



Département d'Agronomie

MÉMOIRE DE FIN D'ÉTUDES

Présenté par :

MANAL MILOUDI

Pour l'obtention du diplôme de

MASTER EN AGRONOMIE

Spécialité : Génétique et reproduction animale

Thème

L'insémination artificielle chez la chèvre

Soutenue publiquement le :

Devant le Jury

Président	NEBBACHE Salim	U. Mostaganem
Examineur	TAHRI Miloud	U. Mostaganem
Encadreur	Mme. FASSIH Aicha	U. Mostaganem

Année universitaire 2019 / 2020

Remerciement

Remercie mon Dieu le tout puissant pour son aide et ses dons dans le domaine scientifique.

Je présente aussi bien mess sincère remerciements aux membres du jury :

NEBBACHE Salim. le président et TAHRI Miloud Examineur d'avoir accepté de lire et de juger favorablement notre modeste étude.

Vous trouvez dans cette œuvre l'expression de mes chaleureux sentiments à notre encadreur :

Mmd.FASIH Aicha.

Et enfin je voulais bien adresser mes vif remerciements à tous ceux et celles qui nous ont aidés de près et de loin pendant la réalisation de ce travail

Dédicace

Il est naturel que ma pensée la plus forte aille vers ma mère décédée, à qui je dois la vie et une part essentielle de ma personnalité. Qu'elle sache que l'amour qu'elle me donne continue à m'animer et me permet d'envisager l'avenir comme un défi.

Ce travail est dédié à mon père, décédé trop tôt, qui m'a toujours poussé et motivé dans mes études. J'espère que, du monde qui est sien maintenant, il apprécie cet humble geste comme preuve de reconnaissance de la part d'une fille qui a toujours prié pour le salut de son âme. Puisse Dieu, le tout puissant, l'avoir en sa sainte miséricorde !

A mes chères sœurs, et mes chers frères

Merci d'être toujours à cotés, par votre présence, par votre amour, pour donner du gout et du sens à notre vie de famille. Que ce travail vous témoigne de ma sincère affection.

A mes neveux, les bijoux de la famille Iyed, Djawed et Nihed

A ma famille

A mes chères tantes, mes oncles et mes cousines. Votre confiance en moi, vos encouragements, vos prières sont ce qui m'a poussé et me pousse toujours à suivre la voie de l'excellence, à rêver et à réaliser mes rêves.

A mes chers amis : Djamel, Rabah, Ahlem, Zohra, Amira, Hiba, Nadjia.

J'associe à mes remerciements l'ensemble des étudiants du master.

Merci aussi à tous ceux qui ont consacré du temps, de l'énergie et de la patience.

Résumé

Chez les races caprines saisonnées, les méthodes d'amélioration de production et de conservation de semence doivent prendre en considération l'influence de l'environnement et en particulier de la photopériode. Par la fonction qu'elle exerce sur la régulation du développement gonadique, celle-ci contribue indirectement au contrôle du comportement sexuel et de la production de sperme, tant du point de vue quantitatif que qualitatif. L'utilisation de traitements photopériodiques constitue donc un outil efficace pour augmenter la production des doses de sperme destinées à l'insémination artificielle durant la carrière de reproducteur du bouc. Afin d'optimiser la production et la qualité de la semence, une sélection préalable des mâles est cependant nécessaire. Un problème spécifique dans la conservation de la semence de bouc est l'effet délétère du plasma séminal sur la viabilité des spermatozoïdes après congélation / décongélation, principalement lorsqu'ils sont dilués dans des milieux à base de lait ou de jaune d'œuf. La protéine responsable de cet effet est une enzyme sécrétée par les glandes bulbo-uréthrales appartenant à la famille des lipases pancréatiques et qui possède une double activité lipasique et phospholipasique. La conservation de la semence à l'état liquide, peu coûteuse, est un complément à la cryconservation pour développer l'insémination artificielle à grande échelle. Mais la diminution de la fécondance après 12 heures de conservation est un frein à l'utilisation de cette technique. Les méthodes de congélation disponibles actuellement diffèrent sur plusieurs aspects. Les plus efficaces incluent le lavage de la semence pour éliminer le plasma séminal dès la collecte.

Les méthodes de contrôle de l'œstrus et de l'ovulation permettant de constituer des lots de femelles homogènes vis-à-vis de leur mise à la reproduction ont favorisé le développement de l'insémination artificielle (IA) chez les petits ruminants et en particulier chez la chèvre. Cette méthode est aujourd'hui utilisée pour intensifier une production dans le cadre de programmes destinés à améliorer le potentiel génétique des races produisant du lait, de la viande ou des poils. Comparée à la saillie naturelle, l'IA permet un accroissement du nombre de descendants et donc du nombre de mâles ainsi qu'une dissociation spatio-temporelle entre la collecte de la semence et son utilisation. Ces avantages permettent l'évaluation, la sélection des mâles et la comparaison de la valeur génétique de leurs descendants grâce aux liens génétiques provenant des mâles d'IA. Cet article résume les principaux aspects de la production et de la conservation du sperme chez le bouc.

Summary

In seasoned goat breeds, methods of improving semen production and preservation must take into account the influence of the environment and in particular of the photoperiod. Through the function it exerts on the regulation of gonadal development, it indirectly contributes to the control of sexual behavior and sperm production, both quantitatively and qualitatively. The use of photoperiodic treatments therefore constitutes an effective tool for increasing the production of doses of sperm intended for artificial insemination during the male goat's reproductive career. In order to optimize the production and the quality of the semen, a preliminary selection of the males is however necessary. A specific problem in the storage of goat semen is the deleterious effect of seminal plasma on the viability of sperm after freezing / thawing, mainly when diluted in media based on milk or egg yolk. The protein responsible for this effect is an enzyme secreted by the bulbo-urethral glands belonging to the pancreatic lipase family and which has a double lipase and phospholipase activity. Preservation of semen in a liquid state, inexpensive, is a complement to cryconservation to develop artificial insemination on a large scale. But the decrease in fertility after 12 hours of storage hinders the use of this technique. Freezing methods currently available differ in several aspects. The most effective include washing the semen to remove seminal plasma upon collection.

The methods of estrus and ovulation control allowing the formation of homogeneous batches of females with regard to their reproduction have favored the development of artificial insemination (AI) in small ruminants and in particular in goats. This method is now used to intensify production within the framework of programs intended to improve the genetic potential of breeds producing milk, meat or hair. Compared to natural breeding, AI allows an increase in the number of offspring and therefore the number of males as well as a spatio-temporal dissociation between the collection of the semen and its use. These advantages allow the evaluation, selection of males and comparison of the genetic merit of their offspring through genetic links from AI males. This article summarizes the main aspects of semen production and storage in the goat.

المخلص

في سلالات الماعز المخضرمة، يجب أن تأخذ طرق تحسين إنتاج السائل المنوي والحفاظ عليه في الاعتبار تأثير البيئة وخاصة فترة الضوء. من خلال الوظيفة التي تمارسها على تنظيم تطور الغدد التناسلية، فإنها تساهم بشكل غير مباشر في التحكم في السلوك الجنسي وإنتاج الحيوانات المنوية، من الناحيتين الكمية والنوعية. لذلك، فإن استخدام العلاجات الدورية الضوئية يشكل أداة فعالة لزيادة إنتاج جرعات من الحيوانات المنوية المخصصة للتلقيح الاصطناعي خلال مهنة التكاثر للذكور. من أجل تحسين إنتاج ونوعية السائل المنوي، فإن الاختيار الأولي للذكور ضروري. هناك مشكلة محددة في تخزين السائل المنوي للماعز وهي التأثير الضار للبلازما المنوية على حيوية الحيوانات المنوية بعد التجميد / الذوبان، خاصة عند تخفيفها في وسط يعتمد على الحليب أو صفار البيض. البروتين المسؤول عن هذا التأثير هو إنزيم تفرزه الغدد البصلية الإحليل التي تنتمي إلى عائلة الليباز البنكرياس والتي لها نشاط مزدوج للليباز والفسفوليبياز. يعد حفظ السائل المنوي في حالة سائلة وغير مكلف مكملاً للحفظ بالتبريد لتطوير التلقيح الاصطناعي على نطاق واسع. لكن انخفاض الخصوبة بعد 12 ساعة من التخزين يعيق استخدام هذه التقنية. تختلف طرق التجميد المتاحة حالياً في عدة جوانب. الأكثر فعالية هو غسل السائل المنوي لإزالة البلازما المنوية عند جمعها.

إن طرق التحكم في التبويض والشبق التي تسمح بتكوين مجموعات متجانسة من الإناث فيما يتعلق بتكاثرها قد ساعدت على تطوير التلقيح الاصطناعي (AI) في المجترات الصغيرة وفي خاصة في الماعز. تستخدم هذه الطريقة الآن لتكثيف الإنتاج في إطار برامج تهدف إلى تحسين الإمكانات الوراثية للسلاسل المنتجة للحليب أو اللحم أو الشعر. مقارنةً بالتكاثر الطبيعي، يسمح الذكاء الاصطناعي بزيادة عدد النسل وبالتالي عدد الذكور وكذلك الفصل المكاني الزمني بين جمع السائل المنوي واستخدامه. تسمح هذه المزايا بتقييم واختيار الذكور ومقارنة الجدارة الجينية لنسلهم من خلال الروابط الجينية من ذكور الذكاء الاصطناعي. تلخص هذه المقالة الجوانب الرئيسية لإنتاج السائل المنوي وتخزينه في الماعز.

Sommaire

INTRODUCTION	03
<u>PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE</u>	
CHAPITRE I : Anatomie de l'appareil génital du bouc	
I. Les testicules.....	06
1. Anatomie et structure	06
Les enveloppes testiculaires	07
Le scrotum	07
La peau du scrotum.....	07
Le dartos.....	07
La celluleuse	07
Le crémaster.....	08
La fibreuse	08
La séreuse vaginale	08
2. Vascularisation et innervation testiculaire.....	08
L'artère testiculaire.....	08
La veine.....	09
Les lymphatiques.....	09
L'innervation testiculaire.....	09
3. Contrôle neuroendocrinien de la spermatogenèse	09
4. Le spermatozoïde.....	09
La tête.....	09
Le col.....	09
Le flagelle.....	09
II. Les voies spermatiques.....	09
1. Structure anatomique.....	09
Les voies extra-testiculaires.....	09
L'épididyme.....	09
Le conduit déférent	09
Le conduit éjaculateur.....	10
L'urètre	10
Le pénis ou verge.....	10
III. Les glandes annexes.....	11
1. Structure anatomique.....	11
Les vésicules séminales.....	11
La prostate.....	11
Les glandes bulbo-urétrales ou de Cowper.....	11
IV. Le sperme.....	11
CHAPITRE 2 : Anatomie de l'appareil génital de la chèvre.	
I. Les ovaires.....	14
1. Anatomie et structure	15
Le revêtement de l'ovaire.....	15
La zone centrale.....	15
La zone périphérique	15

2. Vascularisation et innervation ovarienne	16
L'artère	16
La veine	16
Les lymphatiques.....	16
Les nerfs	16
II. Les voies génitales de la femelle.....	17
1. Anatomie et structure	17
Oviductes ou trompes utérines	17
Le pavillon ou infundibulum.....	18
L'ampoule.....	18
L'isthme.....	18
Utérus.....	18
Les cornes utérines.....	18
Le corps utérin	18
Le col utérin ou cervix	18
Le vagin.....	19
La vulve.....	19
III. La glande mammaire.....	20
IV. Le cycle sexuel de la femelle	21
1. Profil hormonal du cycle sexuel	22
2. La gestation.....	23
Profil hormonal de la gestation.....	24
V. La maîtrise artificielle du cycle sexuel.....	24
1. Méthodes zootechniques	24
L'effet mâle	24
Le flushing.....	25
La photopériode.....	26
2. Méthodes hormonales.....	27
Les œstrogènes	27
Les gonadotropines.....	27
Les prostaglandines	28
Les progestagènes.....	29

CHAPITRE 3 : ETUDE DE LA SEMENCE DU BOUC

I. La récolte du sperme	32
1. La récolte au vagin artificiel.....	32
La préparation du vagin artificiel	33
Entraînement des mâles pour la collecte	34
Mâles dont la semence n'a jamais été collectée.....	34
Mâles dont la semence a déjà été collectée auparavant.....	36
La collecte de la semence	37
2. La récolte par électroéjaculation.....	37
II. Examen de la semence	38

1. Examen macroscopique.....	38
Volume.....	38
La couleur du sperme	40
La consistance et l'aspect du sperme.....	40
2. Examen microscopique	41
La concentration	41
Le comptage direct par hématimètre	41
La spectrophotométrie	41
La motilité massale.....	42
La motilité individuelle des spermatozoïdes	42
Etude de la morphologie spermatique	43
Coloration totale	43
Coloration vitale	43
3. Examens biochimiques.....	44
La mesure du PH	44
Test de fructolyse.....	44
La réduction du bleu de méthylène.....	45
La thermorésistance.....	45
III. Conservation de la semence	45
1. La dilution de la semence	45
2. Conditionnement de la semence.....	47
3. Conservation de la semence	47
A l'état liquide.....	47
A l'état congelé.....	47

CHAPITRE 4 : L'INSEMINATION ARTIFICIELLE

1-Introduction générale	49
Définition et historique de l'insémination artificielle (IA).....	49
2-Les avantages de l'insémination artificielle	49
Avantage génétique	51
Avantage sanitaire	52
Avantage économique	52
Avantages techniques	52
3- Inconvénients et limites de l'IA :	53
4- Sélection des chèvres pour l'insémination artificielle	53
Ecarter les chèvres présentant une pseudogestation	53
Les traitements hormonaux répétés et anticorps anti-eCG	53
Ecarter les chèvres avec des antécédents d'infertilité	53
Ecarter les chèvres ayant moins de 170 jours de lactation	54
Ecarter les chèvres fortes productrices laitières	54
Ne pas intégrer les chevrettes, ni les chèvres de plus de 5 ans	54
5- Préparation alimentaire des chèvres avant insémination	54
6- insémination artificielle	55
la contention	55

7- Au cornadis	56
La chaise de contention.....	56
Technique d'insémination artificielle exo cervicale	56
a- Préparation du matériel	56
b-La décongélation	57
c-Mise en place de la semence.....	57
d-Le moment de l'IA et le nombre d'interventions	57
8- PARAMÈTRES SUSCEPTIBLES DE MODIFIER LES RÉSULTATS D'IA	58
Le moment d'insémination	58
L'utilisation répétée du traitement hormonal.....	58
Nombre de spermatozoïdes inséminés.....	59
Qualité des spermatozoïdes inséminés	59
Mâle utilisé pour l'IA	59
Œstrus naturel ou synchronisé	59
Lieu de dépôt de la semence	59
Age des femelles inséminées	59
Saison d'IA	60
Niveau d'alimentation, température, stress	60
Inséminateur	60
 PARTIE EXPERIMENTALE	 61

Les tableaux

Tableau 1.1 : La fréquence des cycles sexuelles en fonction de leur durée (Marquis, 1990).....	21
Tableau 2.1 : la description de la motilité massale des spermatozoïdes (Salamon, 1976).....	42
Tableau 3: principaux caractéristique de la semence collectée à partir des boucs	66
Tableau 4: Calcul de quelques paramètres zootechnique.....	67

Les figures

Figure 1 : Appareil génital du bouc (Corcy, 1991).....	6
Figure 2 : Le testicule et ses enveloppes (Barone, 1978).....	8
Figure 3: Extrémité libre du pénis du bouc (Barone, 1978).....	10
Figure 4 : Appareil génital de la chèvre (Corcy, 1991).....	14
Figure 5 : Structure de l'ovaire (Drion et al, 1993).....	16
Figure 6 : Les voies génitales de la femelle (Boukhlik, 2002).....	17
Figure 7 : Coupe sagittale de la mamelle d'une chèvre (Broqua et al, 1998).....	20
Figure 8: Répartition temporelle des mises bas après effet bouc au printemps (Groupe Reproduction Caprine, 1997).....	25
Figure 9 : Relations entre l'intervalle retrait de l'éponge -début de l'œstrus et le nombre de traitements reçus par les chèvres, et entre cet intervalle et la fertilité (d'après Baril et al 1993).....	28
Figure 10: Le vagin artificielle ((a) Parez et Duplin, 1987; (b) Goelz, 1999).....	33
Figure 11: Variations saisonnières du nombre de saillies dans des tests de 10 minutes chez des boucs alpins non entraînés (Rouger, 1974).....	35
Figure 12: Variations mensuelles de l'efficacité sexuelle chez les boucs (% de succès aux tests de récolte) (Corteel, 1981).....	36
Figure 13: Différents types d'électro-éjaculateurs (Goelz, 1999).....	38
Figure 14: Variations mensuelles du volume de l'éjaculat et de sa teneur en spermatozoïdes chez le bouc de race Alpine (n = 5 boucs âgés de 10 mois au début de l'étude) en France à 45° de latitude nord (adapté de Cortell 1977).....	41
Figure 15: Classification des différentes anomalies spermatiques (Dumont, 1996).....	44
Figure 16: Schéma d'une paillette d'insémination artificielle (Derivaux et Ectors, 1986).....	47
Figure 17: les différents modes de contention de la femelle en vue d'insémination artificielle.	55
Figure 18: le matériel d'insémination.....	56
Figure 19: Détermination du moment optimal pour inséminer une chèvre (d'après Hafez,1993 ; Drion et al.,2001).....	58
Figure 20: Chèvre utilisée en boute-en-train.....	63
Figure 21: contention de la chèvre au cours d'insémination.....	65
Figure 22: mise en place du speculum et mise vue du col de l'utérus	66

Introduction

L'insémination artificielle (IA) des brebis et des chèvres joue un rôle central pour le contrôle des accouplements et l'organisation des schémas de sélection. La plupart des chèvres et des brebis sont inséminées en dehors de la saison sexuelle. Chez les ovins, 99 % des IA sont pratiquées en semence fraîche conservée quelques heures sur oestrus induit. Les résultats moyens de fertilité se situent entre 60 et 70 %. Chez les caprins, l'IA est réalisée avec de la semence cryo conservée après induction hormonale de l'ovulation seule ou en combinaison avec des traitements photopériodiques. Les taux de fertilité sont en moyenne de 65 %. De nouvelles stratégies sont en cours d'expérimentation.

Elles sont fondées sur l'IA après un effet mâle pour réduire l'utilisation des hormones. Chez les ovins, l'enjeu actuel est au maintien de cette activité qui constitue un outil majeur des schémas de sélection ovin (création du progrès génétique), contribue à la diffusion de reproducteurs de qualité en toute sécurité sanitaire et permet des productions à contre saison pour répondre aux besoins des filières. Ces dernières années, l'IA a montré son importance dans le cadre du programme national d'amélioration génétique de la résistance à la tremblante, tant pour augmenter la fréquence de l'allèle de résistance dans les noyaux de sélection que pour diffuser des doses de béliers homozygotes résistants. Chez les caprins, le schéma de sélection s'est développé grâce aux progrès de l'IA.

Ce schéma repose sur des plans d'accouplements entre reproducteurs d'élite, le testage sur descendance en fermes et la diffusion des semences de boucs améliorateurs. En plus des caractères laitiers, les caractères fonctionnels sont de plus en plus souvent pris en compte.

PARTIE

BIBLIOGRAPHIQUE

**ANATOMIE ET
PHYSIOLOGIE DE
L'APPAREIL GENITAL**

L'appareil reproducteur mâle assure la production du sperme et le dépôt de celui-ci dans les voies génitales de la femelle (Barone, 1978).

Il comprend, chez les mammifères :

- Deux gonades ou testicules assurant:

- L'élaboration des spermatozoïdes,
- La sécrétion des hormones sexuelles mâles.

- Les voies spermatiques : épидидyme, canaux déférents, urètre et pénis.

- Les glandes annexes : vésicules séminales, prostate et glandes de Cowper (Bonnes et al, 1988) (figure1).

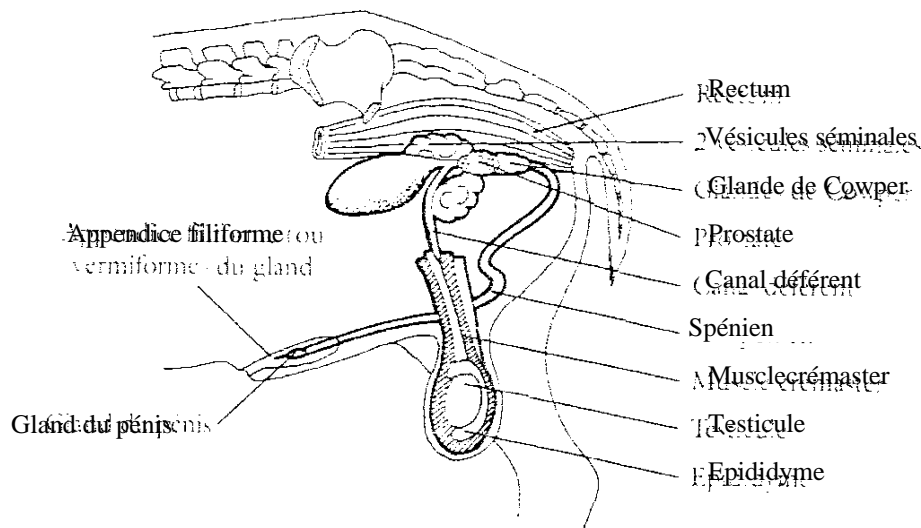


Figure 1 : Appareil génital du bouc (Corcy, 1991).

I. Les testicules:

1. Anatomie et structure:

Les testicules sont situés côte à côte au dessous de l'anneau inguinal en partie libre. Ils sont enveloppés par des bourses formant une masse ovoïde pendante, partiellement bilobée (Montane et Bourdelle, 1978).

Le testicule est recouvert d'une membrane fibreuse, résistante non élastique : *l'albuginée*. L'albuginée émet une série de lames conjonctives, qui le subdivisent en lobules logeant le tissu parenchymateux, et servant de support aux éléments vasculo-nerveux (Drion et al, 1993).

Les lobules sont au nombre de 200 à 300 par testicule. Ils contiennent un tissu glandulaire interstitiel et des tubes séminifères d'un diamètre de 120 à 300 μ . Ces derniers comprennent deux parties inégales, la plus importante est contournée et débute à la base du lobule par une extrémité en cul de sac (Barone, 1978).

Les travées conjonctives de l'albuginée convergent vers la face postérieure du testicule pour former le corps de Higmore où arrivent les canalicules issus des tubes séminifères qui s'y anastomosent et forment le rete testis. De ce dernier, partent 10 à 12 canaux efférents qui traversent l'albuginée et se réunissent pour former la tête de l'épididyme (Drion et al, 1993).

1.1. Les enveloppes testiculaires:

Chaque bourse est constituée de cinq plans membraneux : un premier superficiel formé par le scrotum qui est lui-même formé par la peau du scrotum et le dartos, trois autres profonds formés par le crémaster, la fibreuse et la séreuse vaginale, et un dernier intermédiaire formé par la tunique celluleuse (Vaissaire, 1977) (figure 2).

1.1.1. Le scrotum:

1.1.1.1. La peau du scrotum :représente l'enveloppe cutanée, unique, commune aux deux testicules. Elle est mince, glabre, adhérente au dartos, recouverte de poils grossiers et riche en glandes sébacées.

Une espèce de bouc brésilienne présente la particularité d'avoir un scrotum double, ce qui permet d'optimiser la thermorégulation par la séparation des deux sacs dartoïques (Drion et al, 1993).

1.1.1.2. Le dartos :est une enveloppe propre à chaque testicule. Il constitue l'appareil suspenseur des bourses. Les deux sacs dartoïques sont indépendants l'un de l'autre mais ils s'adossent sur la ligne médiane formant le *septum du scrotum* (Barone, 1978).

1.1.2. La celluleuse :représente un fascia lamelleux équivalent à un conjonctif sous cutanée. Elle permet une grande mobilité au testicule, le protégeant contre les compressions et les chocs (Vaissaire, 1977 ; Drion et al, 1993).

1.1.3. Le crémaster :est un muscle à contraction volontaire, étalé sur la face externe et les bords de la gaine vaginale. Sa contraction est à l'origine de l'ascension du testicule (Vaissaire,1977).

1.1.4. La fibreuse :est constituée d'une partie externe fibreuse et d'une partie interne séreuse. Elle forme un sac pédonculé où logent le testicule et l'épididyme.

