

ISSN 1014-1137

ÉTUDE FAO
PRODUCTION
ET SANTÉ
ANIMALES

83

Manuel de formation pour l'insémination artificielle chez les ovins et les caprins



Organisation
des
Nations
Unies
pour
l'alimentation
et
l'agriculture



ÉTUDE FAO PRODUCTION ET SANTÉ ANIMALES

Manuel de formation pour l'insémination artificielle chez les ovins et les caprins

par

**G. Baril, P. Chemineau, Y. Cognie,
Y. Guérin, B. Lebœuf, P. Orgeur
et J.-C. Vallet**

Station de la physiologie de la reproduction
Institut national de la recherche
agronomique (INRA)
Nouzilly, 37380 Monnaie, France

*Photo de couverture: Mouvements flagellaires de spermatozoïdes dans un éjaculat de bélier observés par stroboscopie (technique d'illumination) (Chevrier, C. et Dacheux J L 1987. *Cell motility and the cytoskeleton*, 8: 261-273)*

**Organisation des Nations Unies pour l'alimentation et l'agriculture
Rome, 1993**

Les appellations employées dans cette publication et la présentation des données qui y figurent n'impliquent de la part de l'Organisation des Nations Unies pour l'alimentation et l'agriculture aucune prise de position quant au statut juridique des pays, territoires, villes ou zones, ou de leurs autorités, ni quant au tracé de leurs frontières ou limites.

M-21

ISBN 92-5-202808-0

Tous droits réservés Aucune partie de cette publication ne peut être reproduite, mise en mémoire dans un système de recherche bibliographique ni transmise sous quelque forme ou par quelque procédé que ce soit: électronique, mécanique, par photocopie ou autre, sans autorisation préalable. Adresser une demande motivée au Directeur de la Division des publications, Organisation des Nations Unies pour l'alimentation et l'agriculture, Viale delle Terme di Caracalla, 00100 Rome, Italie, en indiquant les passages ou illustrations en cause.

© FAO 1993

Table des matières

Préface

INTRODUCTION

Chapitre 1

CARACTÉRISTIQUES DE REPRODUCTION DES OVINS ET DES CAPRINS

Caractéristiques de reproduction du mâle

Description des différents organes impliqués dans les processus de reproduction

Comportement sexuel du mâle

Le testicule et la spermatogénèse

L'épididyme et ses fonctions

Les glandes annexes et leurs sécrétions: le plasma séminal

Production spermatique

Caractéristiques de reproduction de la femelle

Description des différents organes impliqués dans les processus de reproduction

Comportement sexuel de la femelle

L'ovaire et la folliculogénèse: les relations utéro-ovariennes

Cycles œstraux et ovariens chez la femelle

Fécondation et début de la vie embryonnaire

La gestation

Hormones impliquées dans les processus de reproduction

Hormones gonadotropes et activité de l'axe hypothalamo-hypophysaire

Hormones stéroïdes et prostaglandines

Chapitre 2

FACTEURS RESPONSABLES DES VARIATIONS DES CARACTÉRISTIQUES DE REPRODUCTION

Variations saisonnières de l'activité de reproduction

Variations saisonnières des mises bas

Variations saisonnières de l'activité mâle

Variations saisonnières de l'activité femelle

Facteurs de l'environnement impliqués dans le contrôle de la fonction de reproduction

Effets de la photopériode sur l'activité de reproduction

Effets de l'environnement thermique sur l'activité de reproduction

Effets des régimes alimentaires sur les performances de reproduction

Effets de l'environnement social et des conditions d'élevage sur l'activité de reproduction

Santé des animaux et production spermatique

Stade physiologique des animaux

Puberté, âge des animaux

Activité sexuelle post-partum

Bases génétiques des caractéristiques et performances de reproduction

Bases génétiques des caractères femelle

Bases génétiques du saisonnement dans les deux sexes

Bases génétiques des caractères mâle

Corrélations entre les caractéristiques de reproduction et relations génétiques entre les caractères reproductifs mâle et femelle

Chapitre 3

CONCEPTION ET FONCTIONNEMENT D'UN CENTRE D'IA

Bâtiments, logement et conduite des animaux

Considérations générales

Bâtiments

Logement et conduite des animaux

Equipements et produits

Equipements

Produits

Chapitre 4

COLLECTE ET CONSERVATION DE LA SEMENCE

Préparation et réalisation de la collecte de semence au vagin artificiel

Entraînement des mâles

Collecte de semence sur des mâles entraînés

Contrôle de la quantité et de la qualité de la semence

Volume de l'éjaculat

Concentration de l'éjaculat

Motilité massale

Pourcentage de spermatozoïdes mobiles

Motilité individuelle des spermatozoïdes

Mesure du pourcentage de spermatozoïdes vivants et des anomalies spermatiques

Tests de thermorésistance

Autres tests de qualité de la semence

Relations entre la qualité de la semence et sa fertilité

Conservation des spermatozoïdes

Espèce ovine

Espèce caprine

Différents moyens d'améliorer les taux de collecte de la semence

Sélection des mâles

Modification du rythme de collecte de la semence

Manipulation des facteurs de l'environnement

Chapitre 5

DÉTECTION ET MAÎTRISE DE L'ŒSTRUS ET DE L'OVULATION

Œstrus naturel

Critères de détection

Méthodes habituelles de détection

Conditions d'utilisation des méthodes de détection de l'œstrus

IA de femelles en œstrus naturel

Maîtrise de l'œstrus et de l'ovulation pour l'ia

Utilisation des progestagènes

Utilisation des progestagènes plus PMSG (pregnant mare serum gonadotrophin)

Utilisation des prostaglandines

Induction de l'œstrus et de l'ovulation en utilisant «l'effet mâle»

Chapitre 6

INSÉMINATION ARTIFICIELLE DES BREBIS ET DES CHÈVRES

IA classique (exocervicale)

Préparation des femelles lors de l'utilisation de la synchronisation hormonale de l'œstrus

Conditions techniques pour l'IA

Réalisation de l'IA

Insémination artificielle intra-utérine par voie laparoscopique

Limites de l'IA exocervicale et avantages de l'IA laparoscopique

Technique de la laparoscopie

IA intra-utérine

Paramètres susceptibles de modifier les résultats d'IA

Nombre de spermatozoïdes inséminés

Qualité des spermatozoïdes inséminés

Mâle utilisé pour l'IA

Œstrus naturel ou synchronisé

Lieu de dépôt de la semence

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

Age des femelles inséminées

Saison d' IA

Niveau d'alimentation, température, stress

Inséminateur

Conditions sanitaires et insémination artificielle

Chapitre 7

DIAGNOSTICS DE GESTATION, UTILISATION ET PRÉCISION

Retours en œstrus, palpation manuelle

Techniques biochimiques

Dosage de progestérone

Œstrogènes, sulfate d'œstrone, PSPB oPL et cPL

Techniques biophysiques

Méthode utilisant l'«effet Doppler»

Méthode utilisant l'«échoscopie»

Méthode utilisant l'échographie d'ultrasons (échetomographie)

CONCLUSIONS GÉNÉRALES

BIBLIOGRAPHIE

CAHIERS TECHNIQUES DE LA FAO

[Back Cover](#)

Tableaux

Tableau 1

Poids testiculaires chez des béliers et des boucs adultes

Tableau 2

Taille des différentes parties du spermatozoïde de bélier

Tableau 3

Composition biochimique de quelques éléments du plasma séminal de bélier

Tableau 4

Durée moyenne du comportement d'œstrus dans différentes races de brebis et de chèvres

Tableau 5

Développement chronologique de l'embryon chez la brebis

Tableau 6

Fertilité à l'œstrus naturel de brebis Pelibuey et Suffolk accouplées avec des béliers Pelibuey ou Suffolk, en climat tropical

Tableau 7

Rythme respiratoire et température rectale de brebis Pelibuey et Suffolk le jour de l'œstrus, 8-10 jours et 17-18 jours plus tard

Tableau 8

Effets des conditions d'élevage et de l'âge au rassemblement sur l'efficacité de la collecte de semence et sur la production spermatique chez de jeunes boucs alpins

Tableau 9

Conditions d'élevage propices à un bon démarrage de l'activité de comportement sexuel chez les mâles des petits ruminants

Tableau 10

Détermination de la note de motilité massale de la semence

Tableau 11

Détermination de la note de motilité individuelle des spermatozoïdes

Tableau 12

Résumé des différentes étapes du traitement de la semence de bélier pour utilisation sous forme liquide

Tableau 13

Préparation du dilueur pour la semence de bélier utilisée sous forme liquide

Tableau 14

Exemple de calcul du volume final de dilueur à ajouter pour l'utilisation de semence de bélier sous forme liquide

Tableau 15

Diminution de fertilité au cours de la conservation à long terme de la semence sous forme liquide chez le bélier

Tableau 16

Résumé des différentes étapes du traitement de la semence de bélier pour utilisation sous forme congelée

Tableau 17

Préparation des dilueurs 1 et 2 pour la congélation de la semence de bélier

Tableau 18

Exemple de calcul des volumes des dilueurs 1 et 2 à ajouter pour obtenir la concentration finale requise pour la semence de bélier à congeler

Tableau 19

Résumé des différentes étapes de lavage et de traitement de la semence de bouc pour utilisation sous forme liquide ou congelée

Tableau 20

Préparation de la solution de lavage pour le sperme de bouc

Tableau 21

Préparation des dilueurs pour la semence de bouc

Tableau 22

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

Tableau 23

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

Tableau 24

Fertilité après induction de l'œstrus et de l'ovulation chez la brebis

Tableau 25

Doses de PMSG recommandées et durées des traitements FGA par éponge vaginale, dans les races françaises

Tableau 26

Fertilité de chèvres laitières alpines et Saanen à contre-saison

Tableau 27

Effets de la progestérone et d'un traitement progestagène sur la fertilité des femelles dont l'activité ovulatoire est induite par l'introduction des mâles

Tableau 28

Conditions pour l'ia des races françaises de brebis

Figures

Figure 1

Nombre annuel d'IA ovines et caprines en France ces dernières années

Figure 2

Anatomie du système reproducteur mâle

Figure 3

Système hypothalamo-hypophysaire chez les petits ruminants

Figure 4

Vascularisation du testicule et températures enregistrées à l'intérieur de celui-ci

Figure 5

Représentation schématique de l'intérieur du testicule

Figure 6

Organisation séquentielle des événements caractéristiques du comportement sexuel se produisant avant l'accouplement chez le mâle

Figure 7

Représentation schématique des principales étapes de la spermatogénèse chez le bélier

Figure 8

Diagramme des divisions spermatogoniales chez le bélier

Figure 9

Composition cellulaire des stades de l'épithélium séminifère chez le bélier

Figure 10

«Horloge spermatogénétique»

Figure 11

Représentation schématique du parenchyme testiculaire

Figure 12

Morphologie du spermatozoïde

Figure 13

Acquisition de la fécondance tout au long des différentes parties de l'épididyme chez le bélier

Figure 14

Anatomie du système reproducteur femelle

Figure 15

Coupe longitudinale de l'ovaire montrant les différentes structures ovariennes

Figure 16

Dynamique à long terme de la croissance folliculaire chez la brebis

Figure 17

Dynamique de la croissance folliculaire terminale, montrant les différentes voies utilisées par plusieurs races de brebis pour atteindre leur taux d'ovulation

Figure 18

Représentation schématique de l'oogénèse

Figure 19

Représentation schématique des différents événements physiologiques se produisant pendant le cycle œstral chez la femelle

Figure 20

Durée du cycle œstral chez la chèvre laitière de race alpine

Figure 21

Relation entre le nombre de spermatozoïdes déposés en saillie naturelle et la fertilité des femelles saillies

Figure 22

Niveau de progestérone plasmatique chez une chèvre cyclique, puis gestante

Figure 23

LH plasmatique chez une chèvre anovulatoire, montrant la libération épisodique de l'hormone (puise)

Figure 24

Structure biochimique des principaux stéroïdes, de la prostaglandine F₂/?/ et de la mélatonine

Figure 25

Variations saisonnières du poids testiculaire du bouc alpin et du bélier Ile-de-France

Figure 26

Variations à long terme du pourcentage de spermatozoïdes anormaux chez quatre béliers, montrant les variations saisonnières et individuelles de ce paramètre

Figure 27

Variations saisonnières du volume de l'éjaculat et de sa concentration en spermatozoïdes chez cinq boucs alpins

Figure 28

Variations saisonnières du nombre de saillies dans des tests de 10 minutes chez des boucs alpins non entraînés

Figure 29

Variations mensuelles du diamètre testiculaire et du nombre de saillies dans des tests de 25 minutes chez six boucs créoles

Figure 30

Apparition au cours de l'année de spermatozoïdes morts dans la semence de bélier de race barbarine

Figure 31

Variations saisonnières dans l'apparition mensuelle du comportement d'œstrus et de l'ovulation chez 15 chèvres alpines

Figure 32

Variations saisonnières dans l'apparition mensuelle du comportement d'œstrus et de l'ovulation chez 15 chèvres créoles

Figure 33

Activité ovulatoire de brebis Ile-de-France et de chèvres alpines recevant une alternance de jours longs et de jours courts

Figure 34

Mélatonine plasmatique chez des brebis Ile-de-France en jours longs et en jours courts

Figure 35

Relations entre le taux d'ovulation, les disponibilités fourragères et le contenu en matières sèches du fourrage chez des brebis maintenues au pâturage

Figure 36

Début de l'activité sexuelle, au cours de tests de collecte de semence, de jeunes béliers Lacaune élevés dans trois conditions différentes pendant le jeune âge

Figure 37

Début de l'activité sexuelle chez des béliers mérinos d'Arles de 18 mois élevés dans deux conditions différentes pendant le jeune âge

Figure 38

Représentation schématique des réponses œstriennes et ovulatoires des brebis barbarines et des chèvres créoles à l' « effet mâle »

Figure 39

Deux exemples de l'évolution du poids testiculaire chez des béliers mérinos d'Arles au cours de leur première année d'âge

Figure 40

Un exemple d'organisation d'un centre d'IA ovin et caprin

Figure 41

Collecte de semence séquence d'événements

Figure 42

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

Figure 43

Hématimètre pour compter les Spermatozoïdes

Figure 44

Comptage des spermatozoïdes dans un hématimètre

Figure 45

Exemple de la relation entre la densité optique et la concentration en spermatozoïdes de l'éjaculat

Figure 46

Préparation des frottis de semence colorés

Figure 47

Classification des différentes anomalies spermatiques

Figure 48

Relation entre le pourcentage de spermatozoïdes anormaux et la fertilité des brebis inséminées avec de la semence liquide

Figure 49

Relation entre la fertilité des chèvres laitières, selon le type de traitement progestagène et le lieu d'ia, et la motilité des spermatozoïdes 120 minutes après dégel

Figure 50

Préparation de la semence en paillettes

Figure 51

Diminution progressive de température pendant la congélation de la semence de bélier

Figure 52

Diagramme utilisable pour l'estimation de la force centrifuge selon la vitesse de centrifugation et le diamètre du rotor

Figure 53

Caractéristiques comportementales et spermatiques d'animaux choisis selon deux procédures différentes, pour l'incorporation dans un programme d'IA

Figure 54

Mesure du volume testiculaire à l'aide d'un orchidomètre

Figure 55

Traitements photopériodiques utilisables pour la maîtrise de la production spermatique dans les centres d'IA

Figure 56

Effets de l'inversion du régime photopériodique annuel sur la production spermatique et le pourcentage de spermatozoïdes anormaux chez le bélier Ile-de-France adulte

Figure 57

Effets d'un régime photopériodique accéléré (deux années photopériodiques en une) sur le diamètre testiculaire et la production spermatique chez le bélier Ile-de-France adulte

Figure 58

Augmentation du poids testiculaire et fertilité de la semence en ia après utilisation d'un traitement «jours longs» + mélatonine chez le bélier Ile-de-France adulte

Figure 59

Effets de différents régimes photopériodiques accélérés sur le maintien d'un poids testiculaire élevé chez le bélier Ile-de-France

Figure 60

Production spermatique quantitative et qualitative de béliers Ile-de-France traités avec un régime photopériodique accéléré

Figure 61

Production spermatique de boucs alpins traités avec un régime photopériodique accéléré

Figure 62

Pose d'un tablier sur un mâle pour la détection de l'œstrus

Figure 63

Différentes méthodes pour réaliser une vasectomie chez le mâle

Figure 64

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

Figure 65

Traitements hormonaux pour le contrôle de l'œstrus et de l'ovulation chez les brebis et les chèvres

Figure 66

Insertion d'une éponge vaginale

Figure 67

Manipulation des chèvres pour l'ia

Figure 68

Manipulation des brebis pour l'ia

Figure 69

Pratique de l'ia exocervicale

Figure 70

IA par voie laparoscopique. Lieux d'insertion des instruments chirurgicaux

Figure 71

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

Figure 72

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

Figure 73

IA par voie laparoscopique. Les différents instruments pour l'ia intra-utérine

Figure 74

IA intra-utérine

Figure 75

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

Figure 76

Fertilité après induction hormonale de l'œstrus chez des brebis Ile-de-France allaitant un agneau. Influence de la saison et de l'intervalle mise bas-ia

Figure 77

Relations entre l'âge, la fertilité et la taille de portée chez la brebis Lacaune inséminée artificiellement après induction hormonale de l'œstrus

Figure 78

Pratique de l'échographie d'ultrasons

Remerciements

Les auteurs souhaitent remercier, pour leurs conseils et leur aide dans la préparation de ce manuel, les per-sonnes suivantes: Marie-Thérèse Hochereau-de Reviens, Patricia Vol-land-Nail, Loys Badin, Michel Base, Alain Caraty, Guy Colas, Jean-Louis Dacheux, Marc-Antoine Driancourt, Bernard Lebœuf, Jean-Pierre Signoret, Jacques Thimonier et Daniel Chupin.

Préface

Ce manuel de formation à l'insémination artificielle (IA) chez les ovins et les caprins, a été préparé dans le but d'aider le lecteur à atteindre deux objectifs principaux.

Le premier objectif est d'améliorer ses connaissances concernant la physiologie de la reproduction des ovins et caprins ainsi que celles concernant les différents facteurs susceptibles de modifier leurs performances de reproduction. Dans le premier chapitre de la première partie («Caractéristiques de reproduction des ovins et des caprins»), le lecteur trouvera, pour les deux sexes, une description détaillée des différents mécanismes impliqués dans les processus de reproduction. Les fonctions des organes reproducteurs et les équilibres complexes entre leurs différents compartiments y sont expliqués. Cette connaissance est essentielle pour les personnes travaillant dans le domaine de l'ia. Dans le second chapitre de la première partie, les différents facteurs internes et externes capables de modifier la reproduction sont décrits. La connaissance de ces facteurs revêt, en effet, une importance particulière lorsque l'on examine la reproduction des différentes races ovines et caprines de par le monde. Sous les climats tropicaux et subtropicaux, les caractéristiques de reproduction sont assez différentes de celles enregistrées dans d'autres régions du monde. Pour un manuel FAO, cette partie est essentielle afin que les différents lecteurs puissent adapter les résultats présentés et les techniques proposées à leurs propres conditions d'élevage et de production.

Le deuxième objectif est d'enseigner les différentes techniques utilisées pour la collecte de la semence et l'ia. Les techniques décrites dans ce manuel connaissent actuellement en France un développement considérable, puisque le nombre de femelles inséminées artificiellement dans les deux espèces s'accroît fortement depuis ces 10 dernières années (figure 1). Le lecteur trouvera donc, dans le premier chapitre de cette seconde partie, la description de l'organisation et du fonctionnement d'un centre d'ia; dans le deuxième chapitre, comment collecter et conserver la semence; dans le troisième chapitre, comment détecter et synchroniser l'œstrus chez la femelle; dans le quatrième chapitre, comment inséminer artificiellement les femelles et enfin, dans le dernier chapitre, quelles sont les différentes méthodes de diagnostic de la gestation. Cette seconde partie du manuel décrit donc, de façon aussi détaillée et précise que possible, les différentes étapes techniques qu'il faut suivre à chaque étape de la chaîne qui va de la collecte de la semence jusqu'à l'IA.

Beaucoup de techniques proposées ici sont communes aux ovins et aux caprins. Cependant, dans quelques cas bien précis, les procédures sont différentes entre les deux espèces. Des descriptions séparées des méthodes à utiliser sont alors données.

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

Introduction

AVANTAGES ET LIMITES DE L'INSÉMINATION ARTIFICIELLE

L'insémination artificielle des ovins et des caprins présente des avantages pour la conduite des troupeaux et a des conséquences génétiques au niveau des exploitations et à celui des organisations professionnelles (schémas de sélection). Toutefois, ces avantages peuvent être contrebalancés par des contraintes qui limitent son intérêt.

Avantages de l'ia

Pour l'éleveur. Le principal intérêt pour l'éleveur est l'amélioration génétique. De la semence provenant de mâles sélectionnés pour leur valeur génétique peut être fournie par un organisme de sélection. Il peut ainsi obtenir de faibles quantités de semence sans avoir à acquérir ces mâles de prix élevé. Cette amélioration génétique a essentiellement deux objectifs: production de jeunes femelles pour le renouvellement du troupeau et production de jeunes pour l'abattage. Dans ce dernier cas il est possible de réaliser des croisements terminaux pour pouvoir bénéficier des effets directs et d'hétérosis et de profiter ainsi de la valeur ajoutée du produit vendu sur le marché. Dans ce sens, l'ia permet la multiplication des génotypes, sans multiplier le nombre de reproducteurs mâles du troupeau. Sur le plan de la conduite du troupeau, l'ia présente aussi certains avantages. Le premier est celui de la gestion génétique intratroupeau. Dans les élevages où la monte en main n'est pas possible, l'ia est le seul moyen facile d'assurer un contrôle strict des paternités. Dans ces troupeaux il est également facile de féconder des groupes de femelles par des mâles de différents génotypes, par exemple de féconder des jeunes femelles avec des mâles de croisement terminal et les femelles adultes avec des mâles destinés au remplacement.

Le deuxième aspect est que l'ia permet de tirer plein avantage des techniques de synchronisation de l'œstrus (choix des dates de mise bas, possibilité de reproduction à contre-saison, etc.). Elle permet donc d'éviter le maintien d'un nombre de mâles important sur l'exploitation.

L'IA rend possible la reproduction quand les mâles sont indisponibles pour assurer les saillies naturelles. Dans les cas de reproduction à contre-saison, le comportement sexuel et la production spermatique des reproducteurs peut être faible en ferme, alors que les mâles des centres d'ia, choisis et entraînés pour leurs aptitudes à produire de la semence ou soumis à des traitements photopériodiques, produisent de la semence de bonne qualité, même pendant la contre-saison. De la même façon, l'utilisation de la semence congelée permet l'emploi de spermatozoïdes de bonne qualité, congelés durant la saison sexuelle précédente.

Finalement, cette technique de reproduction permet d'éviter la transmission de certaines maladies, puisque les reproducteurs utilisés pour la production de semence sont sous contrôle sanitaire et ne circulent pas d'un élevage à l'autre.

Pour l'organisme de sélection. Comparée à la lutte naturelle, l'ia autorise un accroissement du nombre de produits par géniteur et une dissociation dans l'espace et dans le temps (dans le cas de la semence congelée) entre la collecte de la semence et la fécondation des femelles. Ces deux

avantages ont des conséquences à toutes les étapes des programmes d'amélioration génétique.

Pour l'évaluation et le choix des géniteurs. L'ia permet l'établissement de connexions entre troupeaux. Elle accroît la précision de l'estimation de la valeur génétique des femelles et des autres mâles utilisés en saillie naturelle. Utilisée plus largement l'ia permet d'améliorer l'efficacité du testage en ferme sur descendance, par une meilleure prise en compte de l'effet élevage. Chaque géniteur est utilisé dans un grand nombre de troupeaux et le nombre de géniteurs par troupeau s'accroît. Toutefois, le testage sur descendance entraîne de longs intervalles entre générations et les mâles testés sont alors ou trop vieux ou morts lors de la connaissance de leur valeur génétique. L'utilisation de semence congelée pendant les premières années d'âge est alors d'un intérêt considérable pour un schéma de sélection puisque les mâles peuvent procréer un grand nombre de descendants après leur mort.

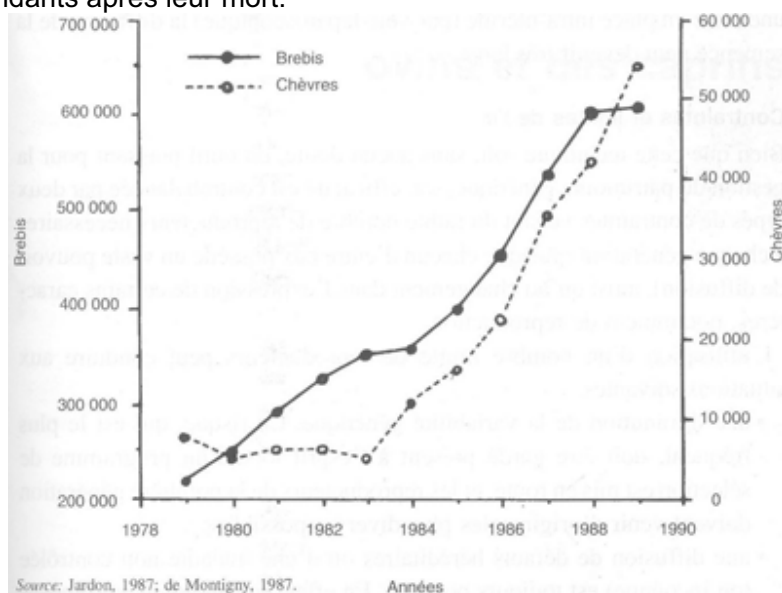


Figure 1 Nombre annuel d'ia ovines et caprines en France ces dernières années

Pour la diffusion des géniteurs confirmés. L'ia améliore l'efficacité des accouplements raisonnés (les meilleurs mâles fécondant les meilleures femelles), qui sont la clé de voûte de tous les programmes d'amélioration génétique. Comparée à la saillie naturelle, la pression de sélection de ces meilleurs mâles s'accroît, puisque chacun d'entre eux est diffusé dans plusieurs troupeaux (autrement, au moins un géniteur par troupeau est nécessaire) et produit un grand nombre de descendants. Par ailleurs, l'ia rend plus facile et accroît la diffusion du progrès génétique non seulement au sein des troupeaux sélectionneurs, mais également en dehors du schéma de sélection.

Pour la diffusion plus rapide et plus large de génotypes rares ou de génotypes exotiques. L'ia permet de multiplier intensivement et rapidement des génotypes dont un faible nombre de représentants est disponible localement. C'est le cas des animaux importés ou de leur semence. Utilisée avec une mise en place intra-utérine (par voie laparoscopique) la diffusion de la semence peut devenir très large.

Contraintes et limites de l'ia

Bien que cette technique soit, sans aucun doute, un outil puissant pour la gestion du patrimoine génétique, son efficacité est contrebalancée par deux types de contraintes venant du faible nombre de reproducteurs nécessaires à chaque génération (puisque chacun d'entre eux possède un vaste pouvoir de diffusion), ainsi qu'au changement dans l'expression de certains caractères, notamment de reproduction.

L'utilisation d'un nombre limité de reproducteurs peut conduire aux situations suivantes:

- une diminution de la variabilité génétique. Ce risque, qui est le plus fréquent, doit être gardé présent à l'esprit lorsqu'un programme de sélection est mis en route, et les reproducteurs de la première génération doivent venir d'origines les plus diverses possibles;
- une diffusion de défauts héréditaires ou d'une maladie non contrôlée (ou inconnue) est toujours possible. En effet, une anomalie chromosomique peut être rapidement et largement diffusée dans une population par l'IA;
- un accroissement du taux de consanguinité affectant les caractères maternels, qui sont particulièrement sensibles, est à redouter.

Paradoxalement, l'utilisation de la synchronisation des œstrus et de l'IA perturbe le fonctionnement des schémas de sélection sur les aptitudes de reproduction. En effet, la prolificité naturelle et induite (de femelles mettant bas après synchronisation de l'œstrus) n'est pas contrôlée par les mêmes gènes. Il est donc nécessaire de modifier les enregistrements à réaliser en ferme, pour pouvoir estimer la valeur génétique de la prolificité naturelle.

Première partie

Physiologie de la reproduction des ovins et des caprins

Chapitre 1

Caractéristiques de reproduction des ovins et des caprins

CARACTÉRISTIQUES DE REPRODUCTION DU MÂLE

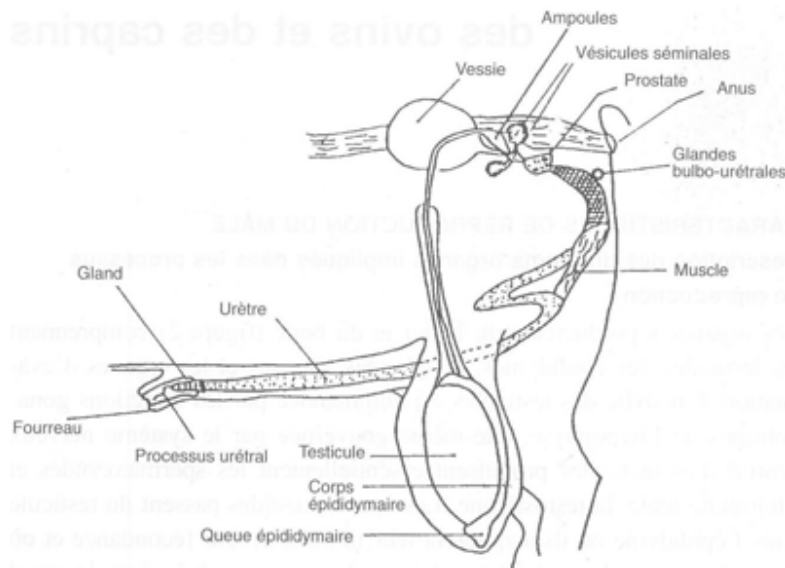
Description des différents organes impliqués dans les processus de reproduction

Les organes reproducteurs du bélier et du bouc (figure 2) comprennent les testicules, les épидидymes, les glandes annexes et les organes d'évacuation. L'activité des testicules est commandée par les sécrétions gonadotropes de l'hypophyse, elle-même gouvernée par le système nerveux central. Les testicules produisent essentiellement les spermatozoïdes et l'hormone mâle, la testostérone. Les spermatozoïdes passent du testicule dans l'épididyme où ils acquièrent leur motilité et leur fécondance et où ils sont stockés. Lors de l'éjaculation, ils sont propulsés dans le canal déférent et l'urètre, puis mélangés avec les sécrétions des glandes annexes, pour constituer l'éjaculat.

Le système nerveux central et le système hypothalamo-hypophysaire (figure 3). L'hypophyse est constituée de deux parties distinctes: la partie postérieure qui est d'origine nerveuse, et la partie antérieure ou glandulaire. L'activité des cellules hypophysaires est sous contrôle des neurones hypothalamiques à GnRH. Dans le système nerveux central, la glande pinéale tient une place importante chez les races photopériodiques, puisque c'est elle qui «traduit» les effets de la lumière sur les neurones à GnRH.

Le tractus génital mâle. Le scrotum, dans lequel le testicule descend pendant la vie fœtale, est, chez l'adulte, très pendulaire et permet de conserver le testicule de 4 à 7°C plus froid que le reste du corps (figure 4).

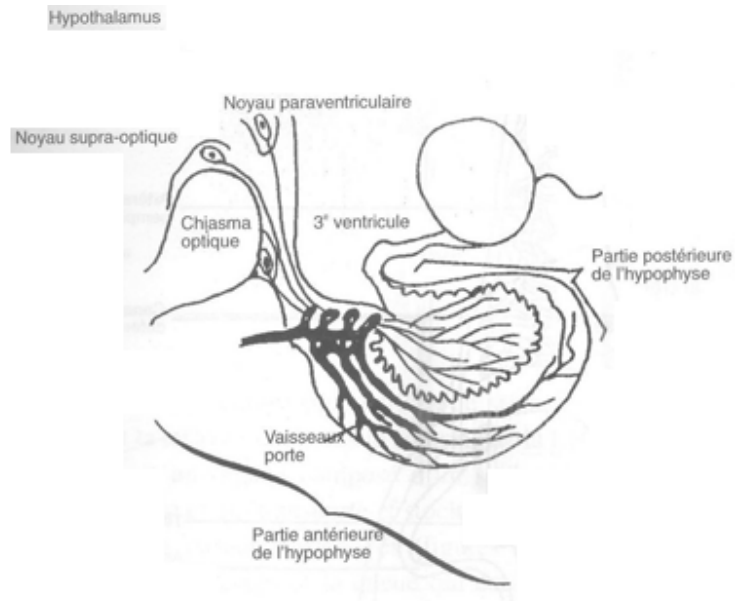
FIGURE 2 Anatomie du système reproducteur mâle, indiquant la situation des différents glandes et organes



Cette régulation est assurée par des mécanismes d'échanges thermiques entre le sang artériel et le sang veineux dans le cordon testiculaire, et par la présence de nombreuses glandes sudoripares dans la peau du scrotum. Cette dernière contient également quelques thermorécepteurs qui mettent en route les mécanismes corporels de thermorégulation si la température du scrotum s'élève. Si la température testiculaire atteint la température du reste du corps, pendant seulement quelques heures, l'animal devient stérile environ 14 jours plus tard.

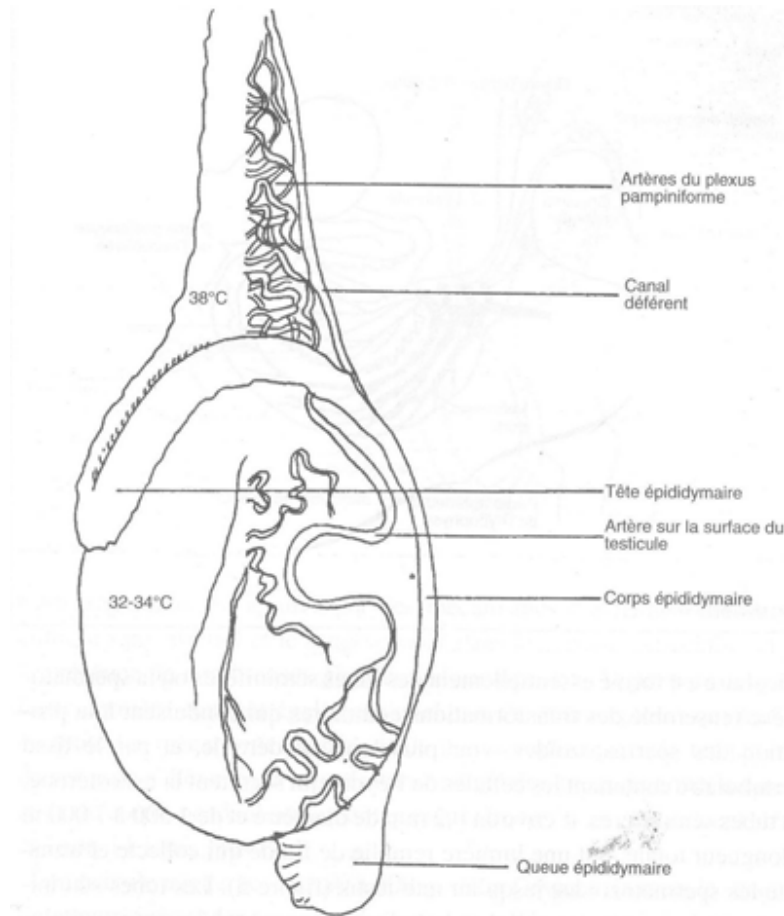
Le testicule adulte pèse de 80 à 300 g, selon l'espèce, la race, la saison et l'état nutritionnel des animaux. Le poids testiculaire est généralement plus élevé chez le bélier que chez le bouc, chez les races de grande taille que chez celles de petite taille, et au début de la saison sexuelle qu'en pleine contre-saison chez les animaux saisonnés (tableau 1). Le parenchyme testiculaire est formé essentiellement des tubes séminifères où la spermatogénèse (ensemble des transformations cellulaires qui conduisent à la production des spermatozoïdes, voir plus loin) se déroule, et par le tissu intertubulaire contenant les cellules de Leydig qui sécrètent la testostérone. Les tubes séminifères, d'environ 0,2 mm de diamètre et de 1 500 à 7 000 m de longueur totale, ont une lumière remplie de fluide qui collecte et transporte les spermatozoïdes jusqu'au rete-testis (figure 5). Les tubes séminifères sont composés des cellules de la lignée spermatogénétique (cellules germinales qui deviendront les spermatozoïdes) et par les cellules de soutien (cellules de Sertoli) qui «nourrissent» les cellules germinales. Les liens entre ces deux types de cellules sont très étroits. Les cellules de Leydig ont une structure typique des cellules productrices de stéroïdes; elles produisent essentiellement la testostérone, sous le contrôle de la LH hypophysaire.

FIGURE 3 Système hypothalamo-hypophysaire chez les petits ruminants



Source: Ganong, 1977.

FIGURE 4 Vascularisation du testicule et températures enregistrées à l'intérieur de celui-ci



Source: Setchell, 1977.

