuvent être scrupuleusement respectées, il est préférable de s'abstenir de poser des éponges à des agnelles. On s'évitera ainsi beaucoup d'ennuis.

3.3 Retrait de l'éponge

8. Pour enlever l'éponge, tirer lentement sur la ficelle vers le bas. Si la ficelle n'est pas visible, la chercher à l'intérieur de la vulve. Attention, il se peut qu'elle soit perdue (image 8).



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. A 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. A 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 soulevé) 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

10. Au retrait de l'éponge, la PMSG est injectée en intramusculaire profonde, dans le gigot ou dans le cou



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 élevé) qui pourrait être nuisible lors de l'agnelage en produisant une augmentation de la taille de la portée à un niveau non souhaitable pour un premier agnelage.

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

aiguille de calibre 20 G) de façon à s'assurer de la précision de la quantité injectée. Les quantités excédentaires de PMSG devraient être jetées et non pas réparties entre les dernières brebis comme c'est parfois le cas. Les brebis qui ont perdu leur éponge ne devraient pas recevoir de PMSG à moins d'être certains que la perte de l'éponge remonte seulement à quelques heures.

3.5. Mesures sanitaires

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

Idéalement, la personne qui pose les éponges doit s'abstenir de manipuler les brebis pour éviter de se souiller les mains ou de souiller les instruments ce qui pourrait entraîner la contamination du vagin des brebis. Le port de gants de plastique ou de latex est donc nécessaire en tout temps et surtout lors de la manipulation de l'éponge puisque l'hormone qu'elle contient peut diffuser à travers la peau de son manipulateur et affecter celui-ci.

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

3.6. Mise en place des béliers

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

béliers avec les brebis sans autres interventions du producteur, peut causer plusieurs problèmes :

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

Il est donc souhaitable d'intervenir pour assurer un meilleur déroulement des accouplements et ainsi augmenter la fertilité. La recommandation générale est de faire des saillies « en main » ou contrôlées à 48 h et à 60 h après le retrait de façon à s'assurer que chaque brebis aura été saillie. Cependant, cette technique exige beaucoup de temps puisqu'il faut présenter les brebis une à une au bélier. De plus, certains béliers plus « gènes » refuseront de faire des saillies en présence d'un « observateur ». Une méthode qui donne d'excellents résultats est en quelque sorte un hybride entre la lutte « en main » et la lutte en parquet. Pour ce faire, on introduit les béliers avec les brebis 48 h après le retrait de l'éponge. L'utilisation d'un harnais-marqueur pour le bélier permet d'identifier les brebis saillies dans les heures suivant l'introduction du bélier et de les retirer du groupe pour les représenter une deuxième fois à 60 h. Ainsi, on s'assure que chaque brebis qui est venue en chaleur a été saillie au moins une fois par le bélier et que ce dernier n'a pas démontré de préférence pour certaines brebis au détriment de d'autres. Comme les béliers ont généralement plus d'attrance pour les brebis que pour les agnelles, on séparera les agnelles des brebis. Il faut également prévoir un nombre suffisant de béliers pour répondre à la « demande » des brebis, soit environ 1 bélier pour 5-8 brebis, dépendant de la libido individuelle des béliers. Si les béliers ne sont pas assez nombreux, il est souhaitable de diviser les brebis en deux ou trois groupes et de les traiter à des dates différentes pour que les chaleurs apparaissent dans chaque groupe à 5 jours d'intervalle. De cette façon, les béliers sont utilisés pour le premier groupe pendant deux jours, se reposent trois jours avant d'être introduits avec les brebis du deuxième groupe. Quatorze jours après les saillies sur œstrus synchronisé, on réintroduit les béliers avec les brebis pour une période d'environ une semaine pour permettre les saillies sur les possibles retours en chaleurs des brebis qui ne seront pas gestantes après le premier accouplement.

4. Efficacite

Le pourcentage de brebis en chaleur dans les 3 jours suivant le retrait des éponges (taux de synchronisation) devrait être normalement supérieur à 90%. Ainsi, même dans les meilleures conditions, un certain nombre de brebis ne viendront pas en chaleur après le retrait de l'éponge.

Le taux d'agnelage escompté en saison sexuelle se situe aux alentours de 65 à 75 % à l'œstrus induit auquel s'ajoute un autre 15 à 20% d'agnelages provenant des saillies des retours en chaleurs. En contre-saison, on obtiendra environ 50 à 65 % d'agnelages à l'œstrus synchronisé et très peu d'agnelages (5%) provenant des retours en chaleurs. Cette situation s'explique par le fait que les brebis ne viendront pas naturellement en chaleur à cette période de l'année et retourneront en anoestrus tout de suite après l'œstrus induit.

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).

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

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 18: 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)

Nombre d'agneaux nés (morts et vivants)

Taux de fécondité= _____ x 100

Nombre de brebis mise à la reproduction

Taux de fécondité = Taux de fertilité x 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 élevé 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 taries 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 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.

Chapitr IV:

Technique induction des chaleurs –le CIDR

Introduction :

C'est la disparition du marché canadien en 2008 de l'éponge vaginale, le produit d'induction de l'œstrus en contre-saison la plus utilisée au Canada depuis les années 70, qui a forcé la main à Santé Canada à homologuer rapidement (2010) un autre produit disponible depuis longtemps en Nouvelle-Zélande : le CIDR. À ce jour, la grande majorité des études montre que le CIDR est aussi efficace que l'éponge vaginale pour induire l'activité sexuelle des brebis en contre-saison.

Comme la plupart des études sur le sujet depuis les 30 dernières années ont été réalisées avec l'éponge vaginale, plusieurs informations générales contenues dans ce chapitre proviennent de recherches effectuées avec les éponges.

Il est toutefois logique de présumer que les facteurs qui affectent la réussite de la technique de l'éponge affectent également et de la même façon la réussite avec le CIDR. Par exemple, on peut présumer que la dose de PMSG aura un effet similaire sur les résultats de synchronisation que ce soit avec l'éponge ou le CIDR.

Par contre, d'autres aspects spécifiques comme le moment exact du début des chaleurs et de l'ovulation pourraient être affectés par ce changement de produit de synchronisation. Mais ces différences entre les deux techniques n'entraînent pas de problème particulier en saillie naturelle. Par contre, il faudra en tenir compte si on souhaite utiliser l'insémination à temps fixe comme technique de reproduction.

1- Principe d'action :

Le CIDRMD (« Control Internal Drug Release », Zoetis Canada) est le nom commercial d'un «distributeur »intravaginal de progestérone développé en Nouvelle-Zélande au cours des années 80. Le principe d'action du CIDR est simple : recréer un cycle sexuel normal en imitant les conditions hormonales retrouvées durant les différentes périodes du cycle. Au cours d'un cycle sexuel normal, on observe une sécrétion élevée de la progestérone qui dure environ 14 jours (phase lutéale) et qui empêche la venue en chaleur de la brebis. Suite à la régression des corps jaunes des ovaires, le niveau sanguin de la progestérone baisse et permet l'apparition d'une nouvelle chaleur. C'est ce même schéma de sécrétions hormonales qu'on tente de reproduire avec les traitements hormonaux d'induction des chaleurs de type « progestatif » (traitement utilisant un progestagène – un analogue de la progestérone naturelle – ou de la progestérone naturelle). Dans le cas du CIDR, on utilise un élastomère de silicone médical solide qui contient de la progestérone naturelle (0.3 g ou 9 %) et qui est introduit dans le vagin de la brebis pour une période standard de 12 à 14 jours (des

essais sont en cours à l'Université Laval pour optimiser la durée du traitement ; voir Blais et al., 2013). Une fois inséré, le CIDR libère sa progestérone qui diffuse à travers la muqueuse vaginale pour se retrouver dans le sang de la femelle traitée. La progestérone exogène agit alors comme la progestérone endogène: elle bloque la sécrétion des hormones responsables des événements physiologiques liés à l'apparition des chaleurs et à l'ovulation. On simule ainsi les conditions hormonales de la phase lutéale du cycle sexuel. Au moment du retrait du CIDR, on injecte de la PMSG (« Pregnant Mare Serum Gonadotropins »), une hormone naturelle produite par le placenta de la jument gestante et extraite de son sérum, qui, injectée à la brebis, stimule le développement des follicules ovariens et la maturation des ovules. Le retrait du CIDR et l'injection de PMSG permettront la reprise de l'activité ovarienne (phase folliculaire) qui mènera à une chaleur (oestrus), entre 24 et 48 h suivant le retrait, suite au déclenchement du pic de LH et à l'ovulation (figure 24).

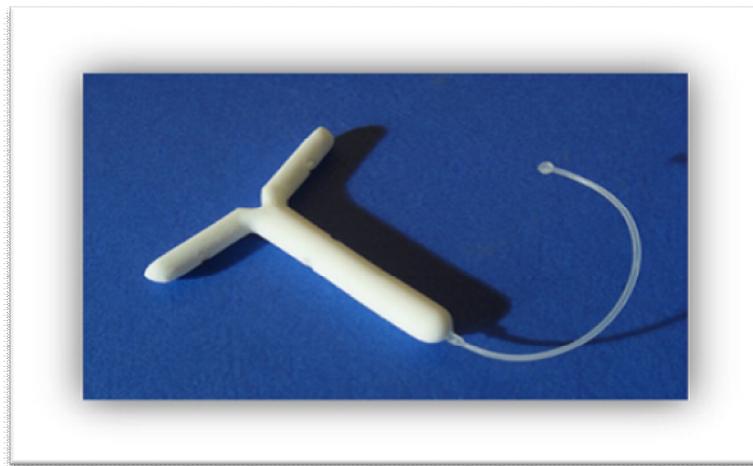


Figure23 :photos de cidre

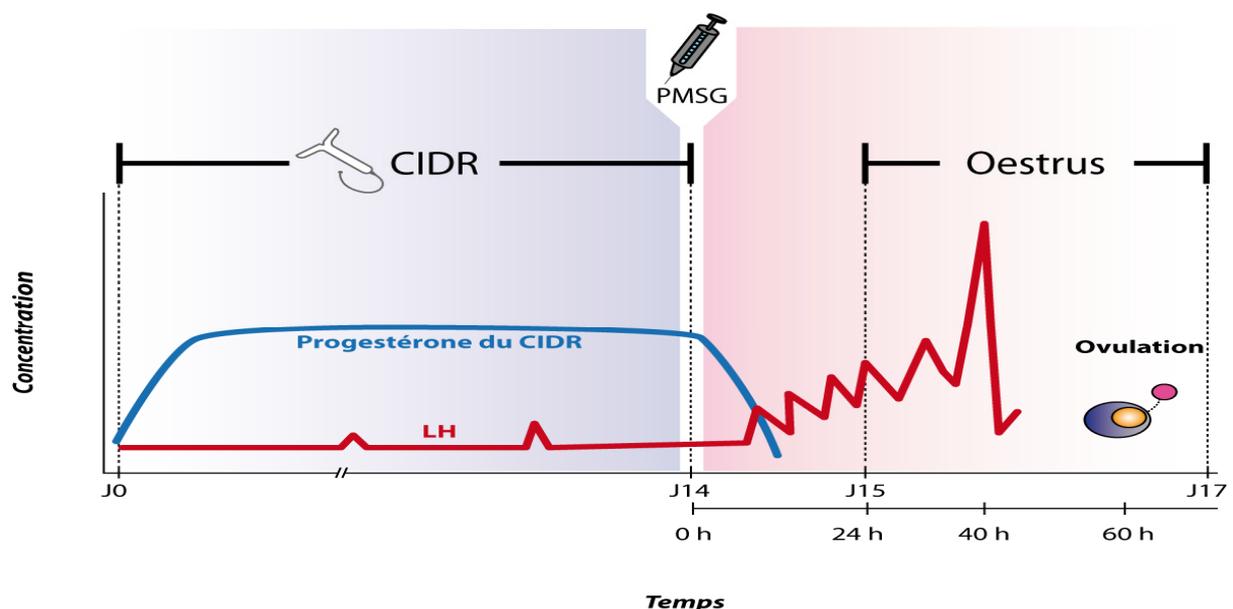


Figure 24:Principe d'action du CIDR.

2- Utilisation :

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

3 -Procédure 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 CIDR :

- gants de latex;
- applicateurs (2);
- lubrifiant ou crème antiseptique;
- chaudière propre réservée spécifiquement à cette opération; eau tiède;
- désinfectant (« Iodovet » ou iode 4 %);
- CIDR (conserver à la température ambiante, à l'abri de la lumière et de l'humidité);
- PMSG (conserver au réfrigérateur entre 2 et 6 °C);
- aiguilles 1 pouce 20 G pour l'injection de la PMSG;
- seringues 3 ml pour PMSG ;
- seringues 10 ml pour faire la dilution de la PMSG;
- ciseau.

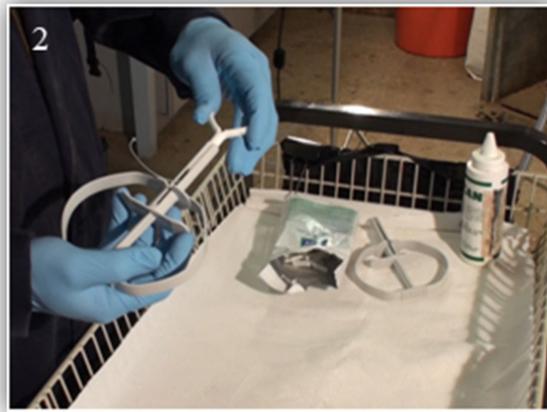
Comme certaines années antérieures, la disponibilité de la PMSG a déjà fait défaut. **Il est fortement recommandé d'avoir la PMSG en sa possession AVANT de poser les CIDR.** Il est essentiel de bien lire les instructions fournies par le fabricant pour tous les produits utilisés. Le vétérinaire vous aidera dans le choix et l'obtention des produits nécessaires à la synchronisation.

3.2 Pose du CIDR :

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



1. Désinfecter le tube applicateur entre chaque brebis dans un seau propre contenant de l'eau tiède et de l'iode (photo 1);



2. Insérer le CIDR dans le tube applicateur en repliant les « ailettes », le fil en nylon dans la fente de l'applicateur (photo 2);



3. Enduire légèrement l'applicateur avec un lubrifiant en gel ou une crème antiseptique de façon à faciliter son insertion

(photo 3). Attention, une lubrification trop abondante peut favoriser la perte du CIDR;



4. Il est recommandé de laver les vulves très souillées avant d'introduire le CIDR;



5. Écarter légèrement les lèvres de la vulve et introduire l'applicateur sans brusquerie avec un angle légèrement incliné vers le haut (photos 4 et 5) jusqu'à ce que l'applicateur soit complètement à l'intérieur du vagin. La brebis demeure toujours sur ses quatre pattes lors de la pose, aucun support ou chevalet n'est donc nécessaire;



6. Pousser ensuite sur la poignée l'applicateur pour libérer le CIDR (photo 6);



7. Retirer l'applicateur en faisant attention de ne pas retirer le CIDR en coinçant nylon (photo 7);

Il peut être conseillé, dans certaines circonstances, de **raccourcir le fil de nylon après la pose du CIDR**. On peut citer les cas où certaines brebis peuvent trouver plaisir à tirer sur le fil et ainsi à retirer le CIDR de leurs congénères. Cette situation peut particulièrement survenir quand la densité d'élevage est trop élevée, quand les brebis ont les queues trop courtes (ne recouvrent pas la vulve) ou que les brebis sont fraîchement tondues. Toutefois, des fils trop courts peuvent rendre difficile le retrait des CIDR. Dans la normalité des choses, la perte de CIDR ne devrait pas être supérieure de 1 à 2 % même si certaines études en rapportent jusqu'à 7 %. *Pose chez l'agnelle* 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 CIDR à des agnelles, il est nécessaire

que celles-ci soient dépuclées pour éviter que les légers saignements quelques fois observés lorsque l'hymen est perforé fassent adhérer le CIDR à la paroi du vagin. Cette opération se fait à l'aide d'un « ancien » applicateur d'éponges vaginales 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 mandrin délicatement à l'intérieur du vagin de l'agnelle. Lors du franchissement de l'hymen, une résistance est perceptible. Si celle-ci paraît anormale, il faut vérifier avec le doigt, une malformation étant toujours possible. Le dépuclage peut également être pratiqué avec un doigt (le port de gants propres et désinfectés est obligatoire !!).

Le dépuclage doit se faire au moins un mois avant la pose des éponges. Comme la pose de CIDR 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 opération avec toute la douceur, l'attention et les précautions requises. Si ces conditions ne peuvent être scrupuleusement respectées, il est préférable de s'abstenir de poser des CIDR à des agnelles. On s'évitera ainsi beaucoup d'ennuis.

3.3 Retrait du CIDR :

Dans le traitement standard le plus utilisé, le CIDR devrait être retiré après 12 à 14 jours de traitement, même si sur cet aspect les études sont assez variables. D'un point de vue strictement théorique, on peut retarder le retrait de quelques jours, car le CIDR est capable de maintenir une concentration de progestérone suffisamment élevée pour empêcher l'ovulation pendant environ 27 jours.

Mais, l'efficacité d'un traitement plus long que 14 jours n'a jamais été testée. Ainsi, mieux vaut s'en tenir à la recommandation des 14 jours pour le moment. À noter que l'heure de la pose des CIDR par rapport à l'heure du retrait n'a pas d'importance majeure sur les résultats de la synchronisation, pourvu que la période de 14 jours recommandée entre la date de la pose et la date du retrait soit respecté.

Pour retirer le CIDR, il suffit de tirer doucement sur le fil de nylon avec un mouvement dirigé légèrement vers le bas. Il ne faut pas prendre pour acquis qu'une brebis a perdu son CIDR si le fil de nylon n'est pas visible de l'extérieur. On doit vérifier en introduisant un doigt d'une main gantée dans le vagin de façon à localiser le fil ou le CIDR. Si on ne réussit pas à trouver ni l'un ni l'autre, il faudra effectuer un examen vaginal à l'aide d'un spéculum (disponible chez le vétérinaire).

Une façon simple de faciliter l'examen avec le spéculum est de soulever l'arrière-train de la brebis sur le bord d'une clôture (dans la même position que pour une insémination). Si le CIDR est encore en place, il suffit de tirer doucement sur le fil de nylon pour le retirer, ou d'utiliser une longue pince si le CIDR est trop profond dans le vagin.

