

**UNIVERSITE CHEIKH ANTA DIOP DE DAKAR**

\*\*\*\*\*

**ECOLE INTER-ETATS DES SCIENCES ET MEDECINE VETERINAIRES  
(E.I.S.M.V.)**



**ANNEE: 2006**

**N°38**

**COMPARAISON DES PARAMETRES DE REPRODUCTION  
DE LA BREBIS SUFFOLK SELON LE MODE  
D'INSEMINATION ARTIFICIELLE OU NATURELLE APRES  
SYNCHRONISATION DES CHALEURS**

THESE

Présentée et soutenue publiquement le 25 Novembre 2006 devant la Faculté de Médecine, de Pharmacie et d'Odonto-Stomatologie de Dakar pour obtenir le Grade de

**DOCTEUR EN MEDECINE VETERINAIRE  
(DIPLOME D'ETAT)**

Par

**Elise MICHAUD**

Née le 18 Mars 1978 à Belfort (France)

<b>Président :</b>	<b>M. Cheick Saad-Bouh BOYE</b>	Professeur à la Faculté de Médecine, de Pharmacie et d'Odonto - Stomatologie de Dakar
<b>Directeur et Rapporteur de Thèse :</b>	<b>M. Moussa ASSANE</b>	Professeur à L'E.I.S.M.V. de Dakar
<b>Membres :</b>	<b>M. Louis Joseph PANGUI M. Yalacé Yamba KABORET</b>	Professeur à l'E.I.S.M.V. de Dakar Professeur à l'E.I.S.M.V. de Dakar

## DEDICACES

A **mes parents**, merci pour tout votre amour et tout ce que vous avez fait pour moi, sans vous cette belle histoire n'aurait pas eu lieu. Surtout merci d'avoir cru en moi et de m'avoir laissé ma chance.

*Avec toute ma reconnaissance et mon amour*

A **mon papa**, merci pour deux choses, la première de m'avoir transmis une si belle passion qu'est le métier de Vétérinaire, la deuxième de m'avoir autant aidé pour la réalisation de cette thèse, sans toi toute cette merveilleuse aventure n'aurait pas été possible.

A **ma maman**, pour tout ton amour et ton soutien qui ont été indispensables tout au long de ces quelques années passées au Sénégal.

A **Bertrand**, tu comptes tellement pour moi, merci pour tout mon Titou. Je te souhaite tout le bonheur du monde avec **Amélie**.

*Avec toute ma tendresse.*

A **Dan**, tu es la plus belle chose qui me soit arrivée. Merci d'avoir cru en moi.

*Avec tout mon amour*

A **Ludivine**, une véritable amie, pour m'avoir soutenue et surtout supportée dans cette drôle d'aventure, mais je crois que tu es la seule à pouvoir comprendre, tous mes vœux de réussite et de bonheur ma belle.

*Avec toute mon affection*

A mes amis de longue date **Firouz, Hélène, Peggy, Marjorie, Virginie, Dominique, Arnaud et Sébastien**, pour toutes ces années merveilleuses passées ensemble remplies de tellement bons moments laissant ainsi tant de souvenirs mémorables, vivement les années à venir !

*Avec toute mon affection, vous comptez tellement pour moi*

A mes amies **Bénédicte, Anne-Sophie et Typhanie**, pour votre soutien pendant ces quatre années passées à l'étranger qui m'ont aidé à tenir le coup.

*Amitié sincère*

A mes amis d'enfance, **Hervé, Fred et Arnaud**.

A **Michel**, pour tous ces fous rires et ces bons moments passés ensemble qui étaient indispensables pour réussir.

*Avec toute mon amitié*

A **Louna, Clara, Sandrine, Salif, Abdelaziz, Landry, Gilles et Barthélemy** en souvenir des moments agréables que nous avons passés ensemble.

*Recevez le témoignage de toute mon affection*

A **tous mes amis de l'EISMV**, ils se reconnaîtront, je ne pourrai pas tous les citer de peur d'en oublier, en tous les cas, j'y ai rencontré des gens tellement merveilleux et passionnants.

*Avec toute ma sympathie et mon amitié*

A **mon parrain**, ces soirées passées dans les bons petits restaurants de Dakar vont me manquer.

*Reçois le témoignage de mon affection*

A **Bernadette, Rémy, Simon, Christelle, Juliette, Damien et Marion** je vous aime tous tellement.

A **Suzanne et à Paul.**, vous représentez beaucoup à mes yeux.

A **Laurent, Renée et Norbert**, merci pour votre soutien.

A **Sylvie, Alain et Guillaume**, merci de tout votre soutien et de tous ces petites attentions qui m'ont fait tellement chaud au cœur.

A **Frédéric**, mon filleul, tu resteras ma petite puce.

*Avec toute mon affection*

A **pépère et mémère, à mamy et à papy** vous, qui m'avez tellement aimé; et enfin à mon **grand-père** que j'aurai tant aimé connaître.

A **Doris, Denis, Dietlind et Dirk** merci pour vos encouragements, l'intérêt que vous avez porté à mes études et toute l'affection que vous me donné.

A mes **oncles**, mes **tantes**, mes **cousines** et mes **cousins**.

A tous les Vétérinaires de la Clinique Vétérinaire Saint Léonard, **Dr Delafolie, Dr Mérius, Dr Michaud et Dr Pflieger** qui ont su me faire partager leur passion pour le métier de Vétérinaire.

A toutes les Aides Soignantes de la Clinique Vétérinaire Saint Léonard: **Véronique, Bébeth, Sonia, Isabelle, Mélodye**, pour votre gentillesse et votre patience avec moi.

Aux secrétaires, **Mme Schindler et Anne Rose**, merci pour tout.

En souvenir du **Dr Pierre Gutknecht** qui m'a si gentiment aidée.

A **Benoît Lebreton**, pour ces quelques jours passés sur le terrain pendant lesquels vous m'avez tellement appris sur l'insémination artificielle ovine.

A tous mes camarades de la 34<sup>ème</sup> promotion.

A tous les étudiants de l'E.I.S.M.V. de Dakar.

# REMERCIEMENTS

Aux éleveurs de Suffolk

Au personnel du centre d'insémination INSEM ovin

Au professeur Assane Moussa

Au professeur Louis Joseph Pangui

Au professeur Yalacé Yamba KABORET

Au docteur Kora Brice LAFIA

Au corps enseignant de l'E.I.S.M.V.

A Madame Mariam DIOUF de l'E.I.S.M.V.

A tout le personnel de l'E.I.S.M.V.

A tout le personnel du service de physiologie

A tous ceux que je n'ai pas cité, et qui de près ou de loin nous ont soutenu.

# A NOS MAITRES ET JUGES

## **A notre président de jury, Monsieur Cheickh Saad-Bouh BOYE**

Professeur à la Faculté de Médecine, de Pharmacie et d'Odonto-Stomatologie de Dakar.

Vous nous faites un grand honneur d'accepter la présidence de notre jury de thèse.

Veillez accepter nos hommages respectueux.

## **A Monsieur Moussa ASSANE**

Professeur à l'E.I.S.M.V. de Dakar.

Pour nous avoir fait l'honneur de proposer, encadrer et encourager ce travail. Vos qualités humaines et d'homme de science suscitent respect et admiration. Voici l'expression de notre très grande gratitude, nos remerciements les plus sincères et les plus cordiaux.

## **A Monsieur Louis Joseph PANGUI**

Professeur à l'E.I.S.M.V. de Dakar.

Qui nous a fait l'honneur d'accepter de faire partie de ce jury de thèse malgré ses nombreuses occupations. Votre sympathie et votre rigueur nous ont profondément marqués.

Soyez assuré de notre estime et de notre considération à chaque instant.

**A Monsieur Yalacé Yamba KABORET**

Professeur à l'E.I.S.M.V. de Dakar.

Nous apprécions beaucoup la spontanéité avec laquelle vous avez accepté de siéger dans ce jury. Vos qualités intellectuelles et votre abord facile nous ont marqués.

Recevez en ce jour, notre reconnaissance éternelle.



**«Par délibération, la faculté et l'école ont décidé que les opinions émises dans les dissertations qui leurs sont présentées doivent être considérées comme propres à leurs auteurs et qu'elles n'entendent leur donner aucune approbation, ni improbation »**

# LISTE DES ABREVIATIONS

- ACTH :** Adrenocorticotrophic Hormone
- FGA :** Acétate de fluorogestone
- FSH :** Follicle Stimulating Hormone
- GnRH :** Gonadotropin Releasing Hormone
- IA :** Insémination Artificielle
- LH :** Lutening Hormone
- MAP :** Acétate de Médroxyprogestérone
- NEC :** Note d'état corporel
- PMSG :** Pregnant Mare Serum Gonadotropin

# LISTE DES TABLEAUX

<u>Tableau I</u> : Paramètres de reproduction des brebis du lot en I.A.	75
<u>Tableau II</u> : Paramètres de reproduction des brebis du lot en lutte naturelle.	75
<u>Tableau III</u> : Comparaison des paramètres de reproduction des deux lots de brebis.	76
<u>Tableau IV</u> : Taux de mortalité en croissance de certaines races ovines.	82

# LISTE DES SCHEMAS

<u>Schéma 1</u> : Coupe longitudinale de l'ovaire de brebis montrant les différentes structures ovariennes.	4
<u>Schéma 2</u> : Col utérin de brebis.	6
<u>Schéma 3</u> : Anatomie du système reproducteur de brebis, indiquant la situation des différentes glandes et organes.	8
<u>Schéma 4</u> : Appareil génital de la brebis.	8
<u>Schéma 5</u> : Schéma simplifié de la régulation hormonale du cycle oestral.	13
<u>Schéma 6</u> : Migration de l'œuf de l'oviducte vers l'utérus au début de la gestation.	15
<u>Schéma 7</u> : Evaluation des concentrations plasmatiques de progestérone et d'oestradiol en fin de gestation chez la brebis.	19
<u>Schéma 8</u> : Repères anatomique de la région lombaire de l'animal utilisé pour la notation de l'état corporel.	31
<u>Schéma 9</u> : Schématisation d'une paillette.	60
<u>Schéma 10</u> : Le transcap.	62
<u>Schéma 11</u> : L'aspic.	62
<u>Schéma 12</u> : Montage de l'aspic dans le transcap.	63
<u>Schéma 13</u> : Organisation du chantier lors de l'insémination intra-utérine.	64
<u>Schéma 14</u> : Organisation séquentielle des évènements caractéristiques du comportement sexuel se produisant avant l'accouplement chez le mâle.	81

# LISTE DES GRAPHIQUES

<u>Graphique 1</u> : Niveaux hormonaux dans le sang au cours du cycle de la brebis.	13
<u>Graphique 2</u> : Variation de la concentration de progestérone et d'œstrogènes au cours de la gestation de la brebis comparé à l'augmentation du poids placentaire.	17
<u>Graphique 3</u> : Axe chronologique pour l'I.A.	68
<u>Graphique 4</u> : Axe chronologique pour la lutte en main.	70

## LISTE DES PHOTOS

<u>Photo 1</u> : Brebis Suffolk	42
<u>Photo 2</u> : Bélier Suffolk.	42
<u>Photo 3</u> : Applicateur pour éponges.	48
<u>Photo 4</u> : Paquet d'éponges vaginales chronogest brebis 40mg ®.	48
<u>Photo 5</u> : Vagin artificiel.	49
<u>Photo 6</u> : Vue d'ensemble des brebis bloquées dans le cornadis.	51
<u>Photo 7</u> : Eponges avant pulvérisation avec une bombe d'antibiotique.	52
<u>Photo 8</u> : Eponges après pulvérisation avec l'antibiotique.	52
<u>Photo 9</u> : Eponge insérée dans l'applicateur.	52
<u>Photo 10</u> : Mise en place de l'éponge.	53
<u>Photo 11</u> : Eponge en place dans le vagin de la brebis.	53
<u>Photo 12</u> : Mâles attachés en salle de collecte.	58
<u>Photo 13</u> : Approche du bélier vers la femelle bout-en train.	58
<u>Photo 14</u> : Chevauchement de la brebis par le bélier et déviation de la verge dans le vagin artificiel.	59
<u>Photo 15</u> : Brebis en décubitus dorsal incliné.	65
<u>Photo 16</u> : Première exploration avec l'endoscope.	66
<u>Photo 17</u> : Vue par transparence du deuxième lieu d'incision.	67
<u>Photo 18</u> : Parc d'attente des brebis.	70
<u>Photo 19</u> : Saillie naturelle d'une brebis.	70

# SOMMAIRE

<b>INTRODUCTION</b> .....	<b>1</b>
<b>PREMIERE PARTIE : ETUDE BIBLIOGRAPHIQUE</b> .....	<b>3</b>
<b>CHAPITRE I: PHYSIOLOGIE DE LA REPRODUCTION DE LA BREBIS</b> .....	<b>4</b>
<b>I.1 ANATOMIE DE L'APPAREIL GENITAL DE LA BREBIS</b> .....	<b>4</b>
I.1.1 L'OVAIRE.....	4
I.1.2 L'OVIDUCTE .....	5
I.1.3 L'UTERUS .....	6
I.1.4 LE VAGIN.....	7
I.1.5 LA VULVE .....	7
<b>I.2 LE CYCLE SEXUEL DE LA BREBIS</b> .....	<b>9</b>
I.2.1 LES PHASES DU CYCLE SEXUEL .....	9
<i>I.2.1.1 Le pro oestrus</i> .....	9
<i>I.2.1.2 L'oestrus</i> .....	10
<i>I.2.1.3 Le métoestrus</i> .....	10
<i>I.2.1.4 Le dioestrus</i> .....	11
I.2.2 CONTROLE HORMONAL DU CYCLE SEXUEL .....	12
<b>I.3 GESTATION</b> .....	<b>14</b>
I.3.1 BIOLOGIE DE LA GESTATION .....	14
<i>I.3.1.1 La vie libre de l'œuf fécondé</i> .....	14
<i>I.3.1.2 La vie embryonnaire</i> .....	15
<i>I.3.1.3 La vie fœtale</i> .....	16
I.3.2 ENDOCRINOLOGIE DE LA GESTATION .....	16

<b>I.4 PARTURITION.....</b>	<b>18</b>
I.4.1 EFFET DU CORTISOL FŒTAL SUR LA MERE .....	18
I.4.2 LES INTERACTIONS HORMONALES CHEZ LA MERE .....	19
<b>CHAPITRE II: MAITRISE DE LA REPRODUCTION CHEZ LA BREBIS</b>	
.....	<b>21</b>
<b>II.1. INDUCTION ET SYNCHRONISATION DES CHALEURS.....</b>	<b>21</b>
II.1.1 LES METHODES ZOOTECHNIQUES .....	21
II.1.2 LES METHODES MEDICALES .....	22
<b>II.2 INSEMINATION ARTIFICIELLE.....</b>	<b>23</b>
II.2.1 HISTORIQUE.....	23
II.2.2 TECHNIQUES .....	24
<b>II.3 MAITRISE DE LA MISE BAS .....</b>	<b>25</b>
II.3.1 LES INDICATIONS .....	25
II.3.2 LES PRODUITS UTILISES .....	25
<i>II.3.2.1 Les glucocorticoïdes .....</i>	<i>26</i>
<i>II.3.2.2 Les prostaglandines .....</i>	<i>27</i>
<i>II.3.2.3 Les œstrogènes.....</i>	<i>27</i>
<i>II.3.2.4 Les antiprogestatifs.....</i>	<i>27</i>
<i>II.3.2.5 L'ocytocine.....</i>	<i>28</i>
<i>II.3.2.6 Les tocolytiques .....</i>	<i>28</i>
<b>CHAPITRE III: FACTEURS DE VARIATION DE LA REUSSITE DE</b>	
<b>L'IA. ....</b>	<b>29</b>
<b>III.1 LA SAISON.....</b>	<b>29</b>
<b>III.2 LES FACTEURS LIES A LA BREBIS.....</b>	<b>30</b>
III.2.1 L'AGE DE LA BREBIS .....	30
III.2.2 L'ETAT CORPOREL.....	30



III.2.3 LE STADE PHYSIOLOGIQUE .....	31
<b>III.3 LES FACTEURS LIES AUX CONDITIONS D'ELEVAGE .....</b>	<b>32</b>
III.3.1 L'ALIMENTATION .....	32
III.3.2 LA CONDUITE SANITAIRE DES FEMELLES .....	32
III.3.3 « L'EFFET MALE » .....	33
<b>III.4 LES FACTEURS LIES AUX CONDITIONS DE L'I.A. ....</b>	<b>33</b>
III.4.1 L'INTERVALLE ENTRE LA MISE BAS ET L'INSEMINATION .....	33
III.4.2 LA METHODE DE SYNCHRONISATION DES CHALEURS .....	33
III.4.3 L'ECART ENTRE LE RETRAIT DES EPONGES ET L'I.A. ....	34
III.4.4 LE NOMBRE TOTAL DE SPERMATOZOÏDES .....	34
III.4.5 LA QUALITE DES SPERMATOZOÏDES .....	35
III.4.6 LE LIEU DE DEPOT DE LA SEMENCE .....	35
<b>DEUXIEME PARTIE : ETUDE EXPERIMENTALE .....</b>	<b>37</b>
<b>CHAPITRE I: LE CADRE DE L'ETUDE.....</b>	<b>38</b>
<b>I.1 LOCALISATION GEOGRAPHIQUE .....</b>	<b>38</b>
<b>I.2 COMPOSITION FLORISTIQUE DES PRAIRIES DU TERRITOIRE DE BELFORT .....</b>	<b>38</b>
<b>I.3 LA BERGERIE .....</b>	<b>40</b>
<b>CHAPITRE II: MATERIEL ET METHODES.....</b>	<b>41</b>
<b>II.1 LE MATERIEL.....</b>	<b>41</b>
II.1.1 MATERIEL ANIMAL .....	41
<i>II.1.1.1 La race .....</i>	<i>41</i>
<i>II.1.1.2 Sélection, préparation et conditions d'élevage pour la lutte en main .....</i>	<i>43</i>
II.1.1.2.1 Les mâles .....	43
II.1.1.2.1.1 Critères de sélection des béliers.....	43

II.1.1.2.1.2 Préparation des béliers sélectionnés .....	43
II.1.1.2.2 Les femelles.....	44
II.1.1.3 <i>Sélection, préparation et conditions d'élevage pour l'I.A. en intra-utérine</i> .....	45
II.1.1.3.1 Le choix du géniteur.....	45
II.1.1.3.2 Les brebis .....	47
II.1.2 MATERIEL TECHNIQUE.....	47
II.1.2.1 <i>Pour la synchronisation des chaleurs</i> .....	47
II.1.2.2 <i>Pour l'insémination artificielle</i> .....	49
II.1.2.3 <i>Pour la lutte en main</i> .....	49
<b>II.2 LE PROTOCOLE EXPERIMENTAL .....</b>	<b>50</b>
II.2.1 LA SYNCHRONISATION DES CHALEURS .....	50
II.2.1.1 <i>La pose des éponges</i> .....	50
II.2.1.2 <i>Le retrait des éponges</i> .....	54
II.2.2 L'INSEMINATION ARTIFICIELLE.....	55
II.2.2.1 <i>INSEM ovin : centre de récolte et de préparation des semences</i> ....	56
II.2.2.2 <i>Collecte et conservation de la semence</i> .....	57
II.2.2.3 <i>I.A. en intra-utérine</i> .....	61
II.2.3 LUTTE EN MAIN .....	68
II.2.4 DIAGNOSTIC DE GESTATION.....	70
II.2.5 EVALUATION DES PERFORMANCES DE REPRODUCTION .....	71
II.2.5.1 <i>Taux de fertilité</i> .....	71
II.2.5.2 <i>Taux de fécondité</i> .....	72
II.2.5.3 <i>Taux de prolificité</i> .....	72
II.2.5.4 <i>Taux de productivité numérique</i> .....	72
II.2.5.5 <i>Taux de mortalité en croissance</i> .....	73
II.2.5.6 <i>Taux de mortinatalité</i> .....	73
II.2.6 ANALYSE STATISTIQUE DES RESULTATS.....	73

<b>CHAPITRE III: RESULTATS ET DISCUSSION.....</b>	<b>75</b>
<b>III.1 RESULTATS .....</b>	<b>75</b>
<b>III.2 DISCUSSION.....</b>	<b>77</b>
III.2.1 TAUX DE FERTILITE .....	77
III.2.2 TAUX DE FECONDITE .....	81
III.2.3 TAUX DE MORTALITE EN CROISSANCE-TAUX DE PRODUCTIVITE NUMERIQUE.....	82
<b>CONCLUSION.....</b>	<b>84</b>
<b>BIBLIOGRAPHIE .....</b>	<b>86</b>

## INTRODUCTION

La maîtrise de la reproduction des espèces domestiques a fait et fait toujours l'objet de nombreux travaux tant il est vrai que la reproduction peut constituer un facteur limitant des performances du troupeau. Chez les petits ruminants ce sont les techniques de synchronisation des chaleurs qui ont été les premières utilisées pour gérer la reproduction par la maîtrise des cycles sexuels.