1.1.5. La séreuse vaginale :est une expansion du péritoine. Elle comprend un feuillet pariétal qui tapisse la face interne de la fibreuse et un feuillet viscéral qui recouvre le testicule et le cordon testiculaire (Drion et al,1993).

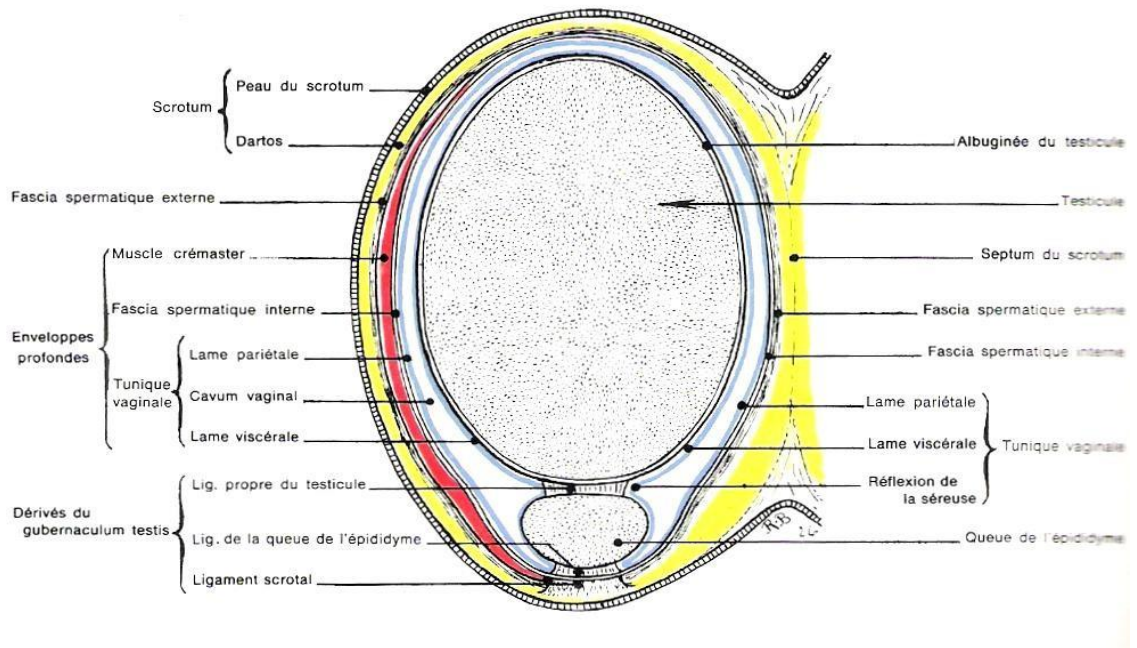


Figure 2 : Le testicule et ses enveloppes (Barone, 1978).

2. Vascularisation et innervation testiculaire:

2.1. L'artère testiculaire :est issue de l'aorte abdominale. Elle assure l'irrigation du testicule. A l'entrée du canal inguinal, elle se fléchit en d'amples boucles tout au long du cordon spermatique, s'entremêlant avec un plexus veineux. Cette disposition est dite *cône vasculaire* dont la base repose sur le testicule.

A la surface testiculaire, l'artère spermatique se divise en branches qui pénètrent en profondeur pour former un réseau capillaire très riche (Barone, 1978).

1.1. **La veine :** le testicule est drainé par un ensemble de veinules situées sous l'albuginée qui reçoivent, à la surface du testicule, celles de la tête épидидymaire et s'engagent ainsi dans le cône vasculaire en se divisant en un réseau complexe : c'est *le plexus pampiniforme*. Ce réseau enserre étroitement les circonvolutions de l'artère spermatique et est à l'origine du refroidissement du sang arrivant autesticule.

A l'extrémité du cône vasculaire, la veine testiculaire draine l'ensemble des veines du cordon spermatique (Barone, 1978).

2.3. Les lymphatiques : dans les espaces intertubulaires existe un réseau lymphatique, plus au moins développé au contact des cellules de Leydig, qui est drainé par de gros vaisseaux efférents s'engageant dans le cône vasculaire (Barone, 1978).

2.4. L'innervation testiculaire : provient du plexus mésentérique caudal. Le scrotum, la tunique vaginale et le crémaster sont innervés indépendamment à partir du plexus lombo-sacré (Montane et Bourdelle, 1978).

II. Les voies spermatiques

Après leur élaboration dans les tubes séminifères, les spermatozoïdes seront évacués grâce à un ensemble de canaux : ce sont les voies excrétrices du sperme. Ces voies comprennent une partie intra-testiculaire (tubes séminifères droits et rete-testis) et une partie extra-testiculaire (Girod et Czyba, 1977).

1. Structure anatomique:

1.1. Les voies extra-testiculaires :

1.1.1. L'épididyme : c'est un organe allongé, logeant le bord postérieur du testicule et coiffant ses deux extrémités. Il est fait d'un canal étroitement pelotonné et se divise en trois segments:

- Une tête dans laquelle pénètrent les canaux efférents;
- Un corps étroit et allongé;
- Une queue de laquelle part le canal déférent (Vaissaire, 1977).

1.1.2. Le conduit déférent : ou canal déférent, fait suite à la queue de l'épididyme et s'étend

jusqu'à l'urètre. D'une longueur d'environ 40cm, il traverse le canal inguinal et la fosse iliaque, puis il s'infléchit vers la face dorsale de la vessie (Girod et Czyba,1977).

Chez le bouc, le canal déférent se termine par une dilatation de 6 à 8cm de longueur appelée *Ampoule différentielle* (Nickel et al, 1973).

1.1.3. Le conduit éjaculateur : c'est un conduit très bref qui résulte de l'union entre le conduit déférent et celui de la vésicule séminale. Il débouche dans la partie initiale de l'urètre (Barone,1978).

1.1.4. L'urètre : c'est un long conduit impair qui sert à l'excrétion, à la fois, de l'urine et du sperme. Il se divise en deux portions :

- La portion intra-pelvienne : part de la vessie, reçoit le débouché des canaux déférents et sort du bassin. Elle est dépourvue de formations érectiles;
- La portion extra-pelvienne ou pénienne : est faite de tige érectile (corps caverneux) accolée à une gaine de tissu érectile (corps spongieux) et dépourvue de glandes (Vaissaire,1977).

1.1.5. Le pénis ou verge : le pénis du bouc mesure 40 à 55cm, il est mince, cylindrique, moins érectile et se termine en pointe à son extrémité libre (Altman, 1962 ; Hafez, 1968).

Le pénis offre à l'étude deux parties (**figure 1.9**) :

- Une partie fixe formant une double inflexion en forme d'un **S** : c'est le S pénien ou inflexion sigmoïde;
- Une partie libre terminée par un renflement recourbé en croché nettement asymétrique : c'est le gland. Le tube urétral se prolonge, sous la face inférieure du gland, d'un appendice vermiforme (Vaissaire,1977).

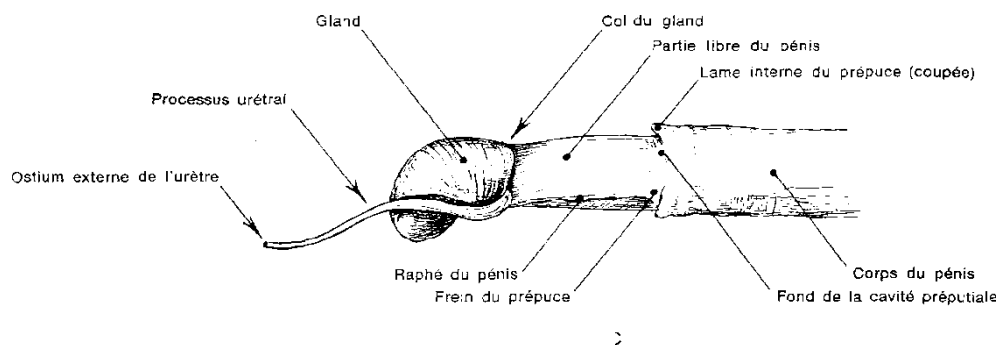


Figure 3: Extrémité libre du pénis du bouc (Barone, 1978).

III. Les glandes annexes:

Aux voies spermatiques se lient des formations glandulaires appelées glandes annexes. Ces dernières y déversent leurs produits de sécrétion : ce sont les vésicules séminales, la prostate et les glandes bulbo-urétrales ou de Cowper (Girod, Czyba 1977).

1. Structure anatomique:

1.1. Les vésicules séminales :

Ce sont des organes pairs, allongés et ovoïdes avec une surface irrégulièrement lobulée. Leur extrémité crâniale est libre, tandis que leur extrémité postérieure est étirée et se termine par un canal excréteur. Ce dernier fusionne en partie avec celui du conduit déférent constituant ainsi le conduit éjaculateur qui débouche dans l'urètre (Barone,1978).

1.2. La prostate:

Bien qu'elle existe chez tous les mammifères, elle est, chez le bouc, peu volumineuse, de couleur jaunâtre avec une portion disséminée au tour de l'urètre (Cuq, 1973 ; Drion et al, 1993).

1.3. Les glandes bulbo-urétrales ou de Cowper:

De forme globuleuse chez les ruminants, ces glandes siègent dorsalement, de chaque côté de l'urètre, écartées crânialement et rapprochées caudalement. Elles sont recouvertes par un muscle compresseur (Drion et al, 1993).

IV. Le sperme

Le produit de l'éjaculation est appelé sperme, il est constitué de deux fractions:

- ♦ Une fraction cellulaire constituée par les spermatozoïdes produits par les testicules;
- ♦ Une fraction liquide appelée plasma séminale, faite de sécrétions testiculaires et des sécrétions des glandes annexes (Vaissaire, 1977 ; Soltner,1993).

Chez le bouc, le sperme apparaît comme un liquide épais, crémeux et inodore avec une viscosité plus élevée que celle du taureau (Vaissaire, 1977).

Le volume spermatique varie selon les espèces, et même dans l'espèce. Dans ce dernier cas, il sera en rapport avec l'état physiologique du mâle, l'individu, la race, le développement corporel, le nombre de saillies ou de récolte et la méthode de récolte.

Le bouc a un sperme très concentré mais peu abondant dont le volume est de 1ml et la concentration est de $3,5 \times 10^9$ spz/éjaculat (Dérivaux, 1971 ; Hafez, 1974). Chez le jeune de 7 à 10 mois, le volume peut osciller entre 0,2 et 0,5ml et de 0,6 à 2ml chez le bouc adulte (Setchell, 1977 ; Corteel, 1988).

**ANATOMIE ET
PHYSIOLOGIE DE
L'APPAREIL GENITAL**

Malgré sa constitution en organes similaires à ceux de l'appareil génital mâle, celui de la femelle est, outre l'élaboration des gamètes et des hormones sexuelles, le siège de la fécondation, de la gestation, de la parturition et de la lactation (Vaissaire, 1977).

Il est constitué de :

↪ Deux gonades ou ovaires élaborant les gamètes et les hormones sexuelles de la femelle ;

↪ Les voies génitales dont :

- l'oviducte : abrite la fécondation;
- l'utérus : lieu de la gestation;
- le vagin et la vulve : organes d'accouplement (Bonnes et al, 1988) (**figure4**).

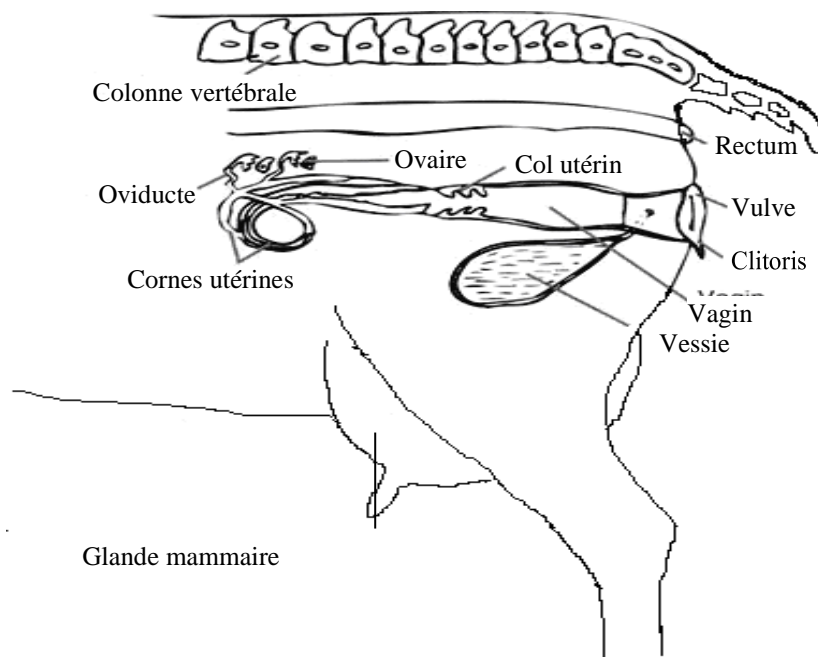


Figure 4 : Appareil génital de la chèvre (Corcy, 1991)

1. Les ovaires:

La glande génitale femelle ou ovaire est un organe pair doué d'une double fonction :

- ♦ Fonction gamétogène (exocrine) : élaboration et libération des gamètes femelles ;
- ♦ Fonction hormonogène (endocrine) : synthèse d'hormones commandant l'activité génitale de la femelle (Vaissaire, 1977).

1. Anatomie et structure:

Suspendu à l'extrémité crâniale du ligament large (mésovarium), l'ovaire se situe près du pubis un peu crânialement au col de l'ilium. Il est de forme ovoïde plus ou moins aplatie d'un côté à l'autre et de couleur blanc rosée ou grisâtre.

La consistance de l'ovaire est ferme et peu élastique, elle peut devenir rénitente par la présence de follicules ovariens (Barone, 1978).

Chez la chèvre, l'ovaire présente les dimensions suivantes :

- Poids : 1,02g;
- Longueur : 1-1,8cm;
- Largeur : 0,72-1,8cm;
- Epaisseur : 0,85-1,12cm (Altman, 1962 ; Lyngset,1968).

L'ovaire est fait, sous un revêtement de structure peu variable, d'un support conjonctif ou stroma contenant les autres constituants qui se répartissent en deux zones : l'une centrale ou médullaire et l'autre périphérique ou cortical (cortex) (Barone, 1978) (**figure2.2**).

1.1. Le revêtement de l'ovaire :il est fait d'un épithélium cubique simple superficiel. La densification du stroma à sa face interne constitue l'albuginée qui est mal délimité en profondeur.

1.2. La zone centrale :appelée également la zone vasculaire ou medulla, elle s'ouvre au niveau du hile. La zone médullaire est formée du stroma conjonctif et de fibres musculaires lisses et est riche en artères et veines ovariens lui donnant un aspect spongieux. Ces dernières sont responsables de la vascularisation corticale. La medulla contient également des éléments nerveux (Barone,1978).

1.3. La zone périphérique :de nature parenchymateuse, le cortex est fait d'une densification du stroma elle-même soutenue par des fibres réticulées et des cellules particulières, et d'un système vasculaire de type capillaire. La grande élasticité du stroma permet l'évolution périodique des organites ovariens (follicule ovarien et corps jaune) (Cross et Mercer,1993).

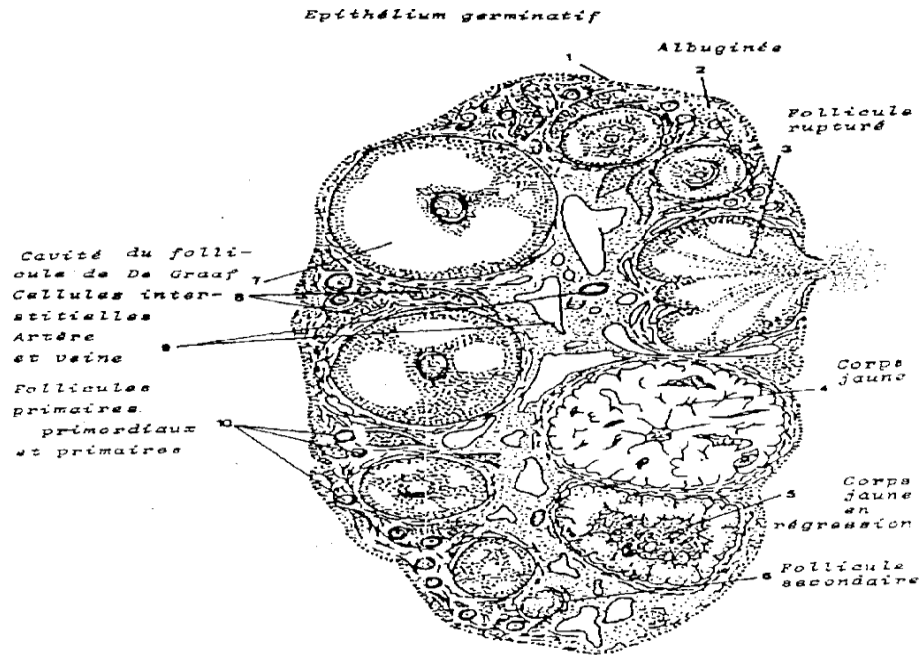


Figure 5 : Structure de l'ovaire (Drion et al, 1993).

2. Vascularisation et innervation ovarienne :

2.1. L'artère: un vaisseau né à la partie caudale de l'aorte abdominale est responsable de l'irrigation sanguine de l'ovaire : c'est l'artère ovarique. Elle se porte dans le bord crânial du ligament large et se divise, avant sa pénétration dans l'ovaire, en branches flexueuses. Ces dernières se mêlent avec celles du plexus veineux (Barone, 1978).

2.2. La veine: la veine ovarique naît d'un réseau à larges mailles formé par l'ensemble des veines de l'ovaire qui drainent la zone parenchymateuse vers la zone vasculaire. Elle est volumineuse, peu flexueuse et gagne le bord crânial du mésovarium (Barone, 1978).

2.3. Les lymphatiques : les vaisseaux lymphatiques sont particulièrement abondants autour des follicules mûrs. Ils se collectent, se mêlent au plexus veineux et aboutissent au-delà du hile aux nœuds lymphatiques.

2.4. Les nerfs : l'ovaire est soumis à une innervation sympathique et parasympathique. Le plexus ovarique est constitué de nombreux grêles faisceaux anastomosés (Barone, 1978).

II. Les voies génitales de la femelle:

On regroupe sous la dénomination de tractus génital femelle un ensemble d'organes qui interviennent à des titres différents dans la physiologie de la reproduction. L'organisation générale du tractus génital femelle n'est pas comparable à celle du tractus mâle : en particulier, la notion des voies excrétrices de l'élaboration exocrine de l'ovaire n'aurait guère de signification ; quant aux glandes, elles font partie intégrante de la paroi des organes du tractus femelle (**figure6.**).

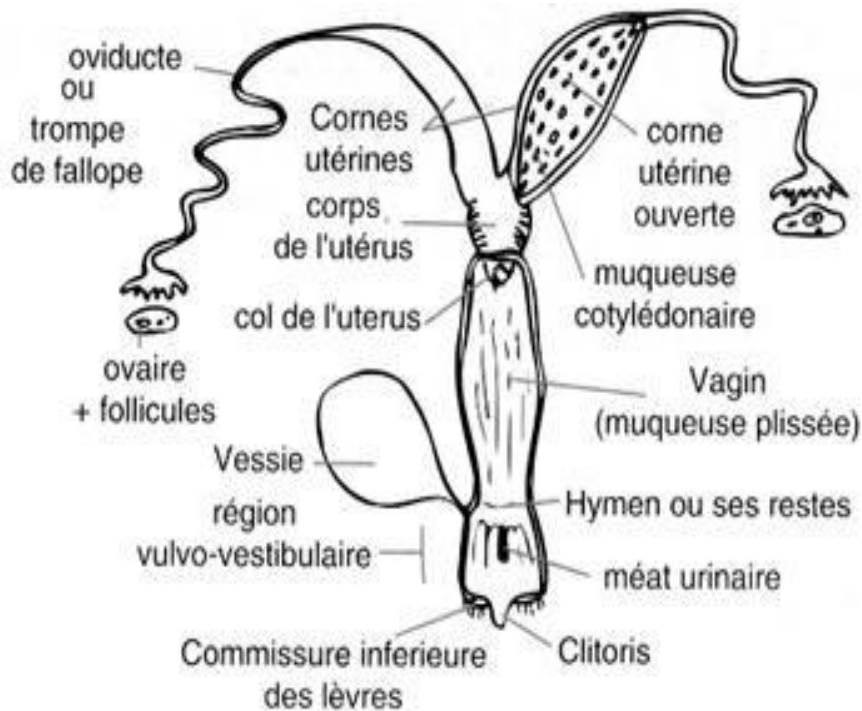


Figure 6 : Les voies génitales de la femelle (Boukhlik, 2002).

1. Anatomie et structure:

1.1. Oviductes ou trompes utérines : c'est la partie initiale des voies génitales de la femelle. Le salpinx ou trompe de fallope est un conduit flexueux, pair et étroit. Chez la chèvre, sa longueur est de 12 à 16cm et son diamètre extérieur est, au niveau de l'ampoule, de 2 à 3cm et de 0,5 à 1cm au niveau de l'isthme (Barone,1978).

Chaque oviducte se compose des segments suivants :

1.1.1. Le pavillon ou infundibulum : il s'ouvre dans la bourse ovarique. Il peut s'appliquer sur le bord libre de l'ovaire pour recueillir le ou les gamètes émis par l'ovaire au moment de l'ovulation (Bonnes et al, 1988). Chez les petits ruminants, il est relativement plus large et moins long.

1.1.2. L'ampoule : c'est la partie la plus dilatée de la trompe, elle fait suite à l'infundibulum. Chez la chèvre, l'ampoule présente des flexuosités amples et irrégulières. Elle est le siège de la fécondation (Barone, 1978).

1.1.3. L'isthme : il fait suite à l'ampoule sans démarcation nette. Il présente une cavité étroite, et sa terminaison, peu distincte, se raccorde à la corne utérine de manière progressive (Barone, 1978).

La paroi de l'oviducte est constituée par la superposition de couches tissulaires, on distingue de la périphérie à la lumière :

- Une séreuse épaisse qui contient les vaisseaux et les nerfs.
- Une musculuse faite de deux couches de cellules musculaires lisses. Chez les ruminants, la couche externe est longitudinale et la couche interne est circulaire.
- Une muqueuse plissée formée par un épithélium cylindrique simple. Celui-ci comprend des cellules ciliées et des cellules sécrétrices non ciliées, reposant sur un tissu conjonctif aglandulaire richement vascularisé (Vaissaire, 1977).

1.2. Utérus : c'est l'organe de la gestation. L'utérus est un organe creux de couleur jaune rosée parfois rougeâtre. Son poids, sa consistance et ses dimensions varient en fonction de l'état physiologique de la femelle.

La chèvre a un utérus bipartitus, il est fait de deux longues cornes qui s'unissent caudalement en une courte partie appelée corps. Celui-ci communique avec le vagin par le col.

1.2.1. Les cornes utérines : elles font suite aux oviductes et mesurent 10 à 12cm de longueur (Bressou, 1978 ; Soltner, 1993). Les cornes utérines sont spiralées, longuement accolées par leur base et ne présentent qu'un seul ligament intercornual.

1.2.2. Le corps utérin : c'est un court cylindre, il mesure, chez la chèvre, 2 à 3cm de longueur (Barone, 1978).

1.2.3. Le col utérin ou cervix : il est constitué par un fort épaissement de la paroi du conduit génital. Le col s'interpose entre les cavités utérine et vaginale. Celles-ci communiquent entre elles par un étroit canal cervical (Vaissaire 1977).

Remarque : chez la chèvre, le col est très difficilement franchissable au court de l'oestrus.

Donc, les inséminations cervicales sont rares, alors, on se limite à déposer la semence à l'entrée du col. De plus, il est préférable d'effectuer une insémination artificielle à l'entrée du col plutôt que d'endommager le cervix qui est très délicat, car de petites hémorragies peuvent être néfastes pour la survie des spermatozoïdes (Marquis, 1990).

Comme tous les organes creux, l'utérus comporte de la périphérie à la lumière :

➤ Une séreuse de nature fibreuse enveloppant l'utérus, en continuité avec le ligament large. Elle tient l'utérus suspendu dans la cavité abdominale.