On ne doit jamais laisser de CIDR à l'intérieur du vagin d'une brebis, car cela pourrait causer une infertilité chronique. Les CIDR « usagés » (ceux retirés à la fin d'un traitement) ne doivent pas être réutilisés pour traiter un second groupe de brebis.

Comme mentionné précédemment, le CIDR peut bloquer l'ovulation sur une période maximale d'environ 27 jours. Difficile d'imaginer de pouvoir réaliser deux traitements efficaces de 14 jours sans risquer d'hypothéquer la réussite de la synchronisation du 2e groupe de brebis traitées. Un risque financier trop grand par rapport aux économies réalisées ! Il faut également soulever l'aspect des impacts sanitaires à une telle pratique. Puisque les CIDR retirés contiennent encore une certaine quantité d'hormone, il faut en disposer de façon très sécuritaire et éviter qu'ils demeurent à la portée d'autres personnes ou d'autres animaux.

3.4 Utilisation de la PMSG :

Au moment du retrait du CIDR, on injecte de la PMSG (« Pregnant Mare Serum Gonadotropins »), une hormone naturelle qui a pour rôle de stimuler le développement des follicules ovariens et la maturation des ovules.

En fait, la PMSG joue un rôle similaire à l'hormone FSH produite naturellement par la brebis durant la phase du cycle sexuel entourant la chaleur. Son administration à doses plus élevées (sans excès par contre!! Jamais en haut de 700 U.I.) crée une augmentation du taux d'ovulation et donc une augmentation potentielle de la taille de portée. La PMSG n'améliore pas la fertilité en saison sexuelle. Ainsi, lorsque la synchronisation hormonale est utilisée à l'automne ou à l'hiver pour regrouper les accouplements, il n'est pas essentiel d'utiliser la PMSG. On peut cependant l'utiliser si on désire augmenter la prolificité.

Par contre, en contre-saison sexuelle, la PMSG est essentielle pour assurer une bonne fertilité des brebis et obtenir de bons résultats. Son utilisation est indispensable en anoestrus pour assurer une croissance optimale des follicules et favoriser l'ovulation d'ovules de qualité. La PMSG permet également 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 du CIDR et l'ovulation et diminue la variation du moment de l'ovulation dans un groupe de brebis synchronisées. C'est une condition importante au succès de l'insémination à temps fixe où on souhaite qu'un groupe de brebis soit au même stade de l'ovulation lors du dépôt de la semence. L'utilisation de la PMSG est donc indispensable pour les brebis qui sont à

inséminer. 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.

- Produits commerciaux :

En 2013 au Québec, il existe trois compagnies qui mettent en marché de la PMSG. Les marques disponibles sont Folligon, Pregnocol et Novormon. **Comme ces produits n'ont pas la même concentration de PMSG**, il est nécessaire de porter une attention particulière à la quantité des produits à injecter. Ainsi, au lieu de parler de ml à injecter, on parlera plutôt *d'unité internationale (U.I.)*.

- Saison de l'année :

Comme mentionnée précédemment, l'utilisation de la PMSG n'est pas indispensable pour une synchronisation des chaleurs réalisée en saison sexuelle. Par contre, il est nécessaire de l'utiliser pour les inséminations artificielles effectuées en tout temps de l'année et également lors d'une synchronisation en contresaison. Il faut diminuer la dose en saison sexuelle et l'augmenter en contre-saison. En général, plus la période de reproduction induite est éloignée de la saison de reproduction naturelle, plus la dose de PMSG doit être élevée.

- Race :

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

- Âge :

On diminue la dose de PMSG à administrer aux agnelles de façon à éviter une suroovulation (nombre d'ovulations trop élevé) 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 suroovulation, deux conditions menant à une diminution de la fertilité. De façon générale, les doses utilisées 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. pour les non prolifiques (tableau 6.1). 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. Évidemment, 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.

Comme la quantité de PMSG injectée influence largement les résultats de la synchronisation, il est préférable de l'administrer avec une seringue de petit volume (1 ou 3 ml selon la concentration du produit du fabricant) 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 CIDR ne devraient pas recevoir de PMSG à moins d'être certain que la perte de du CIDR remonte seulement à quelques heures.

3.5 Mesures sanitaires :

Bien entendu, les manipulations lors du dépucelage, de la pose ou du retrait des CIDR doivent être faites en prenant des mesures d'hygiène très strictes. L'applicateur doit être bien nettoyé 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 (30 ml/4,5 litres)). L'eau doit être changée aussi souvent que nécessaire de façon à s'assurer de sa propreté. Idéalement, la personne qui pose les CIDR 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 du CIDR puisque l'hormone qu'elle contient peut diffuser à travers la peau de son manipulateur et affecter celui-ci. Les femmes doivent être particulièrement vigilantes dans la manipulation du CIDR puisqu'elles sont plus sujettes à être affectées par la progestérone.

Il est préférable de se rincer les gants dans la chaudière d'eau contenant l'iode entre chaque application. C'est également une bonne pratique de nettoyer les vulves souillées avant l'insertion du CIDR. Finalement, il est recommandé d'utiliser deux applicateurs en rotation : pendant le temps d'utilisation du premier, l'autre baigne dans la solution désinfectante. Des infections du vagin ou de l'utérus peuvent être causées par une mauvaise méthode de pose des

CIDR, ce qui affecte inévitablement la fertilité de la brebis. C'est donc un point extrêmement important à respecter.

3.6 Mise au bélier :

Plus de 90 % des femelles devrait venir en chaleur entre 24 et 48 heures après le retrait du CIDR, avec une moyenne d'environ 36 heures. L'ovulation se produit environ 24 h après le début des chaleurs, ce qui donne un intervalle entre le retrait du CIDR et l'ovulation d'environ 60 h. 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 avec les femelles au moment du retrait des CIDR puisqu'il ne s'agit pas de la période optimale pour la fécondation. On recommande d'attendre 30 à 36 h après le retrait du CIDR avant d'introduire les béliers.

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 méthode des saillies en main est alors à privilégier. L'utilisation de harnais-marqueur dans les heures suivant la mise aux béliers permet de suivre l'évolution des accouplements et de pouvoir apporter des changements, si nécessaire (retirer des brebis déjà saillies, changer un bélier, ajouter un bélier...). La fiche technique sur l'utilisation d'un harnaismarqueur (Castonguay, 2005) fournit beaucoup plus de détails sur l'utilité de cet outil et sur la façon de l'utiliser. Il existe également une vidéo qui explique comment poser un harnaismarqueur (Castonguay et Demers-Caron, 2010).

Il faut également prévoir un nombre suffisant de béliers pour répondre à la « demande » des brebis, soit environ 1 bélier pour 5-8 brebis, selon la libido individuelle des béliers.

Si le nombre de béliers disponible ne nous permet pas de respecter ce ratio, 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, les béliers sont réintroduits 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. À ce moment, le ratio bélier:brebis peut être de 1:15.

3.7 Période de retrait pour le lait et délai d'attente avant l'abattage :

La Direction des médicaments vétérinaires de Santé Canada (communication personnelle, 2013) mentionne que pour le CIDR, le délai d'attente avant l'abattage est de 1

jour. Il est de 7 jours pour les femelles injectées avec la PMSG. En ce qui concerne le lait, il n'y a pas de période de rétention nécessaire que ce soit pour le CIDR ou la PMSG. Le lait des brebis traitées au CIDR peut donc être commercialisé.

4- Efficacité :

Le pourcentage de brebis en chaleur dans les trois jours suivant le retrait des CIDR (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 du CIDR.

Le taux d'agnelage escompté en saison sexuelle se situe aux alentours de 65 à 75 % à l'oestrus synchronisé auquel s'ajoute un autre 15 à 20 % d'agnelages provenant des saillies sur les retours en chaleur. En contresaison, les résultats peuvent être très variables, particulièrement en fonction des capacités de désaisonnement naturel des différentes races et croisements. Généralement, on obtiendra environ 50 à 65 % d'agnelages à l'oestrus induit et très peu d'agnelages (5-15 %) provenant des retours en chaleur.

Cette situation s'explique par le fait que les brebis de bon nombre de races ne reviendront pas naturellement en chaleur à cette période de l'année et retourneront en anoestrus tout de suite après l'oestrus induit. Ainsi, les résultats globaux de fertilité ne dépasseront généralement pas les 80 % avec une moyenne se situant plutôt vers 70 % pour la plupart des races et croisements.

4.1 Effet de la race :

On améliorera les résultats de fertilité en contre-saison en utilisant une race désaisonnée. En général, les races paternelles obtiennent des résultats de fertilité inférieurs (Castonguay, 2012).

4.2 Effet de la saison :

Le taux d'agnelage en saison sexuelle est supérieur à celui en contre-saison. Certaines recherches menées à la Ferme de recherche sur le mouton d'Agriculture et Agroalimentaire Canada à La Pocatière montrent que la plus faible efficacité des éponges (et on imagine des CIDR !) en contre-saison n'est pas expliquée par un pourcentage inférieur de brebis venant en chaleur ou ovulant après le retrait de l'éponge. La baisse de fertilité serait plutôt attribuable à une baisse de qualité des embryons produits ou à la difficulté de maintenir la gestation menant à une mortalité embryonnaire totale plus élevée en contre-saison.

4.3 Utilisation de la PMSG :

La variation des résultats avec cette technique d'induction des chaleurs vient également de l'utilisation de la PMSG pour laquelle il existe des différences de sensibilité non

seulement entre les races et entre les individus, mais également entre les saisons (réponse plus faible en contre-saison).

De plus, la PMSG est un produit naturel, extrait de l'urine de juments gestantes, 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 fluctuation dans la composition de la PMSG serait responsable de certaines variations dans la réponse des brebis. Aussi, la façon de reconstituer le produit, et le délai d'utilisation de la PMSG, peut faire varier son efficacité.

4.4 Choix des béliers :

Plusieurs recherches montrent l'importance des béliers dans les résultats de fertilité. Et plus encore, puisque les béliers doivent faire plusieurs saillies dans une période de temps restreinte quand on utilise la technique du CIDR, le choix de ceux-ci s'avère très important.

Pour obtenir les meilleurs résultats, **on choisira des béliers en santé possédant une excellente libido**. Nombreuses recherches montrent que **les résultats de fertilité augmentent avec des béliers possédant une libido élevée**. On évitera d'utiliser de jeunes béliers dont la fertilité et la libido n'ont jamais été évaluées. Il est également de mise d'entraîner les béliers à la monte au moins 15 jours avant leur introduction avec les brebis.

4.5 Choix des femelles :

Compte tenu des coûts de la synchronisation, il faut s'assurer d'obtenir les meilleurs résultats possible, (F. Castonguay, 2012) fait état des paramètres à considérer lors de choix des femelles à mettre en accouplement.

4.6 Utilisation répétée :

À quelle fréquence peut-on répéter ce traitement de synchronisation avec CIDR? Peu d'études se sont précisément intéressées à cette question et aucune n'a été effectuée avec des CIDR. Par contre, certains travaux ont montré que l'utilisation répétée des éponges vaginales, chaque année, n'entraîne pas de baisse de fertilité chez la brebis en accouplement naturel. Par contre, il a été démontré en France que l'utilisation répétée de PMSG entraînerait le développement d'anticorps anti-PMSG (réponse immunitaire) qui retarderait la réponse à l'injection de PMSG ce qui causerait un retard dans la venue en chaleur et l'ovulation des brebis.

Ce décalage entraînerait une diminution de fertilité en insémination à temps fixe. Par contre, aucune étude ne s'est attardée aux effets potentiels des traitements répétés quand les brebis sont mises en accouplement naturel.

5-Avantages et inconvénients :

La technique du CIDR est très efficace en tout temps de l'année. L'utilisation de la PMSG permet un accroissement de la prolificité par une augmentation du taux d'ovulation.

L'efficacité de la synchronisation permet le regroupement des agnelages dans une période très restreinte, ce qui facilite la surveillance et les interventions. C'est présentement la seule technique qui permet de provoquer l'ovulation d'un groupe de brebis dans un intervalle de temps très court et qui peut donc être utilisée pour l'insémination à temps fixe.

Du côté des désavantages, il faut mentionner que le coût de la synchronisation est plus élevé comparativement à d'autres techniques, en plus de représenter une charge de travail relativement importante. Un autre aspect problématique avec cette technique est que les résultats peuvent varier considérablement d'une année à l'autre, en fonction des nombreux facteurs énumérés précédemment, et qu'ils sont donc peu prévisibles.

De plus, plus la dose de PMSG utilisée est élevée, plus les risques de naissances multiples augmentent, ce qui peut causer de mauvaises surprises aux éleveurs peu habitués à gérer les portées multiples. Il faut également souligner que puisque toutes les brebis synchronisées viennent en chaleur pratiquement en même temps, il faut s'assurer d'avoir un nombre suffisant de béliers pour répondre à la « demande » des brebis, ce qui augmente le nombre de béliers dont doit disposer l'entreprise.

6-Conclusion :

La technique du CIDR demeure un outil extrêmement efficace pour les producteurs ovins pour parvenir à accélérer le rythme de reproduction des brebis. Son utilisation doit être intégrée dans un programme de désaisonnement global qui pourrait inclure d'autres méthodes d'induction des chaleurs (photopériode, MGA, effet bélier).

Chapitr V:

Techniques d'induction des chaleurs –Le MGA

1. Principe d'action :

L'acétate de mélangestrol, ou MGA, est un analogue synthétique de la progestérone qui est actif lorsqu'administré oralement. Le MGA est homologué au Canada et commercialement utilisé pour supprimer les chaleurs des génisses en parc d'engraissement. Pour la brebis, son action est la même que celle des autres progestagènes du même type (ex. MAP contenu dans l'éponge vaginale ou progestérone naturelle dans le CIDR), c'est-à-dire que son administration inhibe la venue en chaleur des brebis.

L'arrêt de la consommation de MGA permet la reprise de la sécrétion des hormones impliquées dans la venue en chaleur et dans l'ovulation. Les premiers essais de son utilisation comme agent de synchronisation de l'œstrus chez la brebis remontent aux années 1960.

2. Utilisation :

Comme les autres techniques de synchronisation utilisant des progestagènes de synthèse, le MGA s'utilise principalement pour provoquer l'œstrus des brebis en contre-saison sexuelle. Cependant, il pourrait également être utilisé en saison sexuelle pour synchroniser les chaleurs et, par le fait même, les agnelages de façon à mieux planifier la production d'agneaux.

3. Procédure d'utilisation:**3.1 Le produit:**

Présentement, l'acétate de mélangestrol est commercialisé par la compagnie Upjohn Santé animale sous le nom de « MGA 100 PrémélangeTM ». Dans ce pré-mélange, le MGA, ne l'ingrédient actif, est dilué dans de la farine de soja. Un kilogramme de pré-mélange contient 220 mg d'acétate de mélangestrol. Le prémélange est disponible sous prescription d'un vétérinaire dans des contenants de 25 kg. Le « MGA 100 Pré-mélangeTM » est un produit uniforme qui peut être conservé au moins 36 mois.

3.2 Dose/Quantité à servir :

Pour obtenir l'effet souhaité, plusieurs expériences ont montré que la quantité à servir était de 0,25 mg de MGA/animal/jour (Keisler, 1992; Umberger et al., 1992). Pour servir cette quantité, il faut donner 1,1 g/animal/jour du pré-mélange commercial. Cette quantité peut être ajoutée en « top-dressing » sur les concentrés servis pendant la période du reconditionnement (flushing). Cependant, comme c'est une quantité infime, l'opération exige une grande minutie et il est difficile de s'assurer que chaque brebis en ingère la dose adéquate.

La façon la plus simple de traiter les brebis est donc d'incorporer le produit directement à la meunerie dans la mouléedestinée au flushing des brebis. Le tableau 7.1

indique les quantités de « MGA 100 PrémélangeTM » qu'il faut incorporer à la moulée en fonction de la quantité de concentrés distribuée lors de la période de reconditionnement.

Tableaux19: Dilution du « MGA 100 Pré-mélangeTM » pour l'incorporation à la moulée

Quantité de moulée servie (g/animal/jour)	Acétate de mélangestrol (mg/animal/jour)	kg « MGA 100 Pré-mélange » par tonne de moulée
250	0,25	4,55
500	0,25	2,27
750	0,25	1,52

C'est le vétérinaire qui établit et fournit la prescription nécessaire à la préparation de la moulée. Cette moulée doit être très bien identifiée par la meunerie pour éviter de la servir à des sujets qu'on ne désire pas synchroniser.

Sur la ferme, dans les meilleures conditions d'entreposage possibles, la moulée additionnée de MGA peut se conserver environ 4 mois.

3.3 Durée du traitement :

La plupart des études ont montré qu'un traitement de 8 à 12 jours avec le MGA est suffisant pour induire l'œstrus en contre-saison sexuelle (Jabbar et al., 1994; Umberger et al., 1992; Powell et al., 1996). Les études réalisées au Québec suggèrent que le traitement de 12 jours est à préconiser pour les femelles qui ne cyclent pas (agnelles ou brebis en contresaison) (Castonguay, 2000).

Cependant, en saison sexuelle, comme il y a des corps jaunes actifs sur les ovaires, il se peut que, si on arrête la distribution du MGA après seulement 10 ou 12 jours, il y ait des corps jaunes encore fonctionnels et produisant de la progestérone qui empêchent la venue en chaleur des brebis.

Si le traitement de MGA n'est pas assez long, on se retrouve alors avec un groupe de brebis dont les chaleurs ne sont pas bien regroupées. En saison sexuelle, le traitement de MGA doit donc durer 14 jours, tel que confirmé par les recherches québécoises.

3.4 Régie d'alimentation :

Il est préférable de servir la moulée contenant le MGA en deux repas chaque jour (10-12 h préférablement entre les deux repas) dans le but d'assurer des niveaux relativement constants d'hormones exogènes pour la brebis.

Autre point important : il est nécessaire que toutes les brebis aient accès à la mangeoire en même temps, afin que chacune d'entre elles consomme bien sa ration quotidienne de

MGA. Il est également recommandé d'alimenter les brebis avec la même moulée commerciale que celle devant contenir le MGA pendant les 7 jours précédents le traitement de MGA. Les 7 jours d'adaptation à la moulée commerciale sans MGA favoriseront, par la suite, la consommation de la moulée commerciale, et donc, l'ingestion du MGA.