La maîtrise des cycles sexuels chez les ovins permet :

- de faciliter une organisation rationnelle de la conduite des troupeaux, afin de profiter au mieux des disponibilités fourragères et d'adapter l'offre à la demande. Cette synchronisation des mises bas sur une courte période permet une meilleure surveillance des agnelages et donc de la mortalité néonatale ;
- de limiter les périodes improductives en réduisant les périodes d'œstrus ;
- de maîtriser la prolificité ;
- d'accélérer le progrès génétique en permettant une large utilisation de l'insémination artificielle (I.A.) et une meilleure diffusion des mâles testés dans la population ;
- de permettre un contrôle d'ordre sanitaire, car le contrôle plus précis et plus complet des reproducteurs mâles permet la suppression de la dissémination de différentes maladies entre femelles par l'intermédiaire du bélier (25).

C'est à partir des années 70 que l'I.A. a commencé à être pratiquée chez les petits ruminants notamment pour des races laitières comme la brebis Lacaune. Actuellement, l'insémination ovine est utilisée sur 12,5% du cheptel ovin français avec cependant une forte disparité entre les inséminations faites en

productions laitières (sur 43% du cheptel), et en production bouchère (5% du cheptel) (33, 34).

S'il est vrai que l'I.A. présente des avantages du point de vue d'une gestion rationnelle de la reproduction, il n'est cependant pas évident qu'elle améliore les paramètres de reproduction, en particulier chez l'espèce ovine où cette biotechnologie est pratiquement à ces balbutiements. C'est la raison pour laquelle, il nous a paru opportun d'étudier l'impact de l'I.A. sur les performances de reproduction de la brebis Suffolk dans un élevage situé dans l'est de la France.

L'objectif global de l'étude est l'amélioration de la productivité de cette race ovine très appréciée pour ses nombreuses qualités : instinct maternel, prolificité, aptitude laitière, rusticité et d'adaptation à des modes d'élevage différents, comme la vie en pleine air ou en stabulation.

De manière spécifique, notre travail consiste à faire une étude comparative des paramètres de reproduction (fertilité, fécondité, prolificité, productivité numérique) de la brebis Suffolk selon le mode d'insémination artificielle ou naturelle après synchronisation des chaleurs.

L'étude comporte deux parties :

- une première partie bibliographique qui traite de la physiologie de la reproduction, de la maîtrise de la reproduction et des facteurs de variation de la réussite de l'I.A. chez la brebis,
- une deuxième partie consacrée à la phase expérimentale qui traitera du matériel utilisé, des résultats obtenus et de leur discussion.

**PREMIERE PARTIE : ETUDE BIBLIOGRAPHIQUE**

# CHAPITRE I : PHYSIOLOGIE DE LA REPRODUCTION DE LA BREBIS

La connaissance de la physiologie sexuelle est indispensable à la compréhension des facteurs responsables des variations des performances de reproduction, c'est pourquoi il nous a paru opportun d'étudier l'activité sexuelle de la brebis depuis son anatomie en passant par le cycle sexuel jusqu'à la gestation-parturition.

## I.1 Anatomie de l'appareil génital de la brebis

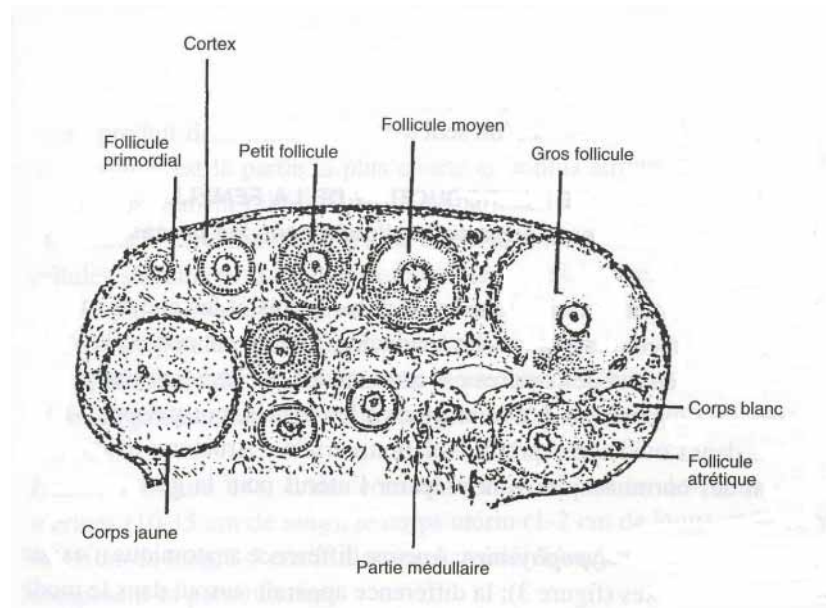
### I.1.1 L'ovaire

Chez la brebis, les ovaires sont aplatis, mesurent 1,5cm de longueur ; il existe dans l'épaisseur du ligament large, au contact de l'ovaire et entre celui-ci et le pavillon de l'oviducte, un vestige du corps de Wolff : l'organe de Rosenmüller ou épophoron. Sur chaque ovaire on distingue des bosselures plus ou moins apparentes qui sont des follicules à différents stades d'évolution.

Le poids individuel de chaque ovaire dépend de la saison et du moment du cycle oestrien : il est compris entre 3 et 5g (19). L'ovaire, est composé de deux tissus distincts comme chez les autres ruminants :

⇒ *la partie médullaire ou stroma* : qui comprend des fibroblastes, des nerfs et des vaisseaux sanguins,

⇒ *le cortex* dans lequel se déroule la folliculogénèse (schéma1).



**Schéma 1 : coupe longitudinale de l'ovaire de brebis montrant les différentes structures ovariennes.**

**Source : BARIL et al. (1)**

### ***1.1.2 L'oviducte***

L'oviducte est un organe tubulaire qui va de l'ovaire à la corne utérine correspondante; chez la brebis il est sous forme d'un tube circonvolutionné de 15 à 19 cm de long, constitué du pavillon, de l'ampoule et de l'isthme (1,16).

- le *pavillon* en forme d'entonnoir, a une surface d'environ 6-10 cm<sup>2</sup>. L'ouverture du pavillon est rattachée en un seul point central à l'ovaire.
- l'*ampoule* est la partie la plus longue et la plus large de l'oviducte où se produit la fécondation.
- l'*isthme*, court et étroit est directement relié à l'utérus par la jonction utéro-tubaire.



### I.1.3 L'utérus

Il est fait de trois parties :

- les deux *cornes utérines* dont chacune a entre 10 et 15cm de long ;
  - le *corps utérin* : 1 à 2 cm de long ;
  - le *cervix* ou *col de l'utérus* : 4-10cm de long et 2-3 cm de diamètre ;
- chez la brebis, la partie interne du col de l'utérus (endocol) dessine des replis nombreux et profonds, qui s'enfoncent jusqu'à la base de muscles circulaires (schéma 2). Le canal cervical proprement dit est donc très sinueux et impossible à franchir lors de l'I.A. par voie transcervicale. C'est pourquoi chez les ovins la quasi-totalité des femelles est inséminée par voie exocervicale ; l'insémination intra-utérine par laparoscopie est plus rare mais permet de détourner cette anatomie capricieuse (7).

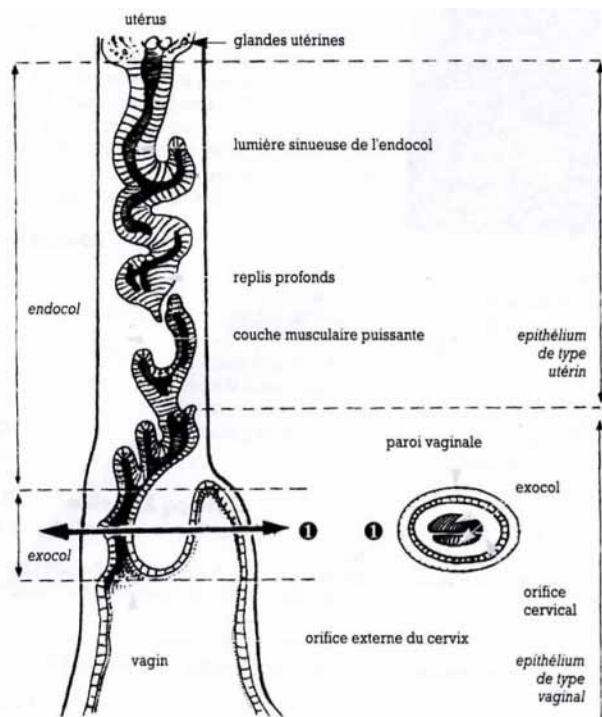


Schéma 2 : col utérin de brebis.

Source : COGNIE et al. (14)

### ***1.1.4 Le vagin***

Lors de la saillie c'est l'endroit où la semence est déposée. Le vagin est très irrigué et très sensible, il peut mesurer de 10 à 14 cm de longueur dans l'espèce ovine.

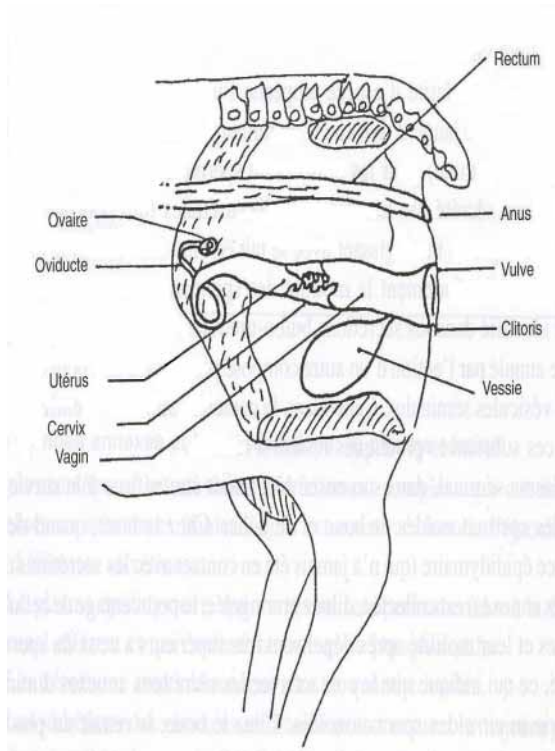
### ***1.1.5 La vulve***

La longueur du vestibule est d'environ le quart de celle du vagin. Le méat urinaire est très petit ; à 1cm en arrière, existe sous un pli, une petite poche de quelque millimètres de profondeur qui, bien que correspondant au diverticule suburétral de la vache n'est cependant pas semblable à ce dernier ; parfois, on note un hymen rudimentaire. Du méat à la commissure vulvaire inférieure existe une sorte de crête de la muqueuse de chaque côté de laquelle est un sillon, flanqué extérieurement de plusieurs plis longitudinaux (16).

Des glandes de Bartholin existent généralement dans la paroi vestibulaire soit sous la muqueuse, soit dans le muscle constrictor du vestibule, sous la forme de saillies de volume variable parfois de la grosseur d'un haricot. Des glandes de Skene existent généralement dans le vestibule et débouchent par des conduits para-urétraux sur les côtés du méat urinaire. On trouve également des glandes dispersées dans le sillon vestibulaire médian, en avant du clitoris (16).

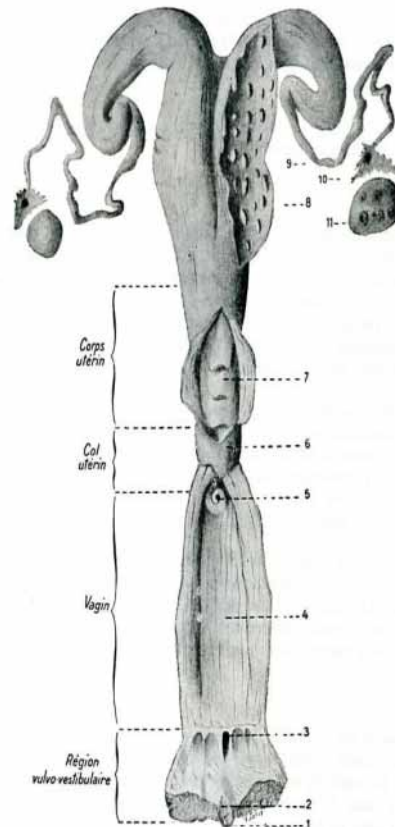
Le clitoris de la brebis est court ; ses racines sont deux corps clairs, aplatis, minces, longs de 2,5cm et larges de 0,6cm, recouverts de muscles ischio-caverneux rudimentaires. La réunion de ces racines en arrière forme le corps clitoridien, long de 2,5cm, arrondi, assez mince à son origine et légèrement flexueux ; la pointe du clitoris pénètre dans le sac préputial et s'y recourbe (1,16, 25, 27).

Les schémas 3 et 4 indiquent respectivement la topographie et la morphologie des différentes parties de l'appareil génital de la brebis.



**Schéma 3 : anatomie du système reproducteur de brebis, indiquant la situation des différentes glandes et organes.**

**Source : BARIL et al. (1)**



**Appareil génital de la Brebis.**  
 1. Commissure inférieure de la vulve; 2. Clitoris; 3. Méat urinaire; 4. Muqueuse plissée du vagin; 5. Fleur épanouie; 6. Col utérin; 7. Corps utérin; 8. Muqueuse cotyléonnaire de la corne utérine; 9. Oviducte; 10. Pavillon; 11. Ovaire.

**Schéma 4 : appareil génital de la brebis.**  
**Source : CRAPLET et THIBIER. (16)**

## **I.2 Le cycle sexuel de la brebis**

Le cycle sexuel est défini comme l'ensemble des modifications périodiques, structurales, morphologiques et fonctionnelles des organes génitaux et des glandes annexes accompagnées de variations de comportement de la femelle. Il dépend de l'activité de l'ovaire, lui-même tributaire de l'axe hypothalamo-hypophysaire. Il dure en moyenne 17 jours chez la brebis avec des extrêmes de 14 et 21 jours.

Les cycles sexuels démarrent à la puberté. Généralement, les agnelles atteignent la puberté au bout de 6 à 8 mois d'âge, mais cet âge est considérablement influencé par la race, l'alimentation, les facteurs environnementaux ; la puberté se manifeste lorsque les animaux ont atteint 40 à 50 % du poids corporel. Ainsi les agnelles issues de races ovines à croissance rapide comme les races Suffolk, Hampshire Down ont tendance à atteindre la puberté à un âge plus précoce (environ 7 mois) que celles descendant des races à croissance lente telle que la race Mérinos (16, 18).

### ***1.2.1 Les phases du cycle sexuel***

Chez les espèces à ovulation spontanée auxquelles appartient la brebis, classiquement le cycle sexuel est divisé en quatre périodes correspondant aux différentes phases de l'activité ovarienne : le proœstrus, l'œstrus, le post-œstrus et le dioœstrus.

#### **I.2.1.1 Le pro oestrus**

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

Pendant le proœstrus l'endomètre utérin est œdémateux avec une surface de hautes cellules en colonne ; on peut constater un écoulement vaginal contenant un mucus épais avec des leucocytes et des cellules épithéliales.

### **I.2.1.2 L'oestrus**

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

Chez la brebis les chaleurs durent de 24 à 72 heures avec une moyenne de 35 heures et se manifestent en plus grand nombre de minuit à midi que de midi à minuit ; les signes physiques de l'oestrus, sont relativement peu perceptibles par suite de la faible vascularisation et de la tuméfaction réduite des organes génitaux externes : la vulve est légèrement tuméfiée et laisse s'écouler une petite quantité de liquide glaireux. La femelle peut ne pas montrer de comportement spécial en dehors de la présence du bélier, c'est pourquoi lorsqu'on veut être sûr de la réalité de l'oestrus, il faut placer la brebis en présence du mâle et si elle est en chaleurs, elle accepte la saillie (6,9,22).

### **I.2.1.3 Le métoestrus**

C'est la phase de formation du corps jaune et le début de son activité sécrétoire. Chez la brebis, sa durée est d'environ 2 jours. Pendant le métoestrus, l'écoulement vulvaire devient important et caséux avec abondance de cellules épithéliales squameuses et seulement la présence de quelques leucocytes ; il y a un développement considérable de glandes et une kératinisation très marquée (6).

#### **I.2.1.4 Le dioestrus**

Il correspond à la phase de plein fonctionnement et de dégénérescence du corps jaune ou lutéolyse ; sa durée varie entre 8 et 13 jours chez la brebis (27).

Si le dioestrus se prolonge, il devient un anœstrus qui peut être saisonnier, de gestation ou de lactation. L'anœstrus saisonnier se rencontre du début de l'hiver à la fin du printemps (lorsque la durée du jour augmente). La durée et l'intensité de l'anœstrus varient d'une race à l'autre : certaines races présentent quelques chaleurs au printemps, tandis que d'autres ont une saison sexuelle très courte : d'août à décembre (27).

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

- ⇒ Une *phase folliculaire* caractérisée par la croissance finale et brutale des follicules ; elle est, chez les mammifères domestiques et contrairement à ce que nous observons chez la femme ou les primates d'une façon générale, très courte, de l'ordre de 2 à 3 jours chez la brebis. Sur le plan hormonal, cette phase est une phase oestrogénique.
  
- ⇒ Une *phase lutéale* qui est plus longue que la précédente, (13 à 14 jours) ; elle est caractérisée par l'évolution du corps jaune qui se développe, se maintient et se lyse très rapidement ; sur le plan hormonal cette phase est progestéronique (20, 30).

### ***1.2.2 Contrôle hormonal du cycle sexuel***

Le schéma 5 indique les principales hormones participant à la régulation du fonctionnement ovarien. L'hypothalamus, véritable chef d'orchestre de l'activité sexuelle, reçoit des informations du cortex et des ovaires ; par l'intermédiaire de la gonadolibérine (GnRH), il induit la libération hypophysaire de follitropine (FSH ou hormone folliculo-stimulante) qui provoque la croissance d'un ou plusieurs follicules sur les ovaires. Ces follicules produisent des œstrogènes à l'origine des modifications (anatomiques, physiologiques et comportementales) rencontrées pendant les chaleurs. Quand les œstrogènes atteignent un certain seuil, ils exercent un rétrocontrôle positif sur l'hypothalamus qui induit alors la libération hypophysaire de lutropine (LH ou hormone lutéinisante) ; ce pic de LH provoque la maturation folliculaire, l'ovulation et la formation du corps jaune. Le corps jaune produit la progestérone qui exerce une rétroaction négative sur l'hypothalamus et empêche la croissance terminale de nouveaux follicules. En fin de cycle, la prostaglandine F2 $\alpha$  (PGF2 $\alpha$ ) produite par l'utérus, provoque la régression du (ou des) corps jaune(s) et la chute du taux de progestérone. L'inhibition progestéronique étant levée, l'hypothalamus peut alors ordonner le démarrage d'un nouveau cycle (1, 35).