➤ Une musculuse ou myomètre, faite de deux couches musculaires. La couche superficielle est formée par des fibres musculaires lisses longitudinales, tandis que la couche profonde est constituée de fibres musculaires circulaires qui se renforce au niveau du col.

Entre ces deux couches existe une couche moyenne vasculaire constituée par un important plexus vasculaire mêlé à des faisceaux de fibres élastiques (Vaissaire, 1977).

Chez les ruminants, la face interne de l'utérus se caractérise par des formations particulières nommées *les cotylédons*. Chez la chèvre, ces dernières sont polymorphes : les gros sont plats et les petits ressemblent à ceux de la brebis qui sont creusés en leur centre.

La liaison entre les cotylédons et les enveloppes embryonnaires forme le placenta assurant ainsi les échanges entre le fœtus et sa mère (Thibault et al, 1998).

1.3. Le vagin : c'est un conduit cylindroïde qui s'étend du col de l'utérus à la vulve, il constitue avec elle l'organe d'accouplement de la femelle permettant ainsi le passage du fœtus à l'occasion de la parturition (Drion et al, 1993).

La paroi vaginale comporte :

- Un adventice fait d'un tissu conjonctif dense pourvu de fibres élastiques.
- Une musculuse constituée essentiellement de fibres musculaires lisses circulaires et longitudinales, et des fibres élastiques
- Une muqueuse comprenant un épithélium pavimenteux stratifié kératinisé et un chorion de tissu conjonctif dépourvu de glandes (Vaissaire, 1977).

1.4. La vulve : est le sinus urogénital de la femelle, sa morphologie permet de voir le vestibule vaginal ou cavité vulvaire et l'ouverture vulvaire dont les lèvres et le clitoris représentent les organes génitaux externes.

L'épithélium de la cavité vulvaire est pavimenteux stratifié, reposant sur un chorion riche en glandes et en muscles constricteurs (Vaissaire, 1977).

III. La glande mammaire:

Les mamelles constituent la plus remarquable caractéristique des mammifères. Ce sont des glandes exocrines, sous cutanées, spécialisées dans la sécrétion lactée en vue d'allaiter les nouveaux nés (Vaissaire, 1977).

Au jeune âge, les mamelles sont ébauchées. Elles se développent à la puberté et atteignent leur croissance maximale en fin de gestation et leur activité sécrétrice débute après la mise bas (Bouricha,2003).

Les mamelles de la chèvre sont volumineuses, piriformes et pendantes dans la région inguinale. Elles se terminent par deux trayons indépendants ou cartiers (Vaissaire, 1977).

La glande mammaire se constitue par l'assemblage de trois tissus :

- ↪ Un tissu conjonctif.
- ↪ Un tissu sécrétoire qui constitue la glande mammaire proprement dite. Il est fait d'alvéoles, endroit de la synthèse lactée, et de canaux évacuant le lait produit.
- ↪ Un tissu adipeux essentiellement sous-cutané (**figure 7**).

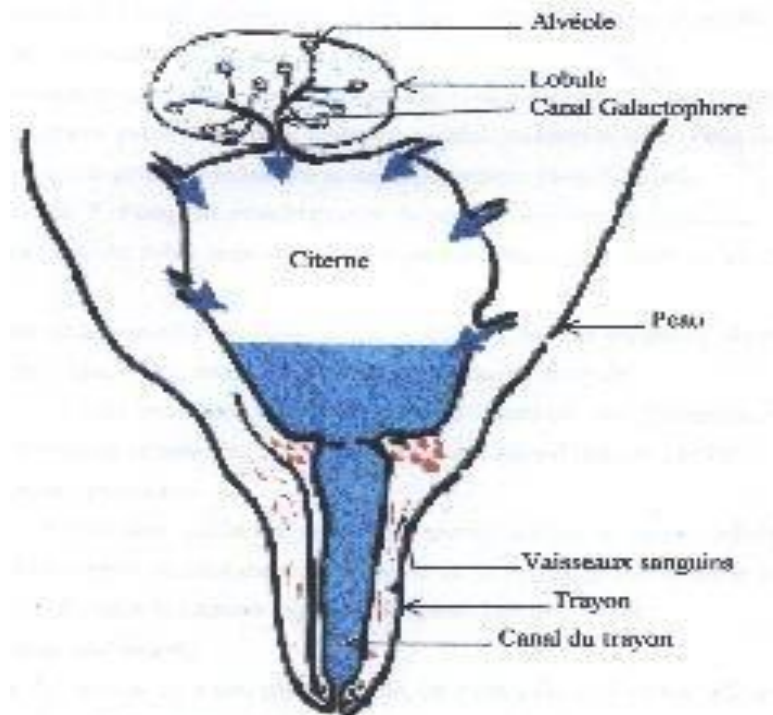


Figure 7 : Coupe sagittale de la mamelle d'une chèvre (Broqua et al, 1998).

IV. Le cycle sexuel de la femelle:

A partir de la puberté, l'appareil génital femelle présente, au cours et pendant toute la période d'activité sexuelle, des modifications structurales se produisant toujours de la même façon et revenant à intervalle périodique suivant un rythme bien défini. Ces modifications sont connues sous le nom de "cycle sexuel". Elles ne sont interrompues que par la gestation (Dérivaux,1971).

Selon Drion et al, (1993), la chèvre est une espèce saisonnière polyoestrienne chez qui, les cycles n'apparaissent qu'à une période déterminée de l'année, à moins qu'il n'y ait interruption dès le premier cycle par suite d'une fécondation.

Chez la chèvre, la durée moyenne du cycle est de 21j ; cependant, il existe dans l'espèce caprine une fréquence importante de cycles de durée anormale. Seulement 77% des chèvres alpines présentent une durée considérée comme normale (de 17 à 25j), 14% d'entre elles ont une durée courte (< 17j), et les 9% restantes ont une durée longue (> 25j) (Baril et al, 1993).

Tableau 1 : La fréquence des cycles sexuelles en fonction de leur durée (Marquis, 1990).

Durée des cycles en jours	162 cycles ; Alpine et Toggenbourg	114 cycles ; Barbrie	134 cycles ; Créole guadeloupéenne	63 cycles ; Alpine en Guadeloupe
1-4	10,5	-	3,0	6,3
5-10	16,0	28,1	14,2	4,8
11-16	8,0	2,6	6,7	3,2
17-22	42,6	57,0	47,0	77,7
23-28	8,6	6,1	13,4	3,2
29-34	0,6	2,6	6,0	-
35-47	6,2	3,5	4,5	3,2
43-100	7,4	-	5,2	1,6

En fonction de l'évolution ovarienne, le cycle sexuel peut également être divisé en deux phases :

- a) La phase folliculaire : chez la chèvre, elle dure 2 à 3j et correspond à la période recrutement – sélection – dominance de la croissance folliculaire terminale jusqu'à l'ovulation,
- b) La phase lutéale : d'une moyenne de 16j (15 à 17j). elle s'étend de l'ovulation jusqu'à

la fin de la lutéolyse (Zarrouk et al, 2001 ; Drian court, Levasseur,2001).

Habituellement, un cycle sexuel est divisé en quatre phases :

- a) Le pro-oestrus : période préparatoire au chaleur,
- b) L'oestrus : période d'acceptation du mâle,
- c) Le metoestrus : installation du corps jaune et d'un état prégravidique de l'utérus,
- d) Le dioestrus : phase d'activité du corps jaune (Drion et al,1993).

L'oestrus, seule période visible du cycle, dure 24 à 48h. Cette variation est sous l'influence de différents facteurs, entre autres, la race, l'âge, la saison et la présence des mâles. Comparée avec les autres races de chèvres domestiques, la race Angora a un oestrus court de 24h (Zarrouk et al, 2001).

La chèvre exprime d'avantage son comportement oestral que la brebis. En chaleur, elle est agitée exerçant une stimulation du partenaire ; en premier lieu, elle refuse l'approche du mâle, tandis que ses approches envers lui se poursuivent accompagnées de frétillement de la queue, de bêlement et souvent d'émission d'urine. Cette attitude stimule encore le bouc, et la femelle finit par lui accepter en s'immobilisant lors du chevauchement. La chèvre peut exhiber un comportement d'homosexualité, elle chevauche les autres femelles en oestrus (Fabre-nys, 2000).

1. Profil hormonal du cycle sexuel:

Contrairement au mâle, le comportement sexuel de la femelle est spécifiquement hormono-dépendant ; la sécrétion et l'action des hormones sont nécessaires pour le déclenchement et l'expression de l'oestrus.

Pendant la phase lutéale, la progestérone exerce un retrocontôle négatif dans la régulation de la LH. Celle-ci se trouve alors sécréter en pulse de faibles amplitudes (Chemineau P et al, 1988). Vers le 16^{eme}-17^{eme} j du cycle, les prostaglandines utérines PGF2 α provoque la lutéolyse, alors, il se produit une chute de la progestérone qui sera à l'origine d'une augmentation de la fréquence et de l'amplitude des décharges de LH (Horton et Polyser, 1976 ; Mori et Kano, 1984 ; McGracken et al,1999).

Les hormones gonadotropes, principalement FSH, assurent la croissance des follicules dont le diamètre est supérieur à 1mm (Akusu et al, 1986). Ils commencent à sécréter des quantités croissantes de l'oestradiol 17 β (Mori et Kano, 1984). Ce dernier s'élève dans la circulation sanguine exerçant, également par rétrocontrôle positif, une décharge hypophysaire massive de LH : c'est le pic préovulatoire (Dial et al, 1985). Il est à signaler que la FSH est également

libérée massivement en même temps que la LH et pour la même durée.

Cette décharge préovulatoire de gonadotropines est à l'origine d'une lutéinisation du follicule et d'un arrêt de la sécrétion d'oestradiol, conduisant à l'ovulation qui se produit alors 20h après le pic préovulatoire de LH (Zarrouk et al, 2001).

Cependant, le follicule se transforme en corps jaune, celui-ci sécrète la progestérone en partie sous l'influence de la pulsativité élevée de la LH jusqu'au jour 7 du cycle (Sutherland et Lindsay, 1991). C'est le milieu de la phase lutéale et un nouveau cycle recommence.

Remarque : en plus de son rôle dans la satiété, l'équilibre énergétique et la thermorégulation, la **leptine**, hormone sécrétée par le tissu adipeux, occupe une place importante dans le développement et la régulation de la reproduction en agissant sur l'axe hypothalamo- hypophyso-gonadique. La leptine règle la sécrétion hypothalamique pulsatile de la LHRH (Luteinizing Hormone Releasing Hormone). Elle module la sécrétion des gonadotropines hypophysaires, agit directement sur les gonades et contribue, chez la femelle, au contrôle de l'ovulation (Bruneau et al, 1999).

2. La gestation :

Après la fécondation, l'établissement et le maintien d'une gestation sont rendus possibles grâce aux interactions entre le fœtus, l'utérus et le corps jaune ovarien qui préviennent la régression structurale et fonctionnelle du corps jaune (Zarrouk et al, 2001).

Chez la chèvre, la demi-vie du corps jaune est étendue grâce à un facteur sécrété par le trophoblaste du 14^{ème} au 17^{ème} de gestation. Ce facteur inhibe la sécrétion pulsatile de la PGF2 α (Bazer et al, 1997).

Selon Bonnes et al. (1988), le placenta de la chèvre est conjonctivo-chorial de type cotylédonnaire. Une constatation faite chez elle est que le placenta ne sécrète pas la progestérone car l'ovariectomie bilatérale faite à n'importe quel moment de la gestation, provoque un avortement (Zarrouk et al, 2001).

La durée de la gestation de la chèvre va de 144 à 152j, elle est liée d'avantage au poids qu'à la taille de la portée (Baril et al, 1993).

2.1. Profil hormonal de la gestation:

La progestérone est essentielle au maintien de la gestation en contrôlant les contractions utérines. Elle intervient également dans le processus de l'implantation. La progestérone possède une activité immunosuppressive empêchant en partie le rejet du fœtus (Gérard, 2001).

Le placenta sécrète les oestrogènes surtout pendant les deux derniers tiers de la gestation. Il sécrète également une hormone qui appartient à la famille de la prolactine : c'est l'hormone lactogène placentaire.

Les protéines associées à la gestation sont d'origine placentaire, utilisées chez les ruminants comme marqueurs sériques de la gestation. Leur dosage permet d'éviter les faux positifs suite à un diagnostic de non gestation par la progestérone. Ce test est très fiable pour repérer les chèvres en pseudogestation (Thibault, Levasseur, 2001). Chez la chèvre, les PAG sont détectables dès le 24^{ème} j de gestation, leur taux augment à partir de la troisième semaine et diminue à partir de la 9^{ème} semaine de gestation (Zarrouk et al, 2001).

V. La maîtrise artificielle du cycle sexuel:

Les caprins des pays tempérés manifestent d'importantes variations saisonnières de leur activité sexuelle sous l'effet de différents facteurs, essentiellement la photopériode. Cependant, il existe une activité sexuelle maximale s'étendant, généralement, d'août à janvier, et une période d'activité sexuelle minimale de février à juillet (Hanzen, 2004).

Au contraire, les races tropicales et subtropicales peuvent se reproduire pendant toute l'année ou mettre bas en des périodes précises, en relation avec des facteurs environnementaux autres que la photopériode (Lebœuf et al, 2003).

Chez la chèvre, les variations de l'activité sexuelle s'expriment par l'existence d'une période d'anoestrus dit saisonnier dont sa durée varie en fonction des races.

Le contrôle du cycle sexuel de la femelle a pour but la synchronisation des chaleurs en saison sexuelle, d'une part, et l'induction d'une activité sexuelle à contre saison, d'autre part.

Les méthodes classiques de la maîtrise de la reproduction se divisent en deux catégories : zootechniques et hormonales (Hanzen, 2004).

1. Méthodes zootechniques:

1.1. L'effet mâle : en dehors de la saison sexuelle, la simple introduction du bouc au sein d'un groupe de chèvre peut induire l'ovulation dans les 2 jours qui suivent (Baril et al, 1993). Cette ovulation se succède d'un cycle, soit de durée normale, soit de courte durée. Près des deux tiers

des chèvres manifestent un oestrus dès la première ovulation, et la seconde est toujours associée à un oestrus, même si le cycle ovulatoire est de courte durée (Chemineau et al, 2001).

L'effet bouc nécessite, préalablement, un isolement total des deux sexes pendant au moins 3 semaines « *ni vue, ni ouïe, ni odeur* ». Ses résultats dépendent de la profondeur de l'anoestrus, de la nature et de la qualité de la stimulation, de la race et de l'état physiologique des femelles (Monniaux, 2003).

Selon Baril et al. (1993), l'oestrus induit n'est pas suffisamment synchronisé pour réaliser une insémination artificielle à heure fixe, de ce fait, la détection des chaleurs doit être réalisée. Chez la chèvre Féralaustralienne, cette dernière a permis, après l'introduction des mâles, l'obtention d'une fertilité élevée (75%) suite à une IA avec de la semence fraîche (**figure 8**).

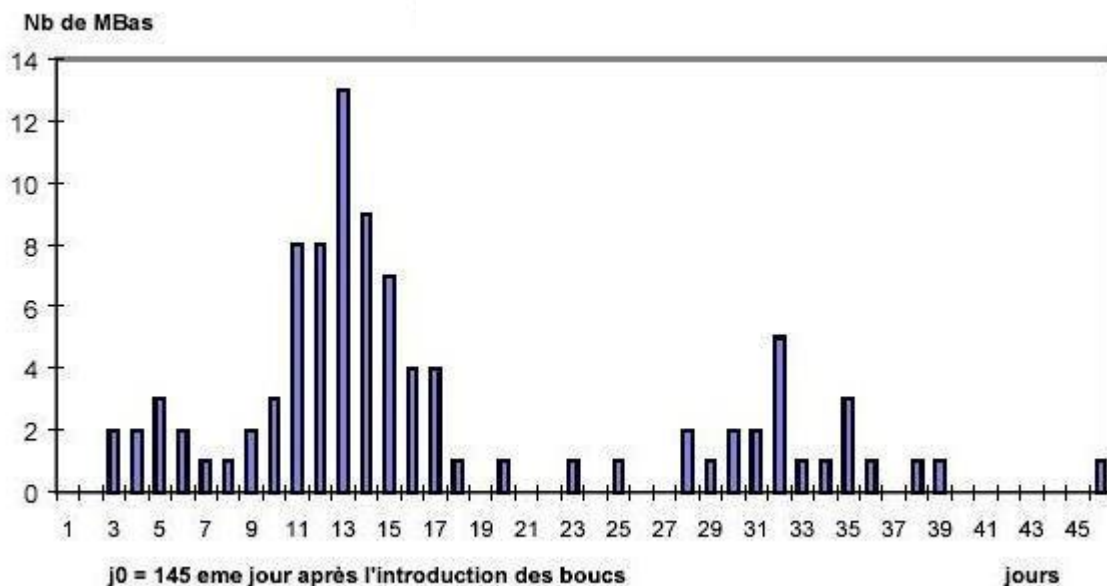


Figure 8: Répartition temporelle des mises bas après effet bouc au printemps (Groupe Reproduction Caprine, 1997)

1.2. Le flushing : il s'agit d'une augmentation temporaire du niveau énergétique de la ration de façon à compenser une alimentation insuffisante ou un mauvais état corporel, car le poids vif a une influence déterminante sur le taux d'ovulation (Hanzen, 2004).

Bocquier et al, (1998), constate, sur un ensemble d'essais, qu'il existe une relation positive ($r = 0,27$, $n = 14$ lots) entre la fertilité et le poids moyen des chevrettes de race Alpine au moment de l'IA.

1.3. La photopériode : les caprins des races Saanen et Alpine présentent des variations saisonnières de leur activité sexuelle tant chez le mâle que chez la femelle. Ces dernières sont étroitement liées à la variation de la durée de la phase claire et de la phase sombre des jours, les jours courts (8h de lumière/j) stimulent, chez la femelle, l'activité ovulatoire et, chez le mâle, la production spermatique, tandis que les jours longs les inhibent (Chemineau et al, 1998).

Cependant, aucune photopériode constante (longue ou courte) ne permet le maintien d'un état d'anoestrus ou d'activité sexuelle permanente. Seule, l'alternance entre jours longs et jours courts permet le contrôle de l'activité sexuelle saisonnière en induisant l'activité ovarienne et testiculaire en contre saison (Hanzen, 2004).

Le traitement photopériodique a pour principe de faire croire aux animaux percevoir, en automne ou en hiver, un jour long, donc, il sera suffisant d'éclairer la phase photosensible pour que les animaux puissent lire le jour long. Chez les caprins, la phase photosensible se situe 16 à 18h après l'aube (Chemineau et al, 1996).

Remarque : la phase photosensible est le moment privilégié de la période nocturne dont l'éclairage provoque la lecture d'un jour long.

En pratique, il est conseillé de réaliser une aube fixe artificielle par un éclairage artificiel du bâtiment. Si l'éclairage naturel devient suffisant, celui-ci est stoppé puis redémarré de 22 à 00h, soit 16 à 18h après l'aube si elle est fixée à 6h00. L'éclairage est apporté par des tubes fluorescents ou des lampes halogènes qui fournissent 200lux au minimum au niveau des yeux des animaux (Chemineau et al, 1992b ; Brice, 2003).

Chez les caprins, il est nécessaire que le traitement JL soit poursuivi par un traitement JC. Ces derniers peuvent être naturels si le traitement JL s'achève avant la fin février ou la mi-mars, ou mimés par l'insertion d'implants sous cutanés de mélatonine (Chemineau et al, 1998).

Dans ce cas, l'usage des boucs en lutte naturelle, traités de la même façon que les chèvres, permet l'obtention d'une activité ovulatoire et d'un comportement oestral nécessaire à l'atteinte d'une fertilité et d'une prolificité voisines de celles observées en saison sexuelle normale.

Le traitement JL doit avoir une durée au moins égale à 2 mois. La fertilité des chèvres Alpines est significativement différente entre celles soumises à seulement 1 mois de JL (du

5/janvier au 6/février) et celles soumises à 2mois de JL (du 5/décembre au 6/février) : 48 vs 71% (Chemineau et al, 1996).

2. Méthodes hormonales:

De nombreuses hormones, utilisées seules ou associées, permettent de synchroniser et/ou d'induire l'ovulation à des moments bien précis après l'arrêt du traitement.

21. Les oestrogènes :les oestrogènes ont été utilisées en premier lieu pour induire l'apparition des chaleurs, mais les œstrus obtenus sont souvent inconstants et les ovulations aléatoires.

Ces substances sont abandonnées du fait de l'existence des effets secondaires suite à leur utilisation, tels que la formation des kystes ovariens et/ou l'apparition d'un comportement de nymphomanie (Marquis, 1990).

Chez les bovins, les oestrogènes s'utilisent en association avec les progestagènes, soit sous forme d'injection dans le cas d'implant sous cutané, soit sous forme de capsule insérée au dispositif intra-vaginal (Grimard et al, 2003).

22. Les gonadotropines :les gonadotropines jouent un rôle essentiel dans le contrôle des activités endocrines des gonades par le système nerveux central.

La PMSG peut être utilisée, elle provoque, indirectement, la croissance folliculaire et l'ovulation sans manifestations œstrales. Cependant, leur utilisation revêt un grand intérêt en association aux progestagènes.

Maurel et al. (1999), montrent que l'injection de 500 UI d'eCG induit la synthèse d'anticorps anti-eCG dès le premier traitement. En forte concentration, ces derniers sont corrélés avec une diminution de la fertilité après IA, due à un retard du moment d'apparition des chaleurs, du pic préovulatoire de LH, et par conséquent du moment de l'ovulation.

Ainsi le pourcentage des chèvres venant en œstrus traitées pour la deuxième fois au cours de l'année est plus faible qu'après le premier traitement (45 vs 71%) (Baril et al, 1992) (**Figure 9**)

.

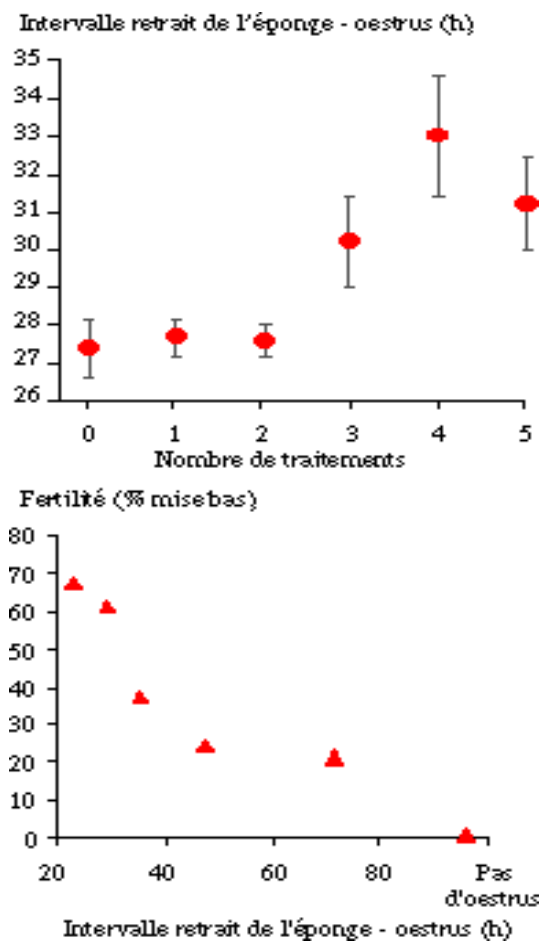


Figure 9 : Relations entre l'intervalle retrait de l'éponge -début de l'œstrus et le nombre de traitements reçus par les chèvres, et entre cet intervalle et la fertilité (d'après Baril et al 1993).

23. Les prostaglandines : l'effet lutéolytique est la clé de son utilisation, donc le contrôle de l'ovulation par les prostaglandines ne se fait qu'en période de reproduction.

L'injection d'une seule dose appropriée de PGF_{2α} (Corteel, Leboeuf, 1990) ou de l'un de ses analogues est efficace pour provoquer la lutéolyse, à condition qu'un corps jaune fonctionnel soit présent, cependant, chez les petits ruminants, la lutéolyse n'est possible qu'entre le 5^e et le 14^e j du cycle. Actuellement la dose classique utilisée chez la chèvre est de 50mcg de cloprosténol (Brice et al, 1997).

Pour être sûr que toutes les femelles du groupe soient à un stade sensible du cycle, l'injection de deux doses de PG à 10 à 11 j d'intervalle est recommandée (Holtz, 2005).