Figure 25 : La distribution des MGA aux animaux

3.5 Injection de la PMSG

En général, l'injection d'hormone comme la P.G. 600TM (Safranski et al., 1992) ou la PMSG (Buckrell et McCutcheon, 1998) au dernier repas de MGA, n'a aucun effet sur la fertilité en contre-saison. Une étude montre cependant un effet positif sur la fertilité, lorsque la P.G. 600TM est administrée 4 heures après le dernier repas de MGA (Lewis et al., 1991). Dans une expérience réalisée en contre-saison,

le Dr. Buckrell de l'Université de Guelph (Buckrell et McCutcheon, 1998) a démontré que l'injection de PMSG 5 h après l'arrêt du traitement de MGA augmentait le taux de fertilité par rapport aux brebis qui recevaient la PMSG au moment du dernier repas (88 % vs 56 %). Ainsi, les résultats des quelques recherches disponibles laissent croire qu'il doit y avoir un certain laps de temps entre le dernier repas de MGA et l'injection de PMSG. Toutefois, il est difficile d'établir le moment « idéal » pour l'injection de la PMSG.

Le délai entre le dernier repas et l'injection est très lié au génotype des brebis impliquées, et ce, en raison des différences bien connues dans la dynamique de la croissance folliculaire des brebis prolifiques et non-prolifiques. Nos essais ont par contre démontré que, dans la majorité des cas, une injection de PMSG entre 8 et 12 h après le dernier repas de MGA permettait d'obtenir de bons résultats. Les producteurs auraient tout intérêt à faire leurs propres essais avant d'adopter définitivement un protocole d'injection précis.

3.6 Mise au bélier

L'intervalle moyen entre la fin du traitement et le début de l'oestrus est d'environ 4 à 5 jours, avec plus de 80 % des brebis venant en chaleur entre les jours 2 et 5 suivant la fin du traitement. Les béliers sont donc introduits avec les brebis 48 h après la fin du traitement de MGA dans un ratio de 1 bélier pour 10 brebis. Tous les béliers utilisés devraient être équipés d'un harnais-marqueur, ce qui permet d'évaluer le nombre de brebis venues en chaleur suite au traitement.

En général, peu de brebis reviennent en chaleur après le premier oestrus synchronisé. Au cours de nos travaux, la proportion de brebis revenant en chaleur après un oestrus synchronisé a varié de 0 % à 45 % (Castonguay, 2000). Cette proportion varie en fonction du moment de l'année, du génotype et des lignées. Il semble donc plus prudent pour les producteurs de laisser des béliers avec les brebis pour les retours en chaleur lorsqu'ils réalisent des accouplements en contre-saison (un protocole qui n'est pas toujours respecté sur le terrain).

Pour ce qui est de la durée de la période d'accouplement, les accouplements fertiles se produisent majoritairement dans les 25 jours suivant la mise aux béliers. Ainsi, la période d'accouplement peut être de 30 jours en contre-saison.

La prolificité à la chaleur induite est très souvent supérieure à la prolificité sur les retours en chaleurs. Il est donc important de s'assurer d'avoir le maximum de fertilité à l'oestrus induit par le traitement hormonal. De plus, le fait que plusieurs brebis ne présentent pas de retour en chaleur fertile donne encore plus d'importance à la chaleur induite, d'où l'obligation de maximiser la fertilité à cette chaleur (béliers en nombre suffisant, en bon état de chair, avec une bonne libido, etc.).

3.7 Période de retrait

Les animaux traités avec le MGA ne doivent pas être abattus pour des fins alimentaires dans un délai de 2 jours suivant l'arrêt du traitement. La période de retrait pour l'utilisation de la PMSG est par contre de 7 jours.

4. Efficacité :

4.1 Chez les brebis

Les résultats obtenus avec le MGA sont très variables. Le taux d'induction de l'oestrus en contre-saison sexuelle se situe entre 50 % et 100 % selon les études répertoriées.

Nos recherches récentes ont confirmé que le traitement de MGA permet d'induire une chaleur chez au moins 70 % des brebis traitées et souvent ce pourcentage est supérieur à 80% (Castonguay, 2000). Malgré le pourcentage élevé de chaleur induite par le MGA, la fertilité suite au traitement est souvent inférieure, soit autour de 60 %, avec des variations allant de 30

% à 85 %. Les taux de gestation sont généralement en deçà de ceux obtenus avec les éponges vaginales ou les CIDR en contre-saison.

Bien que notre étude ait démontré que le MGA n'améliore pas significativement la fertilité en saison et en contre-saison (par rapport à la saillie naturelle et l'effet bélier), le traitement a un effet notable sur le regroupement des saillies, et donc, des agnelages. Globalement, les expériences, y compris les nôtres, montrent qu'entre 55 % et 80 % des brebis agnèlent dans les 10 premiers jours de la période d'agnelage et que tous les agnelages sont terminés en dedans de 30 jours.

Cependant, comparé à la technique du CIDR, la précision de la synchronisation avec le MGA est plus faible (% de brebis venant en chaleur en même temps) et le succès, encore une fois, variable. Ceci est compréhensible puisque le produit est encore présent dans le tractus digestif même après l'arrêt du traitement. De plus, il existe certainement des variations individuelles dans

Les taux d'absorption et d'élimination du produit. Comme c'est souvent le cas avec les autres techniques d'induction des chaleurs, la majorité des recherches mettent en lumière un effet de race dans les résultats de synchronisation avec le MGA. Par exemple, des chercheurs ont obtenu de meilleurs résultats avec les brebis Rambouillet par rapport aux Hampshire et aux croisées (58 % vs 13 % et 14 %) (Keisler, 1992).

Dans une étude américaine, les brebis croisées à face blanche ont eu de bien meilleurs taux de fertilité par rapport aux brebis croisées à face noire (81 % vs 30 %; MGA 7 jours et PMSG 24 h après l'arrêt du traitement). Sans émettre de conclusion sur les différences entre les races et croisements, nos recherches ont également fait ressortir l'énorme variabilité entre les essais chez les différents producteurs.

4.2 Chez les agnelles

Dans les essais réalisés au Québec, l'utilisation du MGA a permis d'augmenter la fertilité des agnelles mises à la reproduction en saison sexuelle (Castonguay, 2000). À cette période de l'année, l'utilisation du MGA est donc avantageuse puisque la pose de CIDR n'est pas recommandée chez les agnelles (risques élevés de blessures à la pose ou au retrait).

Par contre, en contre-saison sexuelle, les résultats ont été décevants, et ce même avec l'utilisation des éponges vaginales (pas d'essai avec le CIDR). Cependant, les nombres restreints de sujets utilisés dans les essais en contre-saison ne permettent pas de conclure qu'il n'existerait pas de protocoles plus efficaces pour induire l'activité sexuelle des agnelles en contre-saison. Des essais additionnels devraient être réalisés.

5 .Coût :

En prenant comme base de calcul un traitement de 0,25 mg/jour de MGA pendant 12 jours, soit une quantité de 1,1 g/j du produit commercial MGA 100 Pré-mélangeTM qui se vend autour de 475\$ pour 25 kg (2010), le coût du traitement revient à 0,02\$/animal/jour ou 0,24\$/animal pour la durée totale du traitement. C'est donc un coût extrêmement minime. Plusieurs producteurs utilisent donc le MGA pour son présumé « faible coût ». Cependant, l'utilisation du MGA comporte des coûts cachés. En effet, le MGA doit être mélangé à une moulée commerciale pour faciliter et assurer la distribution du MGA à chaque brebis.

Habituellement, les producteurs servent des grains produits à la ferme à leurs brebis pendant la période du flushing. En prenant pour acquis qu'un producteur doit distribuer 500 g/j/tête pendant 19 jours d'une moulée commerciale (7 jours d'adaptation + 12 jours de traitement au MGA), le coût est d'environ 3,30\$/tête pour le traitement (500 g/j/tête x 0,35\$/kg x 19 j).

S'il faisait comme d'habitude, utiliser de l'orge, par exemple, le producteur paierait approximativement 1,60\$/tête (600 g/j/tête x 0,14\$/kg x 19 j). Une différence de 1,70\$/tête qui représente le coût réel d'utilisation du MGA. Évidemment, le coût de la PMSG devra être additionné à ce montant (4,50\$/brebis). Le prix de la technique variera donc en fonction du prix des ingrédients (prémélange et céréales).

6 .Avantages et inconvénients :

Cette technique est intéressante pour le regroupement des agnelages de grands groupes de brebis en raison de son coût relativement faible, mais surtout de sa simplicité, en comparaison avec le CIDR. En effet, son mode d'administration diminue les manipulations (économie de temps), limite le stress des animaux ainsi que les risques de blessures et de transmission de maladies pour les producteurs moins précautionneux et patients avec les CIDR.

Le regroupement des accouplements aide à organiser la mise en marché des agneaux de façon régulière et planifiée. Le MGA peut être un outil efficace pour la planification des agnelages et donc de la production d'agneaux. Cependant, quand la synchronisation doit être précise, le CIDR est plus efficace.

Le plus important inconvénient de la technique est le manque de constance dans les résultats, situation explicable par le peu d'informations et/ou de contrôle que nous avons sur les facteurs qui affectent la fertilité des brebis soumises à un traitement de MGA. De ces facteurs on peut mentionner : l'homogénéité du produit dans la moulée (mélange à la meunerie), la consommation réelle de chaque brebis, le moment d'injection de la PMSG, la réponse des différentes races de brebis au traitement, etc.

7 .Conclusion

Au Québec, nous travaillons avec des troupeaux ovins très hétérogènes dans leur régie d'élevage, leur alimentation et surtout leur composition génétique. Il est donc extrêmement difficile, voire impossible, de pouvoir faire des expériences chez un producteur et d'extrapoler sans questionnement les résultats chez les autres producteurs. Les résultats de nos expériences mettent en lumière les grandes variations entre les résultats d'un même protocole appliqué chez des producteurs différents.

Il a été démontré clairement que le traitement d'induction des chaleurs en contre-saison sexuelle avec le MGA produit des résultats très variables. La différence de coût entre les deux techniques ne justifie pas, à elle seule, de choisir la technique du MGA au détriment de l'éponge vaginale (dans le cas spécifique de cette étude) ou du CIDR par extension.

Une augmentation d'environ 0,10 agneau produit par brebis mise en accouplement permet de compenser le coût additionnel du traitement vaginal. Dans la majorité des essais, l'augmentation de productivité des brebis synchronisées aux éponges vaginales par rapport à celles traitées au MGA était supérieure à ce seuil de 0,10 agneau. Il serait pertinent, par contre, de répéter ces mêmes essais avec des CIDR comme point de comparaison. Étant donné les risques potentiels d'échecs encourus par son utilisation, il apparaît donc très hasardeux de choisir le MGA comme technique de désaisonnement. Des essais à la ferme pourraient permettre au producteur de savoir si la technique convient à son type de régie, aux races de brebis dans le troupeau, à ses objectifs de production...

Chapitr VI:

Techniques d'induction des chaleurs –L 'effet béliér

1. Principe d'action :

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

Deux périodes d'activité sexuelle intense se produisent autour des 18^e et 24^e jours suivant l'introduction des béliers (figure 4.1). La période d'accouplements des brebis se trouve ainsi regroupée sur environ 10 jours. C'est l'odeur dégagée par le mâle, via la production d'une ou de plusieurs phéromones contenues dans le suint (graisse qui imprègne la laine), qui semble être la cause des événements physiologiques conduisant au déclenchement de l'activité sexuelle. Ainsi, le contact direct entre mâle et femelle n'est pas nécessaire pour induire la réponse hormonale chez la brebis.

Elle peut être déclenchée même si les animaux sont séparés par une clôture. Toutefois, les stimuli additionnels comme les « poursuites » sexuelles et le comportement du mâle ne sont pas sans importance, laissant supposer que les stimuli tactiles et visuels sont également mis en cause. Comme la production des phéromones du suint est sous la dépendance des androgènes, hormones produites par les testicules, un animal castré est inefficace pour induire l'effet bélier.

2. Utilisation :

Cette technique est utilisée pour avancer la saison de reproduction des brebis à la fin de l'été, ou pour induire l'activité sexuelle vers la fin de la saison naturelle (début du printemps).

Elle donne de bons résultats lorsqu'elle est utilisée pas plus de 4 semaines avant le début de la saison sexuelle naturelle ou dans les 4 semaines suivant la fin de la saison. Elle peut être également pratiquée pour aider les agnelles à établir une régularité dans leurs œstrus durant la période entourant la puberté.

3. Procédure d'utilisation :

Les premières recherches ont montré que les brebis ne réagissaient aux béliers qu'après une période d'isolation visuelle, auditive et tactile d'au moins un mois. Ainsi, la présence permanente des mêmes béliers dans un groupe de brebis inhibe l'effet bélier. Cependant, de récentes études tendent à montrer que l'isolation stricte ne serait pas nécessaire. Par exemple, l'effet bélier a été déclenché chez des brebis isolées des béliers depuis seulement deux semaines.

S'il est vrai que les brebis continuellement exposées au même bélier deviennent réfractaires ou insensibles à son effet, l'introduction de nouveaux béliers inconnus des brebis déclenche l'activité sexuelle de celles-ci. Ceci laisse croire que ce sont les nouveaux signaux

visuels, olfactifs et comportementaux, ou un changement dans leur intensité, qui causent la stimulation des brebis. L'isolation des mâles par des barrières est généralement suffisante pour empêcher l'effet bélier de se produire lorsque les brebis sont récemment tarées ou pour une race peu dessaisonnée, donc moins sensible à cet effet. Pour les brebis tarées depuis longtemps et les races dessaisonnées, il est préférable de les isoler de la vue, du son et de l'odeur des béliers.

Un contact occasionnel entre les béliers et les brebis, une exposition de quelques heures par exemple, n'a pas d'effet positif ou négatif et ne compromettra pas l'utilisation ultérieure de la technique. Pour assurer les meilleures chances de succès, la recommandation générale est d'isoler les béliers des brebis pour environ un mois. Quinze jours avant la date de mise en accouplement, des béliers vasectomisés (1 bélier : 50 brebis) ou des béliers reproducteurs munis de tabliers (qu'on prendra soin de nettoyer régulièrement) sont introduits avec les brebis. Dans ce dernier cas, il est préférable de ne pas laisser les béliers en permanence avec les brebis.

On pourrait les placer avec les brebis pour une heure par jour et les isoler dans des enclos adjacents pour le reste de la journée. Inexplicablement, il semble que la réponse des brebis est plus rapide lorsque les béliers sont introduits le matin. Après 15 jours, les béliers vasectomisés sont remplacés par les béliers de reproduction (1 bélier : 25 brebis).

4 .Efficacité :

Les facteurs précis qui prédisposent à une bonne réponse à l'effet bélier ne sont pas encore bien connus. Les résultats d'ovulation peuvent varier entre 40 et 100 % suite à l'introduction des béliers. Le taux de fertilité est, lui aussi, extrêmement variable, soit entre 20 et 80 %, et dépend de nombreux facteurs.

4.1 Effet de la race :

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

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

4.2 Libido du bélier :

Les béliers possédant une forte libido sont plus efficaces pour induire l'effet bélier, non seulement en terme de nombre de brebis exprimant des chaleurs, mais également en terme de « qualité » de la chaleur.

Ainsi, certaines études montrent que l'utilisation de béliers à forte libido diminue le nombre de cycles courts entraînant un meilleur regroupement des saillies fécondantes (plus de saillies vers 18 jours après l'introduction du bélier). De plus, les béliers en contact avec des brebis en chaleurs avant leur introduction avec les brebis anoestra les provoquent une meilleure stimulation.

4.3 Période de l'année :

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

C'est pour cette raison que les résultats sont généralement meilleurs à la fin et au début de la période anoestrals plutôt qu'au milieu. Par exemple, dans une expérience réalisée au mois de mai, où 44 % des brebis Dorset et 8 % des Hampshire cyclent encore naturellement, 96 % des Dorset et 72 % des Hampshire ont ovulé suite à l'introduction des béliers (Nugent et al. 1988). Cependant, 80 % des Dorset et seulement 20 % des Hampshire ont agnelé. Il est donc primordial pour le producteur de connaître la longueur de la saison sexuelle naturelle des brebis qu'il utilise dans son troupeau.

4.4 Ratio bélier / brebis :

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

4.5 Lactation :

La proportion des brebis qui répondent à l'effet bélier s'accroît avec l'augmentation de L'intervalle post-partum. Les brebis taries depuis longtemps répondent mieux au traitement que les brebis récemment taries.

4.6 Âge :

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

5. Coût :

Le coût de la technique est relativement faible. Il faut prévoir les honoraires du vétérinaire pour la vasectomie des béliers ou le coût d'achat des tabliers.

6. Avantages et inconvénients :

C'est une technique simple en terme de manipulation d'animaux et de quantité de travail et également peu coûteuse. La période d'accouplements intense dure environ 10 jours, ce qui permet par conséquent de regrouper les agnelages. Cette technique permet d'améliorer la fertilité au début et à la fin de la contresaison. Certaines études ont également rapporté une augmentation du taux d'ovulation qui se répercuterait sur la taille de la portée. C'est une technique qui peut être avantageusement utilisée conjointement avec la photopériode .

L'effet bélier possède cependant certaines limitations. Premièrement, la technique ne permet pas la synchronisation des chaleurs des brebis déjà cycliques. Ce n'est pas un désavantage très important puisque ce que l'on cherche, la plupart du temps, n'est pas de synchroniser les chaleurs, mais d'augmenter le taux de fertilité dans une période de temps où elle est généralement diminuée. Les brebis cycliques seront de toute façon saillies par les béliers.

Cette technique ne permet pas d'induire une cyclicité régulière des brebis. Ainsi, en fin de saison sexuelle, une certaine proportion des brebis n'ovulera qu'une ou deux fois suite à l'introduction du bélier. Les brebis non-fécondées retourneront ensuite en anoestrus complet. La rapidité avec laquelle les brebis reviennent en anoestrus dépend principalement de la race, du moment de l'année et de l'état nutritionnel des brebis.