TABEAU 1
Poids testiculaires chez des béliers et des boucs adultes (m ± sd)

	Poids testiculaire (g)
Races saisonnées	
Béliers Ile-de-France adultes	
Saison sexuelle	300±15
Saison d'anœstrus	200±15
Boucs alpins adultes	
Saison sexuelle	175±13
Saison d'anœstrus	103±10
Races désaisonnées	
Bouc créole adulte	101±15

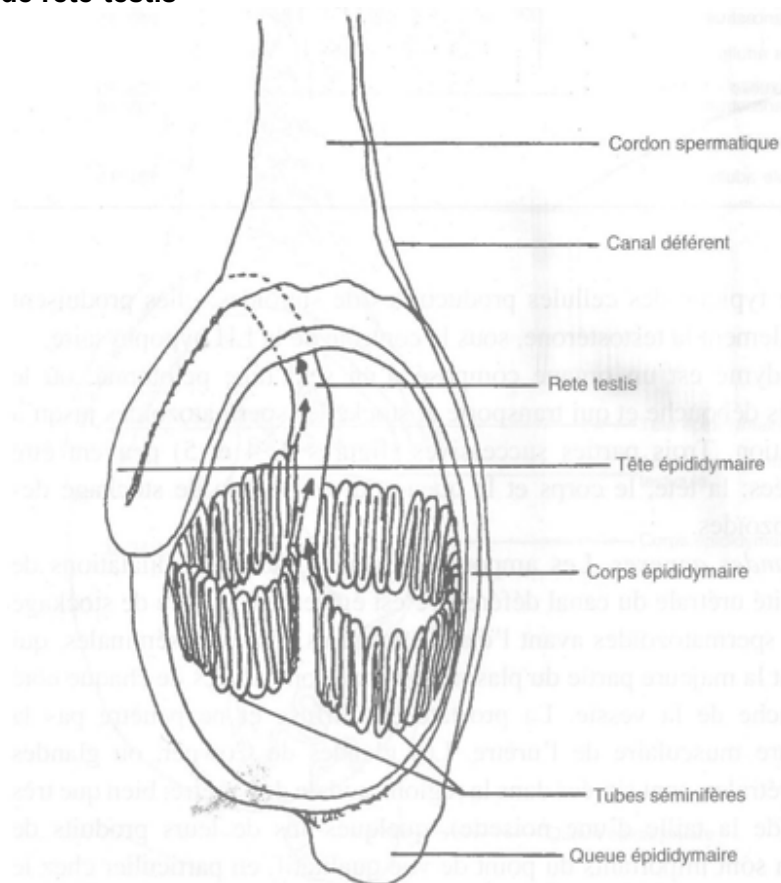
L'épididyme est un organe composé d'un seul tube pelotonné, où le rete-testis débouche et qui transporte et stocke les spermatozoïdes jusqu'à l'éjaculation. Trois parties successives (figures 2,4 et 5) peuvent être

distinguées: la tête, le corps et la queue qui est le lieu de stockage des spermatozoïdes.

Les glandes annexes. Les ampoules (figure 2) sont des dilatations de l'extrémité urétrale du canal déférent; c'est également un lieu de stockage pour les spermatozoïdes avant l'éjaculation. Les vésicules séminales, qui élaborent la majeure partie du plasma séminal, sont situées de chaque côté de l'attache de la vessie. La prostate est diffuse et ne pénètre pas la couverture musculaire de l'urètre. Les glandes de Cowper, ou glandes bulbo-urétrales, sont situées dans la région caudale de l'urètre; bien que très petites (de la taille d'une noisette), quelques-uns de leurs produits de sécrétion sont importants du point de vue qualitatif, en particulier chez le bouc.

Les organes d'évacuation. L'urètre (figure 2) parcourt le pénis jusqu'à l'appendice vermiforme. Le prépuce est formé par une invagination de la peau et protège la partie terminale du pénis. Des glandes tubulaires, dans le prépuce, sécrètent une substance grasse qui facilite l'intromission.

FIGURE 5 Représentation schématique de l'intérieur du testicule montrant les tubes séminifères où se déroule la spermatogénèse. Les flèches indiquent le sens de circulation des spermatozoïdes et du fluide de rete-testis



Source: Setchell, 1977.

Comportement sexuel du mâle

Contrôle et régulation. Chez le mâle adulte, le comportement sexuel (motivation et efficacité) dépend directement des sécrétions hormonales et des événements « sociaux ». Le déclenchement de l'acte sexuel met en jeu des interactions entre ces deux facteurs principaux, le second pouvant jouer le rôle de « démarreur ». Des stimulations externes, comme l'alimentation ou le climat peuvent également interagir avec ces facteurs.

Rôle des sécrétions hormonales. Le comportement sexuel des mâles est sous le contrôle de la testostérone ou de ses métabolites. Chez des mâles castrés, un traitement à la testostérone rétablit le comportement sexuel mâle ; alors que, avant traitement, celui-ci tend à persister quelques mois après castration chez des animaux sexuellement expérimentés. Chez les races saisonnées, ces sécrétions stéroïdiennes varient avec la saison sous le contrôle de la photopériode. Toutefois, les variations hormonales sont très progressives et il faut attendre plusieurs semaines après un changement de niveau plasmatique pour observer un effet sur le comportement sexuel. Il est utile de préciser également que les variations rapides observées à l'échelle d'une journée (épisodes pulsatiles de sécrétion) n'ont pas de conséquences directes sur le comportement sexuel.

Rôle de l'environnement social. Des béliers et des boucs régulièrement entraînés à la saillie manifestent une légère baisse de leur libido en dehors de la saison sexuelle. Les conditions de déclenchement du comportement sont également très importantes; la motivation et l'efficacité sexuelle de béliers et de boucs peuvent être modifiées par la compétition et la hiérarchie existant dans un groupe.

Des femelles en œstrus jouent un rôle important en facilitant la pleine expression du comportement sexuel du mâle. Les stimuli olfactifs, conséquences de l'état d'œstrus, comme les stimulations visuelles sont des facteurs importants pour l'obtention d'un accouplement. Des préférences individuelles peuvent aussi conduire à des saillies plus fréquentes de certaines femelles, alors que d'autres femelles, bien qu'étant également en œstrus, sont négligées par le mâle. Toutefois, si les béliers ont une libido élevée, la majorité des femelles sont saillies par la plupart des mâles.

Différentes étapes du comportement sexuel du mâle. Pour des animaux en liberté, le comportement sexuel, qui se termine normalement par un accouplement, est caractérisé par une séquence spécifique d'événements: **Recherche et contact avec les partenaires.** Chez les ovins comme chez les caprins, la cour du mâle envers la femelle est limitée à la période de l'œstrus. Il est maintenant bien établi que celle-ci dépend également du rôle actif de la femelle en œstrus. Le mâle adulte dirige des parades sexuelles (approches ritualisées latérales accompagnées de mouvements de patte antérieure) et des flairages vers l'ensemble des femelles. Réciproquement, les femelles en œstrus peuvent être attirées par les approches du mâle, même à distance. Ces différents facteurs sont importants pour la réussite de la lutte; leur rôle est primordial pour les troupeaux mis en reproduction au pâturage. Pour la détection de l'œstrus dans un troupeau, il est nécessaire de s'assurer que les mâles détecteurs ont bien un contact avec toutes les femelles. Généralement, dans des conditions de lutte libre au pâturage, les béliers sont en contact permanent avec les femelles; durant la nuit ils se regroupent et ne sont habituellement jamais séparés des femelles

pour une longue durée. Dans cette situation, la meilleure méthode de détection de l'œstrus est d'utiliser des mâles équipés de harnais marqueurs.

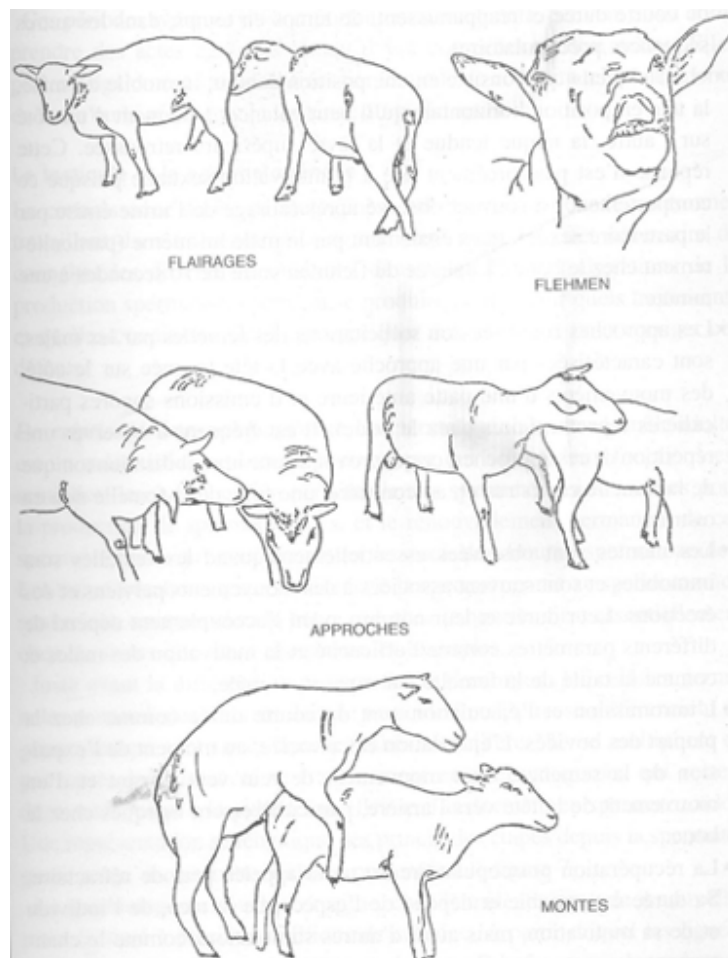
Echanges sensoriels et identification du stade physiologique de la femelle.

L'immobilisation posturale de la femelle constitue le signal visuel d'identification de l'état d'œstrus par le mâle expérimenté. Elle semble être renforcée par la reconnaissance olfactive, qui joue le rôle de «déclencheur» pour le comportement sexuel mâle. Un mâle inexpérimenté est beaucoup moins apte à identifier «l'état d'œstrus» de la femelle et doit apprendre ces signaux.

Lorsque le contact est établi, l'immobilisation posturale de la femelle est le signal de la poursuite de la séquence d'accouplement. Sa fuite, au contraire, signifie que la femelle n'est pas en œstrus.

Éléments locomoteurs du comportement sexuel. Organisés en séquences de durées variables, les différents éléments locomoteurs du comportement sexuel sont caractérisés par des actes stéréotypés (figure 6). La séquence varie non seulement avec l'espèce ou la race, mais également, pour le même individu, selon la réponse du partenaire.

FIGURE 6 Organisation séquentielle des événements caractéristiques du comportement sexuel se produisant avant l'accouplement chez le mâle



Les caractéristiques de ces séquences sont les suivantes:

Flairages ano-génitaux; dans la majorité des cas, ceux-ci représentent le premier contact direct entre les deux partenaires. Ils sont généralement de courte durée et réapparaissent, de temps en temps, dans les autres séquences précopulatoires.

«Le flehmen» qui consiste en une position debout, immobile du mâle, la tête en position horizontale qu'il peut balancer lentement d'un côté sur l'autre, la nuque tendue et la lèvre supérieure retroussée. Cette réponse n'est pas forcément liée à la motivation sexuelle puisque ce comportement est souvent observé après flairage de l'urine émise par le partenaire sexuel, mais également par le mâle lui-même (particulièrement chez le bouc). La durée du flehmen varie de 10 secondes à une minute.

Les approches ritualisées ou sollicitations des femelles par les mâles, sont caractérisées par une approche avec la tête tournée sur le côté, des mouvements d'une patte antérieure et d'émissions sonores particulières (spectaculaires chez le bouc). Il est fréquent d'observer une répétition de ces approches, ce qui provoque une immobilisation tonique de la femelle en œstrus et, au contraire, une fuite de la femelle non en œstrus.

Les montes sont observées essentiellement quand les femelles sont immobiles et sont souvent associées à des mouvements pelviens et des érections. Leur durée et leur nombre avant l'accouplement dépend de différents paramètres comme l'efficacité et la motivation des mâles et comme la taille de la femelle par rapport au mâle.

L'intromission et l'éjaculation sont de courte durée comme chez la plupart des bovidés. L'éjaculation est associée, au moment de l'expulsion de la semence, d'un mouvement de rein vers l'avant et d'un mouvement de la tête vers l'arrière, particulièrement marqués chez le bouc.

La récupération postcopulatoire est aussi appelée période réfractaire. Sa durée est variable et dépend de l'espèce, de la race, de l'individu et de sa motivation, mais aussi d'autres stimulations comme le changement de partenaire. Cette période réfractaire, qui est généralement de plus courte durée chez le bouc que chez le bélier, est caractérisée par une absence quasi totale de mouvement après l'éjaculation, qui peut être suivie par une prise alimentaire.

Ces périodes typiques du comportement sexuel mâle, peuvent aussi comprendre des actes agressifs lorsqu'il y a compétition entre mâles. Elles peuvent également être modifiées par le mode de conduite tel que la monte en main ou la récolte de la semence au vagin artificiel.

Le testicule et la spermatogénèse

La connaissance de la spermatogénèse est essentielle pour les personnes travaillant dans un centre d'ia ovin/caprin. Il est en effet nécessaire de connaître les différentes situations dans lesquelles des altérations de la production spermatique peuvent se produire et de savoir quels traitements et quelles conditions d'élevage appliquer aux animaux, pour corriger ces défauts.

Description de la spermatogénèse. La spermatogénèse, chez le mâle adulte, est un mécanisme extrêmement complexe qui assure deux fonctions essentielles: la multiplication perpétuelle des spermatogonies souches pour la production de spermatozoïdes, et le renouvellement permanent de ces spermatogonies qui vont constituer le stock de «futurs» spermatozoïdes. Les transformations qui conduisent de la spermatogonie au spermatozoïde sont mieux connues chez le bélier que chez le bouc et c'est essentiellement chez les ovins que nous choisirons les exemples.

Juste avant la différenciation sexuelle de l'embryon, les cellules germinales primordiales migrent dans le testicule fœtal, puis se différencient en gonocytes qui sont situés dans les tubes séminifères. Ils se multiplient et, peu après la naissance, se transforment en spermatogonies qui restent dormantes jusqu'à la puberté où elles se transforment en spermatozoïdes.

Une représentation schématique des principales étapes depuis la spermatogonie jusqu'au spermatozoïde est présentée à la figure 7.

La spermatogonie souche constitue, chez le mâle, le stock de renouvellement (estimé à plusieurs millions de cellules), à partir duquel les lignées spermatogénétiques sont initiées tout au long de la future vie reproductive du mâle adulte et d'où, dans le même temps vont se différencier les cellules conduisant aux spermatocytes primaires. Les spermatogonies sont essentiellement des cellules diploïdes (bélier $2n = 54$; bouc $2n = 60$), sauf avant leur multiplication où quatre types peuvent être distingués : (1) spermatogonie de type A, (2) spermatogonie de type intermédiaire, qui dérive du type A, et, (3) spermatogonie de type B résultant de la multiplication du type intermédiaire. Les nouvelles cellules souches (qui vont remplacer celles qui se développent dans la lignée spermatogénétique) émergent de la seconde division spermatogoniale. Six divisions successives ont lieu entre la spermatogonie souche et les spermatocytes primaires (figures 8,9 et 10). L'efficacité de ces divisions est assez faible et le nombre théorique de spermatocytes primaires par spermatogonie souche ($n = 48$) n'est jamais observé. Ce nombre est, en général, inférieur à 24 et inférieur à 10 au printemps, pour les races photopériodiques. Le stade critique principalement affecté est la spermatogonie de type intermédiaire.

FIGURE 7 Représentation schématique des principales étapes de la spermatogénèse chez le bélier

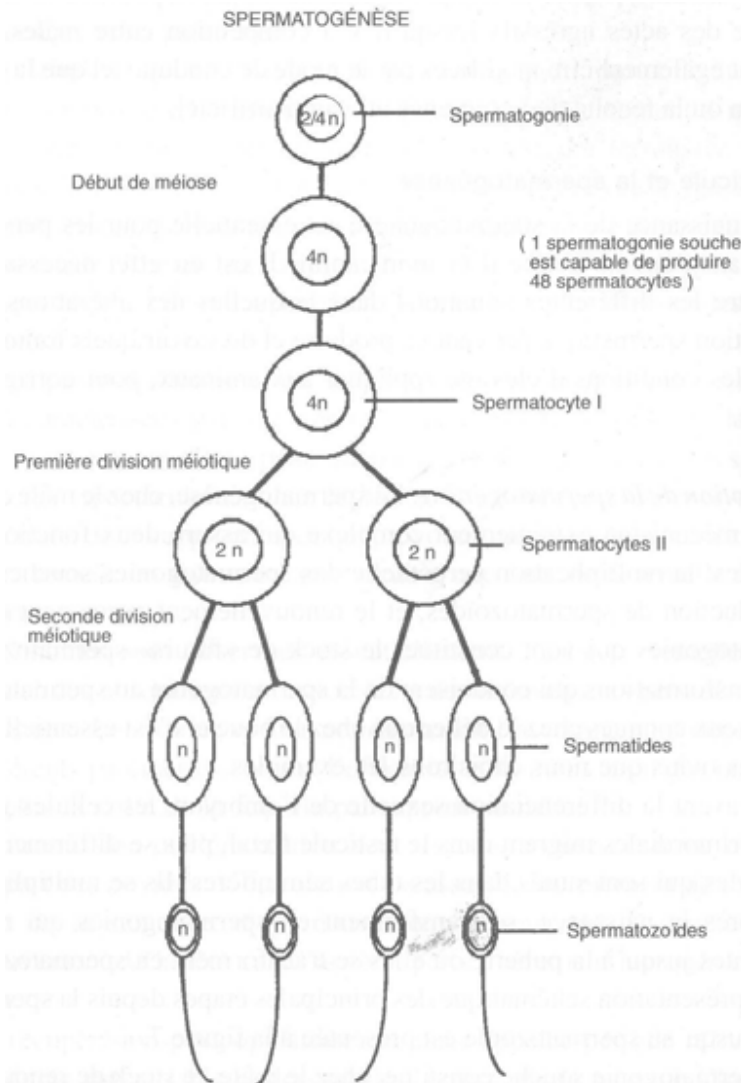
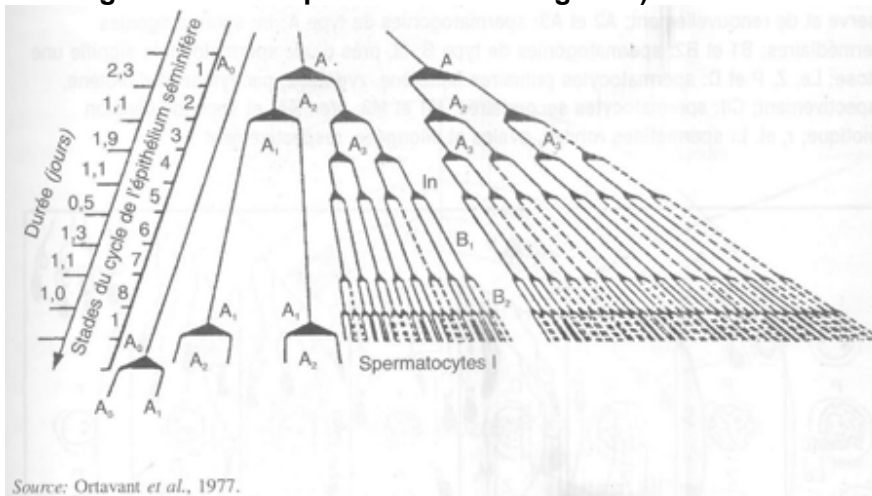
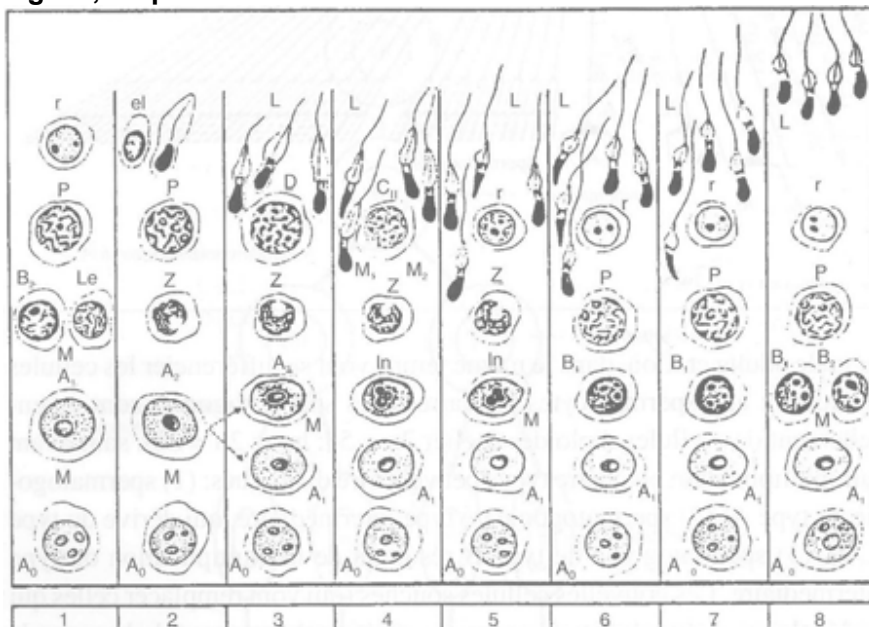


FIGURE 8 Diagramme des divisions spermatogoniales chez le bélier (pour la légende et les explications voir la figure 9)



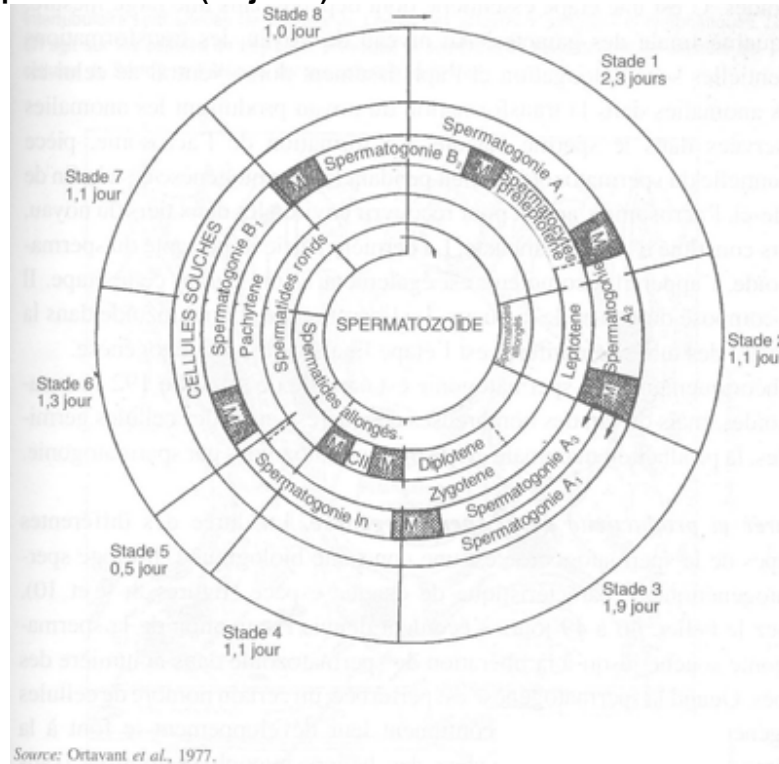
Une fois transformée en spermatocyte primaire (produit final de la dernière division spermatogoniale), la cellule germinale va se diviser. C'est la dernière synthèse d'ADN (4n chromosomes), puisque la méiose débute immédiatement. Cette série complexe de phénomènes - appariement des chromosomes, «crossing-over», etc. conduira à la première division méiotique, qui aboutira aux spermatocytes secondaires (2n chromosomes). Ces derniers se divisent rapidement pour donner naissance à des cellules haploïdes (n chromosomes), les spermatides qui vont entamer leur spermiogénèse. Théoriquement, un spermatocyte primaire est capable de donner quatre spermatides; toutefois, un certain nombre d'entre eux ne passent pas le stade de la prophase méiotique. L'efficacité de la transformation des spermatocytes primaires en spermatides peut être modifiée par des signaux externes comme la lumière, chez les races photopériodiques. Des anomalies dans la division méiotique peuvent aussi entraîner la production de gamètes diploïdes.

FIGURE 9 Composition cellulaire des stades de l'épithélium séminifère chez le bélier. Chaque colonne (1 à 8) montre les types de cellules germinales présentes dans une association cellulaire donnée. Ces associations ou stades, sont identifiés par les changements morphologiques du noyau des cellules germinales et par les arrangements locaux des spermatides. AO et A1: cellules de réserve et de renouvellement; A2 et A3: spermatogonies de type A; In: spermatogonies intermédiaires; B1 et B2: spermatogonies de type B; M, près d'une spermatogonie signifie une mitose; Le, Z, P et D: spermatocytes primaires leptotène, zygotène, pachytène et diplotène, respectivement; Cil: spermatocytes secondaires; M1 et M2: première et seconde division méiotique; r, el, L: spermatides rondes, ovales et allongées, respectivement



Source: Ortavant et al., 1977.

FIGURE 10 «Horloge spermatogénétique» indiquant, chez le bélier, les différents stades spermatogénétiques et leurs associations cellulaires ainsi que les durées (en jours) de ces différents stades



Source: Ortavant *et al.*, 1977.

La spermiogénèse est définie comme la somme des changements nucléaires et cytoplasmiques intervenant entre les spermatides et les spermatozoïdes. C'est une étape essentielle dont dépend, dans une large mesure, la qualité finale des gamètes. Au niveau du noyau, les transformations essentielles sont l'élongation et l'aplatissement dorso-ventral de celui-ci. Des anomalies dans la transformation du noyau produisent les anomalies observées dans le sperme éjaculé. La formation de l'acrosome, pièce essentielle du spermatozoïde, a lieu pendant la spermiogénèse et, à la fin de celle-ci, l'acrosome s'aplatit pour recouvrir environ les deux tiers du noyau, alors constitué d'ADN compacté. La dernière partie importante du spermatozoïde, l'appareil locomoteur, est également formé durant cette étape. Il est composé du cou et de la queue. La libération du spermatozoïde dans la lumière des tubes séminifères est l'étape finale de la spermatogénèse.

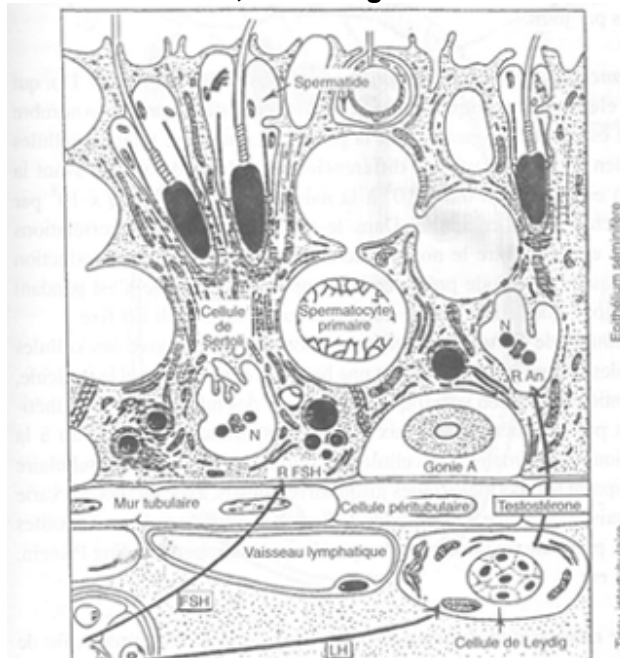
Théoriquement, une spermatogonie est capable de produire 192 spermatozoïdes, mais du fait des nombreuses dégénérescences des cellules germinales, la production maximale est de 64 spermatozoïdes par spermatogonie.

Durée et productivité de la spermatogénèse. La durée des différentes étapes de la spermatogénèse est une constante biologique («horloge spermatogénétique»), caractéristique de chaque espèce (figures 8,9 et 10). Chez le bélier, 46 à 49 jours s'écoulent depuis l'activation de la spermatogonie souche jusqu'à la libération du spermatozoïde dans la lumière des tubes. Quand la spermatogénèse est perturbée, un certain

nombre de cellules dégénèrent, mais celles qui continuent leur développement le font à la même vitesse, et ce, même chez des béliers hypophysectomisés (sans hypophyse).

La spermatogénèse est un processus dynamique et permanent. La progression a lieu, dans le temps, pour une position précise du tube séminifère et, à un moment donné, peut être observée séquentiellement le long du tube séminifère. Une portion de tube contenant un type d'association cellulaire, est donc suivie par une portion de tube contenant l'étape précédant ou suivant immédiatement celle-ci. Chaque série complète d'associations cellulaires est appelée «cycle de l'épithélium séminifère» (figures 8,9 et 10). Chez le bélier, les divisions d'une nouvelle spermatogonie souche commencent à intervalles réguliers de 10,3 jours (figure 10). Une production permanente de spermatozoïdes est assurée par le grand nombre de spermatogonies souches qui commencent leurs divisions à différents moments.

FIGURE 11 Représentation schématique du parenchyme testiculaire. L'épithélium séminifère est séparé du tissu intertubulaire par la barrière du tube. L'épithélium séminifère est composé des cellules de Sertoli (somatiques) et des cellules germinales, et divisé en deux compartiments (basal et central) par la barrière sanguine testiculaire formée de jonctions fortes. Dans le compartiment basal sont situées les spermatogonies. Dans le compartiment central, les spermatocytes primaires et secondaires et les spermatozoïdes ronds et ovales sont observés. Dans le tissu ; intertubulaire sont situées les cellules de Leydig, les vaisseaux sanguins et lymphatiques. La | LH agit sur les cellules de Leydig et provoque la sécrétion de testostérone qui stimule les cellules de Sertoli; la FSH agit sur les cellules de Sertoli



Source: Hochereau-de Reviere, communication personnelle.

Un gramme de testicule est capable de produire, au maximum (béliers Ile-de-France, à l'automne), $12,2 \times 10^6$ spermatozoïdes par jour. Par conséquent, chaque testicule est capable de produire environ $4,82 \times 10^9$ spermatozoïdes par jour.

Importance des cellules de Sertoli. Les cellules de Sertoli (figure 11), qui sont les éléments somatiques de l'épithélium séminifère, sont en un nombre fixe qui est déterminé juste avant la puberté. Le nombre total de cellules de soutien (celles qui vont se différencier en cellules de Sertoli avant la puberté) est d'environ $0,5 \times 10^8$ à la naissance et de 20 à 40×10^8 par animal, chez le bélier adulte. Dans le testicule adulte, des corrélations positives existent entre le nombre de cellules de Sertoli et la production spermatique. La période prépubère est importante, puisque c'est pendant cette période que le nombre de cellules adultes de Sertoli est fixé.

Les cellules de Sertoli soutiennent et communiquent avec les cellules germinales (figure 11). Elles créent une barrière, entre le sang et le testicule, qui maintient un milieu spécifique à l'intérieur des tubes, et elles synthétisent des produits nécessaires aux processus spermatogénétiques ou à la maturation épидидymaire. Les cellules de Sertoli sécrètent le fluide tubulaire qui transporte les spermatozoïdes jusqu'au rete-testis, avec un flux qui varie avec la saison et la race. Les cellules de Sertoli synthétisent des métabolites (inositol, pyruvate ou lactate) et des protéines (Androgen Binding Protein, inhibine, etc.).

Contrôle endocrinien de la spermatogénèse. L'ablation chirurgicale de l'hypophyse entraîne l'arrêt de la spermatogénèse, ce qui indique que celle-ci est sous contrôle gonadotrope. Chez le bélier, le renouvellement des spermatogonies souches est sous contrôle de LH; FSH est nécessaire entre les spermatogonies intermédiaires et les spermatocytes primaires et la testostérone, produite par les cellules de Leydig sous le contrôle de la LH, maintient la production des spermatocytes primaires et des spermatozoïdes. Cependant, aucune de ces hormones n'est capable, seule, de maintenir, en termes de quantité et de qualité la spermatogénèse à un niveau correct. La spermatogénèse nécessite donc la LH, la FSH et la testostérone pour son fonctionnement (figure 11).

FIGURE 12 Morphologie du spermatozoïde

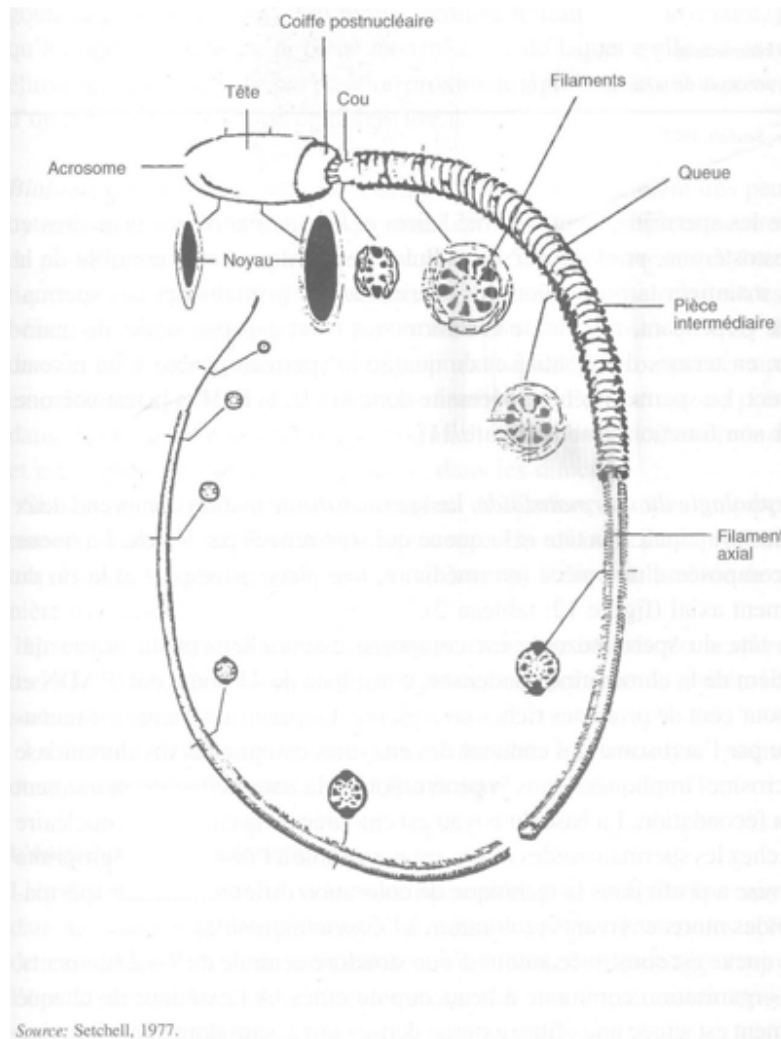


TABLEAU 2
Taille des différentes parties du spermatozoïde de bœuf

	Longueur (#)	Epaisseur (#)
Tête	8,2	4,3
Pièce intermédiaire	14	0,8
Pièce principale de la queue	42	0,5

Source: Setchell, 1977.

Morphologie du spermatozoïde. Le spermatozoïde mature comprend deux parties principales, la tête et la queue qui sont reliées par le cou. La queue est composée d'une pièce intermédiaire, une pièce principale et la fin du filament axial (figure 12; tableau 2).

La tête du spermatozoïde est composée essentiellement du noyau qui contient de la chromatine condensée, constituée de 43 pour cent d'ADN et 57 pour cent de protéines riches en arginine. La partie antérieure est recouverte par l'acrosome qui contient des enzymes essentielles (hyaluronidase et acrosine) impliquées dans la pénétration de la zone

pellucide au moment de la fécondation. La base du noyau est entourée de la coiffe post-nucléaire qui, chez les spermatozoïdes morts, est perméable à l'éosine. Cette propriété est mise à profit dans la technique de coloration différentielle des spermatozoïdes morts et vivants (coloration à l'éosine/nigrosine).

La queue est constituée autour d'une structure centrale de 9 + 2 filaments, une organisation commune à beaucoup de ciliés. A l'extérieur de chaque filament est située une «fibre externe dense» qui a, sans doute, une fonction contractile. La queue est enserrée dans une gaine fibreuse; la pièce intermédiaire est caractérisée par des mitochondries disposées en hélice autour des fibres de la queue et qui fournissent l'énergie nécessaire à la motilité. A la sortie du testicule, le cou de la plupart des spermatozoïdes porte une gouttelette cytoplasmique qui migre, pendant le transit épидидymaire, jusqu'à la partie distale de la pièce intermédiaire de laquelle elle est ensuite éliminée. Une gouttelette en position proximale signifie souvent la présence d'un défaut de maturation épидидymaire.

Biologie du spermatozoïde. Le spermatozoïde mature contient très peu de cytoplasme, mais contient des quantités appréciables de lipides neutres et de phospholipides, dont certains sont utilisés comme des réserves énergétiques dans l'épididyme. Pour obtenir de l'énergie, les spermatozoïdes de bélier sont capables d'oxyder du fructose (ou du glucose) en CO₂ dans des conditions aérobies, mais sont également capables de rompre ces sucres en acide lactique, dans des conditions anaérobies. Le fructose est présent dans le plasma séminal (il provient essentiellement des vésicules séminales) et est souvent utilisé, avec le glucose, dans les dilueurs.

Si trop de CO₂ est produit dans le milieu de dilution, cela peut, temporairement, inhiber la motilité du spermatozoïde. En revanche, une production trop élevée d'acide lactique peut porter atteinte au spermatozoïde de manière irréversible.