Les prostaglandines peuvent être utilisées en association avec les progestagènes et éventuellement la PMSG dans le but d'induire et/ou de synchroniser les chaleurs.

L'administration des PG 48h avant la suspension du traitement progestatif améliore la

fertilité de 5% (61 vs 56%) (Hanzen, 2004).

24. Les progestagènes : les progestagènes ont pour but le blocage du cycle oestral. Ils exercent un rétrocontrôle négatif sur l'axe hypothalamo-hypophysaire et diminuent les concentrations circulantes de FSH et de LH (Grimard et al, 2003). L'arrêt du traitement sera à l'origine d'une chute de la progestéronémie et d'une libération subséquente des gonadotropines hypophysaires de qui dépendra la maturation folliculaire (Leboeuf et al, 1998).

En premier lieu, la progestérone naturelle était injectée à la dose de 10mg/j ou 30 à 40mg tous les 4j pendant 19j, mais les résultats ainsi obtenus étaient fort aléatoire (Marquis, 1990).

Actuellement, des pessaires vaginaux contenant des progestagènes sont utilisés. Ce sont, soit des éponges imprégnées de FGA (Fluorogestone Acetate) ou de MAP (Medroxy progestérone Acetate), soit des dispositifs en forme de Y enduits de silicone (CIDR : Control le d'Internal Drug Release) imprégnés également de progestérone. Des implants sous cutanés, imprégnés d'un progestagène de synthèse à haut potentiel '*Norgestomet*', constitue une alternative aux pessaires vaginaux. Ils peuvent être insérés sous la peau de l'oreille ou au-dessous de la queue (East, Rowe, 1989 ; Freitas et al, 1997b). Les implants sous cutanés, conçus pour les bovins, peuvent être coupés en deux pour leur usage chez les caprins.

Ces traitements peuvent, également, être appliqués aux chevrettes à condition qu'elles doivent avoir un développement corporel suffisant (Corteel et al, 1993).

Les éponges vaginales contiennent 45mg de FGA pour les chèvres primipares ou multipares, et seulement 40mg pour les nullipares.

Initialement, le traitement progestatif s'étendait sur 18j, période assez longue pour q'un corps jaune subisse une régression chez toutes les femelles traitées (Cortelet al, 1988). L'administration prolongée des progestagènes était, chez la brebis, à l'origine d'une perturbation de la remontée des spermatozoïdes dans les voies génitales de la femelle (Quinlivan, Robinson, 1969).

Pour raccourcir la durée du traitement jusqu'à entre 5 et 12j, une dose de PG est injectée, soit au début, ou plus communément en fin ou 24 à 48h avant la fin du traitement progestatif (Holtz, 2005). Les PG synchronisent mieux les oestrus et les ovulations par la lutéolyse d'un corps jaune éventuellement présent à la fin du traitement progestatif (Leboeuf et al, 1998). Celui-ci s'accompagne d'une injection d'eCG, soit au moment du retrait des progestagène, soit

48h avant. La dose d'eCG dépend de la saison, la race, la parité, l'état corporel, la lactation, l'effet mâle et autres facteurs environnementaux (Bretzlaff, Romano,2001).

Chez les caprins, comme chez les autres espèces d'animaux domestiques, le contrôle de la reproduction offre des avantages pour les exploitations agricoles, tels que :

- Le programme des mises bas à une période précise de l'année (alimentation et commercialisation),
- La limitation dans le temps des périodes de mise bas (groupeshomogènes),
- La manipulation et le stockage du matériel génétique par l'utilisation de l'insémination artificielle et du transfère embryonnaire (Chemineau et al,1996).

**ETUDE DE LA
SEMENCE DU BOUC**

Chez le bouc, la récolte du sperme se fait par deux méthodes communes pour toutes les espèces animales. La première est celle du vagin artificielle (Djabakou et al, 1984 ; Meyer et Yasso, 1990) et la seconde est l'électro-éjaculation (Derivaux et Ectors, 1986).

I. La récolte du sperme

1. La récolte au vagin artificiel : C'est la méthode la plus largement utilisée en raison de la facilité de collection et du confort de l'animal (Shoenian, 2005). Elle permet:

- L'obtention de la totalité de l'éjaculat.
- La mesure exacte de l'éjaculat.
- Une meilleure viabilité du sperme en comparaison avec d'autres méthodes.
- L'absence de sécrétions extérieures.

Le vagin artificiel a été mis au point par Milovanov. Cette appareil, simple et pratique, permet de rassembler toutes les conditions naturelles présentées par les voies génitales femelle pendant le coït et de recueillir rapidement un éjaculat non souillé (Derivaux et Ectors, 1986).

Le vagin artificiel a une forme et des dimensions en rapport avec l'espèce pour laquelle il est conçu, en tenant compte de la conformation du pénis et de la taille de l'animal. Généralement, constitué de :

- Un cylindre extérieur en matière rigide, le plus souvent en caoutchouc dur et épais (isolation thermique) ou en substance plastique, pourvu d'une ouverture fermée par un bouchon.
- Un cylindre intérieur ou chemise en latex ou en caoutchouc artificiel. Il est mince et souple et est introduit dans le cylindre externe et ses extrémités rabattues et maintenues par un élastique ou par un anneau en caoutchouc.

La cavité close qui se forme entre les deux cylindres réalise une chambre circulaire communicante avec l'extérieur par l'ajutage du cylindre extérieur. L'une des extrémités du vagin artificiel reste ouverte permettant l'intromission de l'organe copulateur du mâle, tandis que sur l'autre se fixe un cône en caoutchouc qui se prolonge d'un tube en verre ou mieux en plastique gradué servant à récolter le sperme (Shoenian, 2005 ; Hanzen, 2006) (**figure 5.1**). Parfois, le cône en caoutchouc porte un orifice permettant le départ de l'air de manière à éviter un excès de pression à ce niveau. Certains vagins artificiels sont équipés d'un thermomètre. Dans beaucoup de cas, le vagin artificiel est protégé d'un revêtement assurant, d'une part, la préservation de l'échantillon du choc thermique, et d'autre part, la protection du dispositif

d'éventuels dommages (Shoenian, 2005).

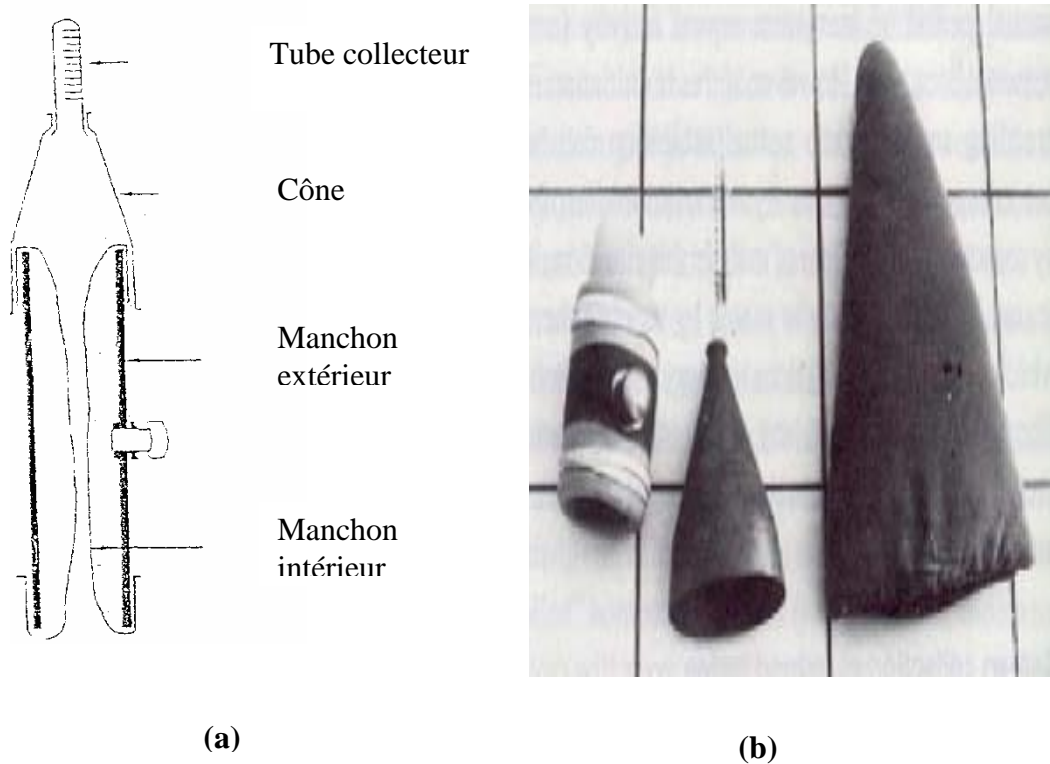


Figure 10: Le vagin artificielle ((a) Parez et Duplin, 1987; (b) Goelz, 1999).

1.1. La préparation du vagin artificiel:

Au moment de son utilisation, la chambre circulaire du vagin artificiel est remplie d'eau à 44 – 45°C en quantité suffisante de manière à créer une pression rappelant celle du vagin naturel (Hanzen, 2006). L'extrémité servant à la pénétration du pénis est enduite d'un lubrifiant, facilitant ainsi l'intromission de l'organe. Cependant, en excès, celui-là peut s'accumuler dans le tube collecteur et contaminer le sperme rendant les examens de la semence difficiles.

Les températures élevées de l'eau peuvent léser l'organe copulateur du mâle qui, par la suite, refuse d'effectuer des montes. Une pression élevée du vagin artificiel est à éviter, car, elle peut en empêcher le passage au pénis et sera à l'origine d'un éclatement du cylindre interne.

En regardant son ouverture, un remplissage correct se traduit par la simulation d'une fente vulvaire (Hanzen, 2006).

1.2. Entraînement des mâles pour la collecte :

1.2.1. Mâles dont la semence n'a jamais été collectée : c'est une opération qui nécessite beaucoup de travail et de patience.

Chez les races saisonnées, l'entraînement commence, de préférence, pendant la saison sexuelle, là où la motivation sexuelle est maximale, ou chez les jeunes animaux dès qu'ils entrent en puberté. Il est très important que ce travail soit assuré par la personne qui fasse les futures collectes, au même endroit où les animaux seront collectés.

Les boucs sont exposés un par un devant une femelle immobilisée, de préférence en oestrus naturel ou induit. On peut également utiliser des femelles castrées, des mâles ou des mannequins. Une stimulation sexuelle appropriée permet l'obtention d'une éjaculation avec un volume, une concentration et une motilité élevés (Shoenian, 2005).

La réaction des mâles envers la femelle est différente :

- Mâles manifestant des éléments du comportement sexuel : Dans ce cas, l'opérateur réalise une approche calme. Si, malgré la présence humaine le bouc continue à chevaucher la femelle, le vagin artificiel peut être présenté dès que le mâle serait en position d'accouplement. Le bouc peut éjaculer directement ou redescend sans éjaculation. Dans ce dernier cas, l'animal revient de lui-même pour chevaucher la femelle et servir le vagin artificiel. Si, même après le deuxième essai la récolte n'est pas possible, l'opérateur laisse le bouc saillir la femelle et en même temps il le stimule de la voix, ce qui peut inciter le bouc à renouveler ce type de comportement.

- Mâles peu motivés montrent seulement des tentatives d'accouplement : La collecte est tentée à chaque fois que le mâle essaye de chevaucher la femelle. Le détachement de la femelle et son passage devant le mâle, le changement de la femelle ainsi que l'encouragement du mâle par la voix peuvent améliorer la stimulation sexuelle (Baril et al, 1993).

- Mâles ne manifestant aucun comportement sexuel : Dans ce cas, la semence ne peut pas être collectée au vagin artificiel. Leur proportion de 8,7% a été mesurée au hasard dans un groupe de 46 boucs Alpains et Saanen, chez qui une diminution de la libido était évidente à l'âge de 5 à 6 mois (Corteel, 1981) (**figure11.**).

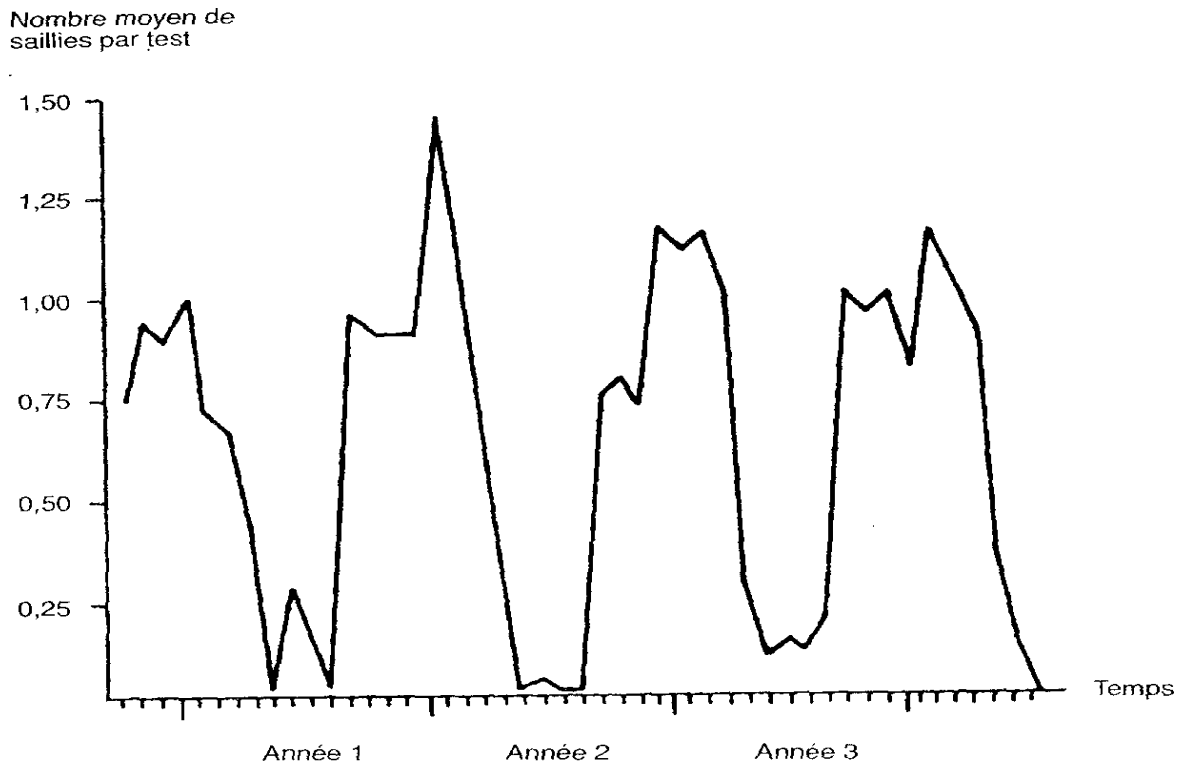


Figure 11: Variations saisonnières du nombre de saillies dans des tests de 10 minutes chez des boucs alpins non entraînés (Rouger, 1974).

Cette inhibition peut être due à la présence humaine, à l'homosexualité ou aux éventuels problèmes sanitaires.

En présence de l'homme, peu de boucs manifestent une inhibition de leur comportement sexuel, dans le cas échéant, ces mâles reçoivent un entraînement spécial en vue de les familiariser avec la voix et l'odeur des vêtements de l'opérateur. Celui-ci doit porter, de préférence, des vêtements de couleur sombre plutôt que de couleur vive. Ces boucs peuvent être utilisés avec d'autres mâles pour la détection des chaleurs, ce qui peut stimuler leur motivation sexuelle.

L'homosexualité, conséquence de l'élevage des boucs en groupes, se traduit par une inhibition du comportement sexuel du mâle en présence de la femelle. Dans une situation pareille, l'utilisation des mâles boute-en-train, au lieu d'une femelle, sera bénéfique pour la collecte de semence.

Les atteintes douloureuses de l'appareil génital, les arthrites et toutes infections générales sont susceptibles de diminuer l'activité sexuelle. Le piétin et les abcès des pieds entraînent, presque toujours, une dégénérescence spermatique sévère ; les épидидymites peuvent être à l'origine d'une stérilité totale ou partielle (Chapelet et Thibier, 1976 ; Petrenkov, 1978, cités par OuldSaïdi, 1991).

122 Mâles dont la semence a déjà été collectée auparavant:

Généralement, ces mâles ne manifestent pas de problèmes comportementaux, même après un repos de plusieurs mois, si le redémarrage de la collecte aura lieu en saison sexuelle.

Chez les boucs à activité sexuelle saisonnière, quoique manifestent un comportement sexuel normal en saison de reproduction, les chevauchements et les accouplements cessent de se produire chez tous ou quelques-uns d'entre eux pendant plusieurs semaine voire mois, en contre saison (Shank, 1972).

Chez ceux qui continuent à chevaucher et accoupler au-delà de la période d'activité sexuelle, un accroissement significatif du temps de réaction est toujours observé (Corteel, 1977).

En dépit de la saisonnalité des montes, la semence peut être obtenue avec le vagin artificiel pendant toute l'année chez quelques races saisonnières telles que l'Alpine et la Poitevine. Ceci est possible avec des mâles manifestant un comportement sexuel normal et entraînés à servir le vagin artificiel dès l'âge de 5mois au rythme de deux collectes par semaine en jour et heurs fixes (**figure12**).

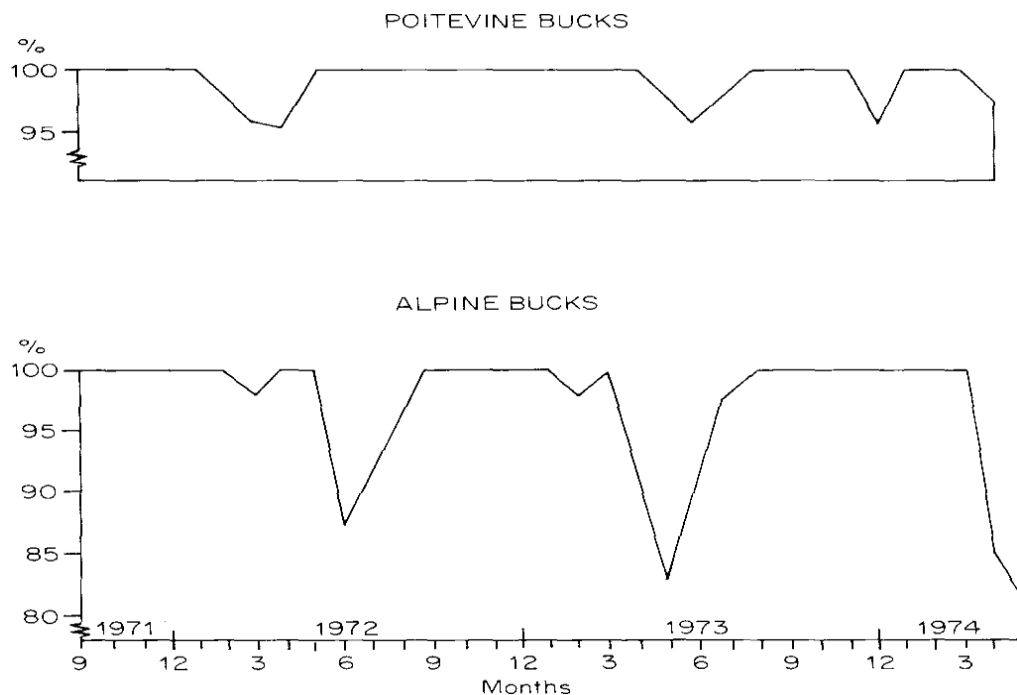


Figure 12: Variations mensuelles de l'efficacité sexuelle chez les boucs (% de succès aux tests de récolte) (Corteel, 1981).

1.3. La collecte de la semence:

Du fait de leur élevage en case individuel, chaque bouc, dont sa partie abdominale et son fourreau sont nettoyés, est conduit directement de son box jusqu'à la salle de collecte, où une femelle boute-en-train est alors immobilisée. Les mâles peuvent également être collectés dans leur box.

L'opérateur s'agenouille à côté du mâle. Lors du chevauchement, celui-là dévie le pénis du bouc, en le manipulant au niveau du fourreau, vers l'ouverture du vagin artificiel dirigé de bas en haut selon un angle de 45° et légèrement vers l'extérieur (Hanzen, 2006). Il est nécessaire de mettre le vagin artificiel dans le prolongement du pénis afin d'assurer une intromission complète de l'organe. Après cela, l'animal éjacule immédiatement, le vagin est alors retourné de manière à recueillir le sperme dans le tube collecteur.

Il est important que le temps de contact entre la semence et le caoutchouc du cône soit le plus court possible (de Montigny, 1987).

En pratique, il est recommandé de respecter un intervalle de deux jours entre les collectes pendant la première moitié de la saison sexuelle, et de trois jours durant la seconde moitié de celle-ci (Boué et Corteel, 1992). Selon Corteel et al, (1978), sous les hautes latitudes et durant la saison sexuelle, une augmentation de deux à sept collectes hebdomadaires triple le nombre des spermatozoïdes obtenus par semaine.

A la suite de chaque récolte, le vagin artificiel doit être démonté, lavé et rincé. Ses pièces devraient être imbibées pendant 5 minutes en alcool de isopropyle (Shoenian, 2005). Il est recommandé de le maintenir dans une étuve à 45°C et ne le remplir que dans les minutes précédant le prélèvement.

2. La récolte par électro-éjaculation:

Cette méthode est peu utilisée pour la collecte de semence. Elle est réservée aux mâles ayant perdus leur libido ou qui ne peuvent pas servir le vagin artificiel par faute d'érection normale, lésions articulaires ou simplement par son refus (Hanzen, 2006).

L'électro-éjaculation consiste en une stimulation électrique des nerfs érecteurs et éjaculateurs provoquant l'émission du sperme (Goelz, 1999). L'électro-éjaculateur est fait d'une électrode bipolaire et d'une source de courant alternatif à un bas ampérage (**figure 5.4**). Après évacuation des matières fécales, l'électrode est introduite dans le rectum au dessus des glandes accessoires. Chez le bouc, l'émission de 3 ou 4 stimulations de 2,5 à 8 volts provoque l'éjaculation (Gomes, 1977).

La collecte par électro-éjaculation permet l'obtention des éjaculats de volume importants et de concentration en spermatozoïdes plus faible, mais sans diminution de la motilité de ces derniers (Akusu et al,1984).

Nunes, (1982), rapporte que le plasma séminal a un effet délétère sur la conservation in vitro des spermatozoïdes, de ce fait, l'électro-éjaculation n'est pas préconisé chez le bouc. Cependant, les connaissances actuelles de l'anatomie et de la physiologie de l'appareil génital du bouc ont permis à cette technique de procurer un sperme avec un ratio de plasma séminal normal (Corteel, 1981).



Figure 13: Différents types d'électro-éjaculateurs (Goelz, 1999).

II. Examen de la semence:

Après que le sperme ait été collecté du mâle, la prochaine étape sera de le traiter. L'évaluation de la qualité du sperme est l'examen de divers paramètres macroscopiques, microscopiques ou biochimiques dont leur concordance permet de tirer de conclusions valables.

1. Examen macroscopique:

1.1. Volume : la mesure du volume de l'éjaculat s'effectue par la lecture directe à l'aide de graduations du tube de collecte sans tenir compte de sa partie mousseuse (Baril et al,1993).

Le volume de l'éjaculat dépendra de divers facteurs, à savoir, l'âge, la saison et la

fréquence de récolte (Maxwell et Evan, 1987 ; Hafez, 1987). Cependant, quand le volume de l'éjaculat augmente ou diminue, ces changements sont, en grande partie, dues aux changements de la quantité des sécrétions épидидymaires et des glandes annexes (Corteel, 1977). Selon Setchell, (1977) et Taure, (1988), le volume de l'éjaculat varie entre 0,2 et 0,5ml chez les jeunes boucs de 7 à 10mois, et entre 0,6 et 2ml chez les adultes.

Chez les boucs des races saisonnées, le comportement sexuel, le volume testiculaire et la production spermatique sont influencés par les changements photopériodiques (Ortavant, 1977 ; Laubser et al, 1982 ; Branca et Cappai, 1989). Ainsi, on observe une augmentation de l'activité alimentaire au printemps au détriment d'une diminution de l'activité sexuelle (Rouger, 1974).