7. Conclusion :

L'effet bélier est une technique courante dans les élevages ovins du Québec. Cependant, beaucoup de vulgarisation doit être faite auprès des intervenants et des producteurs pour bien faire comprendre la technique et ses limitations.

Ce n'est pas une méthode de désaisonnement à proprement parler pour un bon nombre de races au Québec puisqu'elle est inefficace au milieu de la période anoestrale. Elle permet simplement d'étirer la longueur de la saison sexuelle à peu de frais. Cependant, pour des types

de brebis dont l'anoestrus est peu profond, elle peut augmenter les taux de fertilité durant une bonne proportion de l'année.

Chapitr VII:

Insémination artificielle chez les ovins

1- Introduction

Chez les ovins et les caprins, comme chez d'autres espèces, l'IA présente deux intérêts principaux: en tant qu'élément de maîtrise de la conduite du troupeau mais aussi comme outil majeur d'un point de vue génétique. L'IA permet une reproduction à contre saison et donc des productions de lait ou d'agneaux mieux réparties au cours de l'année en réponse aux besoins des filières. Par ailleurs, l'IA permet aux éleveurs d'avoir accès aux meilleurs reproducteurs mâles pour le renouvellement du troupeau tout en limitant les risques sanitaires.

2- Historique de l'insémination artificielle (IA)

L'insémination artificielle (IA) consiste à déposer le sperme au moyen d'un instrument, au moment le plus opportun et à l'endroit le plus approprié du tractus génital femelle. La méthode offre donc un double avantage : celui d'une part de multiplier la capacité de reproduction des mâles et donc de contribuer à l'amélioration génétique et d'autre part celui de constituer un moyen préventif de lutte contre les maladies sexuellement transmissibles.

Déjà utilisée par les arabes au XIV^{ème} siècle, l'insémination ne fut réellement appliquée qu'en 1779 par le physiologiste italien *Lauro Spallanzani* qui injecta du sperme dans le vagin d'une chienne en chaleur. L'animal accoucha 62 jours plus tard de 3 chiots. La méthode fut ensuite reproduite un siècle plus tard par *Albrecht, Millais* et en France par *...Repiquet*. C'est cependant au début du 20^{ème} siècle qu'Ivanov et ses collaborateurs développent la méthode en mettant au point le vagin artificiel. Les USA lancèrent l'insémination artificielle en 1938 soit quelques années après les danois. C'est cependant avec la mise au point par *Poldge et Rowson* en 1952 de la congélation du sperme que l'insémination artificielle prit réellement son essor. Elle s'est à l'heure actuelle généralisée et concerne non seulement l'espèce bovine mais les espèces équine, ovine, caprine, porcine, les volailles et ...les abeilles.

En Europe, l'insémination artificielle ovine et caprine est essentiellement développée en France pays où elle a subi une progression constante depuis 1971. En 1995, 773.000 brebis (10 % de la population) et 57.000 chèvres (6 % de la population) ont été inséminées à partir de doses produites dans respectivement 16 et 2 centres. Cette méthode de reproduction a notamment permis d'augmenter la production laitière moyenne des troupeaux caprins de 80 kgs de lait par an (800 kgs vs 720 kgs).

3. Evolution de l'ia sur vingt ans

Après une forte progression des années 1970 au début des années 2000, **le nombre d'IA ovines** en semence fraîche se situe aux alentours de 840 000 ce qui représente environ 13,2 % du cheptel national de brebis (figure26).

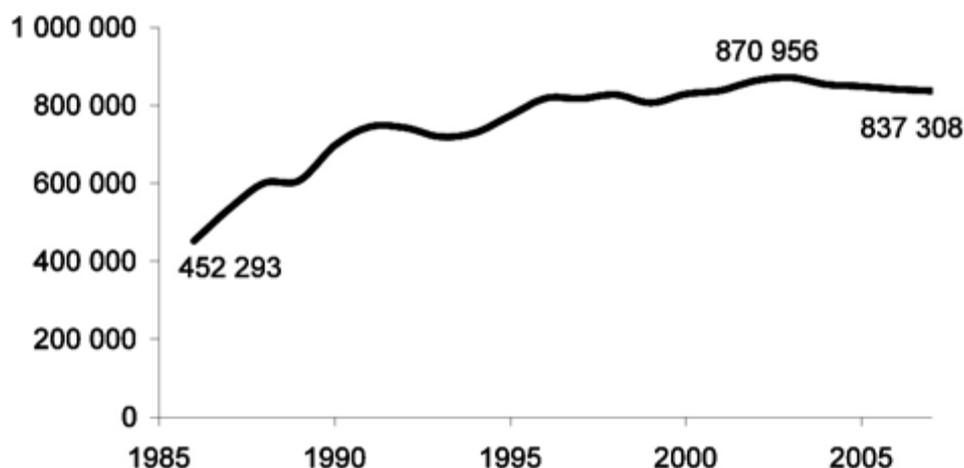


Figure 26 : évolution du nombre d'inséminations ovines pratiquées en France de 1986 à 2007
(adapté de Raoul et Lagriffoul, 2008)

La répartition géographique de l'activité d'IA montre une très grande variabilité entre régions avec une concentration dans les bassins laitiers du rayon de Roquefort et des Pyrénées-Atlantiques et dans la zone ovine allaitante du Centre Ouest (Lagriffoul et Perret, 2008). Pour la quatrième année consécutive, la campagne d'IA 2007 est marquée par une faible régression des effectifs. Pour cette dernière année, la diminution concerne essentiellement les IA sur brebis allaitantes, partiellement compensée par une augmentation des IA de femelles laitières (Raoul et Lagriffoul, 2008). Au cours des trois dernières années, le nombre d'IA intrautérines en semence congelée varie de 3870 à 10000 IA, mais celles-ci ne représentent que 1 % du total de l'activité.

4- Le choix des reproducteurs (Sélection des mâles)

Deux types de mâles entrent généralement dans un centre d'IA:

- Les mâles choisis sur une base génétique (sur performances individuelles ou après testage sur descendance) pour les caractères tels que prolificité, production de lait, caractéristiques bouchères, etc. Quelle que soit leur origine, organisation de sélection ou éleveurs individuels, des garanties quant à leur valeur génétique doivent être prises.

- Les jeunes mâles impliqués dans un schéma de sélection qui doivent être testés sur descendance. L'organisation de sélection détermine les règles pour que ces jeunes mâles soient candidats à l'entrée dans le centre d'IA.

Dans tous les cas, tous ces candidats n'ont pas été choisis sur leurs propres aptitudes reproductrices et c'est ce dernier critère de choix qui doit être fait à l'entrée dans le centre.

4-1 Critères externes de sélection des mâles :

La première étape dans le choix des mâles qui seront employés pour l'ia, met en jeu des caractéristiques phénotypiques. Les mâles possédant des défauts évidents d'aplomb, d'anomalies du tractus génital, ou de symptômes d'anciennes maladies doivent être éliminés sans hésitation. Si des jeunes mâles sont à sélectionner, il est nécessaire de tenir compte des parents afin d'éviter toute transmission de défauts. Chez le bouc, à cause de l'existence d'une intersexualité liée au gène «absence de cornes» (motte) et qui apparaît chez les animaux mottes homozygotes, le choix d'animaux mottes phénotypiquement (sans cornes) doit être évité.

Par la suite, un examen détaillé du tractus génital pour la détection des épидидymites, ou de tout défaut détectable par palpation, doit être effectué. Dans les races saisonnées, il peut être intéressant de choisir les animaux nés au début de la saison de mise bas, la semence étant alors plus facile à collecter au cours de la saison sexuelle suivante.

4-2 Choix sur leurs performances de reproduction :

Une fois triés d'après leurs caractéristiques extérieures, les mâles doivent être sélectionnés sur leurs propres aptitudes à produire de la semence en grande quantité, de bonne qualité et qui, éventuellement, sera à même de survivre aux opérations de congélation/décongélation. L'appréciation de l'efficacité des processus spermatogénétiques peut être effectuée à différents niveaux et plus ou moins intensivement. Elle peut être faite sur de jeunes animaux (qui seront conservés comme producteurs de semence pendant leur future vie reproductive), ou sur des adultes (qui sont utilisés temporairement ou qui ont été sélectionnés après testage sur descendance en ferme)

5- ÉQUIPEMENTS ET PRODUITS

Ne seront décrits ici que les équipements particuliers à un centre d'ia. Tous les équipements traditionnels pour la conduite et la santé des animaux sont identique à ceux employés dans d'autres troupeaux; il n'en sera donc pas fait mention.

5-1 Equipements

- Etuve pour chauffage des vagins artificiels à 43-45°C, cette température devant être vérifiée à l'aide d'un thermomètre supplémentaire
- Etuve pour les tubes en verre et le petit matériel de collecte (dont la température est également vérifiée)
- Centrifugeuse pour les tubes de collecte, utilisée lors du «lavage» de la semence caprine
- Réfrigérateur (+4°C) pour la salle de collecte
- Deux microscopes: l'un très simple, à faible grossissement (80 à 100 fois) pour examen rapide de la semence; l'autre plus élaboré équipé d'une platine à déplacement croisé, d'une platine chauffante permettant l'observation, soit en lumière directe, soit en contraste de phase, avec les objectifs correspondants 10, 20 et 40 permettant un grossissement de 300 à 400 fois
- Platine chauffante (35-40°C)
- Spectrophotomètre pour la mesure de la concentration spermatique
- PH-mètre pour la mesure du pH du colorant utilisé pour la détection des spermatozoïdes morts et anormaux.
- Compteurs manuels pour les comptages de spermatozoïdes; six sur un compteur multiple, si le pourcentage de spermatozoïdes anormaux dans chaque classe doit être déterminé
- Deux bains-marie, un pour la salle de collecte et un pour le laboratoire
- Platine magnétique avec barreaux aimantés pour la préparation des dilueurs et de la solution de lavage.
- Equipement de déminéralisation pour produire de l'eau déminéralisée
- Equipement pour produire de l'eau bidistillée
- Vitrine réfrigérante pour la manipulation et le conditionnement de la semence lorsqu'une chambre froide n'est pas disponible
- Assortiment de thermomètres à bulbe de différentes tailles pour mesurer la température de l'eau dans le vagin artificiel, celle de la platine chauffante du microscope, de l'eau autour des tubes de semence lors du refroidissement de celle-ci, des dilueurs et de la solution de lavage

lors de leur préparation et de leur utilisation, etc. Quelques thermomètres doivent avoir des plages de mesure de 0 à 120°C, d'autres de 0 à 50°C

- Pipette réglable pour les dilutions de 1 à 5 ml avec cônes
- Pipette réglable pour les dilutions de 5 à 50 ul avec cônes
- Balance de précision pour peser les produits nécessaires à la préparation des dilueurs et de la solution de lavage (précise au 1 mg)
- Réservoirs à azote liquide pour la congélation (ouverture large) et le stockage (ouverture étroite) des paillettes
- Supports pour la congélation des paillettes
- Pinces pour la manipulation des paillettes pendant les opérations de congélation et durant le stockage dans l'azote liquide

5-2 Produits

- Matériel de contention pour collecte et IIA

5-2-1 Produits pour la collecte et la manipulation de la semence:

- Vagins artificiels fabriqués spécialement pour les ovins ou les caprins ou ceux utilisés pour les taureaux et qui ont été raccourcis à 12 cm de long. Le nombre de vagins doit correspondre au nombre quotidien de collectes
- Gaines internes de caoutchouc
- Cônes pour vagins artificiels
- Protections en feutre pour les vagins artificiels
- Tubes en verre coniques, gradués au 1/10^e de ml (vérifier les graduations des tubes, particulièrement les plus basses, en utilisant des volumes connus d'eau)
- Bouchons pour tubes de collecte (en liège)

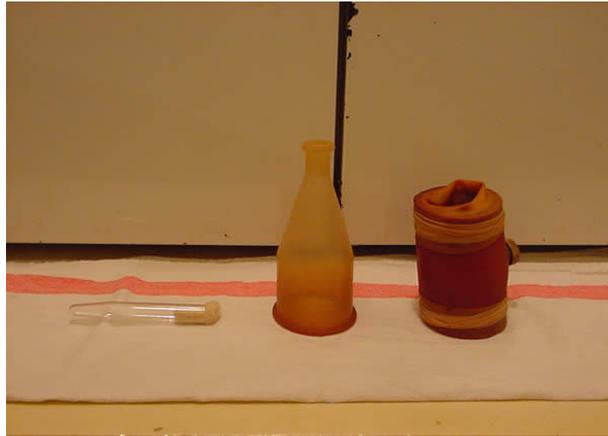


Image Vagin artificiel

- Verrerie de laboratoire de différentes sortes (éprouvettes, etc.)
- Lames (26 x 67 mm) et lamelles (20 x 20 mm) pour examens microscopiques
- Paillettes fines et moyennes (0,25 et 0,50 ml) de différentes couleurs
- Machine pour l'identification indélébile des paillettes (identifications du centre et du mâle)
- Poudres à sceller de différentes couleurs pour une identification rapide des paillettes
- Récipients en plastique spéciaux de différentes tailles pour manipuler et stocker les paillettes dans l'azote liquide

- Hématimètre pour le comptage des spermatozoïdes

5-2-2 Equipement et produits pour l'IA exocervicale:

- Matériel d'immobilisation pour l'IA de la brebis
- Flacon thermos à ouverture large pour semence liquide
- Ampoules d'acide acétique (40ml) pour stockage de la semence à 15°C
- Spéculum avec lampe
- Lampe frontale (éventuellement)
- Lubrifiant pour le spéculum (utiliser un produit non spermicide, tel que l'huile de paraffine par exemple)
- Thermomètre
- Seringues (pistolets) pour paillettes fines et moyennes
- Gaines pour paillettes fines et moyennes

5-2-3 Equipement et produits pour l'ia intra-utérine par endoscopie:

- Un ou deux chariots pour la contention des femelles
- Endoscope à vision directe (à 0° ou 30° d'angle de vue), de diamètre externe 6,5 mm (à 8 mm)
- Générateur de lumière froide à intensité variable
- Câble en fibre optique
- Canule trocart (7 mm de diamètre, pour guider l'endoscope) avec une voie pour le gaz ou l'air
- Valve trocart (5,5 ou 8 mm de diamètre) recevant l'équipement pour l'ia intra-utérine
- Bouteille sous pression (CO2 ou air) avec le détendeur approprié, ou une pompe avec filtre et connecteur à pied
- Tube de connexion entre le détendeur ou la pompe et le trocart •Pipettes en verre ou plastique pour l'ia intra-utérine (si la méthode australienne est utilisée)
- Des «aspics», «fixtromp», «transcap» et «palpeur» (si la méthode française est utilisée)
- Matériel et produits nécessaires à la petite chirurgie (bistouri, pinces, agrafes, etc.)

D'une manière générale, il est recommandé de tester *in vitro* la toxicité des différents matériel et produits utilisés pour la survie des spermatozoïdes.

6- La méthode :

L'IA est presque toujours réalisée avec du sperme frais en paillettes.

Nous verrons ici :

- La préparation des paillettes
- L'insémination proprement dite

Lorsqu'il faut inséminer un ensemble de brebis synchronisées, 2 méthodes sont envisageables:

- La monte en main : chaque brebis est mise en présence d'un bélier une fois (à 50 - 55 h après le retrait de l'éponge) ou deux fois (48 et 55 - 60 h)
- L'insémination artificielle avec du sperme de bélier d'élite (54 h après le retrait)

6-1 Préparation des paillettes :

Les paillettes de sperme sont préparées avec de la semence de béliers d'élite au centre d'insémination ; ceci nécessite plusieurs étapes :

- La collecte du sperme en présence d'une brebis en chaleur
- L'analyse de la semence récoltée
- Son conditionnement en paillettes après dilution
- La conservation des paillettes

6-1-1 Collecte de sperme :

Le sperme est collecté au vagin artificiel, en présence d'une brebis en chaleur.

Au moment où le bélier saute sur la brebis, le vagin artificiel est avancé rapidement et intercepte le pénis.

6-1-1-1- Organisation de la salle de collecte : Les mâles sont conduits à la salle de collecte et attachés au mur à l'aide d'une chaîne et d'un collier. Il doit y avoir le même nombre de points d'attache que de mâles à utiliser. Une femelle boute-en-train est alors immobilisée dans l'appareil de contention et une autre femelle est gardée à proximité dans le cas où une stimulation nouvelle serait nécessaire pour une seconde collecte.

Une solution alternative est de collecter les mâles directement dans leurs boxes. Cette solution n'est toutefois pas idéale dans la mesure où le lieu de collecte est alors loin du laboratoire.

6-1-1-2- Préparation des mâles. Une fois attachés, il est nécessaire de nettoyer soigneusement la partie abdominale des béliers, devant et autour du fourreau. Le lavage de l'intérieur du fourreau avec une solution saline (0,9 pour cent de NaCl), pour éliminer le maximum de fragments et d'impuretés qui ont pu s'y accumuler, est recommandé.

Chaque mâle est détaché et laissé en contact avec la femelle boute-en-train. Un temps d'attente de cinq à six minutes avant l'éjaculation accroît la quantité et la qualité de semence (**figure 31**) mais, en pratique, elle est difficile à mettre en œuvre. Il peut être préférable de forcer le mâle à effectuer des fausses montes en lui permettant de monter sur la femelle et en le forçant à descendre avant l'éjaculation.

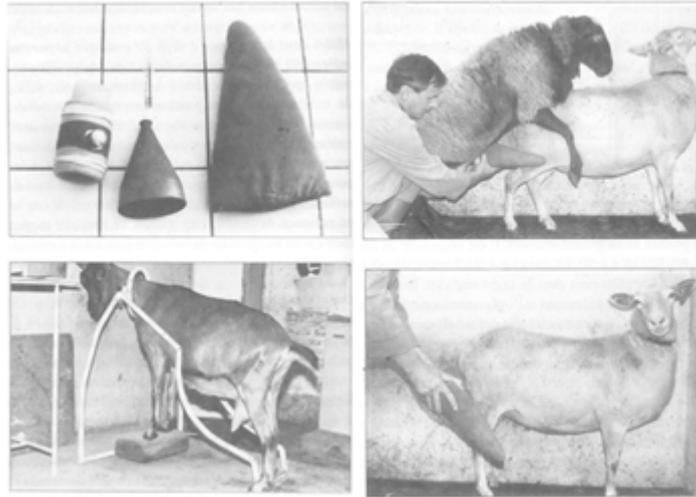


Figure 27 Collecte de semence

Collecte de la semence. L'opérateur, un genou à terre à côté du mâle, dévie légèrement avec la main le pénis du bélier en le manipulant au niveau du fourreau (**figure27**).