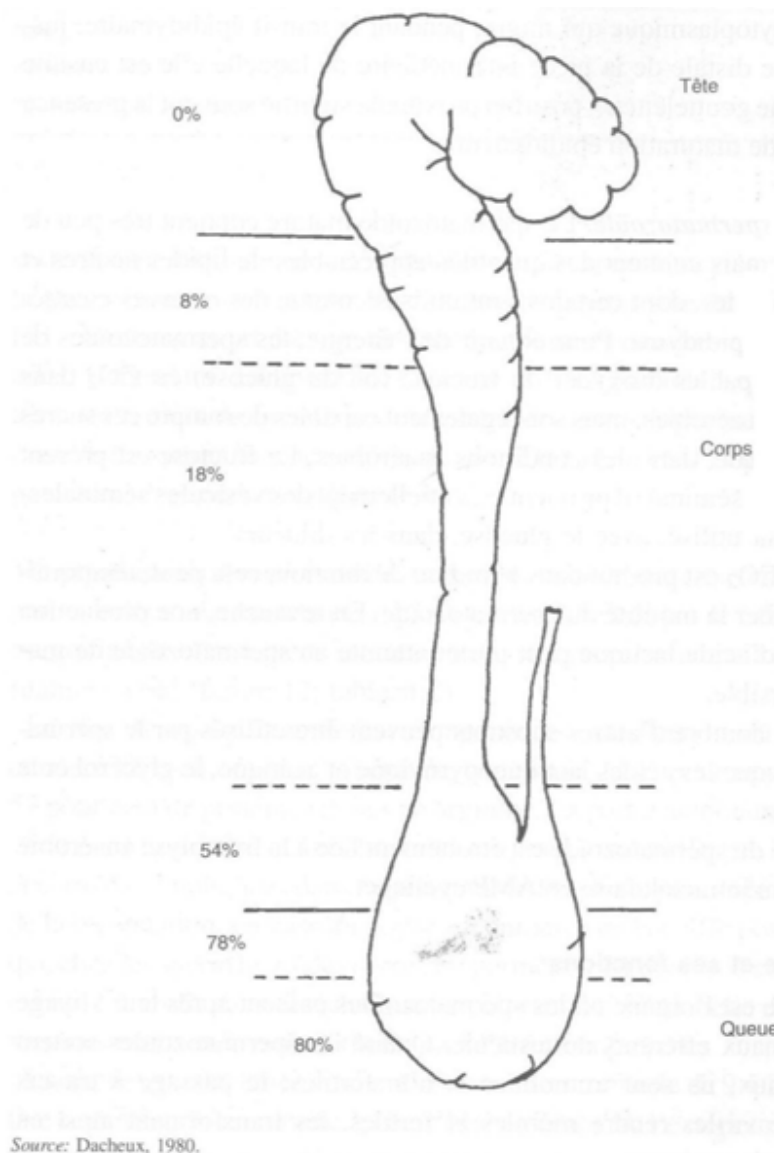
Un certain nombre d'autres substrats peuvent être utilisés par le spermatozoïde, tels que les acides lactique, pyruvique et acétique, le glycérol et le sorbitol.

La motilité du spermatozoïde est étroitement liée à la fructolyse anaérobie et au contenu intracellulaire en AMP cyclique.

L'épididyme et ses fonctions

L'épididyme est l'organe où les spermatozoïdes passent après leur voyage dans les canaux efférents du testicule. Quand les spermatozoïdes sortent de ces canaux, ils sont immobiles et non fertiles; le passage à travers l'épididyme va les rendre mobiles et fertiles, les transformant ainsi en spermatozoïdes matures.

FIGURE 13 Acquisition de la fécondance (pourcentage de fécondations) tout au long des différentes parties de l'épididyme chez le bélier



La concentration en spermatozoïdes dans le fluide du rete-testis qui sort du testicule est d'environ 1×10^8 /ml chez le bélier; la majeure partie de ce fluide est réabsorbée dans la tête de l'épididyme, à la sortie duquel les spermatozoïdes sont dans une suspension très dense. Cette réabsorption est associée à de profondes modifications des concentrations en ions tels que le sodium, le potassium et le chlore ainsi que des concentrations en phospholipides. Chez le bélier, le temps de transit à travers l'épididyme est d'environ 11-13 jours (tête-corps 4,0 jours; queue 7,0-9,0 jours). Ce temps de transit diminue d'environ 10 à 20 pour cent chez les animaux qui éjaculent fréquemment.

La transition entre le spermatozoïde immobile et non fertile et le spermatozoïde mobile et fécondant se produit à des endroits assez bien définis de l'épididyme. Chez le bélier, la fin de la partie moyenne du corps et la queue proximale, est la partie où le spermatozoïde devient mobile et fécondant (figure 13). Beaucoup de changements interviennent pendant le transit épидидymaire: le noyau se stabilise, les membranes sont

profondément modifiées, l'appareil locomoteur devient efficace, la gouttelette cytoplasmique (qui contient des enzymes) est perdue. La survie des spermatozoïdes pendant le transit, dépend de la production d'androgènes par le testicule, lesquels stimulent les cellules épидидymaires. Toutefois, si les mécanismes qui concourent à l'installation de la motilité sont partiellement identifiés, ceux assurant l'acquisition de la fécondance restent encore inconnus.

Une fois dans la queue de l'épididyme, les spermatozoïdes sont stockés jusqu'à l'éjaculation. Des spermatozoïdes maintenus artificiellement dans celle-ci, restent pleinement mobiles pendant 30 à 60 jours. Une différence importante existe entre le taux de production de spermatozoïdes par le testicule (que les Anglo-Saxons appellent la Daily Sperm Production, DSP) et la production maximale qui peut être obtenue par des éjaculations fréquentes (le Daily Sperm Output, DSO). Deux possibilités sont évoquées pour cette perte de spermatozoïdes: réabsorption dans l'épididyme et excrétion dans l'urine. La dernière hypothèse est actuellement la plus vraisemblable puisque très peu de cas de réabsorption de spermatozoïdes ont été observés, alors que de grands nombres de spermatozoïdes sont trouvés dans les urines.

TABLEAU 3

Composition biochimique de quelques éléments du plasma séminal de bélier

pH (semence totale)	5,9-7,3
Fructose (ng/100 ml)	150-600
Sorbitol (ng/100 ml)	26-120
Acide citrique (ng/100 ml)	137
Acide ascorbique (ng/100 ml)	5
Inositol (ng/100 ml)	10-15
Acide glutamique (ng/100 ml)	76
Glycérophosphorylcholine (ng/100 ml)	1 600-2 000
Sodium (nmoles/litre)	78
Potassium (nmoles/litre)	23
Calcium (nmoles/litre)	1,9
Magnésium (nmoles/litre)	2,4
Chlorure (nmoles/litre)	1

Source: Setchell, 1977.

Les glandes annexes et leurs sécrétions: le plasma séminal

Le plasma séminal est un milieu extrêmement complexe qui contient de nombreuses substances (tableau 3). Il est constitué, lors de l'éjaculation, par différentes sécrétions:

Le plasma épидидymaire, qui transporte les spermatozoïdes à la fin du canal efférent et qui contient beaucoup de phospholipides.
Les sécrétions ampoulaire, qui sont en quantité limitée.

Les sécrétions des vésicules séminales qui constituent la majeure partie du volume du plasma séminal éjaculé et qui contiennent des constituants importants pour la survie des spermatozoïdes. Le fructose, par exemple, est sécrété par les vésicules séminales sous le contrôle de la testostérone qui stimule sa synthèse et sa sécrétion. L'acide citrique et les prostaglandines viennent également des vésicules séminales.

Les glandes bulbo-urétrales, ou glandes de Cowper, ont la particularité de sécréter en grandes quantités chez le bouc, mais pas chez le bélier, une enzyme: la phospholipase A (appelée aussi enzyme de coagulation du jaune d'œuf), qui catalyse l'hydrolyse des lécithines du jaune d'œuf en acides gras et lysolécithine. Ce dernier composé, en quantités importantes, est toxique pour la survie *in vitro* des spermatozoïdes. L'hydrolyse des lécithines a lieu dans certaines conditions: présence de calcium, pH, température, concentration du plasma séminal, saison de production de la semence et race de la poule qui a fourni le jaune d'œuf, sont capables de modifier les conditions d'hydrolyse. Il semble, de plus, exister des différences individuelles importantes entre boucs, dans l'activité de l'enzyme.

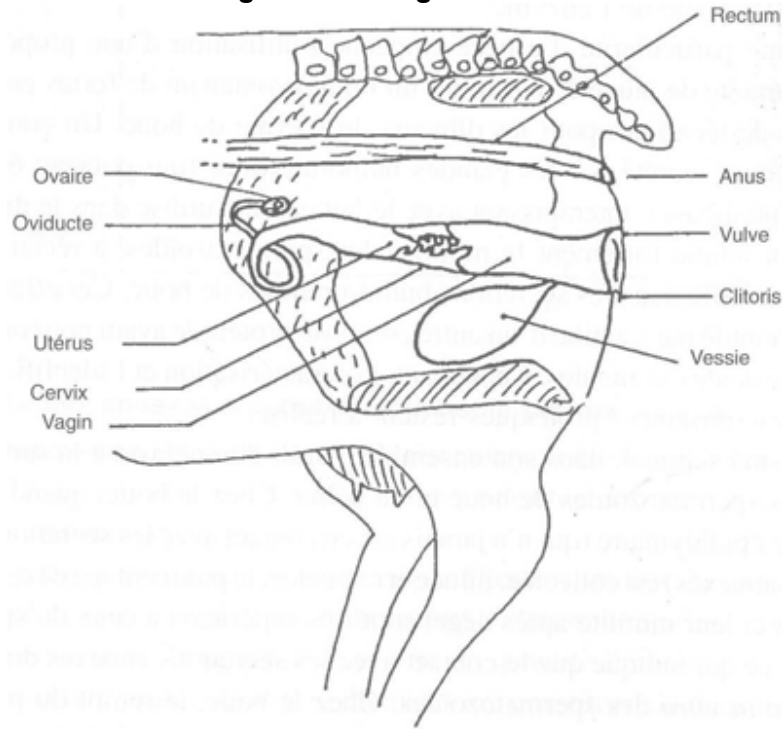
Cette particularité d'espèce empêche l'utilisation d'une proportion importante de jaune d'œuf (ou d'un milieu contenant de fortes proportions de lécithine) pour les dilueurs du sperme de bouc. Un composé protéique sécrété par les glandes bulbo-urétrales (qui pourrait être la phospholipase), interagissant avec le lait écrémé utilisé dans le dilueur et qui inhibe fortement la motilité des spermatozoïdes, a récemment été identifié dans les sécrétions bulbo-urétrales de bouc. Cet effet peut être annulé par l'action d'un autre composé protéique ayant pour origine les vésicules séminales. Cependant, la caractérisation et l'identification de ces substances protéiques restent à réaliser.

Le plasma séminal, dans son ensemble, paraît être néfaste à la survie *in vitro* des spermatozoïdes de bouc et de bélier. Chez le bouc, quand de la semence épидидymaire (qui n'a jamais été en contact avec les sécrétions des glandes annexes) est collectée, diluée et congelée, le pourcentage de cellules vivantes et leur motilité après dégel sont très supérieurs à ceux du sperme éjaculé, ce qui indique que le contact avec les sécrétions annexes diminue la survie *in vitro* des spermatozoïdes. Chez le bouc, le retrait du plasma séminal par lavage du sperme éjaculé immédiatement après l'éjaculation, accroît le pourcentage de cellules vivantes après dégel, mais ne permet pas de retrouver la qualité du sperme épидидymaire. Chez le bélier, l'adjonction de plasma séminal aux spermatozoïdes épидидymaires stimule la motilité pendant trois à sept heures, mais celle-ci diminue fortement ensuite, alors que les spermatozoïdes épидидymaires seuls sont capables de maintenir leur motilité pendant plus de 22 heures.

Il semble bien, en réalité, particulièrement chez le bouc, que des sécrétions des glandes annexes (comme celles dont les modes d'actions viennent d'être décrits), accélèrent la vitesse d'évolution des spermatozoïdes et

réduisent la durée de l'étape qui précède la fécondation. Dans cette espèce, le plasma séminal semble également néfaste au maintien de la qualité à long terme des spermatozoïdes pendant leur stockage dans l'azote liquide (-196°C). Cet effet n'est plus observé quand le plasma séminal est enlevé par lavage, immédiatement après la récolte.

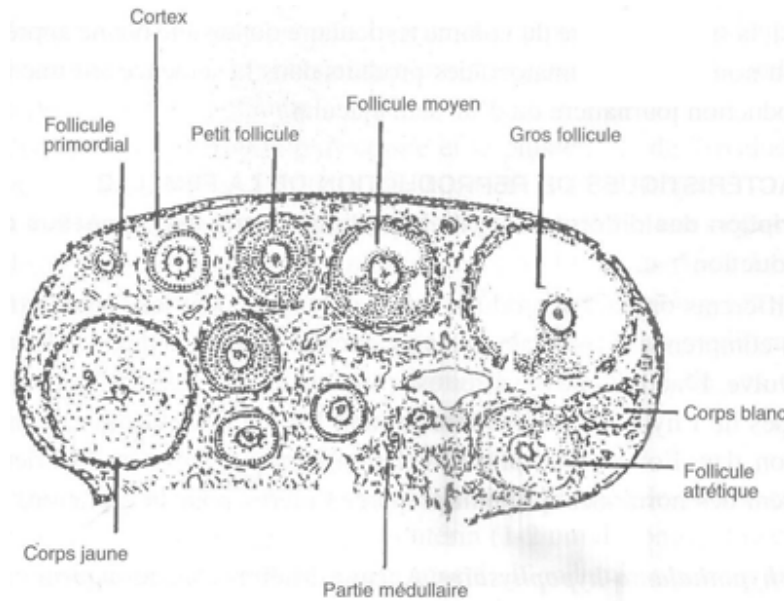
FIGURE 14 Anatomie du système reproducteur femelle, indiquant la situation des différentes glandes et organes



Production spermatique

Comme indiqué plus haut, la spermatogénèse est un phénomène continu qui produit les spermatozoïdes. Toutefois, le DSO, estimé d'après des collectes intensives, représente toujours entre 40 et 80 pour cent de la DSP, calculée après examen de coupes microscopiques de testicule ou d'homogénats de celui-ci. Les raisons expliquant cette différence ont déjà été exposées plus haut. Une des questions découlant de cette observation est de savoir si le poids testiculaire est relié ou non à la production spermatique.

FIGURE 15 Coupe longitudinale de l'ovaire montrant les différentes structures ovariennes



Chez les béliers mérinos, le DSO est corrélé au poids testiculaire ($r = 0,75$) quand les éjaculats sont collectés fréquemment (deux fois par jour pendant 14 jours). Ainsi, même si le DSO n'est pas voisin de la DSP, la production spermatique est d'environ 8×10^6 spermatozoïdes par gramme de testicule et par jour. Chez le bélier mérinos, lors du passage de un à huit collectes par jour, le volume total des éjaculats passe de 1,3 à 2,1 ml et la concentration diminue de 4×10^6 spz/ml à $1,5 \times 10^6$ spz/ml; mais le DSO n'est pas modifié puisque les quantités récoltées avec le rythme le plus faible sont déjà proches du maximum. Une corrélation ($r = 0,63$) existe également, dans cette même race de béliers, entre le poids testiculaire et la production spermatique par éjaculat; les béliers avec les plus gros testicules produisent plus de semence que ceux ayant de petits testicules. Ainsi, la simple mesure du volume testiculaire donne une bonne appréciation du nombre de spermatozoïdes produits dans la semence sur une base de production journalière ou d'un seul éjaculat.

CARACTÉRISTIQUES DE REPRODUCTION DE LA FEMELLE

Description des différents organes impliqués dans les processus de reproduction

Les différents organes reproducteurs chez les brebis et les chèvres (figure 14) comprennent les ovaires, les oviductes, l'utérus, le cervix, le vagin et la vulve. L'activité des ovaires est commandée par les sécrétions gonadotropes de l'hypophyse. L'ovaire produit les ovules, qui passent, via le pavillon, dans l'oviducte. Après l'ovulation, certaines structures ovariennes sécrètent des hormones qui vont préparer l'utérus pour la gestation.

L'axe hypothalamo-hypophysaire. Aucune différence anatomique n'existe entre les deux sexes (figure 3); la différence apparaît surtout dans le mode de fonctionnement de l'axe hypothalamo-hypophysaire.

L'ovaire. Les ovaires gauche et droit sont suspendus dans la cavité abdominale par le ligament large. Leur poids individuel dépend de la saison et du moment du cycle œstrien, et il est compris entre 3 et 5 g dans les deux espèces. L'ovaire est composé de deux tissus distincts (figure 15): la partie médullaire, ou stroma, qui comprend du fibroblaste, des nerfs et des vaisseaux sanguins et, le cortex dans lequel les différents types de follicules se développent. C'est dans ce dernier que se déroule la folliculogénèse.

L'oviducte. C'est un organe tubulaire qui va de l'ovaire à la corne utérine correspondante. Tube circonvolutionné de 15-19 cm de long, il est constitué, dans l'ordre, du pavillon qui capture l'ovule pondue par l'ovaire lors de l'ovulation, de l'ampoule et de l'isthme qui est relié à la corne utérine.

Le pavillon en forme d'entonnoir, a une surface d'environ 6-10 cm² chez la brebis. L'ouverture du pavillon est rattachée en un seul point central à l'ovaire.

L'ampoule est la partie la plus longue et la plus large de l'oviducte où les œufs sont conservés plusieurs jours après l'ovulation. La fécondation se produit dans l'ampoule.

L'isthme est la partie la plus courte et la plus étroite de l'oviducte. Il est directement relié à l'utérus par la jonction utéro-tubaire.

L'oviducte est composé d'un tissu épithélial formé de cellules ciliées et de cellules sécrétoires et d'un tissu musculaire. Ces différents types de tissus sont impliqués dans la capture, le transport, les modifications et la survie des ovules pondus, mais également dans le transport et les modifications des spermatozoïdes juste avant la fécondation. L'activité de ces tissus dépend également de la période du cycle œstral.

L'utérus (figure 14). Il est constitué de trois parties: les deux cornes utérines (10-15 cm de long), le corps utérin (1-2 cm de long), et le cervix (4-10 cm de long, 2-3 cm de diamètre, annelé). L'endomètre et le myomètre composent la paroi utérine.

L'endomètre comprend de 80 à 100 caroncules de tissu conjonctif, dont la structure ressemble à celle du stroma ovarien, et des glandes utérines réparties dans l'endomètre dont la structure est tubulaire, ramifiée ou

torsadée. Ces glandes sont plus nombreuses dans les cornes utérines que dans le cervix. Leur activité varie avec le stade du cycle œstral et leurs sécrétions jouent un rôle important dans le développement de l'embryon, mais probablement aussi dans les modifications des spermatozoïdes juste avant la fécondation.

Le myomètre est la partie musculaire de la paroi utérine; il est composé de muscles circulaires et longitudinaux dont l'activité varie avec le stade du 1 cycle.

Le cervix est une partie très importante qui sépare, en permanence, la cavité utérine de la cavité vaginale. Il est composé d'un tissu muqueux sécrétant le mucus cervical et d'un tissu musculéux comprenant des muscles lisses et des fibres de collagène. Les anneaux cervicaux consistent en une série de crêtes dures ou de plis annulaires.

Le vagin. C'est l'endroit où la semence est déposée lors de la saillie. De 10 à 14 cm de long, le vagin est très irrigué et sensible.

Les organes génitaux externes. Ils sont constitués du vestibule, de la grande et de la petite lèvre qui possèdent des glandes sécrétant un liquide visqueux qui facilite la copulation. Le clitoris est un organe érectile et sensible.

Comportement sexuel de la femelle

Contrôle et régulation. Chez la brebis et chez la chèvre, comme dans la plupart des espèces animales, la réceptivité sexuelle ou acceptation du mâle est limitée à une courte période de temps, classiquement appelée œstrus, aux alentours de l'ovulation et absente pendant les autres périodes de la vie de la femelle (phase lutéale du cycle œstral, anœstrus, gestation). Au contraire du mâle, le comportement sexuel de la femelle est spécifiquement hormono-dépendant, et la sécrétion et l'action des hormones sont essentielles pour le déclenchement et l'expression de l'œstrus. Les facteurs sociaux tels que la présence du mâle peuvent être perçus comme des stimuli, mais ils sont incapables de maintenir le comportement sexuel par un entraînement régulier. Par conséquent, chez les races saisonnées, la saison sexuelle est plus marquée chez la femelle que chez le mâle.

Rôle des sécrétions hormonales. Chaque ovulation se produit après une sécrétion d'œstrogènes qui provient du follicule préovulatoire intra-ovarien, lors de la croissance folliculaire terminale qui suit la diminution abrupte de la progestérone au moment de la destruction du corps jaune ovarien (lutéolyse).

Chez la brebis, la sensibilisation du système nerveux central par la progestérone pendant le cycle est essentielle pour faciliter l'action inductrice des œstrogènes sur la réceptivité sexuelle, lors de l'œstrus suivant. Une telle observation explique partiellement que, chez les races saisonnées, il existe des ovulations silencieuses (des ovulations non associées à un comportement d'œstrus) au début de la saison sexuelle annuelle et lors de la puberté, puisqu'elles ne sont pas précédées d'une période de progestérone.

Chez la chèvre, en revanche, les œstrogènes seuls sont capables d'induire la réceptivité sexuelle, sans traitement préalable par la progestérone. Cela

explique pourquoi, chez les races caprines saisonnées, le premier œstrus de la saison sexuelle n'est souvent pas précédé d'une ovulation silencieuse. De plus, dans certains cas, le premier œstrus de la saison n'est pas toujours associé à une ovulation puisque le follicule ovarien ne réalise pas complètement sa maturation. De tels œstrus sans ovulation sont aussi observés lors de la reprise de l'activité sexuelle post-partum et lors de la puberté, dans plusieurs races.

Rôle de l'environnement social. Contrairement à ce qui a été longtemps admis, le comportement d'œstrus n'est pas un phénomène aussi simple qu'il paraît. Il a, en effet, été établi qu'en plus de l'acceptation de la monte du mâle (réceptivité), la brebis et la chèvre exercent une véritable attraction envers le mâle (proceptivité). La quantification de ces deux comportements permet la détermination exacte du début et de la fin de la période d'œstrus. L'absence d'apprentissage préalable est aussi probablement responsable, partiellement, de la plus faible intensité du comportement d'œstrus enregistré lors des premiers cycles des agnelles.

Étapes successives du comportement d'œstrus femelle. Pendant les différentes étapes caractérisant le comportement sexuel chez des animaux en liberté, une forte interdépendance existe entre le comportement sexuel mâle et femelle. Lors du premier contact entre les sexes, le rôle actif de la femelle est important. De plus, dans les échanges d'informations sensorielles, la femelle en œstrus émettrait des substances attractives pour le mâle. Toutefois, le mâle est moins attiré par la femelle que la femelle par le mâle. Cette attraction, qui peut s'exercer même sur de grandes distances, est basée essentiellement sur l'odorat. La femelle, au moment de l'œstrus, est sensible à l'odeur du mâle et répond à sa cour par l'immobilisation posturale, nécessaire à l'accouplement.

Outre la recherche active du mâle, les chèvres plus encore que les brebis, manifestent d'autres signes externes qui sont plus ou moins perceptibles, selon les races ou les individus, au moment de l'œstrus. Il s'agit de:

- l'agitation de la queue;
- la tête tournée vers le mâle, souvent complètement, si celui-ci se trouve derrière elle;

TABLEAU 4
Durée moyenne du comportement d'œstrus dans différentes races de brebis et de chèvres

Race	Heures
Brebis	
Romanov	53
Préalpes	39
Ile-de-France	31
Races françaises du Massif central	38
Chèvres	
Alpine française	31
Chèvre créole à viande	27

Barbarine

33

des bêlements, plus fréquents si le mâle est absent.

Ces signes apparaissent et disparaissent progressivement avec le début et la fin du comportement d'œstrus. Ces événements sont responsables des modifications des comportements alimentaire et de repos chez la femelle. Ces perturbations sont susceptibles de diminuer la productivité des femelles, quelle que soit la méthode de lutte (ia ou saillie naturelle). La présence des mâles et les accouplements répétés sont capables de réduire la durée de l'œstrus.

La durée de l'œstrus dépend de la race. Quelques exemples sont donnés au tableau 4; dans une même race cette durée peut varier individuellement en fonction de nombreux facteurs comme la méthode de détection, le taux d'ovulation, le régime alimentaire, l'âge, la saison et la présence du mâle.

L'ovaire et la folliculogénèse: les relations utéro-ovariennes

Au contraire de la production spermatique du mâle, la femelle ne produit pas continuellement des ovules et le stock n'est pas en renouvellement permanent, mais est fixé lors de l'oogénèse, pendant la vie embryonnaire. De ce stock d'ovules, entourés de cellules folliculaires, très peu atteindront finalement l'ovulation. A partir d'un stock total d'environ 50 000 follicules (ovule + cellules folliculaires), une brebis adulte conduit naturellement un maximum de 50 à 200 follicules jusqu'à l'ovulation.

FIGURE 16 Dynamique à long terme de la croissance folliculaire chez la brebis, indiquant le nombre de follicules (en haut) et le temps jusqu'à l'ovulation (en bas) par rapport au diamètre folliculaire

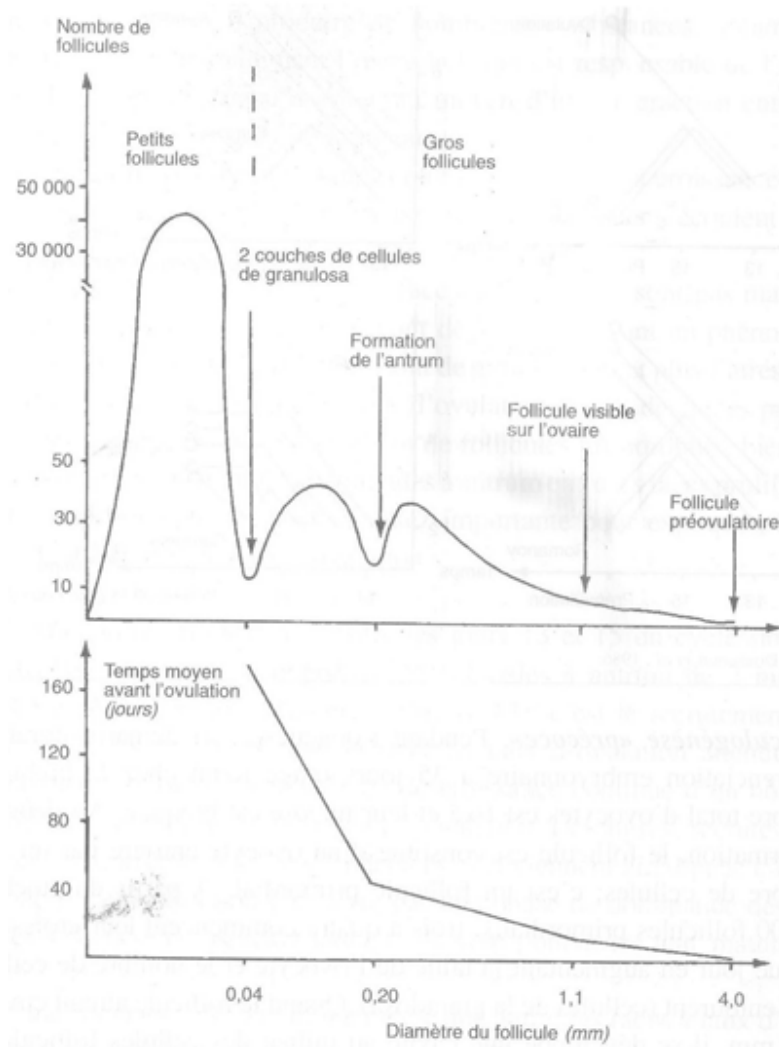
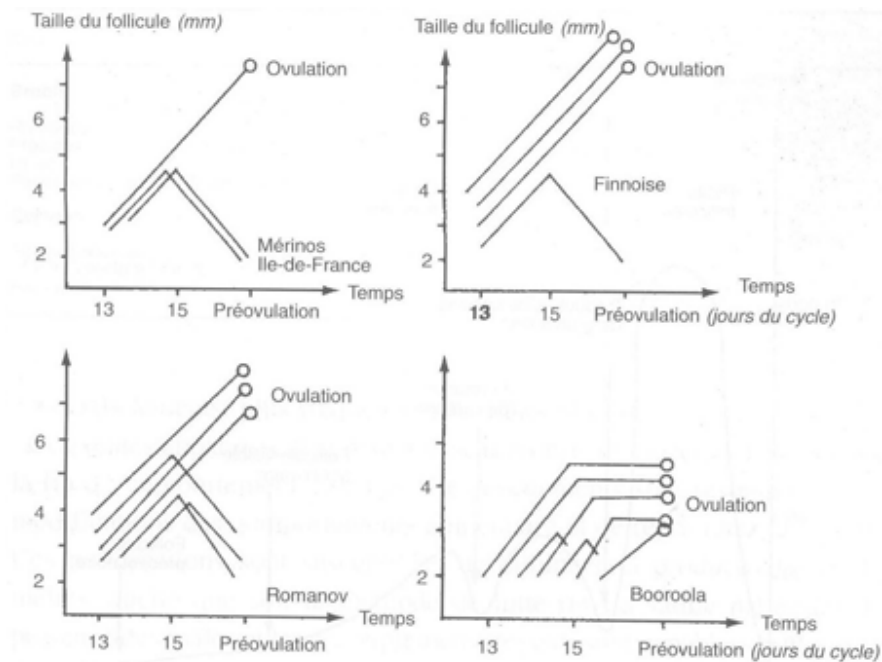


FIGURE 17 Dynamique de la croissance folliculaire terminale, montrant les différentes voies utilisées par plusieurs races de brebis pour atteindre leur taux d'ovulation



Source: Driancourt *et al.*, 1986.

Folliculogénèse «précoce». Pendant l'oogénèse, qui démarre durant la différenciation embryonnaire à 35 jours d'âge fœtal chez la brebis, le nombre total d'ovocytes est fixé et leur méiose est bloquée. Au début de sa formation, le follicule est constitué d'un ovocyte entouré par un petit nombre de cellules; c'est un follicule primordial. A partir du stock de 50 000 follicules primordiaux, trois à quatre commencent leur croissance chaque jour en augmentant la taille de l'ovocyte et le nombre de cellules qui l'entourent (cellules de la granulosa). Quand le follicule atteint environ 0,20 mm, il se développe une cavité au milieu des cellules folliculaires (l'antrum) et ces follicules sont alors appelés follicules à antrum. A ce stade, une nouvelle couche de cellules (celles de la thèque) apparaît à la périphérie du follicule, en entourant les cellules de la granulosa. La multiplication des cellules folliculaires, jusqu'à plusieurs millions et l'accroissement du volume de la cavité antrale vont continuer jusqu'au stade préovulatoire (figure 16). Pendant la croissance folliculaire terminale, les follicules se mettent à produire de nombreuses substances, notamment hormonales et essentiellement l'œstradiol (qui est responsable de l'apparition du comportement d'œstrus), au moyen d'une interaction entre les cellules de la granulosa et de la thèque.

Environ six mois sont nécessaires entre l'initiation de la croissance folliculaire et le stade préovulatoire, mais seulement 40 jours s'écoulent entre la formation de l'antrum et l'ovulation (figure 16).

Tous les follicules visibles à la surface de l'ovaire ne sont pas matures. Plus de 50 pour cent d'entre eux vont dégénérer, suivant un phénomène appelé «atrésie». Plus les follicules sont de grande taille et plus l'atrésie est importante. Habituellement, les taux d'ovulation élevés des races prolifiques sont associés à un nombre réduit de follicules primordiaux, bien que la différence dans le nombre de follicules à antrum entre les races prolifiques

et non prolifiques ne soit jamais assez importante pour expliquer, à elle seule, la différence de taux d'ovulation.

Folliculogénèse «terminale». Entre les jours 13 et 15 du cycle (lors de la lutéolyse) un nombre important de follicules à antrum de 2 mm de diamètre démarrent leur croissance (figure 17); c'est le recrutement. Le nombre de ces follicules est supérieur au taux d'ovulation attendu. Ce recrutement est suivi d'une période de croissance continue d'un nombre de follicules identique au futur taux d'ovulation. Les autres, recrutés précédemment, arrêtent leur développement et deviennent atrétiques; c'est la sélection. Cette sélection est suivie par une phase de dominance des follicules sélectionnés, pendant laquelle ils vont poursuivre leur maturation finale. Ces mécanismes diffèrent d'une race à une autre; les races à taux d'ovulation élevé diffèrent par les mécanismes utilisés pour atteindre leur taux d'ovulation. Dans le cas de la brebis Romanov, le recrutement est très important et la sélection est forte; pour la brebis Booroola, le recrutement se poursuit jusqu'au jour 15 et la sélection est limitée, alors que chez la brebis Finnoise, le recrutement est normal mais la sélection est faible (figure 17). Différents événements endocriniens ou divers facteurs de l'environnement, dont on sait qu'ils peuvent modifier le taux d'ovulation, exercent leurs effets par le biais de modifications de ces derniers phénomènes. C'est le cas du «flushing», qui agit en diminuant l'atrésie pendant la phase de sélection.

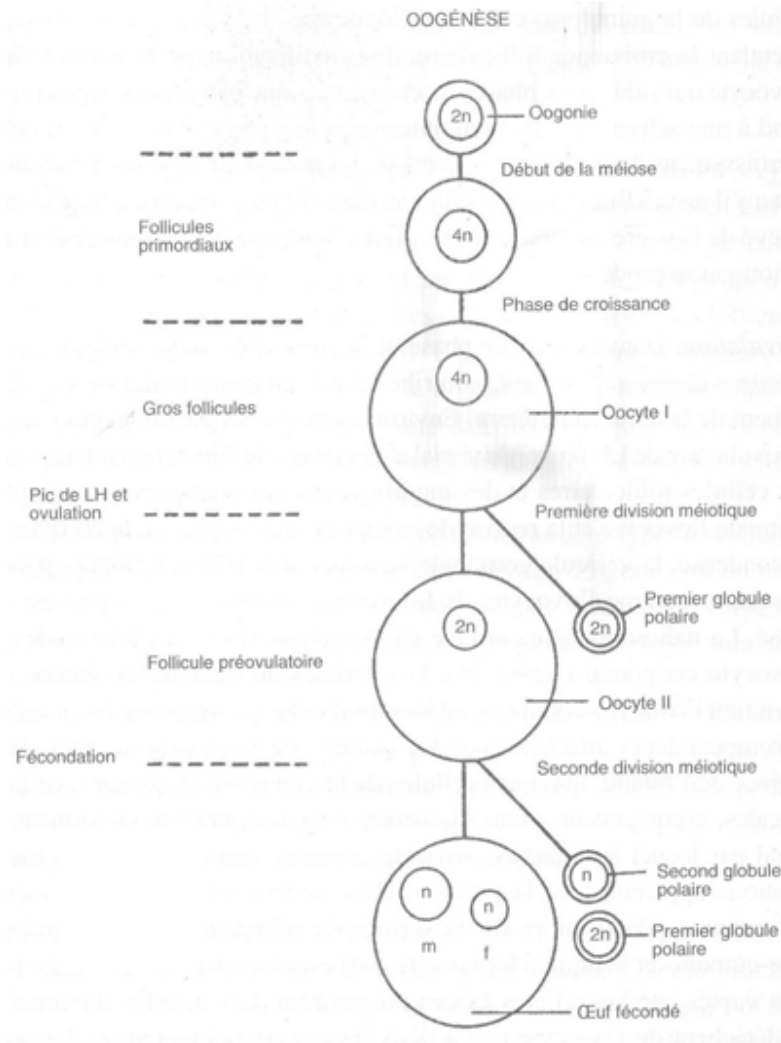
Contrôle endocrinien de la folliculogénèse. La suppression de la stimulation gonadotrope, par l'ablation chirurgicale de l'hypophyse, démontre qu'une partie de la folliculogénèse peut se faire en l'absence de gonadotropines. Cette partie, la folliculogénèse basale, concerne les follicules sans antrum et les follicules à antrum jusqu'à 2 mm de diamètre. En revanche, il n'y a plus de follicules de plus de 2 mm, non atrétiques, après hypophysectomie. Cette folliculogénèse tardive (également appelée cyclique), est donc extrêmement dépendante des gonadotropines. Les principales hormones impliquées dans le contrôle de la folliculogénèse sont LH et FSH. Ces deux hormones sont responsables de la sécrétion d'œstradiol par les plus gros follicules. De plus, FSH entraîne l'apparition de récepteurs à LH sur la membrane des cellules folliculaires et rend ceux-ci sensibles aux prises endogènes de LH.

Des résultats récents démontrent que la croissance folliculaire n'est pas seulement contrôlée par des facteurs sécrétés à «longue» distance, comme LH et FSH, mais également par des facteurs locaux, intra-ovariens, provenant du follicule lui-même ou d'autres parties de l'ovaire. Les premières étapes de la folliculogénèse (folliculogénèse «précoce») semblent indépendantes de FSH et de LH et, par conséquent, sont plus probablement dépendantes de facteurs locaux, par exemple différentes hormones de croissance.

L'ovocyte et l'ovogénèse. L'ovocyte, tout au long des processus folliculogénétiques est bloqué au début de la méiose. L'ovocyte est une seule cellule, dont le cytoplasme est riche en réserves et qui est entouré d'une membrane épaisse composée de fibres mucopolysaccharidiques, appelée zone pellucide. Cette barrière naturelle jouera un rôle important dans la pénétration du spermatozoïde dans l'ovocyte et, après fécondation, dans la protection de l'embryon contre les virus et les bactéries qui sont éventuellement présentes dans le milieu. A l'extérieur de la zone pellucide,

la «corona radiata» et le «cumulus oophorus» (tous deux formés par des cellules de la granulosa) entourent l'ovocyte.

FIGURE 18 Représentation schématique de l'oogénèse, indiquant les différentes phases de la croissance de l'ovocyte et des divisions méiotiques, par rapport à la croissance folliculaire, l'ovulation et la fécondation



Pendant la croissance folliculaire, des modifications se produisent dans l'ovocyte qui subit deux phases de croissance: une phase rapide qui correspond à une activité métabolique intense, et une phase entraînant un faible accroissement de la taille de l'ovocyte. La méiose de celui-ci est bloquée tant qu'il reste à l'intérieur du follicule, mais si l'ovocyte est artificiellement enlevé de l'ovaire, la méiose reprend spontanément et la première division méiotique se produit.