Peu d'études ont été réalisées chez le bouc pour évaluer la production spermatique. Les informations disponibles sur la D.S.P (Daily Sperm Production) indiquent que celle-ci varie entre $5,5$ et $14,5 \times 10^9$ spz avec de faibles variations saisonnières entre races (Derashri et al, 1992 ; Walkden-Brown et al, 1994a). La quantité de spermatozoïdes collectée par jour ou

D.S.O (Daily SpermOut-put), selon un rythme intensif de deux collectes par jour pendant neuf jours, représente de 40 à 80% de la D.S.P. La D.S.O des boucs de races Alpine et Saanen est de $2,96 \pm 0,36 \times 10^9$ spz. (Delgadillo et al, 1993). En saison sexuelle, la D.S.P des mâles Angora atteint $4,0$ à $6,4 \times 10^9$ spz. Dans cette race, les réserves épидидymaires en spermatozoïdes sont elles-mêmes corrélées avec le poids testiculaire ($r = 0,5$, $p = 0,01$), et avec le nombre de spermatozoïde du testicule ($r = 0,42$, $p = 0,07$), mais non avec le poids de l'épididyme (Ritar et al, 1992).

La mesure de la circonférence scrotale constitue la méthode indirecte la plus simple et la plus efficace pour l'estimation du volume testiculaire et de la production spermatique, car chez les boucs cachemire australiens, ces derniers sont étroitement corrélés avec la circonférence scrotale ($r = 0,88$ et $r = 0,72$, respectivement).

Chez le bouc australien de race cachemire, Walkden-Brown et al, 1994b, constatent que la reprise de l'activité sexuelle en fin d'été et à l'automne s'accompagne d'une augmentation du poids vif, de la circonférence scrotale, de l'intensité de l'odeur sexuelle, de la concentration plasmatique de testostérone, ainsi qu'une diminution de la quantité de nourriture ingérée. Les boucs de race Alpine et Poitevine ont un volume d'éjaculat élevé en automne et en hiver, c'est-à-dire pendant la saison sexuelle. Ensuite, le volume diminue pour atteindre des valeurs minimales au printemps et en été, c'est-à-dire en période de repos sexuel (Leboeuf et al, 2003).

A des latitudes tempérées, l'effet de la durée quotidienne d'éclairement se traduit, chez le bouc, par de variations saisonnières de sécrétions exocrines et endocrines des gonades, de leurs poids et diamètre, du comportement sexuel, de la composition du plasma séminal et de la quantité et la qualité des éjaculats (Alberio, 1976 ; Colas et al, 1981-1985-1986 et 1988). Sous les climats tropicaux et subtropicaux, la température peut être un facteur limitant les capacités de reproduction. Ainsi, le volume et la concentration de spermatozoïdes dans les éjaculats sont diminués en périodes de haute température.

Quand la température ambiante augmente, le nombre maximum d'éjaculat obtenu en une heure diminue. L'effet de la température sur la libido ne se manifeste qu'à partir de la deuxième semaine avec une chute maximale à la troisième semaine (Smith, 1970).

1.2. La couleur du sperme :chez la plupart des espèces animales, la couleur du sperme peut varier du blanc clair au jaune brillant (Ezekwe, 1988a). Chez le bouc, le sperme est de couleur blanc jaunâtre. Cette coloration est due à la présence d'un pigment lipochrome élaboré par la vésicule séminale.

La présence d'éléments anormaux dans le sperme peut être à l'origine d'une modification de sa couleur, et on peut avoir, donc :

- Une couleur jaune, due à la présence d'urine ou de pus, et dans ce cas, le pouvoir fécondant de la semence peut être complètement compromis.
- Une couleur rosée ou rougeâtre, traduisant l'existence de sang frais ou l'administration de phénothiazine.
- Une couleur bleuâtre, résultat d'une diminution de la concentration ou de l'administration de bleu deméthylène.
- Une coloration brunâtre ou grise indique une contamination du tractus génital du mâle (Hafez, 1987 ; Maxwell et Evans,1987).

1.3. La consistance et l'aspect du sperme :chez les caprins, le sperme est un liquide épais, crémeux, inodore et assez visqueux (Marquis, 1990). La consistance de la semence est fonction du rapport entre les spermatozoïdes et le plasma séminal. Ainsi, le sperme de forte consistance contient beaucoup plus de spermatozoïdes que celui de faible consistance (Salamon, 1976 ; Hafez, 1987).

2. Examen microscopique:

2.1. La concentration :c'est un critère important pour le jugement de la qualité de la semence. La concentration d'un éjaculat exprime le nombre de spermatozoïdes par millilitre

de sperme.

L'appréciation de la couleur peut être une méthode empirique pour l'évaluation de la concentration. Ainsi, une couleur jaune très claire signifie une concentration inférieure à 1 milliard de spz/ml. En revanche, un sperme blanc ivoire peut exprimer une concentration supérieure ou égale à 3 – 4 milliards de spz/ml (Marquis, 1990).

Cette évaluation subjective peut être complétée par d'autres méthodes, à savoir :

2.1.1. Le comptage direct par hématimètre : il consiste en une dilution préalable du sperme dans une solution susceptible de disperser et de tuer les spermatozoïdes, tels que le NaCl à 3% ou solution de formaldéhyde à 1%. Pour le sperme de bouc, un taux de dilution de 5% est conseillé (Hanzen, 2006). Généralement, les hématimètres se différencient par les cellules de comptage, il existe, alors, les cellules de Malassez, de Thoma, de Naubouer ou de Türk.

2.1.2. La spectrophotométrie : ou néphélométrie, c'est la méthode universelle utilisée dans les centres d'insémination artificielle. Elle consiste à apprécier la concentration en spermatozoïdes, en évaluant l'opacité de la suspension au moyen d'un spectrophotomètre ou colorimètre (Dumont, 1996).

Chez les races saisonnées, la concentration spermatique suit une évolution inverse de celle du volume, elle est élevée en dehors de la saison de reproduction et faible en saison sexuelle. Ces variations sont le reflet de la synthèse et de la sécrétion des glandes annexes. Celles-ci sont stimulées par la testostérone qui est élevée en saison sexuelle et basse en contre saison (Baril et al, 1993) (**figure 14**).

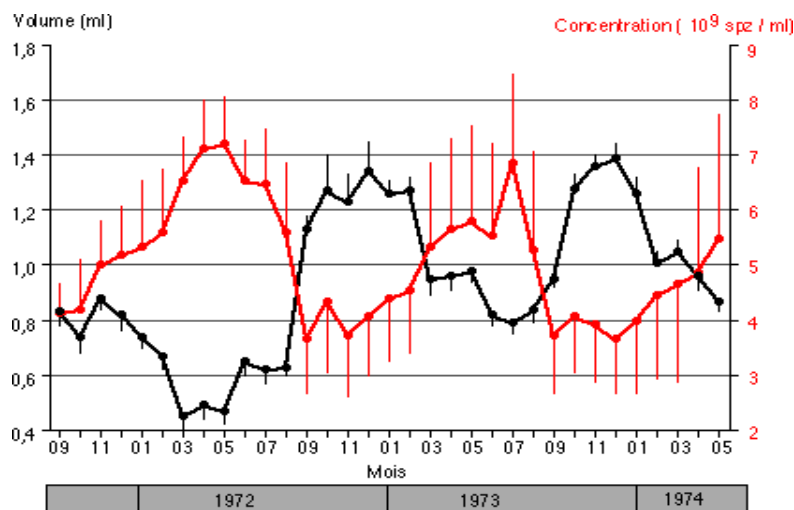


Figure 14: Variations mensuelles du volume de l'éjaculat et de sa teneur en spermatozoïdes chez le bouc de race Alpine (n = 5 boucs âgés de 10 mois au début de l'étude) en France à 45° de latitude nord (adapté de Cortell 1977).

2.2. La motilité massale: La motilité massale est le résultat des mouvements ondulatoires des gamètes. Cet examen, de mesure rapide et facile, est réalisé par dépôt d'une goutte de sperme pur sur une lame préchauffée et placée sur la platine chauffante du microscope (37 à 38°C), sous un faible grossissement (x 80). L'observation doit être rapide car à cette température, la motilité massale diminue au bout de 15 à 20 secondes.

L'utilisation d'une échelle allant de 0 à 5 permet de noter la qualité de la semence, selon le tableau ci-dessous (Maxwell et Evans, 1987 ; Baril et al, 1993) (**tableau 2**).

Tableau 2: la description de la motilité massale des spermatozoïdes (Salamon, 1976).

Note	Motilité massale	Description
5	Très bonne	vagues et tourbillons, mouvements très rapides ; les spermatozoïdes ne peuvent pas être visionner individuellement.
4	Bonne	mouvements rigoureux, vagues et tourbillons ne sont pas aussi évidents qu'en score 5.
3	Faible	il n'y a pas ou il y a peu de vagues lentes ; les spermatozoïdes peuvent être individualisés. 45-65% des spermatozoïdes sont actifs.
2	Assez faible	20 à 40% des spermatozoïdes sont actifs ou vivants, leur motilité est très faible. Absence de vagues.
1	Très faible	très peu de spermatozoïdes montrent des signes de vie sans mouvements progressifs.
0	Absence	tous les spermatozoïdes sont morts.

Beaucoup d'auteurs convertissent cette note à un pourcentage fictif de spermatozoïdes mobiles, ce dernier est estimé après observation microscopique de 05 champs d'une goutte de semence diluée. Pour une observation convenable, la dilution doit être entre 60 et 200 x 10⁶spz/ml, sous un grossissement x 200 (Baril et al, 1993).

2.3. La motilité individuelle des spermatozoïdes : cette évaluation est réalisable en même temps que l'estimation du pourcentage des spermatozoïdes mobiles, d'ailleurs, elles sont effectuées dans les mêmes conditions de grossissement et de température (Hafez, 1987 ; Baril et al, 1993).

Chez les races à activité sexuelle saisonnière, le taux des spermatozoïdes mobiles est élevé pendant la saison sexuelle et faible en dehors de celle-ci (Delgadillo, 1990). Pendant la saison de reproduction, la motilité spermatique est élevée ; ainsi, un éjaculat moyen contient 85

à 95% de spermatozoïdes normaux dont leur motilité individuelle est la plus élevée de l'année.

En général, les variations saisonnières de la motilité, évaluées en conditions définies, sont associées aux variations saisonnières correspondantes de la fertilité (Corteel, 1976a).

2.4. Etude de la morphologie spermatique : c'est le second test qualitatif après la motilité. Il apprécie la qualité du sperme au travers du nombre de spermatozoïdes atypiques, qui indique une baisse de sa viabilité. Ce test est réalisé en recourant aux différentes préparations colorées.

2.4.1. Coloration totale : elle a pour objectif de faire mieux apparaître la morphologie générale du spermatozoïde. Elle peut être simple (bleu de méthylène, bleu de toluidine, violet de gentiane et la fuschine) ou double (williams, giemsa etkarras).

Les colorations doubles se concentrent beaucoup plus sur la structure de la tête et de la pièce intermédiaire des spermatozoïdes (Derivaux et Ectors, 1986 ; Hafez, 1987).

2.4.2. Coloration vitale : cette technique permet la détermination du pourcentage des spermatozoïdes morts par rapport aux vivants, et la coloration la plus utilisée est celle de l'*éosinenigrosine*.

Les frottis sont réalisés en mélangeant une goutte de colorant avec une goutte de sperme. Cependant, l'acrosome ne peut pas être évalué sur ce type de préparation, et seule une lecture, en milieu humide de préparation des gamètes fixés au formol en contraste de phase, le permet (Chavette, 1992).

Pour déterminer le taux de cellules mortes et celles avec anomalies structurales, la lame est placée sur la platine chauffante du microscope à 37 – 38°C et examinée à la lumière directe, pour au moins 150spz dans différents champs de la même préparation (Baril et al, 1993).

Tous les spermatozoïdes colorés en totalité ou en partie sont considérés comme morts au moment de la coloration.

D'après Corteel, 1981, l'incidence des anomalies morphologiques des spermatozoïdes augmente en dehors de la saison sexuelle ou après exposition des mâles à des températures ambiantes élevées. Cependant, la fertilité du bouc sera affectée, surtout si leur proportion dépasse 20% (Marquis, 1990).

Les anomalies morphologiques des spermatozoïdes peuvent intéresser, simultanément ou isolement, leurs divers constituants : la tête, le col, la pièce intermédiaire, la partie principale et

la queue. Elles peuvent être classées en anomalies spermatiques majeures et mineures (**figure 15**).

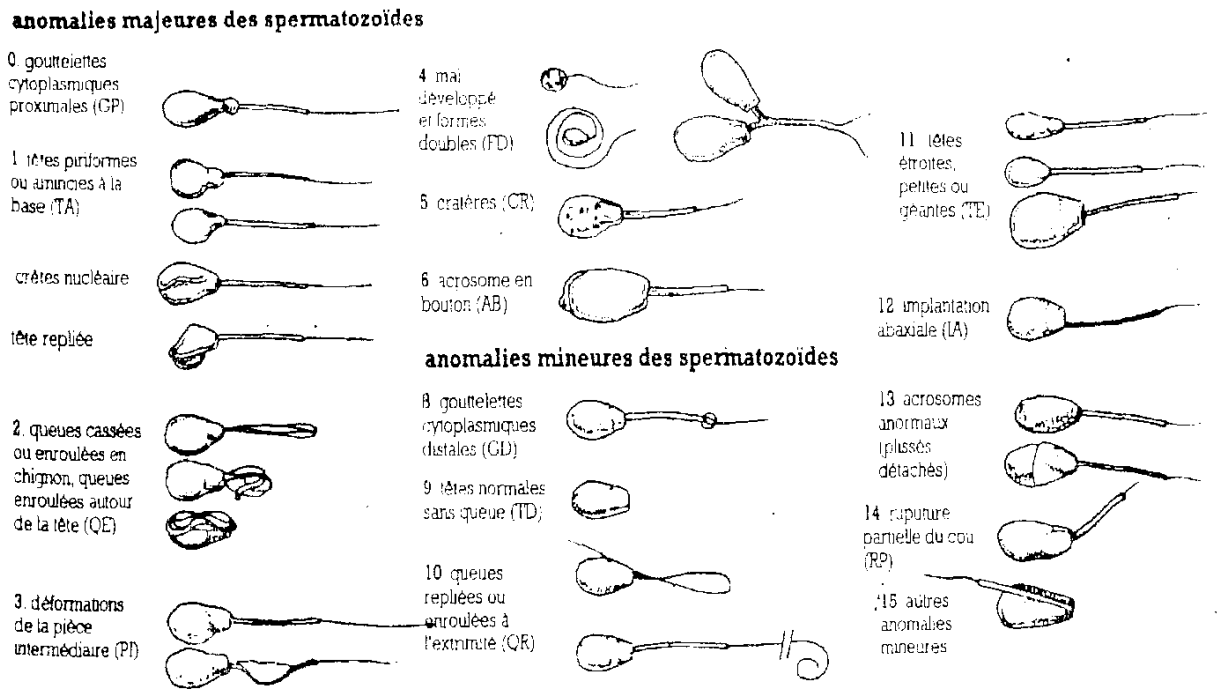


Figure 15: Classification des différentes anomalies spermatiques (Dumont, 1996).

3. Examens biochimiques:

3.1. La mesure du PH : le sperme du bouc est légèrement acide, son PH varie de 6 à 6,8 avec une moyenne de 6,4 (Vaissere, 1977). Cette valeur évolue inversement à celle de la concentration, quand celle-ci augmente, le PH diminue. Le PH est mesuré, juste après la récolte, à l'aide d'un PHmètre.

Après la collecte, le rythme de diminution du PH permet l'évaluation de la qualité du sperme (Derivaux et Ectors, 1986).

3.2. Le test de fructolyse : les spermatozoïdes, stockés in vitro en anaérobiose, métabolisent le fructose présent dans le plasmaséminal.

L'index de fructolyse s'exprime par la quantité en milligramme de fructose assimilée par 10^9 spz en une heure à 37,6°C. Il est significativement corrélé avec la concentration et la motilité spermatique.

Ainsi, un sperme de qualité a un index de fructolyse variant entre 1,4 et 2 (Derivaux et Ectors, 1986).

3.3. La réduction du bleu de méthylène : ce test apprécie la déshydrogénase du

sperme. Après coloration au bleu de méthylène, un sperme de bonne qualité se décolore en moins de 10 minutes, au contraire, un sperme de qualité médiocre ne l'a qu'en dépassant les 15 minutes (Milovanov, 1986).

3.4. La thermo résistance: c'est la détermination de l'aptitude des spermatozoïdes à survivre en conditions thermiques comparables à celles de l'appareil génital femelle.

La semence est diluée pour avoir entre 80 et 300 millions de spz/ml et est placée dans un bain-marie à 37 - 38°C. Le taux des cellules vivantes est déterminé au début du test et 3 heures après (Hafez, 1986).

Dans le but de mieux apprécier la qualité de la semence, d'autres tests peuvent être utilisés, il s'agit, entre autres, de l'intégrité de l'acrosome, le test GOT (Glutamic Oxaloacetic Transaminase) et l'aptitude des spermatozoïdes à se déplacer dans différents milieux y compris le mucus cervical (Baril et al, 1993).

III. Conservation de la semence :

En IA, la semence non diluée peut être utilisée, si les donneurs et l'équipement sont disponibles au sein du centre d'IA. Cependant, il est nécessaire d'agir rapidement pour prévenir l'épuisement et l'assèchement de la semence. C'est pourquoi, dans la plupart des cas, la semence diluée et conservée est utilisée (Corteel, 1981).

1. La dilution de la semence : elle permet de réaliser, à partir d'un seul éjaculat, l'insémination d'un nombre important de femelles et assurer la survie des spermatozoïdes pendant un certain temps (Marquis, 1990). Elle se fait dans des milieux qui doivent, surtout:

- assurer un apport énergétique pour les spermatozoïdes ;
- éviter les variations du PH, grâce à des substances tampon (Magistrini et al, 1997).

Après des années, les techniques utilisées pour la préservation de la semence bovine étaient le seul modèle disponible utilisé chez les caprins (Cortell, 1992).

Chez les mammifères, le jaune d'œuf ou le lait écrémé sont fréquemment utilisés dans les dilueurs du fait de leur rôle protecteur contre le choc froid des spermatozoïdes, mais, la conservation de la semence du bouc dans ces milieux constitue un problème pour la survie des gamètes (Leboeuf et al, 2003).

L'Egg Yolk Coagulating Enzyme (EYCE), enzyme coagulant le jaune d'œuf possède une activité phospholipase A hydrolysant la lécithine du jaune d'œuf en acides gras et lysolécithine

(Roy, 1957 ; Iritiani et Nishikawa, 1972) qui sont toxiques pour les spermatozoïdes (Aamdal et al, 1965). La protéine SBU III est un monomère de 55 – 60Kda Nglycosyl, appelée BUSgp60. Elle possède une activité triglycéride lipase (Pellecier-Rubio et al, 1997). Elle est à l'origine d'une diminution du taux des spermatozoïdes mobiles et de la motilité, une altération de l'acrosome et la mort des spermatozoïdes épидидymaires dilués dans du lait écrémé. En hydrolysant les triglycérides résiduels de ce dernier, la SBU III génère des produits de lipolyse cytotoxiques (acides gras) (Pellecier et Combarous,1998).

Toutefois, afin d'accroître le taux de survie des spermatozoïdes après décongélation, la cryo préservation de la semence de bouc dans de telles conditions impose l'élimination de la quasi-totalité du plasma séminal : c'est le lavage du sperme (Leboeuf et al, 2003).

Le lavage du sperme constitue en la séparation des spermatozoïdes du plasma séminal après dilution au 1/10 de celui-là dans une solution de lavage, et centrifugation pendant environ 15minutes. Le surnageant est éliminé et le lavage est répété une deuxième fois, afin d'éliminer la totalité du plasma séminal (Marquis, 1990).

L'utilisation des inhibiteurs spécifiques de la BUSgp60 pourrait améliorer la cryo préservation de la semence caprine non lavée. Les dilueurs les plus largement utilisés pour la conservation de la semence du bouc sont, soit à base de lait écrémé déshydraté reconstitué et de glucose (0,5 M) (Cortell, 1974 et 1975 ; Le bœuf et al, 2001), soit à base de tris-glucose-acide citrique-jaune d'œuf (Salamon et Ritar, 1982). Plus récemment, des dilueurs commerciaux avec des composés non biologiques ont été développés pour améliorer la conservation de la semence (Hinsh et al, 1997 ; Gil et al, 2003).

La dilution de la semence s'effectue en deux temps :

- 1^{ère} dilution de la semence, après centrifugation à la température de 20°C;
- 2^{ème} dilution de la semence, après son refroidissement à 4°C avec une vitesse de 0,5°C/minute. Au cours de cette dilution, 8% de glycérol est ajoutée à la solution afin de protéger les spermatozoïdes du choc thermique au moment de la congélation.

2 Conditionnement de la semence : le sperme est, généralement, stocké en paillettes de chlorure de polyvinyl, de 0,5 ou 0,25ml. L'une des extrémités des paillettes est obstruée par deux bouchons, entre lesquels s'interpose de la poudre d'alcool polyvinylique. Les paillettes sont remplies par aspiration, et l'autre extrémité s'obstrue en la trompant dans de l'alcool polyvinylique (Marquis, 1990) (**figure 16**).

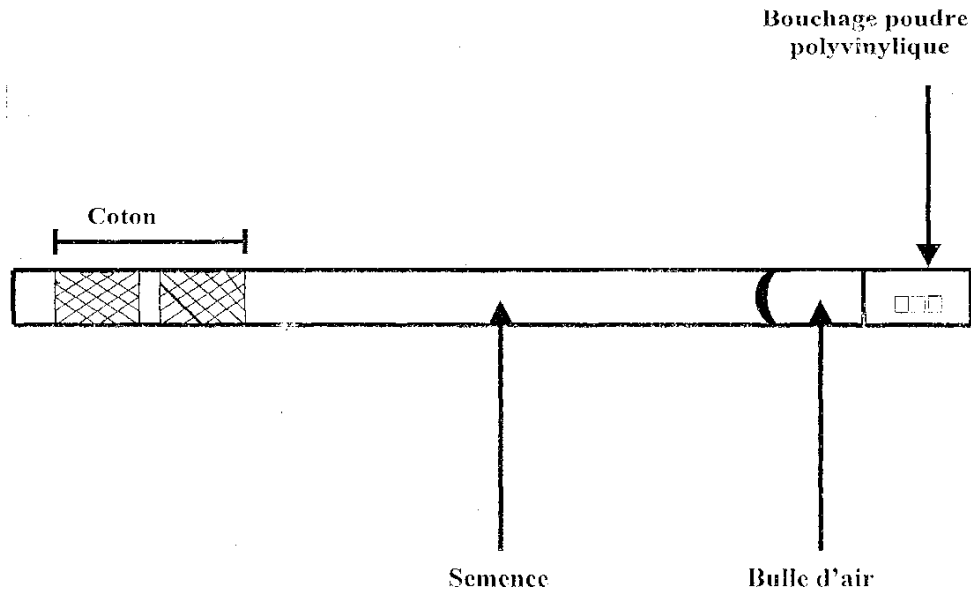


Figure 16: Schéma d'une paillette d'insémination artificielle (Derivaux et Ectors, 1986).

3 Conservation de la semence:

3.1- à l'état liquide : le sperme du bouc peut être conservé à des températures allant de 2 à 15°C, le plus souvent à 4°C. Actuellement, pour la préservation de la semence à l'état liquide à 4°C, les milieux à base de lait écrémé sont les plus utilisés (Le boeuf et al, 2003).

3.2- à l'état congelé : la congélation peut se faire à l'aide d'une machine dans laquelle la température est programmée, ou en manipulant les paillettes de la manière suivante :

- Paillette moyennes de 0,5ml : maintenues 5min. à 4cm au dessus du niveau d'azote liquide, puis plongées directement dans celui-ci.
- Paillettes fines de 0,25ml : maintenues 2min à 16cm, puis 3min à 4cm au dessus du niveau d'azote liquide et finalement, les plongées directement dans celui-ci (Baril et al, 1993).

Remarque : un maintien de la semence à plus 5°C, en présence de glycérol, est nécessaire avant d'amorcer la descente vers les températures de congélation (Adamou-N'daye et al, 2003).