Image Les béliers sont amenés dans la salle de monte où se trouve une brebis bout-en-train. Au moment du chevauchement de la brebis par le bélier, le technicien dévie la verge du bélier dans le vagin artificiel qui éjacule dans le tube à essai.

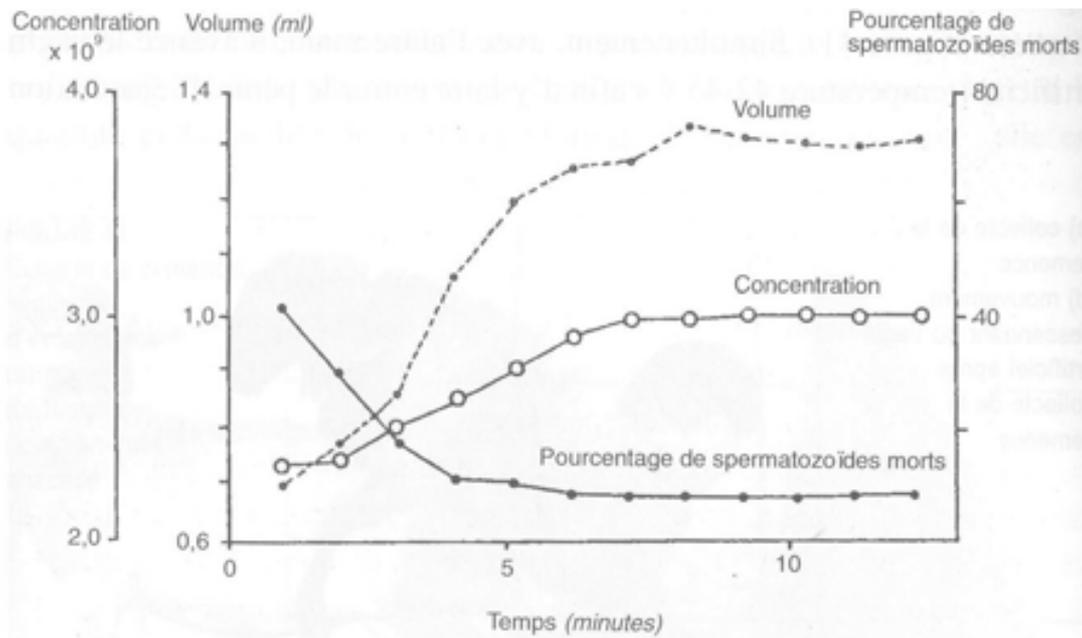
Simultanément, avec l'autre main, il avance le vagin artificiel (température 42-45°C) afin d'y faire entrer le pénis. L'éjaculation se produit alors immédiatement. Il est nécessaire de prendre garde à bien placer le vagin artificiel dans le prolongement du pénis afin que celui-ci pénètre complètement dans le vagin artificiel. Immédiatement après l'éjaculation, le mâle redescend et l'opérateur donne deux ou trois mouvements énergiques au vagin artificiel afin de faire descendre l'éjaculat à l'extrémité du tube de collecte gradué. Il est particulièrement

important que la semence reste le moins longtemps possible en contact avec le caoutchouc du cône.



FIGURE28: Au bout du vagin artificiel rempli d'eau chaude (37°C) on fixe un cône en latex. Au bout du cône trouve un tube a essai qui va recevoir le semence du bélier. Le cône et le tube sont maintenus à 37°C afin de ne pas léser les spermatozoïdes.

Afin de collecter immédiatement un deuxième éjaculat du même mâle dans le même tube de collecte, il est nécessaire de susciter un réflexe conditionné. Avec des mâles entraînés, pendant la saison sexuelle, deux éjaculats successifs peuvent être obtenus à un intervalle de une à deux minutes. Ce délai peut s'accroître chez des mâles non entraînés, en dehors de la saison sexuelle. Si le second éjaculat n'est pas obtenu au bout de deux à trois minutes, il est préférable de traiter le premier éjaculat. Le mâle sera alors rattaché et un second éjaculat pourra être collecté plus tard dans un autre vagin artificiel.



Source: Petkov, 1969.

Figure 29 Effets de l'augmentation du temps de latence avant l'éjaculation sur les caractéristiques de l'éjaculat chez le bélier

6-1-2 Analyse du sperme

Contrôle de la quantité et de la qualité de la semence

Dès la collecte, le volume, la couleur et l'aspect général de l'éjaculat sont observés.

La semence est ensuite observée au microscope pour divers tests de motilité, de taux de spermatozoïdes normaux et de vivants

6-1-2-1 Volume de l'éjaculat

La mesure du volume de l'éjaculat s'effectue par lecture directe à l'aide des graduations du tube de collecte. La lecture se fait sans tenir compte de la partie mousseuse de l'éjaculat. Le volume moyen de l'éjaculat est d'environ 1 à 1,5 ml dans les deux espèces mais varie d'un éjaculat à l'autre.

6-1-2-2 Concentration de l'éjaculat

L'objectif de cette mesure est de pouvoir déterminer le nombre de spermatozoïdes par millilitre de semence pure en utilisant le minimum de semence possible. La concentration spermatique varie généralement de 2 à 10×10^9 spermatozoïdes par millilitre de semence éjaculée. Plusieurs possibilités existent pour mesurer cette concentration:

- appréciation visuelle directe de la consistance de l'éjaculat

- comptage exact avec un hématimètre
- mesure de la densité optique dans un spectrophotomètre.

L'appréciation visuelle directe de la concentration spermatique est une technique utilisée par plusieurs centres d'IA. Cette pratique n'est toutefois pas recommandée en raison de son assez grande imprécision due à l'appréciation subjective et parce que d'autres techniques précises et d'emploi facile peuvent être utilisées.

Le comptage exact du nombre de spermatozoïdes dans un hématimètre est une technique précise si elle est effectuée soigneusement. Le principe de la mesure est le comptage du nombre exact de cellules spermatiques présentes dans un volume déterminé d'une solution de dilution connue.

6-1-2-3 Motilité massale

C'est une mesure rapide et facile qui nécessite un examen microscopique de la semence, dès que celle-ci est collectée. Une goutte de sperme pur est déposée sur une lame et placée sur la platine chauffante du microscope (37-38°C) sous un grossissement de 80. L'observation doit être faite très rapidement car la motilité massale du sperme pur, à cette température, diminue rapidement au bout de 15 à 20 secondes.

La mesure est faite en utilisant une échelle qui va de 0 (aucun mouvement) à cinq (mouvements forts), Un entraînement est nécessaire avant d'aboutir à une mesure fiable de routine.

Cette technique est suffisamment efficace pour détecter les éjaculats où les spermatozoïdes sont morts ou sont très peu mobiles; elle est toutefois trop imprécise pour différencier les éjaculats avec différents pourcentages de spermatozoïdes mobiles ou différentes motilités individuelles. Ce test peut être utilisé pour des mâles non préalablement sélectionnés.

6-1-2-4 Pourcentage de spermatozoïdes mobiles

Cette mesure est réalisée en déposant une goutte de semence diluée entre la lame et la lamelle et en l'examinant au microscope. Le grossissement est d'environ 200 et la platine chauffante est à 37-38°C. La dilution de la semence pour une observation correcte doit être comprise entre 60 et 200 x 10⁶ spermatozoïdes/ml. L'observateur décide, après l'examen successif de cinq champs d'une même préparation, d'une estimation visuelle du pourcentage de spermatozoïdes mobiles. Pour un observateur entraîné, cette mesure est assez répétable.

Pour l'apprentissage et l'entraînement régulier, il est nécessaire de comparer cette estimation visuelle du pourcentage de spermatozoïdes mobiles avec le pourcentage exact de spermatozoïdes vivants donné par le test de coloration différentielle éosine/ nigrosine. Pour un opérateur entraîné, la corrélation entre ces deux déterminations est généralement élevée (>0,90).

6-1-2-5 Motilité individuelle des spermatozoïdes

L'estimation visuelle de la motilité individuelle des spermatozoïdes est réalisée en même temps que l'estimation précédente du pourcentage de spermatozoïdes mobiles. Par conséquent, elle est effectuée dans les mêmes conditions de température et de grossissement.

La mesure est réalisée en utilisant une échelle allant de 0 (aucun mouvement des spermatozoïdes) à 5 (spermatozoïdes «fléchants» avec un mouvement rectiligne). Cette estimation doit tenir compte de la vitesse de déplacement des spermatozoïdes, de la rectitude de celui-ci et de ses mouvements latéraux

6-1-2-6 Mesure du pourcentage de spermatozoïdes vivants et des anomalies spermatiques

Ce test, qui utilise un colorant éosine/nigrosine, est efficace pour déterminer le pourcentage exact de spermatozoïdes morts et celui de spermatozoïdes anormaux. Ainsi que nous l'avons vu précédemment, le pourcentage de spermatozoïdes anormaux peut changer avec la saison (ou la photopériode) chez le bélier, et avec les températures ambiantes élevées chez le bélier et le bouc. Par conséquent, si aucun effet néfaste des températures élevées n'est soupçonné (dans les climats tempérés par exemple), cette mesure est d'un intérêt limité chez le bouc, puisque aucune apparition de spermatozoïdes anormaux due à la photopériode n'existe dans cette espèce

6-1-2-7 Tests de thermorésistance

Les spermatozoïdes ont besoin de plusieurs heures après l'éjaculation ou après l'ia pour atteindre le lieu de fécondation chez la femelle. Leur pouvoir fécondant est, par conséquent, en partie lié à leur aptitude à survivre dans le tractus génital femelle. Cette observation a conduit à l'utilisation de tests de thermorésistance (à la température corporelle de la femelle), *in vitro*, pour apprécier la survie des spermatozoïdes. Les conditions d'incubation varient avec les espèces et avec le type de semence à tester (fraîche, congelée), mais dans les deux espèces, la semence est généralement rediluée (dans le milieu utilisé pour la dilution finale de la semence) à une concentration comprise entre 80 et 300 x 10⁶ spermatozoïdes par millilitre, et

placée dans un bain-marie à 37-38°C. Le taux de pourcentage de cellules vivantes et de la motilité peut être calculé au début du test et deux ou trois heures après, voire plus longtemps.

Pour l'ia avec la semence congelée chez la brebis, celle-ci peut être rediluée dans une solution hypotonique (250 milliosmoles) de tri-citrate de sodium à pH 8,5 (pH proche de celui du mucus utérin) et laissée à incuber à 37-38°C pendant trois heures. Les observations sont alors faites aux temps 0 et +3 heures.

6-1-3 Conditionnement du sperme

Si la semence est de bonne qualité, sa concentration est mesurée au colorimètre. Elle est ensuite diluée dans un milieu de conservation spécialement étudié, dont la composition dépend du type de conservation envisagé: en frais à 16° ou à 4°C, ou congelé dans l'azote liquide à -196°C



FIGURE 30 La semence est alors diluée avec un dilueur à base de lait à 30°C. La dilution a pour but de ramener la concentration à 1,4milliards de spermatozoïdes par millilitre, soit 350millions de spermatozoïdes par paille d'insémination, concentration optimale pour l'insémination artificielle.

Les paillettes de 0,25 ml contiendront 400 millions de spz pour la conservation en frais et 40 ou 100 millions de spz pour la congélation.

6-1-4 Conservation du sperme

Le dilueur permet la conservation du sperme pendant 3 jours à 4°C, mais généralement la semence est utilisée dans les 6 heures qui suivent le prélèvement et est maintenue à 16°C.

Congelées dans l'azote liquide à -196°C , les paillettes ont une durée de conservation quasiment infinie. Ce type de congélation nécessite un appareillage et une technologie appropriés.

Après décongélation, environ 60% des spz retrouvent leur motilité.



FIGURE 31 Les paillettes sont stockées dans des bouteilles thermos maintenues à 15°C par une ampoule d'acide acétique. Ces paillettes doivent être impérativement utilisées dans les 10heures qui suivent le prélevement.

6-2 Réalisation de l'IA

La semence doit être déposée à l'entrée du cervix ou, si possible, dans l'utérus . Les étapes sont les suivantes:

- **Préparation de la paillette:**

Paillettes congelées. Sortir la paillette de l'azote liquide avec une pince, la plonger directement dans le bain-marie ($37-38^{\circ}\text{C}$) pendant 15 à 30 secondes, l'essuyer avec un papier sec, l'introduire dans le pistolet (qui est maintenu entre les lèvres ou sous les vêtements de l'opérateur pour maintenir la température), l'extrémité avec le coton du côté du piston, couper environ 1 cm de la paillette, y compris le bouchon coloré, placer une gaine, la bloquer avec l'anneau, laisser le pistolet chargé entre les lèvres de l'opérateur ou sous ses vêtements.

Etat liquide. Effectuer les mêmes opérations, mais cette fois la paillette est sortie du thermos pour être placée directement dans le pistolet.

- Un assistant soulève l'arrière-train de la femelle et l'immobilise dans la bonne position ou la place dans la forme (figure 14), et nettoie la vulve si nécessaire.

• L'opérateur introduit lentement le spéculum en écartant les lèvres de la vulve avec ses doigts. Quand le spéculum est introduit d'environ 8-10 cm, il est écarté doucement en appuyant sur les poignées (figure 15). L'opérateur repère alors l'entrée du cervix qui est en général situé sur le plancher du vagin. Le cervix est généralement de couleur rose chez les femelles en œstrus et ressemble à une rose ou à un petit volcan. Si beaucoup de mucus vaginal est présent, empêchant le repérage correct du cervix, l'assistant peut redescendre l'animal pour faciliter l'expulsion du mucus à l'aide du spéculum.

• Aussitôt que l'entrée du cervix a été identifiée, l'opérateur introduit l'extrémité du pistolet sous la petite lèvre du cervix. En poussant le pistolet très doucement avec des mouvements de rotation, l'entrée est atteinte. Deux cas se présentent alors:

1. Il est impossible de pénétrer plus loin que 1 à 2 cm dans l'entrée du cervix; c'est ce qui se produit *toujours chez la brebis et dans la majorité des cas chez la chèvre*. Le pistolet est alors retiré de quelques millimètres (pour éviter un blocage par contact avec les anneaux cervicaux) et le piston est poussé lentement afin d'évacuer la semence. Cette méthode d'IA est appelée par conséquent insémination cervicale.

2. Il est possible de franchir le cervix et d'introduire l'extrémité du pistolet dans l'utérus. *Cette situation n'est jamais observée chez la brebis*

- La femelle est redescendue sur le sol et aucun stress n'est appliqué.
- L'identification de la femelle et du mâle et les conditions d'IA sont reportées sur la feuille d'IA.
- Le spéculum est nettoyé, désinfecté et séché avant utilisation sur la femelle suivante.

6-2-1 Insémination exo-cervicale

L'insémination se réalise toujours sur des brebis dont l'ovulation a été synchronisée par une éponge de progestagène (des essais sont en cours pour étudier la possibilité d'inséminer les brebis sur chaleurs naturelles en fonction du moment d'apparition des chaleurs)

Le sperme est déposé avec soin par l'inséminateur à l'entrée du col de l'utérus, grâce à un speculum muni d'un éclairage et à un pistolet d'insémination classique

Seul du sperme frais peut être utilisé par cette technique, le sperme congelé-dégelé ayant perdu la capacité de franchir le col utérin

Insémination intra-utérine

Avec du sperme congelé, de bons résultats de fertilité ne sont obtenus que si les spermatozoïdes sont déposés directement dans les cornes utérines.

Le col de la brebis étant infranchissable par le pistolet d'insémination, il faut réaliser une laparoscopie et déposer les spermatozoïdes dans les cornes en traversant la paroi abdominale.

6-2-2 IA artificiel intra-utérine par voie laparatomie

6-2-2-1 Limites de l'ia exocervicale et avantages de l'IA laparoscopique

Chez les ovins, la conservation des spermatozoïdes sous forme congelée ne permet pas d'obtenir des niveaux de fertilité suffisants pour satisfaire les éleveurs. La nécessité de mettre en place un plus grand nombre de spermatozoïdes à l'entrée du cervix, ainsi que l'interaction entre les traitements hormonaux de synchronisation et la remontée des spermatozoïdes dans les cornes utérines, représente la principale limite de l'ia exocervicale. Pour surmonter ces problèmes et assurer une bonne fertilité avec l'utilisation de semence congelée, les spermatozoïdes sont directement déposés dans les cornes utérines, afin de raccourcir leur chemin jusqu'au site de fécondation.



FIGURE 32 Manipulation des brebis pour l'IA

La semence peut être déposée après laparotomie (ouverture chirurgicale de la cavité générale) ou après laparoscopie. Cette dernière méthode est moins stressante pour les femelles inséminées; elle peut être utilisée dans des conditions de routine. Dans les deux cas, l'utilisation d'un faible nombre de spermatozoïdes est possible (environ 10 fois plus faible que celui utilisé en semence fraîche par voie exocervicale) sans diminution de la fertilité.

L'ia intra-utérine est avantageuse sous plusieurs aspects. Elle assure un taux de fertilité élevé (60 pour cent) avec la semence congelée, et permet d'augmenter le pouvoir de diffusion des mâles de haute valeur génétique et le nombre des descendants par jeune mâle dans un schéma de testage sur descendance. Elle autorise également l'utilisation, dans de tels schémas, de mâles dont la production spermatique était insuffisante. Elle permet aussi la dispersion de la semence d'animaux rares et, lorsqu'elle est utilisée sur des femelles superovulées dans le cadre d'un programme de transfert d'embryons, elle augmente le taux de fécondation des ovocytes.