Sécrétée par la glande pinéale, la mélatonine est le médiateur utilisé par les races photopériodiques pour traduire les effets de la lumière sur la reproduction. Le graphique 1 illustre la cinétique de sécrétion des hormones au cours du cycle chez la brebis.

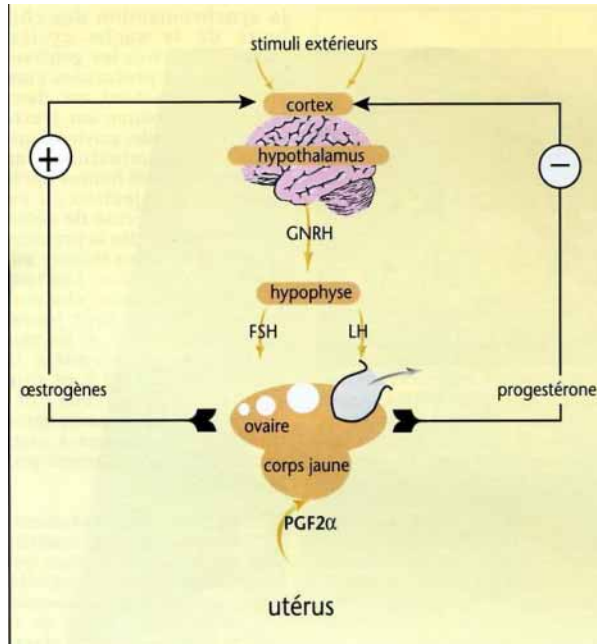
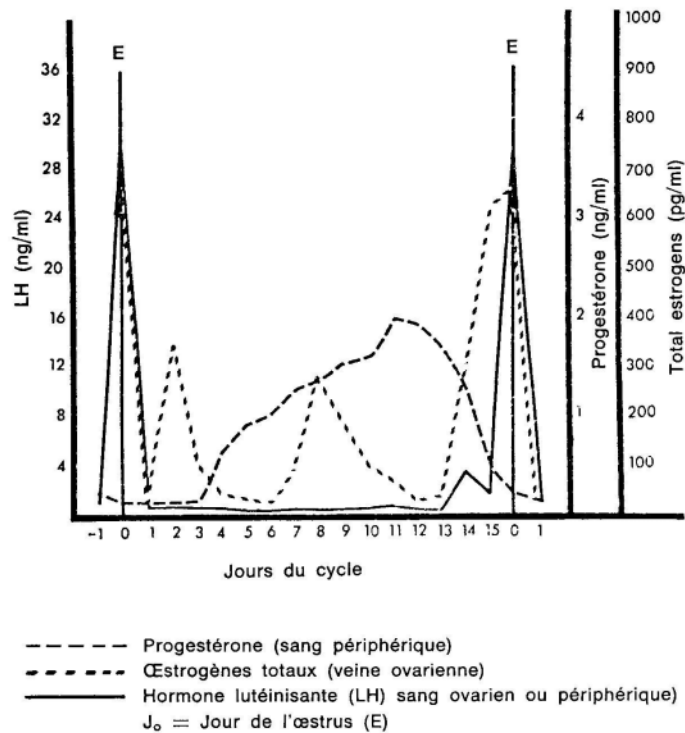


Schéma 5 : schéma simplifié de la régulation hormonale du cycle œstral.

Source : PICARD-HAGEN *et al.* (35)



Graphique 1 : niveaux hormonaux dans le sang au cours du cycle de la brebis.

Source : BARIL *et al.* (1)



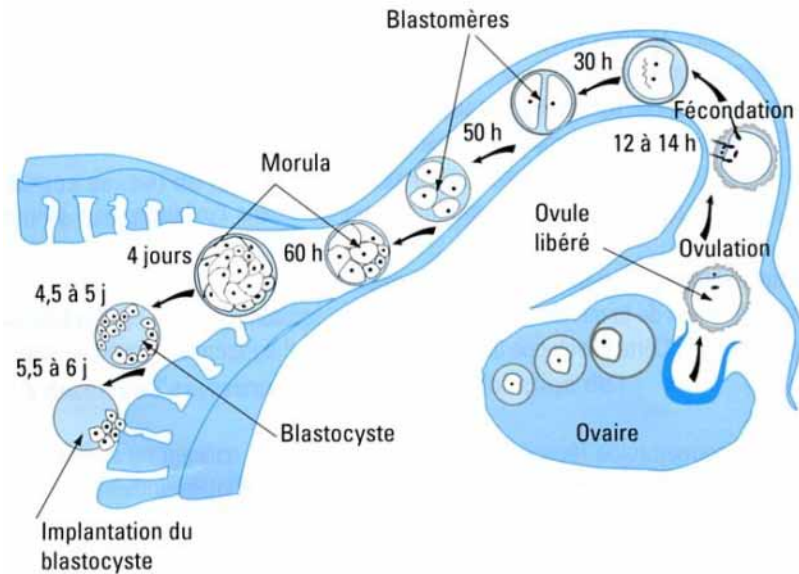
## **I.3 Gestation**

### ***I.3.1 Biologie de la gestation***

D'une durée moyenne de 150 jours avec des durées extrêmes de 140-160 jours chez la brebis, la gestation se définit comme l'ensemble des processus qui se déroulent de la fécondation à la parturition. Elle peut se diviser en trois périodes : la vie libre de l'œuf, la vie embryonnaire et enfin la vie fœtale.

#### **I.3.1.1 La vie libre de l'œuf fécondé**

Elle correspond à la période de migration de l'œuf vers l'utérus ou encore progestation ; après la fécondation, l'ovocyte commence la mitose, tout en descendant le long de la trompe, conduisant à la formation de l'embryon qui porte le nom de blastocyste avant sa fixation sur la paroi utérine (schéma 6). S'il y a plusieurs œufs fécondés, ils s'espacent de sorte que, même venant du même ovaire ils sont écartés les uns des autres.



**Schéma 6 : migration de l'œuf de l'oviducte vers l'utérus au début de la gestation.**

**Source : BRICE et al. (6)**

### **I.3.1.2 La vie embryonnaire**

L'œuf fécondé s'implante dans la paroi utérine entre le 14<sup>ème</sup> jour et le 30<sup>ème</sup> jour ; c'est le phénomène de la nidation. A partir de ce moment, s'élaborent des feuillettes qui donneront d'une part les organes du fœtus et d'autre part les enveloppes fœtales (amnios, allantoïde et le chorion).

En cas de gestation multiple, le chorion est commun mais l'anastomose des réseaux sanguins des deux fœtus est très rare (bien que les enveloppes soient capables de fusionner) ce qui explique l'indépendance biologique des deux fœtus : les agnelles jumelles d'agneau mâle sont fécondes et n'ont pas reçu d'hormones mâles pendant leur développement utérin contrairement à ce qui se passe chez les free-martin des bovins.

La circulation entre le fœtus et le placenta se fait par le cordon ombilical, les échanges entre la mère et le placenta se font au niveau des cotylédons par voie capillaire (6,18).

### **I.3.1.3 La vie fœtale**

Le fœtus après croissance et développement donnera un agneau prêt à naître. La vie fœtale est la plus longue de toutes les trois phases. Elle est marquée par une croissance très rapide au départ et un ralentissement à la fin de la gestation. Mais le développement du fœtus est fonction de nombreux facteurs tels que le format de la mère, le niveau énergétique de la ration, la taille de la portée. Chez les espèces dites polytociques portant plusieurs produits lors de chaque gestation, l'augmentation de la taille de la portée, réduit le poids de chaque fœtus (1, 6,18).

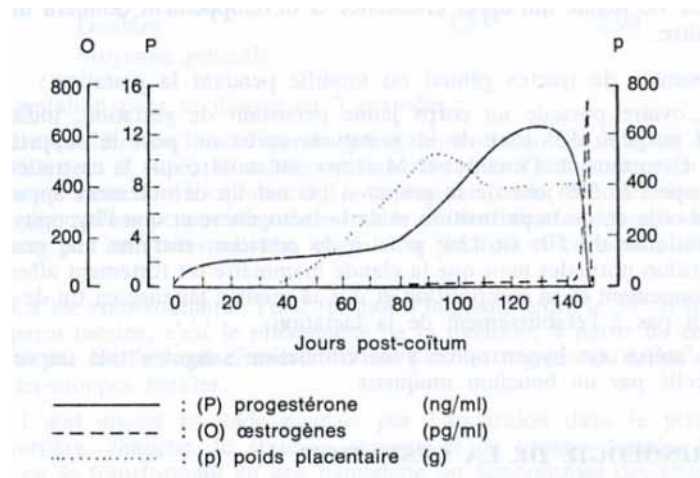
### ***I.3.2 Endocrinologie de la gestation***

Depuis le début des temps, l'Homme s'est toujours émerveillé de la capacité d'un individu femelle à garder en son sein le produit de conception pendant un délai assez long puis l'expulser en quelques heures. On sait maintenant que le maintien de cet « étranger » qu'est le fœtus, dans le corps de sa mère est assuré par un profil hormonal particulier dont la progestérone (d'où son nom : pour la gestation) est l'élément capital (16,41).

Chez la brebis, au début de la gestation, la sécrétion de progestérone est d'origine ovarienne et provient des cellules du corps jaune. Cette sécrétion est continue et indispensable pendant presque deux mois. Sa concentration dans le sang périphérique est analogue à celle enregistrée au cours d'une phase lutéale cyclique de l'ordre de 5 ng/ml.

Après le 2<sup>ème</sup> mois de gestation, contrairement à celle d'autres espèces (bovine par exemple), l'unité foëto-placentaire ovine est capable de synthétiser de la progestérone. Celle-ci est suffisante dès le 55<sup>ème</sup> jour pour maintenir le foetus in utero même s'il y a ovariectomie.

Le graphique 2 rapporte l'évolution de la concentration plasmatique de progestérone. Elle suit assez bien l'évolution de la croissance placentaire jusqu'au début du dernier mois de gestation. Lors de cette dernière période, la production de progestérone d'origine placentaire semble augmenter jusqu'aux dernières heures précédant la mise bas. Il peut atteindre, 5 à 6 jours avant le part, 6 à 8 ng/ml pour une gestation simple ou 15 ng/ml pour une gestation double (16).



**Graphique 2 : variation de la concentration de progestérone et d'œstrogènes au cours de la gestation de la brebis, comparé à l'augmentation du poids placentaire.**

**Source : BARIL *et al.* (1)**

Les œstrogènes dont le niveau plasmatique n'augmente qu'en fin de gestation sont produits, au cours de la gestation, essentiellement sous forme sulfoconjugués.

Tout se passerait comme si les œstrogènes synthétisés étaient mis en réserve sous forme de sulfates sans perturber l'état utérin gravidique (21, 27).

## **I.4 Parturition**

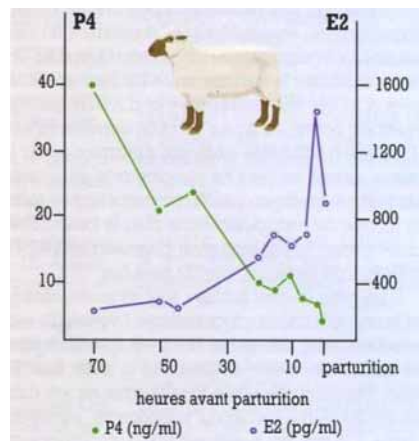
Depuis les travaux de COLE et *al.* (15) chez la brebis, on sait que l'axe hypothalamo-hypophyso-surrénalien du fœtus joue un rôle essentiel dans le déclenchement de la parturition. En effet, la mise bas est précédée par un processus complexe de modifications hormonales chez la mère, dont le cortisol secrété par les glandes surrénales du fœtus, en est l'élément moteur.

D'un point de vue finaliste, tout se passe comme si la maturité de l'axe hypothalamo-hypophyso-surrénalien, indiquant que le fœtus est apte à affronter le milieu extérieur, déclenchait la mise bas. En effet, l'hypercortisolémie fœtale entre en jeu dans la synthèse du surfactant pulmonaire, indispensable à la vie extra-utérine. L'importance du cortisol fœtal dans le déterminisme de la mise bas a été clairement mis en évidence chez les ruminants (2).

### ***1.4.1 Effet du cortisol fœtal sur la mère***

Le cortisol intervient sur la stéroïdogenèse placentaire, en augmentant l'activité des enzymes cotylédonaires qui transforment la prégnénolone et les androgènes en œstrogènes. La production placentaire d'œstrogènes (œstradiol et œstrone) se fait donc aux dépens de celle de la progestérone.

Chez la brebis, on assiste dans les deux jours qui précèdent la mise bas, à une chute de la concentration circulante de progestérone, ainsi qu'à une augmentation de celle de l'œstradiol 17 $\beta$ , conduisant à une inversion du rapport progestérone/ œstrogènes chez la mère, point de départ du mécanisme de la parturition (schéma 7).



**Schéma 7 : évolution des concentrations plasmatiques de progestérone (P4) et d'œstradiol (E2) en fin de gestation chez la brebis.**

Source : BATTUT *et al.* (2)

### ***1.4.2 Les interactions hormonales chez la mère***

La levée du « blocage progestéronique », qui est responsable du repos du myomètre au cours de la gestation, permet, ou même provoque, l'action des agents stimulant les contractions utérines. La diminution du rapport progestérone/œstradiol agit sur les tissus concernés par la mise bas (myomètre et col utérin) directement ou par le biais d'autres hormones comme les prostaglandines et l'ocytocine.

=> Les œstrogènes favorisent la contractilité des fibres myométriales, le relâchement des tissus mous de la filière pelvienne et la dilatation cervicale, sans doute en augmentant la sensibilité du col à l'action des prostaglandines.

=> Les prostaglandines, essentiellement produites par l'endomètre, jouent un triple rôle :

- elles accélèrent la lutéolyse, ce qui accentue la chute du rapport progestérone/œstradiol. Il s'agit donc d'un phénomène auto amplifiant ;
- elles provoquent directement des contractions utérines et la dilatation cervicale ;
- elles augmentent la sensibilité du myomètre à l'ocytocine, hormone contracturante libérée par la neuro-hypophyse lors de la dilatation du col de l'utérus et du vagin au passage du fœtus. L'ocytocine augmente également la libération de prostaglandines par l'endomètre, d'où un double effet d'auto-amplification (2).

*En résumé, l'activité sexuelle de la brebis comme celle des autres femelles mammifères est régit par un ensemble d'interactions par voie hormonale entre centres nerveux supérieurs et organes périphériques. C'est la mise en évidence de ces interactions qui a permis la mise au point de nouvelles biotechnologies ayant conduit à une maîtrise de la reproduction chez les animaux domestique*

## **CHAPITRE II : MAITRISE DE LA REPRODUCTION CHEZ LA BREBIS**

Chez les petits ruminants, la maîtrise de la reproduction est basée sur des techniques d'induction-synchronisation des chaleurs, de l'insémination artificielle et du contrôle des mises bas.

### **II.1. Induction et synchronisation des chaleurs**

Pour induire et synchroniser les chaleurs chez la brebis il existe deux méthodes : la zootechnique et la médicale.

#### ***II.1.1 Les méthodes zootechniques***

Parmi ces méthodes on distingue :

- le traitement photopériodique : il consiste à imposer un régime lumineux artificiel reproduisant les jours courts en dehors de la période de la saison sexuelle naturelle. Cette technique permet de débloquent les cycles sexuels et d'avancer la saison sexuelle. Cependant elle n'est pas facile à mettre en place car il y a obligation d'être en photopériode courte, au printemps, alors que les animaux sont à l'herbe (photopériode longue). La détection des chaleurs est toujours nécessaire (27).
- l'effet bélier, l'effet brebis induites : l'effet bélier est l'introduction des béliers peu de temps avant le début de la saison sexuelle pour débloquent l'activité sexuelle de la plupart des brebis dans les 8 jours. On peut associer à cette technique l'effet brebis induites en déclenchant l'oestrus artificiellement sur une partie des brebis (15-20%) pour que les autres



brebis soient également en chaleurs. Pendant cette période on fait un flushing alimentaire qui améliore l'expression des chaleurs.

Le résultat de ces techniques est l'avancement de la saison sexuelle avec une synchronisation partielle et aléatoire qui ne permet pas de prévoir avec précision le moment des chaleurs (13).

### ***II.1.2 Les méthodes médicales***

Les méthodes médicales sont essentiellement basées sur la lutéolyse, le blocage du cycle, ou le traitement à la mélatonine :

- la lutéolyse : cette méthode ne peut s'utiliser que pour la synchronisation des chaleurs pendant la saison sexuelle. En effet, la lutéolyse n'est efficace que chez les brebis qui sont déjà cyclées. La présence de corps jaunes fonctionnels à la surface des ovaires est nécessaire pour que le traitement soit efficace. Toutes les brebis n'étant pas au même stade du cycle, il est nécessaire de pratiquer deux injections à 8 jours d'intervalle pour obtenir une bonne synchronisation des chaleurs chez la plupart des brebis.

Pour effectuer cette lutéolyse on utilise un analogue d'une molécule naturelle la prostaglandine F<sub>2α</sub> (27).

- le blocage du cycle : le principe de cette méthode est l'administration de dérivés de la progestérone pour empêcher l'apparition du cycle oestral qui se débloque après l'arrêt du traitement d'une durée de 10 à 14 jours. Les molécules les plus utilisées sont l'acétate de medroxyprogestérone (MAP) et l'acétate de fluorogestone (FGA). L'utilisation de progestagènes permet de bloquer le cycle mais l'ovulation n'est pas stimulée, surtout en dehors de la saison sexuelle, c'est pourquoi on a recours à l'administration de

gonadotropines (PMSG) qui stimulent l'ovulation. La technique est utilisable toute l'année et quel que soit le stade du cycle sexuel, cependant les résultats sont moins bons en dehors de la saison sexuelle (10).

- le traitement à la mélatonine : plutôt que d'utiliser des programmes lumineux on peut mimer les jours courts à l'aide d'une substance naturelle qui est la mélatonine (médiateur de l'information en ce qui concerne la durée du jour). Ce traitement permet d'avancer la saison sexuelle de 1 à 1,5 mois ; il augmente la fécondité jusqu'à 20% (10).

D'une manière générale, la synchronisation des chaleurs est pratiquée dans le but d'un groupage des mises-bas par I.A.

## **II.2 Insémination artificielle**

### ***II.2.1 Historique***

Chez les ovins et les caprins, l'insémination artificielle assure la fécondation après le groupage des chaleurs, aux périodes souhaitées par l'éleveur et permet la création ainsi que la diffusion du progrès génétique dans le cadre des schémas de sélection.

Le développement de l'I.A. dans l'espèce ovine s'est fait à partir du rayon de Roquefort (brebis laitières de race Lacaune). Puis, elle s'est développée dans les élevages ovins viandes avec la demande d'une production d'agneaux de contre saison. De quelques milliers, en 1971, l'effectif I.A. est passé à plus de 770 000 en 1995. La progression a été continue, sauf en 1992 et 1993, uniquement dans le secteur ovin viande, où l'on relève une diminution du nombre d'interventions, liée à une conjoncture défavorable pour cette production.

En 1995, sur les 16 centres en activité, 13 sont des structures spécifiquement ovines. L'activité de ces centres est très saisonnée : 72,4 p. cent des I.A. sont réalisées de juin à août. En 1995, 9,9p.cent du cheptel ovin français est inséminé. L'I.A. est beaucoup plus répandue en race laitière, où elle concerne 39p.cent des femelles, contre 75p.cent en vaches laitières (7).

Il faut noter que la création du premier centre d'I.A. bovin a eut lieu en 1945.

### ***II.2.2 Techniques***

L'insémination artificielle peut se faire par deux voies : la voie cervicale ou la voie intra-utérine sous contrôle endoscopique.

- la voie cervicale :

Le principe consiste à déposer la semence dans l'utérus en passant par le cervix. Dès que le col est repéré, l'opérateur introduit l'extrémité du pistolet sous la petite lèvre du cervix, en poussant le pistolet très doucement avec des mouvements de rotation. Si le col peut être franchi la semence est alors déposée dans le corps utérin. Si l'opérateur rencontre une résistance en franchissant le col, il dépose la semence dans le col. La réussite de l'I.A. par cette technique n'est pas liée à une manipulation particulière du cervix, mais plutôt au moment de l'intervention par rapport à l'ovulation (7, 10, 27).