**L'INSEMINATION
ARTIFICIELLE**

I L'INSEMINATION ARTIFICIELLE

A- Introduction générale

1- Définition et historique de l'insémination artificielle (IA)

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

- Déjà utilisée par les arabes au XIVème siècle, l'insémination ne fut réellement appliquée qu'en 1779 par le physiologiste italien Lauro Spallanzani qui injecta du sperme dans le vagin d'une chienne en chaleur. L'animal accoucha 62 jours plus tard de 3 chiots. La méthode fut

- Ensuite reproduite un siècle plus tard par Albrecht, Millais et en France par Repiquet. C'est cependant au début du 20ème siècle qu'Ivanov et ses collaborateurs développent la méthode en mettant au point le vagin artificiel. Les USA lancèrent l'insémination artificielle en 1938 soit quelques années après les danois. C'est cependant avec la mise au point par Poldge et Rowson en 1952 de la congélation du sperme que l'insémination artificielle prit réellement son essor. Elle s'est à l'heure actuelle généralisée et concerne non seulement l'espèce bovine mais les espèces équine, ovine, caprine, porcine, les volailles et les abeilles (Henzen,2016).

a- L'insémination caprine

L'insémination caprine est une technique qui requiert un équipement spécifique et une formation pointue en anatomie, physiologie et geste opératoire. La réussite de l'insémination reste l'objectif des éleveurs et des inséminateurs qui doivent tenir compte de différents facteurs pour choisir le bon moment de mise à la reproduction, parmi lesquels la détection des chaleurs et la condition de l'animal.

a-1-Sécurité sanitaire

Les semences congelées produites par Cap gènes présentent de nombreuses garanties sanitaires apportées par les contrôles réalisés dans le cadre de la législation sanitaire en vigueur pour les Centres de Production de Semences.

L'insémination évite l'introduction de reproducteurs extérieurs, mâles ou femelles et prémunit les élevages contre les risques "d'importation" de risque sanitaire dans votre troupeau. De plus l'insémination évite la diffusion d'éventuelles pathologies ou de contaminations bactériennes ou virales liées aux saillies successives de plusieurs femelles par un même mâle.

a-2-Renouvellement génétique

Grâce à l'insémination, le renouvellement du troupeau est assuré par des filles issues de boucs connus et d'origines variées. La performance génétique des boucs de Capgènes est

garantie par testage sur descendance (production des filles connue).

a-3-Gestion de la production laitière

Différentes méthodes telles que le groupage des chaleurs, associées à l'insémination, permettent de maîtriser la reproduction des femelles toute l'année et ainsi de produire du lait aux périodes souhaitées par l'éleveur.

a-4-Gain économique

En améliorant le niveau génétique du troupeau, les éleveurs améliorent le potentiel de production des chèvres. Pour une même ration alimentaire, elles produiront un lait de meilleure qualité, en plus grande quantité. La marge brute dégagée par chèvre augmente.

a-5-Meilleure organisation du travail

La conduite en lots liée à l'utilisation de l'insémination permet de mieux organiser le travail. Elle permet d'adapter plus précisément les apports alimentaires en fonction des besoins des animaux aux différents stades de lactation et de regrouper les mises-bas sur des périodes plus courtes et plus précises.

a-6-Les clés de la réussite à l'insémination

Pour accroître les chances de réussite à l'insémination, il est fortement recommandé de suivre les conseils suivants:

- **Choix des chèvres**

Le profil idéal de la chèvre pour une mise à la reproduction optimale, c'est 1 femelle :

à plus de 170 jours et moins de 300 de la dernière mise bas au moment de la pose des éponges (indispensable !),
de moins de 5 ans sinon baisse de la fertilité,
n'ayant pas eu de problème de reproduction à la mise bas de l'année précédente,
sans pseudo-gestation l'année en cours,
ni trop maigre ni trop grasse,
ayant reçu moins de 4 traitements hormonaux dans sa carrière.
Etat sanitaire

Il faut procéder, si besoin, au minimum 1 mois avant le début du traitement de synchronisation :
aux prophylaxies, à la taille des onglons, au déparasitage.

- **Alimentation**

- Equilibrer la ration en fibre, énergie et azote, (attention aux risques d'acidose et d'alcalose)
- Favoriser la reprise d'état corporel 1 mois avant l'insémination,
- Complémenter si besoin avec des minéraux, des hépatos et des vitamines !
- Absence de stress
- Ne pas sortir le fumier en période de reproduction, (amplitude d'1 mois avant et après l'insémination)
- Gérer les transitions alimentaires sans changement brutal,
- Eviter le transport et les changements de lots,

- Prévoir une bonne contention à l'IA et à l'échographie.
- Respect des protocoles
- Bien organiser tous les chantiers,
- Respecter les horaires de traitement.
- Passage du bouc
- Eloigner les boucs des lots à inséminer au moins deux mois avant le début du protocole pour éviter la venue prématurée en chaleurs (« effet bouc »),
 - Présenter le bouc (muni de son tablier) pour détecter les chaleurs dans les 30 heures (au maximum) qui suivent le retrait de l'éponge,
 - Les chèvres non vues en chaleurs seront destinées à la saillie naturelle,
 - Afin de pouvoir garantir la paternité, attendre 20 jours après l'insémination pour réintroduire le bouc.
- Hygiène
- Veiller à respecter les normes d'hygiène pour le matériel (aiguilles, seringues) et la visite du troupeau !
 - Pour les chevrettes...
 - Anticiper le « déflorage » au minimum 15 jours avant la pose de l'éponge,
 - Veiller à ce que le poids de la chevrerie soit d'environ 30-35 kilos au moment de l'insémination,
 - L'âge idéal des chevrettes au moment de l'insémination est de 8 mois !

B - Les avantages de l'insémination artificielle

1 -Avantage génétique

Pour les schémas de sélection, l'insémination animale constitue un élément majeur dans les programmes de sélection et de testage sur la descendance (Gahery,2012).

L'amélioration des performances de production laitière et de la morphologie mammaire est ainsi plus rapide. Les chevrettes issues de mères inséminées constituent un groupe de renouvellement de qualité. Cela permet, aussi, d'obtenir dans son propre élevage de futurs boucs reproducteurs d'une bonne valeur génétique.

2 -Avantage sanitaire

L'IA permet une dissociation spatio-temporelle entre les boucs reproducteurs et les femelles. L'absence de tout contact sexuel et le contrôle sanitaire des boucs entrant en centre de sélections participent à l'éradication ou au contrôle de certaines maladies. Les boucs sont indemnes de tuberculose, brucellose, fièvre Q, chlamyphilose, CAEV, paratuberculose et d'infections génitales. L'utilisation de l'IA limite les achats de boucs et, ainsi, l'importation des maladies pouvant nuire à l'élevage (Gahery, 2012).

3 -Avantage économique

Le progrès génétique dans un troupeau améliore les résultats technico-économiques d'un élevage. Plus le pourcentage de femelles inséminées est élevé, plus le gain économique est important. En effet, les chèvres ont un meilleur rendement laitier ; le taux protéique est amélioré, les réformes pour mauvaise production et mauvaise conformation de la mamelle diminuent progressivement et le nombre de boucs reproducteurs nécessaires est diminué (Gahery, 2012).

L'insémination associée à une méthode de contrôle de la reproduction vous permet de produire du lait sur les périodes où les reproducteurs nés d'insémination se vendent plus facilement et plus chers que les animaux nés de monte naturelle. Le marché est plus favorable c'est-à-dire au moment où le lait et les fromages bénéficient de prix de vente plus élevé (Unceia et capri-ia, 2004).

4 -Avantages techniques

L'insémination permet une gestion plus rigoureuse des lots d'animaux ce qui permet de :

- planifier la reproduction.
- planifier et grouper les mises bas.
- planifier et optimiser la production de lait et de viande.
- optimiser les apports alimentaires en fonction des besoins.
- faciliter l'élevage des chevrettes par la constitution de lots plus homogènes.

- Les semences de tous les mâles du centre d'insémination sont testées et contrôlées pour garantir un bon pouvoir de fécondation. Les semences des boucs améliorateurs l'insémination sont ainsi garanties fertiles et sont disponibles en grande quantité à tout moment de l'année.

- Par une gestion individuelle de la reproduction de chaque femelle, l'insémination vous permet un bon suivi des filiations.

C-Inconvénients et limites de l'IA :

A côté de ces nombreux avantages de cette technique de reproduction, il existe certaines contraintes qui les contrebalancent. Il s'agit du faible nombre de géniteur nécessaire à chaque génération et du changement de l'expression de certains caractères, notamment de reproduction. L'utilisation d'un nombre restreint de reproducteurs peut être à l'origine:

- D'une diminution de la variabilité génétique,
- D'une diffusion possible de tares héréditaires ou de maladies non contrôlées,
- D'un accroissement du taux de consanguinité affectant les caractères naturels.

D-Sélection des chèvres pour l'insémination artificielle

Les meilleurs candidates doivent être sélectionnées et les protocoles respectés scrupuleusement afin d'inséminer au bon moment. Le choix et la préparation des femelles destinées à l'IA ont une grande influence sur les résultats de fertilité après insémination (Le bœuf et al, 1998). Les femelles destinées à l'IA sont d'abord choisies sur des critères physiologiques avant de sélectionner sur des critères génétiques. En effet, parmi les facteurs d'échecs à l'IA identifiés, beaucoup d'entre eux sont liés aux caractéristiques physiologiques et pathologiques de la chèvre. Les recommandations suivantes permettent d'écarter les femelles à risque.

1 Ecarter les chèvres présentant une pseudogestation

L'état de pseudo gestation, nommée aussi hydromètre est une cause importante d'infertilité chez la chèvre laitière. Plusieurs raisons justifient la réforme des chèvres pseudo gestantes. D'une part, toute IA serait un échec et d'autre part, les femelles atteintes ne répondent pas à l'effet mâle. En pratique, le diagnostic peut être établi par un examen échographique. Dans le planning de reproduction, le chantier de détection est prévu le jour de la pose des éponges vaginale de FGA ou au maximum dans les 10 jours précédant le début du traitement. (Gahery,2012)

2 Les traitements hormonaux répétés et anticorps anti-ECG

Il est déconseillé d'inséminer des chèvres ayant reçu plus de 3 traitements hormonaux avec de l'ECG dans sa carrière. Un seul traitement par an doit être accordé pour une chèvre. En présence d'anticorps anti-ECG, les œstrus et les ovulations sont de tags. Sur les œstrus tardifs, la fertilité à l'IA est diminuée pour une insémination 48 heures après le retrait de l'éponge (Roy et al., 1995). Sur des œstrus apparaissant plus de 30 heures après le délai de l'éponge de FGA, la fertilité est réduite à 33 % versus 65 % avec des chaleurs avant 30 heures (Baril, Le bœuf, et al., 1993).

3 Ecarter les chèvres avec des antécédents d'infertilité

Les femelles n'ayant pas eu un passé d'échec de fécondation ont de meilleurs résultats de reproduction après IA. Cette observation a été faite sur des chèvres de 3 ans, mises à la reproduction entre le 1er mars et le 15 juin (De Crémoux et al., 2008).

4 Ecarter les chèvres ayant moins de 170 jours de lactation

Le taux de conception après IA varie selon l'intervalle mise-bas-IA. Ainsi, pour une lactation inférieure à 135 jours, le taux de mise-bas est de 41.4 %, puis augmente à 63,1% pour un intervalle de mise-bas-IA compris entre 210 et 240 jours (Le bœuf et al., 1998).

5 Ecarter les chèvres fortes productrices laitières

Les chèvres avec une production journalière supérieure à 45 kg au moment de l'IA, ont un taux de fertilité moyen diminué de 10%. Une forte productivité laitière influence l'expression et la venue des chaleurs (Le bœuf et al., 1998).

6 Ne pas intégrer les chevrettes, ni les chèvres de plus de 5 ans

Seulement des chevrettes ayant atteint un développement corporel suffisant sont choisies pour l'IA. L'insémination animale réalisée après un traitement hormonal de synchronisation donne de mauvais résultats sur les chevrettes qui ne sont pas encore cyclées. La fertilité est généralement inférieure à 50 % (Le bœuf et al., 1998 ; Bocquier et al., 2000 ; Gateff et al.,

2003). Plusieurs facteurs participent à ces mauvais résultats sur le terrain. Le tractus génital n'est pas complètement développé et il est donc trop étroit pour réaliser une insémination dans les meilleures conditions. La durée du geste d'insémination est alors allongé, ceci diminue les chances de fécondation (Houdeau et al., 2008). De plus, en dehors de la saison, la plupart des chevrettes mises à la reproduction (âge compris entre 6 et 8 mois) n'ont pas atteint la puberté (Gateff et al., 2003).

E Préparation alimentaire des chèvres avant insémination

La panse (ou rumen) abrite des microorganismes. A chaque régime alimentaire correspond un équilibre de la flore du rumen. Tout changement va modifier ces équilibres plus ou moins brutalement. Les mauvaises transitions alimentaires (changement brutal de fourrage ou augmentation rapide de la quantité de concentré) sont à l'origine de troubles métaboliques tels que l'acidose. Cela entraîne des modifications hormonales néfastes à la reproduction. Un changement de régime alimentaire ne doit donc jamais être brutal, mais s'effectuer au moins sur 15 jours. Il n'existe pas de conduite alimentaire optimale pour un lot de chèvres. Les besoins des animaux dépendent de leur âge, de leur poids, de leur production laitière... L'énergie est le facteur dominant en terme de gestion des apports alimentaires pour préparer la reproduction. Concernant les apports azotés, il est important de respecter un bon équilibre entre énergie et azote. Un excès d'azote n'est pas nuisible en tant que tel mais il peut le devenir lorsqu'il pénalise l'apport énergétique. Il est important d'éviter tout déficit énergétique au moment de l'insémination. Mais il faut également éviter les excès d'énergie qui peuvent provoquer une mortalité embryonnaire précoce. Avant la reproduction, les femelles sont en phase de reconstitution des réserves. La ration doit couvrir sans excès la totalité des besoins énergétiques et protéiques. Une étude, réalisée sur 262 troupeaux utilisant l'insémination (M.C. Leclerc, Institut de l'Élevage, 2001), a montré que les meilleurs résultats de fertilité sont liés à une ration moyenne annuelle plus fibreuse, qui se caractérise par un apport plus important de Matière Sèche (MS) fourrage que vient compléter une distribution plus limitée de concentrés.

Il est donc préconisé, pour une production laitière annuelle de 800 kg, un apport énergétique total de l'ordre de 800-850 UFL/an/chèvre dont au moins 55 % apportés sous forme

de fourrages de bonne qualité et ingestibles. Il semble qu'un apport trop important d'énergie, notamment sous forme de concentrés et qu'une distribution trop faible de fourrages, soient pénalisant pour la fertilité. (Unceia et capri-ia 2004).

F insémination artificielle

L'insémination demande essentiellement de la rigueur. Le temps à consacrer à l'ensemble du chantier d'insémination peut être limité et optimisé si les différentes étapes sont bien planifiées. L'organisation du chantier doit répondre à 2 objectifs afin de permettre une insémination dans les meilleures conditions et optimiser la fertilité :

- ◆ Travailler dans un endroit calme et familier pour les femelles.
- ◆ Procurer un confort de travail suffisant pour l'inséminateur et les éleveurs.
- ◆ Repérer correctement les chèvres à inséminer avec un crayon marqueur par exemple, les regrouper et les bloquer au cornadis quand c'est possible.
- ◆ Inséminer les chèvres en respectant au mieux l'ordre pris en compte pour le retrait des éponges.
- ◆ Limiter le stress avant, pendant et après l'insémination.

a -la contention

L'animal doit être maintenu la tête en bas et la voie génitale en haut pour permettre une meilleure visualisation du col de l'utérus et un dépôt de la semence dans les meilleures conditions. (**Figure 17**)



***La meilleure contention est celle qui permet
une bonne stabilité de la chèvre
et limite le stress***

Figure 17: les différents modes de contention de la femelle en vue d'insémination artificielle.

i Au cornadis

Prévoir 2 personnes qui se placeront de chaque côté de la femelle pour la soulever. Cela rend le travail moins pénible et évite que la femelle ne soit inclinée d'un côté ou de l'autre lors de l'insémination.

ii La chaise de contention

Ce matériel permet une position confortable pour l'insémineur et la chèvre. Pour éviter de perdre du temps, prévoir deux personnes : la première repère la chèvre pour inséminer dans le lot et l'amène vers la chaise, la deuxième soulève la chèvre après l'avoir bloquée sur la chaise.

b-Technique d'insémination artificielle exo cervicale

i Préparation du matériel

L'équipement nécessaire se constitue d'un pistolet d'insémination, d'une gaine sanitaire, d'une paire de ciseaux, d'un spéculum, d'une pince hémostatique pour la manipulation des paillettes, d'un thermos pour la décongélation des paillettes et de la cuve d'azote liquide contenant les paillettes congelées (**figure 18**)



Figure 18: le matériel d'insémination

ii La décongélation

Classiquement, la paillette sera tout d'abord secouée pour en faire tomber le reste d'azote liquide puis plongée et agitée dans de l'eau à 37°C. La décongélation s'observe au bout d'une trentaine de secondes. Pendant ce temps, il est conseillé de frotter le pistolet d'insémination pour le réchauffer. Cependant, si la température ambiante est inférieure à 20°C, il est préférable de

maintenir la paillette dans l'eau de réchauffement jusqu'à son utilisation pour éviter tout choc thermique au sperme. Certains auteurs ont préconisé la décongélation dite *in vivo* c'est à dire dans le col utérin lors de l'insémination. Il semble bien en fait qu'en raison des 60 secondes en moyenne qui s'écoulent entre la charge de la paillette et l'insémination proprement dite, la décongélation s'opère en fait à la température du pistolet. En l'absence d'eau tiède, on peut également décongeler la paillette à la bouche.

Une fois décongelée secouée et essuyée, la paillette est introduite dans le pistolet d'insémination par son extrémité comportant le double bouchon. L'autre extrémité sera coupée perpendiculairement pour assurer un maximum d'*étanchéité* avec le bouchon de la gaine d'insémination. Idéalement pour l'insémination de l'animal avec une semence congelé doit être réalisée dans les 15 minutes suivant la sortie de la paillette de l'azote liquide. Le pistolet et la gaine d'insémination seront éventuellement recouverts d'une gaine protectrice en plastique qui sera perforée lors de l'introduction du pistolet dans le col utérin (Hanzen, 2016).

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

iii Mise en place de la semence

L'arrière train de la chèvre est surélevé. Le speculum, désinfecté entre chaque femelle et muni d'une lumière, est introduit dans le vagin. Le pistolet est guidé vers l'entrée du col de l'utérus. Il est introduit le plus loin possible par des mouvements de rotation. Le sperme est expulsé et le pistolet retiré (Baril et *al.* 1993).

iv Le moment de l'IA et le nombre d'interventions

L'objectif est de réaliser une seule insémination sur un lot de chèvres, tout en ayant un taux de conception satisfaisant. La détermination du moment de l'IA est très importante. D'une part, il faut prendre en compte le trajet des spermatozoïdes dans les voies génitales femelles et la durée de la fécondance après le traitement de cryoconservation. D'autre part Concernant la femelle, il faut connaître le moment de l'ovulation après un traitement de synchronisation ou après la manifestation de l'œstrus, puis la durée de vie d'un ovocyte (**figure 19**) Le nombre d'inséminations nécessaires par animal dépend de la répartition des ovulations sur le troupeau. Avec le protocole de synchronisation classique, les ovulations sont réparties sur une période de 24 heures : une seule insémination au moment approprié est satisfaisante (Pellicer-Rubio et *al.*, 2008).

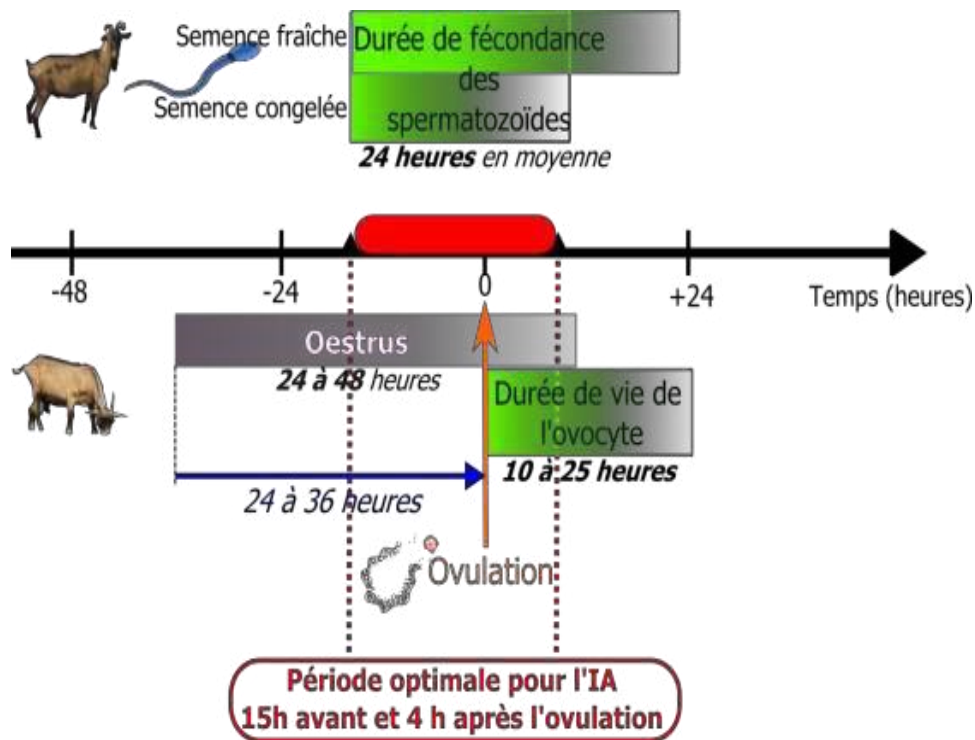


Figure 19: Détermination du moment optimal pour inséminer une chèvre (d'après Hafez,1993 ; Drion et al.,2001).

G PARAMÈTRES SUSCEPTIBLES DE MODIFIER LES RÉSULTATS D'IA

Il existe Beaucoup de facteurs qui sont susceptibles de modifier le résultat de l'insémination artificielle

1 Le moment d'insémination

La fertilité des chèvres, inséminées à différents moments du début de l'œstrus, indique que l'insémination doit être faite au début des chaleurs en accord avec le moment d'ovulation, la durée de transport et de survie des spermatozoïdes et des ovules dans les voies génitales femelles (Cortell, 1981). La fertilité des chèvres est élevée lorsqu'elles sont inséminées avant qu'après l'ovulation (Ritar et al, 1990). Généralement, les caprins ovulent quelques heures après la fin des chaleurs (Goel et Agrawal, 2003).

2 L'utilisation répétée du traitement hormonal

La plupart des œstrus tardifs (plus de 30h après le retrait de l'éponge) sont due à l'action d'anticorps anti-PMSG, apparus après l'administration répétée du traitement au cours de la vie de la chèvre. La fertilité après IA et alors faible (Le bœuf et al, 1998). De plus, suite à l'IA réalisée à un temps précis après l'arrêt du traitement hormonal, le taux de mise bas des femelles, venues en œstrus plus de 30h après la fin du traitement (33% ; n=108), est inférieur ($P < 0,01$) à celui observé chez les chèvres venues en œstrus avant 30h (65% ; n=520) (Maurel et al, 1992).

3 Nombre de spermatozoïdes inséminés

Le nombre total de spermatozoïdes inséminés par femelle est un des principaux facteurs capables de diminuer la fertilité. Il est nécessaire de connaître, dans une race donnée, pour des femelles synchronisées dans des conditions données et avec des conditions précises de stockage, le seuil à franchir pour obtenir une fertilité correcte. Chez la chèvre, où la semence congelée est utilisable avec succès, le nombre total de spermatozoïdes à inséminer après synchronisation de l'œstrus varie actuellement de 100 à 200×10^6 (Cortell et Le bœuf, 1990).

4 Qualité des spermatozoïdes inséminés

Dans l'espèce caprine, la motilité individuelle des spermatozoïdes conservés à l'état liquide, apparaît liée à la fertilité. Si les femelles sont inséminées avec de la semence de faible motilité (inférieure à 3,5 sur 5), la fertilité peut descendre jusqu'à 20% (Baril et al, 1993).

5 Mâle utilisé pour l'IA

Même avec des conditions fixes de collecte et de conservation, il subsiste une variabilité importante de la fertilité individuelle des mâles. La fertilité individuelle de boucs adultes, sélectionnés durant leur jeune âge en fonction de leur aptitude à produire de la semence utilisable pour l'IA, varie de 45 à 68% (Baril et al, 1993).