Figure 33 Pratique de l'IA exo cervicale:

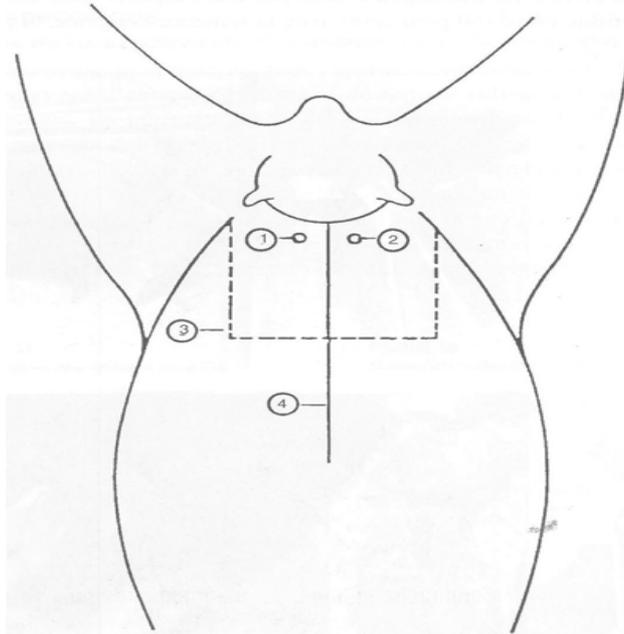


FIGURE 34 Ia par voie laparoscopique. Lieux d'insertion des instruments chirurgicaux

1 = Trocart et canule recevant les instruments d'optique

2 = Trocart et canule recevant les instruments d'ia

3 = Champ opératoire

4 = Ligne abdominale médiane

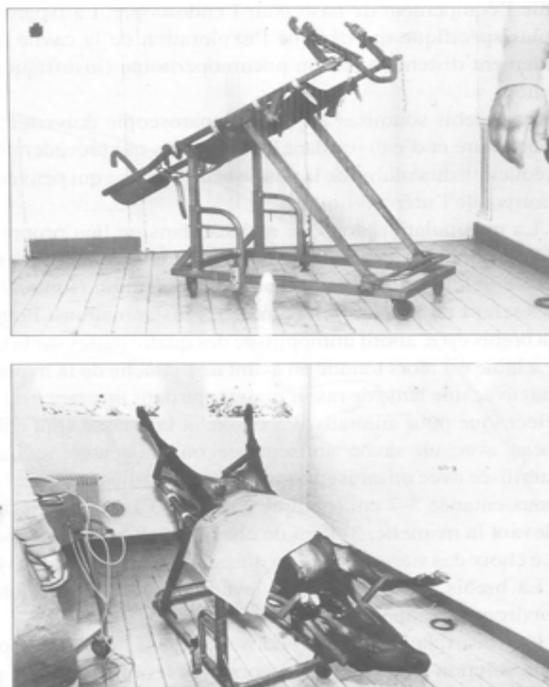


FIGURE 35 Contention des femelles sur une table spéciale pour l'ia intra-utérine:

(a) table de contention spéciale

(b) femelle en position pour l'ia

En revanche, elle nécessite plus de temps, actuellement, que l'IA classique; la technique est plus complexe et ne peut être réalisée que par des opérateurs ayant une formation plus spécifique.

6-2-2-2 Technique de la laparoscopie

L'endoscopie est une technique d'exploration interne des cavités corporelles ou des conduits naturels et canaux, incluant un système optique utilisant les propriétés de propagation de la lumière dans une fibre de verre, la source lumineuse étant génératrice de lumière froide. Cela constitue l'équipement de base pour l'endoscopie. La laparoscopie est le terme plus spécifique qui désigne l'exploration de la cavité abdominale préalablement distendue par un pneumopéritoine (insufflation d'air dans la cavité).

Les brebis soumises à l'IA par laparoscopie doivent être mises à jeun de nourriture et d'eau pendant les 24 heures qui précèdent l'IA. Cela permet la réduction du volume de la vessie et de la panse qui peuvent gêner le repérage correct de l'utérus.

La manipulation doit être réalisée dans un lieu propre et sans poussière. Un groupe de deux assistants prépare les brebis et le matériel d'IA. Il est préférable d'utiliser deux tables de contention ([figure34](#)), afin de réduire les temps de préparation entre deux inséminations. Pour la mise en place, la brebis est d'abord immobilisée des quatre pattes sur la table de contention. La laine est alors tondue en avant de l'attache de la mamelle. Cela peut être fait avec une lame de rasoir maintenue dans une pince ou avec une tondeuse électrique pour animaux. La crasse et la graisse sont enlevées en lavant la peau avec un savon antiseptique ou un détergent. La peau est ensuite stérilisée avec un antiseptique puis un anesthésique local est injecté par voie sous-cutanée 5-7 cm (optique à angle 30°) ou 0-3 cm (optique à angle 0°) devant la mamelle, 3-4 cm de chaque côté de la ligne médiane ([figure34](#)). Le choix des sites d'injection doit se faire en évitant les vaisseaux sanguins.

La brebis est présentée en levant l'arrière-train selon un angle de 40° environ par rapport à l'horizontale.

Le trocart, la canule et l'endoscope (sauf l'œilleton) sont immergés dans une solution stérilisante non corrosive (comme indiqué par le fabricant de l'endoscope). Les instruments sont immergés dans cette solution entre deux inséminations. L'endoscope est connecté à la source lumineuse par le câble en fibre de verre et la lumière est allumée. La canule de 7 mm est reliée à la bonbonne de gaz (air ou gaz carbonique) ou à la pompe.

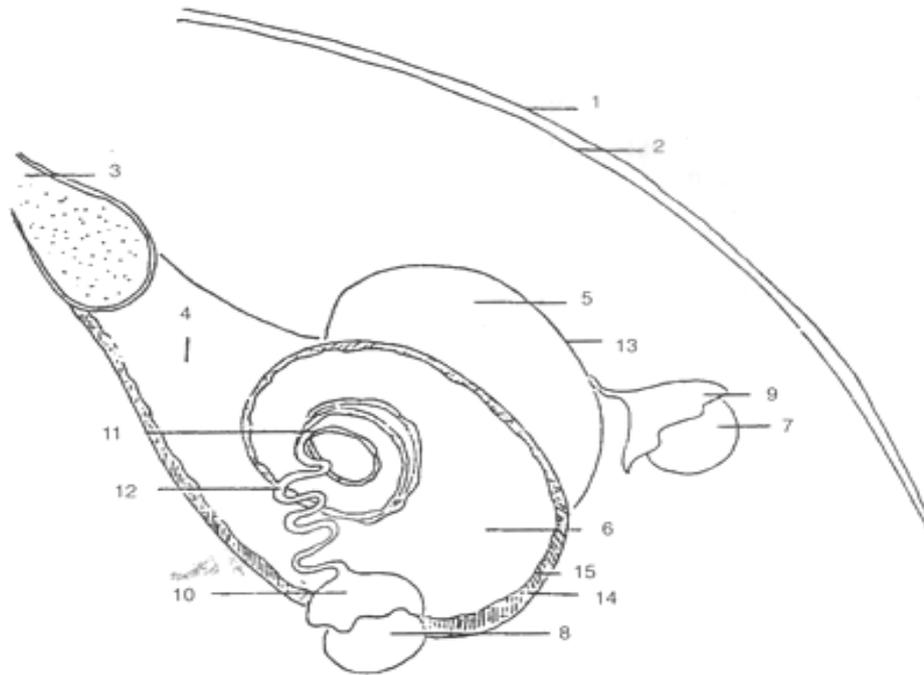


FIGURE 36IA par voie laparoscopique. Vue sagittale du tractus génital femelle, montrant une section de la corne utérine gauche

1 = Peau	2 = Péritoine	3 = Vessie	4 = Corps utérin
5 = Corne utérine droite	6 = Corne utérine gauche	7 = Ovaire droit	
8 = Ovaire gauche	9 = Pavillon droit	10 = Pavillon gauche	
11 = Jonction uterotubaire gauche	12 = Oviducte gauche		
13 = Epithélium	14 = Myomètre	15 = Endomètre	

Munie de son trocart, la canule de 7 mm est insérée dans la cavité abdominale à gauche de la ligne médiane. Le trocart est retiré puis remplacé par l'endoscope. Le pneumopéritoine peut alors commencer; seul un petit volume d'air ou de gaz est nécessaire pour rendre le contenu abdominal visible, car un pneumopéritoine excessif provoque une gêne pour l'animal. Le trocart et la seconde canule recevant les instruments d'insémination sont alors insérés à droite de la ligne blanche.

L'utérus est situé immédiatement en dessous ou devant la vessie (figure 18). Dans certains cas, le volume de la vessie ne permet pas l'accès direct aux cornes utérines. Il est donc nécessaire d'avoir recours à une pince atraumatique, introduite dans la seconde canule et permettant la manipulation de la vessie et l'accès au tractus génital.

Pour l'IA, un assistant prépare le matériel d'insémination, décongèle la semence et monte la paillette dans l'aspic.

6-2-2-3 IA intra-utérine

6-2-2-3-1 Pratique de l'IA intra-utérine : Deux techniques différentes ont été développées depuis plusieurs années en Australie, en France et au Royaume-Uni.

- IA intra-utérine avec une pipette de verre et de plastique (technique australienne). L'équipement de base pour l'insémination est une pipette de verre ou de plastique qui a un diamètre interne de 2 mm, externe de 4,5 mm et 30 cm de long. Si une pipette en verre est utilisée, elle doit être étirée en pointe et son diamètre extérieur est d'environ 0,4 mm. Les pipettes en plastique ont une aiguille hypodermique de 5 mm 24 G, reliée à une seringue de 1,0 ml.

Un assistant prépare une pipette d'IA en prenant environ 0,3 ml d'air, suivi du volume requis de semence. L'opérateur peut guider alors l'extrémité de la pipette vers une corne utérine. La pipette est introduite en ponctionnant la paroi utérine à mi-chemin entre la bifurcation des cornes utérines et la jonction uterotubaire. Le piston de la seringue est alors poussé afin d'ex-pulser la semence dont le mouvement peut être observé dans la pipette. La pipette est retirée et la même opération est répétée sur l'autre corne utérine.

- IA intra-utérine avec équipement spécial (technique française, [figure 19](#)). Le matériel d'insémination spécifique est composé d'un «transcap», d'un «palpateur» et d'un «aspic».

Le «transcap» est composé de deux parties

- une poignée en plastique qui permet son maintien et qui est traversée longitudinalement par un jonc de faible diamètre, de 34 cm de long et qui est actionnée par une roue dentée;
- un tube creux en acier inoxydable, de 3,5 mm de diamètre et de 23 cm de longueur qui vient se visser à la base de la poignée pour écraser un joint torique assurant l'étanchéité.

Le «palpateur» recouvre le corps du «transcap», il est constitué d'une tubulure en inox de 28 cm de long et de 5 mm de diamètre, évasée à son extrémité proximale et présentant une fenêtre à son extrémité distale.

L'«aspic» prend place à l'intérieur du corps du «transcap» ([figures 20](#)). C'est une tubulure en plastique, à usage unique, de 3 mm de diamètre et de 31 cm de long. Ouvert à son extrémité proximale, l'«aspic» est équipé d'une aiguille très fine à son extrémité distale, de 5 mm de long et de 0,7 mm de diamètre, qui permet la ponction de la corne utérine. Cette aiguille est protégée par un manchon en plastique. L'«aspic» qui est main- tenu dans le corps du «transcap» par l'écrasement du joint entre la poignée et le corps du «transcap» reçoit la

paillette d'insémination de 0,25 ml. Le jonc permet de positionner correctement la paillette dans l'extrémité distale de l' «aspic». Le «transcap» est introduit à l'intérieur de la cavité abdominale à travers un trocart de 5 mm de diamètre (figure 20).



FIGURE 37 IA intra-utérine

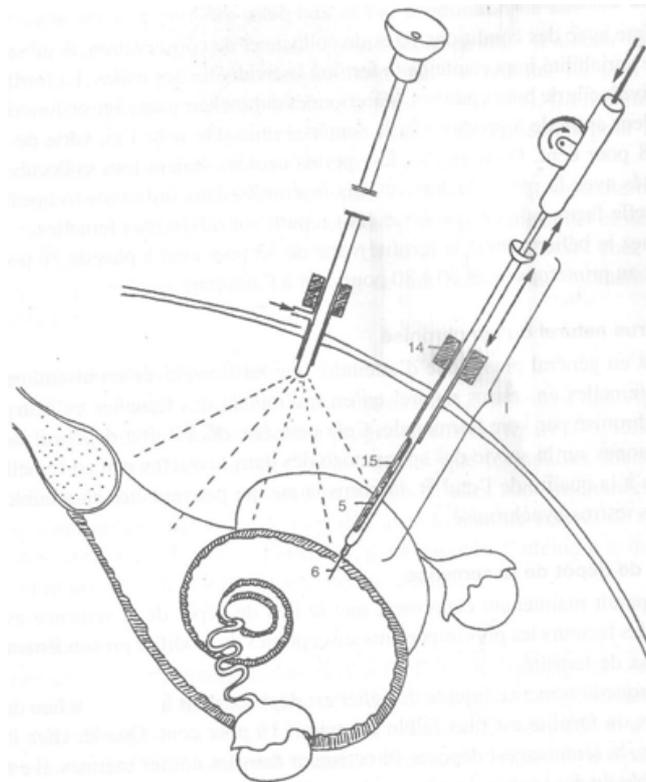


FIGURE 38 IA par voie laparoscopique. Les différents instruments en place dans la femelle, avec le palpateur

6-2-2-3-2 Conditions d'utilisation de l'IA intra-utérine et résultats de fertilité

- Le nombre total de spermatozoïdes à utiliser est compris entre 20 et 100 x 10⁶.
- L'intervalle entre le retrait de l'éponge et l'IA intra-utérine, pour obtenir une bonne fertilité, est compris entre 45 et 70 heures. Il dépend probablement de l'espèce, de la race, de la parité et de la saison d'IA.
- Il est recommandé d'utiliser des antibiotiques en les déposant directement dans la cavité via la canule après insémination; 0,5 x 10⁶ unités de pénicilline et 0,5 g de streptomycine sont à utiliser ainsi que des antibiotiques en poudre (Pulsauréo ou Stol 5 en spray) sur les ponctions cutanées. A la fin de chaque série, il est nécessaire de nettoyer soigneusement et de désinfecter l'équipement afin d'éviter de propager des agents infectieux d'un troupeau à un autre. Le matériel peut être placé dans une boîte avec des pastilles de formol. Dans ce cas, il doit être nettoyé ultérieurement à l'eau ou au sérum physiologique stériles avant usage, car le formol est très spermicide.
- Pour l'entraînement des opérateurs à la laparoscopie, il est souhaitable de débiter sur des femelles anesthésiées (ou tranquilisées), des brebis plutôt que des chèvres. L'entraînement doit être fait durant une à deux heures par jour seulement et doit être répété sur plusieurs jours. Une très bonne connaissance de l'anatomie de la cavité abdominale et du tractus génital est indispensable et peut aisément être acquise en abattoir.

L'utilisation de la technique décrite ci-dessus, conduit à des fertilités pouvant dépasser 70 pour cent de mise bas lorsque l'IA est réalisée de 55 à 65 heures chez les ovins et de 45 à 55 heures chez les caprins après le retrait de l'éponge.

7- Paramètres susceptibles de modifier les résultats d'IA

Beaucoup de facteurs sont susceptibles de modifier le résultat de l'ia; la plupart d'entre eux ont été examinés tout au long des chapitres de ce manuel. Il est intéressant cependant d'essayer de dresser la liste de ces différents facteurs.

7-1 Nombre de spermatozoïdes inséminés

Le nombre total de spermatozoïdes inséminés par femelle est un des principaux facteurs capables de diminuer la fertilité. Il est nécessaire de connaître, dans une race donnée, pour des femelles synchronisées dans des conditions données et avec des conditions précises de stockage, le seuil à franchir pour obtenir une fertilité correcte.

Avec de la semence fraîche de bélier conservée moins de huit heures (à +15°C) après la collecte et inséminée chez des femelles synchronisées par des traitements hormonaux, le nombre optimal de spermatozoïdes totaux pour dépasser une fertilité de 65 pour cent est de 400×10^6 . Si la semence est stockée de huit à 10 heures, il est recommandé d'utiliser 500×10^6 spermatozoïdes par IA. Lorsque de la semence congelée est utilisée, avec IA exocervicale, il est nécessaire d'employer 900×10^6 spermatozoïdes.

7-2 Qualité des spermatozoïdes inséminés

Dans l'espèce ovine, la fertilité de la semence fraîche est fortement corrélée avec le pourcentage de spermatozoïdes anormaux de la semence; plus le pourcentage d'anormaux est élevé, plus la fertilité est basse. Il peut être considéré que, au printemps pour une race saisonnée, à chaque augmentation de 10 pour cent des spermatozoïdes anormaux correspond une diminution de 8 pour cent de fertilité.

7-3 Mâle utilisé pour l'IA

Même avec des conditions fixes de collecte et de conservation, il subsiste une variabilité importante de la fertilité individuelle des mâles. La fertilité individuelle de boucs adultes, sélectionnés durant leur jeune âge en fonction de leur aptitude à produire de la semence utilisable pour l'IA, varie de 45 à 68 pour cent. Dans ce cas, les spermatozoïdes étaient tous collectés et traités avec la même technique puis inséminés dans différents troupeaux de telle façon que chaque bouc était réparti sur différentes femelles.

Chez le bélier adulte, la fertilité varie de 33 pour cent à plus de 70 pour cent au printemps et de 60 à 80 pour cent à l'automne.

7-4 Œstrus naturel ou synchronisé

Il est en général plus facile d'atteindre une fertilité élevée en inséminant des femelles en œstrus naturel qu'en inséminant des femelles en œstrus synchronisé par voie hormonale. Cela peut être dû à l'effet dépressif des hormones sur la survie des spermatozoïdes dans le tractus génital femelle et/ou à la qualité de l'œuf et du corps jaune qui peuvent être plus faibles après œstrus synchronisé.

7-5 Lieu de dépôt de la semence

Il apparaît maintenant clairement que le lieu de dépôt de la semence est l'un des facteurs les plus importants susceptibles de modifier profondément le taux de fertilité.

Lorsque la semence liquide de bélier est déposée dans le vagin au lieu du cervix, la fertilité est plus faible d'environ 10 pour cent. Quand, chez la brebis, la semence est déposée directement dans les cornes utérines, il est possible de diviser par dix environ le nombre total de spermatozoïdes.