- l'insémination artificielle intra-utérine sous contrôle endoscopique

Chez les ovins, la conservation des spermatozoïdes sous forme congelée ne permet pas d'obtenir des niveaux de fertilité suffisamment élevés pour satisfaire les éleveurs. Le dépôt de spermatozoïdes directement dans les cornes utérines les rapproches de l'ampoule, extrémité de l'oviducte où à lieu la fécondation, et augmente donc le taux de fertilité. Par ailleurs, l'I.A. intra-utérine chez les ovins

permet d'utiliser un faible nombre de spermatozoïdes sans diminuer la fertilité (7, 27). Elle permet donc d'augmenter le pouvoir de diffusion des mâles de haute valeur génétique, et autorise la diffusion des mâles à faible production spermatique.

## **II.3 Maîtrise de la mise bas**

### ***II.3.1 Les indications***

La réduction de la mortalité néo-natale passe, en particulier, par la surveillance de la mise bas. L'intérêt de pouvoir avancer légèrement la parturition pour qu'elle se produise lorsque du personnel compétent est disponible pour intervenir n'est donc plus à démontrer.

L'induction de la parturition permet également de prévenir certaines dystocies par disproportion fœto-maternelle.

Enfin, le déclenchement de la mise bas présente parfois une indication médicale, pour sauver la mère (lors d'hydropisie des enveloppes ou de momification fœtale) et le(s) produit(s) (lorsque la mère est victime de péritonite, de fracture ou de paraplégie ante-partum).

### ***II.3.2 Les produits utilisés***

Plusieurs principes actifs sont utilisables, mais chez la brebis, certains sont inefficaces dans le déclenchement de la mise bas.

### II.3.2.1 Les glucocorticoïdes

Administrés à la mère, les glucocorticoïdes provoquent les modifications de la stéroïdogenèse placentaire qui précèdent physiologiquement la mise bas. Ils n'agissent sans doute pas directement mais après avoir traversé le placenta :

- soit ils reproduisent l'action du cortisol fœtal, qui parvient au placenta par la circulation fœtale ;
- soit ils agissent sur l'axe hypothalamo-hypophyso-surrénalien du fœtus : ils bloquent, par rétroaction négative, la libération d'ACTH, qui est suivie après la fin de l'action inhibitrice, d'une libération massive d'ACTH, qui déclenche la mise bas (2).

C'est pourquoi :

- les corticoïdes ne peuvent déclencher la parturition que si le fœtus est vivant et proche du terme ;
- leur efficacité dépend de leur aptitude à franchir le placenta. Ce transfert est faible : selon BRUCE (7), 2 à 3 % des corticoïdes maternels parviendrait au fœtus chez les ruminants en général. Mais la perméabilité placentaire est encore plus faible chez les autres espèces (truie, jument, carnivore) ; c'est la raison pour laquelle les corticoïdes sont capables d'induire la mise bas essentiellement chez les ruminants.
- le délai d'induction dépend de la durée d'action du corticoïde.

Il existe également une variabilité en fonction de la race (7).

### **II.3.2.2 Les prostaglandines**

Les prostaglandines ne déclenchent pas la mise bas chez la brebis, contrairement à la vache et à la chèvre chez qui elles ont un rôle dans la dilatation du col et les contractions du myomètre (2).

### **II.3.2.3 Les œstrogènes**

Compte tenu du rôle des œstrogènes dans le déterminisme de la parturition, il était logique de tenter leur utilisation dans le déclenchement de ce processus. Chez la brebis, l'administration de benzoate d'œstradiol, à la dose de 2mg par voie intramusculaire, permet d'induire la mise bas, mais avec une efficacité plus faible que celle des corticoïdes, et un pourcentage non négligeable de dystocies et de mortinatalité (2).

### **II.3.2.4 Les antiprogestatifs**

Chez la brebis, l'épostane, inhibiteur de la 3  $\beta$  hydroxystéroïde-déshydrogénase, enzyme participant à la synthèse placentaire de progestérone, déclenche la mise bas en 33 heures en moyenne. On observe alors une augmentation des taux circulants de cortisol et d'ACTH chez l'agneau.

Expérimentalement, l'anti-progestérone RU 486, qui entre en compétition avec la progestérone au niveau de ses récepteurs, est capable de provoquer la parturition chez la brebis, sans risque de dystocie, ni de rétention placentaire (7, 18).

### **II.3.2.5 L'ocytocine**

Elle est largement utilisée en médecine humaine mais est inefficace pour provoquer la parturition chez les ruminants (7).

### **II.3.2.6 Les tocolytiques**

Connaissant les risques liés à l'avancement de la mise bas, il était judicieux de chercher à programmer la parturition en la retardant, par exemple à l'aide d'agents  $\beta_2$  mimétiques (tocolytiques). De telles molécules, capables de diminuer la fréquence et l'intensité des contractions du myomètre, sont utilisées avec efficacité chez les ruminants.

Une administration de clenbutérol, à la dose de 240 mg pour une brebis, par voie intramusculaire, permet de différer la mise bas d'environ 8 à 10 heures (7).

*En résumé, il est actuellement possible, par le recours aux nouvelles biotechnologies, de mieux gérer la reproduction chez les animaux domestiques dont le mouton. Parmi ces biotechnologies, l'I.A. présente de nombreux avantages dont l'amélioration des performances du troupeau par apport de gènes nouveaux. Cependant, cette technique qui constitue le principal objet de notre étude, requiert, pour être couronnée de succès, certaines précautions que nous allons envisager dans le chapitre suivant consacré aux facteurs desquels dépend la réussite de l'I.A.*

## CHAPITRE III : FACTEURS DE VARIATION DE LA REUSSITE DE L'I.A.

Le succès de l'insémination artificielle, à savoir la fécondation, dépend de divers facteurs.

### III.1 La saison

La fertilité des brebis varie grandement en fonction de la période de l'année. Traditionnellement on identifie deux saisons spécifiques :

- *la saison sexuelle* : pour les ovins, celle-ci s'échelonne du mois d'août à la fin novembre. Elle correspond à une période où la durée du jour est décroissante. Il est prouvé que la mélatonine ou hormone de la nuit, induit les cycles sexuels chez les ovins contrairement à d'autres espèces. En effet, la mélatonine est sécrétée à ce moment là, elle diminue la rétroaction négative des oestrogènes sur l'axe hypothalamo-hypophysaire et permet donc la libération pulsative de GnRH, induisant la reprise de l'activité ovarienne.
- *la contre-saison* : comme son nom l'indique, cette période est symétriquement l'opposé de la première. Elle s'installe de fin mars à fin juin. Pendant celle-ci, la durée du jour est croissante, et la faible sécrétion de mélatonine plonge alors la brebis dans un anoestrus saisonnier. Cette saison est donc défavorable à une I.A. sur chaleurs naturelles (6,31).



## **III.2 Les facteurs liés à la brebis**

### **III.2.1 L'âge de la brebis**

La fertilité maximale des femelles est située entre 2 et 4 ans d'âge. Après cinq ans d'âge, la fertilité diminue progressivement. Le taux d'ovulation et de fertilisation des ovules diminue légèrement chez les brebis âgées alors que la mortalité embryonnaire augmente provoquant une baisse de la prolificité vers l'âge de 5 à 6 ans. Ces observations varient évidemment en fonction des races et des conditions d'élevage (1).

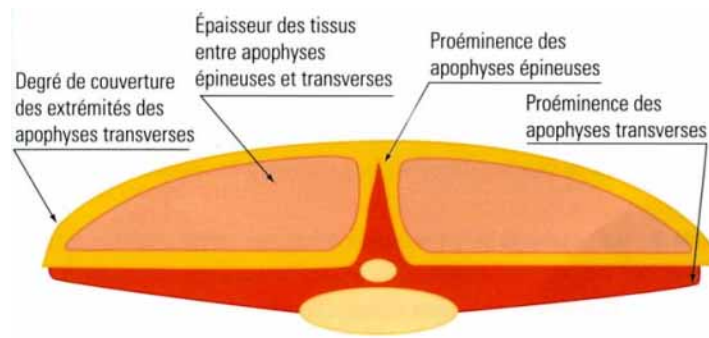
### **III.2.2 L'état corporel**

L'état corporel des femelles est un facteur déterminant dans l'obtention de bonnes performances.

Une bonne méthode d'appréciation de l'état corporel doit être simple à mettre en œuvre, et donner des résultats fiables et répétables. Les notes sont définies sur la base de repères anatomiques précis et de caractéristiques identifiables par palpation de la région lombaire de l'animal au niveau du rein pour l'attribution de la note synthétique (schéma 8). La manipulation comporte 4 étapes distinctes, où l'on apprécie successivement :

- ⇒ la proéminence des apophyses épineuses ;
- ⇒ la proéminence des apophyses transverses ;
- ⇒ le degré de couverture des extrémités des apophyses transverses ;
- ⇒ le développement des tissus entre les apophyses épineuses et transverses.

La définition claire de chacun des points permet d'établir une échelle de notation qui varie de 0 à 5 (9).



**Schéma 8 : repères anatomiques de la région lombaire de l'animal utilisé pour la notation de l'état corporel.**

**Source : BRICE et al. (9)**

Il a été démontré que la fertilité et la prolificité diminue lorsque l'état corporel d'une brebis est inférieur à 2,5 au moment de la saillie. Cependant, les femelles trop grasses (NEC supérieur à 4) ont des fertilités plus faibles par action défavorable de la leptine et de l'insuline sur la croissance folliculaire (9).

### ***III.2.3 Le stade physiologique***

La fertilité de la brebis varie également en fonction de son stade physiologique. Ainsi, dans les deux premiers mois suivant l'agnelage, la fertilité est faible et elle s'accroît à mesure que l'on s'éloigne de l'agnelage.

Afin d'optimiser les résultats de fertilité et de prolificité, on recommande que les femelles aient été séparées de leurs agneaux depuis au moins dix jours et que l'intervalle entre la mise à la reproduction et le dernier agnelage soit d'au moins 70 jours en saison sexuelle et 80 jours en contre-saison (3, 9,16).

## **III.3 Les facteurs liés aux conditions d'élevage**

### ***III.3.1 L'alimentation***

L'alimentation participe à la levée de l'anœstrus car, en bilan énergétique positif, l'insuline, par le biais de récepteurs sur l'axe hypothalamique, influence la pulsativité de GnRH, elle-même responsable de la reprise de l'activité sexuelle (8, 18).

De plus, chez la brebis, l'augmentation du niveau nutritionnel avant l'œstrus (Flushing) accroît le taux d'ovulation ; par contre la sous-alimentation énergétique et protéique augmente les pertes ovulaires par non fécondation et mortalité embryonnaire.

Certaines plantes fourragères, comme par exemple le trèfle violet, contiennent des phytoestrogènes qui peuvent affecter négativement les fonctions de reproduction. Les problèmes causés vont de l'infertilité temporaire à permanente (18).

### ***III.3.2 La conduite sanitaire des femelles***

Il est important de choisir des femelles en bonne santé, exemptes de maladies, de parasites et dont le dernier agnelage n'a pas posé de problèmes telles que dystocies, mammites etc. Certains problèmes à l'agnelage peuvent causer des infections au niveau du système reproducteur comme la vaginite et la métrite avec comme conséquences une stérilité temporaire ou même permanente.

Les traitements anti-parasitaires, les vaccinations sont bénéfiques à la fertilité. Cependant, si toutes ces interventions sont bénéfiques, elles doivent, pour être efficaces et ne pas avoir de conséquences sur la fertilité, être réalisées au moins

deux semaines avant la saillie ou l'I.A. En effet, dans le cas contraire, elles constituent un stress indéniable (1, 5, 15, 18).

### ***III.3.3 « L'effet mâle »***

La séparation mâles/femelles permet à ces dernières de redevenir plus sensibles aux phéromones de ces premiers lorsqu'ils sont réintroduits : la réintroduction d'un mâle à forte libido après une période de séparation d'au moins un mois, améliore l'oestrus des femelles (44, 45). L'effet bélier a une importance non négligeable sur la reprise de la cyclicité des femelles et d'un coût moindre que l'utilisation d'hormones.

## **III.4 Les facteurs liés aux conditions de l'I.A.**

### ***III.4.1 L'intervalle entre la mise bas et l'insémination***

Il est conseillé de ne pas inséminer des brebis trop rapidement après la mise bas précédente. En effet, il faudrait attendre au moins 70 jours post-partum en saison sexuelle et 80 jours post-partum en contre saison chez les brebis de race bouchère. De nombreuses études, notamment celle de DUVAL (21) a démontré qu'une insémination trop précoce par rapport à la mise bas précédente peut entraîner de mauvais résultats de fertilité.

### ***III.4.2 La méthode de synchronisation des chaleurs***

La pose et le retrait des éponges nécessitent une bonne compétence de la part de l'opérateur car les résultats varient alors de plus ou moins 1,7% (9).

La durée de « traitement » et le type d'éponge vaginale utilisée a une importance fondamentale pour le bon déroulement des opérations et pour assurer une bonne synchronisation des chaleurs. En saison sexuelle, il est conseillé d'utiliser des éponges de 40mg de cronolone (acétate de fluorogestone) laissées pendant 14 jours aussi bien sur les brebis que sur les agnelles.

En contre saison, il vaut mieux utiliser des éponges de 30mg de cronolone sur les brebis laissées pendant 12 jours alors que pour les agnelles il est conseillé de procéder comme en saison sexuelle (9, 29).

#### ***III.4.3 L'écart entre le retrait des éponges et l'I.A.***

Le retrait de l'éponge est également une étape cruciale car elle doit être prévue en fonction de l'heure d'I.A. ; il est souvent associé à une injection de PMSG dans le but d'augmenter la proportion de femelles venant en chaleurs et surtout d'augmenter le taux d'ovulation (9).

Des études réalisées par COGNIE et *al.* (13) démontrent que chez la brebis le délai idéal entre le retrait des éponges et l'I.A., se situe aux alentours de 48 à 62 heures.

#### ***III.4.4 Le nombre total de spermatozoïdes***

Le nombre total de spermatozoïdes inséminés par femelle est un des principaux facteurs capables d'affecter la fertilité.

Avec de la semence fraîche de bélier conservée pendant 10 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% est de  $100 \times 10^6$ , si on utilise la voie cervicale (38).

Lorsque de la semence congelée est utilisée, avec une I.A. en intra-utérine, le nombre de spermatozoïdes requis est de  $100 \times 10^6$  (38).

#### ***III.4.5 La qualité des spermatozoïdes***

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 ; au printemps pour une race saisonnée, à chaque augmentation de 10% de spermatozoïdes anormaux correspond une diminution de 8% de fertilité (9, 11, 23).

#### ***III.4.6 Le lieu de dépôt de la semence***

Le lieu de dépôt de la semence est un facteur susceptible de modifier le taux de fertilité. Lorsque la semence liquide de bélier est déposé dans le vagin au lieu du cervix, la fertilité est plus faible d'environ 10% (1). 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 pour obtenir une bonne fertilité (1, 9, 40).

*En conclusion de cette première partie, nous pouvons dire que la fertilité du troupeau est un paramètre de première importance dans la rentabilité d'un élevage ovin. Les facteurs qui peuvent expliquer une faible fertilité du troupeau ou une baisse soudaine de la fertilité sont très nombreux et souvent liés les uns aux autres. Il faut donc essayé de les contrôler au mieux et de planifier la conduite du troupeau de façon à assurer pour chaque femelle mise à la reproduction, les exigences nécessaires pour l'obtention d'un bon taux de fertilité. Ce contrôle et cette planification peuvent être réalisés par l'I.A. Mais la réussite de cette I.A. est également tributaire de nombreux facteurs dont la maîtrise conditionne l'amélioration des performances de reproduction. Est-il alors opportun d'appliquer cette nouvelle biotechnologie à la brebis ? C'est pour tenter de répondre à cette question que nous avons mené une étude sur l'impact de l'I.A. sur les paramètres de reproduction de la brebis Suffolk en comparaison de la lutte naturelle. Les résultats de ces investigations font l'objet de la deuxième partie de ce document.*

## **DEUXIEME PARTIE : ETUDE EXPERIMENTALE**



## **CHAPITRE I : LE CADRE DE L'ETUDE**

### **I.1 Localisation géographique**

L'élevage de Suffolk qui a permis de répondre à notre problématique, se trouve dans l'est de la France, en Franche-Comté dans le département du Territoire de Belfort et plus précisément dans le village de Courtelevant qui est situé dans un rectangle délimité par les villes de Belfort, Mulhouse, Bâle et Delle. Mais nous pouvons dire que ce village appartient au Sundgau. Le climat est assez instable, exposant les cultures à de grands aléas ; cependant l'humidité est sa caractéristique essentielle. C'est une région qui ne souffre jamais vraiment de la sécheresse, la prairie reste toujours verte. La bordure occidentale du Sundgau où se trouve Courtelevant est le domaine des terres appelées des loess qui sont les plus anciens. Ces sols conviennent bien à la culture du blé, de l'avoine, du maïs et de l'orge (42).

C'est dans cette zone, au relief vallonné et dont la géologie permet la rencontre entre le Jura calcaire et les Vosges siliceuses, que la bergerie a été construite entourée de nombreuses pâtures riches en nombreuses espèces fourragères appartenant aux graminées et aux légumineuses (42).

### **I.2 Composition floristique des prairies du Territoire de Belfort**

Les plantes utiles qui forment les prairies naturelles de la zone où nos brebis ont été élevées, appartiennent à deux grandes familles botaniques : les graminées et les légumineuses.

- les graminées

Elles forment, par leurs feuilles, l'herbe proprement dite ; elles poussent des tiges qui portent les fleurs puis les graines ; nous trouvons dans le Sundgau :

- le Ray Grass Anglais et d'Italie (*Lolium multiflorum*)

Leurs épillets sont aplatis alternant de part et d'autre de la tige, se sont d'excellentes graminées fort productives et indiquées dans les bonnes terres recevant une bonne fumure ;

- le Fétuque (*Festuca glacialis*)

Les fétuques sont très répandues dans l'est de la France ; on les trouve surtout dans les pâturages secs ; c'est un fourrage médiocre ;

- le Fléole (*Phleum pratense*)

L'épi est cylindrique et donne une herbe excellente.

- le Dactyle (*Dactylis glomerata*)

Les Dactyles sont aussi présente dans cette région de France.

- les légumineuses

Les légumineuses prennent place dans les prairies à côté des graminées et complètent heureusement la valeur alimentaire de l'herbe. Moins hautes que les graminées, elles couvrent le sol au-dessous des longues tiges qui portent les épis ; elles sont exigeantes et réclament un sol assez riche en acide phosphorique et en chaux. On distingue essentiellement trois variétés de légumineuses dans la zone d'élevage des moutons qui ont servis à nos essais.

- les Trèfles (*Trifolium sp.*)

Le plus commun est le trèfle blanc qui doit son nom à la couleur de sa fleur. On le rencontre dans toutes les prairies de Franche-Comté ; il est très apprécié par le mouton et repousse vite. Il y a aussi d'autres variétés comme le trèfle violet et le trèfle des prés à fleurs roses.

- la Luzerne (*Medicago sativa*)

C'est une légumineuse présente mais en petite quantité.

- le Lotier (*Lotus corniculatus*)

Il est très commun dans les prairies, c'est un très bon fourrage qui repousse facilement après avoir été pâturé.

### **I.3 La bergerie**

C'est une battisse faite de bois sur une surface de 598m<sup>2</sup> ; elle peut contenir jusqu'à 300 bêtes en hiver (de Novembre à Mars), mais dès que l'herbe commence à pousser, les moutons sont mis dans les pâturages qui entourent la bergerie.