6 Œstrus naturel ou synchronisé

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

7 Lieu de dépôt de la semence

Il apparaît maintenant clairement que le lieu de dépôt de la semence est l'un des facteurs les plus importants susceptibles de modifier profondément le taux de fertilité (Ritar et al, 1990). Dans l'espèce caprine, l'IA intra-utérine exo cervicale, permet d'augmenter la fertilité de 10% par rapport à l'IA cervicale (Baril et al, 1993). La fertilité dépend, alors, moins de la motilité individuelle des spermatozoïdes. L'IA par endoscopie permet, comme chez la brebis, de faire tomber le nombre de spermatozoïdes à 20×10^6 spermatozoïdes, en augmentant de 10% environ la fertilité par rapport à l'IA exo cervicale.

8 Age des femelles inséminées

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

9 Saison d'IA

Chez les races saisonnées, la saison d'IA est l'une des principales sources de variation de

la fertilité. Dans ces races, la fertilité est généralement plus faible pendant la saison de l'œstrus (même si les femelles sont synchronisées par voie hormonale), que si elles sont traitées et inséminées pendant la saison sexuelle.

10 Niveau d'alimentation, température, stress

Le niveau d'alimentation est capable de modifier la fertilité de l'IA. Dans des troupeaux où l'alimentation est de niveau insuffisant ou peu appropriée, les résultats sont, en général, mauvais. Plusieurs cas de diminution importante de la fertilité à cause de composés niveau d'alimentation trop élevé peut également être néfaste à la fertilité. La température et le stress peuvent aussi provoquer une réduction de la fertilité des femelles inséminées

11 Inséminateur

La fertilité après IA varie, également, selon l'inséminateur, sans que l'on puisse clairement identifier les raisons des différences entre techniciens. Cet effet est également souvent confondu avec un effet élevage, puisque ce sont souvent les mêmes inséminateurs qui interviennent dans les mêmes troupeaux d'une année sur l'autre.

Partie expérimentale

Matériel et méthode

I- Synchronisation des chaleurs

1 Milieu et animaux La présente expérience, dont l'objectif est de procéder à la synchronisation des chaleurs et à l'insémination artificielle d'un lot chèvres locale, est une contribution à l'amélioration des pratiques d'élevage caprin. Dans un premier temps, 1 lots, constitué de 10 chèvres de race locale est soumises à un traitement Progestatif court, et ce, avant la saillie proprement dite. Dans un second temps, les femelles lot sont préparées pour l'insémination artificielle par semence. Cependant, en anticipant qu'à travers l'insémination artificielle on peut prétendre améliorer l'efficacité de la reproduction outre des mesures d'accompagnement indispensables ayant trait à l'organisation du système d'élevage caprin.

Mots clés : Algérie, chèvre, amélioration des performances, synchronisation des chaleurs, insémination

L'étude a porté sur des sujets locales, de race ARABIA est déroulée au mois de mars. Sitôt récupérée la semence dans le sperme glass, elle est soumise à un traitement poussé faisant succès de respectivement les étapes de motilité, de concentration, de lavage, de dilution, de conditionnement, de congélation et enfin de conservation.

Par ailleurs, c'est au niveau d'une ferme prive la coopérative qu'avait eu lieu l'expérimentation. Nous avons opté pour des chèvres adultes. Nous avons constitué un lot de femelles, composé de 10 chèvres, qui dans un premier stade ont été toutes soumises au même traitement progestatif. L'induction d'œstrus fertiles par voie hormonale est basée sur le maintien d'une éponge vaginale pendant 11 jours et de deux injections intramusculaires, l'une de P.M.S.G., l'autre de Cloprosténol, 48 heures avant le retrait de l'éponge. Les femelles du lot ont été préparées pour l'insémination artificielle.

2 Technique :

Les chèvres ont été soumises à un traitement progestatif d'induction et de synchronisation des chaleurs. Les éponges vaginales imprégnées d'un progestagène (FGA) à la dose de 45mg étaient introduites dans le vagin de chacune des chèvres à l'aide de leur applicateur. 48 heures avant l'ère trait des éponges, les chèvres sont reçus deux injections intramusculaires à base de prostaglandine (tde400UI d'ECG, a fin de provoquer, respectivement, une lutéolyse d'éventuel corps jaunes, et de stimuler la croissance d'une vague folliculaire. Les éponges ont été retirées du vagin des chèvres 11 jours après leur introduction.

II- La récolte de la semence du bouc et son examen

1 Milieu et animaux:

Pour la récolte du sperme, deux boucs de race locale, âgés de 4 ans, ont été utilisés.

2 Technique:

a) La récolte de la semence:

La récolte du sperme est faite à l'aide d'un vagin artificiel conçu pour les petits ruminants.



Figure 20: Chèvre utilisée en boute-en-train

Après attache de la femelle boute-en-train, l'opérateur chargé de la récolte prépare le vagin artificiel.

Celui c'est rempli d'eau chaude de manière à avoir une température et une pression favorables à l'éjaculation .L'extrémité servant à l'introduction du pénis est en duite d'un lubrifiant, tandis que sur l'autre, un tube de récolte est ajusté sur le cône du vagin artificiel.

Celui là est protégé, par la suite, par un capuchona fin d'éviter l ere froidissement de l'éjaculat et son exposition à la lumière.

A ce moment, un coopérateur lâche le bouc de son box. L'opérateur chargé de la récolte du sperme s'agenouille à coté de la chèvre. A chaque fois où le bouc chevauche la femelle, à l'aide d'une main, l'opérateur lance le vagin artificiel en direction du fourreau. A fin de faciliter Son intromission, il dévie, avec la deuxième main, le pénis vers l'ouverture du vagin artificiel en le manipulant parle fourreau.

Partie expérimentale

Une fois le bouc éjacule, le vagin artificiel est mis en position verticale et secoué pour essayer de récupérer la totalité de l'éjaculat. Le tube de récolte sera, 1 par la suite, mis dans un bain marie et transporter au laboratoire.

b) L'examen de la semence:

Une fois au laboratoire, l'échantillon spermatique est mis dans une étuve à 37°C et subit les tests suivant:

Le volume: le volume en la été évalué par lecture directe sur les graduations du tube de collecte.

Le pH: une goutte de sperme pure est déposée sur un papier pH mètre, sa valeur est déterminée en comparant le virage de la couleur du papier avec une grille de valeur donnée par le fabricant.

La motilité individuelle: une goutte de sperme diluée dans du sérum physiologiques à 37°C est placée entre lame et lamelle maintenues à 37°C à l'aide d'une plaque chauffante. Le taux des spermatozoïdes mobiles est calculé en examinant 100 spz dans quatre champs microscopiques différents sous un grossissement $\times(40)$.

La concentration: elle est déterminée en utilisant un hématimètre de type Malassez. 10 μ l de sperme pure est diluée dans un volume bien déterminé d'une solution susceptible de tuer et de disperser les spermatozoïdes. Dans notre étude, nous avons utilisé une solution de sérum physiologique formolé à 1%.

Le comptage cellulaire se fait au microscope optique à un grossissement $\times 40$.

III- La dilution de la semence et sa mise en place:

Après que la semence du bouc soit examinée, la prochaine étape sera sa dilution, son conditionnement et sa mise en place dans le vagin des chèvres au moment de l'insémination.

1 La dilution de la semence:

Pour assurer l'insémination artificielle d'un nombre élevé de chèvres à partir d'un éjaculat, nous avons choisi la semence qui présente les meilleurs qualités puis, on l'a diluée dans un milieu à base de Tris-fructose-acide citrique additionné de jaune d'œuf préparé selon (Rafiquet al. 2006). Ce milieu de dilution est, toujours, préparé le matin avant la récolte de la semence et conservé dans une étuve à une température d'environ 28°C (Nutti, 2002).

En Fonction de la concentration de l'éjaculat, un volume de dilueur est ajouté à celui là pour avoir une concentration finale de $1,6 \times 10^9$ spz/ml.

Le tube contenant la semence diluée est mis dans un béccher contenant environ 200ml d'eau à une température ambiante et placé au réfrigérateur.

2 Le conditionnement de la semence:

La semence diluée est conditionnée dans des mini-palettes d'insémination artificielle contenant un volume de 0,25ml. Après le refroidissement de la semence diluée pendant deux heures, celles-là sont remplies par aspiration buccale à travers l'extrémité ou chonée de la palette. A l'aide d'une seringue, un petit volume de la semence est retiré de la palette de manière à laisser un vide d'environ 1cm. Les palettes sont obstruées par la poudre d'alcool polyvinyle. Ainsi, les palettes sont gardés dans le réfrigérateur jusqu'à leur utilisation.

3 La mise en place de la semence:

L'insémination artificielle des chèvres par la voie exo-cervicale au lieu environ

36 heures après le retrait des éponges vaginales (14 h après le début des chaleurs) de la façon suivante:

- Unco-opérateur soulève la femelle de ses membres postérieurs.
- Le col bien visible en ce moment, est visualisé à l'aide d'un spéculum lubrifié et introduit dans le vagin.
- La palette de semence est réchauffée dans de l'eau tiède à 37°C pendant environ 30 secondes puis placée dans le pistolet d'insémination artificielle.
- Le pistolet est, alors, positionné à l'entrée du col, en poussant lentement le piston, la semence est déposée.



Figure 21: contention de la chèvre au cours d'insémination

L'examen de la semence:

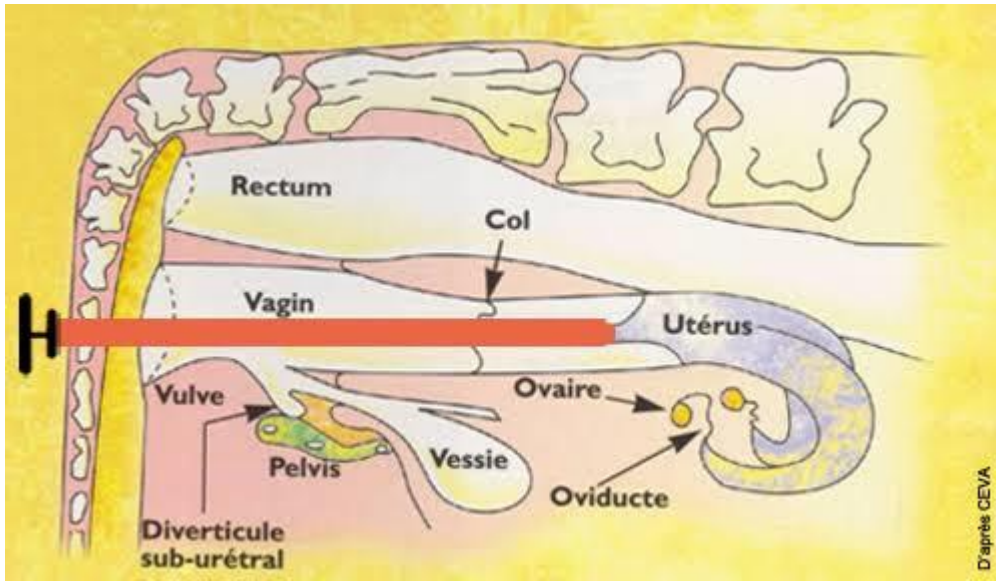


Figure 22: mise en place du speculum et mise vue du col de l'utérus

L'éjaculat obtenu pour être utiliser dans l'insémination artificielle des chèvres montrées caractéristiques suivant:

Tableau 3: principale caractéristique de la semence collectée à partir des boucs

Paramètres	Bouc1	Bouc2
Volume(ml)	1	0,9
Ph	7	6,8
Consistance et aspect	Crémeux jaunâtre	Crémeux jaunâtre
Le taux des spermatozoïdes Mobiles	72%	75%
Concentration	$5,75 \cdot 10^9$	$14,5 \cdot 10^9$
Volume de dilution(ml)	2,59	7.25
Nombre de paillettes choisit Pour l'insémination	5	5

En fonction de la concentration et du volume de l'éjaculat nous avons obtenu un volume de 3ml pour le bouc 1 et 7,8 ml pour le bouc 2 de semence diluée qui permet d'inséminer.

RESULTATS

I Réponse des chèvres au protocole de synchronisation des chaleurs

Sur les 10 chèvres soumises au traitement d'induction et de synchronisation des chaleurs, 09 d'entre eux ont répondu favorablement à ce dernier en extériorisant des signes de chaleurs.

Tableau 4: Calcul de quelques paramètres zootechniques

Technique de lutte	Insémination <u>Artificielle</u>
<p>Taux de fécondité: Nombre de nouveau-nés/Nombre de chèvres inséminées</p>	<p>07/09 soit 77%</p>
<p>Taux de Fertilité: Nombre de chèvres pleines/ Nombre De chèvres inséminées</p>	<p>05/09 soit 55%</p>
<p>Taux de prolificité: Nombre de nouveau-nés/Nombre de chèvres pleines</p>	<p>07/09 Soit 77 %</p>
<p>Taux d'avortement: Nombre de chèvres avortées/ Nbre de chèvres pleines</p>	<p>0/09 soit 0%</p>

DISCUSSION

Des chercheurs à INRA France ont démontré que la saillie naturelle pour laquelle a été soumis un lot expérimental, 34 heures après le retrait des éponges, n'a pas donné en matière de satisfaction. L'équipe de l'I.N.R.A. France mentionne que des chèvres présentant des chaleurs tardives (plus de 30h après le retrait de l'éponge) ont toutes les chances de trouver vides, diminuant significativement la fertilité globale du lot inséminé. La fertilité de chèvres inséminées en dehors de la saison sexuelle au cours d'œstrus induits par voie hormonale a situé l'avantage que présente le traitement progestatif, de courte durée, associé à la P.M.S.G. et au cloprosténol. Les œstrus provoqués par ce type de traitement sont fertiles, notamment en période d'œstrus profond. C'est dans ce même sens d'ailleurs que Corteel et al. (1984) signalent

l'action positive d'un tel traitement et que la fertilité des chèvres résulte d'une meilleure mimique de la physiologie cervicale naturelle et d'une meilleure qualité de l'ovulation. Seule la motilité individuelle des spermatozoïdes 120 minutes après dégel et incubation à +37°C est reliée à la fertilité. L'intensité de la relation dépend du traitement progestagène et du lieu de dépôt de la semence.

En effet, les travaux de Corteel et al., (1968) et Le boeuf et al., (1994) ont montré que la fertilité après insémination artificielle est plus élevée (53 %) quant l'injection de PMSG est réalisée 48 heures avant le retrait de l'éponge, que, lorsqu'elle a lieu au même moment, respectivement (45 %). Comme il apparaît clairement que le lieu de dépôt de la semence est l'un des facteurs les plus importants susceptibles de modifier profondément le taux de fertilité. Corteel et al., (1988) signalent qu'avec la technique classique d'insémination artificielle des chèvres après traitement hormonal, par voie exo cervicale, avec des spermatozoïdes conservés congelés, on observe un effet significatif du lieu de dépôt de la semence sur le taux de fertilité, en faveur du dépôt de la semence dans l'utérus (62,6 %) par rapport au dépôt de la semence dans le cervix (51,7 %). Ce à quoi nous sommes arrivés à travers notre expérience où la quasi-totalité des inséminations ont eu lieu dans l'utérus, chose qui révèle une bonne fertilité.

La réussite de l'insémination artificielle intra-utérine est liée au bon moment par rapport à l'ovulation. Les taux de fertilité les plus élevés sont obtenus lorsque les chèvres sont inséminées dans les 24 heures premières de l'œstrus (Dauzier, 1966). Le nombre de naissances en est la conséquence de la technique de saillie pratiquée : 42 au profit de la pratique artificielle contre seulement 20 pour la lutte naturelle. Il est ainsi du taux de prolificité : respectivement 191% contre 166 %.

Des températures élevées affectent négativement la qualité de la semence avec une diminution du pourcentage de spermatozoïdes mobiles et de leur motilité ainsi qu'un accroissement des formes anormales (Baril et al., 1993). Nos résultats se rapprochent des études françaises et algériennes.

CONCLUSION

L'insémination artificielle des chèvres de race locales nous a permis de tirer plein avantage des techniques de synchronisation de l'œstrus, choix des dates de mise-bas et possibilité de reproduction à contre saison. Elle nous a permis d'éviter la transmission de certaines maladies du moment que les reproducteurs utilisés pour la production de semence sont sous contrôle sanitaire et ne circulent pas d'un élevage à un autre. C'est une technique qui, désormais, peut améliorer l'efficacité des accouplements : les meilleurs mâles fécondants les meilleures femelles. En somme, elle demeure la clé de voûte de tous les programmes d'amélioration génétique.

C'est ainsi que les performances de reproduction chez la chèvre peuvent être améliorées et ce, grâce aux traitements de synchronisation des chaleurs et à l'insémination artificielle. Cependant certaines mesures d'accompagnement sont indispensables, car organiser le système d'élevage caprin suppose mettre en évidence une politique s'incarnant dans une perspective de durabilité. Un travail raisonné en matière d'amélioration génétique et de sélection peut toucher les populations caprines locales de l'Algérie, telles que **l'Arbia et la Makatia**. Ces dernières sont peu connues du point de vue conformations et aptitudes jusque là mal définies. Néanmoins, eu égard aux spécificités de la chèvre locale en matière de rusticité, de prolificité et de désaisonnement on pourrait certainement atteindre des résultats encourageants.

Re

1. Aboul-Naga, A.M. & Aboul-Ela, M.B. 1985. The performance of Egyptian breeds of sheep. European breeds and their crosses. I. Egyptian sheep breeds. 36th Ann. Meet. Eur. Assoc. Anim. Prod., 30 septembre-3 octobre 1985, Kallithea, Grèce. 2: 138-139.
2. Aguer, D. Belloc, J.P. & Briois, M. 1988. Routine use of oestrus induction, and artificial insemination with fresh diluted semen. A survey on 1 214 129 adult ewes and ewe lambs. Proc. 3rd World Congress on Sheep and Beef Cattle Breeding, 19-23 juin 1988, Paris. INRA, Paris. 1: 173-175.
3. Belley, C., Forgerit, Y. & Corteel, J.M. 1986. Essais préliminaires de diagnostics précoces de la gestation chez la chèvre laitière par échographie. 10e Congrès de la Société française pour l'application des ultrasons à la médecine et à la biologie, 15-17 septembre 1986, Tours, France.
4. Bindon, B.M. & Piper, L.R. 1986. The reproductive biology of prolific sheep. Oxford Rev. Reprod. Biol., 8: 414-451.
5. Bindon, B.M., Piper, L.R., Cahill, L.P., Driancourt, M.A. & O'Shea, T. 1986. Genetic and hormonal factors affecting superovulation. Theriogenology, 25: 53-70.
6. Bodin, L. 1979. Estimation des paramètres génétiques de la taille de portée des agnelles Lacaune après fécondation sur œstrus naturel et induit. Ann. Génét. Sél. anim., 11: 413-424.
7. Botero-Herrera, O., Gonzalez-Stagnaro, C., Poulin, N. & Cagnie, Y. 1984. Diagnóstico precoz de la gestación en las cabras y ovejas utilizando la ecografía de ultrasonido o via rectal. 10th Int. Cong. Anim. Reprod. Art. Insemin., 10-14 juin 1984, Urbana-Champaign, Illinois, Etats-Unis. Vol. II, Comm. n° 79.
8. Bouillon, J. Lajous, A. & Fourcaud, P. 1982. Mise en évidence d'un «effet chèvres induites» comparable à l'«effet bouc» chez les caprins. 7es Journées de la recherche ovine et caprine. INRA-ITOVIC (éds), 1-2 décembre 1982, Paris, p. 325-333.
9. Cahill, L.P. & Mauleon, P. 1980. Influences of season, cycle and breed on follicular growth rates in sheep. J. Repr. Fert., 58: 321-328.
10. Cameron, A.W.N., Tilbrook, A.J., Lindsay, D.R., Keogh, E.J. & Fairnie, I.J. 1986. The effect of testicular weight and insemination technique on fertility of sheep. Anim. Reprod. Sci., 12: 189-194.
11. Casteilla, L., Orgeur, P. & Signoret, J.P. 1987. Effects of rearing conditions on sexual performance in practical use. Appl. Anim. Behav. Sci., 19: 111-118.
12. Chemineau, P. 1984. «Buck effect» in tropical goats. In Courot, M. (éd.), The male in farm animal reproduction. Colloque CEE, 6-7 octobre 1983, Nouzilly, France. Martinus Nijhoff, La Haye. p. 310-315.
13. Chemineau, P. 1985. Effects of a progestagen on buck-induced short ovarian cycles in the créole meat goat. Anim. Reprod. Sci., 9: 87-94.
14. Chemineau, P. 1986a. Sexual behaviour and gonadal activity during the year in the tropical creole meat goat. I. Female oestrous behaviour and ovarian activity. Reprod. Nutr. Dev., 26: 441-452.
15. Chemineau, P. 1986b. Sexual behaviour and gonadal activity during the year in the tropical creole meat goat. II. Male mating behaviour, testis diameter, ejaculate characteristics and fertility. Reprod. Nutr. Dev., 26: 453-460.
16. Chemineau, P. 1986c. Influence de la saison sur l'activité sexuelle du cabrit créole mâle et femelle. Université du Languedoc, Montpellier, France. (Thèse.)
17. Chemineau, P. 1987. Possibilities for using bucks to stimulate ovarian and oestrous cycles in anovulatory goats: a review. Livest. Prod. Sci., 17: 135-147.
18. Chemineau, P., Gauthier, D., Poirier, J.C. & Saumande, J. 1982. Plasma levels of LH, FSH,

- Prolactin, Oestradiol 17-beta and Progesterone during natural and induced oestrus in the dairy goat. *Theriogenology*, 17: 313-323.
19. Chemineau, P., Beche, J.M., Shitalou, E. & Gauthier, D. 1984. Testicular growth of young creole bucks: mathematical model and relationships with sexual behaviour. 10th Int. Cong. Anim. Reprod. Art. Insemin., 10-14 juin 1984, Urbana-Champaign, Illinois, Etats-Unis. Vol. II, Comm. n° 166.
 20. Chemineau, P., Cognie, Y., Xande, A., Peroux, F., Alexandre, G., Levy, F., Hitalou, E., Beche, J.M., Sergent, D., Camus, E., Barre, N. & Thimonier, J. 1984. Le cabrit créole de Guadeloupe et ses caractéristiques zootechniques: monographie. *Rev. Elev. Méd. vét. Pays, trop.*, 37: 225-238.
 21. Chemineau, P., Gauthier, D. & Thimonier, J. (éds). 1984. Reproduction des ruminants en zone tropicale. Réunion internationale, 8-10 juin 1983, Pointe-à-Pitre, Guadeloupe. Les Colloques de l'INRA, n° 20. 519 p.
 22. Chemineau, P., Poulin, N. & Cognie, Y. 1984. Sécrétion de progestérone au cours du cycle induit par l'introduction du mâle chez la chèvre créole en anœstrus: effets de la saison. *Reprod. Nutr. Dév.*, 24: 557-561.
 23. Chemineau, P. & Thimonier, J. 1984. Le cabrit créole: un caprin naturellement désaisonné. 9es Journées de la recherche ovine et caprine. INRA-ITOVIC (éds), 5-6 décembre 1984. Paris, p. 182-196.
 24. Chemineau, P. & Terqui, M. 1986. Sensivity of reproductive potential to environmental factors in sheep and goats. In *Nuclear and related techniques for improving productivity of indigenous animais in harsh environments*. Agence internationale de l'énergie atomique, Vienne, p. 75-89.
 25. Chemineau, P., Daveau, A., Maurice, F. & Delgadillo, J. 1987. Effects of tropical photoperiod on sexual activity of Alpine goats. 4th Internat. Conf. on Goats, 8-13 mars 1987, Brasilia. Abs. 269.
 26. Chemineau, P., Pelletier, J., Guérin, Y., Colas, G., Ravault, J.P., Toure, G., Almeida, G., Thimonier, J. & Ortavant, R. 1988. Photoperiodic and melatonin treatments for the control of seasonal reproduction in sheep and goats. *Reprod. Nutr. Dev.*, 28: 409-422.
 27. Cognie, Y. 1988. Nouvelles méthodes utilisées pour améliorer les performances de reproduction chez les ovins. *INRA Prod. anim.*, 1: 83-92.
 28. Cognie, Y., Hernandez-Barreto, M. & Saumande, J. 1975. Low fertility in nursing ewes during the non-breeding season. *Ann. Biol. anim. Biochim. Biophys.*, 15: 329-343.
 29. Cognie, Y. & Mauleon, P. 1983. Control of reproduction in the ewe. In Haresign, W. (éd.), *Sheep production*. Butterworth, Londres, p. 381-392.
 30. Cognie, Y., Bodin, L. & Terqui, M. 1984. Le contrôle du moment d'ovulation chez la femelle en vue de l'utilisation de l'insémination artificielle. In Elsen, J.M. & Fouiley, J.L. (éds), *Insémination artificielle et amélioration génétique: bilan et perspectives critiques*. Colloque INRA, 23-24 novembre 1983, toulouse-Auzeville, France. les Colloques de l'INRA, no° 29. p. 77-95.
 31. Cognie, Y., Colas, G. & Thimonier, J. 1984. Control of reproduction in the ewe. In Ortavant, R. and Schindler, H. (éds), *The reproductive potential of cattle and sheep*. Joint Israeli-French Symposium, 21-23 février 1984, Rehovot, Israël. Les Colloques de l'INRA, n° 27. p.175-190.
 32. Colas, G. 1975. Effect of initial freezing temperature, addition of glycerol and dilution on the survival and fertilizing ability of deep-frozen ram semen. *J. Reprod. Fert.*, 42: 277-285.
 33. Colas, G. 1979. Fertility in the ewe after artificial insemination with fresh and frozen semen at induced oestrus, and influence of the photoperiod on the semen quality of the ram. *Livest. Prod. Sci.*, 6: 153-166.
 34. Colas, G. 1981. Variations saisonnières de la qualité du sperme chez le bélier Ile-de-France. II. Fécondance: relation avec les critères qualitatifs observés in vitro. *Reprod. Nutr. Dév.*, 21: 399-407.
 35. Colas, G. 1983. Factors affecting the quality of ram semen. In Haresign, W., (éd.), *Sheep*