7-6 Intervalle entre la dernière mise bas et l'IA: production de lait

Chez la brebis, lorsque les femelles sont encore en train d'allaiter leurs agneaux, la fertilité après traitement hormonal est réduite. Le taux de fertilité s'accroît progressivement avec le temps. Un minimum de 60 et 90 jours post-partum est recommandé respectivement pour l'IA intra-utérine et cervicale chez la brebis.

7-7 Age des femelles inséminées

La fertilité maximale des femelles est située entre 1,5 et 3 ans d'âge. Après cinq ans d'âge, la fertilité diminue progressivement. Les femelles très jeunes peuvent être moins fertiles que les adultes, mais les mêmes taux de fertilité peuvent être atteints si elles sont inséminées au bon moment après le retrait de l'éponge avec le nombre correct de spermatozoïdes. Avec de telles adaptations, il est possible d'atteindre la même fertilité que chez les brebis et les chèvres adultes.

7-8 Saison d'IA

Chez les races saisonnées, la saison d'IA est l'une des principales sources de variation de la fertilité. Dans ces races, la fertilité est généralement plus faible pendant la saison d'anœstrus (même si les femelles sont synchronisées par voie hormonale), que si elles sont traitées et inséminées pendant la saison sexuelle. Lorsque la semence est utilisée à l'état liquide (bélier), cette plus faible fertilité peut également être due au mâle qui subit aussi une baisse saisonnière de la fécondance de sa semence.

7-9 Niveau d'alimentation, température, stress

Le niveau d'alimentation est capable de modifier la fertilité de l'IA. Dans des troupeaux où l'alimentation est de niveau insuffisant ou peu appropriée, les résultats sont en général mauvais. Plusieurs cas de diminution importante de la fertilité à cause de composés œstrogéniques ont été décrits. Un niveau d'alimentation trop élevé peut également être néfaste à la fertilité: des brebis grasses ont une fertilité réduite par rapport aux brebis normales.

La température et le stress peuvent aussi provoquer une réduction de la fertilité des femelles inséminées.

7-10 Inséminateur

La fertilité après IA varie également selon F inséminateur, sans que l'on puisse clairement identifier les raisons des différences entre techniciens. Cet effet est également souvent confondu avec un effet élevage, puisque ce sont souvent les mêmes inséminateurs qui interviennent dans les mêmes troupeaux d'une année sur l'autre. Il convient cependant de vérifier régulièrement les taux de fertilité par inséminateur afin d'identifier ceux ayant les moins bons résultats et d'entreprendre avec eux une démarche de recherche des causes possibles de cette situation.

8- Conditions Sanitaires

Quand l'opérateur insémine artificiellement les femelles d'un troupeau, il doit avoir présent à l'esprit qu'il peut lui-même être le vecteur de transmission d'agents infectieux d'une femelle à l'autre et d'un troupeau à l'autre. Il doit, par conséquent, nettoyer soigneusement et désinfecter l'équipement utilisé dans un troupeau et détruire, ou laisser sur place, tous les produits qui peuvent être contaminés par contact avec le mucus cervical, le sang, etc. L'utilisation de seringues et d'aiguilles à usage unique est vivement recommandée. Une désinfection méticuleuse des bottes, des vêtements, ainsi que des mains est recommandée après chaque session d'IA dans un troupeau.

Chapitr VIII:

Diagnostics de gestation

1- Introduction

Le diagnostic de gestation revêt une grande importance économique en production ovine. Il permet non seulement de réduire les périodes improductives (lorsque les femelles ne sont pas gestantes) et d'éliminer les mères infertiles, mais aussi de constituer des lots d'animaux présentant des états physiologiques similaires et de là optimiser leur alimentation. Cela peut s'avérer très important pour éviter des états d'embouppoint défavorables à la fertilité ou, au contraire en cas de gestation multiple, pour éviter des désordres métaboliques. Ceux-ci sont dus au fait que la capacité d'ingestion des aliments grossiers diminue, vu le volume abdominal important occupé par les fœtus. Ces troubles pouvant conduire, dans les cas extrêmes, à la toxémie de gestation souvent accompagnée de la naissance d'agneaux chétifs et de taux de mortalité élevés chez les agneaux et chez les mères.

Les différentes méthodes de diagnostic de gestation sont classées en deux catégories: les méthodes de laboratoire, parmi lesquelles on peut citer les dosages hormonaux (sulfate d'oestrone, hormone lactogène placentaire, progestérone) et les dosages de protéines spécifiques ou associées à la gestation et les méthodes cliniques, dont la radiographie, la palpation recto-abdominale, et l'ultrasonographie (Doppler, mode-A et mode-B).

Dans le présent bulletin, nous allons passer en revue ces méthodes, de façon succincte et dans un langage simplifié, pour un public non spécialisé.

Les avantages et inconvénients des diverses méthodes y sont présentés en insistant sur la précocité du diagnostic, la sensibilité de la méthode (probabilité qu'une femelle gravide donne un résultat positif au test ou à l'examen ou en d'autres termes, l'exactitude d'un test positif), la spécificité ou l'exactitude d'un test négatif et enfin les possibilités de dénombrement des fœtus.

2- Dosages réalisés en laboratoire

En laboratoire, le diagnostic de gestation des ovins est réalisé à partir de dosages hormonaux: sulfate d'oestrone, hormone lactogène placentaire et dosage de la progestérone ou par des dosages de protéines spécifiques ou associées à la gestation.

2-1 Dosage de sulfate d'oestrone

L'origine des hormones oestrogènes dépend du stade de gestation. Au début, elles proviennent des ovaires. Elles sont ensuite produites par le placenta, surtout pendant les deux derniers tiers de la gestation.

Le sulfate d'oestrone est la principale hormone œstrogène présente dans la circulation maternelle durant la gestation. Elle est facilement dosable sur des prélèvements de lait ou de sang. Cependant, comme les concentrations de cette hormone dans le sang n'augmentent qu'à partir du 50^{ème} jour de gestation, il faut attendre le 70^{ème} jour pour que le sulfate d'oestrone soit détectable.

Ainsi, ce diagnostic est qualifié de tardif. Un résultat négatif peut exprimer un état de non gestation mais n'exclut pas une gestation débutante. Par ailleurs, ce dosage permet de s'assurer de la viabilité fœtale durant les deux derniers tiers de la gestation. Le dosage ne permet pas de dénombrer les fœtus. En conséquence, cette méthode de diagnostic de gestation est peu utilisée.

2-2 Dosage de l'hormone lactogène placentaire

Cette hormone qui intervient dans le développement du fœtus et dans l'activité des glandes mammaires est déversée dans la circulation maternelle dès le 40^{ème}-50^{ème} jour de gestation. Elle est détectable dans le sérum de la brebis après le 48^{ème} jour de gestation. Cette apparition tardive dans le sang maternel prive ce dosage d'intérêt pour un diagnostic précoce de la gestation.

2-3 Dosage de la progestérone

La progestérone est une hormone indispensable dans le maintien de la gestation. Elle est produite par le corps jaune puis par le placenta . Le dosage peut être réalisé sur des prélèvements de sang ou de lait, applicable dès le 17^{ème} jour après la gestation.

Ce test offre des valeurs d'exactitude de diagnostic de gestation d'environ 90% alors que les valeurs de diagnostic de non gestation approchent les 100%. Les limites du test résident dans l'obligation de connaître avec précision la date de saillie ou de l'insémination et d'en tenir compte individuellement, sinon il peut donner lieu à de faux diagnostics de gestation, ce qui est aussi possible en cas de mortalité embryonnaire précoce.

Pratiquement, ce dosage est très efficace pour le diagnostic de non gestation. Il permet aussi de remettre sans retard à la reproduction des femelles diagnostiquées non gestantes.

L'autre avantage est son coût. Il est de l'ordre de 30 à 40 dirhams et peut être considéré comme raisonnable dans le cas de petits troupeaux.

2-4 Dosage des protéines spécifiques ou associées à la gestation

Décrites aujourd'hui sous diverses appellations indiquant leur caractérisation en tant que protéines spécifiques ou associées à la gestation (PSPB, PSP-60, PAG, SBU-3), elles ont été isolées pour la première fois chez les bovins. L'existence de protéines associées à la gestation et faisant partie du groupe des protéases aspartiques apparaît commune aux différentes espèces de ruminants mais n'est pas strictement limitée à ceux-ci. Des protéines similaires ont été identifiées également chez le cheval, le chat, et la souris.

Tout au début, deux protéines spécifiques de la gestation: les pregnancy-specific proteins A et B (PSPA et PSPB) ont été isolées à partir du placenta bovin. La PSPA, une protéine de masse moléculaire apparente de 65 à 70 kDa et présentant différents points isoélectriques (pI 4,0-4,4) s'est révélée ultérieurement identique à l'alphafoetoprotéine (AFP), une protéine synthétisée par le foie du fœtus et le sac vitellin de tous les mammifères. Elle présente une grande similarité avec l'albumine et lie les acides gras (AG) polyinsaturés à chaîne longue dans la plupart des espèces. Cette propriété de transport des AG est impliquée dans la maturation du système nerveux de l'embryon et du fœtus.

Chez les rongeurs (rat, souris), l'AFP lie aussi les œstrogènes, surtout l'œstradiol-17 β (E2-17 β). Les concentrations sériques maternelles d'AFP sont élevées pendant la gestation chez de nombreuses espèces. Des concentrations non négligeables de cette protéine sont détectables en dehors de la gestation. Des taux sériques très élevés d'AFP peuvent être associés à des anomalies du système nerveux fœtal chez la femme par exemple ou encore à des cas de tumeurs hépatiques. La concentration d'AFP chez le fœtus bovin s'est révélée être de 6 mg/ml. L'importance physiologique de telles molécules dans le processus de gestation reste inconnue.

La PSPB est une protéine spécifique de la gestation. C'est une glycoprotéine acide de masse moléculaire apparente de 47 à 53 kDa et présentant des variants isoélectriques (pI 4,0 à 4,4). La PSPB n'a pas été caractérisée au niveau d'acides aminés à l'époque de sa découverte. Cependant, il a été rapidement montré que cette protéine est présente dans le sang maternel et que son dosage pourrait permettre un diagnostic de gestation chez les femelles de nombreuses espèces de ruminants. A la même époque, une glycoprotéine de masse 30 kDa a été isolée et a été nommée bCG (bovine chorionic gonadotropin). Par la suite, cette protéine a été considérée

comme faisant partie de la famille des glycoprotéines spécifiques ou associées à la gestation et a été dénommée boPAG-2.

La PAG est une glycoprotéine acide de masse moléculaire 67 kDa. Elle présente 4 isoformes de pIs 4,4, 4,6, 5,2 et 5,4. Des expériences par clonage moléculaire ont montré qu'une forme de 64 kDa de la PSPB est par sa structure primaire, apparentée à la boPAG-1. Aujourd'hui dans les banques génomiques, la boPAG-1 et la PSPB sont considérées comme étant la même molécule. De même, les séquences terminales des antigènes SBU-3 présentaient des identités avec les PAGs connues à l'époque. Il en est probablement de même pour la PSP-60.

Les PAGs les mieux connues aujourd'hui sont synthétisées par les cellules binucléées présentes dans les couches superficielles du trophoctoderme, et plus précisément dans les granules de cellules binucléées. Plusieurs membres de la famille des PAGs sont exprimés dans les cellules du trophoctoderme dès le stade d'élongation du blastocyste.

Dès le début de la gestation, le placenta synthétise toute une série de protéines spécifiques ou associées à la gestation. Les protéines associées à la gestation (PAG) sont facilement détectables dans le sang dès le 20^{ème} jour après fécondation (Figure 5) et dans le lait, à partir du 32^{ème} jour. Il n'est pas nécessaire de connaître ni de tenir compte de la date de saillie pour autant qu'un délai minimum de 22 jours sépare la dernière fécondation possible de la date de prélèvement du sang et d'un minimum de 32 jours pour le lait. Dans ces conditions, pour un test sanguin, après 22 jours, la spécificité est de 100% (exactitude d'un test négatif) et la sensibilité de 94%. Ces 2 paramètres passent respectivement à 100% et 99 % à partir du 29^{ème} jour. Le dosage de PAG permet aussi de dénombrer les fœtus mais seulement plus tard dans la gestation (84^{ème} jour au moins).

Le dosage des PAG dans le lait a été testé dans le but de rendre le prélèvement de l'échantillon accessible à l'éleveur. Les résultats ont montré que les concentrations des PAG dans le lait permettent de diagnostiquer l'état de gestation à partir du 32^{ème} jour de gestation. Le coût de l'analyse, qui est de 30 à 50 Dh actuellement est susceptible de diminuer lorsque l'ELISA et un test simplifié entreront en application.

3- Les méthodes cliniques

Le diagnostic de gestation peut encore être réalisé par trois méthodes cliniques: la radiographie, la palpation recto-abdominale et la méthode des ultrasons.

3-1 Radiographie

Le diagnostic de gestation et le dénombrement des fœtus peuvent être réalisés avec une exactitude élevée par radiographie à partir du 70ème jour après la fécondation. Malgré sa précision, la radiographie est peu utilisée du fait de son coût et des risques d'irradiation de l'animal et du manipulateur. Cette technique est seulement utilisée en recherche.

3-2 Palpation recto-abdominale

Alors qu'elle est couramment utilisée pour le diagnostic de gestation chez la vache et la jument, la palpation recto-abdominale, méthode simple et peu coûteuse, n'est plus pratiquée en élevage ovin car elle présente des risques non négligeables de blessures rectales et d'avortements.

Cette technique permet de distinguer les gestations simples des gestations multiples à condition de pratiquer l'examen entre les 90ème et 105ème jours après la saillie. Sa sensibilité et sa spécificité sont de 100% après le 50ème jour suivant la fécondation.

3-3 Le suivi de gestation par échographie

Parmi les méthodes citées ci-dessus l'échographie est certainement celle qui apporte le plus d'informations puisqu'elle permet de vérifier s'il y a gestation, de connaître le nombre de fœtus et d'avoir une idée assez précise de la date d'agnelage.

Le principe de l'échographe est le même que celui du sonar utilisé en navigation. Une sonde, équipée de cristaux piézo-électriques, envoie des ultrasons qui se propagent dans le corps et en reçoit les échos. Le cristal mesure ces échos et l'appareil intègre les mesures de temps de réception et d'intensité pour créer une image sur un écran. L'image est en noir et blanc avec différents niveaux de gris. Tout ce qui est liquide apparaît en noir, ce qui est solide en gris plus ou moins clair selon la densité des tissus et les os sont quasiment blancs.

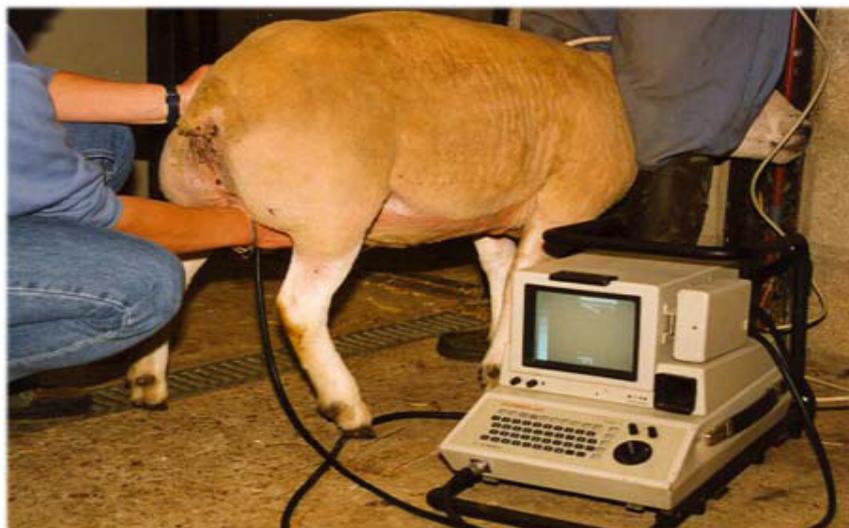


Figure39 : Le CRO de Faux-les-Tombes effectue des suivis de gestation par échographie

L'échographie est simple, rapide, non stressante et non traumatisante pour l'animal. La sonde, préalablement enduite de gel est appliquée sur la partie arrière droite de l'abdomen, sur la zone dépourvue de laine située entre la mamelle et le postérieur droit de l'animal. Selon les opérateurs et les informations recherchées, la brebis est en position assise, debout ou sur le dos.

L'échographie visant à déterminer s'il y a gestation peut être réalisée avec une très bonne fiabilité (près de 100%) entre 38 jours de gestation et la fin de celle-ci.

La détermination de nombre de jeunes portés est possible avec une bonne précision (environ 90% pour la distinction portée simple ou multiple) entre 6 semaines et trois mois de gestation.

Plus tard les jeunes sont trop développés pour pouvoir être vus individuellement et le taux d'erreur augmente rapidement. Les races belges n'étant en moyenne pas très prolifiques, la recherche des fœtus triples ou quadruples n'est en général pas réalisée dans nos régions.

3-3-1 Images obtenues par échographie aux différents stades de gestation

De 0 à 30 jours : L'utérus est rempli de liquide, les cornes utérines ont un diamètre de 26 mm. Le fœtus mesure 5 à 15 mm, il n'est pas encore observable, le diagnostic de gestation est difficile.

De 30 à 50 jours : Le fœtus mesure 15 à 50 mm de long et apparaît comme une structure blanchâtre. A partir de 40 jours ses mouvements sont visibles. Les cotylédons apparaissent comme des structures circulaires. Les membres sont visibles et comparables à de petits bourgeons.

De 50 à 70 jours : Le fœtus mesure plus ou moins 10 cm. On peut observer sa structure, les battements de son cœur, le cordon ombilical...

De 70 à 90 jours : Les os du fœtus apparaissent bien, on repère facilement la cage thoracique, avec la colonne vertébrale et les côtes.

De 90 à 110 jours : On ne peut plus observer que des parties du fœtus, il est plus grand que ce que la sonde peut capter. Le diagnostic de gémellité devient difficile.

A plus de 110 jours : Les structures du fœtus peuvent être confondues avec celles de la brebis.

Après 140 jours, il descend dans l'abdomen et peut alors se trouver trop loin pour être perçu par les ondes. Le diagnostic devient donc plus difficile.