L'ovulation. Dans la dernière phase de la croissance du follicule, la cavité antrale s'élargit rapidement, contribuant à la majeure partie du développement de la taille folliculaire. Environ 24 heures avant l'ovulation, le pic préovulatoire de LH fournit le signal endocrinien du début de la lutéinisation des cellules folliculaires et des modifications qui vont provoquer la libération de l'ovocyte et la reprise de sa méiose. Dans celui-ci, la

chromatine se condense, la vésicule germinale se rompt et le premier globule polaire (résultant, comme l'ovocyte, de la première division méiotique) est expulsé. La méiose est alors arrêtée en métaphase II et c'est à ce stade que l'ovocyte est pondu (figure 18). Les cellules du cumulus oophorus, qui entourent l'ovocyte, commencent leur dissociation (expansion du cumulus) et rompent leurs attaches avec les cellules de la granulosa. Près de la surface de l'ovaire, quelques cellules de la granulosa et quelques cellules thécales, commencent à être dissociées enzymatiquement et forment un canal par lequel le complexe ovocyte-cumulus sera expulsé. Sans modifications apparentes de la pression intra-antrum, une structure d'aspect volcanique apparaît alors sur la surface du follicule. Le complexe ovocyte-cumulus et le liquide folliculaire sont expulsés par cette structure puis sont captés par les cellules ciliées du pavillon. Les cellules du cumulus se détachent de l'ovocyte une à deux heures après l'ovulation. Le point d'ovulation, une structure sanguinolente de la taille d'une tête d'épingle, est alors très clairement visible sur la surface de l'ovaire.

Lorsqu'il y a plus d'une ovulation, celles-ci se produisent sur une très courte période de temps. Par exemple, chez la brebis Romanov, race prolifique de taux d'ovulation moyen 3,5, l'intervalle de temps maximum qui sépare la première et la dernière ovulation est de quatre heures. L'ovulation peut être bloquée en plaçant les animaux dans des conditions stressantes avant le début du pic préovulatoire de LH, qui est alors inhibé par les forts taux de cortisol dus au stress.

Le corps jaune (ou *Corpus luteum* ou CL). Après expulsion de l'ovocyte, le follicule va évoluer en une autre structure: le corps jaune. Pendant la saison sexuelle, le corps jaune persiste si la femelle n'est pas gestante, jusqu'à la lutéolyse quelques jours avant l'ovulation ou bien jusqu'à la mise bas si la femelle a été fécondée. Les cellules spécialisées du follicule, qui sécrétaient auparavant l'œstradiol 17(3, commencent à produire la progestérone après la lutéinisation et le niveau de cette hormone dans le sang augmente de façon très importante dans les trois jours qui suivent l'ovulation. L'activité stéroïdienne des cellules lutéales est sous le contrôle de la LH et de la prolactine hypophysaires.

Dans le corps jaune de milieu de cycle, on distingue deux types de cellules:

Des petites cellules (<20 μ de diamètre, environ 75 pour cent du total des cellules sécrétrices) provenant des cellules thécales du follicule. Elles sécrètent de petites quantités de progestérone mais sont très sensibles aux puises de LH.

Des grandes cellules (>20 μ de diamètre, environ 25 pour cent du total des cellules sécrétrices) provenant principalement des cellules de granulosa du follicule, mais également, par accroissement, des petites cellules lutéales. Elles sécrètent de grandes quantités de progestérone, mais ne sont pas directement sensibles aux puises de LH.

Les relations utéro-ovariennes. Le contrôle de la durée fonctionnelle du corps jaune est exercé par la sécrétion de prostaglandine F2 α : qui provient des cellules endométriales de la corne utérine du même côté que l'ovaire portant le corps jaune. Cette sécrétion passe directement de l'utérus à

l'ovaire, par le moyen des anastomoses existant entre l'artère ovarienne et la veine utérine. Si l'utérus est enlevé chirurgicalement, le corps jaune persiste pour à peu près la même durée que celle de la gestation, indiquant que l'utérus est essentiel dans le contrôle de la durée de vie du corps jaune. Ce dernier est sensible aux facteurs lutéolytiques dès le jour 5 du cycle (jour 0 = jour du début de l'œstrus).

FIGURE 19 Représentation schématique des différents événements physiologiques se produisant pendant le cycle œstral chez la femelle. Lors de la lutéolyse, les follicules commencent leur croissance pour aller jusqu'au stade préovulatoire; l'œstradiol 17 β sécrété par les plus gros follicules déclenche le comportement d'œstrus et les pics préovulatoires de LH et FSH, qui sont le signal de l'ovulation et de la lutéinisation des cellules folliculaires. Un second pic de FSH est observé environ 24 heures après le premier. L'ovulation a lieu environ 24 heures après le pic de LH et la phase lutéale commence alors; cinq jours après l'œstrus, des quantités importantes de progestérone sont sécrétées dans le plasma (>1 ng/ml). Pendant la phase lutéale, la croissance folliculaire continue mais la progestérone inhibe l'ovulation. Un accroissement de la sécrétion des prostaglandines F2 α utérines donne le signal de la lutéolyse; un nouveau cycle se déclenche alors

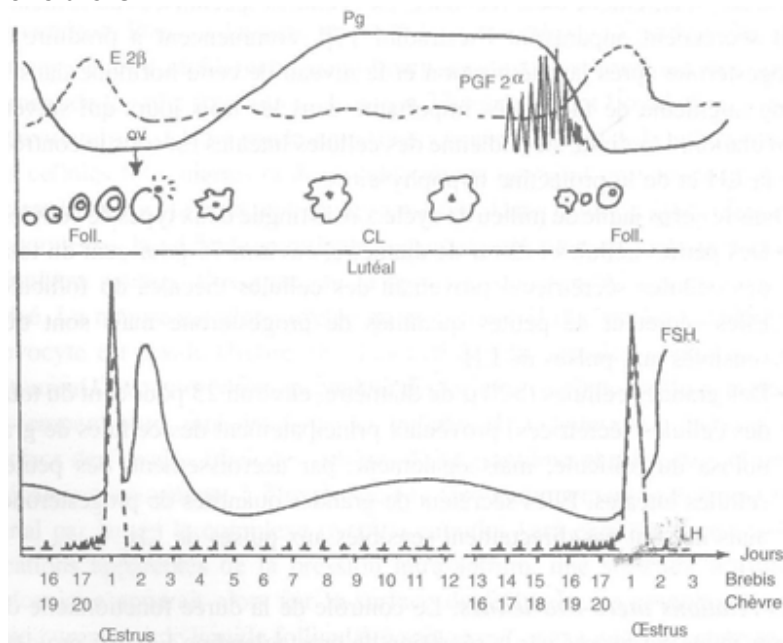
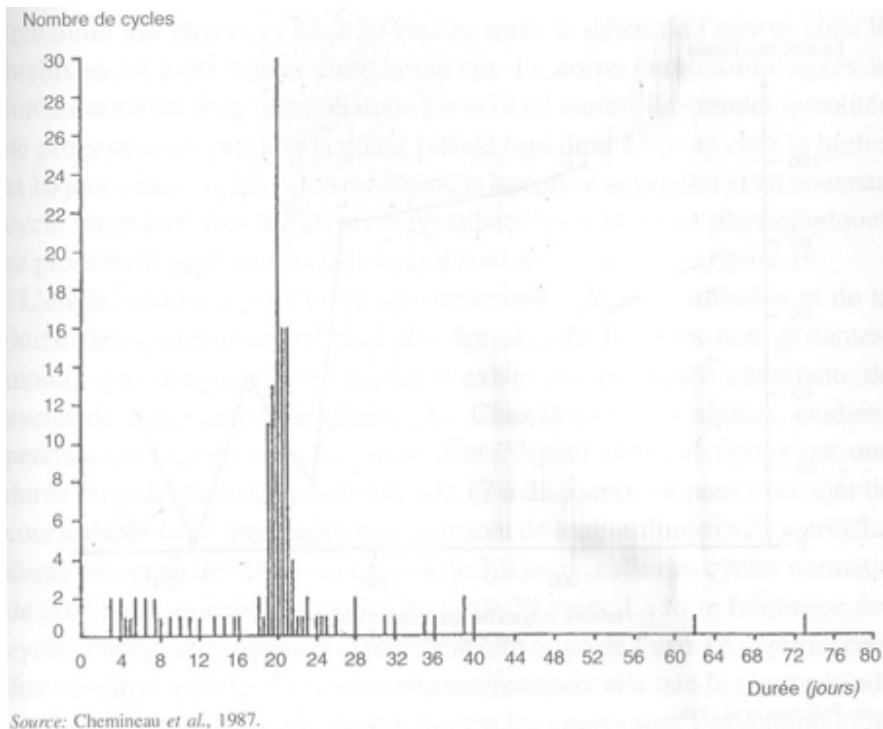
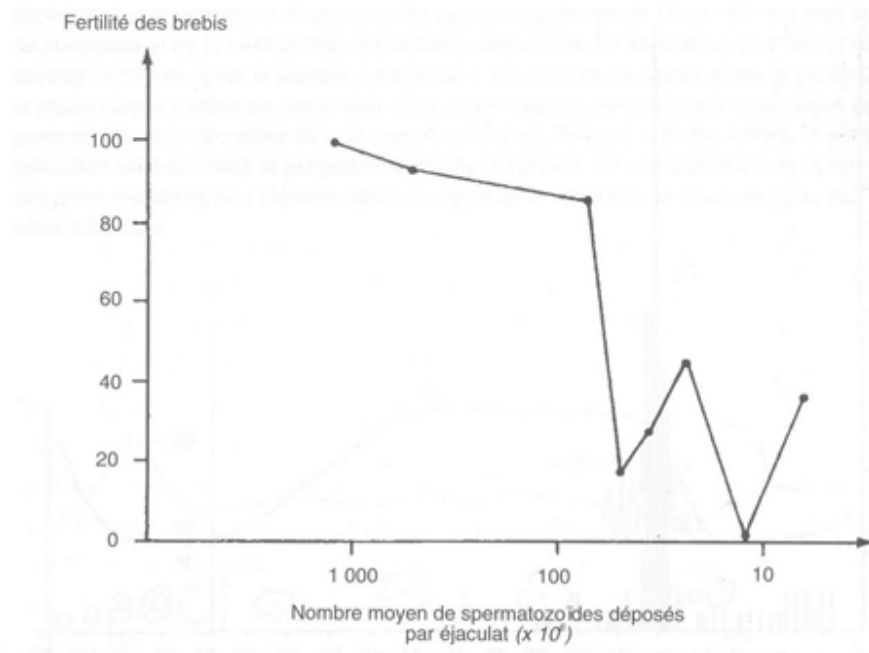


FIGURE 20 Durée du cycle œstral chez la chèvre laitière de race alpine



La prostaglandine $F_{2\alpha}$ commence à être sécrétée à partir du jour 13-14 du cycle, chez la brebis, et les fortes sécrétions des jours 15 et 16 sont responsables de la lutéolyse. C'est l'œstradiol ovarien qui stimule la sécrétion de prostaglandine $F_{2\alpha}$ par l'endomètre utérin et son action est facilitée par l'influence de la progestérone et de l'ocytocine sécrétées par le corps jaune.

FIGURE 21 Relation entre le nombre de spermatozoïdes déposés en saillie naturelle et la fertilité des femelles saillies



Source: Fulkerson *et al.*, 1982.

Lorsqu'un embryon est présent, ses sécrétions provoquent un blocage de l'activité lutéolytique de la prostaglandine $F_{2\alpha}$ utérine et le corps jaune est maintenu jusqu'à la fin de la gestation.

Cycles œstraux et ovariens chez la femelle

Quand l'ovule n'est pas fécondé, la femelle revient en œstrus un cycle plus tard, ce qui lui permet d'avoir une autre chance d'être gestante. Chez la brebis, un cycle normal dure en moyenne 16,5 jours, alors que chez la chèvre, il dure 21 jours. Chez les races saisonnées, les retours en œstrus ne se produisent que pendant la saison sexuelle. Si l'œstrus est induit artificiellement (traitement hormonal) en dehors de la saison sexuelle, la femelle ne réovule pas spontanément avant le début de la saison sexuelle suivante.

Quand un cycle œstral normal se produit, il est généralement associé à une ovulation qui intervient 25 à 30 heures après le début de l'œstrus chez la brebis et 30 à 36 heures chez la chèvre. Le corps jaune formé après la lutéinisation du follicule ovulatoire est actif (il sécrète de grandes quantités de progestérone) pendant la phase lutéale (qui dure 14 jours chez la brebis et 16 jours chez la chèvre). Après quoi, la lutéolyse se produit et un nouveau cycle intervient. Les différents événements hormonaux et physiologiques se produisant pendant un cycle œstral sont représentés à la figure 19.

L'étude, conduite pendant la saison sexuelle, de la distribution et de la durée des cycles œstraux chez des femelles maintenues non gestantes, montre que, dans l'espèce caprine, il existe une fréquence importante de cycles de durée anormale (figure 20). Chez des chèvres alpines, étudiées pendant une saison sexuelle, seulement 77 pour cent des cycles ont une

durée considérée comme normale (de 17 à 25 jours), 14 pour cent sont de courte durée (< 17 jours) et 9 pour cent sont de longue durée (>25 jours). La durée moyenne des cycles courts est de 7,9 jours, celle des cycles normaux de 20,7 jours, et celle des cycles longs de 39 jours. La forte fréquence des cycles courts, qui semble être une caractéristique de l'espèce caprine, peut être modifiée par des facteurs environnementaux tels que la photopériode ou l'alimentation. Chez la brebis, les cycles courts sont l'exception et ne sont observés qu'au début de la saison sexuelle ou pendant le mois suivant la mise bas.

Fécondation et début de la vie embryonnaire

Dans les deux espèces considérées, le dépôt de la semence est effectué dans le vagin par le mâle. Après l'accouplement, les spermatozoïdes passent du vagin dans l'utérus, via le cervix, et atteignent l'oviducte dans lequel la fécondation se produit. Un seul spermatozoïde pénètre l'ovule et entraînera le développement de l'embryon; les spermatozoïdes restants mourront et seront rejetés avec le mucus ou phagocytés par la paroi utérine.

Dépôt de la semence en saillie naturelle. Lors de l'accouplement, le mâle dépose quelques milliards de spermatozoïdes en une seule fois, un nombre très excessif par rapport à ce qui est nécessaire à la fécondation. Le nombre minimum de spermatozoïdes pour une fertilité correcte, chez la brebis, est d'environ 60×10^6 de spermatozoïdes par dépôt (figure 21). En dessous de ce nombre, la fertilité est faible, alors qu'au-delà la fertilité n'augmente pas linéairement. Il peut donc être considéré qu'il existe un seuil pour atteindre une fertilité correcte.

Transport des spermatozoïdes. Les spermatozoïdes, déposés dans le vagin, doivent migrer jusqu'à l'ampoule de l'oviducte pour la fécondation. Le transport de ceux-ci dépend de la motilité du tractus génital femelle et de la mobilité de la semence. C'est un processus relativement rapide par lequel peu de spermatozoïdes atteignent finalement le site de fécondation. Chez la brebis, l'intervalle entre l'éjaculation et l'apparition de la semence dans l'oviducte varie, selon les auteurs, de quelques minutes à quelques heures; le nombre de spermatozoïdes qui atteignent l'isthme est de 600 à 5 000 et de quelques dizaines dans l'ampoule, lieu de la fécondation. La motilité individuelle (vitesse de déplacement des spermatozoïdes) joue un rôle important pour la progression de ceux-ci à travers le cervix, puisque la fertilité dépend largement de ce paramètre lorsque la semence est déposée à l'entrée du cervix. L'importance de ce paramètre est atténuée lorsque la semence est déposée directement dans l'utérus. La consistance du mucus cervical apparaît également d'une grande importance.

Le transport des spermatozoïdes à travers la jonction utéro-tubaire, puis l'isthme, est rapide et principalement lié aux contractions musculaires de l'utérus; l'ocytocine libérée lors de l'accouplement et les prostaglandines contenues dans la semence sont susceptibles d'en faciliter le transport.

La fécondation. Des spermatozoïdes fraîchement éjaculés sont incapables de pénétrer un ovule; après un séjour dans le tractus femelle (1,5 heure chez la brebis), ils acquièrent leur aptitude à la fécondation; c'est la capacitation. La capacitation des spermatozoïdes reste encore un phénomène peu connu, mais elle semble mettre en jeu deux mécanismes

différents: changements biochimiques dans le milieu qui entoure les spermatozoïdes et sur leur membrane (essentiellement retrait d'un facteur protéinique décapacitant présent sur les spermatozoïdes éjaculés), et entrée de calcium après modification de la perméabilité membranaire par perte des stérols qui serait responsable de l'hyperactivation du spermatozoïde, avec augmentation de l'amplitude du battement du flagelle et adoption d'une trajectoire non linéaire.

Après la réaction acrosomique qui a lieu dès que la fixation du spermatozoïde capacité sur la zone pellucide est réalisée, la libération des enzymes acrosomiques et les mouvements violents du flagelle permettront au sperme fécondant de traverser la zone pellucide et de fusionner avec la membrane plasmique de l'œuf.

La pénétration de l'ovocyte par le spermatozoïde provoque une série de changements conduisant au développement normal de l'œuf. Le premier d'entre eux est la modification structurale de la zone pellucide pour prévenir la pénétration de l'œuf par plus d'un spermatozoïde. Le second est la reprise et l'achèvement de la méiose avec l'extrusion du second globule polaire. Les pronuclei mâle et femelle sont alors formés par décondensation des chromatines respectives, puis s'unissent pour donner le noyau diploïde d'une seule cellule. La fécondation provoque également l'activation de l'œuf qui se divisera 24 heures plus tard (figure 18).

Viellissement des spermatozoïdes inséminés et des ovocytes ovules.

Dans les deux espèces, l'accouplement précède de peu l'ovulation. La coïncidence de ces deux phénomènes assure que des spermatozoïdes fécondants se trouveront sur le lieu de fécondation au bon moment pour pouvoir pénétrer l'ovule. Le déroulement chronologique de ces différents événements est très important puisque la survie des gamètes est courte. Chez les ovins, la motilité des spermatozoïdes est maintenue 48 heures, la fécondité de ceux-ci de 30 à 48 heures et la «fécondabilité» de l'ovocyte de 16 à 24 heures après l'ovulation. Cette fragilité des gamètes est importante et il faut en tenir compte dans le choix du moment optimum de l'ia. La congélation des spermatozoïdes tend à accroître cette fragilité et à raccourcir la durée de survie de ceux-ci.

Le vieillissement des œufs et des spermatozoïdes (*in vivo* ou *in vitro*) se traduit par une diminution du taux de fertilité, et pour les œufs fécondés, par un accroissement du nombre d'anomalies de développement.

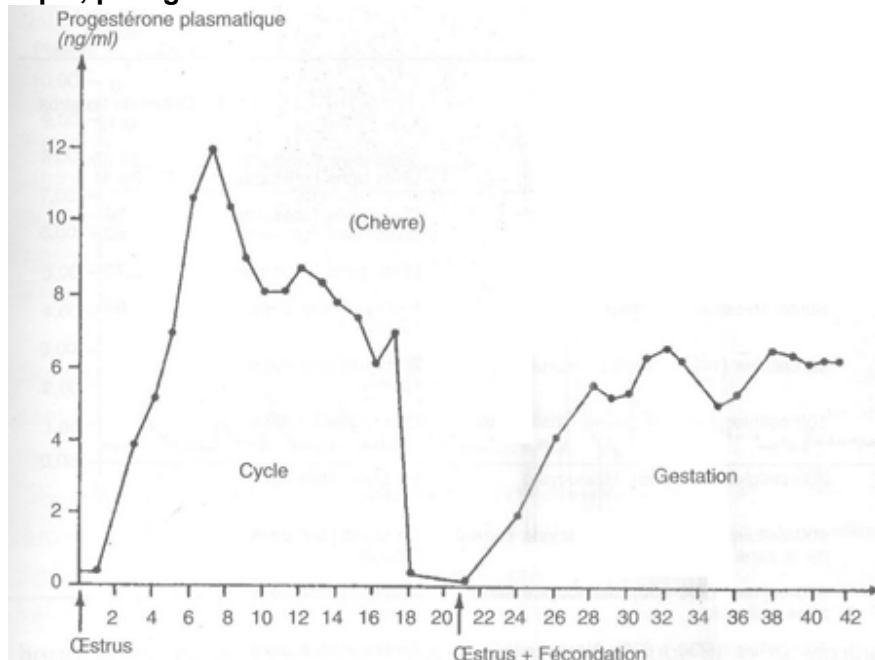
Début du développement embryonnaire. Après la fécondation l'ovocyte commence la mitose qui le conduit à former un embryon de deux cellules (ou blastomères). Chaque cellule est de la même taille, moitié de la taille originale de la cellule initiale. Chacun de ces deux blastomères se divise à nouveau produisant un embryon à quatre cellules; les divisions se succèdent pour donner un embryon à huit puis 16 cellules et ainsi de suite. Les divisions cellulaires ne sont pas tout à fait synchrones et des nombres impairs de cellules sont observés. Tout au long de ces divisions, les cellules deviennent de plus en plus petites, sans accroissement notable de la taille de l'embryon, maintenu dans sa zone pellucide. Ces divisions successives conduisent à une petite balle compacte, appelée morula, formée de 16 à 32 cellules. L'embryon ovin passe de l'oviducte dans l'utérus 60 à 72 heures après l'ovulation, lorsqu'il est formé de 8 à 16 cellules, au stade jeune morula.

Après le stade morula, l'embryon forme une cavité pleine de liquide, le blastocèle, l'embryon est alors appelé blastocyste. La couche cellulaire externe, appelée le trophoblaste, formera le chorion fœtal. A l'opposé du blastocèle, un groupe de cellules, le disque embryonnaire, formera le fœtus lui-même.

Une fois le blastocèle formé, le blastocyste va passer par une série de lentes expansions suivies de rapides contractions et d'un accroissement de sa taille. Il sortira finalement de la zone pellucide, pour subir une élongation dans la lumière utérine. La chronologie de ces différents événements pendant le développement embryonnaire précoce est représentée au tableau 5.

Immédiatement après la fécondation, l'embryon commence à jouer un rôle actif en sécrétant des substances qui agissent sur la mère. Quelques heures après la fécondation, il est en effet possible de détecter un composé protéique spécifique (qui inhibe la formation de la «rosette» dans un test immunologique), dans le sérum sanguin de la mère. Quand le blastocèle est formé, l'embryon est déjà capable de synthétiser et de sécréter différentes protéines. Aux jours 10-12 de gestation (jour 0 = jour du début de l'œstrus) chez la brebis, le trophoblaste sécrète un composé protéique (la «trophoblastine»), qui bloque l'activité lutéolytique de la prostaglandine $F_2\alpha$. Ce blocage permet au corps jaune de continuer à sécréter de la progestérone jusqu'à la mise bas. L'embryon commence à s'attacher au jour 14 de gestation, quand la vésicule chorionique s'est développée suffisamment pour venir en contact étroit avec l'épithélium de la corne utérine; c'est la nidation.

FIGURE 22 Niveau de progestérone plasmatique chez une chèvre cyclique, puis gestante



Source: Chemineau *et al.*, 1982.

La gestation

Au moment de l'implantation (aux alentours des jours 14 à 17 de gestation), l'embryon développe, avec l'utérus maternel, un placenta épithéliochorial avec des caroncules. Tous les échanges se feront au travers de ce placenta, qui sécrète des hormones (hormones placentaires ovine et caprine, oPL et cPL; progestérone; œstrogènes et bien d'autres produits).

TABLEAU 5

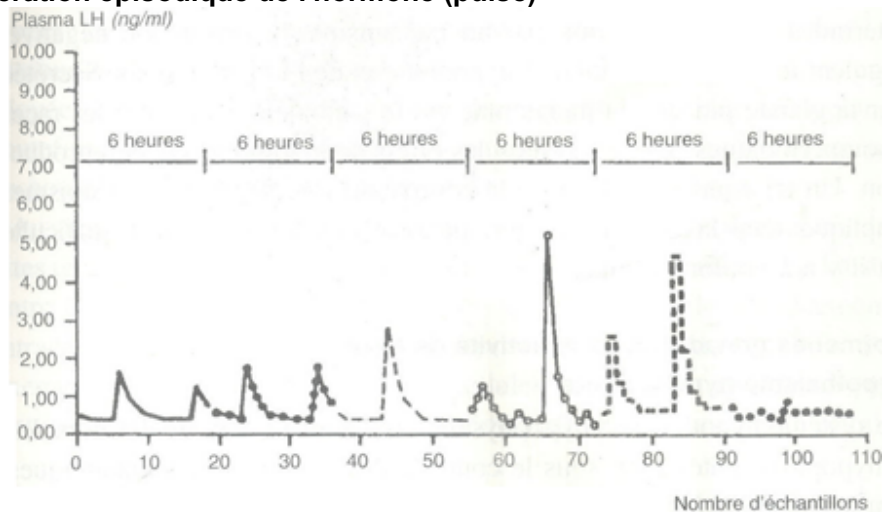
Développement chronologique de l'embryon chez la brebis

Jours	Stade avant et après l'ovulation	Situation	Temps après le début de l'œstrus (heures)
J 0	Début de l'œstrus Pic préovulatoire de LH Insémination		0 Début de l'œstrus 0-12
J 1	Ovulation	Œufs dans l'oviducte	24-30
	Fécondation	Œufs dans l'oviducte	25-31
J 2	Stade 2-blastomères (1 ^{re} division)	Œufs dans l'oviducte	56
	Stade 4-blastomères	Œufs dans l'oviducte	60
J 3	Stade 8-blastomères	Œufs dans l'oviducte	72
J 4	Stade 16-cellules: morula	Embryon libre dans l'utérus	96
J 5	48 cellules (16-76 cellules): morula	Embryon libre dans l'utérus	
J 6	100 cellules (44-150): jeune blastocyste	Embryon libre dans l'utérus	
J 7	200 cellules (138-308): blastocyste	Embryon libre dans l'utérus	
J 8	400 cellules (150-650): blastocyste sortant de la zone pellucide	Embryon libre dans l'utérus '	
J 9	400 cellules (250-550): blastocyste sans zone pellucide	Embryon libre dans l'utérus	
J 10	700 cellules (230-1 620): blastocyste épanoui	Embryon libre dans l'utérus	
J 14	Premiers contacts entre les cellules trophoblastiques et l'épithélium de l'endomètre (début de l'implantation)	Implantation	

Source: Wintenberger-Torres et Sevellec, 1987.

Du côté maternel, le corps jaune continue, dans les deux espèces, à sécréter de la progestérone jusqu'à la mise bas (figure 22). Pendant les deux premiers mois de gestation, la présence du corps jaune est essentielle pour le maintien de celle-ci. Au-delà, elle n'est plus essentielle chez la brebis mais l'est toujours chez la chèvre; dans cette espèce, la destruction chimique ou physique du corps jaune à tout moment de la gestation provoque l'avortement. Les œstrogènes sont sécrétés en quantités appréciables par le placenta du jour 30 jusqu'à la fin de la gestation. Quelques heures ou jours avant la parturition, des changements importants se produisent à tous les niveaux hormonaux: ceux de progestérone diminuent alors que ceux de prolactine et d'œstrogènes s'élèvent brusquement. Ces changements sont importants pour le déclenchement du comportement maternel et de la lactogénèse dans les jours qui suivent la naissance.

FIGURE 23 LH plasmatique chez une chèvre anovulatoire, montrant la libération épisodique de l'hormone (puise)



La durée moyenne de gestation est comprise entre 144 et 152 jours dans les deux espèces, et elle est généralement liée à la taille de la portée; les femelles qui ont des portées multiples ont une durée de gestation plus courte que celles donnant naissance à un seul rejeton. Il est également indiqué par plusieurs auteurs que la durée de la gestation est davantage liée au poids qu'à la taille de la portée. La durée de la gestation est une caractéristique raciale; elle est déterminée par le fœtus et son génotype (dans le cas d'un fœtus croisé ou d'un transfert d'embryon).

HORMONES IMPLIQUÉES DANS LES PROCESSUS DE REPRODUCTION

Les hormones sont les substances véhiculées par la circulation sanguine et elles permettent à différents organes de communiquer entre eux. Quelques hormones (glycoprotéines) sécrétées par le système hypothalamo-hypophysaire contrôlent le fonctionnement des gonades (ovaires et testicules). En réponse, ceux-ci produisent les gamètes, mais aussi d'autres hormones (stéroïdes et protéines) qui, par un mécanisme de rétroaction négative, régulent le fonctionnement de l'hypophyse et de l'hypothalamus. Sécrétée par la glande pinéale, la mélatonine est le médiateur utilisé par les races photopériodiques pour «traduire» les effets de la lumière sur la reproduction. Un tel équilibre démontre la complexité des différents mécanismes impliqués dans la fonction de reproduction et donne une idée de la difficulté qu'il y a à vouloir les maîtriser.

Hormones gonadotropes et activité de l'axe hypothalamo-hypophysaire

Le système hypothalamo-hypophysaire commande l'activité des gonades. L'hypophyse antérieure, sous le contrôle des neurones hypothalamiques, synthétise et sécrète les hormones gonadotropes (LH, hormone lutéinisante et FSH, hormone folliculostimulante) qui sont libérées dans le sang pour atteindre et stimuler les gonades.

Les neurones hypothalamiques à GnRH. Quelques neurones situés dans l'hypothalamus, appelés pour cette raison neurones à GnRH, sécrètent dans le sang porte hypophysaire, un décapeptide (10 acides aminés) qui est responsable de la sécrétion de la LH. La demi-vie de cette neurohormone est très courte (4 à 5 minutes) et son action est essentiellement locale, limitée aux cellules hypophysaires. Elle est aussi appelée LH-RH (LH-Releasing Hormone), ou gonadolibérine. Des analogues ayant un pouvoir agoniste (plus puissants) ou antagoniste (bloquant l'activité) ont été synthétisés.

Les hormones gonadotropes LH et FSH. Les hormones gonadotropes sont des glycoprotéines dont le contenu en sucres est d'environ 13 pour cent pour la LH ovine et 25 pour cent pour la FSH ovine. L'acide sialique, qui fait partie du contenu en sucres, est essentiel pour l'expression de l'activité biologique des gonadotropines car il prolonge la demi-vie des glycoprotéines en inhibant leur capture et leur dégradation par le foie. Toutes les hormones gonadotropes sont composées de deux sous-unités α et β ; les sous-unités α sont très semblables entre les hormones gonadotropes. Dans l'espèce ovine, la sous-unité α contient 96 acides aminés et la sous-unité β -LH 119 acides aminés. Les différentes sous-unités employées seules ne possèdent pas ou presque pas d'activité biologique; toutefois, la sous-unité β , quand elle est associée à une sous-unité α , est responsable de l'activité de l'hormone.

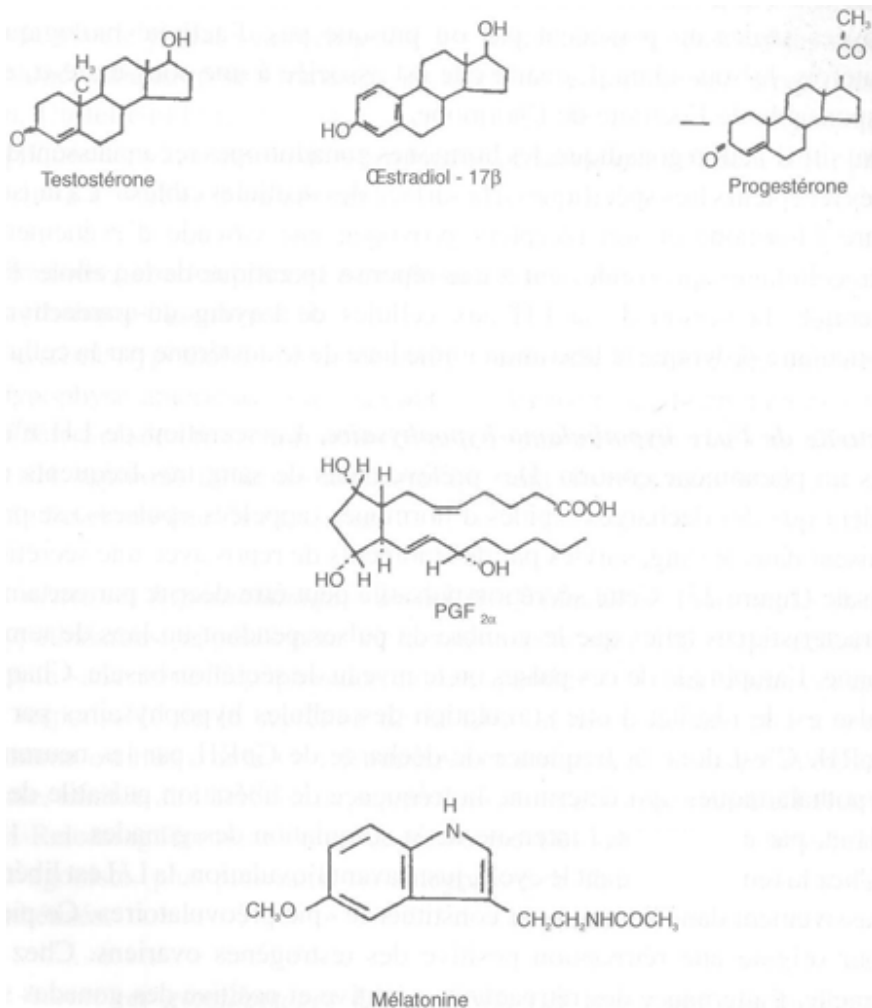
Au site d'action gonadique, les hormones gonadotropes reconnaissent des sites récepteurs très spécifiques à la surface des «cellules cibles». La liaison entre l'hormone et son récepteur provoque une cascade d'événements intracellulaires qui conduisent à une réponse spécifique de la cellule. Par exemple, la liaison de la LH aux cellules de Leydig du parenchyme testiculaire provoque la libération immédiate de testostérone par la cellule.

Activité de l'axe hypothalamo-hypophysaire. La sécrétion de LH n'est pas un phénomène continu. Des prélèvements de sang très fréquents révèlent que des décharges rapides d'hormones (appelées «puises») se produisent dans le sang, suivies par des moments de repos avec une sécrétion basale (figure 23). Cette sécrétion pulsatile peut être décrite par certaines caractéristiques telles que le nombre de puises pendant un laps de temps donné, l'amplitude de ces puises ou le niveau de sécrétion basale. Chaque pui se est le résultat d'une stimulation des cellules hypophysaires par le GnRH. C'est donc la fréquence de décharge de GnRH par les neurones hypothalamiques, qui détermine la fréquence de libération pulsatile de la LH et, par conséquent, l'intensité de la stimulation des gonades.

Chez la femelle, pendant le cycle, juste avant l'ovulation, la LH est libérée massivement dans le sang pour constituer le «pic préovulatoire». Ce pic a pour origine une rétroaction positive des œstrogènes ovariens. Chez la femelle, l'alternance des rétroactions négative et positive des gonades sur l'axe hypothalamo-hypophysaire, est un phénomène essentiel dans le contrôle de l'activité gonadotrope.

La FSH est sécrétée d'une manière plus complexe que la LH. Même s'il est possible d'identifier quelques puises dans une série chronologique, la liaison n'est pas aussi étroite avec le GnRH, et la FSH est sécrétée plutôt de façon continue qu'épisodique.

FIGURE 24 Structure biochimique des principaux stéroïdes, de la prostaglandine F2 α et de la mélatonine



Chez la femelle, FSH est également libérée massivement, comme LH, pendant le pic préovulatoire, puis deux à trois jours plus tard (second pic de FSH), puis enfin vers le milieu du cycle.

La sécrétion de FSH dépend aussi d'un mécanisme complexe mettant en jeu une rétroaction négative des sécrétions gonadiques.

Une autre gonadotrope: la PMSG. Une autre hormone, qui n'est pas naturellement sécrétée par les ovins et les caprins, est utilisée couramment pour stimuler, de façon exogène, les ovaires des femelles et peut donc être considérée comme une gonadotrope. Cette hormone est extraite du sérum de jument gravide (d'où son nom «pregnant mare's sérum gonadotropin»). C'est également une glycoprotéine, comme LH et FSH; elle contient une forte composante d'acide sialique (contenu total en sucres: 45 pour cent), ce qui lui confère une longue demi-vie. PMSG a une activité LH et FSH; c'est toutefois l'activité FSH qui prédomine, mais des différences importantes peuvent exister entre une préparation commerciale et une autre.

Hormones stéroïdes et prostaglandines

En réponse à la stimulation fournie par les hormones gonadotropes, les gonades produisent des gamètes. Elles synthétisent et sécrètent également des hormones (essentiellement des stéroïdes), qui à leur tour, agissent sur la production des gamètes, le comportement sexuel, les glandes annexes, l'activité utérine et finalement sur l'axe hypothalamo-hypophysaire, avec un effet régulateur. Les stéroïdes sont sécrétés principalement par les gonades.

Parmi les stéroïdes, qui sont de faible poids moléculaire (autour de 350 Daltons), trois grandes classes peuvent être distinguées: la testostérone (également appelée hormone mâle) et les autres androgènes, l'œstradiol 17 β (appelée aussi hormone femelle) et les autres œstrogènes, la progestérone (appelée aussi hormone de gestation) et les autres progestatifs.

La testostérone et les autres androgènes. La testostérone (figure 24) est synthétisée et sécrétée par les cellules de Leydig et libérée dans les vaisseaux capillaires et dans la lumière des tubes séminifères.

L'observation du mode de sécrétion dans le plasma sanguin indique que la fréquence des puises de testostérone est directement commandée par celle des puises de LH. Les actions connues de la testostérone sont les suivantes:

- maintien de la spermatogénèse, en association avec LH et FSH;
- déclenchement et maintien des sécrétions des glandes annexes;
- maintien des fonctions épидидymaires qui sont nécessaires pour terminer la maturation des spermatozoïdes;
- contrôle à moyen et long termes et maintien du comportement sexuel du mâle;
- rétroaction négative sur les hormones gonadotropes;
- rôle dans l'atrésie folliculaire intra-ovarienne chez la femelle;
- sexualisation du fœtus mâle pendant sa vie *in utero*;
- action générale positive sur le métabolisme, qui facilite la croissance corporelle.

Les autres androgènes sont l'androstènedione (impliquée dans l'atrésie folliculaire) et la 5 α dihydrotestostérone (qui agit sur les cellules épидидymaires).