En plus de la bergerie avec ses deux aires paillées et du stock de foin, il y a 3 pièces :

- une infirmerie avec tout le matériel et les médicaments pour soigner les animaux, réaliser des interventions chirurgicales, le matériel de marquage (pinces boucles), un frigo pour les vaccins et les sérums antitétaniques ;
- une pièce pour stocker la balance à agneaux et différents matériels nécessaire au bon fonctionnement de la bergerie ;
- une chambre avec une salle de bain afin que l'éleveur puisse dormir sur place pendant la période des agnelages pour pouvoir surveiller les brebis et les aider en cas de dystocie.

L'endroit où est stocké le foin comporte aussi deux silos verticaux contenant les récoltes de l'exploitation, comme le maïs, l'orge, l'avoine ou encore le blé.

## CHAPITRE II : MATERIEL ET METHODES

### II.1 Le matériel

#### *II.1.1 Matériel animal*

Les moutons qui ont servi à notre expérimentation sont issus d'un troupeau composé de 200 brebis et de 12 béliers. Mais avant d'évoquer les critères de sélection des animaux pour les essais, il nous paraît opportun de faire une présentation de la race.

##### **II.1.1.1 La race**

Le Suffolk est une race d'origine anglaise, elle résulte du croisement entrepris à la fin du XVIII<sup>ème</sup> siècle entre des brebis NORFOLK et des béliers SOUTHDOWN. Le type de race actuelle a été fixé dans son pays d'origine depuis 1810.

Des reproducteurs de cette race ont été introduits dans le bassin parisien dès la fin du XIX<sup>ème</sup> siècle et c'est vers 1925 que le premier troupeau a été importé. Les années soixante ont marqué le développement du Suffolk. Cette extension est liée, en grande partie, à « la révolution fourragère » (21).

La conformation de la race est visible sur les photos 1 et 2.



**Photo 1 : brebis Suffolk**



**Photo 2 : bélier Suffolk**

## **II.1.1.2 Sélection, préparation et conditions d'élevage pour la lutte en main**

### **II.1.1.2.1 Les mâles**

Les mâles utilisés pour la lutte en main sont au nombre de 5, sélectionnés à partir des 12 béliers du troupeau ; cette sélection a eu lieu deux mois avant la pose des éponges, soit deux mois et demi avant la monte.

#### ***II.1.1.2.1.1 Critères de sélection des béliers***

Trois critères ont été utilisés pour la sélection des béliers : l'âge, l'état des organes génitaux et l'état sanitaire (12).

Les béliers retenus pour la monte naturelle sont âgés de plus de 18 mois, leurs testicules et leurs épидидymes sont souples au toucher et ne présente pas d'indurations. Le fourreau et le gland ne doivent avoir ni croûte ni inflammation. Les animaux ne sont ni trop maigres, ni trop gras, un bon état corporel étant favorable à la production de spermatozoïdes ; leur NEC varie entre 3 et 4.

L'état sanitaire est étroitement surveillé pour remédier à tous les problèmes infectieux ; la qualité de la semence peut être altérée si le bélier est infecté (26).

#### ***II.1.1.2.1.2 Préparation des béliers sélectionnés***

Afin de favoriser la spermatogenèse, deux mois avant les saillies, chaque bélier a reçu des compléments minéraux essentiellement du phosphore ainsi que des vitamines A, D3 et E ; les vitamines se trouvent dans un complexe (le Vitapaulia m®) qui contient également de la vitamine B1, B6, PP mais aussi du cuivre, du cobalt, du magnésium, du manganèse et du zinc ; chaque bélier en reçoit environ 2ml.

Un mois avant les saillies, les béliers ont les pattes taillées et sont déparasités avec du Valbazen®, un anthelminthique oral à large spectre, le principe actif est l'albendazole qui est utilisé à la dose de 15mg/kg par voie orale pour lutter contre les nématodes gastro-intestinaux, strongles pulmonaires, cestodes, grandes douves adultes et petites douves.

Trois semaines avant les saillies, les béliers sont à l'herbe et sont complémentés avec de l'avoine à raison de 300g par jour par bélier.

Dix jours avant les saillies sur chaleurs induites, les béliers n'ayant pas été en contact de femelles depuis plus de 4 mois, sont entraînés sur une ou deux femelles appelées boute-en-train pour améliorer la qualité de la semence.

#### **II.1.1.2.2 Les femelles**

25 brebis, en bon état sanitaire et avec une note d'état corporel compris entre 2 et 3 ont été sélectionnées un mois avant la pose des éponges. Pendant cette période d'un mois qui précède le début de l'expérimentation, l'objectif de la préparation est la prise de poids des femelles, pour qu'elles atteignent l'embonpoint recommandé au moment de la saillie, à savoir une note d'état corporel compris entre 3 et 4.

Pour atteindre cet objectif, le sevrage et le tarissement sont effectués sur les brebis avant la pose des éponges afin d'éviter un stress important pouvant faire baisser la fertilité.

L'alimentation a été correctement équilibrée et suffisante. Les brebis à l'herbe sont complémentées avec une ration de 300g d'avoine par jour par animal, une semaine avant la pose des éponges et 3 semaines après les saillies. Les brebis ont à leur disposition dans l'eau de boisson, un mélange de vitamines et oligo-éléments contenus dans Vitapaulia m®.

Avant la saillie, les brebis sont toutes :

- vermifugées avec du Valbazen<sup>®</sup> ;
- vaccinées avec du Footvax<sup>®</sup>, c'est un vaccin inactivé destiné au contrôle du piétin à *Dichelobacter (Bacteroides nodosus)*, chaque brebis reçoit 1ml par voie sous cutané ;
- ont subi un parage des pattes et un passage dans le pédiluve contenant du formol.

A 3 mois de gestation, les brebis sont vermifugées avec de l'Hapadex<sup>®</sup> à 10%, son principe actif est le Netobimin micronisé qui est utilisé à la dose de 20mg/kg pour le traitement ainsi que la prévention des strongyloses gastro-intestinales et pulmonaires, mais aussi pour lutter contre la fasciolose sous forme adulte et la dicrocélie.

### **II.1.1.3 Sélection, préparation et conditions d'élevage pour l'I.A. en intra-utérine**

#### **II.1.1.3.1 Le choix du géniteur**

La semence a été fournie par INSEM ovin. Les différents béliers de race Suffolk disponibles dans ce centre d'insémination sont répertoriés dans un catalogue, où chaque bélier possède une carte regroupant de nombreuses informations sur leurs origines ainsi que sur leurs performances. C'est dans ce catalogue que nous avons choisis un seul bélier afin de favoriser l'homogénéisation des résultats et de la progéniture.

Notre choix est orienté vers le bélier répertorié B 3140 dans le catalogue INSEM OVIN. Nous avons choisis ce bélier sur la base de différents critères :



- les conseils de l'inséminateur après lui avoir expliqué le but de notre travail et l'orientation que recherche l'éleveur ;
- l'existence de doses congelées ;
- un bélier n'ayant pas connu de photopériodisme, idéal pour la période à laquelle l'I.A. a eu lieu ;
- un bélier jeune n'ayant pas de descendance proche en commun avec les béliers présents dans l'élevage, afin d'éviter la consanguinité ;
- un bélier totalement résistant à la tremblante.

Les béliers de ce centre, sont logés en bergerie divisée en plusieurs cases d'animaux. Ainsi, l'organisation du travail est facilitée, notamment pour la récolte du matin, grâce à la réalisation d'un plan de bergerie indiquant les numéros des béliers case par case. Cela permet au berger de repérer directement la case du ou des bélier(s) demandé(s) ou lors des interventions.

Les animaux sont nourris deux fois par jour. Leur alimentation est à base de foin mais pendant les grosses périodes de récolte, ils reçoivent en plus de l'avoine (300g par jour et par bélier) et un complément azoté du commerce. Ce « flushing » débute deux mois avant le début de la forte saison de récolte, c'est-à-dire au mois de mars. Il permet aux béliers de reprendre de l'état corporel, de trouver l'ensemble des éléments et de l'énergie nécessaire à la spermatogenèse. Le flushing est maintenu pendant toute la saison de récolte d'avril à juillet.

Pour des raisons d'hygiène, de sécurité sanitaire et de réglementation, les béliers ne doivent pas sortir à l'extérieur des bergeries. Nettoyées tous les deux mois, les bergeries sont désinfectées et des traitements anti-mouches sont réalisés l'été. Les salles de sauts sont nettoyées tous les jours après la récolte et désinfectées une fois par semaine avant le week-end.

La taille des onglons est réalisée régulièrement pour optimiser le saut des mâles ; enfin les animaux sont pesés tous les deux mois et tondus deux fois par an. De plus, les béliers sont suivis par un vétérinaire et un bilan sanitaire est réalisé tous les ans.

### **II.1.1.3.2 Les brebis**

Les 25 brebis utilisées pour l'insémination artificielle en intra-utérine ont été sélectionnées et traitées comme les 25 autres pour la lutte en main.

## ***II.1.2 Matériel technique***

### **II.1.2.1 Pour la synchronisation des chaleurs**

Le traitement hormonal mime certains événements physiologiques du cycle naturel qui conduit à l'ovulation. Pour cela nous avons choisi la pose d'éponges pour synchroniser les chaleurs, ce qui a nécessité le matériel suivant :

- des crayons marqueurs ;
- une bombe d'antibiotique (Orospray®) dont les principes actifs sont le Sulfanilamide et la Chlortétracycline), il faut une bombe pour 100 éponges ;
- un seau d'eau tiède contenant de l'Hibitan 5%® qui est une solution antiseptique à base de chlorhexidine qui permet de désinfecter la vulve de la brebis, les applicateurs ainsi que les mains de l'opérateur ;
- deux applicateurs (photo 3) ;
- 3 paquets de 25 éponges vaginales contenant chacune 40mg de cronolone (acétate de fluorogestone) CHRONO-GEST BREBIS 40mg<sup>ND</sup> (photo 4) ;
- Un cornadis pour la contention des animaux.



**Photo 3 : applicateur pour éponges**



**Photo 4 : paquet d'éponges vaginales Chrono-gest brebis 40mg®**

Au moment du retrait des éponges, nous avons utilisé le matériel suivant :

- 50 seringues de 2ml à usage unique ;
- 50 aiguilles à usage unique ;
- 50 flacons de PMSG à 600 U.I. par flacon (CHRONO-GEST<sup>ND</sup> PMSG 600) ;
- 100 ml de solvant CHRONO-GEST<sup>ND</sup> ;
- de longues pinces ;
- un seau d'eau tiède contenant de l'Hibitan®.

### **II.1.2.2 Pour l'insémination artificielle**

Le prélèvement de semence s'effectue à l'aide d'un vagin artificiel (photo 5).



**Photo 5 : vagin artificiel**

Au bout du vagin artificiel rempli d'eau chaude à 37°C un cône en latex est fixé. Au bout du cône se trouve un tube à essai qui va recevoir la semence du bélier. Le cône et le tube sont maintenus à 37°C afin de ne pas léser les spermatozoïdes. Un microscope et un colorimètre ont été utilisés pour l'examen des semences. Des paillettes, thermos et cuves d'azote ont été nécessaires pour la conservation des semences.

Tout le matériel nécessaire au bon déroulement de l'insémination artificielle est fourni par l'insémineur et se trouve répertorié en annexe 1.

### **II.1.2.3 Pour la lutte en main**

Il nous a fallu :

- 5 parcs réalisés avec 4 barrières métalliques ;
- 5 abreuvoirs, soit un dans chaque parc ;
- des marqueurs pour repérer les brebis ;
- un carnet et un stylo pour noter les numéros des béliers et des brebis.

## **II.2 Le protocole expérimental**

### ***II.2.1 La synchronisation des chaleurs***

#### **II.2.1.1 La pose des éponges**

Le pourcentage de réussite de l'I.A. par voie intra-utérine est élevé si celle-ci est réalisée en fin d'œstrus, 4 à 10 heures avant l'ovulation. Il est donc nécessaire de synchroniser (en saison sexuelle) ou d'induire les œstrus de façon synchrone (en dehors de la saison) pour réaliser l'I.A. au bon moment par rapport à l'ovulation (7).

La période au cours de laquelle nous avons synchronisé les chaleurs correspondait à la saison sexuelle des brebis Suffolk dans cette région de France ; nous avons donc utilisé des éponges qui ont été laissées en place pendant 14 jours.

Chaque éponge en mousse de polyuréthane contient 40mg de cronolone (acétate de fluorogestone) qui est un stéroïde à action progestative. Pendant son séjour dans le vagin, l'éponge libère une partie de la cronolone qu'elle contient : la brebis est ainsi soumise à une action progestative comparable à la phase lutéale du cycle sexuel de la brebis.

Pour la contention, les brebis sont placées dans le cornadis qui possède 26 places, comme le montre la photo 6.



**Photo 6 : vue d'ensemble des brebis bloquées dans le cornadis**

Une fois les brebis bloquées au niveau de la tête, la pose de l'éponge se déroule en sept temps :

- nettoyage de la vulve avec une solution d'hibitan<sup>ND</sup> diluée dans de l'eau tiède ;
- pulvérisation sur l'éponge d'un antibiotique (orospray®) en aérosol afin de diminuer les risques d'infection ou d'adhérence à la muqueuse vaginale (photos 7 et 8) ;

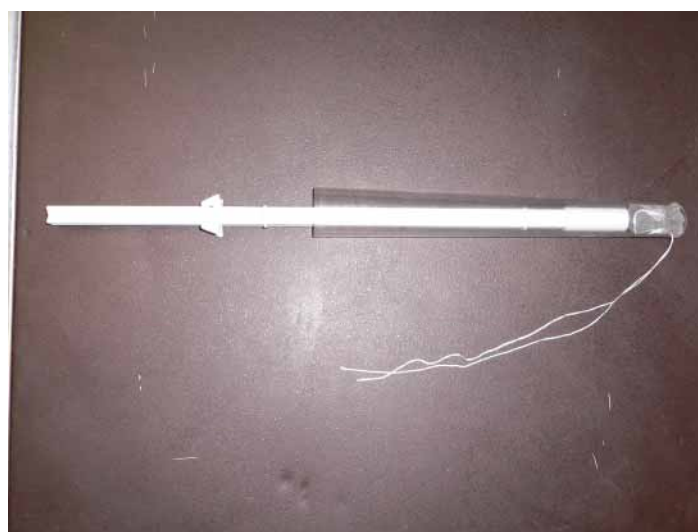


**Photo 7 : éponges avant pulvérisation avec la bombe d'antibiotique**



**Photo 8 : éponges après pulvérisation avec l'antibiotique**

- Introduction de l'éponge par l'extrémité biseautée du tube de l'applicateur, l'attache du fil en premier ;
- Introduction de la tige poussoir dans le tube tout en maintenant le fil à l'extérieur du tube (photo 9) ;



**Photo 9 : éponge insérée dans l'applicateur**

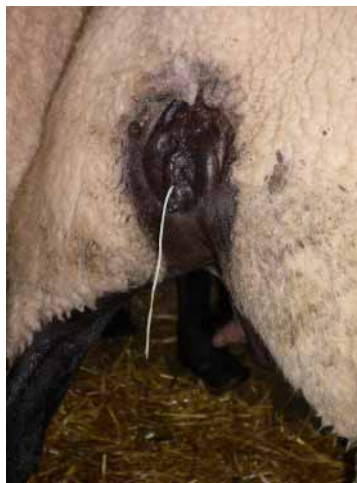
- Mise en place de l'applicateur sans forcer jusqu'au fond du vagin (photo 10) ;



**Photo 10 : mise en place de l'éponge**

- Maintien de la tige poussoir en place et retrait du tube de 2 à 3 cm pour libérer l'éponge ; poussoir et tube sont ensuite retirés hors du vagin.

Une fois l'éponge en place, nous nous assurons que le fil est bien visible à l'extérieur (photo 11).



**Photo 11 : éponge en place dans le vagin de la brebis**



Tout au long de ces différentes opérations, le manipulateur doit travailler proprement ; les mains et le matériel sont désinfectés entre chaque pose d'éponges : pour cela il suffit juste de plonger le tout dans le seau contenant la solution antiseptique diluée dans de l'eau tiède.

### **II.2.1.2 Le retrait des éponges**

Le retrait de l'éponge 14 jours après la pause, se fait délicatement en tirant sur la ficelle ; simultanément on réalise l'injection de PMSG.

600 UI de PMSG en solution dans 2ml de solvant sont administrés à chaque animal, ce qui correspond à la dose recommandée chez la brebis Suffolk à cette saison. L'injection de PMSG peut se faire en intramusculaire : soit à la base du cou, soit dans le gigot ; pour notre part nous avons préféré l'injection à la base du cou.

Normalement le retrait des éponges est facile mais il peut se produire différents cas de figures lors de complications :

- la ficelle est apparente mais l'éponge ne vient pas :

Cette situation se présente lorsque l'éponge est collée à la paroi de la muqueuse vaginale suite par exemple à un trop fort saignement lors de la pose. Pour cela, il faut soulever l'arrière train de l'animal, injecter dans le vagin une solution antiseptique, laisser agir quelques minutes et vider. L'objectif est de ramollir le ou les points de contact entre la muqueuse et l'éponge, ce qui facilite le retrait de l'éponge à l'aide d'une longue pince. Après le retrait de l'éponge, avec un spéculum nous nous assurons que la paroi vaginale n'est pas trop abîmée et nous désinfectons le vagin avec une solution antiseptique.

- l'éponge est passée au travers de la muqueuse et s'est enkystée :

Ceci peut être dû à une mauvaise tenue de l'applicateur lors de la pose de l'éponge (la paroi a été perforé lorsque le poseur a poussé le mandrin). Dans ce cas nous soulevons l'arrière train de l'animal et à l'aide d'un spéculum et d'une lampe nous déterminons l'endroit où le fil traverse la paroi vaginale, pour couper au ras tout simplement. Si l'éponge est enkystée dans le « cul de sac rectal », normalement cela ne doit pas gêner la reproduction future.

- le fil de l'éponge n'est pas apparent :

Cela peut arriver lors de la pose quand le fil n'a pas été tiré doucement vers le bas avec les doigts et qu'il est resté à l'intérieur du vagin après le retrait de l'applicateur. Il suffit simplement de passer deux doigts et de sortir le fil et de retirer l'éponge.

- ni fil, ni éponge :

Dans ce cas là l'éponge est perdue, on ne fait pas l'injection de PMSG et la brebis est retirée du lot.

Au cours de notre expérimentation le premier cas a eu lieu 3 fois, le deuxième 1 fois, par contre les deux derniers cas n'ont pas eu lieu.

### ***II.2.2 L'insémination artificielle***

Pour l'I.A., nous avons choisi d'utiliser la voie intra-utérine ; elle a lieu 62 heures après le retrait de l'éponge et l'injection de la PMSG. Mais avant l'explication du déroulement de l'I.A. une présentation du centre de récolte et de conditionnement des semences congelées pour I.A. en intra-utérine nous paraît opportune.

### **II.2.2.1 INSEM ovin : centre de récolte et de préparation des semences**

INSEM OVIN est une union de 23 coopératives et organismes agricoles créée à la demande des éleveurs en 1981. Cette entreprise assure la collecte, la fabrication, la diffusion et la mise en place de paillettes de spermatozoïdes frais ou congelés pour l'insémination ovine. INSEM OVIN contribue également à la création du progrès génétique des races ovines françaises et ce fut, d'ailleurs, l'argument majeur de sa création.

Le siège administratif se situe à Montmorillon dans la Vienne et les locaux techniques (bergerie et laboratoire) à Verneuil sur Vienne en Haute-Vienne.

La structure détient le troisième rang français de la production de doses après OVITEST et la CONFEDERATION ROQUEFORT. Cependant, elle est le premier producteur de doses pour l'insémination en race à viande avec près de 130 000 doses en semences fraîches en 2004.

Ce centre produit des semences sous deux formes :

- La forme fraîche, utilisée dans les 10 heures suivant la récolte en I.A. par voie cervicale.
- La forme congelée utilisée lors d'insémination intra utérine.