- production. Butterworth, Londres, p. 453-465.
36. Colas, G. 1984. Semen technology in the ram. In Courot, M., (éd.), The male in farm animal reproduction. Colloque CEE, 6-7 octobre 1983, Nouzilly, France. Martinus Nijhoff, La Haye. p. 219-236.
 37. Colas, G. & Cognie, Y. 1968. Insémination artificielle avec ou sans détection de chaleurs après traitement progestatif chez la brebis. 6th Int. Cong. Anim. Reprod. Art. Insemin., 22-26 juillet, Paris. II: 1407-1410.
 38. Colas, G., Dauzier, L., Courot, M. Ortavant, R. & Signoret J.P. 1968. Résultats obtenus au cours de l'étude de quelques facteurs importants de l'ia ovine., Ann. Zootech., 17(1): 47-57.
 39. Colas, G., Thimonier, J., Courot, M. & Ortavant, R. 1973. Fertilité, prolificité et fécondité pendant la saison sexuelle des brebis inséminées artificiellement après traitement à l'acétate de fluorogestone. Ann. Zootech., 22: 441-451.
 40. Colas, G., & Guérin, Y. 1981. A new method for thawing frozen ram semen Theriogenology, 16: 623-630..
 41. Colas, G. & Guérin, Y. 1984. Fertility of ram semen after thawing and storage at 15°C for a few hours. 10th Int. Cong. Anim. Reprod. Art. Insemin., 10-14 juin 1984, Urbana-Champaign, Illinois, EtatsUnis. Vol. I, Comm. n° 188.
 42. Colas, G., Guérin, Y., Clanet, V., Roques, J.M. & Alberio, R. 1984. Utilisation du photopériodisme chez le bélier. 9es Journées de la recherche ovine et caprine. INRA-ITOVIC (éds), 5-6 décembre 1984, Paris, p. 79-99.
 43. Colas, G., Menissier, F., Courot, M. & Paquignon, M. 1984. Technologie de l'insémination artificielle et fertilité du mâle. In Elsen, J.M. & Foulley, J.L., (éds), Insémination artificielle et amélioration génétique: bilan et perspectives critiques. Colloque INRA, 23-24 novembre 1983, Toulouse-Auzeville, France. Les Colloques de l'INRA, n 29. p. 53-76.
 44. Colas, G., Paquignon, M. & Chemineau, P. 1986. Environnement et fertilité des mâles chez les petits ruminants et chez les porcins. In Masson (éd.), Recherches récentes sur l'épidémiologie de la fertilité. Colloque de la Société française pour l'étude de la fertilité. p. 129-141
 45. Colas, G., Guérin, Y., Lemaire, Y., Montassier, Y. & Despierres, J. 1986. Variations saisonnières du diamètre testiculaire et de la morphologie des spermatozoïdes chez le bélier Vendéen et chez le bélier Texel. Reprod. Nutr. Dév., 26: 863-875
 46. Colas, G., Guérin, Y., Briois, M. & Ortavant, R. 1987. Photoperiodic control of testicular growth in the ram lamb. Anim. Reprod. Sci., 13: 255-262,
 47. Cornu, C. & Cognie, Y. 1984. The Utilization of Romanov sheep in a system of integrated husbandry. In Land, R.B. & Robinson, D.W., (éds), Genetics of reproduction in sheep. Butterworth, Londres, p. 383-399.
 48. Corteel, J.M. 1974. Viabilité des spermatozoïdes de bouc conservés et congelés avec ou sans leur plasma séminal: effet du glucose. Ann. Biol. anim. Biochim. Biophys., 14: 741-745
 49. Corteel, J.M. 1977. Production, storage and artificial insemination of goat semen. Proc. Symp. Management of reproduction in sheep and goats, 24-25 juillet 1977, Madison, Wisconsin, Etats-Unis. p. 41-57.
 50. Corteel, J.M. 1981. Collection, processing and artificial insemination of goat semen. In Gall, C. (éd.), Goat production. Academic Press, Londres, p. 171-191.
 51. Corteel, J.M., Mauleon, P., Thimonier, J. & Ortavant, R. 1967. Essais d'obtention de gestations synchrones avant le début de la saison sexuelle de la chèvre à l'aide de 17 α -acetoxy, 9 α -fluoro, 11 β -hydro-xyprèn-4-ène 3, 20 dione administré par la voie vaginale. Ann. Zootech., 16: 343-350.
 52. Corteel, J.M., Baril, G., Lebœuf, B. & Nunes, J.F. 1984. Goat semen technology. In Courot, M.

- (éd.), The male in farm animal reproduction. Colloque CEE, 6-7 octobre 1983, Nouzilly, France. Martinus Nijhoff, La Haye. p. 237-256.
53. Corteel, J.M., de Montigny, G., Chapelain, D., Baril, G., Lebœuf, B., Berson, Y. & Bernelas, D. 1984. Nouvelles conditions d'insémination artificielle chez la chèvre: allègement des conditions de mise en place de la semence et augmentation du coefficient de diffusion des mâles par IA. 9es Journées de la recherche ovine et caprine. INRA-ITOVIC (éds), 5-6 décembre 1984, Paris, p. 173-181.
 54. Corteel, J.M., Nunes, J.F., Dahuron, C., Gonzalez, C.S., Baril, G., Lebœuf, B., Boue, P., Loysel, C. & de Montigny, G. 1984. La congélation du sperme et l'induction hormonale de l'œstrus et de l'ovulation chez les caprins à vocation laitière. 9es Journées de la recherche ovine et caprine. INRA-ITOVIC (éds), 5-6 décembre 1984, Paris. p. 152-172.
 55. Corteel, J.M. & Paquignon, M. 1984. Preservation of the male gamete (ram, buck, boar). 10th Int.Cong. Anim. Reprod. Art. Insemin., 10-14 juin 1984, Urbana-Champaign, Illinois, Etats-Unis. IV: 1120-1127.
 56. Corteel, J.M., Baril, G. & Lebœuf, B. 1987. Development and application of artificial insemination with deep-frozen semen and out- of-season breeding of goats in France. 4th Internat. Conf. on Goats, 8-13 mars 1987, Brasilia. I: 523-547.
 57. Corteel, J.M., Lebœuf, B. & Baril, G. 1988. Artificial breeding of adult goats and kids induced with hormones to ovulate outside the breeding season. *Small Rumin. Res.*, 1: 19-35.
 58. Dacheux, J.L. 1980. Interactions de l'environnement sur l'activité métabolique, la motilité et le pouvoir fécondant des spermatozoïdes en fonction de leur état de maturation. Université de Tours, France. 85 p. (Thèse.)
 59. de Montigny, G. 1987. Insémination artificielle. De réels progrès. La chèvre. SPEOC (éd.), 159: 16-18.
 60. Driancourt, M.A. Gibson, W.R. & Cahill, L.P. 1985. Follicular dynamics throughout the oestrus cycle in sheep. A review *Reprod. Nutr. Dev.*, 25: 1-15.
 61. Driancourt, M.A., Jegou, Y., Cahill, L.P. & Bindon, B.M. 1985. Follicle population dynamics in sheep with different ovulation rate potentials. *Livest. Prod. Sci.* 13: 21-33.
 62. Driancourt, M.A., Gauld, I.K., Ter qui, M. & Webb, R. 1986. Variations in patterns of follicle development in prolific breeds of sheep. *J. Repr. Fert.*, 78: 565-575.
 63. Dufour, J., Cahill, L.P. & Mauleon, P. 1979. Short- and long-term effects of hypophysectomy and unilateral ovariectomy on ovarian follicular populations in sheep. *J. Repr. Fert.*, 57: 301-309.
 64. Dyrmondsson, O.R. 1973. Puberty and early reproductive performance in sheep. II. Ram lambs. *Anim. Breed. Abs.*, 41: 419-430.
 65. Evans, G. & Maxwell, W.M.C. 1987. Salamon's artificial insemination of sheep and goats. Evans, G. & Maxwell, W.M.C. (éds). Butterworth, Londres. 194 p.
 66. Fabre-Nys, C. & Venier, G. 1987. Development and use of a method for quantifying female sexual behaviour in ewes. *Appl. Anim. Behav. Sci.*, 17: 289-304.
 67. Folch, J., Cognie, Y. & Signoret, J.P. 1985. Use of the male effect for manipulation of the timing of onset and establishment of regular cycles and pregnancy in the ewe. 36th Ann. Mtg. Eur. Ass. Anim. Prod., 30 septembre-3 octobre 1985, Kallithea, Grèce. 2: 122-123.
 68. Fowler, D.G. & Wilkins, J.F. 1984. Diagnosis of pregnancy and number of foetuses in sheep by real- time ultrasonic imaging. I. Effects of number of foetuses, stage of gestation, operator and breed of ewe on accuracy of diagnosis. *Livest. Prod. Sci.*, 11: 437-450.
 69. Fulkerson, W.J., Synnott, A.L. & Lindsay, D.R. 1982. Numbers of spermatozoa required to effect a normal rate of conception in naturally mated Merino ewes. *J. Repr. Fert.*, 66: 129-132.
 70. Ganong, W.F. 1977. Role of the nervous System in reproductive processes. In Cole, H.H. & Cupps,

- P.T. (éds), *Reproduction in domestic animals*. Academic Press, New York. p. 49-77.
71. Gordon, I. 1983. *Controlled breeding in farm animals*. Pergamon Press, Oxford, p. 436.
 72. Halbet, G.W., Dobson, H., Walton, J.S., Sharpe, P. & Buckrell, B.C. 1990. Field evaluation of a technique for transcervical intra-uterine insemination of ewes. *Theriogenology*, 33(6): 1231-1243.
 73. Hare, W.C.D. 1985. *Diseases transmissible by semen and embryo transfer techniques*. Technical Series No. 4, Office international des épizooties. 83 p.
 74. Heap, R.B., Perry, J.S. & Weir, B.J. (éds). 1982. *Placenta. Structure and function*. *J. Repr. Fert.*, Suppl. 31. 199 p.
 75. Hochereau-de Reviers, M.T., Bindon, B.M., Courot, M., Lafortune, E., Land, R.B., Lincoln, G.M. & Ricordeau, G. 1984. Number of Sertoli cells in the ram testis. In Courot, M. (éd.), *The male in farm animal reproduction*. Colloque CEE, 6-7 octobre 1983, Nouzilly, France. Martinus Nijhoff, La Haye. p. 69-74.
 76. Hochereau-de Reviers, M.T., Blanc, M.R., Colas, G. & Pelletier, J. 1984. Parameters of male fertility and their genetic variation in sheep. In Land, R.B. & Robinson, D.W. (éds), *Genetics of reproduction of sheep*. Butterworth, Londres, p. 301-314.
 77. Hochereau-de Reviers, M.T., Monet-Kuntz, C. & Courot, M. 1987. Spermatogenesis and Sertoli cell numbers and function in rams and bulls. *J. Repr. Fert.*, Suppl. 34, p. 101-114.
 78. Jardon, C. 1987. Bilan de 10 ans d'ia ovine. *BTIA Minist. Agric*, 44: 16-21.
 79. Jardon, C, de Montigny, G., André, D., Baril, G., Corteel, J.M., Cognie, Y., Botero, O. & Humblot, P. 1984. Les méthodes de diagnostic de gestation applicables aux ovins et caprins. 9es Journées de la recherche ovine et caprine. INRA- ITOVIC (éds), 5-6 décembre 1984, Paris, p. 452-473.
 80. Jarrige, R. 1984. *Physiologie et pathologie périnatales chez les animaux de ferme*. INRA, Versailles. 474 p.
 81. Johnson, A.D., Gomes, W.R. & Vandemark, N.L. 1970. *The testis*. Vol. I. Academic Press, New York. 684 p.
 82. Khaldi, G. 1984. Variations saisonnières de l'activité ovarienne du comportement d'œstrus et de la durée de l'anœstrus postpartum des femelles de race Barbarine: influences du niveau alimentaire et de la présence du mâle. Université du Languedoc, Montpellier, France. 188 p. (Thèse.)
 83. Kilgour, R.J. 1984. Sexual behaviour in male farm animals. In Courot, M. (éd.), *The male in farm animal reproduction*. Colloque CEE, 6-7 octobre 1983, Nouzilly, France. Martinus Nijhoff, La Haye. p. 108-134.
 84. Kilgour, R.J. 1984. Le comportement des béliers en saillie naturelle et sa prédiction. 9es Journées de la recherche ovine et caprine. INRA-ITOVIC (éds), 5-6 décembre 1984, Paris. p. 240-251.
 85. Kilgour, R.J., Purvis, I.W., Piper, L.R. & Atkins, K.D. 1984. Heritabilities of testis size and sexual behaviour in males and their genetic correlations with measures of female reproduction. In Land, R.B. & Robinson, D. (éds), *Genetics of reproduction in sheep*. Butterworth, Londres. p. 343-345.
 86. Land, R.B. & Robinson, D.W. 1985. *Genetics of reproduction in sheep*. Butterworth, Londres. 427 p.
 87. Lindsay, D.R. 1984. Quantitative requirements of females for spermatozoa and output of spermatozoa by rams. In Courot, M. (éd.), *The male in farm animal reproduction*. Colloque CEE., 6-7 octobre 1983, Nouzilly, France. Martinus Nijhoff. La Haye. p. 324-338.
 88. Lindsay, D.R., Pelletier, J., Pisselet, C. & Courot, M. 1984. Changes in photoperiod and nutrition and their effects on testicular growth of rams. *J. Repr. Fert.*, 71: 351-356.
 89. Martal, J. & Charlier, M. 1985. Avortements précoces et signaux embryonnaires de reconnaissance de la gestation. *Rec. Méd. Vét.*, 161: 87-97.
 90. Martin, G.B., Sutherland, S.R.D. & Lindsay, D.R. 1987. Effects of nutritional supplements on testicular size and the secretion of LH and testosterone in Merino and Booroola rams. *Anim.*

- Reprod. Sci., 12: 267-281.
91. Maurel, M.C. 1991. Procédé augmentant la sensibilité et la spécificité de la détection et du dosage immunologique d'hormones humaines ou animales. Brevet international INRA/CNRS n° PCT-FR91/00427.
 92. Mehouchi, M. 1984. Variations saisonnières de la production spermatique chez les béliers de races Barbarine et Noire de Thibar. Université de Tunis. 134 p. (Thèse.)
 93. Nunes, J.F. 1987. Artificial insemination in goats. 4th Internat. Conf. on Goats, 8-13 mars 1987, Brasilia, p. 733-743.
 94. Nunes, J.F., Lima, S.A. & Oliveira, F.J. 1987. Coconut water as diluent for goat semen. 4th Internat. Conf. on Goats, 8-13 mars 1987, Brasilia. p. 1518. Abs. 305.
 95. Oldham, C.M., Adams, N.R., Gherardi, P.B., Lindsay, D.R. & Mackintosh, J.B. 1978. The influence of level of feed intake on sperm-producing capacity of testicular tissue in the ram. Aust. J. Agric. Res., 29: 173-179.
 96. Orgeur, P., Mimouni, P., Lebœuf, B. & Signoret, J.P. 1988. Effets de l'expérience sociale au cours du développement sur le comportement sexuel et la production spermatique de jeunes boucs. Ann. Zootech., 37(2): 99-110.
 97. Ortavant, R., Courot, M. & Hoche-reau-de Reviers, M.T. 1977. Spermatogenesis in domestic mammals. In Cole, H.H. & Cupps, P.T. (éds), Reproduction in domestic animals. Academic Press, New York. p. 203-227.
 98. Ortavant, R., Pelletier, J., Ravault, J.P., Thimonier, J. & Volland-Nail, P. 1985. Photoperiod: main proximal and distal factor of the circannual cycle of reproduction in farm mammals. Oxford Rev. Reprod. Biol, 7: 305-345.
 99. Pelletier, J. 1971. Influence du photopériodisme et des androgènes sur la synthèse et la libération de LH chez le bélier. Université de Paris. 243 p. (Thèse.)
 100. Pelletier, J. 1986. Contribution of increasing and decreasing day length to the photoperiodic control of LH secretion in the Ile-de-France ram. J. Repr. Fert., 11: 505-512.
 101. Pelletier, J., Chemineau, P., Thimonier, J. & Volland-Nail, P. 1986. Environment and changes in reproductive activity in sheep and goats. 8th Conf. Eur. Soc. Comp. Bio chem., 31 août-2 septembre 1986, Strasbourg, France.
 102. Pelletier, J. & Almeida, G. 1987. Short light cycles induce persistent reproductive activity in Ile-de-France rams. J. Repr. Fert., Suppl. 34: 215-226.
 103. Peters, H. 1973. The development and maturation of the ovary and its functions. Excerpta Med. (Amst.). 188 p.
 104. Petkov. 1969. The effect of sexual excitement on spermogram data and on the fertilizing capacity of rams. Inst. Biol. Pathol. Reprod., Sofia.
 105. Ricordeau, G. 1982. Selection for reduced seasonality and post-partum anoestrus. 2nd World Congress on Genetics applied to Livestock Production, 4-8 octobre 1982, Madrid, p. 338-346.
 106. Ricordeau, G. & Lauvergne, J.J. 1967. Hypothèse génétique unique pour expliquer la présence d'inter-sexués, de mâles en excès et de mâles stériles en race caprine Saanen. Ann. Zootech., 16: 323-334.
 107. Ritar, A.J. & Salamon, S. 1982. Effects of seminal plasma and of its removal and of egg yolk in the diluent on the survival of fresh and frozen-thawed spermatozoa of the angora goat. Aust. J. Biol. Sci., 35: 305-312.
 108. Ritar, A.J. & Salamon, S. 1983. Fertility of fresh and frozen-thawed semen of the angora goat. Aust. J. Biol. Sci., 36: 49-59.
 109. Robinson, T.J. 1967. The control of the ovarian cycle in the sheep. Sydney University Press, Australie. p 258.
 110. Rouger, Y. 1974. Etude des interactions de l'environnement et des hormones sexuelles dans la

- régulation du comportement sexuel des Bovidae. Université de Rennes, France. 197 p. (Thèse.)
111. Salamon, S. 1970. The survival of ram spermatozoa following pellet freezing below -79°C . *Aust. J. Biol. Sci.*, 24: 459-468.
 112. Salamon, S. 1971. Fertility of ram spermatozoa following pellet freezing on dry ice at -79°C and -140°C . *Aust. J. Biol. Sci.*, 24: 183-185.
 113. Salamon, S. & Ritar, A.J. 1982. Deep-freezing of angora goat semen: effects of diluent composition and method and rate of dilution on survival of spermatozoa. *Aust. J. Biol. Sci.*, 35: 295-303.
 114. Seck, M. 1987. Comparaisons de paramètres endocrinologiques (LH, FSH et testostérone) et testiculaires entre des mâles ovins Mérinos d'Arles et croisés Booroola # Mérinos d'Arles porteurs et nonporteurs du gène majeur de prolificité. Université du Languedoc, Montpellier, France. 96 p. (Thèse.)
 115. Setchell, B.P. 1977. Male reproductive organs and semen. In Cole, H.H. & Cupps, P.T. (éds), *Reproduction in domestic animals*. Academic Press, New York. p. 229-256.
 116. Signoret, J.P. 1985. Sexuel (comportement) *Encyclopaedia Universalis*, 14: 928-935.
 117. Smith, J.F. 1980. Influence of nutrition on ovulation. A summary of recent pasture allowance trials in New Zealand. In Lindsay, D.R. (éd.), *Proc. Workshop on Influence of nutrition on the fertility of male and female sheep in Australia and New Zealand, août 1980, Perth, Australie*.
 118. Terqui, M. & Cognie, Y. 1984. Definition of ovarian activity and restoration of pituitary and ovarian functions in ewes and cows. In Ortavant, R. & Schindler, H. (éds), *The reproductive potential of cattle and sheep. Joint Israeli-French Symposium, 21-23 février 1984, Rehovot, Israël. Les Colloques de l'INRA, n° 27* p. 11-24.
 119. Thibault, C. & Lévassieur, M.C. 1979. *La fonction ovarienne chez les mammifères*. Masson, Paris. 102 p.
 120. Thimonier, J. 1978. L'activité ovarienne chez les bovins: moyens d'étude et facteurs de variations. *Ann. Méd. vét.*, 122: 81-92.
 121. Thimonier, J. & Cognie, Y. 1977. Application of control of reproduction of sheep. *Proc. Symp. Management of reproduction in sheep and goats. 24-25 juillet 1977, Madison, Wisconsin, Etats-Unis*, p. 109-118.
 122. Thimonier, J., Bosc, M., Djiane, J., Martal, J. & Terqui, M. 1977. Hormonal diagnosis of pregnancy and number of fetuses in sheep and goats. *Proc. Symp. Management of reproduction in sheep and goats. 24-25 juillet 1977, Madison, Wisconsin, Etats-Unis*. p. 79-88.
 123. Thimonier, J., Terqui, M. & Chemineau, P. 1986. Conduite de la reproduction des petits ruminants dans les différentes parties du monde. *Colloque international sur l'emploi des techniques nucléaires pour les études de production et de santé animales dans différents environnements. FAO/AIEA, 17-21 mars 1986, Vienne*.
 124. Thimonier, J., Mauleon, P., Cognie, Y. & Ortavant, R. 1968. Déclenchement de l'œstrus et obtention de la gestation pendant l'anœstrus post-partum chez la brebis, à l'aide d'éponges vaginales imprégnées d'acétate de fluorogestone. *Ann. Zootech.*, 17: 257-273.
 125. Thimonier, J., Mauleon, P., Cognie, Y. & Ortavant, R. 1968. Déclenchement de l'œstrus et obtention précoce de gestations chez des agnelles, à l'aide d'éponges vaginales imprégnées d'acétate de fluorogestone. *Ann. Zootech.*, 17: 275-288.
 126. Vallet, J.C., Cassou, B., Despierres, E. & Koyumjiev, S. 1988. Practical method of improving the use of frozen ram semen by intra-uterine insemination under laparoscopic control. *11th Int. Cong. Anim. Reprod. Art. Insemin.*, 26-30 juin, Dublin. Vol. III, Comm. n° 303.
 127. Wintenberger-Torres, S. & Sevellec, C. 1987. *Atlas of the early development of the sheep embryo*. INRA, Versailles. 51 p.

128. Wodzicka-Tomaszewska, M., Kilgour, R. & Ryan, M. 1981. «Libido» in the large farm animals. *Appl. Anim. Ethol*, 7: 203-238.