Figure40 6 semaines : fœtus avec tête, pattes et abdomen visibles



Figure41 9 semaines : largeur de tête



Figure42: 12 Semaines : longueur de l'humérus



Figure43: 17 semaines : thorax et Coeur avec ses quatre compartiments

Partie expérimental



Dr- ammour fatima zouhra



Dr- azzouz malika

A)introduction :

Dans n' autre partie expérimental nous avant travaillé sur les ovines

- de races rembi,
- leurs mode d'élevage est semi –extensifs
- -l'alimentation est composé de : l'orge, fourrage (paille+foin).



a. Le cheptel se compose : de 21 brebis et 5 béliers



b. La région de l'expérimentation : la ferme de l'institut vétérinaire

« Sn METAL » Tiaret

B) Le matérielle de synchronisation et l'insémination :**➤ Matériel et produit utilisé dans la synchronisation des chaleurs :**

-Applicateur d'éponge



-Les éponges vaginales



-PMSG(prégnant mare sérum gonadotopins

I. Matériel de récolte de sperme :



-Un vagin artificielle pour la récolte



-Un lubrifiant

I. matériel de l'insémination :



-Le pistolet d'insémination



-Le spéculum vaginale

C)le plant de travaille :

- **étape 01** : déparasitages des animaux le 14/12/2014 par utilisation d'un antiparasitaire externe et même interne.



1. Ivérmectine injection sous cutanés d'un 10g/10 on sous cutanés



2. Albendazol par vois oral 2mg/kg (2cc/10kg)

➤ étape 02 : La synchronisation des chaleurs par utilisation des éponges vaginales

3. imbibition des éponges vaginales dans une solution a base de permanganate de potacium pour éviter les vaginites, désinfecter le tube applicateur entre chaque utilisation dans un seau d'eau propre contenant du permanganate de potacium.

4. Insérer l'éponge dans l'applicateur par l'extrémité non-biseautée



5. pose des éponges vaginale le 23/01/2014 « en introduit applicateur sans brusquerie en inclinant applicateur et en tournant légèrement puis libères éponge en poussant sur le poussoir.



6. Retirer Le Poussoir Du Vagin Et Ensuite Le Tube Applicateur .

- **Étape 03 :** Retrais des éponge vaginale le 05/01/2015 et injection de PMSG en a devise le cheptel en 3 lot suivant les doses de PMSG à injectés:

Pas de PMSG	PMSG 400 UI	PMSG 500UI
Lot 01	Lot 02	Lot 03
J8921	J8902	J8905
J8928	J8903	J8906
	J8904	J8910
	J8909	J8911
	J8917	J8913
	J8919	J8915
	J8920	J8916
	J8922	J8924
	J8923	J8930
	J8926	



7.la preparation de PMSG



8. retraits d'éponge vaginale



10.L'injection de pmsg au momant du retrait

➤ **Étape 04** : la récolte 07/01/2015 de sperme et l'insémination artificielle



11.mètre au bellis un tablier pour détectes les femelles en chaleur



12.femelle en chaleur la rougeur et tuméfaction de vulve

- la détection d'œstrus :



13. une approche avec la tête tournée sur la côte



14. reniflement



15. le male assure le chevauchement après immobilisation de femelle



17. Au bout du vagin artificiel rempli d'eau chaude (37°C) on fixe un cône en latex



18. Au bout du cône se trouve un tube a essai gradué qui va recevoir le semence du bélier



16. *Collecte de la semence.* L'opérateur, un genou à terre à côté du mâle, dévie légèrement avec la main le pénis du bélier en le manipulant au niveau du fourreau



17. la mesure du volume de l'éjaculat s'effectue par lecture directe à l'aide des graduations du tube de collecte

➤ **Étape 05 :** Diagnostique de gestation par échographie 26/04/2015



18 . mètre la femelle en position dorsale et déposes le gèle sur la peau pour facilites la manipulation de sonde et faire un bon contacte entre la sonde et la peau en éliminant l'air



19. position deboux en plasse la sonde au dessus de la glandes mammaire.



- Les cotylédons et liquide amniotique



-L'apparition de fœtus qui baigne dans liquide amniotique

Résultats

- **Efficacité du traitement hormonal de la synchronisation des chaleurs :**

A partir de 48h du retrait des éponges vaginal l'ensemble des femelles qui ont présentés des chaleurs notés par notre observation sont les suivantes :

Lot 02 (la dose de PMSG 400UI)	Lot 03 (la dose de P MSG500 UI)
J8902	J8905
J8903	J8915
J8904	J8924
J8917	
J8920	

- **La récolte des béliers :**

Un seul bélier des béliers expérimentaux à accepter le prélèvement avec le vagin artificiel Les autres n'ont pas accepté et ce refus peut être due au manque dl'entrainement de ces derniers cette remarque est cité par les auteurs.

- **L'insémination** : l'insémination artificielle à été réaliser sur deux femelles mais les ouvrier de la ferme d'université en mélanger les béliers avec les femelles après insémination ce qui a rendu le résultat de l'insémination douteux.

Les autre femelle en été laissé a la lutte naturelle par des autre bélier

- **Le diagnostique de gestation** : après 110j de l'insémination et saille les_ femelle gestante sont les suivantes :

Lot 02	Lot03
J8903	J8906
J8917	J8915
J8909	

Conclusion

CONCLUSION

Cette étude nous a permis de comprendre l'importance de l'IA et son effet sur les performances de reproduction, même avec des taux de fertilité et de fécondité modérés. L'IA améliore la productivité numérique et pondérale par brebis.

Pour un nombre de plus en plus important d'éleveurs, la brebis élevant 2 agneaux par an est devenue une réalité. Certains envisagent même d'atteindre un niveau de productivité plus élevé. Différentes stratégies pour atteindre ce but ont été développées dans cette thèse ; mais le choix d'une stratégie par l'éleveur est avant tout guidé par son environnement économique. La première étape, avant d'utiliser des méthodes sophistiquées pour améliorer l'efficacité de la reproduction, est d'arriver à une bonne maîtrise de la conduite du troupeau en particulier sur les plans pathologique et nutritionnel.

L'Algérie commence à utiliser la technique de l'IA qui peut constituer un outil important pour l'intensification de l'élevage ovin. Pour répondre à cet enjeu, il conviendra donc d'adapter les techniques afin d'obtenir une fertilité acceptable.

L'IA est majoritairement réalisée sur œstrus induit chez les petits ruminants, avec de la semence fraîche chez les ovins. Dans l'espèce ovine, l'obtention d'une fertilité à l'IA satisfaisante reste une préoccupation constante des producteurs car elle exige une technicité importante. Le recours à l'IA répond à une double demande des filières : la maîtrise de la saisonnalité et l'amélioration des performances.

Finalement, ceux qui sont chargés de la collecte de la semence et de l'ia, doivent aussi savoir adapter les techniques décrites ici à leurs propres conditions et contraintes de production et ajuster de manière constante leurs méthodes aux derniers résultats de la recherche.

Cette thèse peut les aider dans ces différents secteurs.

Références Bibliographiques

➤ Les référence bibliographie

- **Abdhelhadi, 1998**, induction de la parturition par différents traitement hormonaux chez la brebis de la race « hamra ». thèse de magisters en science vétérinaire I.S.V de Tiaret P 109.
- **AMANN, R. P., SCHANBACHER, B. D. 1983**, Physiology of male reproduction. *J. Anim. Sci.*, 57: 380-403.
- **BARONE, R. 1978**, Anatomie comparée des animaux domestiques. Tome 3. Splanchnologie II. Appareil uro-génital. Foetus et Annexes. Péritoine et topographie abdominale. Ed. Vigot, Paris : 951 p.
- **BARONE, R. 1990**, Anatomie comparée des animaux domestiques. Tome 4. Splanchnologie II. Appareil uro-génital. Foetus et Annexes. Péritoine et topographie abdominale. Ed. Vigot, Paris : 951 p.
- **BARONE, R. 2004**, Anatomie comparée des mammifères domestiques. Tome 6. Neurologie I. Système nerveux central. Ed. Vigot, Paris : 652 p
- **Barilet al 1993**, brebis et la chèvre étude FAO production et sante animal .183pp
- **Beaudoin, P., C. Julien, J.-P. Laforest, F. Castonguay et H. Petit. 1995**, Effet du niveau d'énergie et de la dégradabilité de la protéine alimentaire sur les performances de reproduction et de lactation des brebis prolifiques et non prolifiques. Rapport de recherche du projet no. EE-173. Programme d'essais et expérimentation en agro-alimentaire. Agriculture et Agroalimentaire Canada. 47 p.
- **Benyounes et al 2005**, suivie de la gravidité chez la brebis Ouled Djellal par dosage de la protéine associée a la gestation et de la progesterone . *Revue Elev .Med .vét* 58 (4) 245-255.
- **Bisteret J.L et al 2002**, sensitivity of follicles from prepubertal calves ovaies to in vitro stimulation withe LH and FSH. *Biotechnologies ,agronomies societies et Environnement*, march 2002,6(1) :15-16.
- **Brice, G., C. Jardon et A. Vallet. 1995**, Le point sur la conduite de la reproduction chez les ovins. Eds. Institut de l'élevage, Paris, France. 79 pp.
- **Brice, G. et G. Perret. 1997**, Guide de bonnes pratiques de l'insémination artificielle ovine. Eds. Institut de l'élevage ovin. France, 64 p.
- **Bonnes, G., J. Desclaude, C. Drogoul, R. Gadoud, R. Jussiau, A. Le Loc'h, L. Montméas et G. Robin. 1988**, Reproduction des mammifères d'élevage. Collection INRAP. Les éditions Foucher. 239 pp.
- **Bonnes et al 1988**, reproduction de prolificité des brebis des systèmes utilisateur de parcours résultats expérimentaux JROC 252690
- **Bonnes, G., J. Desclaude, C. Drogoul, R. Gadoud, R. Jussiau, A. Le Loc'h, L. Montméas et G. Robin. 1988**, Reproduction des mammifères d'élevage. Collection INRAP. Les éditions Foucher. 239 pp.
- **boucheneket al, 1994**, patterns of ovulation in ewe. *Reprod .Dom .Anim* 29;61-63
- **Buckrell, B. et B. McCutcheon. 1998**, Melengestrol acetate (MGA) : a new approach to managed Breedings. *The Shepherd's journal*.
- **Buckrell B.C. et al., 1986**, *Theriogenology*, 25, 665-673.
- **Cambridg Lindsay, D.R. et Signoret, J.-P. 1980**. Influence of behaviour on reproduction. *Proc. 9th Int. Congr. Anim. reprod. Artif. Insem.* 1:83-92.
- **Castonguay, F.W. 2000**, Utilisation du MGA en saison et contre-saison sexuelle chez la brebis. Rapport derecherche remis à la Direction régionale du MAPAQ à Rimouski. 56 pp.

- **Castongauy, 2000**, technique d'induction des chaleurs la photopériode dans : Guide production ovine centre de référence en agriculture et agro-alimentaire du Québec (CR-AAQ) . feuillet 5.60,7pp.
- **Castongauy, 2006**, la reproduction chez les ovins publication technique : université Laval .Facultés des sciences de l'agriculture et d'élevage .canada 154p
- **CRAPLET, C., THIBIER, M. (1977)**, Le mouton: Tome 4, 4e Ed., Vigot Frère (Ed.), Paris : 575 p.
- **El Amiri B. et al., 2003**, Prod. Anim., 16, 79-90
- **Evans, G. et W.M.C. Maxwell. 1987**, Salamon's Artificial Insemination of Sheep and Goats. Eds.
- **Evans, 1987**, salmon's artificial insemination of sheep and goats Sydney : Butterworth
- **Jardon C., 1988**, Rec. Méd. Vét., 164, 135-140.
- **Jabbar, G., S.H. Umberger et G.S. Lewis. 1994**, Melengestrol acetate and norgestomet for the induction of synchronized estrus in seasonally anovular ewes. J. Anim. Sci. 72, 3049-3054.
- **Hansen 1988**, propriétés physiologiques de GnRH .Ann. Med. Vét , 132,465-474
- **Henderson, 1991**, the reproductive cycle and manipulation. In: MARTIN W.B AIKEN .diseases of sheep .2nd ed. oxford : Blackwell Scientific publications .
- **Hulet C.V., 1972**, J. Anim. Sci., 35, 814-818
- **Gajewski Z. et al., 1999**, Adv. Cell Biol., 26 (Suppl.2), 89-96.
- **GAYRARD, V. (2007)** Physiologie de la reproduction des mammifères. Ecole Nationale de Toulouse, France : 198p
- **Gearhart M.A., et al., 1988**, Theriogenology, 30, 323-337
- **Gonzalez B.A. et al., 1998**, Small Rum. Res., 27, 243-250
- **Gonzalez F. et al., 1999**, Theriogenology, 52, 717-725
- **Gonzalez F. et al., 2001**, Theriogenology, 56, 671-676.
- **Gonzalez F. et al., 2004**, Theriogenology, 62, 1108-1115.
- **G. Baril, P. Chemineau, Y. Cognie, Y. Guérin, B. Leboeuf, P. Orgeur et J.-C. Vallet** Station de la physiologie de la reproduction Institut national de la recherche agronomique (INRA) Nouzilly, 37380 Monnaie, France (Manuel de formation pour l'insémination artificielle chez les ovins et les caprins)
- **Karen A. et al., 2003**, Theriogenology, 59, 1941-1948.
- **Keisler, D.H. 1992**, Use of Melengestrol Acetate (MGA) based treatments to induce and synchronize ewes out of season. Proceedings out of season breeding symposium. juin, 98-103.
- **khaldi , 1984**, variation saisonnières de l'activité ovarienne du comportement d'œstrus et de l'anoestrus post-partum des femelles ovines de race « barbarine » , influence du niveau alimentaire et de présence du mâle thèse .Doct'd'état , mention science , Académie de Montpellier .
- **KOLB, E. 1975** Physiologies des animaux domestiques. Ed. Vigot Frères Paris (Ed.) : 974 p
- **Lewis, G.S., S.H. Umberger et W.B. Ley. 1991**, Hormonal methods for induction of spring breeding. The Shepherd. Février. 16-19.
- **Martin et al , 1986**, the physiological responses of anovulatory ewes to the introduction of rams "a review" .Livest .Prod. Sci 15:219-228.
- **Mcdonald, 1980**, the biology of sex .In veterinary endocrinologie and reproduction .ED .Lack.Febringner .Chap 8, 208-234
- **NOAKES, D.E., PARKINSON, T.J., ENGLAND, G. C. W. (2001)** Arthur's Veterinary reproduction and obstetrics (Theriogenology). 8 th Ed., Saunders Elsevier (Ed.): 868 p.

- **Nugent, R.A., Notter, D.R. et Beal, W.E. 1988**, Effects of ewe breed and ram exposure on oestrous behavior in May and June. *J. Anim. Sci.* 66:1363-1370. Oldham, C.M. et Martin, G.B. 1978. Stimulation of seasonally anovular ewes by rams. 2. Premature regression of ram-induced corpora lutea. *Anim. Reprod. Sci.* 1:291-295. e, 450 pp.
- **Prindann 1987**, reproductive patterns of sheep and wool. *Élevage et insémination* 428-437.
- **Powell, M.R., M. Kaps, W.R. Lamberson et D.H. Keisler. 1996**, Use of melengestrol acetate-based treatments to induce and synchronize estrus in seasonally anestrous ewes. *J. Anim. Sci.* 74, 2292-2302.
- **Robert, 1986**, parturition In veterinary obstetrics and genital diseases. *Theriogenology*. Wood stock. Vermont : published by the author pages 245-251.
- **Roux 1986**, alimentation et conduite de troupeaux ovins techniques agricole, 3-18. signor et al 1984 conditions pratiques d'utilisation de l'effet male pour la maîtrise de la reproduction, 2-68.
- **Roy, A., J.P. Laforest, F. Castonguay et G.J. Brisson. 1999**. Effects of Maturity of Silage and Protein Content of Concentrates on Milk Production of Ewes Rearing Twin or Triplet Lambs. *Can. J. Anim. Sci.* 79:499-508.
- **Safranski, T.J., W.R. Lamberson et D.H. Keisler. 1992**, Use of melengestrol acetate and gonadotropins to induce fertile estrus in seasonally anestrous ewes. *J. Anim. Sci.* 70, 2935-2941.
- **SETCHELL, B.P. 1991**, Male reproductive organs and semen. In: CUPPS, P.T. (Ed.) *Reproduction in domestic animals*. 4th Ed., Academic Press, Inc. San Diego. New York. Boston. London. Sydney. Tokyo: 670 p.
- **SOLTNER, D. 2000**, Zootechnie générale Tome 1 : La reproduction des animaux d'élevage. 3ème Ed. Sciences et Techniques Agricoles, Paris (Ed.): 218p.
- **SOLTNER, D. 2001**, Zootechnie générale Tome 1 : La reproduction des animaux d'élevage. 3ème Ed. Sciences et Techniques Agricoles, Paris (Ed.): 218p.
- **STABENFELDT, G.H. 1992**, Reproduction /lactation. In: CUNNINGHAM, J.G. (Ed.) *Text book of veterinary physiology*. W.B. Saunders Company: 656 p.
- **Tillet et al, 2012**, morphofunction interaction between galanin and GnRH containing neurons in the diencephalon of the ewe. the effect of oestradiol. *Journal of chemical* 43(1).14-19.
- **Thibaut et levasseur .1991**, La maîtrise de reproduction des mammifères domestique 655-675.
- **Tixier 1981**, physiologie Rev, 61, 974, 1011.
- **Umberger, S.H. ET G.S. Lewis. 1992**, Melengestrol Acetate (MGA) for estrous synchronization and estrus in spring-breeding ewes. *Sheep research Journal* 8, 59-62.
- **Vallet ;2004**, effet prétraitement agoniste et antagoniste de GnRH sur la production d'un embryon chez la brebis et la chèvre. 1 le rencontre autour des recherches sur les ruminants la villete, paris .373-376.
- **VAISSAIRE, J.P. 1977**, Sexualité et reproduction des mammifères. Maloine S.A. Ed., Paris : 457 p.
- **Wintenberger-Torres, S. & Sevellec, C. 1987**, *Atlas of the early development of the sheep embryo*. INRA, Versailles. 51 p.