L'œstradiol 17 β et les autres œstrogènes. L'œstradiol 17 β (figure 24) est la principale hormone sécrétée par le follicule sain, particulièrement pendant la croissance folliculaire terminale. Sa sécrétion dans le plasma sanguin de la veine ovarienne est sous le contrôle direct de la pulsativité de la LH. Chaque puiсе de LH produit l'apparition d'un puiсе d'œstradiol 17 β . Avant l'ovulation, le follicule préovulatoire sécrète d'importantes quantités d'œstradiol 17 β , qui peuvent être détectées dans le plasma de la circulation générale. L'œstradiol 17 β et d'autres œstrogènes sont également sécrétés par l'unité fœto-placentaire.

Les différentes actions connues de l'œstradiol 17 β sont les suivantes:

- induction du pic préovulatoire de LH et de FSH au début de l'œstrus, par la mise en jeu d'une rétroaction positive sur l'axe hypothalamo-hypophysaire;

déclenchement direct du comportement sexuel femelle avant l'ovulation, mais également action sur le comportement mâle, puisque la testostérone est transformée en œstradiol dans le système nerveux;
modification de l'activité des cellules utérines pour faciliter le transport des spermatozoïdes et préparer l'utérus à l'action de la progestérone;
contrôle de la synthèse et libération de la prostaglandine F₂ par l'utérus, avant la lutéolyse;
rétroaction négative sur l'axe hypothalamo-hypophysaire (en dehors de la période préovulatoire);
effets sur la glande mammaire en fin de gestation, qui conduit à la mise en route de la production lactée après la parturition;
effets généraux positifs sur le métabolisme qui facilitent la croissance corporelle.

La progestérone et les autres progestatifs. La progestérone (figure 24) est la principale hormone sécrétée par le corps jaune formé après lutéinisation des cellules folliculaires consécutive à l'ovulation. La progestérone est également sécrétée par l'unité fœto-placentaire. La sécrétion de progestérone est sous le contrôle de la LH; ses effets connus sont les suivants:

blocage des ovulations cycliques par rétroaction négative sur l'axe hypothalamo-hypophysaire;
chez la brebis, sensibilisation du système nerveux à l'action des œstrogènes pour l'induction du comportement d'œstrus;
préparation de l'utérus à l'implantation de l'embryon;
développement de la glande mammaire pendant la gestation.

Différents autres progestagènes de synthèse (FGA, MAP, etc.) ont généralement les mêmes effets, mais sont, la plupart du temps, beaucoup plus efficaces par unité de poids.

Les prostaglandines. La prostaglandine F₂α, de faible poids moléculaire (environ 300 Daltons) n'est pas un stéroïde, mais un dérivé de l'acide arachidonique (figure 24). La prostaglandine F₂α est sécrétée par l'utérus en réponse aux prises d'œstradiol provenant de l'ovaire lors de la lutéolyse. La prostaglandine F₂0α est responsable de la disparition du corps jaune à la fin du cycle, si la femelle n'est pas gestante.

La mélatonine. La mélatonine, une indolamine de faible poids moléculaire (231 Daltons; figure 24), est la sécrétion principale de la glande pinéale chez les ovins et les caprins. Chez les races photopériodiques, la mélatonine traduit les effets de la lumière sur la reproduction. Elle n'est sécrétée que pendant la nuit et c'est par sa durée de sécrétion nocturne que les animaux perçoivent la durée du jour. Ses sites et son mode d'action sont encore mal connus, bien que plusieurs tissus cibles aient été récemment identifiés dans l'axe hypothalamo-hypophysaire du mouton (hypothalamus médiobasal et pars tubéralis de l'hypophyse).

Chapitre 2

Facteurs responsables des variations des caractéristiques de reproduction

VARIATIONS SAISONNIÈRES DE L'ACTIVITÉ DE REPRODUCTION

Variations saisonnières des mises bas

Sous les latitudes moyennes et élevées (supérieures à 35°) la distribution des mises bas dans l'année n'est pas uniforme et la plupart des races locales d'ovins et caprins donnent naissance aux jeunes à la fin de l'hiver et au début du printemps. Dans les races primitives de moutons tels que le mouton de Soay, originaire du nord de l'Ecosse, les agnelages ont lieu en avril. Beaucoup d'autres races de mouton en Europe du Nord sont dans la même situation. Toutefois, avec la diminution de la latitude, la distribution saisonnière des parturitions des races locales est de plus en plus variable. Chez les Ile-de-France, en France, deux pics de mises bas sont enregistrés, l'un en automne, l'autre en hiver; pour les races méditerranéennes de brebis (la Chios en Grèce, la Barbarine en Tunisie), les agnelages d'automne sont plus fréquents que ceux de printemps. Chez la brebis mérinos australienne, les mises bas peuvent avoir lieu sur plusieurs saisons. Enfin, chez les races tropicales ou subtropicales, comme les brebis peule au Niger ou les brebis Black Belly à La Barbade, les agnelages se produisent toute l'année.

Dans l'espèce caprine, la même situation est observée: les caprins des latitudes moyennes et élevées sont très saisonnés (Alpine, Saanen et Poitevine en France), alors que sous les tropiques ou les subtropiques, aucun saisonnement net et répétable d'une année sur l'autre n'est observé. C'est le cas de la chèvre créole des Antilles françaises, de la chèvre SRD (Sem Raça Definida) au Brésil, de la chèvre naine ouest-africaine et de bien d'autres populations vivant sous de telles latitudes. Ainsi, la distribution des mises bas au cours de l'année est clairement fonction de la latitude. Puisque la gestation dure cinq mois chez les petits ruminants, la période des accouplements fertiles des races saisonnées a lieu en fin d'été et en automne/hiver. Les variations saisonnières d'activité sexuelle concernent à la fois le mâle et la femelle.

Variations saisonnières de l'activité mâle

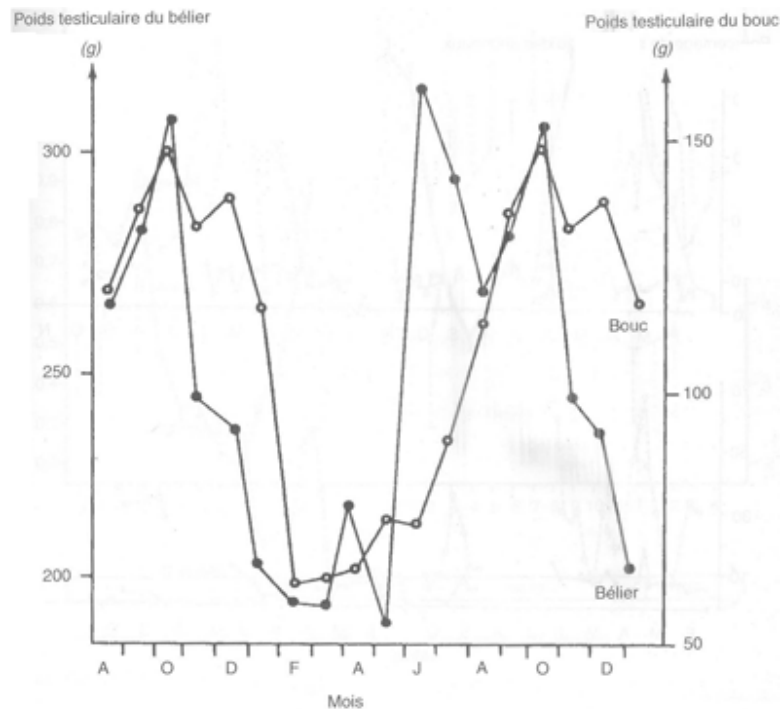
Sous les latitudes moyennes et élevées, la spermatogénèse ne s'arrête pas, mais le nombre de spermatozoïdes produits par le testicule diminue à certaines saisons de l'année. Un gramme de testicule de bélier Ile-de-

France produit $12,2 \times 10^6$ spermatozoïdes en automne contre seulement $9,3 \times 10^6$ au printemps, à cause de la diminution du rendement de la spermatogénèse. Quelques classes de cellules germinales dégénèrent bien que leur vitesse de développement ne soit pas modifiée. Ces modifications saisonnières de l'activité spermatogénétique entraînent des changements importants de poids testiculaire: de 200 g en mai à plus de 300 g en août chez le bélier Ile-de-France et de moins de 100 g en mai à plus de 150 g en septembre chez le bouc alpin (figure 25). Ces variations de production spermatique peuvent également être observées dans les éjaculats, à condition cependant, que la fréquence de récolte soit suffisamment élevée. En dehors de la saison sexuelle, le nombre total de spermatozoïdes par éjaculat diminue plus rapidement avec le numéro d'ordre des éjaculats successifs, que pendant la saison sexuelle.

L'importante diminution observée dans l'activité spermatogénétique du bélier pendant le printemps est associée à une augmentation de la fréquence des spermatozoïdes porteurs d'anomalies morphologiques. Chez certains mâles, le pourcentage de spermatozoïdes anormaux peut atteindre plus de 70 pour cent certains mois de l'année, entraînant une stérilité temporaire des animaux (figure 26). Cette caractéristique se répète d'une année sur l'autre pour les mêmes animaux, au printemps.

Chez le bouc, aucune variation saisonnière importante du pourcentage d'anomalies spermatiques n'a été mise en évidence; toutefois, un changement saisonnier de la motilité des spermatozoïdes se produit, associé à une diminution sévère de la fertilité de ceux-ci. Cette altération a été observée quatre années consécutives chez les mêmes mâles, et chaque fois pour une durée d'environ trois mois, mais à une période imprévisible au cours du printemps et de l'été.

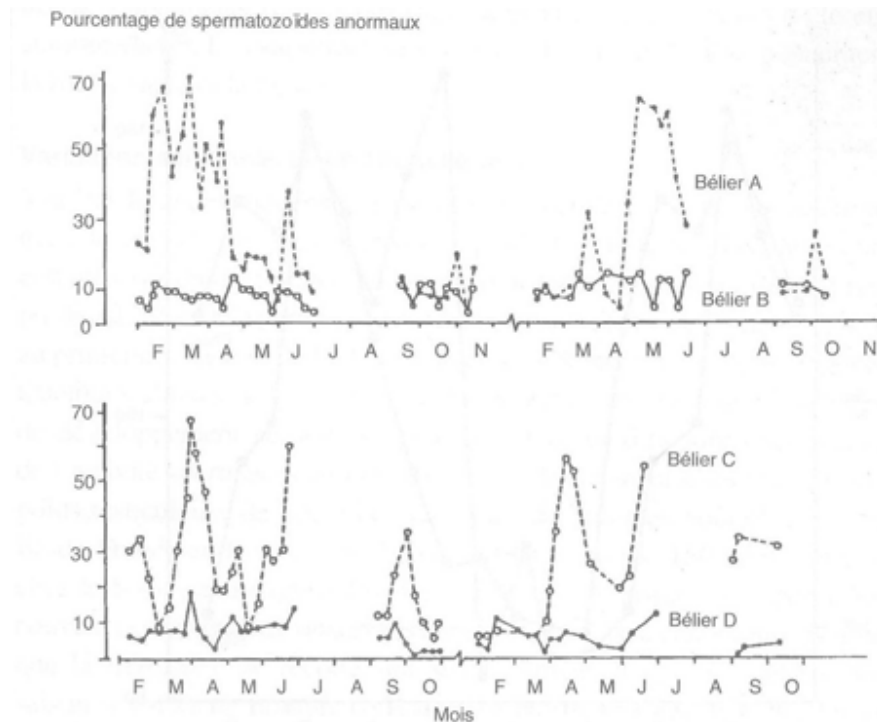
FIGURE 25 Variations saisonnières du poids testiculaire du bouc alpin et du bélier Ile-de-France



Source: Pelletier, 1971; Chemineau, 1987.

Chez les races saisonnées, le volume de l'éjaculat est élevé durant la saison sexuelle et il diminue au printemps, pour atteindre son minimum pendant l'été. La concentration spermatique de l'éjaculat en spermatozoïdes suit une évolution inverse (figure 27). Ces variations reflètent celles de la synthèse et de la sécrétion du plasma séminal par les glandes annexes qui sont stimulées quand la testostérone est haute pendant la saison sexuelle, et au repos quand elle est basse durant la contre-saison.

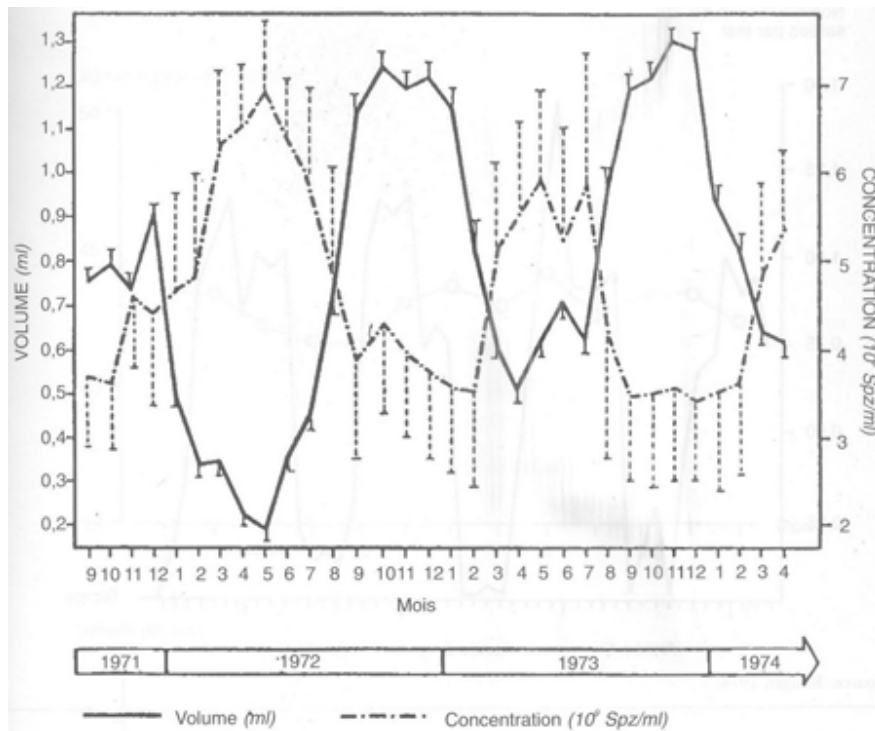
FIGURE 26 Variations à long terme du pourcentage de spermatozoïdes anormaux chez quatre béliers, montrant les variations saisonnières et individuelles de ce paramètre



Source: Colas *et al.*, 1986.

Ces variations sont aussi associées à une diminution de l'intensité du comportement sexuel pendant le printemps, chez les béliers et les boucs (figure 28). Sans entraînement régulier, les montes et les saillies cessent chez presque tous les animaux pendant quelques semaines ou mois au cours du printemps/été; chez ceux qui continuent de s'accoupler, le temps de réaction augmente. Toutefois, ces variations sont atténuées si un entraînement régulier est effectué. Pour la collecte de la semence, l'entraînement régulier des mâles tout au long de l'année, à heures et jours fixes, évite l'arrêt complet du comportement sexuel et avec une telle conduite il est possible de collecter la quasi-totalité des mâles entraînés (voir Collecte et conservation de la semence, chapitre 4).

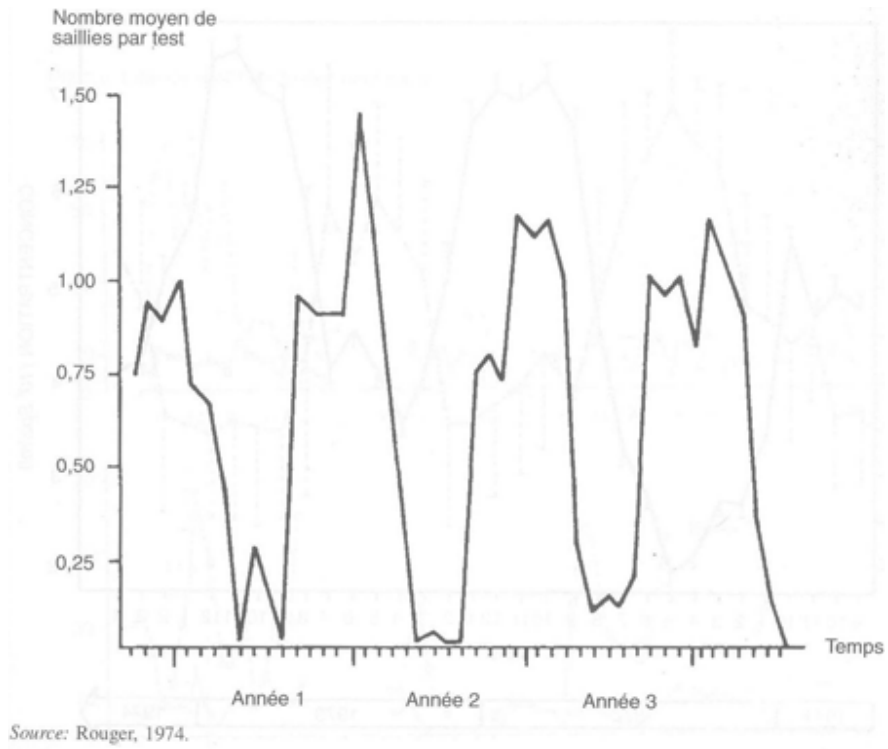
FIGURE 27 Variations saisonnières du volume de l'éjaculat et de sa concentration en spermatozoïdes chez cinq boucs alpins, $m \pm sem$



Source: Corteel, 1977.

En revanche, les béliers et boucs des races tropicales et subtropicales, s'ils sont alimentés correctement, ne manifestent pas de variations saisonnières de leurs activités spermatogénétique et comportementale (figure 29). Dans certains cas, toutefois, la situation peut être compliquée par le fait que dans les pays tropicaux et subtropicaux, les températures élevées des saisons chaudes provoquent l'apparition de spermatozoïdes anormaux et morts. C'est le cas du bélier de la race Barbarine de Tunisie (figure 30).

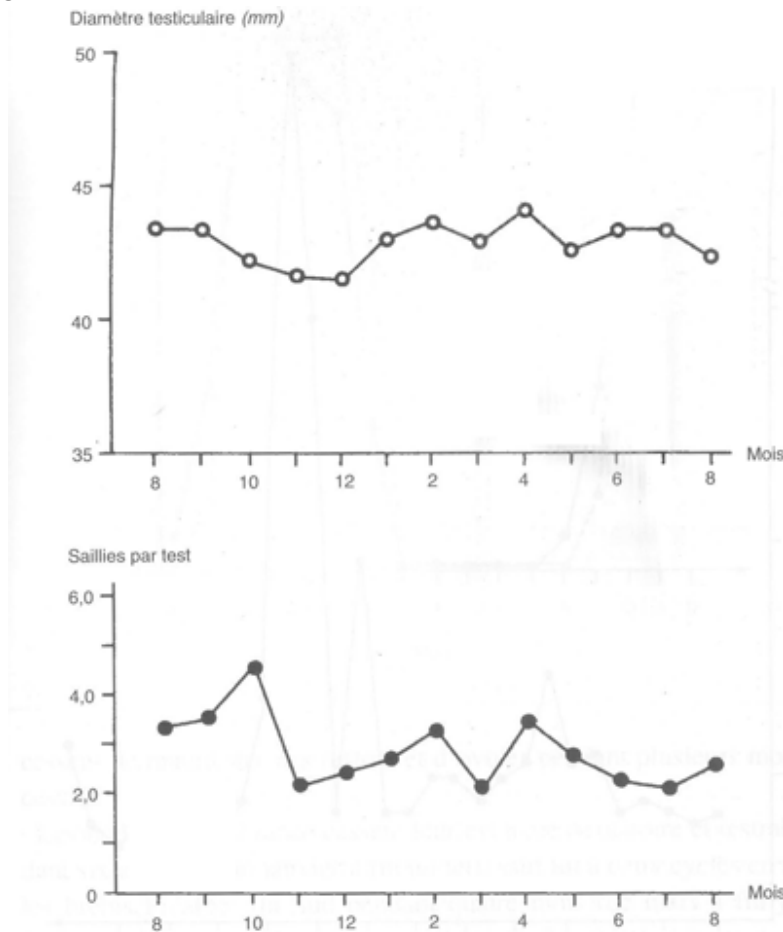
FIGURE 28 Variations saisonnières du nombre de saillies dans des tests de 10 minutes chez des boucs alpins non entraînés



Variations saisonnières de l'activité femelle

Au contraire des mâles ovins et caprins qui produisent des spermatozoïdes tout au long de l'année, les brebis et les chèvres des races saisonnées cessent de manifester des œstrus et d'ovuler pendant plusieurs mois successifs.

FIGURE 29 Variations mensuelles du diamètre testiculaire et du nombre de saillies dans des tests de 25 minutes chez six boucs créoles



Source: Chemineau, 1986b.

FIGURE 30 Apparition au cours de l'année de spermatozoïdes morts dans la semence de bélier de race barbarine

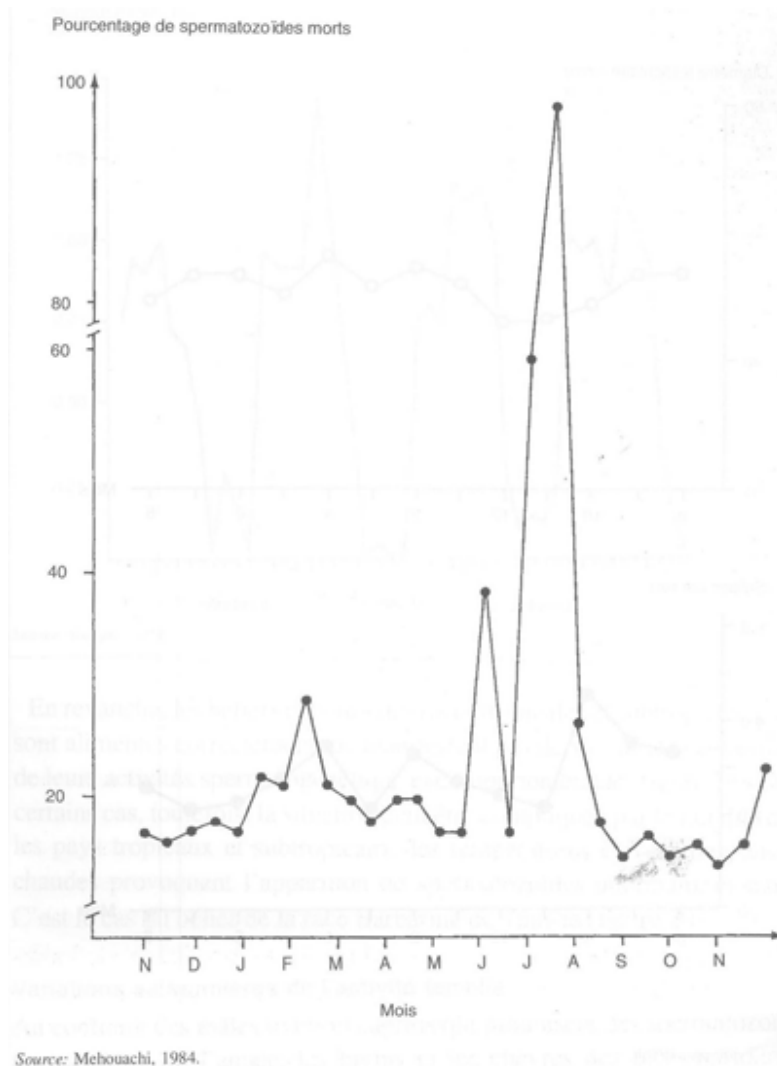
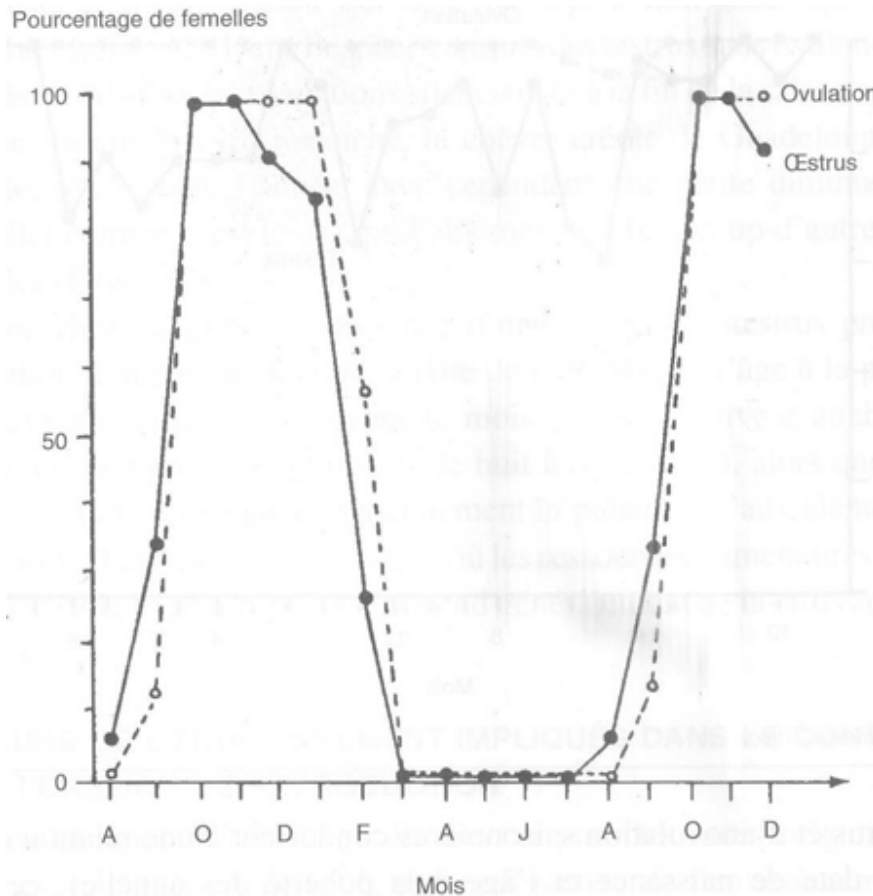
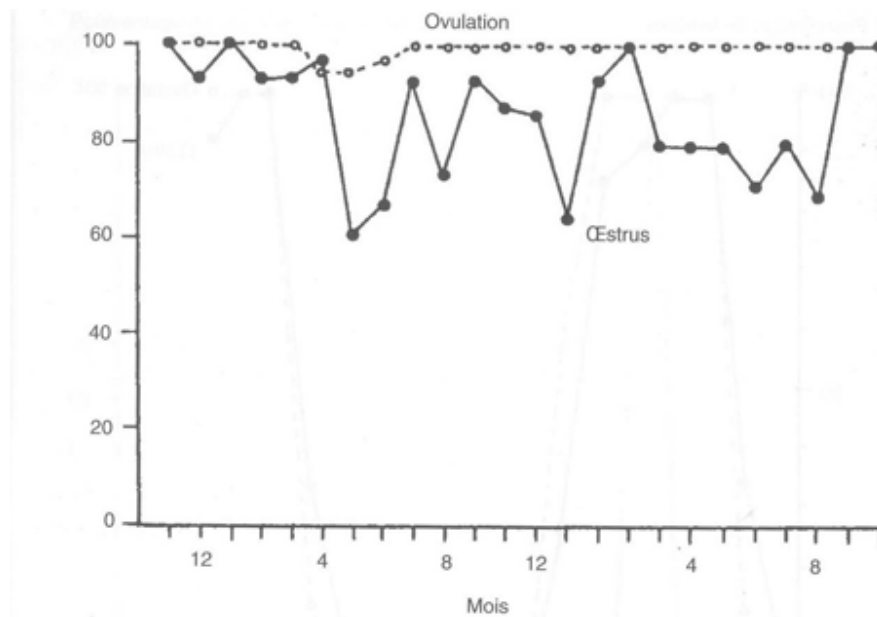


FIGURE 31 Variations saisonnières dans l'apparition mensuelle du comportement d'œstrus et de l'ovulation chez 15 chèvres alpines



Les brebis Ile-de-France cessent leur cyclicité ovulatoire et œstrale pendant six mois (de fin janvier à fin juillet), sauf un à deux cycles en mai, et les brebis Préalpes du Sud pendant quatre mois (de mars à fin juillet). Quelques races sont très saisonnées (Suffolk, Texel, Blackface, etc.) alors que d'autres (Ile-de-France, Préalpes-du-Sud, Dorset Horn, mérinos, etc.) le sont moins. Des ovulations silencieuses (ovulations non associées à un comportement d'œstrus) peuvent se produire pendant l'anœstrus et sont généralement observées au début de la saison sexuelle. Ces périodes d'anœstrus et d'anovulation saisonnières conduisent à une relation étroite entre la date de naissance et l'âge à la puberté des agnelles; celles-ci n'atteignent la puberté que pendant les mois correspondant à la saison sexuelle de l'adulte. Si l'anœstrus se situe tous les ans approximativement à la même période, des différences entre années existent dans la date moyenne du début et de la fin des activités ovulatoire et œstrale.

FIGURE 32 Variations saisonnières dans l'apparition mensuelle du comportement d'œstrus et de l'ovulation chez 15 chèvres créoles



Source: Chemineau, 1986a.

Lorsque la latitude diminue, le saisonnement des races locales est de moins en moins marqué et les durées individuelles d'œstrus raccourcissent. Dans les régions subtropicales, quelques races maintiennent leur cyclicité ovulatoire toute l'année (D'Man au Maroc, Ossimi en Egypte) et d'autres présentent un faible saisonnement de leurs activités ovulatoire ou œstrale (Barbarine en Tunisie, Rhamani en Egypte); mais aucune d'entre elles ne manifeste les importantes variations observées chez les races des latitudes plus élevées. Sous les tropiques, les brebis, si elles sont alimentées correctement, ovulent toute l'année (Black-Belly de La Barbade, Créole des Antilles françaises, Peule du Niger).

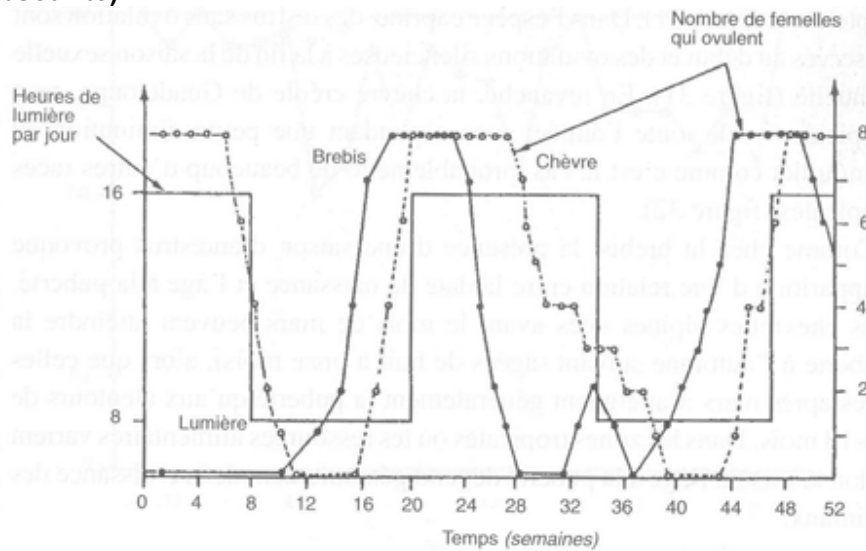
Sous les climats tempérés, les chèvres laitières ont également une saison d'œstrus et d'ovulation qui dure de sept à huit mois (de mars à septembre; figure 31). Dans l'espèce caprine, des œstrus sans ovulation sont observés au début et des ovulations silencieuses à la fin de la saison sexuelle annuelle (figure 31). En revanche, la chèvre créole de Guadeloupe, race tropicale, ovule toute l'année, avec cependant une petite diminution en juin/juillet comme c'est le cas, probablement, de beaucoup d'autres races tropicales (figure 32).

Comme chez la brebis, la présence d'une saison d'œstrus provoque l'apparition d'une relation entre la date de naissance et l'âge à la puberté. Les chevrettes alpines nées avant le mois de mars peuvent atteindre la puberté à l'automne suivant (âgées de huit à onze mois), alors que celles nées après mars n'atteignent généralement la puberté qu'aux alentours de 16-18 mois. Dans les zones tropicales où les ressources alimentaires varient selon la saison, l'âge à la puberté dépend généralement de la croissance des animaux.

FACTEURS DE L'ENVIRONNEMENT IMPLIQUÉS DANS LE CONTRÔLE DE LA FONCTION DE REPRODUCTION

Sous les latitudes moyennes et élevées, et pour les races originaires de ces zones, la photopériode est le principal facteur de l'environnement qui contrôle les variations saisonnières de reproduction des petits ruminants. Dans les deux sexes, l'activité gonadique et le comportement sexuel varient avec la durée du jour. Les autres facteurs de l'environnement, comme la température, le régime alimentaire ou les facteurs sociaux, agissent comme des modulateurs de l'activité sexuelle. Sous les latitudes tropicales ou subtropicales, les races locales d'ovins et de caprins semblent moins sensibles aux faibles variations photopériodiques existant dans ces zones, alors que les autres facteurs de l'environnement jouent un rôle bien plus important. Nous examinerons donc ici successivement les effets de ces différents facteurs de l'environnement sur la reproduction des ovins et des caprins.

FIGURE 33 Activité ovulatoire de brebis Ile-de-France et de chèvres alpines recevant une alternance de jours longs (16 heures de lumière/8 heures d'obscurité) et de jours courts (8 heures de lumière/16 heures d'obscurité)



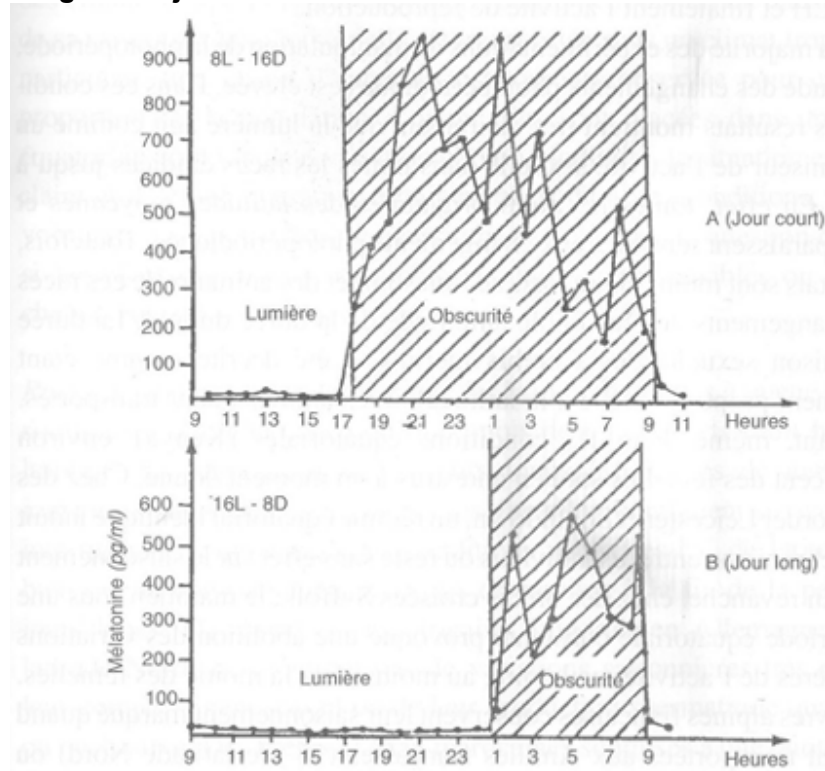
Source: Thimonier *et al.*, 1986; Chemineau, inédit.

Effets de la photopériode sur l'activité de reproduction

Races des latitudes moyennes et élevées. Quand les races européennes d'ovins sont transportées dans des pays de latitude moyenne de l'hémisphère Sud, tels que l'Australie et l'Argentine, elles réajustent leur saison de reproduction à l'automne austral. Expérimentalement, un décalage de six mois des changements de la durée du jour annuelle, induit un décalage de six mois dans l'activité sexuelle de béliers Ile-de-France, de brebis Southdown et de différents croisements de races anglaises. L'activité sexuelle reste liée à l'automne photopériodique. Le même effet est également démontré lorsqu'un régime photopériodique artificiel avec une période

inférieure à 12 mois est utilisé. Ainsi, des régimes lumineux qui reproduisent en six mois les variations photopériodiques annuelles, induisent, à six mois d'intervalle, des périodes d'activité sexuelle chez le bélier et chez la brebis. Des résultats identiques sont obtenus chez la chèvre, mais la réponse semble plus tardive que celle obtenue chez les ovins (figure 33).

FIGURE 34 Mélatonine plasmatique chez des brebis Ile-de-France en jours longs et en jours courts



Source: Thimonier *et al.*, 1986.

Les mécanismes physiologiques impliqués dans le contrôle photopériodique de la reproduction ne sont, pour le moment, que partiellement connus. La lumière est transmise des yeux à la glande pinéale par voie nerveuse, laquelle inclut le ganglion cervical supérieur. La glande pinéale synthétise et sécrète la mélatonine dans le plasma sanguin quand les lumières sont éteintes et s'arrête lorsque celles-ci sont allumées (figure 34). Le rythme circadien de sécrétion de mélatonine, qui dépend donc de la durée du jour, détermine l'activité des neurones hypothalamiques qui contrôlent la sécrétion de LH et finalement l'activité de reproduction.