INSEM OVIN détient un haras de 240 béliers avec huit races bouchères :

- Moutons Charollais
- Texel
- Moutons vendéens
- Rouges de l'ouest
- Suffolk
- Ile de France
- Berrichons du cher
- Charmoise

Les jeunes béliers sont placés en station de contrôle individuelle, il y en a une par race, pour une période de trois mois, pendant laquelle ils sont pesés régulièrement et des notes leurs sont affectées en fonction de l'état corporel. A l'issue des trois mois, seuls les animaux dont la note totale dépasse 50 sont retenus pour intégrer le centre après une quarantaine impérative pour éviter des problèmes d'ordre sanitaire. Les béliers arrivent au centre à l'âge de 8 mois.

Dès l'âge de 9 mois ils sont entraînés au prélèvement des spermatozoïdes mais la semence n'est pas utilisée avant leur 15 mois.

### **II.2.2.2 Collecte et conservation de la semence**

⇒ *Collecte de la semence :*

Pour la collecte de la semence les mâles sont conduits à la salle de collecte encore appelée salle de monte et attachés au mur à l'aide d'une chaîne et d'un collier (photo 12). Il doit y avoir le même nombre de point d'attache que de mâles à utiliser. Une femelle bout-en-train est alors immobilisée dans l'appareil de contention. Une fois les mâles 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 est réalisé pour permettre l'élimination d'un maximum de fragments et d'impuretés qui ont pu s'y accumuler. Les mâles sont ensuite détachés un à un et laissés en contact avec la femelle bout-en-train (photo 13).



**Photo 12: mâles attachés en salle de collecte**



**Photo 13 : approche du bélier vers la brebis bout-en-train**

L'opérateur, un genou à terre à côté du mâle, au moment du chevauchement dévie la verge du bélier dans le vagin artificiel (photo 14). 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 à essai.

La semence récoltée est passée au laboratoire par un sas. Il existe une séparation physique entre le laboratoire et les salles de monte ce qui garantit des conditions sanitaires optimales. La semence est identifiée par un code de couleur qui varie en fonction de la race, puis le numéro de travail du bélier est inscrit sur le tube.



**Photo 14 : chevauchement de la brebis par le bélier et déviation de la verge dans le vagin artificiel**

⇒ *examen de la semence au laboratoire*

Le premier examen effectué sur la semence est la motilité. Une goutte de sperme est déposée sur une lame à 36°C, et les mouvements des spermatozoïdes sont observés à l'aide d'un microscope. Une notation est accordée au prélèvement en fonction de l'intensité des mouvements et seuls les éjaculats ayant une note supérieure à un certain barème sont gardés. La deuxième étape consiste à effectuer un frottis à partir duquel une aliquote de semence est mise en présence d'un colorant biologique (éosine-nigrosine) puis un comptage est effectué afin de déterminer le pourcentage de spermatozoïdes morts et anormaux.

On détermine ensuite la concentration de l'éjaculat en spermatozoïdes normaux à l'aide d'un colorimètre. Seuls les éjaculats ayant une concentration supérieure ou égale à deux milliards de spermatozoïdes par millilitre sont conservés.

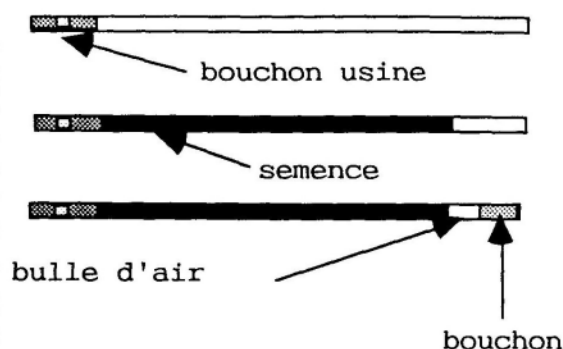
⇒ *conservation de la semence :*

Pour la semence fraîche :

La semence est d'abord diluée avec un dilueur à base de lait à 30°C. La dilution a pour but de ramener la concentration à 1,4 milliards de spermatozoïdes par millilitres, soit 350 millions de spermatozoïdes par paillette d'insémination, concentration optimale pour l'insémination artificielle par voie naturelle. Une fois diluée, la température de la semence est doucement abaissée jusqu'à 15°C avant la mise en paillettes.

#### Pour la semence congelée :

La semence utilisée pour la congélation de paillettes est également diluée jusqu'à obtenir 100 millions de spermatozoïdes par paillette. La dilution s'effectue avec un dilueur contenant du glycérol à 30°C puis refroidissement à 5°C. La semence est conditionnée sous forme de paillettes qui sont confectionnées grâce à une machine identique à la mise en paillette de semence fraîche. Une fois conditionnées, les paillettes (schéma 9) sont maintenues horizontalement pendant 8 minutes à 20 cm au dessus d'une cuve d'azote liquide, dans les vapeurs (-75°C) puis plongées dans l'azote liquide à -196°C.



**Schéma 9 : schématisation d'une paillette**

Les paillettes destinées à l'utilisation en semence fraîche sont stockées dans des bouteilles thermos maintenues à 15°C par une ampoule d'acide acétique. Ces paillettes doivent être impérativement utilisées dans les 10 heures qui suivent le prélèvement.

Les paillettes destinées à l'utilisation en semence congelée sont conservées en permanence dans de l'azote liquide, elles peuvent être conservées pendant plusieurs dizaines d'années (18, 27, 29).

### **II.2.2.3 I.A. en intra-utérine**

⇒ Principe général

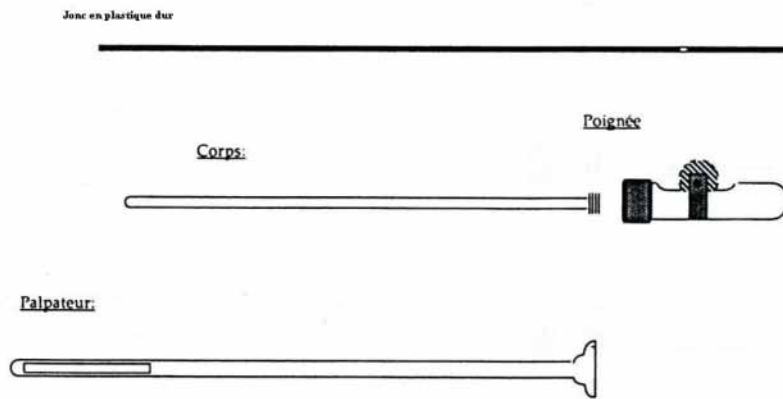
L'insémination intra-utérine, nécessite l'introduction transpéritonéale d'un endoscope rigide. Celui-ci est placé à l'intérieur de la cavité abdominale par l'intermédiaire d'un trocart qui assure d'une part l'étanchéité, tout en permettant la mobilité de l'endoscope, et d'autre part l'insufflation d'air filtré dans la cavité abdominale grâce à une pompe électrique.

Afin de déposer la semence à l'intérieur de la cavité utérine, l'inséminateur utilise un matériel d'insémination spécifique composé d'un transcap, d'un palpateur et d'un aspic.

Le transcap est composé de deux parties comme le montre le schéma 10 :

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



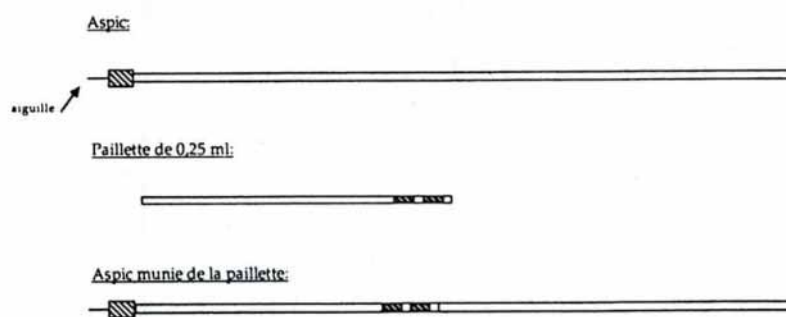


**Schéma 10 : le transcap.**

**Source : BARIL et al. (1)**

Le palpateur (schéma 10) recouvre le corps du transcap ; il est constitué d'une tubulure en inox de 28cm de long et de 5mm de diamètre, évasée à son extrémité proximale et présentant une fenêtre à son extrémité distale.

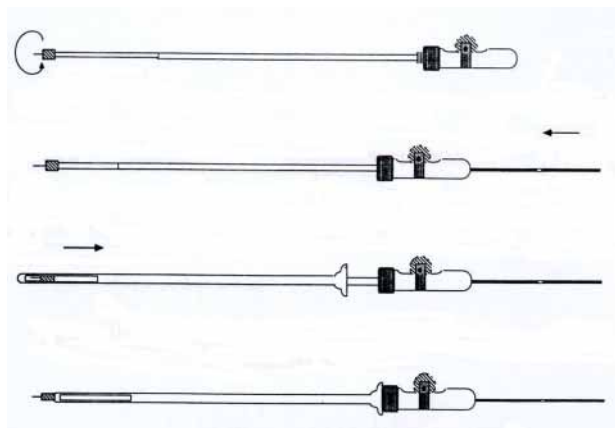
L'aspic (schéma 11) prend place à l'intérieur du corps du transcap (schéma 12), c'est une tubulure en plastique, à usage unique, de 3mm de diamètre et de 31cm de long. Ouvert à son extrémité proximale, l'aspic est équipé d'une aiguille très fine à son extrémité distale, de 5mm de long et de 0,7mm de diamètre, qui permet la ponction de la corne utérine. Cette aiguille est protégée par un manchon en plastique.



**Schéma 11: l'aspic.**

**Source : BARIL et al. (1)**

L'aspic qui est maintenu dans le corps du transcap par l'écrasement du joint entre la poignée et le corps du transcap reçoit la paillette d'insémination de 0,25ml. 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 5mm de diamètre.



**Schéma 12 : montage de l'aspic dans le transcap.**

**Source : BARIL et al. (1)**

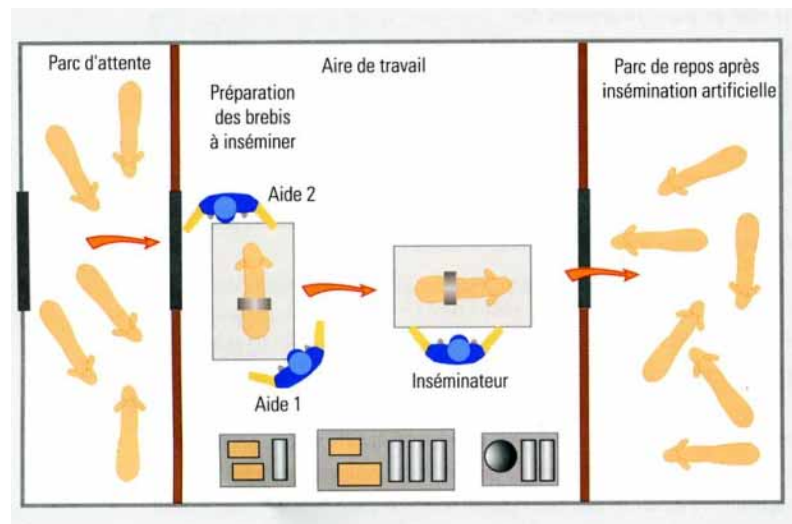
Ce matériel est disposé sur des champs stériles. Une bassine contenant un antiseptique est nécessaire afin d'assurer la désinfection du matériel entre deux inséminations artificielles et de prévenir la transmission d'infection bactérienne ou virale (1, 24, 37, 39).

⇒ préparation des animaux

Pour l'opération, les brebis sont rentrées en bergerie la veille de l'I.A. ; 18 heures de diète complète sont nécessaire pour une bonne mise en place de la semence (vidange de l'appareil digestif afin d'éviter que la brebis placée en décubitus dorsal incliné, ne s'étouffe si les viscères pleins compriment l'appareil

respiratoire ; vidange de la vessie afin d'éviter de la percer et de faire couler de l'urine dans la cavité abdominale).

La brebis est un animal sensible au stress, il est évident et constaté que le changement brusque de lieu de séjour est un facteur de stress important, et par conséquent, facteur d'échec en I.A. C'est la raison pour laquelle, nous avons appliqué le schéma 13 proposé par BRICE et *al.* (9) qui consiste à placer les brebis dans un parc d'attente la veille de l'insémination et de les laisser se reposer dans un autre parc après l'opération.



**Schéma 13 : organisation du chantier lors de l'insémination intra-utérine.**

Chez la brebis, contrairement à la chèvre, l'I.A. sous contrôle endoscopique est tout à fait possible sans l'utilisation d'un tranquillisant. Dans notre cas, l'animal est placé en décubitus dorsal, incliné, les quatre pattes entravées, la zone en avant des mamelles lavée et désinfectée à l'alcool iodé (photo 15).



**Photo 15 : brebis en décubitus dorsal inclinée**

⇒ Technique :

- préparation des paillettes

L'inséminateur dispose d'une petite table roulante qui supporte tout le matériel d'insémination: endoscope, pompe à insuffler l'air, trocart et pinces ; à côté, une petite table sur tréteaux où est entreposé le matériel de mise en place : aspic, transcap, cuve pour décongeler les paillettes, une paire de ciseaux, etc.

La semence congelée à  $-196^{\circ}\text{C}$  dans de l'azote liquide a une concentration de 100 millions de spermatozoïdes par paillettes fines. Chaque paillette est identifiée avec :

- numéro de travail du bélier ;

- date de récolte.

Classiquement la paillette de 0,25ml contenant les spermatozoïdes et portant l'identification du bélier est sortie du canister de la cuve d'azote pour être immergée rapidement dans une cuve contenant de l'eau à 37°C pendant au moins 30 secondes.

Après cette précaution nous procédons au montage de la paillette : la paillette est coupée franc entre le sertissage et la semence avec des ciseaux, la paillette est ensuite placée dans l'aspic auquel on retire le capuchon placé sur l'aiguille ; après cela l'aspic contenant la paillette est introduit dans le transcap. Une fois la paillette montée, nous prenons la précaution de faire « perler », c'est-à-dire faire apparaître une petite goutte de semence à l'extrémité de l'aiguille.

- endoscopie

La contention et la préparation de la brebis effectuées sur la table d'opération, nous procédons à la mise en place du premier trocart avec son mandrin dans le flanc gauche, à deux ou trois centimètres de la veine mammaire (photo 16). La ponction doit être franche, sans brutalité. Le mandrin est retiré en décollant les tissus de la paroi abdominale. Grâce à la pompe, de l'air est insufflé dans l'abdomen afin de créer un pneumopéritoine ; le mandrin est retiré, l'endoscope prend le relais pour une première exploration rapide. Celui-ci est maintenu entre le pouce et l'index, le trocart avec l'annulaire et l'auriculaire ; si nécessaire on repositionne la brebis une fois l'appareil génital visualisé.

Après cette première approche, à l'aide de la lumière, par transparence, (photo 17) nous observons la paroi abdominale pour éviter d'atteindre les ramifications des veines mammaires lors de la deuxième ponction. L'endroit dépendra de la position des cornes utérines : en général symétriquement par rapport à la ligne

blanche et à égale distance de la mamelle. Le transcap est alors introduit. Une bonne vision est impérative. Il ne faut pas hésiter à frotter légèrement le bout de l'endoscope sur la vessie pour en nettoyer la lentille afin d'avoir une vision plus nette. Le guide du transcap permettra de dérouler et d'immobiliser les cornes afin d'en placer la grande courbure dans l'axe du palpateur.



**Photo 16 : première exploration avec l'endoscope**



**Photo 17 : vue par transparence du deuxième lieu d'incision**

- mise en place de la semence

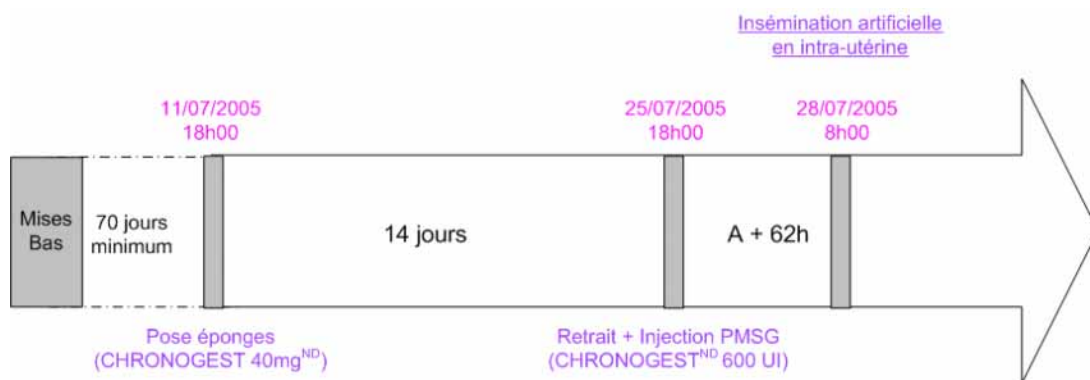
Après immobilisation des cornes utérines l'aspic est alors poussé ; l'aiguille, à l'aide d'un petit coup précis et franc ponctionne la paroi de la corne à 45° en prenant soin d'éviter les petites veines ; le pouce de la main droite glisse sur la roulette du transcap ; chaque corne recevra la moitié du contenu de la paillette. Cela est possible grâce au marquage du jonc mobilisé par le transcap. L'endoscope, avec le trocart, est retiré lentement ainsi que le palpateur ; une injection d'antibiotique est effectuée au niveau des deux ponctions, puis une

pulvérisation extérieure de spray à base d'antibiotique (Orospray®) ; éventuellement une petite agrafe peut être placée lors de saignement.

Après cette opération, la brebis est repositionnée à l'horizontale, détachée puis déposée délicatement au sol. Elle rejoint ensuite ses congénères par ses propres moyens dans un parc d'attente.

Chez toutes les brebis du lot inséminé artificiellement, la mise en place de la semence a été réalisée 62 heures après le retrait des éponges.

Le graphique 3 représente l'axe chronologique suivi lors de nos manipulations.



**Graphique 3 : axe chronologique pour l'I.A.**

### **II.2.3 Lutte en main**

Après la synchronisation des chaleurs, les béliers sont placés avec les brebis. En contre saison il faut un bélier pour 5 brebis, par contre en saison sexuelle un bélier pour 10 brebis serait suffisant ; étant donné que nous disposons de suffisamment de béliers performants, nous avons choisis d'utiliser 1 bélier pour 5 brebis soit en tout cinq béliers.

Deux modes de lutte peuvent être utilisés : la lutte contrôlée et la lutte par lot.

- la lutte contrôlée

Dans ce cas, des cases sont réalisées à l'aide de barrières métalliques, une case pour un bélier. Toutes les brebis sont regroupées dans un parc d'attente. Les femelles sont présentées une à une aux béliers. On laisse la femelle dans le box jusqu'à ce que le mâle l'ait saillie. Le bélier dispose de 5 à 10 minutes de repos entre chaque saillie. Pour toutes les brebis, la présentation aux mâles se fait deux fois : à 48 heures et à 60 heures après le retrait des éponges et l'injection de PMSG.

- la lutte par lot

C'est cette technique que nous avons appliquée au cours de notre expérimentation, 48 heures et 60 heures après le retrait des éponges. Avant le début des manipulations toutes les femelles sont regroupées dans un parc d'attente (photo 18). Puis, nous plaçons 2 à 3 femelles avec un bélier dans une case et nous retirons au fur et à mesure les femelles saillies (photo 19) en notant systématiquement le numéro pour pouvoir présenter les mêmes brebis au même bélier 12 heures après pour la deuxième insémination.

Le graphique 4 illustre la chronologie des événements pour la lutte en main.