Dans la majorité des expérimentations de manipulation de la photopériode, l'amplitude des changements photopériodiques est élevée. Dans ces conditions, les résultats montrent très clairement que la lumière agit comme un synchroniseur de l'activité sexuelle dans toutes les races étudiées jusqu'à présent. En effet, toutes les races originaires des latitudes moyennes et élevées paraissent sensibles aux changements photopériodiques. Toutefois, les résultats sont moins clairs lorsque l'on soumet des animaux de ces races à des changements de plus faible amplitude de la durée du jour. La durée de la saison sexuelle de la brebis

mérinos a été décrite comme étant inversement proportionnelle à la latitude où les animaux sont transportés. Cependant, même dans des conditions équatoriales (Kenya), environ 50 pour cent des femelles sont en œstrus à un moment donné. Chez des brebis Border Leicester et Southdown, un régime équatorial identique induit un asynchronisme entre les individus ou reste sans effet sur le saisonnement initial. En revanche, chez des brebis croisées Suffolk, le maintien sous une photopériode équatoriale constante provoque une abolition des variations saisonnières de l'activité ovulatoire, au moins chez la moitié des femelles. Des chèvres alpines françaises conservent leur saisonnement marqué quand elles sont transportées aux Antilles françaises (16° de latitude Nord) ou lorsqu'elles sont élevées sous un régime photopériodique correspondant à cette latitude (11 à 13 heures de lumière par jour), même si une légère augmentation de la durée de la saison sexuelle est observée les deux premières années. Le maintien de ces races ovines et caprines «tempérées» sous un régime photopériodique «tropical» induit l'apparition de cycles œstraux et ovulatoires anormaux. Les pourcentages de cycles courts, d'ovulations silencieuses et de comportements d'œstrus sans ovulation sont deux fois plus élevés chez les chèvres maintenues sous un régime tropical (11 à 13 heures de lumière), que chez les chèvres témoins (recevant 8 à 16 heures de lumière par jour). Ces anomalies sont surtout apparentes durant les deux premières années pendant lesquelles les femelles subissent cette photopériode.

Ainsi, même si les résultats qui viennent d'être présentés montrent qu'il existe une certaine variabilité dans la réponse, aucune race originaire des climats tempérés ne manifeste de changement important dans la durée de sa saison sexuelle lorsqu'elle est transportée sous un climat tropical. En particulier, une saison d'œstrus est toujours observée pour une large proportion de la population. Lorsqu'elles sont placées dans un régime équatorial strict (aucune variation photopériodique), la situation est moins claire et il semble bien que certaines races, dans ces conditions, puissent voir leur saisonnement fortement atténué. Cela pose la question de savoir si les races originaires des faibles latitudes sont sensibles ou non aux changements de la photopériode.

Races des faibles latitudes. Quand des brebis javanaises à queue fine sont soumises à une alternance de trois mois de jours courts (huit heures de lumière par jour)/six mois de jours longs (16 heures de lumière par jour)/trois mois de jours courts, les femelles continuent à ovuler sans interruption, comme dans les conditions naturelles (3° de latitude Sud) bien que le comportement d'œstrus disparaisse à la fin de la période de jours longs. Des boucs nains africains, importés en Allemagne (51° de latitude Nord) ne montrent pas de variations saisonnières très nettes de leur comportement sexuel ou de leur production spermatique quantitative ou qualitative. Des brebis D'Man marocaines soumises à une photopériode de grande amplitude (celle d'Edimbourg) ne manifestent pas de changements dans leurs ovulations cycliques régulières en comparaison des témoins laissées dans des conditions naturelles. Toutefois, les résultats sont encore trop limités pour pouvoir tirer des conclusions définitives, mais ils suggèrent que les animaux des races tropicales ou subtropicales n'ont pas adapté complètement leur activité de reproduction aux nouvelles conditions photopériodiques caractérisées par une plus grande amplitude.

En conclusion, les races des latitudes moyennes et élevées sont soumises naturellement à des variations photopériodiques de grande amplitude. En leur absence, la plupart de ces races manifestent quand même des variations qui peuvent être considérées comme l'expression d'un rythme endogène annuel de reproduction, ce qui suggère une composante génétique du saisonnement de la reproduction. Les races originaires des faibles latitudes ne manifestent pas, ou presque pas, de saisonnement et semblent présenter une sensibilité réduite à la photopériode. Les variations saisonnières de reproduction sont donc toujours le résultat d'une forte interaction génotype/milieu.

Effets de l'environnement thermique sur l'activité de reproduction

Normalement, sous les latitudes moyennes et élevées, l'environnement thermique n'est pas l'entraîneur principal de l'activité sexuelle. Toutefois, en climat tropical, la température est susceptible de limiter les aptitudes de reproduction, particulièrement dans les races importées des zones tempérées.

Activité de reproduction du mâle. Le nombre maximum d'éjaculats obtenus en une heure par des béliers Dorset Horn et Border Leicester diminue quand la température ambiante augmente; en revanche, des béliers mérinos sont capables de maintenir leur activité sexuelle à des hautes températures. De surcroît, de nombreuses études indiquent clairement que 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. Les anomalies apparaissent, généralement, au niveau de la tête (têtes piriformes, acrosomes endommagés, spermatozoïdes sans queue), mais également par la présence de gouttelettes cytoplasmiques et de flagelles recourbés. Les effets délétères des fortes températures sur la production spermatique se produisent à la suite d'une augmentation de la température testiculaire qui provoque l'apparition de dégénérescences spécifiques avec manifestation d'anomalies à des stades critiques précis du cycle spermatogénétique. Ces effets peuvent être reproduits expérimentalement en chauffant les testicules, ou en gardant les animaux dans un endroit chaud pendant quelques heures. Les spermatozoïdes modifiés apparaissent dans l'éjaculat au cours de la seconde semaine post-traitement, et une réduction du nombre total de spermatozoïdes se produit quelques jours plus tard, à 20 jours du traitement. La fécondance d'une telle semence commence à diminuer au cours de la deuxième semaine et dure jusqu'à la troisième et quatrième semaine post-traitement. Cette diminution du pouvoir fécondant est probablement le résultat de défauts de fécondation et d'accroissement de la mortalité embryonnaire.

Le retour progressif à une qualité et une fécondabilité normales dépend de la durée et de l'intensité du stress; il nécessite de 50 à 60 jours chez le bélier. Six heures d'augmentation de la température corporelle (41°C) peuvent être suffisantes pour induire une dégénérescence spermatique chez le bélier. L'exposition de mâles à des températures naturellement élevées pendant de telles périodes sur plusieurs jours consécutifs peut déclencher des désordres similaires à ceux observés après une exposition

continue en chambre climatique. Il est important de remarquer que de telles élévations de température corporelle peuvent également se produire à la suite d'une maladie ou d'une infection pouvant passer inaperçue.

La température ambiante limite au-delà de laquelle la semence de béliers des races européennes est affectée est située aux alentours de 29-30°C. Mais la sensibilité des mâles à la température ambiante varie selon la race. La spermatogénèse des races ovines indigènes d'Inde n'est pas affectée par les températures élevées; l'exposition de boucs créoles locaux de Guadeloupe à la lumière solaire directe ne modifie pas la qualité de leur semence. Une variabilité intrarace existe également, ce qui suggère une possible origine génétique. Quand deux groupes de béliers mérinos sont choisis pour leur température basse ou élevée, la fertilité des brebis est plus faible lorsque celles-ci sont accouplées avec les mâles à température élevée. Les raisons de ces différences individuelles ne sont pas connues, mais, dans l'espèce caprine, la division du scrotum en deux poches distinctes qui conduit à une meilleure thermorégulation du testicule, a été décrite dans plusieurs races tropicales qui sont mieux adaptées au climat chaud.

Activité de reproduction de la femelle. Dans le cas de la brebis mérinos, un accroissement de la charge thermique radiative pendant les jours 10 à 15 du cycle œstral accroît la durée du cycle, diminue la durée, voire supprime totalement l'œstrus qui suit et, finalement, diminue la fertilité. L'exposition de brebis à des températures élevées à différents stades après l'accouplement entraîne une diminution du taux de fertilité. La principale perte d'œufs se produit au cours des premiers stades de développement embryonnaire. Des œufs fécondés (deux à 32 cellules) placés dans le tractus génital de brebis maintenues à des températures ambiantes élevées (32°C) sont dégradés lorsqu'ils entrent dans l'utérus. La perte embryonnaire maximale se produit donc lorsque le stress thermique est imposé entre les jours 1 et 16 après l'insémination. Le nombre minimum de jours consécutifs nécessaires pour observer un effet du stress thermique va de deux à sept. *In vitro*, les fortes températures modifient l'aptitude des œufs fécondés à se développer en embryons viables et diminuent la vitesse de développement embryonnaire.

Une fois implanté, l'embryon est moins sensible à un stress thermique appliqué à la mère. Toutefois, pendant la deuxième moitié de la gestation, le maintien dans un environnement thermique contraignant provoque une diminution de la croissance fœtale qui se traduit par des poids de naissance inférieurs de moitié à ceux des agneaux nés des mères témoins. Dans ce cas, une forte corrélation négative existe ($r = -0,93$) entre le poids de naissance des agneaux et la température rectale des mères. L'exposition de brebis à un stress thermique uniquement diurne ne fait que limiter la réduction du poids de naissance par rapport aux brebis soumises à un stress permanent. Ces effets de l'environnement thermique sur la mortalité embryonnaire et la croissance des fœtus se produisent sans doute à cause d'une augmentation de la température utérine. Cette augmentation pourrait être due à une diminution du flux sanguin irriguant l'utérus.

Néanmoins, comme chez le mâle, d'importantes différences existent entre races quant à leur sensibilité au stress thermique. Dans un climat tropical, où la température de l'air varie entre 22 et 30°C à midi, la fertilité de brebis Pelibuey, une race locale de Cuba, atteint 74 pour cent, comparé à

seulement 25 pour cent chez des brebis Suffolk importées, que les femelles soient accouplées avec un mâle Pelibuey ou Suffolk (tableau 6). Cette importante différence raciale est due à la forte sensibilité thermique des brebis Suffolk, comme l'attestent leur rythme respiratoire et leur température rectale très élevés, comparés à ceux des brebis Pelibuey (tableau 7).

TABLEAU 6 Fertilité à l'œstrus naturel de brebis Pelibuey et Suffolk accouplées avec des béliers Pelibuey ou Suffolk, en climat tropical

	Béliers Pelibuey		Béliers Suffolk	
	(%)	(nombre)	(%)	(nombre)
Brebis Pelibuey	84	25	64	25
Brebis Suffolk	29	24	22	23

Source: Fuentes et Chemineau, 1990.

TABLEAU 7 Rythme respiratoire et température rectale de brebis Pelibuey et Suffolk le jour de l'œstrus, 8-10 jours et 17-18 jours plus tard

	Brebis Pelibuey (n = 50)	Brebis Suffolk (n = 47)
Jour 0		
Rythme respiratoire/minute	61	110
Température rectale (°C)	39,1	39,9
Jour 8-10		
Rythme respiratoire/minute	40	100
Température rectale (°C)	38,8	39,7
Jour 17-18		

Rythme respiratoire/minute	34	107
Température rectale (C)	38,8	39,7

Source: Fuentes et Chemineau, 1990.

Il semble donc que les races des zones tropicales sont mieux adaptées aux fortes températures que celles des régions tempérées.

Effets des régimes alimentaires sur les performances de reproduction

La plupart des éleveurs d'ovins et de caprins savent que différents régimes alimentaires peuvent modifier les performances de reproduction de leurs animaux. Dans les zones tropicales ou subtropicales, la sous-alimentation est probablement un des facteurs principaux de l'environnement qui limite les performances de reproduction.

Activité de reproduction du mâle. La libido des mâles peut être sévèrement affectée par la sous-alimentation. Chez le bélier, celle-ci diminue à partir de cinq à 10 semaines après le début de la sous-alimentation et cet effet persiste tant que la sous-alimentation se poursuit. Une déficience à long terme en vitamine A conduit à une diminution de l'activité sexuelle chez le bélier; toutefois, cinq à six mois sont nécessaires avant que les symptômes ne se manifestent, à cause des réserves du foie en cette vitamine.

Une sous-alimentation sévère (400 g de poids vif en moins, par semaine, pendant 30 semaines) entraîne une diminution constante du poids testiculaire, de la concentration et du nombre total de spermatozoïdes de la semence éjaculée. Une corrélation très significative existe entre le poids testiculaire et le poids vif, mais également entre le poids testiculaire et la condition corporelle. Il existe, par conséquent, des corrélations significatives entre la production spermatique journalière (DSO) et la condition corporelle. Toutefois, si la sous-alimentation affecte sévèrement la quantité de sperme produite, elle ne semble pas modifier la qualité de celui-ci.

Des béliers maintenus à un régime d'entretien, alimentés avec un supplément riche en protéines, accroissent leur poids testiculaire. Chez des béliers mérinos, un supplément alimentaire avec de la graine de lupin pendant 15 semaines accroît le poids testiculaire de 66 pour cent; le poids vif augmente également (39 pour cent), mais relativement moins. Cet effet semble passer par l'intermédiaire d'une augmentation de l'activité de la LH chez les béliers suralimentés, plutôt que par une réponse accrue des testicules à la LH.

Dans la littérature il n'existe qu'un nombre assez limité de résultats concernant le niveau alimentaire et l'activité reproductrice des jeunes mâles. Il est connu, chez les ovins et caprins, comme dans les autres espèces, que la croissance testiculaire est étroitement corrélée avec la vitesse de croissance corporelle. Par conséquent, une sous-alimentation qui réduira la vitesse de croissance corporelle, produira un retard dans l'apparition de la puberté. Au contraire, des jeunes mâles soumis à un

régime alimentaire de haut niveau, atteindront la puberté plus tôt et à un poids plus élevé que ceux soumis à un régime de bas niveau.

Finalement, il est également nécessaire de mentionner que des déficits sévères en certains éléments, comme les minéraux et les oligo-éléments, sont susceptibles d'affecter les performances reproductives des mâles.

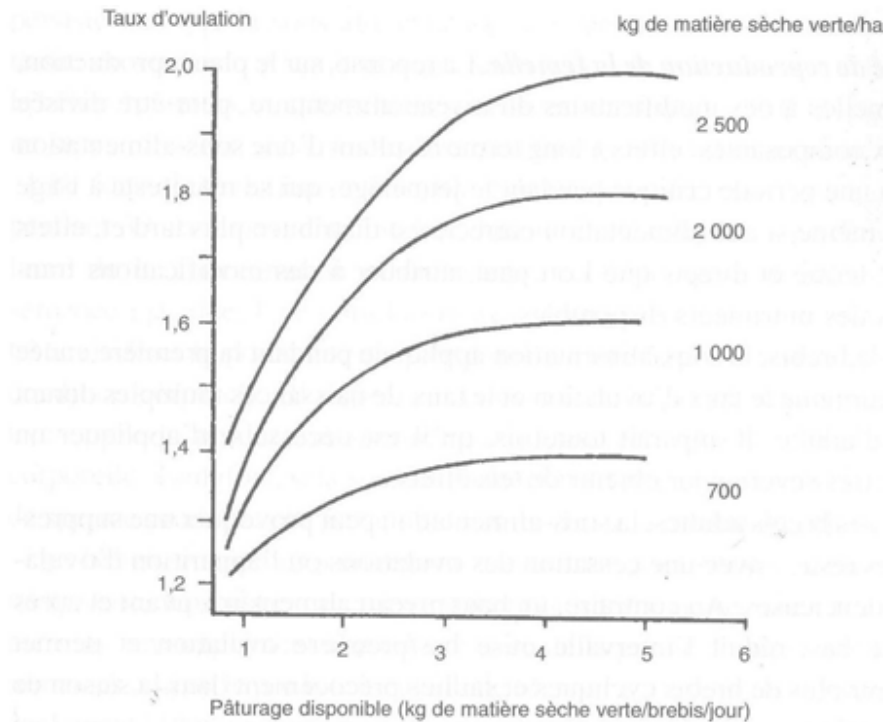
Activité de reproduction de la femelle. La réponse, sur le plan reproduction, des femelles à des modifications du niveau alimentaire, peut être divisée en deux composantes: effets à long terme résultant d'une sous-alimentation subie à une période critique pendant le jeune âge, qui se manifeste à l'âge adulte, même si une alimentation correcte est distribuée plus tard et, effets à court terme et directs que l'on peut attribuer à des modifications transitoires des nutriments disponibles.

Chez la brebis, la sous-alimentation appliquée pendant la première année de vie diminue le taux d'ovulation et le taux de naissances multiples durant la vie d'adulte. Il apparaît toutefois, qu'il est nécessaire d'appliquer un régime très sévère pour obtenir de tels effets.

Chez des brebis adultes, la sous-alimentation peut provoquer une suppression des œstrus avec une cessation des ovulations ou l'apparition d'ovulations silencieuses. Au contraire, un haut niveau alimentaire, avant et après la mise bas, réduit l'intervalle mise bas/première ovulation et permet d'obtenir plus de brebis cycliques et saillies précocement dans la saison de reproduction.

Chez les brebis à queue grasse des zones subtropicales, il est quelquefois difficile de distinguer entre les effets à long terme et à court terme puisque le gras stocké dans la queue est utilisé comme réserve en cas de sous-alimentation. Pour ce qui est de la brebis Barbarine en Tunisie, qui n'effectue qu'une seule mise bas par an, la reprise de l'activité sexuelle post-partum est retardée chez les femelles qui n'ont pas eu la possibilité de mettre du gras en réserve pendant la fin de gestation, alors que la sous-alimentation après l'agnelage accroît la fréquence des cycles ovulatoires de courte durée et d'ovulations silencieuses, par rapport aux brebis bien alimentées. Dans la même race, une sous-alimentation sévère au printemps diminue le pourcentage de femelles répondant à l'«effet bélier», augmente le pourcentage de cycles induits de courte durée et diminue la fertilité et la prolificité des femelles qui répondent.

FIGURE 35 Relations entre le taux d'ovulation, les disponibilités fourragères et le contenu en matières sèches du fourrage chez des brebis maintenues au pâturage



Source: Smith, 1980.

Les effets d'une augmentation à court terme du niveau alimentaire sont bien connus. L'effet flushing est utilisé généralement quelques semaines avant la période de saillies; il produit une augmentation significative du taux d'ovulation et de la taille de la portée. Une augmentation du niveau alimentaire à deux fois le niveau d'entretien pendant seulement la durée d'un cycle œstrien, accroît le taux d'ovulation de 0,8 ovule, probablement en évitant l'atrésie des gros follicules dans les 30 dernières heures avant l'ovulation. Il semble, en fait, que le taux d'ovulation ne réponde à une modification du niveau énergétique à court terme que dans une fourchette intermédiaire spécifique de condition corporelle. En dehors de celle-ci, qui change selon le génotype, c'est la condition atteinte qui compte et il n'y a pas d'effet additionnel positif ou négatif de l'énergie ingérée.

Un cas particulier existe cependant avec l'«effet graine de lupin», étudié essentiellement chez la brebis mérinos en Australie de l'Ouest. Une augmentation significative du taux d'ovulation (0,2 à 0,3 ovule par brebis ovulante) se produit dès six jours après le début de l'alimentation avec le lupin; cet effet est indépendant de tout accroissement mesurable du poids vif. Il semble dû au contenu exceptionnellement élevé en protéines des graines de lupin et à l'augmentation des substrats producteurs d'énergie. La plupart des expériences conduites sur l'alimentation et la reproduction des mâles et des femelles sont faites en utilisant du fourrage conservé et du concentré ou avec une distribution de concentré au pâturage. Sans supplément au pâturage, les relations entre la production quantitative et qualitative de fourrage sont plus subtiles, parce qu'elles dépendent de la disponibilité fourragère et du poids d'animaux par unité de surface. Dans les conditions néo-zélandaises, lorsque la quantité de fourrage ingéré augmente, le taux d'ovulation s'accroît de façon curvilinéaire, pour plafonner

à une offre située entre 3 et 4 kg de matière verte par brebis et par jour. Quand la quantité totale de fourrage augmente par hectare, le taux d'ovulation plafonne à une valeur plus élevée (figure 35). Pour le flushing, les pâturages avec dominance de trèfle (60 à 80 pour cent de trèfle blanc) sont supérieurs à ceux avec dominance de ray-grass (20 à 30 pour cent de trèfle blanc). Les taux d'ovulation les plus élevés sont obtenus après alimentation pendant six semaines, avec une disponibilité de 3,5 kg de matière verte par brebis et par jour, sur des pâturages offrant au moins 2 tonnes de matière sèche par hectare avant pâture, avec une utilisation de 40 pour cent. Ce niveau alimentaire provoque une croissance du poids vif supérieure à 1 kg par semaine.

Effets de l'environnement social et des conditions d'élevage sur l'activité de reproduction

Dans les descriptions faites du comportement sexuel mâle et femelle, les différentes interactions existant entre les sexes ont été décrites comme jouant un rôle important dans le déclenchement et le maintien du comportement sexuel dans les deux sexes. Toutefois, seuls les effets immédiats du contact avec un partenaire sur sa réponse comportementale ont été jusqu'ici considérés. Nous examinerons comment la présence permanente (ou l'absence) d'autres animaux du même sexe ou du sexe opposé sont susceptibles de modifier l'activité de reproduction du mâle à moyen ou long terme. Nous verrons également quelles sont les réponses des brebis et des chèvres à l'introduction des mâles après une période de séparation entre les sexes, soit 1'«effet mâle».

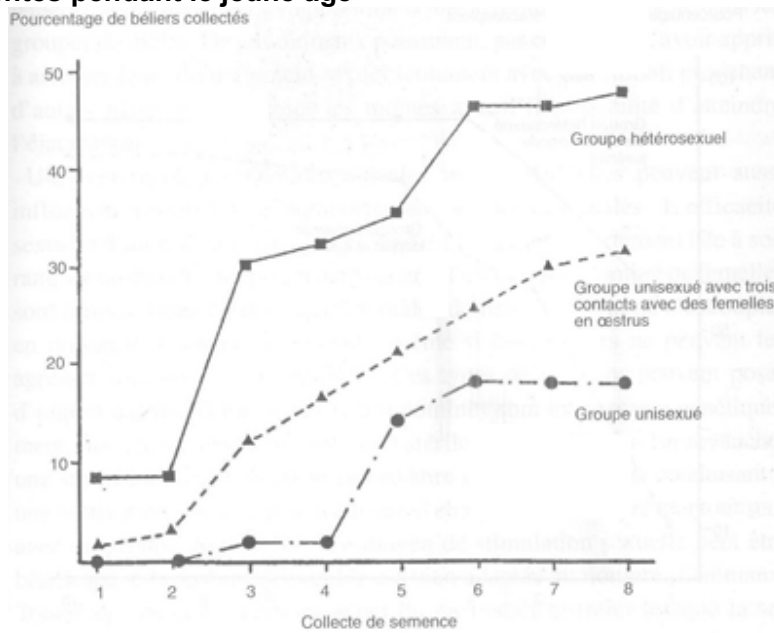
Isolement social du mâle reproducteur. Dans des conditions d'élevage intensif, la séparation des sexes s'effectue au sevrage. Dans les troupeaux laitiers ovins et caprins, celui-ci peut se produire soit 48 heures, soit 3 mois après la naissance. Dans l'espèce ovine, l'élevage des jeunes mâles en case individuelle, dans une bergerie séparée est très rare, sauf dans les petits troupeaux. Au contraire, les jeunes boucs sont souvent élevés séparément, particulièrement ceux qui vont subir les collectes de semence. *Dans l'espèce ovine*, l'isolement partiel (boxes adjacents avec séparation ouverte) des jeunes mâles entre la naissance et 3-5 mois d'âge n'a pas de conséquences sur le comportement sexuel futur du bélier ou sa production spermatique, si des femelles sont présentes parmi les mâles de 3-5 mois jusqu'à la puberté. L'existence de montes mal orientées, observées sitôt après la réunion des mâles isolés depuis la naissance, n'est que transitoire (24 à 48 heures). Une telle isolation partielle n'est, en général, pas pratiquée pendant la période prépubère dans cette espèce, particulièrement grégaire.

L'isolement complet, depuis le très jeune âge jusqu'à la période prépubère (environ six mois) ferait craindre d'importantes perturbations du comportement sexuel (démarrage de l'activité copulatoire retardé ou efficacité sexuelle diminuée, voire même inhibition).

Dans l'espèce caprine, les jeunes mâles qui sont destinés à être testés sur descendance, sont classiquement élevés seuls dans des boxes individuels à partir du sevrage et sont conduits de la même façon pendant toute leur vie de reproducteur.

De telles conditions d'élevage, qui utilisent des équipements adaptés et ont des coûts d'entretien élevés, n'ont pas d'effet néfaste sur le comportement sexuel du mâle. Elles ne modifient ni le moment du début de l'activité de saillie, ni l'efficacité sexuelle (définie comme le nombre de montes nécessaires pour effectuer une saillie ou éjaculer dans un vagin artificiel) et n'altèrent pas la production spermatique adulte quantitative ou qualitative. Ce mode d'élevage est préférable à l'élevage en groupe de mâles.

FIGURE 36 Début de l'activité sexuelle, au cours de tests de collecte de semence, de jeunes béliers Lacaune élevés dans trois conditions différentes pendant le jeune âge

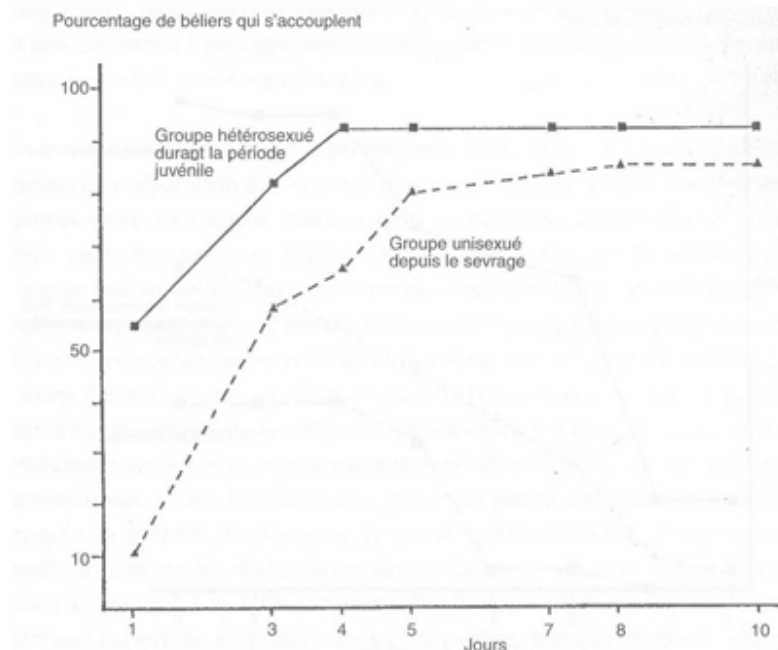


Source: Casteilla et al., 1987.

Présence de partenaires du même sexe: effets du groupe

Dans l'espèce ovine, si le sevrage n'est pas suivi de l'isolement social des jeunes mâles les uns des autres, il est habituellement suivi par la séparation des sexes et par l'élevage en groupes de même sexe. Cette séparation implique l'absence de contact avec les partenaires du sexe opposé jusqu'à la première utilisation en lutte, lors de la puberté ou plus tard. Cette privation de contact hétérosexuel pour environ trois mois, peut avoir des conséquences importantes sur l'activité sexuelle ultérieure des mâles. En effet, une proportion importante d'entre eux (quelquefois jusqu'à 70 pour cent) sont sexuellement inhibés, ce qui entraîne un retard important dans le démarrage de l'activité copulatoire ou du moment de collecte au vagin artificiel et une forte diminution de l'efficacité sexuelle. Ces perturbations peuvent limiter drastiquement l'efficacité d'un groupe de mâles dans un centre d'ia, voire même provoquer l'impossibilité totale d'utiliser des mâles intéressants sur le plan génétique. De tels problèmes réduisent par conséquent la vitesse du progrès génétique.

FIGURE 37 Début de l'activité sexuelle chez des béliers mérinos d'Arles de 18 mois élevés dans deux conditions différentes pendant le jeune âge



Source: Casteilla et al., 1987.

L'élevage des mâles en groupes unisexués entre l'âge de trois mois et la puberté, peut contribuer à l'apparition d'une activité homosexuelle dans les groupes de mâles. De tels animaux pourraient, par conséquent, avoir appris à associer leur comportement sexuel seulement avec des stimuli provenant d'autres mâles et à associer les montes avec l'impossibilité d'atteindre l'éjaculation.

Ultérieurement, les relations sociales interindividuelles peuvent aussi influencer fortement le comportement sexuel des mâles. L'efficacité sexuelle d'un mâle au sein d'un groupe est, en général, fortement liée à son rang social dans le groupe, en particulier si l'espace et le nombre de femelles sont limités. Dans certains cas, les mâles dominés refusent de s'accoupler en présence des mâles dominants, même si ces derniers ne peuvent les agresser (présence d'une barrière). Ces types de relations peuvent poser d'importants problèmes si les mâles dominés sont intéressants génétiquement, ou si les mâles dominants sont stériles ou peu fertiles. En revanche, une stimulation mutuelle peut se produire dans certains cas, conduisant à une motivation sexuelle plus forte que si chaque mâle était présent tout seul avec un groupe de femelles. Ce moyen de stimulation sexuelle peut être bénéfique si la surface disponible est bien adaptée au nombre d'animaux. Toutefois, ces considérations n'ont qu'un intérêt restreint lorsque la semence est collectée au vagin artificiel, puisque les relations sociales sont alors limitées au moment de la collecte.

Dans l'espèce caprine, l'élevage de mâles en groupes de même sexe pendant la période prépubertaire est néfaste au futur comportement sexuel des boucs, particulièrement ceux qui seront collectés au vagin artificiel. Cet effet se traduit par un accroissement de la latence à l'éjaculation et la nécessité d'utiliser des stimuli artificiels, et généralement, par un retard du début de l'activité sexuelle; une inhibition complète peut même être observée chez quelques individus.

Les raisons de ces perturbations apparaissent identiques à celles présentées pour l'espèce ovine: essentiellement le développement d'une activité homosexuelle intense, conduisant à une inhibition lorsque les mâles sont placés dans des conditions hétérosexuelles. Il apparaît toutefois que, dans certains cas, les mâles les plus actifs du groupe sont aussi les plus actifs à servir le vagin artificiel; en revanche, ceux qui sont le plus soumis à des montes (c'est-à-dire ceux qui sont le moins homosexuellement actifs), sont les moins efficaces pour la collecte au vagin artificiel. Par ailleurs, les relations sociales à l'intérieur du groupe peuvent avoir des conséquences importantes. Sur ce plan, l'âge à la réunion est un facteur important qui peut modifier les réactions de peur, et qui peut avoir des conséquences sur le comportement lors de la collecte. Les boucs socialement dominants dans le groupe sont également ceux qui sont sexuellement les plus actifs.

Présence permanente de partenaires du sexe opposé

Pendant le jeune âge. Des privations sociales précoces (dans les trois premiers mois), telles que la ségrégation sexuelle, l'absence de la mère (dans le cas d'allaitement artificiel par exemple), et même l'isolement (dans le cas d'élevage en cases individuelles), n'ont pas de conséquences néfastes sur le comportement sexuel ultérieur des jeunes béliers, si elles ne sont pas poursuivies pendant la période prépubère. En effet, le rôle bénéfique d'un contact hétérosexuel pendant cette dernière période a été bien démontré. La présence postnatale de la mère renforce l'idée que l'environnement social favorable de la naissance à la puberté, est le suivant: présence de la mère et contact hétérosexuel prépubère.

Ce contact hétérosexuel a un effet particulièrement positif sur le début de l'activité copulatoire (figure 36) et sur l'efficacité des mâles, mais ne semble pas affecter la production spermatique. L'effet positif peut persister après un an chez des jeunes béliers, utilisés pour la première fois à 18 mois (figure 37).

Les modalités d'action des femelles sur le déclenchement du comportement sexuel des jeunes mâles ne sont pas connues avec précision. Plusieurs expérimentations ont démontré que la présence de femelles ovariectomisées a un effet bénéfique même sur le comportement sexuel ultérieur des jeunes mâles. Cela indique que le rôle stimulant de la brebis est indépendant de son état physiologique ou de son comportement sexuel. Néanmoins, la présence de femelles sexuellement expérimentées apparaît préférable et l'induction d'une réceptivité sexuelle artificielle chez celles-ci (par traitement hormonal, par exemple) est une stimulation importante pour ces jeunes béliers et un moyen d'apprendre l'activité copulatoire.

TABLEAU 8

Effets des conditions d'élevage et de l'âge au rassemblement 1 sur l'efficacité de la collecte de semence et sur la production spermatique chez de jeunes boucs alpins

	Rassemblés précocément (naissance) n = 10	Rassemblés tard (>10 mois) n = 8	Rassemblés entre 3 et 4 mois n = 9	Groupes unisexués n = 9	Cases individuelles n = 9
--	---	----------------------------------	------------------------------------	-------------------------	---------------------------

Pourcentage de collectes réussies/ 15 essais	97	71	98	91	82
Latence à la 1 ^{re} éjaculation (secondes)	34	33			
Nombre de montes par éjaculation	1,8	2,9			
Latence à l'éjaculation (secondes)	42	62			
Volume de l'éjaculat (ml)	0,8	0,6	0,9	0,8	1,0
Concentration (10^9 spz/ml)	2,94	3,10	3,7	3,2	2,9
Nombre total de spz par éjaculation (10^9)	2,23	1,79	3,33	2,56	2,90
Pourcentage d'éjaculats non retenus			0,8	4,1	8,2

Source: Orgeur *et al.*, 1988.

Dans l'espèce caprine, l'élevage des mâles en groupe et en ségrégation sexuelle est générateur de problèmes de comportement lors d'essais de collecte de semence au vagin artificiel.

La présence de femelles pendant la période prépubère, parmi des jeunes mâles destinés au testage sur descendance en ia, réduit ces inconvénients. De plus, une réunion précoce des jeunes mâles (avant l'âge d'un mois) est synonyme d'une moindre crainte interindividuelle et d'une tolérance plus grande qu'après une réunion tardive. Elle conduit à une meilleure efficacité à servir le vagin artificiel et à une meilleure qualité spermatique (tableau 8). Toutefois, l'élevage en boxes individuels reste préférable.

Dans cette espèce, connue pour être beaucoup moins grégaire que l'espèce ovine, la recherche du contact avec l'homme, lorsque les animaux sont élevés séparément, peut expliquer la facilité de collecte au vagin artificiel.

Dans les expérimentations décrites précédemment, la proportion de femelles était d'environ une pour quatre mâles dans l'espèce ovine et une pour quatre à 10 mâles dans l'espèce caprine.

Pendant la vie adulte, la présence permanente d'une femelle dans le groupe de mâles peut constituer une stimulation de leur activité sexuelle. Toutefois, cette stimulation tard dans la vie n'est pas indispensable si les mâles ont eu précédemment une expérience de saillie en lutte naturelle ou en récolte au vagin artificiel. Dans la plupart des cas, la présence d'une femelle pendant quelques semaines, dans un groupe de mâles, stimule les reproducteurs inhibés.

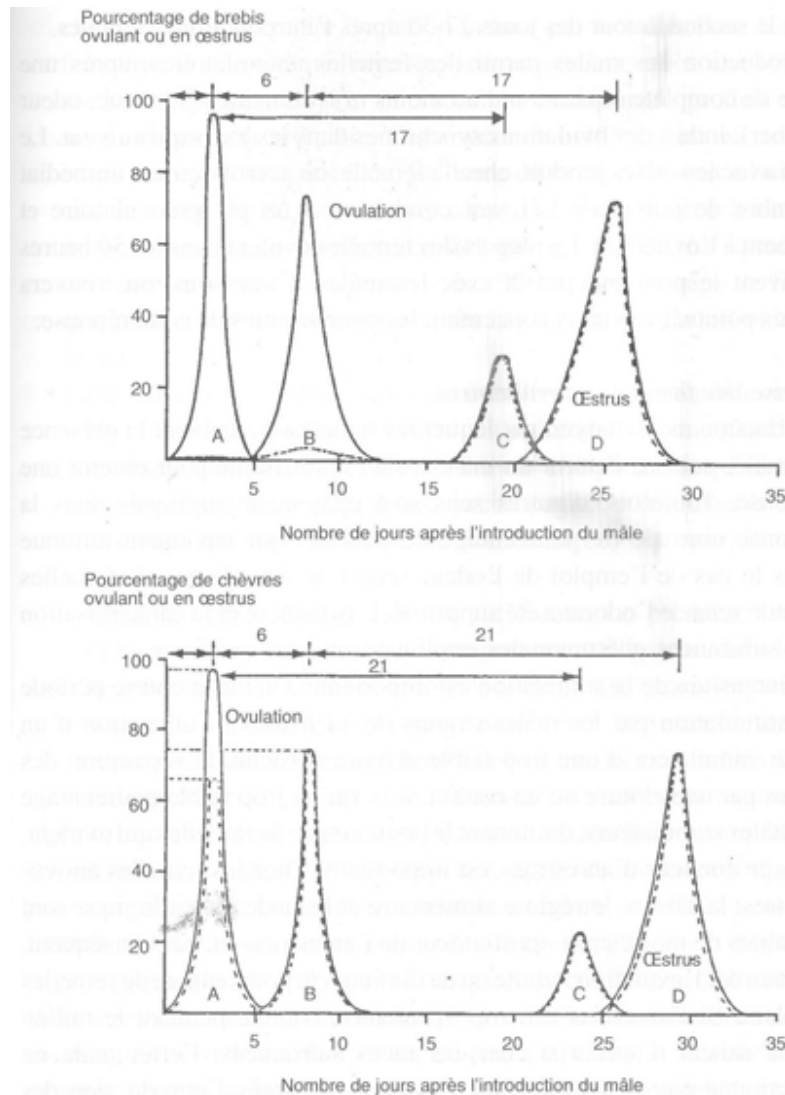
Les différentes observations présentées ci-dessus indiquent clairement que les relations interindividuelles, même avant la puberté, sont capables de modifier profondément l'expression et l'intensité du comportement sexuel du mâle. Les relations homme-animal ont également une grande importance pour l'utilisation des mâles des centres d'ia. Ces différents éléments permettent d'obtenir les meilleures conditions d'élevage des reproducteurs jeunes et adultes qui seront sélectionnés pour l'ia.

Réponses physiologiques des femelles lors de la réintroduction des mâles après une période de séparation des sexes: l'«effet mâle».

Ainsi que nous venons de le voir, la présence ou l'absence des femelles est susceptible de modifier le comportement sexuel des mâles. Toutefois, même si cette présence augmente la sécrétion de LH et de testostérone plasmatiques, il n'a pas été démontré qu'elle était susceptible de modifier l'activité spermatogénétique. En revanche, le mâle est capable, par sa seule présence parmi les femelles, de faire redémarrer leur activité ovulatoire et œstrienne. Un tel phénomène est appelé «effet mâle».

L'existence d'une distribution non uniforme des parturitions, au début de la saison sexuelle des femelles, est un phénomène qui a attiré l'attention des chercheurs depuis plusieurs dizaines d'années. Chez la brebis, il existe une relation très étroite entre la date d'introduction des mâles et le regroupement des agnelages, qui suggère que les saillies fécondantes se produisent aux alentours des jours 20-25 après l'introduction des béliers. Dans l'espèce caprine, deux pics de fécondations se produisent: le premier autour des jours 7-11 et le second autour des jours 27-35 après l'introduction des boucs.

FIGURE 38 Représentation schématique des réponses œstriennes et ovulatoires des brebis barbarines et des chèvres créoles à l'«effet mâle»



Source: Khaldi, 1984; Chemineau, 1987.

L'introduction des mâles parmi des femelles anovulatoires, après une période de complète séparation d'au moins trois semaines (son, vue, odeur et toucher), induit des ovulations synchrones dans les jours qui suivent. Le contact avec les mâles produit, chez la femelle, un accroissement immédiat du nombre de prises de LH, qui conduisent à un pic préovulatoire et finalement à l'ovulation. La plupart des femelles ovulent dans les 50 heures qui suivent le premier contact avec les mâles. Ci-dessous, on trouvera quelques points importants concernant les composantes de cette réponse:
Réponse des femelles anovulatoires

L'olfaction est le moyen par lequel les femelles perçoivent la présence du mâle, puisque l'odeur du mâle seule est suffisante pour obtenir une réponse. Toutefois, d'autres sens sont également impliqués dans la réponse normale (le pourcentage de femelles qui répondent diminue dans le cas de l'emploi de l'odeur seule), et dans le cas de femelles dont le sens de l'odorat a été supprimé.

L'isolement et la caractérisation des substances phéromonales impliquées restent à réaliser.

L'«intensité» de la stimulation est importante. Une trop courte période de stimulation par les mâles (moins de 24 heures), l'utilisation d'un mâle stimulateur d'une trop faible activité sexuelle, la séparation des sexes par une clôture ou un couloir ainsi qu'un trop faible pourcentage de mâles stimulateurs, diminuent le pourcentage de femelles qui ovulent.

La «profondeur d'œstrus» est importante. Chez les femelles anovulatoires, la saison, le régime alimentaire et le stade physiologique sont capables de modifier la «profondeur de l'œstrus» et, par conséquent, de retarder l'ovulation induite ou de diminuer le pourcentage de femelles ovulant. Si l'œstrus est trop «profond», comme pendant le milieu de la saison d'œstrus chez les races saisonnées, l'effet mâle ne fonctionne pas et les femelles n'ovulent pas après l'introduction des mâles.

Événements postovulatoires et comportement d'œstrus

Pour quelques-unes des femelles, le corps jaune induit est normal et un cycle de durée normale (17 jours chez la brebis et 21 jours chez la chèvre) suit la première ovulation induite par le mâle. Pour les autres femelles, le corps jaune régresse prématurément après une brève sécrétion de progestérone et une seconde ovulation se produit environ six jours après la première. Cette seconde ovulation est suivie par un corps jaune de durée normale. La durée du cycle court (six à huit jours) est, de façon assez surprenante, constante d'une espèce à l'autre et, intra-espèce, d'une situation physiologique à l'autre. La «profondeur de l'œstrus» est susceptible de modifier le pourcentage de femelles qui manifestent un cycle court après la première ovulation induite par le mâle.

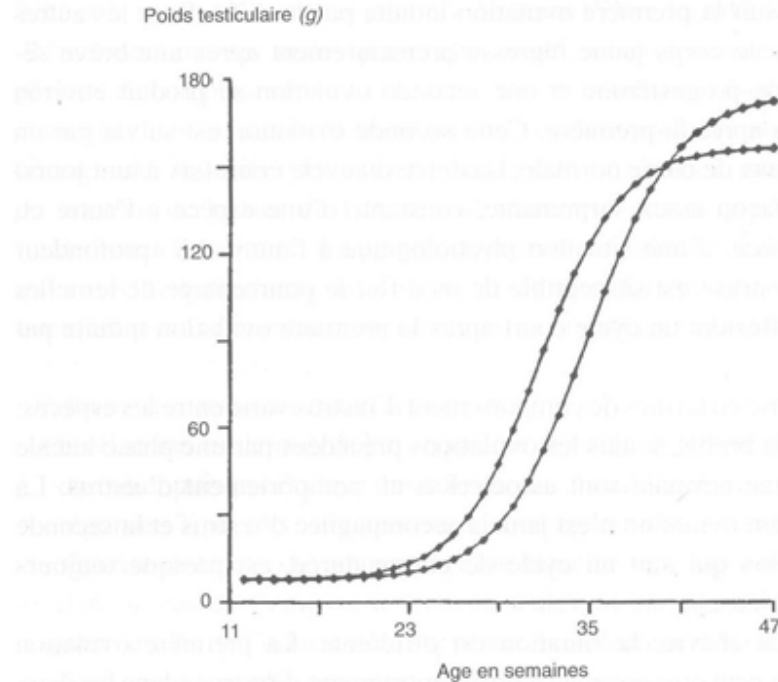
La réponse en termes de comportement d'œstrus varie entre les espèces:

- Chez la brebis, seules les ovulations précédées par une phase lutéale de durée normale sont associées à un comportement d'œstrus. La première ovulation n'est jamais accompagnée d'œstrus et la seconde ovulation qui suit un cycle de courte durée, est presque toujours «silencieuse».
- Chez la chèvre, la situation est différente. La première ovulation induite peut être associée à un comportement d'œstrus (dans les deux tiers des cas chez la chèvre créole de Guadeloupe), mais les ovulations suivantes sont presque toujours associées à un œstrus. Dans cette espèce, le pourcentage de femelles en œstrus à la première ovulation induite diminue lorsque la «profondeur de l'œstrus augmente».

Ces différentes observations conduisent à une meilleure compréhension des différents événements se produisant après l'introduction d'un mâle parmi un groupe de femelles anovulatoires (figure 38). Chez la brebis, la fertilité est correcte aux deux premiers pics de comportement d'œstrus qui se produisent 20 et 25 jours après l'introduction des béliers. Chez la chèvre, la fertilité est faible au premier œstrus à cause de la forte fréquence de cycles courts qui suivent la première ovulation induite. Comme la cyclicité

est, en général, rétablie lorsque l'ancœstrus n'est pas trop profond, les femelles luttées pendant 45 jours consécutifs ont une fertilité et une prolificité équivalant à celles des femelles déjà cycliques lors de l'introduction des boucs.

FIGURE 39 Deux exemples de l'évolution du poids testiculaire chez des béliers mérinos d'Arles au cours de leur première année d'âge



Source: Seck, 1987.

Le prétraitement des brebis et des chèvres avec un progestagène (progestérone ou FGA en une seule injection, ou sur une éponge vaginale) produit la disparition totale des cycles ovulatoires courts et augmente à près de 100 pour cent la fréquence des œstrus à la première ovulation induite. Ce traitement peut être utilisé pour induire l'œstrus chez des femelles qui doivent être inséminées artificiellement (voir Maîtrise de l'œstrus et de l'ovulation pour l'ia, chapitre 5).

L'«effet femelle». Beaucoup d'éleveurs de chèvres savent que l'apparition de l'œstrus chez quelques femelles du troupeau, peut provoquer le déclenchement d'un comportement sexuel, au moins chez quelques-unes des femelles restantes. Un tel «effet femelle» après synchronisation hormonale de quelques chèvres du troupeau a été décrit. Il n'a toutefois jamais été démontré clairement sur le plan expérimental. Chez la brebis, un effet d'entraînement des femelles en début de saison sexuelle, a été démontré.

Santé des animaux et production spermatique

Deux aspects différents des relations entre la santé des animaux et la production de sperme doivent être pris en considération.

Le premier concerne l'influence des maladies du reproducteur sur sa production spermatique ultérieure. Ainsi qu'il a été mentionné plus haut, une

infection provoquant une augmentation de la température corporelle du mâle entraînera généralement l'apparition de spermatozoïdes anormaux dans sa semence, dans les semaines qui suivent l'infection, même si la température corporelle a diminué depuis plusieurs jours. Il est, par conséquent, vivement recommandé de suivre avec soin l'état sanitaire général de chaque reproducteur et de mesurer sa température rectale aussitôt qu'un doute survient. Quand celle-ci dépasse 39,5°C, on peut s'attendre que des spermatozoïdes anormaux apparaissent dans les semaines suivantes. Des infections peuvent également passer inaperçues par les personnes chargées des soins aux animaux; un examen régulier de la qualité de la semence (deux fois par mois, par exemple) est donc recommandé pour l'ensemble des reproducteurs, afin d'identifier ceux qui pourraient manifester une proportion élevée de spermatozoïdes anormaux dans leur semence.

Le second aspect à considérer concerne la possibilité qu'ont les reproducteurs mâles de transmettre des maladies infectieuses, par leur semence, aux femelles inséminées dans les troupeaux de production. Les agents infectieux de beaucoup de maladies sont présents dans la semence au moment du maximum de l'infection, tels que ceux de la Blue-Tongue, du CAEV, de l'IBR-IPV, de la paratuberculose, de la listériose, de la brucellose, de la salmonellose, de la pasteurellose, de la toxoplasmose, de la leptospyrose, de la chlamydie, de la mycoplasmosse et certainement de beaucoup d'autres inconnues à ce jour. *Trichomonas* a également été identifié à plusieurs reprises dans la semence de bouc. Cela ne veut cependant pas dire que des animaux ayant été infectés, mais ne se trouvant plus au pic de l'infection, continuent d'excréter des germes dans leur semence. Le seul moyen sûr de ne pas transmettre d'agent infectieux par la semence reste toutefois, celui de s'assurer que les mâles producteurs sont indemnes de toute maladie contagieuse. Il est, par conséquent, très important de maintenir le troupeau de reproducteurs strictement hors du contact des animaux susceptibles d'être infectés. De plus, des contrôles sérologiques de routine doivent être effectués régulièrement pour les maladies existant dans l'aire de production (voir Bâtiments, logement et conduite des animaux, chapitre 3).

STADE PHYSIOLOGIQUE DES ANIMAUX

Puberté, âge des animaux

La puberté peut être définie comme l'âge et le poids auxquels les animaux sont capables de se reproduire: dans le cas des mâles lorsqu'ils sont capables de féconder une femelle après saillie (puberté mâle) et dans le cas des femelles, lorsqu'elles sont fécondées lors de l'œstrus et capables de conduire une gestation jusqu'à son terme (puberté femelle). Dans les deux sexes, la puberté est, en général, précédée d'une période de quelques semaines, appelée période prépubère, pendant laquelle une stimulation externe peut provoquer l'apparition de la puberté.

Puberté chez le mâle. Dans les deux espèces considérées, le poids testiculaire à la naissance varie de 2 à 30 g et est constitué de tubes séminifères contenant les cellules de soutien (qui se développeront plus

tard en cellules de Sertoli) et de gonocytes (d'où partiront les divisions spermatogoniales). Après la période impubère (qui dure de quelques semaines à quelques mois selon les races, la saison de naissance et le régime alimentaire), caractérisée par une augmentation lente du poids testiculaire, les premiers cycles spermatogénétiques débutent pendant la phase de croissance rapide du testicule. Les premiers spermatozoïdes sont libérés dans la lumière des tubes pendant la phase de croissance rapide et la puberté (première éjaculation) est atteinte durant la fin de cette phase. La taille testiculaire peut être utilisée, intrarace, comme un prédicteur précis du début de la puberté. Après quoi, le testicule commence une troisième phase d'évolution, la deuxième période de croissance lente de son poids. Le poids testiculaire maximum est atteint pendant la deuxième année de vie et dépend du régime alimentaire et de la saison chez les races photopériodiques. Deux exemples d'évolution du poids testiculaire au cours de la première année de vie sont représentés à la figure 39.

Le développement anatomique des organes d'évacuation dépend directement de la sécrétion de testostérone par le testicule. Chez le mâle immature, le gland du pénis et l'appendice filiforme sont complètement adhérents au prépuce. Avec la croissance corporelle, un détachement progressif des adhésions est observé et le pénis devient libre, l'appendice filiforme en premier, puis le gland. Lorsque les testicules sont d'une taille développée, le pénis est libre dans le prépuce et peut sortir de celui-ci. Les premières manifestations de comportement sexuel, incluant des montes orientées préférentiellement vers les femelles, apparaissent dès l'âge de quelques jours chez les jeunes mâles. Toutefois, cette activité de «jeu sexuel» n'a aucun rapport avec la puberté qui se manifeste vers l'âge de quatre à six semaines, ni avec le futur comportement sexuel du reproducteur adulte. Les premiers signes de la puberté (achèvement de la spermatogénèse, présence de spermatozoïdes dans l'épididyme) apparaissent généralement à environ 30 à 40 pour cent du poids adulte, mais la puberté «comportementale» (séquences organisées conduisant à des accouplements, au lieu du «jeu sexuel» de l'enfance) n'est atteinte que vers 40 à 50 pour cent du poids adulte.

Une fois que la puberté «comportementale» s'est manifestée, la semence peut être collectée à l'aide d'un vagin artificiel. Les premiers éjaculats collectés sont, toutefois, loins d'être normaux et ne sont en général pas utilisables pour l'ia. La concentration spermatique est faible, beaucoup de spermatozoïdes sont morts et/ou anormaux, et la motilité des quelques cellules vivantes qui restent est faible. Il est alors nécessaire d'attendre quelques semaines supplémentaires (trois à 10) jusqu'à ce qu'un accroissement de la quantité et de la qualité des spermatozoïdes éjaculés soit observé.

Il existe une variation importante entre races, quant à l'âge et le poids vif auxquels la puberté est atteinte.

Puberté chez la femelle

Espèce ovine. Chez l'agnelle, une première ovulation silencieuse suivie par un corps jaune de courte durée se produit généralement à la puberté. Le premier comportement d'œstrus n'est observé que lorsqu'il y a eu, au préalable, une phase lutéale de durée normale. Par conséquent, les événements observés chez l'agnelle se produisent, habituellement, dans l'ordre suivant: première ovulation silencieuse suivie d'un corps jaune de

courte durée; deuxième ovulation silencieuse suivie d'un corps jaune de durée normale; et troisième ovulation associée à un comportement d'œstrus et suivie d'un corps jaune de durée normale.

Pendant la première saison sexuelle de la femelle, la durée moyenne des œstrus est plus courte que celle des brebis adultes, ce qui peut sans doute être attribué à la fois à la plus faible sensibilité du système nerveux central à l'œstradiol 17 β et à la plus faible sécrétion de celui-ci par l'ovaire. Cette diminution de la durée du comportement d'œstrus est probablement responsable, partiellement en lutte naturelle de la plus faible fertilité des agnelles par rapport à celle des adultes.

Espèce caprine. Dans cette espèce, une situation différente est souvent observée: un ou plusieurs œstrus peuvent apparaître sans ovulation associée, puis suivent œstrus et ovulation. En effet, puisque la chèvre, au contraire de la brebis, n'a pas besoin de recevoir une imprégnation par la progestérone avant l'œstradiol 17 β pour le déclenchement du comportement d'œstrus, la sécrétion précoce d'œstradiol 17 β provenant des premiers follicules en développement suffit pour provoquer l'apparition de l'œstrus. Il est possible toutefois, les relations entre ovaire et système nerveux central n'étant pas complètement établies, que l'ovulation ne se produise pas après la première vague de croissance folliculaire.

Dans les deux espèces, le début de la puberté dépend à la fois de l'âge et du poids vif. Les femelles sont pubères à un âge défini, seulement si elles ont atteint un développement corporel suffisant. De la même façon, les femelles deviennent pubères à un poids vif défini et à condition qu'elles aient un certain âge. Le poids vif auquel la puberté est atteinte est, en général, 40 à 60 pour cent du poids adulte, l'âge se situant alors entre cinq et 18 mois. Chez les races saisonnées, les animaux ne deviennent pubères que pendant la saison sexuelle et, par conséquent, l'âge et le poids à la puberté dépendent étroitement de la date de naissance dans l'année. Dans ces races, les femelles nées en hiver/début du printemps atteindront la puberté à l'automne/hiver suivants, uniquement si elles ont un développement corporel suffisant (c'est-à-dire si elles ont été alimentées correctement), sinon, elles devront attendre jusqu'à la saison sexuelle suivante et n'atteindront la puberté qu'à 18 mois. Le faible développement du tractus génital chez les animaux nullipares peut expliquer les résultats de fertilité peu satisfaisants lorsque les femelles sont mises en lutte trop tôt. Pour ces raisons il n'est pas recommandé de mettre à la reproduction les jeunes femelles avant qu'elles n'aient atteint 50 à 60 pour cent du poids vif des femelles adultes.

Activité sexuelle post-partum

Dans les deux espèces, la mise bas est suivie d'une période de repos sexuel pour deux raisons d'origine interne. La première est le temps nécessaire à l'involution utérine. La seconde est l'inactivité de l'ovaire, essentiellement d'origine centrale puisque celui-ci n'est pas suffisamment stimulé par les hormones gonadotropes.

Des stimulations externes peuvent également retarder la reprise de l'activité sexuelle post-partum, comme la présence des jeunes, la lactation, le niveau alimentaire prépartum et post-partum et le moment de l'année où a lieu la

mise bas dans les races saisonnées. Dans ce dernier cas, comme pour la puberté, il existe une relation étroite entre la date de parturition et l'intervalle qui sépare celle-ci de la première ovulation ou du premier œstrus. Lorsque la mise bas a lieu quelques semaines avant ou pendant la première moitié de la saison sexuelle, le premier œstrus et/ou la première ovulation se produisent rapidement (30 à 60 jours plus tard); en revanche, les femelles qui agnèlent ou chevrotent pendant la deuxième moitié de la saison sexuelle ou pendant la saison d'anoœstrus, attendent la saison sexuelle suivante pour reprendre leur activité sexuelle post-partum.

L'interaction entre durée de l'anoœstrus post-partum et fertilité à l'ia est importante si les femelles sont synchronisées par traitement hormonal. La fertilité des femelles allaitantes ou en lactation, peu de temps après la parturition, est, en effet, toujours plus faible que celle des femelles sèches (voir Paramètres susceptibles de modifier les résultats d'ia, chapitre 6).

BASES GÉNÉTIQUES DES CARACTÉRISTIQUES ET PERFORMANCES DE REPRODUCTION

L'intérêt pour l'amélioration génétique des performances de reproduction est la plupart du temps centré sur la taille de portée, la puberté, l'intervalle post-partum, la durée de la saison sexuelle chez la femelle et les composantes de la production spermatique chez le mâle. Ces caractères, partiellement sous contrôle génétique, présentent une variabilité entre races et également intrarace. Il y a donc au moins deux méthodes potentiellement disponibles pour les améliorer: utiliser les ressources raciales pour le croisement et le développement d'une nouvelle lignée ou sélectionner en race pure. Une mention spéciale doit être faite pour la prolificité qui peut être contrôlée par un gène majeur (comme le gène «F» Booroola). L'introduction de ce gène dans une race par des croisements répétés avec des animaux porteurs est un autre moyen d'améliorer la prolificité.

Bases génétiques des caractères femelle

Taille de portée. C'est un des caractères de reproduction qui varie d'une race à l'autre. Dans l'espèce ovine, les brebis mérinos, Charmoise (France), Suffolk (Royaume-Uni), Barbarine (Tunisie), Serres (Grèce) sont des exemples de races caractérisées par une prolificité relativement basse (entre 1,0 et 1,5 agneau par mise bas), quelles que soient les conditions d'élevage. Au contraire, chez la brebis Romanov (Europe), la brebis Chios (Grèce), la brebis D'Man (Maroc), la brebis Finnoise (Europe du Nord), connues comme des races prolifiques, la taille moyenne de portée est en général comprise entre 2,5 et 3,5 agneaux par mise bas. Quelques femelles donnent naissance à des quadruplés ou des quintuplés, quelquefois plus. Entre ces deux groupes extrêmes de brebis, les prolifiques et les non prolifiques, sont situés tous les autres génotypes qui donnent naissance en moyenne à 1,5-2,5 agneaux par mise bas.

Dans l'espèce caprine il semble exister un plus faible nombre de races prolifiques et la taille de portée des races prolifiques apparaît plus faible que celle des brebis. La plupart des races de chèvres ont une prolificité comprise entre 1,5 et 2,5 chevreaux par mise bas. Les races non

saisonnées ont tendance à avoir une taille de portée supérieure aux races saisonnées. Les composantes de la prolificité (taux d'ovulation et mortalité embryonnaire) n'ont pas été étudiées de façon aussi approfondie que dans l'espèce ovine.

La répétabilité de la taille de portée est faible; ce caractère est modifié par l'environnement et, comme d'autres caractères qui lui sont proches, il a une faible héritabilité. D'une manière générale, les estimations de la répétabilité de la taille de portée chez la brebis sont voisines de 0,10. Toutefois, la variabilité phénotypique et le coefficient de variation sont relativement élevés, ce qui permet un taux annuel de réponse à la sélection comparable à d'autres caractères à forte héritabilité, comme le poids au sevrage. De plus, l'analyse des expériences de sélection en ferme démontre clairement que la sélection sur la prolificité est un objectif qui en vaut la peine.

A noter toutefois que la synchronisation hormonale de l'œstrus ne fait pas que modifier l'expression de la taille de portée. Les prolificités induite et naturelle sont deux caractères génétiques différents: l'héritabilité est un peu plus forte pour la prolificité induite et la corrélation génétique entre ces caractères est seulement de 0,40. Paradoxalement, ces dernières considérations empêchent les éleveurs qui veulent sélectionner directement sur la taille de la portée, d'utiliser la synchronisation hormonale de l'œstrus. Les variations de taille de portée entre les races dépendent du taux d'ovulation, du taux de fécondation et de la mortalité embryonnaire. De nombreuses études montrent que le taux d'ovulation est la composante principale de la taille de la portée. En effet, celui-ci représente la limite maximale de la prolificité; par ailleurs, les races prolifiques ont des taux d'ovulation élevés (plus de sept ovulations peuvent être observées). De plus, sa répétabilité et son héritabilité sont supérieures aux valeurs correspondantes pour la taille de la portée. Toutefois, aucun rapport n'a été publié, à notre connaissance, où une sélection sur le taux d'ovulation a entraîné une augmentation de la taille de la portée. La diminution de survie embryonnaire pour chaque corps jaune supplémentaire conduit au fait que la taille de portée maximale est située pour des taux d'ovulation intermédiaires. De surcroît, dans certaines situations, une variation génétique de survie embryonnaire contribue de façon importante à la prolificité; ainsi, les brebis Romanov ont une meilleure survie embryonnaire que les brebis finlandaises.

Découvert récemment en Australie, le gène mérinos Booroola (appelé aussi gène F, comme fécondité), est un gène à effet majeur qui agit sur le taux d'ovulation de la femelle. Les femelles porteuses homozygotes, qui ont deux copies du gène (FF), ont un taux d'ovulation moyen de 4,7 et une taille de portée de 2,8; les hétérozygotes porteuses, qui ont seulement une copie du gène (F+), ont un taux d'ovulation de 2,9 et une taille de portée de 2,4 et finalement, les homozygotes non porteuses (dans la race mérinos) qui n'ont pas le gène (++), ont un taux d'ovulation et une taille de portée d'environ 1,3. Une telle découverte a de profondes implications sur la stratégie utilisée pour augmenter la fécondité. La présence d'un gène à effet majeur, identique, dans d'autres races de brebis est également suspectée. Chez le mâle, le gène F n'est apparemment pas exprimé et le seul moyen, pour le moment, d'identifier les béliers porteurs est d'organiser un testage sur descendance.

Puberté et post-partum. Ainsi que nous l'avons vu précédemment, le début de la puberté ou l'âge au premier œstrus et le début de la saison sexuelle, chez les animaux saisonnés, sont étroitement liés. L'activité sexuelle des agnelles peut donc être un bon critère de sélection pour le saisonnement de l'adulte.

Entre races, l'âge à la puberté présente d'importantes variations: ainsi, en France, 88 pour cent des primipares Romanov mettent bas avant l'âge de 24 mois, par rapport à seulement 40 pour cent des Berrichonnes.

L'activité sexuelle post-partum hors-saison présente également un déterminisme génétique chez les races saisonnées et il existe une forte variabilité inter et intrarace dans la durée de l'ancœstrus post-partum, ce qui pourrait représenter un caractère à sélectionner.

Bases génétiques du saisonnement dans les deux sexes

Ainsi que cela a été dit, il existe une forte variabilité entre races dans la durée de la saison sexuelle. Chez les races saisonnées, il y a une forte relation (corrélation phénotypique de 0,36 à 0,80) entre la date du premier œstrus et la durée de la saison sexuelle ou le nombre d'œstrus par femelle. De plus, la date de premier œstrus est répétable et héritable. La sélection sur ce caractère se fait indirectement par les modes de conduite ou les rythmes de reproduction accélérés.

L'introduction dans les pays tempérés, de races non saisonnées venant des milieux tropicaux ou subtropicaux et conduits en race pure ou en croisement avec les races locales, pourrait être d'un intérêt certain pour accroître la fertilité à contre-saison. Néanmoins, les résultats sont toujours limités dans ce secteur et la fertilité hors-saison n'est pas perçue comme un caractère limitant. Dans ces circonstances, la sélection intrarace reste la plus intéressante.

Bases génétiques des caractères mâle

Comportement sexuel. Le comportement sexuel est un caractère important et complexe à considérer, bien qu'il n'existe que peu d'études sur les bases génétiques de celui-ci. Des différences raciales dans le nombre de saillies par mâle (plus faible en Mérinos qu'en Finnois) ainsi que dans le temps de latence avant la collecte (les Texel réagissent plus vite que les Dorset) ont été rapportées. D'importantes variations intrarace existent également pour ce caractère qui présente, en général, une bonne répétabilité. Des héritabilités voisines de 0,30 ont été rapportées pour la capacité de saillie des béliers en lutte naturelle.

Qualité de la semence. Des différences raciales ont été mises en évidence pour la plupart des caractéristiques spermatiques (volume et concentration en spermatozoïdes de l'éjaculat, anomalies spermatiques, pourcentage de cellules vivantes) et pour la production spermatique quotidienne. Par exemple, les béliers Ile-de-France ont une production spermatique plus élevée que les béliers Romanov. Ce résultat n'est pas surprenant puisque les spermatozoïdes sont issus des spermatides rondes et que les béliers Ile-de-France ont, à 13 mois, plus de spermatides rondes que les béliers Romanov.

Il existe aussi des variations importantes entre mâles dans le pourcentage de spermatozoïdes anormaux. Au printemps, dans les races saisonnées d'ovins, quelques mâles produisent un pourcentage élevé de spermatozoïdes anormaux (proche de 100 pour cent), alors que d'autres restent à de faibles valeurs (moins de 15 pour cent). Toutefois, ces différences n'existent plus chez les mêmes mâles quand ils sont collectés pendant la saison sexuelle, à l'automne. Cette caractéristique de «photosensibilité» est répétable pour les mêmes mâles d'une année sur l'autre, et la sélection d'animaux produisant une semence de bonne qualité au printemps est déjà effectuée sur cette base dans plusieurs centres d'ia. L'héritabilité de ce caractère semble assez élevée (0,42) alors qu'elle est faible pour le pourcentage de spermatozoïdes vivants.

Des variations individuelles dans le volume et la concentration spermatique de l'éjaculat sont également rapportées; l'héritabilité du volume est élevée (0,43) mais celle de la concentration spermatique est faible (0,07).

Taille testiculaire. Beaucoup d'études ont porté sur les variations génétiques entre races concernant le développement testiculaire. Les races prolifiques d'ovins (Romanov, Finnoise, etc.) ont tendance à avoir un développement testiculaire plus précoce et plus rapide que les races non prolifiques (Ile-de-France, Dorset), mais les poids testiculaires adultes sont généralement plus élevés chez ces derniers. En dépit des effets marqués de la saison et du poids vif sur le poids testiculaire avant la puberté, les héritabilités sont assez élevées (0,15 à 0,50).

Corrélations entre les caractéristiques de reproduction et relations génétiques entre les caractères reproductifs mâle et femelle

Le sens des corrélations entre les différents paramètres de reproduction ne sont pas stricts d'une race à l'autre. Le saisonnement n'est pas toujours associé à la taille de portée de la même façon: la brebis Peule (Niger) n'est pas saisonnée et de prolificité moyenne, la D'Man (Maroc) n'est pas saisonnée et à forte prolificité, l'Ile-de-France est saisonnée et de faible prolificité et, finalement, la Romanov est saisonnée et très prolifique. Les caractéristiques de reproduction de ces différentes races sont généralement décrites dans leurs conditions d'élevage traditionnelles ou dans des conditions proches de la «normale» pour la race considérée. Toutefois, l'expression de ces caractères, même s'ils sont d'origine génétique, est susceptible de changer si les animaux sont transférés dans des conditions d'environnement très différentes. La forte taille de portée des races prolifiques, par exemple, peut être réduite considérablement si les femelles sont sous-alimentées ou soumises à un stress thermique (voir Effets de l'environnement thermique sur l'activité de reproduction, chapitre 2). Au contraire du taux d'ovulation et de la taille de portée, le nombre de cycles sexuels des races saisonnées n'est pas profondément affecté quand les animaux sont maintenus sous un régime alimentaire restrictif. Quand des animaux saisonnés sont transférés dans de basses latitudes, le saisonnement persiste ce qui indique que la commande de ce caractère est essentiellement d'origine génétique, bien que certaines perturbations des cycles soient observées.

La prolificité ne peut être mesurée que chez la femelle; la sélection sur ce caractère serait beaucoup plus efficace si un caractère corrélé, mesuré chez le mâle, pouvait être utilisé. Bien que plusieurs relations entre caractères mâle et femelle aient été analysées dans ce but, il n'existe pas de résultat net indiquant qu'une sélection sur un caractère mâle puisse produire un accroissement de la taille de portée. Il est rapporté toutefois, que la sélection sur la taille testiculaire, ajustée au poids vif, conduit à la sélection d'une puberté plus précoce chez la femelle. Le taux d'ovulation est également augmenté à poids vif constant, mais pas en valeur absolue. Une remarque particulière doit être faite, dans l'espèce caprine, concernant le caractère motte (sans cornes) et ses relations avec l'intersexualité. L'absence de cornes est due à un gène autosomal dominant «P». Par conséquent, trois génotypes et deux phénotypes sont rencontrés: les homozygotes PP et les hétérozygotes Pp qui sont mottes et les homozygotes récessifs pp qui sont cornus. A l'état homozygote, le gène P entraîne la masculinisation de toutes les femelles PP qui peuvent être mal formées à divers degrés, ce qui conduit à un pseudo-hermaphroditisme. Puisque toutes les femelles homozygotes mottes PP sont stériles, toutes les femelles qui se reproduisent sont soit mottes hétérozygotes Pp ou cornues pp. Tous les mâles cornus pp sont fertiles et les mâles mottes hétérozygotes Pp sont également fertiles. Au contraire, plus de la moitié des mâles mottes PP sont partiellement ou complètement stériles. Finalement, les mâles destinés à la reproduction doivent donc être choisis de préférence cornus et tous les mâles mottes issus de deux parents mottes doivent être écartés.

Deuxième partie

**Insémination artificielle des brebis
et des chèvres**

Chapitre 3

Conception et fonctionnement d'un centre d'IA

BÂTIMENTS, LOGEMENT ET CONDUITE DES ANIMAUX

Considérations générales

Un centre d'ia a plusieurs objectifs à atteindre et plusieurs contraintes à respecter pour obtenir la production de semence la plus élevée possible dans les meilleures conditions.

Ses principaux objectifs sont de:

- conduire, dans de bonnes conditions, l'élevage d'un groupe de mâles généralement d'une forte valeur génétique;
- produire, à partir de ces mâles améliorateurs, le nombre maximum de doses pour l'insémination des femelles;
- accroître l'efficacité des techniques employées pour augmenter les taux de fécondation et le nombre de femelles inséminées par mâle et par année;
- inséminer un nombre important de femelles et apporter, en même temps, une assistance technique aux éleveurs dans le contrôle de la reproduction de leurs femelles;
- assurer des périodes de formation et des visites à intervalles réguliers pour développer les techniques d'ia dans la zone considérée.

Les contraintes sont essentiellement d'ordre sanitaire, puisque les mâles viennent généralement des fermes de production ou de centres d'élevage, après un choix méticuleux de leurs origines et/ou de leurs performances individuelles. La conduite commune des mâles provenant d'endroits aussi différents génère souvent des problèmes sur le plan sanitaire. D'autres contraintes sont dues à la réglementation locale et aux normes imposées par l'administration.

Bâtiments

En tenant compte des objectifs généraux et des contraintes qui viennent d'être exposés, les différents bâtiments peuvent être organisés comme suit (figure 40):

Le centre doit être fermé par une clôture pour éviter l'entrée de toute personne non autorisée. A l'intérieur de cette zone contrôlée, une zone strictement contrôlée sur le plan sanitaire, doit être organisée. Cette zone doit être utilisée pour les bâtiments d'élevage des mâles d'une seule espèce de préférence (et de façon obligatoire dans la CEE après 1992). Elle s'ouvre à l'arrière, pour permettre le passage des services tels que la livraison des aliments et l'évacuation des fumiers.

En conséquence des facteurs qui gouvernent l'efficacité du comportement sexuel dans les deux espèces, les boxes doivent être construits pour loger de préférence individuellement les boucs (boxes de 1,80 x 1,80 m) et pour loger collectivement les béliers (boxes de 5,0 x 5,0 m pour 12 jeunes mâles et trois femelles ou 15 béliers adultes). Chacun de ces logements pourra être équipé partiellement ou totalement pour le contrôle automatique de la durée du jour (voir Manipulations des facteurs de l'environnement, chapitre 4). Si les températures estivales sont élevées dans la région (plus de 28-30°C), des systèmes de contrôle de la température et de la ventilation doivent être installés pour éviter les fortes températures ambiantes (voir Effets de l'environnement thermique sur l'activité de reproduction, chapitre 2).

Chaque installation, pour chaque espèce ouvre sur une pièce où la semence est collectée. Dans cette salle, sont stockés les différents équipements nécessaires à la collecte.

Pour chaque espèce, la température ambiante de la salle de collecte doit être maintenue à environ 20°C, puisque quelques étapes de la manipulation de la semence se font à cette température.

La salle de collecte donne, après passage dans un pédiluve désinfectant, sur le laboratoire où la semence sera traitée, éventuellement congelée et stockée (ce stockage devant se faire dans une pièce séparée selon la réglementation CEE). Les laboratoires sont aménagés avec tous les équipements nécessaires, tels que microscope, bain-marie, etc. Le laboratoire doit aussi inclure une chambre froide, ou une vitrine réfrigérée, pour la manipulation de la semence et pour la préparation des paillettes à congeler.

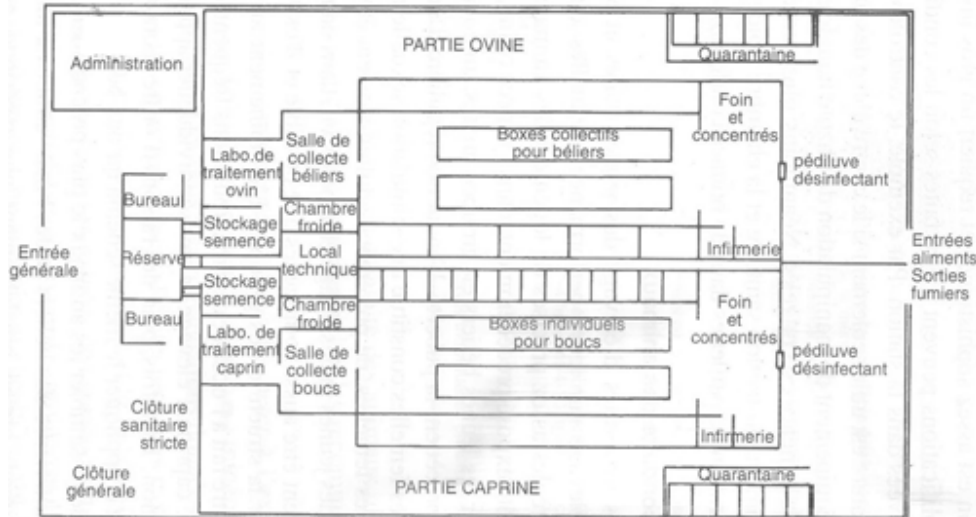


FIGURE 40 Un exemple d'organisation d'un centre d'ia ovine et caprin
Finalement, des bureaux et des pièces administratives doivent être prévus, si nécessaire.

L'exemple d'une telle station est représenté à la figure 40. Toutefois une telle installation est assez sophistiquée et requiert un gros investissement. Plusieurs simplifications peuvent y être faites selon les conditions locales et les races élevées dans la station. Par exemple, le contrôle de la lumière et de la température est utile seulement si le centre élève des mâles de races saisonnées. L'équipement de manipulation de l'azote liquide est nécessaire

uniquement si la semence est congelée. Néanmoins, plusieurs éléments sont essentiels, comme la protection sanitaire et la chambre froide (+4/+15°C) utile à la préparation de paillettes dans de bonnes conditions.

Logement et conduite des animaux

Logement. Les nécessités d'élevage des jeunes mâles et les effets des conditions d'élevage sur leurs performances sexuelles ultérieures ont conduit à des règles assez précises de logement des animaux. Ainsi qu'il a été exposé précédemment, dans l'espèce ovine, il est recommandé d'élever les jeunes béliers en groupes mixtes, au cours des deux à trois mois qui précèdent la puberté. L'induction régulière d'une réceptivité sexuelle chez les femelles constitue une stimulation sexuelle bénéfique des jeunes mâles; les femelles, de préférence adultes, doivent être d'une taille ajustée à celle des jeunes mâles. L'âge et le poids vif, dans un même groupe de mâles, doivent être aussi homogènes que possible et il est préférable de ne pas changer la structure des groupes. L'entraînement au contact avec l'homme doit être fait à l'occasion de manipulations fréquentes par celui-ci.