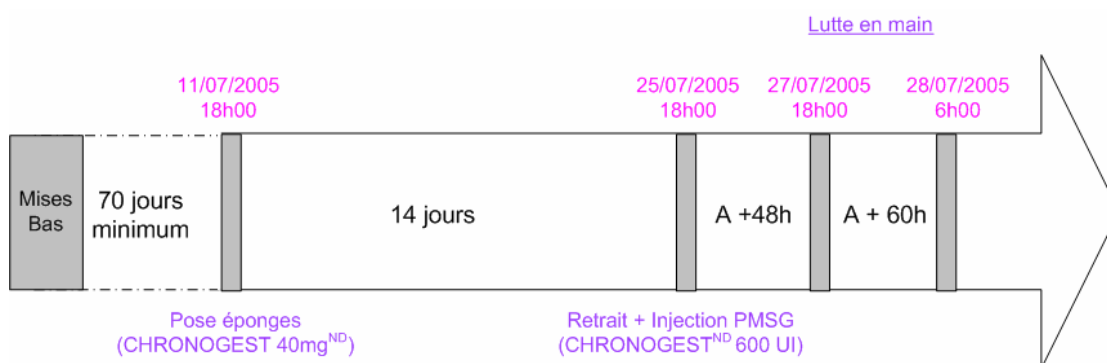




Photo 18 : parc d'attente des brebis



Photo 19 : saillie naturelle d'une brebis



Graphique 4 : axe chronologique pour la lutte en main

A l'issue de la lutte en main, toutes les brebis sont remises ensemble et placées dans une pâture riche en herbe.

### II.2.4 Diagnostic de gestation

Le diagnostic de gestation a été réalisé avec un échographe portable. Les échographies ont été réalisées en essayant de stresser le moins possible les brebis étant donné qu'elles sont à 25 jours après la saillie. Un opérateur maintient la brebis assise sur le train arrière et la sonde est appliquée avec du gel

d'échographie de part et d'autre de la mamelle afin de vérifier les deux cornes utérines. Le diagnostic sur l'écran de l'échographe est considéré comme positif lorsqu'on aperçoit l'ampoule fœtale.

## **II.2.5 Evaluation des performances de reproduction**

Les performances de reproduction de la brebis Suffolk en fonction du mode d'insémination, ont été évaluées à partir des taux de fertilité, de fécondité, de prolificité, de productivité numérique des deux lots d'animaux.

### **II.2.5.1 Taux de fertilité**

La fertilité est l'aptitude de la femelle à être fécondée lors d'un œstrus quel que soit le mode de reproduction ; l'incapacité de cette fonction est appelée infertilité transitoire ou définitive (stérilité).

A l'échelle du troupeau, on calcule le taux de fertilité.

$$\text{Taux de fertilité vraie} = \frac{\text{Nombre de brebis gestantes}}{\text{Nombre de brebis mise à la reproduction}} \times 100$$

$$\text{Taux de fertilité apparente} = \frac{\text{Nombre de femelle ayant mis bas ou avorté}}{\text{Nombre de brebis mise à la reproduction}} \times 100$$

### **II.2.5.2 Taux de fécondité**

La fécondité est l'aptitude d'une femelle à donner un produit vivant. Au niveau d'un troupeau, on détermine le taux de fécondité.

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

La fécondité peut aussi s'évaluer par le nombre d'animaux vivants auxquels une femelle a donné naissance au cours de sa carrière.

### **II.2.5.3 Taux de prolificité**

La prolificité est l'aptitude d'une femelle à donner naissance à un ou plusieurs nouveaux-nés vivants au cours d'une mise bas. A l'échelle du troupeau, on détermine le taux de prolificité.

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

### **II.2.5.4 Taux de productivité numérique**

Il est clair que l'économie du troupeau ne saurait se contenter de disposer d'un taux de fécondité élevé sans avoir en même temps le maximum de produits élevés. C'est pourquoi, pour tenir compte des incidents survenant éventuellement après la naissance, nous pouvons retenir avec LEGAULT (16) ce qu'il est convenu d'appeler le taux de productivité numérique.

$$\text{Taux de productivité numérique} = \frac{\text{Nombre d'agneaux sevrés}}{\text{Nombre de brebis mise à la reproduction}} \times 100$$

D'une manière générale, le taux de productivité numérique est étroitement lié au taux de mortalité en croissance et au taux de mortinatalité.

### **II.2.5.5 Taux de mortalité en croissance**

Il se calcule avec la formule suivante :

$$\text{Taux de mortalité en croissance} = \frac{\text{Nombre d'agneaux morts avant sevrage}}{\text{Nombre d'agneaux nés vivants}} \times 100$$

### **II.2.5.6 Taux de mortinatalité**

La formule suivante peut être utilisée :

$$\text{Taux de mortinatalité} = \frac{\text{Nombre d'agneaux mort-nés}}{\text{Nombre d'agneaux viables}} \times 100$$

## **II.2.6 Analyse statistique des résultats**

Pour l'analyse statistique des résultats, nous avons utilisé le test du Chi carré grâce à Microsoft Office Excel pour comparer les valeurs inférieures à 100% et

le test de Student à l'aide du logiciel SPSS, pour comparer les valeurs supérieures à 100%.

Les valeurs de  $P < 0,05$ , ont été considérées comme significatives.

## CHAPITRE III : RESULTATS ET DISCUSSION

### III.1 Résultats

Les paramètres de reproduction de la brebis Suffolk par stratégie d'insémination et la comparaison des résultats par type d'insémination, sont présentés respectivement dans les tableaux I, II et III. Les résultats par brebis sont présentés en annexes 2 et 3.

**Tableau I : paramètres de reproduction des brebis du lot en I.A.**

Taux de fertilité vrai	88%
Taux de fertilité apparente	72%
Taux de fécondité	112%
Taux de prolificité	164,70%
Taux de mortalité en croissance	17,85%
Taux de mortinatalité	10,71%
Taux de productivité numérique	92%

**Tableau II : paramètres de reproduction des brebis du lot en lutte naturelle**

Taux de fertilité vrai	76%
Taux de fertilité apparente	72%
Taux de fécondité	100%
Taux de prolificité	138,88%
Taux de mortalité en croissance	12%
Taux de mortinatalité	16%
Taux de productivité numérique	88%

**Tableau III : comparaison des paramètres de reproduction des deux lots de brebis**

	Lot en insémination artificielle	Lot en lutte naturelle	Différence inter-lots
Taux de fertilité vrai	88 %	76 %	S
Taux de fertilité apparente	72 %	72 %	NS
Taux de fécondité	112 %	100 %	S
Taux de prolificité	164,70 %	138,88 %	S
Taux de mortalité en croissance	17,85 %	12 %	S
Taux de mortinatalité	10,71 %	16 %	S
Taux de productivité numérique	92 %	88 %	NS

S = Différence significative ( $P < 0,05$ )

NS = Différence non significative ( $P > 0,05$ )

La comparaison des paramètres de reproduction des brebis en fonction du type d'insémination, fait apparaître que le taux de fertilité vraie, le taux de fécondité et le taux de prolificité sont significativement ( $P < 0,05$ ) plus élevés en insémination artificielle qu'en insémination naturelle. Par contre, avec l'I.A., on

assiste à une augmentation significative ( $P < 0,05$ ) du taux de mortalité en croissance, avec comme corollaire une baisse du taux de productivité numérique à une valeur comparable à celle obtenue en saillie naturelle. Néanmoins la stratégie d'I.A. permet de réduire la mortalité : 16% en monte naturelle contre 10,71% en I.A.

## **III.2 Discussion**

D'une manière générale, les brebis inséminées artificiellement ont enregistré les meilleures performances de reproduction.

### **III.2.1 Taux de fertilité**

En lutte naturelle, le taux de fertilité vraie que nous avons enregistré chez la brebis Suffolk est comparable à celui obtenu par BRICE et al. (6) sur la même race et dans les mêmes conditions (75%). Ce taux est supérieur à ceux rapportés par CHEMINEAU et al. (12) chez la brebis Mérinos (50%) et la brebis Romanov (66%).

Selon BRICE et al. (7), les taux de fertilité vraie varient de 57 à 70% chez les brebis lors d'I.A. par voie cervicale, soit des taux inférieurs à celui que nous avons enregistré chez la Suffolk (88%) ; cette différence entre nos résultats et ceux rapportés par BRICE et al. (7) nous semble être liée à la technique de laparoscopie que nous avons utilisée ; en effet, INSEM OVIN (29) signale que le taux de fertilité de la brebis lors d'I.A. par laparoscopie peut atteindre 90%.

D'une manière générale le taux de fertilité apparente des deux lots est légèrement inférieur à ceux trouvés par BRICE et al. (6 et 7) : 75 % chez la brebis Suffolk.



Il nous semble que la principale cause de la subfertilité de nos brebis, est lié à la période d'insémination. En effet, INRAP (28) rapporte que pour la plupart des races ovines, c'est à l'automne que l'activité ovarienne est la plus importante ; cela se traduit par un taux d'ovulation plus élevé et par conséquent une meilleure fertilité. Or, toutes nos brebis ont été inséminées au mois de Juillet, c'est-à-dire en été. Par ailleurs, selon les mêmes auteurs, toute variation climatique (froid, chaleur, pluie) se traduit par des mortalités embryonnaires d'autant plus marquées que les chaleurs ont été synchronisées et que beaucoup de femelles se trouvent à un stade physiologique critique en même temps. Les brebis ayant été inséminées en fin juillet, le début de gestation en Août plus chaud et pluvieux, pourrait occasionner des mortalités embryonnaires d'où un faible taux de fertilité apparente. Par ailleurs, BRICE et *al.* (6) rapportent que des stress de toute nature après I.A., peuvent entraîner des mortalités embryonnaires précoces chez la brebis qui est une espèce très sensible.

Il est bon de rappeler que nos deux lots de brebis ont subi une synchronisation des chaleurs avec injection de PMSG qui devait augmenter le taux d'ovulation, le taux de prolificité et améliorer la fertilité des brebis traitées. Mais, bien qu'elle soit adaptée à la race Suffolk et à l'état physiologique des brebis, cette injection de PMSG modifie, par rapport à l'œstrus naturel, les niveaux plasmatiques d'œstrogènes et de progestérone. Or, la motricité utérine et la structure du mucus cervical impliqués dans le transport et la survie des spermatozoïdes dans les voies génitales femelles sont sous l'influence de ces stéroïdes ovariens. Selon COGNIE (13), chez la brebis traitée, le nombre de gamètes mâles arrivant dans la partie supérieure des oviductes est beaucoup plus faible et leur disparition est plus rapide que chez la brebis non traitée ; le traitement à la PMSG pourrait également expliquer la subfertilité apparente observée chez nos brebis.

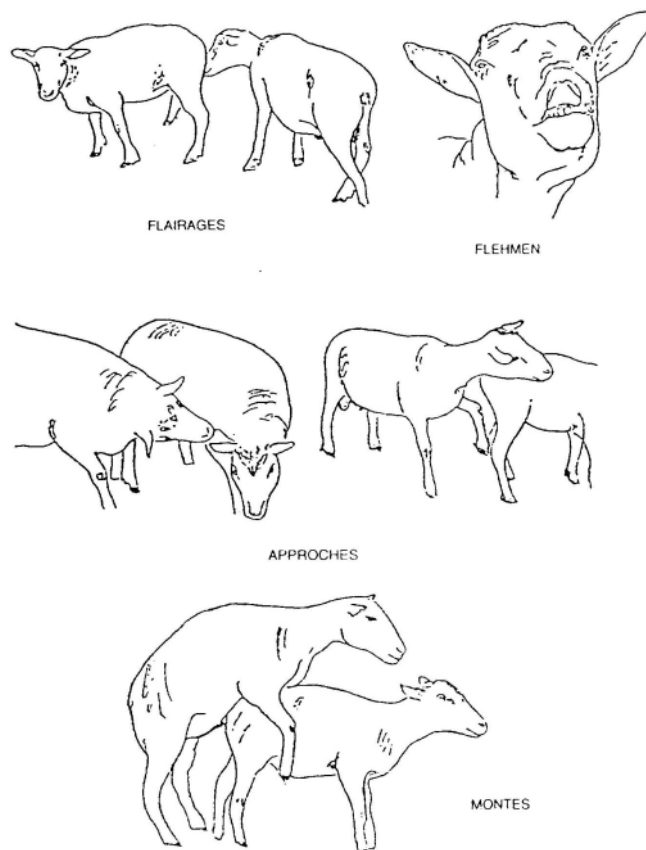
Selon BRICE et *al.* (6) le facteur état corporel (amaigrissement ou excès d'embonpoint) est l'un des plus déterminant sur le taux de fertilité. Mais dans

notre étude nous avons scrupuleusement sélectionné nos 50 brebis parmi 200 prétendantes ce qui exclu toute influence de l'état d'embonpoint sur les valeurs des taux de fertilité.

La littérature relate que lors de chaleurs synchronisées on obtient de meilleurs résultats de fertilité en effectuant des saillies contrôlées (36). Pourtant, nos résultats font apparaître que le taux de fertilité vraie est supérieur pour le lot en I.A. ; cette différence est probablement liée au type d'I.A. que nous avons utilisé, c'est-à-dire l'intra-utérine. En effet, le dépôt des spermatozoïdes directement dans les cornes utérines les rapproche de l'ampoule de l'oviducte où à lieu la fécondation et par conséquent augmente le taux de fertilité. Par contre dans le lot de la lutte en main, les spermatozoïdes sont déposés dans le vagin et doivent migrer jusqu'à l'ampoule de l'oviducte. Or, au cours de cette migration il s'opère une sélection des spermatozoïdes à différents niveaux des voies génitales (vagin, cervix, utérus) de sorte que malgré la quantité importante de spermatozoïdes éjaculés, un très petit nombre arrive au lieu de fécondation (43). Par ailleurs, dans nos essais, plusieurs béliers ont été utilisés et qui n'ont pas forcément la même qualité de sperme. En effet, la fertilité dépend non seulement de la proportion de spermatozoïdes normaux dans l'éjaculat, mais aussi d'un minimum de gamètes mâles arrivant au lieu de fécondation (43). Dans le même ordre d'idées, il convient de souligner que les jeunes béliers ont, en général, une fertilité inférieure à celle des béliers adultes : les premiers éjaculats suivant la puberté sont de mauvaise qualité (concentration, motilité, anomalies...) ; en pratique pour obtenir de bons résultats de fertilité, il est nécessaire de veiller à avoir des béliers relativement jeunes qui sont gardés pendant quatre à cinq campagnes de lutte. Après l'âge de six ans la libido et la fertilité globale diminuent (1). Dans notre étude les béliers avaient entre 3 et 6 ans, les deux plus anciens peuvent donc être responsable de ce taux de fertilité légèrement faible. Par ailleurs, bien que les béliers puissent se reproduire toute l'année, il existe

des variations saisonnières de leur comportement sexuel et de la production spermatique (28). En période de jours croissants, on constate une baisse de l'ardeur sexuelle du bélier, une diminution du diamètre du testicule, de la production spermatique et une augmentation du pourcentage de spermatozoïdes anormaux (44). La période à laquelle nous avons utilisé les béliers pour la saillie, c'est-à-dire l'été, pourrait expliquer la subfertilité observée chez les brebis du lot en monte naturelle. Néanmoins, cette hypothèse nous paraît peu plausible, les béliers ayant été minutieusement préparés deux mois avant le début des saillies. Les mâles ont fait preuve d'une très bonne ardeur sexuelle comme en témoigne les sauts effectués conformément aux trois étapes du comportement sexuel typique des béliers en pleine possession de leur potentialités reproductrices (44):

- la première étape correspond à la recherche et à la prise de contact avec les partenaires ;
- la deuxième étape est celle des échanges sensoriels et de l'identification du stade physiologique de la brebis ;
- la troisième étape est celle des éléments locomoteurs (schéma 14)



**Schéma 14 : Organisation séquentielle des évènements caractéristiques du comportement sexuel se produisant avant l'accouplement chez le mâle.**

**Source : BOUHIER DE L'ECLUSE (4)**

### **III.2.2 Taux de fécondité**

Le taux de fécondité enregistré chez nos brebis inséminées naturellement, est conforme à celui rapporté par DUVAL (21) chez la même race (103%) ; mais en I.A. intra-utérine nous avons obtenu un taux de fécondité significativement ( $P < 0,05$ ) plus élevé (112%).

La meilleure fécondité observée chez les brebis inséminées artificiellement est le reflet d'un taux de prolificité plus élevé et d'un taux de mortinatalité moins

élevé que chez les brebis saillies naturellement, comme en témoignent les taux de fertilité apparente et d'avortement identiques chez les deux lots.

Dans les conditions physiologiques normales, le taux de prolificité est étroitement lié au taux d'ovulation qui lui-même est tributaire du niveau de sécrétion et de libération des gonadostimulines hypophysaires FSH et LH (43). Or, les animaux des deux lots ont été traités par la PMSG qui a une activité FSH/LH qui devait augmenter le taux d'ovulation et par conséquent le taux de prolificité. Selon COGNIE (14), l'administration de PMSG à la brebis réduit le nombre de spermatozoïdes arrivant dans l'oviducte par modification de la motricité utérine et de la structure du mucus cervical. Cet effet secondaire de la PMSG expliquerait que chez les brebis saillies naturellement avec dépôt de spermatozoïdes dans le vagin, le nombre de gamètes mâles indispensables à une fécondation multiple, soit plus faible que chez les brebis inséminées artificiellement par voie intra-utérine.

Les avantages de l'I.A. concernant un taux de prolificité élevé est prouvé dans notre étude car le lot inséminé artificiellement a un taux de prolificité de 164% c'est-à-dire comparable à celui rapporté par CASAMITJANA (10) et INSEM OVIN (29) chez la même race ovine (164 à 168%) alors que le lot inséminé par voie naturelle connaît un taux de prolificité de 138%.

### ***III.2.3 Taux de mortalité en croissance-Taux de productivité numérique***

La mortalité avant sevrage est significativement plus élevée chez les agneaux issus de mères inséminées artificiellement que de mères saillies naturellement. Dans les deux cas, les valeurs nous paraissent assez élevées, bien que nettement inférieures à celles rapportées chez certaines races ovines (tableau IV).

**Tableau IV : taux de mortalité en croissance de certaines races ovines  
(16, 17, 21)**

<i>RACES</i>	<i>TAUX DE MORTALITE EN CROISSANCE</i>
MERINOS	26 %
ROMANOV	20%
LIMOUSINE	17,9 %

La forte mortalité enregistrée au cours de nos essais est probablement liée à la période des agnelages, mais également à la conduite du troupeau. En effet, les mises bas ont coïncidé avec un hiver très rigoureux qui a rendu les agneaux très vulnérables au froid, leurs mécanismes thermorégulateurs étant à cet âge moins efficaces (4). Par ailleurs, pour détecter les retours en chaleurs des brebis qui ont agnelé, nous avons introduit des béliers dans le troupeau ; trois agneaux ont ainsi péri suite à des agressions par des béliers.

Le fort taux de mortalité en croissance observé en I.A., est probablement lié au fort taux de prolificité qui a conduit à la naissance d'un nombre plus important d'agneaux de poids très faible ; en effet, en cas de gestation gémellaire, la croissance fœtale des produits est ralenti conduisant à une diminution du poids de naissance (44). Les nouveaux-nés dont les réserves sont très limitées, ne peuvent assurer longtemps les dépenses simultanées nécessaires à la thermorégulation et à la croissance ; ils sont d'autant plus vulnérables quand les conditions climatiques sont défavorables (28).

Le fort taux de mortalité en croissance explique d'une manière générale un taux de productivité numérique relativement faible. Les agneaux issus de l'I.A. ayant été les plus affectés, les taux de productivité dans les deux modes d'insémination sont finalement comparables, malgré par ailleurs des taux de fertilité, de fécondité et de prolificité plus élevés en I.A.

## CONCLUSION

Les techniques de synchronisation des chaleurs chez les petits ruminants ont été les premières utilisées pour gérer la reproduction par la maîtrise des cycles sexuels, à partir des années 70. Mais, même si l'I.A. présente des avantages du point de vue d'une gestion rationnelle de la reproduction, par contre il n'est pas évident qu'elle améliore les paramètres de reproduction, en particulier chez l'espèce ovine où cette biotechnologie est pratiquement à ces débuts. C'est pourquoi il nous a paru opportun d'étudier l'impact de l'I.A. sur les performances de reproduction de la brebis Suffolk dans un élevage situé dans l'est de la France.

L'objectif global de l'étude est l'amélioration de la productivité de cette race ovine très appréciée pour ses nombreuses qualités.

De manière spécifique, nous avons comparé les performances de reproduction de la brebis Suffolk selon le type d'insémination artificielle ou naturelle.

Pour cette étude nous avons utilisé 50 brebis réparties en deux lots après synchronisation des chaleurs :

- un lot de 25 brebis saillies naturellement par des béliers de la même race ;
- un lot de 25 brebis inséminées artificiellement par voie intra-utérine avec de la semence Suffolk.

Les paramètres de reproduction analysés sont les taux de fertilité, fécondité, prolificité, mortinatalité, mortalité en croissance et de productivité numérique.

Les résultats obtenus montrent que chez la brebis Suffolk, l'I.A. sur chaleurs induites améliore les taux de fertilité vraie, le taux de fécondité et le taux de prolificité par rapport à une insémination naturelle. Par contre en I.A. on assiste

à une augmentation du taux de mortalité en croissance qui se traduit par une baisse du taux de productivité numérique à une valeur comparable à celle obtenue en monte naturelle.

Globalement l'I.A. offre plus d'avantages que la lutte naturelle, mais on pourrait améliorer ces résultats en assurant un meilleur suivi des agneaux en croissance.

Cependant, il nous semble nécessaire de compléter cette étude en se penchant sur l'incidence de l'I.A. sur le post-partum, les intervalles agnelage-agnelage ainsi que sur la production laitière de la brebis, afin d'obtenir suffisamment d'éléments d'appréciation dans la perspective de l'utilisation à grande échelle de cette biotechnologie chez la brebis Suffolk.



## BIBLIOGRAPHIE

1. BARIL G., CHEMINEAU P., COGNIE Y., GUERIN Y., LEBOEUF B., ORGEUR P., VALLET J.C. (1993)  
Manuel de formation pour l'insémination artificielle chez les ovins et les caprins  
FAO, Rome, 231p
2. BATTUT I., BRUYAS J-F., FIENI F. (1996)  
La mise bas : déterminisme, mécanisme et maîtrise pharmacologique  
Rev. Point vét., 28 numéro spécial, 67-72
3. BODIN L., ELSEN J.M., HANOCQ E., FRANCOIS D. (1999)  
Génétique de la reproduction chez les ruminants  
INRA Prod. Anim., 12, 87-100
4. BOUHIER DE L'ECLUSE R. (1960)  
Pratique de l'élevage du mouton  
Flammarion, Paris, 185p
5. BRICE G. (2002)  
Synchronisation des chaleurs chez les ovins et les caprins  
Rev. Point vét Publi-information-CEVA, 33, 51
6. BRICE G., JARDON C., VALLET A. (1995)  
Le point sur la conduite de la reproduction des ovins  
Edité par l'Institut de l'élevage, Paris, 79p
7. BRICE G., LEBOEUF B., BOUE P. (1997)  
L'insémination artificielle chez les petits ruminants  
Rev. Point vét., 23, 185, 43-49
8. BRICE G., PERRET G. (1995)  
Effet de la PMSG liés aux traitements répétés de synchronisation sur la reproduction ovine  
In : institut de l'élevage, INRA (EDS). 2<sup>ème</sup> rencontres recherches ruminants, Paris, 391-393
9. BRICE G., PERRET G. (1997)  
Guide de bonnes pratiques de l'insémination artificielle ovine  
Edité par l'Institut de l'Elevage, Paris, 64p
10. CASAMITJANA Ph. (1994)  
Physiologie et maîtrise de la reproduction chez les ovins  
Rev. Bulletin des G.T.V., 3, 71-80

11. CASAMITJANA Ph. (1996)  
L'infécondité chez les petits ruminants  
Rev. Point Vét., 28 numéro spécial, 159-164
12. CHEMINEAU P., COGNIE Y., HEYMAN Y. (1996)  
Maîtrise de la reproduction des mammifères d'élevage  
INRA Prod. Anim. (page consultée en juin 2005), <http://www.inra.fr>
13. COGNIE Y. (1988)  
Nouvelles méthodes utilisées pour améliorer les performances de reproduction chez les ovins  
Rev. INRA Prod. Anim., 1, 83-92
14. COGNIE Y., SCHIRAR A., MARTINET J., POULIN N., MIRMAN B. (1984)  
Activité reproductrice et maîtrise de l'ovulation chez la brebis  
In : 9<sup>ème</sup> journée de la recherche ovine et caprine, Paris, 109-133
15. COLE HH., CUPPS PT. (1959)  
Reproduction in domestic animals volume 2  
Academic Press, New York and London, 451p
16. CRAPLET C., THIBIER M. (1977)  
Le mouton  
Editions Vigot, Paris, 575p
17. DEGOIS E. (1985)  
Le bon moutonnier  
Flammarion, La Maison Rustique, Paris, 343p
18. DERIVAUX J., ECTORS F. (1986)  
Reproduction chez les animaux domestiques  
Cabay, Louvain-la neuve, 1141p
19. DRIANCOURT MA., GOUGEON A., ROYERE D et coll. (1991)  
La fonction ovarienne  
In : la reproduction chez les mammifères et l'homme  
INRA, 273-298
20. DRION PV. (1996)  
Régulation de la croissance folliculaire et lutéale : folliculogénèse et atresie  
Rev. Point Vét., 28 numéro spécial, 37-47
21. DUVAL D. (1971)  
Les moutons à tête noire  
Th. : Med. Vét. : Ecole Nationale Vétérinaire de Lyon, 55p
22. EL AMIRI B., KAREN A., COGNIE Y., SOUSA N.M. (2003)  
Diagnostic et suivi de gestation chez la brebis : réalités et perspectives  
Rev. INRA Prod. Anim., 16, 79-90

23. FAIR S., HANRAHAN JP., O'MEARA CM., DUFFY P. (2005)  
Differences between Belclare and Suffolk ewes in fertilization rate, embryo quality and accessory sperm number after cervical or laparoscopic artificial insemination  
*Theriogenology*, 63(7), 1995-2005
24. FIENI F., ROQUES JM., TAINTURIER D., BRUYAS JF. (1992)  
Utilisation du contrôle endoscopique pour l'insémination intra-utérine chez les petits ruminants  
*Rev. Rec. Med. Vét.*, 168, 3/4, 295-302
25. GLEIZE H. (1973)  
L'insémination artificielle dans l'espèce ovine  
Th. : Méd.Vét. : Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse, 111p
26. GORDON I. (1997)  
Controlled reproduction in farm animals (volume 2)  
CAB International, Wallingford, 450p
27. GUILLAUMONT O. (1995)  
L'insémination artificielle ovine  
Th. : Méd. Vét. : Ecole Nationale Vétérinaire de Nantes, 116p
28. INRAP (1998)  
Reproduction des mammifères d'élevage  
Edition Foucher, Paris, 239p
29. INSEM OVIN (page consultée en Août 2005)  
Maîtrise de l'œstrus et de l'ovulation en vue de l'IA  
<http://www.insemovin.fr>
30. LOBB DK., DORRINGTON J. (1992)  
Intraovarian regulation of follicular development  
*Rev. Animal Reproduction Science*, 28, 343-354
31. MARIA J., STEPHEN W., WALKDEN-BROWN A. (2002)  
Determinants of the annual pattern of reproduction in mature male Merino and Suffolk sheep: responses to a nutritional stimulus in the breeding and non-breeding seasons  
*Rev. Reproduction, Fertility and Development*, 15(1), 1-9
32. MORROW A. (1980)  
Current therapy in theriogenology  
W.B. Saunders company, Philadelphia, 1287p
33. PERRET G., BRICE G., (1995)  
Intérêt et développement de l'IA. dans la production ovine  
In : institut de l'élevage, INRA (EDS). 2<sup>ème</sup> rencontres recherches ruminants, Paris, 446p
34. PERRET G., LAGRIFFOUL G. (2004)  
Compte rendu annuel sur l'insémination artificielle ovine, campagne 2003  
Edité par l'Institut de l'élevage, Paris, 31p

35. PICARD-HAGEN N., BERTHELOT X., (1997)  
Maîtrise hormonale des cycles chez les petits ruminants  
Rev. La semaine vétérinaire supplément, 847, 8-10
36. PICARD-HAGEN N.,CHEMINEAU P., BERTHELOT X. (1996)  
Maîtrise des cycles sexuels chez les petits ruminants  
Rev. Point Vét, 28 numéro spécial, 111-116
37. ROQUES JM. (1991)  
Contrôle de filiation nouveautés en insémination artificielle  
Association pour l'étude de la reproduction animale, Maisons-Alfort, 19p
38. ROQUES J-M. (1991)  
L'insémination intra-utérine chez la brebis  
Rev. Bulletin des G.T.V., 5, 75-78
39. ROQUES JM., CHAGNON P. (1995)  
Pratique de l'insémination intra-utérine sous contrôle endoscopique chez la brebis  
In : institut de l'élevage, INRA (EDS). 2<sup>ème</sup> rencontres recherches ruminants, Paris, 447-448
40. SIMON JL. (1994)  
Infertilité des troupeaux ovins  
Rev. Bulletin des G.T.V., 3
41. SPEEDY AW. (1992)  
Progress in sheep and goat research  
CAB international, Wallingford, 280p
42. SPINDLER F. (1958)  
L'économie agricole d'une petite région d'Alsace: Le Sundgau 206p
43. THIBAUT C., LEVASSEUR MC.,HUNTER RHF (1993)  
Reproduction in mammals and man.  
Edition ellipses, Paris, 801p
44. THIMONIER J., COGNIE Y., LASSOUED N., KHALDI G. (2000)  
L'effet mâle chez les ovins : une technique actuelle de maîtrise de la reproduction  
Rev. INRA Prod. Anim., 13 (4), 223-231
45. TOUKOU Y. (1992)  
Détermination du moment de l'ovulation sur œstrus induit et œstrus naturel chez deux races de brebis nigérienne : la race Targui et la race Peule blanche  
Th. : Méd. Vét. : Dakar 22, 77p

## Annexe I : matériel nécessaire à l'I.A.

Matériel spécifique à l'endoscopie pour I.A. intra utérine	Petit matériel vétérinaire
<p>Deux tables d'opérations inclinables</p> <p>Un transcap plastique avec guides</p> <p>Un palpateur rallonge</p> <p>Aspic pour paillettes emballé par 25</p> <p>Guide rigide</p> <p>Joint torique pour transcap plastique</p> <p>Joint récolteur transcap</p> <p>Trocart à piston diamètre 7mm</p> <p>Trocart diamètre 3,5mm</p> <p>Source lumineuse 150W</p> <p>Câble fibre de verre</p> <p>Lampe pour source lumineuse</p> <p>Optique vision directe</p> <p>Une pompe à insuffler de l'air</p> <p>Filtre à air pour la pompe</p> <p>Commande au pied de la pompe à air</p> <p>Bombonne d'azote liquide contenant la semence congelée</p> <p>Une cuve d'eau avec un thermostat pour décongeler les paillettes</p>	<p>Pince de Michel double usage</p> <p>100 agrafes 16 mm pince Michel</p> <p>100 agrafes 18 mm pince Michel</p> <p>Pince hémostatique Kocher double usage</p> <p>Boîte de 50 gants chirurgicaux</p> <p>Aiguille de Reverdin courbe</p> <p>Porte aiguille de Mayo 16cm non démontable</p> <p>Bistouri n°3 plat de Maillehort</p> <p>Paquet de 100 lames stériles n°11</p> <p>Bobine 2,50m fil D4 ligature</p> <p>Boîte 25 aiguilles D4 (simples)</p> <p>Aiguille 5/10° LG stérile (1000)</p> <p>Aiguille 7/10° LG stérile (200)</p> <p>Aiguille 12/10° LG stérile (100)</p> <p>100 compresses gaze 17 fils 12 épaisseurs 10x20</p> <p>1 sac 100 tampons gaze ST 30x20</p> <p>Teinture d'iode</p> <p>Alcool à 90°C</p>

## Annexe II : résultats du lot de l'insémination artificielle

N° de la brebis	Age de la brebis	Date d'insémination	Diagnostic de gestation	Date de l'agnelage	Sexe du produit	Poids du produit en kg	Vivants à la naissance	morts né	Vivant au sevrage	Mort avant sevrage
0033	3ans 1/2	28.07.05	positif	02.12.05	mâle	3		X		
1034	3ans 4mois	28.07.05	positif	19.12.05	mâle	4,5	X		X	
2361	3ans 4mois	28.07.05	positif	22.12.05	mâle femelle	3,5 4,5	X X		X X	
9170	3ans 1/2	28.07.05	positif	21.12.05	femelle	3,5	X		X	
0057	3ans 1/2	28.07.05	positif	18.12.05	mâle	2,5	X			X
1024	2ans 1/2	28.07.05	négatif	/	/	/	/	/	/	
2352	3ans 1/2	28.07.05	positif	17.12.05	femelle femelle	4 4,5	X X		X	X
9169	2ans 1/2	28.07.05	positif	/	/	/	/	/	/	
8114	3ans 1/2	28.07.05	positif	21.12.05	Femelle mâle	4 2	X	X	X	
2882	3ans 5mois	28.07.05	positif	/	/	/	/	/	/	
0291	3ans 4mois	28.07.05	positif	17.12.05	mâle	4,5	X		X	
9165	3ans 4mois	28.07.05	positif	22.12.05	femelle mâle	3 4,5	X X		X X	
0323	3ans 4mois	28.07.05	positif	22.12.05	femelle	5	X		X	
2239	3ans 4 mois	28.07.05	positif	22.12.05	mâle mâle mâle	2 2,5 2,5	X X X		X X	X
2448	3ans 1/2	28.07.05	positif	23.12.05	femelle	2,5		X		
1341	2ans 1/2	28.07.05	négatif	/	/	/	/	/	/	
0254	3ans 5mois	28.07.05	positif	18.12.05	femelle femelle mâle	2,5 3,5 2,5	X X X		X X X	
9167	3ans 1/2	28.07.05	positif	19.12.05	femelle femelle	4 4,5	X X		X X	
1167	3ans 4mois	28.07.05	positif	22.12.05	mâle femelle	4 3	X X		X	X
9329	2ans 1/2	28.07.05	positif	/	/	/	/	/	/	
2224	3ans 1/2	28.07.05	positif	21.12.05	mâle femelle	5 3	X X		X X	
2449	2ans 1/2	28.07.05	négatif	/	/	/	/	/	/	
8113	3ans 5mois	28.07.05	positif	19.12.05	mâle mâle	2 3,5	X X		X	X
0327	3ans 1/2	28.07.05	positif	/	/	/	/	/	/	
1013	3ans 4mois	28.07.05	positif	17.12.05	mâle femelle	4,5 3,5	X X		X X	

### Annexe III : résultats du lot de la lutte naturelle

N° de brebis	Age	Date d'insémination	Diagnostic de gestation	Date de l'agnelage	Sexe du produit	Poids du produit en kg	Vivant à la naissance	morts né	Vivant au sevrage	Mort avant sevrage
9330	3ans 1/2	28.07.05	positif	22.12.05	mâle mâle	4 3,5	X X		X X	
2391	3ans 4mois	28.07.05	positif	19.12.05	femelle	4,5	X		X	
2384	2ans 1/2	28.07.05	néгатif	/	/	/	/	/	/	/
0065	3ans 5mois	28.07.05	positif	22.12.05	mâle femelle	4 3,5	X X		X	X
2397	3ans 1/2	28.07.05	positif	22.12.05	femelle femelle	5 2,5	X X		X X	
2394	3ans 4mois	28.07.05	positif	22.12.05	mâle femelle	5,5 3	X X		X X	
0085	3ans 5mois	28.07.05	néгатif	/	/	/	/	/	/	/
0234	3ans 5mois	28.07.05	positif	23.12.05	femelle	4,5	X		X	
2162	3ans 1/2	28.07.05	néгатif	/	/	/	/	/	/	/
9193	3ans 5mois	28.07.05	positif	17.12.05	femelle	4,5	X		X	
2223	3ans 4mois	28.07.05	positif	23.12.05	mâle	6		X		
1308	3ans 5mois	28.07.05	positif	21.12.05	mâle	5	X		X	
1284	3ans 1/2	28.07.05	positif	22.12.05	mâle femelle	4,5 3,5	X X		X X	
1039	3ans ½	28.07.05	positif	05.12.05	mâle	2		X		
1083	3ans 1/2	28.07.05	néгатif	/	/	/	/	/	/	/
2301	2ans 1/2	28.07.05	néгатif	/	/	/	/	/	/	/
2310	3ans 5mois	28.07.05	positif	/	/	/	/	/	/	/
2398	3ans 1/2	28.07.05	positif	21.12.05	mâle mâle	3 3,5	X X		X X	
2447	3ans 4mois	28.07.05	positif	19.12.05	mâle	4,5	X			X
9164	3ans 4mois	28.07.05	positif	19.12.05	mâle mâle	3 3,5kg	X X		X	X
3116	3ans 1/2	28.07.05	néгатif	/	/	/	/	/	/	/
1348	2ans 1/2	28.07.05	positif	17.12.05	mâle femelle	4,5 4	X X		X X	
1238	2ans 1/2	28.07.05	positif	20.12.05	mâle mâle femelle	5 3 3	X X X	X	X X X	
0067	3ans 1/2	28.07.05	positif	23.12.05	mâle	5	X		X	
0295	3ans 5mois	28.07.05	positif	22.12.05	femelle mâle	3,5 4	X	X	X	

# RESUME

## **Comparaison des paramètres de reproduction de la brebis Suffolk selon le mode d'insémination artificielle ou naturelle après synchronisation des chaleurs.**

**Année 2006 - N° 38**

---

---

Notre travail a consisté à faire l'étude comparative des paramètres de reproduction de la brebis Suffolk selon le mode d'insémination artificielle ou naturelle après synchronisation des chaleurs.

Il apparaît que le taux de fertilité vraie, le taux de fécondité et le taux de prolificité sont plus élevés en insémination artificielle qu'en insémination naturelle. Par contre, avec l'I.A., on assiste à une augmentation du taux de mortalité en croissance, avec comme corollaire une baisse du taux de productivité numérique à une valeur comparable à celle obtenue en saillie naturelle. Néanmoins la stratégie d'I.A. permet de réduire la mortinatalité.

De façon générale les brebis inséminées artificiellement par voie intra-utérine ont enregistré de meilleures performances de reproduction que celle inséminées par voie naturelle. Il pourrait être intéressant, afin de préciser cette étude, de s'intéresser à l'incidence de l'I.A. sur le post-partum, les intervalles agnelage-agnelage ainsi que sur la production laitière de la brebis dans le but d'apprécier l'utilisation de cette biotechnologie à grande échelle chez la brebis Suffolk.

**Mots clés :** Insémination artificielle, Paramètres de reproduction, Brebis Suffolk, Synchronisation des chaleurs.

**Auteur :** Elise MICHAUD 3, rue de Prés 68210 Dannemarie (France)

00 33 687 574 360

elise1michaud@yahoo.f



# SERMENT DES VETERINAIRES DIPLOMES DE DAKAR

« Fidèlement attaché aux directives de Claude BOURGELAT, fondateur de l'enseignement vétérinaire dans le monde, je promets et je jure devant mes maîtres et mes aînés :

- d'avoir en tous moments et en tous lieux le souci de la dignité et de l'honneur de la profession vétérinaire ;
- d'observer en toutes circonstances les principes de correction et de droiture fixés par le code de déontologie de mon pays ;
- de prouver par ma conduite, ma conviction, que la fortune consiste moins dans le bien que l'on a, que dans celui que l'on peut faire ;
- de ne point mettre à trop haut prix le savoir que je dois à la générosité de ma patrie et à la sollicitude de tous ceux qui m'ont permis de réaliser ma vocation.

**Que toute confiance me soit retirée s'il advient que je me parjure. »**