Dans l'espèce caprine, l'élevage en cases individuelles apparaît comme la meilleure solution. Toutefois, pour des raisons d'ordre économique, il peut être intéressant d'appliquer le même schéma qu'aux béliers. Dans ce cas, il est important de rassembler les animaux le plus précocement possible.

La conduite ultérieure des béliers et des boucs adultes a moins d'importance si les animaux ont eu, préalablement, une expérience sexuelle. Il est toutefois recommandé de conduire les boucs en cases individuelles pour éviter les combats et les blessures dues aux coups de cornes. Un résumé des meilleures conditions d'élevage est donné au tableau 9.

TABLEAU 9

Conditions d'élevage propices à un bon démarrage de l'activité de comportement sexuel chez les mâles des petits ruminants

Age (mois)	Stade	Conditions d'élevage
Béliers		
0	Naissance	Présence préférable (mais non nécessaire) de la mère
3	Sevrage	Présence indispensable de femelles adultes (ayant une expérience sexuelle); 1 femelle/4 mâles. Induction de réceptivité sexuelle
6-7	Puberté	

9-10	1 ^{re} utilisation	
≥18		Présence de femelles non indispensable
Boucs		
0	Naissance	
3-4	Sevrage	Rassemblement précoce; présence de femelles (1-4 femelles/4-10 mâles), ou cases individuelles
6-7	Puberté	
9-10	1 ^{re} utilisation	
	Après la 1 ^{re} utilisation	Cases individuelles préférables

Conduite. Dans les conditions de conduite des animaux, deux points importants concernant le système nutritionnel et les recommandations sanitaires doivent être considérés.

Un centre d'ia est généralement obligé d'acheter à l'extérieur ses ressources telles que le foin, le concentré et les sels minéraux. Le régime alimentaire doit être adapté aux recommandations données pour la race et il faut s'efforcer tout particulièrement d'éviter les carences qui peuvent être dépressives pour la production spermatique et la fertilité (voir Effets des régimes alimentaires sur les performances de reproduction, chapitre 2). La qualité du foin est essentielle afin d'éviter les problèmes liés à la surconsommation de concentrés. Une attention particulière doit également être portée aux problèmes d'urolithiase (cristaux dans l'urètre) qui peut être une cause d'élimination des mâles. Pour éviter ce problème, il est recommandé d'ajouter du chlorure d'ammonium au complément minéral au taux de 24 g par tête et par jour chez les jeunes mâles et de 6 g par tête et par jour chez les adultes.

Les recommandations sanitaires, en plus des recommandations légales qui sont obligatoires, peuvent être divisées en deux parties: détection des maladies éventuelles dans les troupeaux où les mâles sont achetés afin d'éviter l'entrée dans le centre d'animaux porteurs de maladies, et contrôles sanitaires réguliers dans le troupeau du centre. Le premier point peut être résolu par une bonne connaissance des problèmes sanitaires existant dans les troupeaux d'origine et par des tests sérologiques concernant les principales maladies connues dans le pays. Ces tests sont généralement réalisés sur un échantillon représentatif des animaux du troupeau, y compris la mère du mâle et le mâle lui-même s'il est adulte. Le second point peut être résolu par des tests sérologiques réguliers (annuels ou bisannuels) sur l'ensemble du troupeau de mâles, et par un contrôle strict de la circulation des animaux et des personnes sur le centre. Si possible, les personnes chargées de l'ia dans les fermes de production, ne doivent pas être les mêmes que celles responsables des mâles et des opérations de collecte et de traitement de la semence. Une quarantaine stricte doit également être appliquée aux mâles entrant dans le centre afin de limiter les risques de propagation de maladies extérieures.

ÉQUIPEMENTS ET PRODUITS

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

Equipements

Etuve pour chauffage des vagins artificiels à 43-45°C, cette température devant être vérifiée à l'aide d'un thermomètre supplémentaire

Etuve pour les tubes en verre et le petit matériel de collecte (dont la température est également vérifiée)

Centrifugeuse pour les tubes de collecte, utilisée lors du «lavage» de la semence caprine

Réfrigérateur (+4°C) pour la salle de collecte (caprins)

Deux microscopes: l'un très simple, à faible grossissement (80 à 100 fois) pour examen rapide de la semence; l'autre plus élaboré équipé d'une platine à déplacement croisé, d'une platine chauffante permettant l'observation, soit en lumière directe, soit en contraste de phase, avec les objectifs correspondants 10, 20 et 40 permettant un grossissement de 300 à 400 fois

Platine chauffante (35-40°C)

Spectrophotomètre pour la mesure de la concentration spermatique

PH-mètre pour la mesure du pH du colorant utilisé pour la détection des spermatozoïdes morts et anormaux et du pH de la solution de lavage (caprins)

Compteurs manuels pour les comptages de spermatozoïdes; six sur un compteur multiple, si le pourcentage de spermatozoïdes anormaux dans chaque classe doit être déterminé

Deux bains-marie, un pour la salle de collecte et un pour le laboratoire

Platine magnétique avec barreaux aimantés pour la préparation des dilueurs et de la solution de lavage

Equipement de déminéralisation pour produire de l'eau déminéralisée

Equipement pour produire de l'eau bidistillée

Vitrine réfrigérante pour la manipulation et le conditionnement de la semence lorsqu'une chambre froide n'est pas disponible

Assortiment de thermomètres à bulbe de différentes tailles pour mesurer la température de l'eau dans le vagin artificiel, celle de la platine chauffante du microscope, de l'eau autour des tubes de semence lors du refroidissement de celle-ci, des dilueurs et de la solution de lavage lors de leur préparation et de leur utilisation, etc. Quelques thermomètres doivent avoir des plages de mesure de 0 à 120°C, d'autres de 0 à 50°C

Pipette réglable pour les dilutions de 1 à 5 ml avec cônes

Pipette réglable pour les dilutions de 5 à 50 ul avec cônes

Balance de précision pour peser les produits nécessaires à la préparation des dilueurs et de la solution de lavage (précise au 1 mg)
Réservoirs à azote liquide pour la congélation (ouverture large) et le stockage (ouverture étroite) des paillettes
Supports pour la congélation des paillettes
Pincettes pour la manipulation des paillettes pendant les opérations de congélation et durant le stockage dans l'azote liquide

Produits

Matériel de contention pour collecte et l'ia (voir figure 41 et 68)

Produits pour la collecte et la manipulation de la semence:

Vagins artificiels fabriqués spécialement pour les ovins ou les caprins ou ceux utilisés pour les taureaux et qui ont été raccourcis à 12 cm de long. Le nombre de vagins doit correspondre au nombre quotidien de collectes
Gaines internes de caoutchouc
Cônes pour vagins artificiels
Protections en feutre pour les vagins artificiels
Tubes en verre coniques, gradués au 1/10^e de ml (vérifier les graduations des tubes, particulièrement les plus basses, en utilisant des volumes connus d'eau)
Bouchons pour tubes de collecte (en liège)
Verrerie de laboratoire de différentes sortes (éprouvettes, etc.)
Lames (26 x 67 mm) et lamelles (20 x 20 mm) pour examens microscopiques
Paillettes fines et moyennes (0,25 et 0,50 ml) de différentes couleurs
Machine pour l'identification indélébile des paillettes (identifications du centre et du mâle)
Poudres à sceller de différentes couleurs pour une identification rapide des paillettes
Récipients en plastique spéciaux de différentes tailles pour manipuler et stocker les paillettes dans l'azote liquide
Hématimètre pour le comptage des spermatozoïdes

Produits et réactifs pour les dilueurs et la solution de lavage:

Poudre de lait de vache écrémé
Glucose anhydre (D+)
Tri-citrate de sodium, 5,5 H₂O (Tri-Na citrate, 5,5 H₂O)
Chlorure de sodium (NaCl)
Chlorure de potassium (KCl)
Chlorure de calcium (CaCl₂)
Dihydrogénophosphate de potassium (KH₂PO₄, 12H₂O)
Sulfate de magnésium (MgSO₄, 7H₂O)
Dihydrogénophosphate de sodium (NaH₂PO₄)

Acide chlorhydrique 37 pour cent (HC1)
 Aldéhyde formique (solution aqueuse à 30 pour cent)
 Sulfamides (Exoseptoplix) •Antibiotiques (streptomycine et pénicilline)
 Eosine
 Nigrosine
 Glycérol (s'il y a congélation).

Tous ces produits doivent être de la meilleure qualité possible (pour analyse) afin de disposer de réactifs aussi purs que possible.

Produits hormonaux (en plus des traitements hormonaux de contrôle de l'œstrus chez les femelles à inséminer). Ces produits doivent être conservés et manipulés loin du laboratoire pour prévenir toute contamination:

Progestérone (dissoute dans l'huile), ou éponges vaginales contenant un progestagène, pour le prétraitement des brebis boute-en-train
 Benzoate d'œstradiol pour l'induction artificielle du comportement d'œstrus chez la brebis et la chèvre boute-en-train

Equipement et produits pour l'ia exocervicale:

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

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

Un ou deux chariots pour la contention des femelles
 Endoscope à vision directe (à 0° ou 30° d'angle de vue), de diamètre externe 6,5 mm (à 8 mm)
 Générateur de lumière froide à intensité variable
 Câble en fibre optique
 Canule trocart (7 mm de diamètre, pour guider l'endoscope) avec une voie pour le gaz ou l'air
 Valve trocart (5,5 ou 8 mm de diamètre) recevant l'équipement pour l'ia intra-utérine
 Bouteille sous pression (CO2 ou air) avec le détendeur approprié, ou une pompe avec filtre et connecteur à pied

Tube de connexion entre le détendeur ou la pompe et le trocart

•Pipettes en verre ou plastique pour l'ia intra-utérine (si la méthode australienne est utilisée)

Des «aspics», «fixtromp», «transcap» et «palpeur» (si la méthode française est utilisée)

Matériel et produits nécessaires à la petite chirurgie (bistouri, pincés, agrafes, etc.)

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

Chapitre 4

Collecte et conservation de la semence

Deux techniques peuvent être utilisées pour la collecte de la semence des mâles des petits ruminants. La première est la collecte à l'aide d'un vagin artificiel, la seconde est la collecte à l'aide d'un électroéjaculateur. Cette dernière technique a été employée dans le passé avec des succès inégaux; elle conduit à l'obtention de semence ayant des caractéristiques différentes de celle obtenue au vagin artificiel (le volume de plasma séminal est généralement plus élevé). De plus, cette technique paraît douloureuse pour les animaux. Pour ces raisons, seule la collecte de semence à l'aide du vagin artificiel sera décrite ici.

PRÉPARATION ET RÉALISATION DE LA COLLECTE DE SEMENCE AU VAGIN ARTIFICIEL

Entraînement des mâles

Mâles dont la semence n'a jamais été collectée. Cette opération nécessite un certain nombre d'heures de travail et beaucoup de patience. Il est préférable de la commencer pendant la saison où la motivation sexuelle est à son maximum (fin de l'été et automne chez les races saisonnées) ou, chez les jeunes animaux, dès qu'ils ont atteint la puberté. Il est très important que ce soit la personne chargée des futures collectes qui fasse ce travail. L'entraînement pour la collecte au vagin artificiel doit également être réalisé au même endroit où les animaux seront collectés ultérieurement. Dans l'espèce ovine, les mâles sont disposés dans une salle d'attente d'une surface d'environ 1 m par mâle. Ils sont ensuite introduits calmement, un par un ou deux par deux, dans la salle de collecte et mis en présence des brebis boute-en-train. Une des brebis est laissée libre et l'autre est immobilisée.

Dans l'espèce caprine, du fait que les mâles sont élevés dans des boxes individuels, ils sont mis un par un en présence de la femelle immobilisée. Il est très important d'avoir des femelles manifestant un comportement d'œstrus au moment de la collecte. Des femelles entières peuvent être utilisées, en œstrus naturel ou induit par traitement hormonal classique. Des femelles castrées peuvent également être utilisées. Un traitement hormonal artificiel doit donc être employé pour aboutir à l'obtention d'un comportement d'œstrus:

Chez la brebis: un prétraitement avec une injection quotidienne de 25 mg de progestérone pendant cinq jours consécutifs, puis un sixième jour avec seulement 10 mg, ou bien l'insertion d'une éponge vaginale contenant un progestagène pendant six jours. Ce prétraitement est suivi 48 heures plus tard d'une injection de 100 µg de benzoate d'œstradiol. Le comportement d'œstrus apparaît alors

16 à 36 heures après l'injection d'œstradiol. Le comportement d'œstrus peut être maintenu au moins un deuxième jour après la première induction par l'injection d'une seconde dose d'œstradiol, mais la réponse ultérieure à une troisième injection ou à des injections ultérieures est fortement réduite. Un nouveau prétraitement à la progestérone est alors nécessaire pour resensibiliser les brebis à l'action de l'œstradiol.

Chez la chèvre: même traitement, sans le prétraitement à la progestérone. Chez les femelles de cette espèce, le comportement d'œstrus peut être maintenu par des injections trois, deux, voire une seule fois par semaine, de 100 µg de benzoate d'œstradiol.

Plusieurs situations peuvent alors se présenter:

1. Si le mâle manifeste un des éléments caractéristiques de la séquence du comportement sexuel (voir Comportement sexuel du mâle, chapitre 1), tels que flairage, approches ritualisées ou monte, il est nécessaire que l'opérateur tente une approche. Celle-ci doit être faite calmement afin d'éviter un réflexe de crainte de l'animal. Si la motivation sexuelle du mâle est suffisante et que, en dépit de la présence humaine, celui-ci continue de chevaucher la femelle, le vagin artificiel peut être présenté dès que le mâle est dans une position adéquate pour l'accouplement. Deux situations peuvent alors survenir:

Le mâle éjacule immédiatement dans le vagin artificiel. Il acceptera de le faire à chaque sollicitation.

Le mâle, même s'il monte la femelle, redescend dès que la main de l'opérateur touche le prépuce pour dévier le pénis dans le vagin artificiel. Il est très important, à ce stade, que l'opérateur ne change pas sa position accroupie afin que le mâle ne puisse pas associer les deux événements. L'animal revient généralement de lui-même pour tenter à nouveau de monter la femelle. Durant ce second essai, il est possible que le mâle serve le vagin artificiel. S'il ne le fait pas, c'est que la peur de l'homme devient plus forte que la motivation sexuelle et la collecte de semence ne sera pas possible. Dans ce cas, il peut être utile que l'opérateur laisse le mâle effectuer la saillie de la femelle sans tentative de collecte et qu'en même temps, il le stimule de sa voix. Cette attitude risque toutefois d'inciter le mâle à renouveler ce type de comportement.

2. Chez quelques animaux peu motivés, le comportement sexuel se limite à une tentative d'accouplement. L'opérateur doit alors être prêt à effectuer la collecte à chaque tentative de l'animal. Il peut aussi recourir à d'autres moyens pour améliorer la situation: détacher la femelle et la faire passer devant le mâle, changer de femelle, encourager le mâle de la voix ou tourner la tête de la femelle vers l'arrière (voir Comportement sexuel de la femelle, chapitre 1). Dans ce cas, une telle sollicitation ne doit pas excéder cinq à 10 minutes. Il est préférable de répéter les contacts avec la femelle, puisque c'est en général dans les minutes qui suivent chaque contact que le comportement sexuel est déclenché.

Dans l'espèce caprine, les mâles présentent généralement un comportement sexuel plus rapide et plus spectaculaire que les béliers et sont souvent plus faciles à collecter.

3. Quelques animaux manifestent une inhibition dans leur comportement sexuel, soit à cause de la présence de l'homme, soit parce qu'ils sont homosexuels ou simplement «non actifs», soit enfin parce qu'ils ont un problème d'ordre sanitaire.

Inhibition due à la présence de l'homme. Le mouton est un animal craintif et grégaire qui, lorsqu'il est isolé de ses congénères, manifeste des réactions de crainte. Les mâles réagissant ainsi requièrent un entraînement spécial, en particulier pour les familiariser avec le son de la voix de l'opérateur et l'odeur de ses vêtements. Celui-ci doit éviter de porter des vêtements aux couleurs vives (blouse blanche de laboratoire, par exemple) et préférer des couleurs sombres (bleu ou noir). Un autre moyen intéressant, qui peut être employé avec succès dans le cas de mâles présentant un comportement sexuel déficient en dépit de conditions d'élevage optimales pendant la période prépubère, est de les utiliser en même temps que d'autres mâles pour détecter l'œstrus des femelles, pendant la saison sexuelle par exemple ou lors d'un œstrus induit. La manipulation fréquente des mâles ainsi que la présence répétée de femelles en œstrus sont susceptibles de déclencher l'activité sexuelle.

Chez les caprins, peu d'animaux manifestent une inhibition dans leur comportement sexuel en présence de l'homme. Lorsque cela arrive, les mêmes méthodes que chez les ovins peuvent être employées.

Inhibition due à l'homosexualité. Un faible pourcentage de mâles déclenchent leur comportement sexuel en présence d'autres mâles. Cela se produit plus particulièrement lorsque les mâles sont élevés en groupes sans femelles au cours des 2-3 mois qui précèdent la puberté (voir Effets de l'environnement social et des conditions d'élevage sur l'activité de reproduction, chapitre 2). Dans le cas de l'homosexualité, le meilleur moyen de collecter les mâles au vagin artificiel est d'utiliser un mâle boute-en-train, au lieu d'une femelle.

Béliers «non travailleurs». De tels animaux ne manifesteront aucune libido, même dans le cas de lutte naturelle dans un troupeau de femelles.

Inhibition due à des problèmes sanitaires. Une infection du prépuce et/ou du pénis est très douloureuse et peut empêcher la monte. Une inflammation des articulations peut également empêcher la saillie et toute infection générale est susceptible de diminuer la motivation sexuelle.

L'importance relative de ces différentes inhibitions varie en fonction de l'espèce et de la race, mais aussi en fonction de l'origine des mâles. Si des mâles adultes sont récupérés en ferme (à cause de leur valeur génétique, par exemple) pour être utilisés dans un centre d'IA, ils sont toujours plus difficiles à collecter que les mâles élevés dans de bonnes conditions au centre même. Par conséquent, il est préférable de choisir les jeunes mâles le plus tôt possible (au sevrage, par exemple), afin de leur procurer les conditions d'élevage adéquates (présence de femelles avant la puberté chez le bélier, isolement chez le bouc, bonnes conditions sanitaires et alimentaires et manipulation fréquente par l'homme).

Une autre technique susceptible d'être utilisée avec succès chez les jeunes mâles est de placer la femelle boute-en-train dans le box des mâles, tandis que l'opérateur se tient prêt avec le vagin artificiel. Cette technique de

collecte dans l'environnement habituel des animaux est efficace si elle est répétée jusqu'à ce qu'un nombre maximum de mâles deviennent actifs.

Mâles dont la semence a déjà été collectée auparavant. En général, les mâles déjà habitués ne manifestent pas de problèmes comportementaux, même après un repos sexuel de plusieurs mois, si la période de collecte de semence redémarre pendant la période d'activité sexuelle maximale (saison sexuelle annuelle chez les animaux saisonnés). Toutefois, si ce redémarrage se situe hors saison, une inhibition sexuelle peut se produire sur un faible nombre de mâles. Celle-ci est due à la saison et non à la peur de l'homme. Dans cette situation, il est nécessaire et généralement suffisant de stimuler le comportement sexuel de ces mâles en les mettant en présence de femelles en œstrus. Le meilleur moyen d'éviter tout problème avec les collectes de semence pendant la contre-saison est d'entraîner régulièrement les mâles à la collecte à des jours et heures fixes.

Collecte de semence sur des mâles entraînés

Espèce ovine

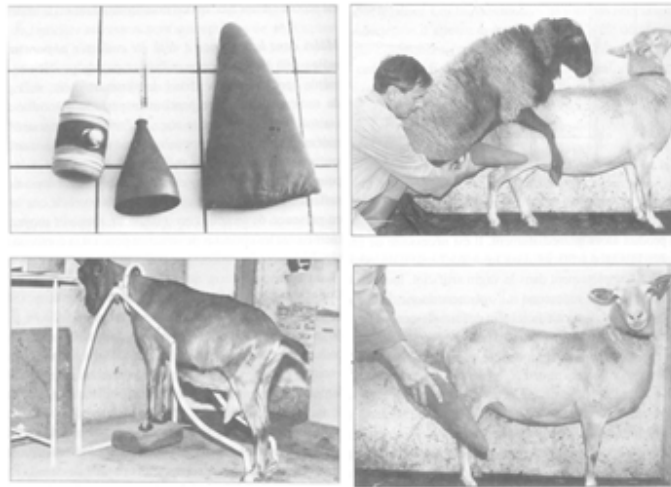
Organisation de la salle de collecte. Les mâles sont conduits à la salle de collecte et attachés au mur à l'aide d'une chaîne et d'un collier. Il doit y avoir le même nombre de points d'attache que de mâles à utiliser. Une femelle boute-en-train est alors immobilisée dans l'appareil de contention et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

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

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

Chaque mâle est détaché et laissé en contact avec la femelle boute-en-train. Un temps d'attente de cinq à six minutes avant l'éjaculation accroît la quantité et la qualité de semence (figure 42) mais, en pratique, elle est difficile à mettre en œuvre. Il peut être préférable de forcer le mâle à effectuer des fausses montes en lui permettant de monter sur la femelle et en le forçant à descendre avant l'éjaculation.

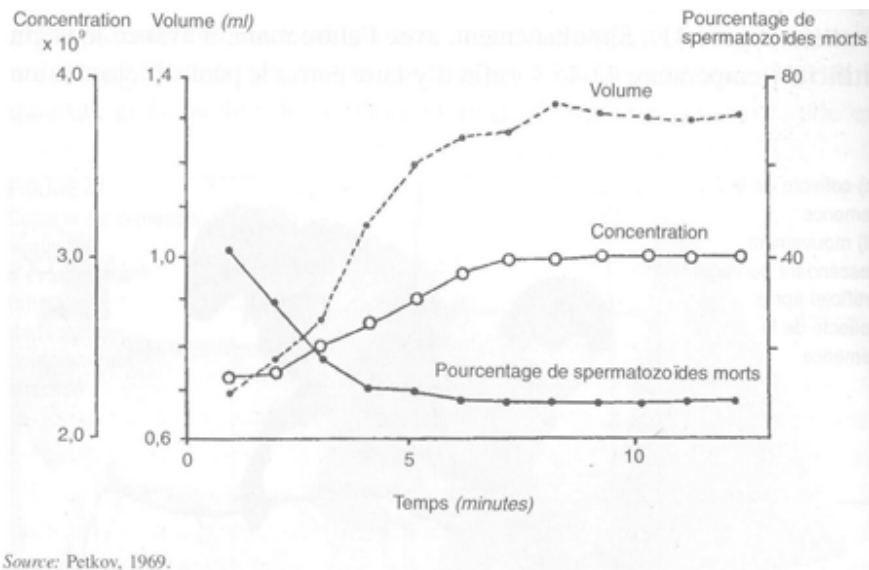
FIGURE 41 Collecte de semence: séquence d'événements (a)matériel (b)femelle boute-en-train attachée (c)collecte de la semence (d)mouvement descendant du vagin artificiel après collecte de la semence



Collecte de la semence. L'opérateur, un genou à terre à côté du mâle, dévie légèrement avec la main le pénis du bélier en le manipulant au niveau du fourreau (figure 41). Simultanément, avec l'autre main, il avance le vagin artificiel (température 42-45°C) afin d'y faire entrer le pénis. L'éjaculation se produit alors immédiatement. Il est nécessaire de prendre garde à bien placer le vagin artificiel dans le prolongement du pénis afin que celui-ci pénètre complètement dans le vagin artificiel. Immédiatement après l'éjaculation, le mâle redescend et l'opérateur donne deux ou trois mouvements énergiques au vagin artificiel afin de faire descendre l'éjaculat à l'extrémité du tube de collecte gradué. Il est particulièrement important que la semence reste le moins longtemps possible en contact avec le caoutchouc du cône.

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

FIGURE 42 Effets de l'augmentation du temps de latence avant l'éjaculation sur les caractéristiques de l'éjaculat chez le bélier



Source: Petkov, 1969.

Espèce caprine. L'organisation de la collecte de semence est assez différente pour les boucs, parce qu'ils sont conduits en cases individuelles, mais également parce que la semence non diluée apparaît plus fragile que dans l'espèce ovine.

Chaque bouc est conduit directement de son box jusqu'à la salle de collecte. L'opérateur s'agenouille à côté du mâle et effectue les mêmes manipulations que pour le bélier. Les fausses montes ne sont pas nécessaires et aucun effet positif du temps d'attente avant la collecte n'a été démontré. Les boucs peuvent, par conséquent, être collectés dès qu'ils entrent dans la salle de collecte. A cause de l'effet néfaste du plasma séminal, dans cette espèce, sur la survie *in vitro* des spermatozoïdes, il n'est pas recommandé d'attendre pour collecter un second éjaculat dans le même vagin artificiel. Immédiatement après la collecte, les mêmes procédures que pour le bélier doivent être appliquées afin de limiter le temps de contact de la semence avec le caoutchouc du cône. Une fois que la semence a été collectée, elle doit être traitée comme indiqué ci-après (échantillonnage pour motilité massale et concentration puis « lavage » immédiat pour séparation du plasma séminal).

CONTRÔLE DE LA QUANTITÉ ET DE LA QUALITÉ DE LA SEMENCE

Volume de l'éjaculat

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

Concentration de l'éjaculat

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

- appréciation visuelle directe de la consistance de l'éjaculat
- comptage exact avec un hématimètre
- mesure de la densité optique dans un spectrophotomètre.

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

Le comptage exact du nombre de spermatozoïdes dans un hématimètre est une technique précise si elle est effectuée soigneusement. Le principe de la mesure est le comptage du nombre exact de cellules spermatiques présentes dans un volume déterminé d'une solution de dilution connue. La plupart des hématimètres (figure 43) sont composés de deux grilles (A et B). Chacune est divisée en 16 grands carreaux, eux-mêmes divisés en 16 petits carreaux d'une surface de $1/400 \text{ mm}^2$ ($1/20 \times 1/20 \text{ mm}$). La distance entre la lame et la lamelle étant constante ($1/10 \text{ mm}$), le volume est de $1/4000 \text{ mm}^3$ pour un petit carreau. En comptant 10 grands carreaux par grille, le volume exploré est de $4/100 \text{ mm}^3$ ($16 \times 10 \times 1/4000$). Si la dilution initiale est de 0,01 ml de semence pure pour 4 ml de sérum physiologique formolé, soit $1/400$, la concentration réelle de l'éjaculat est la suivante:

$$\begin{aligned} & ((A + B)/2) \times (100/4) \times 400 = ((A + B)/2) \times 10^4 \text{ spz/mm}^3 \\ & \text{soit } ((A + B)/2) \times 10^7 \text{ spz/ml de semence pure.} \end{aligned}$$

Les différentes étapes à suivre pour un comptage à l'hématimètre sont les suivantes:

1. Prélever (précisément) 0,01 ml de semence pure et la diluer dans 4 ml (précisément) de sérum physiologique formolé (0,9 pour cent de chlorure de sodium; 0,1 pour cent de formaldéhyde dans de l'eau distillée), puis homogénéiser la solution.
2. Préparer l'hématimètre en pressant fortement la lamelle sur les côtés de la grille, après avoir nettoyé et séché soigneusement les surfaces

concernées. Cette manipulation permet de faire adhérer la lamelle à l'hématimètre (figure 43).

3. Avec une pipette Pasteur, rincée au préalable avec la solution contenant les spermatozoïdes, déposer une petite goutte de solution sans bulle d'air, en bordure de la lamelle. La gouttelette, par capillarité, se répartit alors entre lame et lamelle.

4. Laisser reposer quelques minutes afin que les spermatozoïdes se déposent sur le fond de la lame.

5. Placer avec soin l'hématimètre (veiller à le maintenir horizontal) sur la platine du microscope (équipée d'un mécanisme de précision permettant le déplacement dans deux directions), sous contraste de phase avec un grossissement de 200. Le champ du microscope couvre généralement la surface d'un grand carreau.

FIGURE 43 Hématimètre pour compter les spermatozoïdes: (a)matériel (b)mise en place de la lamelle (c)dépôt d'une goutte de semence diluée

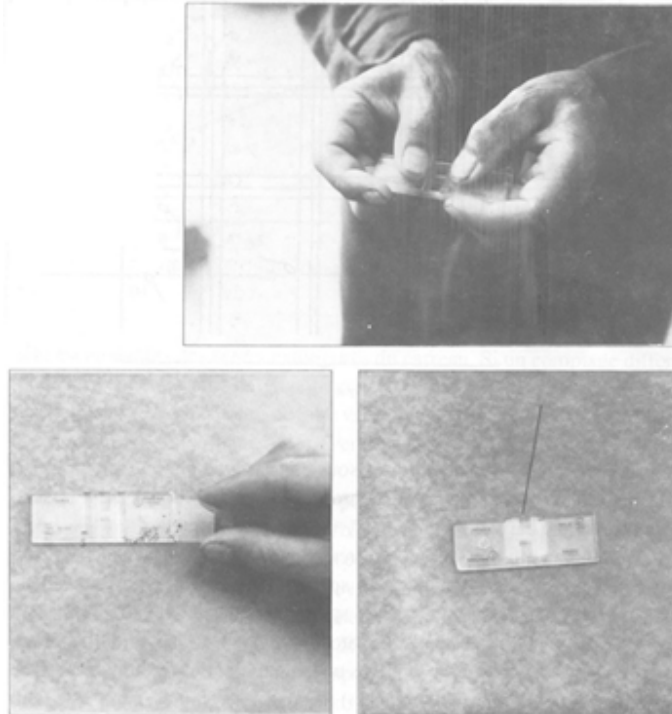
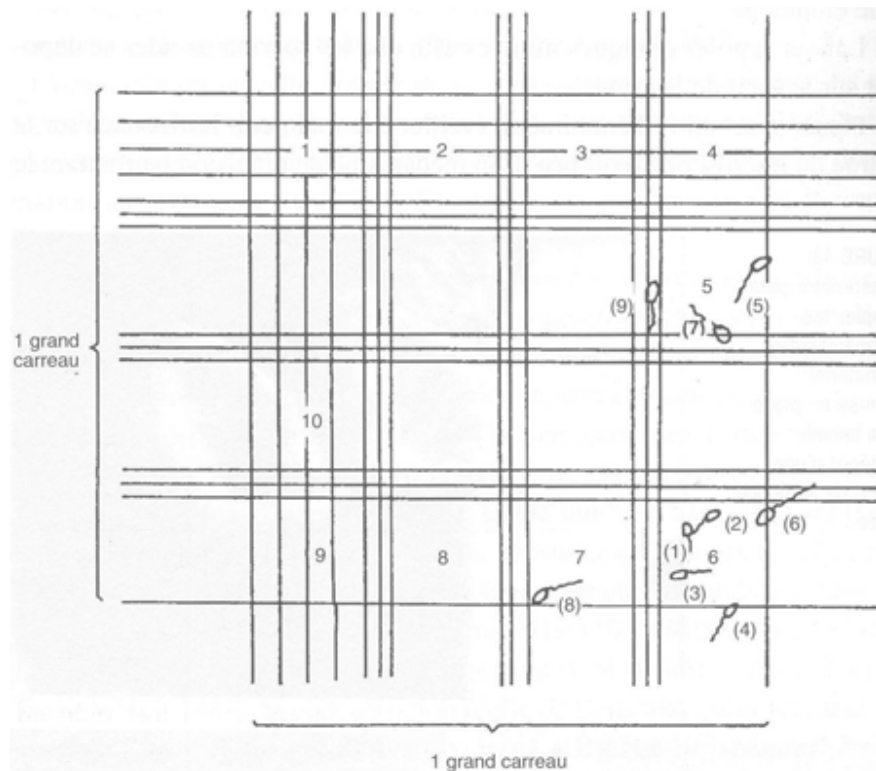
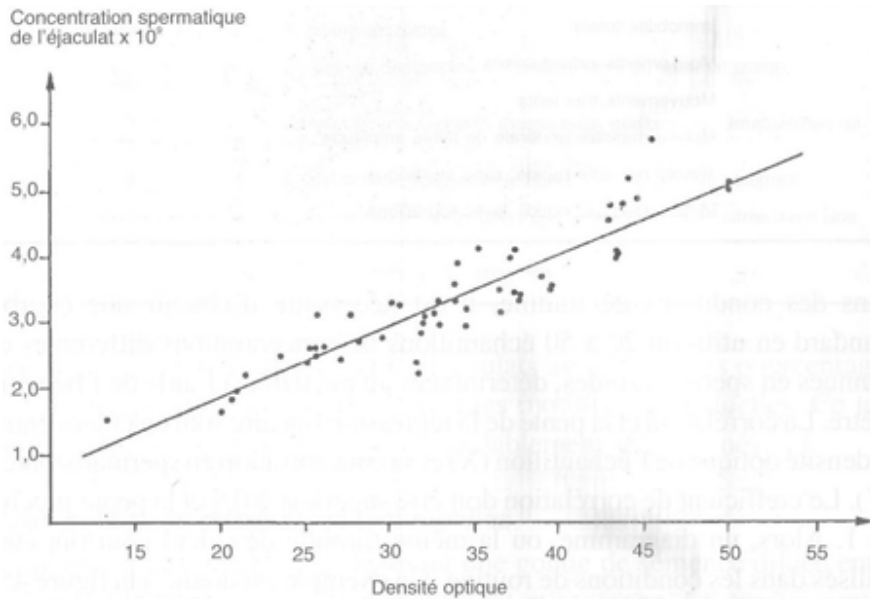


FIGURE 44 Comptage des spermatozoïdes dans un hématimètre



6. Compter au moins 10 grands carreaux par grille et trois à quatre grilles par éjaculat. Pour le comptage des spermatozoïdes, les règles suivantes peuvent être adoptées (figure 44): les spermatozoïdes n^{os} 1, 2, 3, 8, et 9 sont comptés dans le carreau; les spermatozoïdes n^{os} 4 et 6 («entrants») sont comptés, leur tête touche ou croise une ligne extérieure du carreau; les spermatozoïdes n^{os} 5 et 7 («sortants») ne sont pas comptés, parce que leur tête est en dehors des lignes extérieures du carreau. Si un comptage diffère de la moyenne par plus de 10 pour cent, il est nécessaire de recommencer le comptage. Ne pas omettre de faire varier la mise au point à chaque lecture pour repérer les spermatozoïdes éventuellement restés en suspension ou collés sous la lamelle.

FIGURE 45 Exemple de la relation entre la densité optique et la concentration en spermatozoïdes de l'éjaculat



Cette technique est la plus précise pour la détermination de la concentration spermatique. Elle requiert toutefois du temps et de la patience et ne peut donc pas être mise en œuvre dans les conditions de routine d'un centre d'iA.

L'utilisation d'un spectrophotomètre est la technique la plus efficace car elle allie rapidité et précision. Le principe général est de mesurer la densité optique (à une longueur d'ondes de 550 manomètres) de la solution saline formolée précédente, contenant les spermatozoïdes, et de la comparer à un blanc (ne contenant pas de spermatozoïdes). Avant d'utiliser cette technique dans des conditions de routine, il est nécessaire d'obtenir une courbe standard en utilisant 20 à 50 échantillons de concentrations différentes et connues en spermatozoïdes, déterminées au préalable à l'aide de l'hématimètre. La corrélation et la pente de la régression linéaire sont calculées entre la densité optique de l'échantillon (X) et sa concentration en spermatozoïdes (Y). Le coefficient de corrélation doit être supérieur à 0,9 et la pente proche de 1. Alors, un diagramme, ou la même formule de calcul pourront être utilisés dans les conditions de routine. Un exemple est donné à la figure 45. Chaque année une vérification (comparant les comptages à l'hématimètre et la densité optique) doit être faite pour prévenir toute dérive de l'instrument de mesure.

TABLEAU 10

Détermination de la note de motilité massale de la semence

Note	Aspects du mouvement
0	Immobilité totale
1	Mouvements individualisés
2	Mouvements très lents
3	Motilité massale générale de faible amplitude
4	Motilité massale rapide, sans tourbillons
5	Motilité massale rapide, avec tourbillons

Motilité massale

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

La mesure est faite en utilisant une échelle qui va de 0 (aucun mouvement) à cinq (mouvements forts), ainsi que cela est défini au tableau 10. Un entraînement est nécessaire avant d'aboutir à une mesure fiable de routine. Cette technique est suffisamment efficace pour détecter les éjaculats où les spermatozoïdes sont morts ou sont très peu mobiles; elle est toutefois trop imprécise pour différencier les éjaculats avec différents pourcentages de spermatozoïdes mobiles ou différentes motilités individuelles. Ce test peut être utilisé pour des mâles non préalablement sélectionnés.

TABLEAU 11 Détermination de la note de motilité individuelle des spermatozoïdes

Note	Motilité individuelle
0	Pas de déplacement des spermatozoïdes
1	Déplacement très lent ou pas de déplacement, tremblements du spermatozoïde, oscillations de la queue
2	Déplacement lent, tremblements, mouvements inorganisés, quelques spermatozoïdes se déplacent plus rapidement
3	Les spermatozoïdes effectuent des déplacements curvilinéaires sans tremblement
4	Déplacement rapide, quelques cellules avec une trajectoire rectiligne, d'autres avec une trajectoire courbe
5	Déplacement rectiligne et rapide des spermatozoïdes

Pourcentage de spermatozoïdes mobiles

Cette mesure est réalisée en déposant une goutte de semence diluée entre la lame et la lamelle et en l'examinant au microscope. Le grossissement est d'environ 200 et la platine chauffante est à 37-38°C. La dilution de la semence pour une observation correcte doit être comprise entre 60 et 200 x 10⁶ spermatozoïdes/ml. L'observateur décide, après l'examen successif de cinq champs d'une même préparation, d'une estimation visuelle du pourcentage de spermatozoïdes mobiles. Pour un observateur entraîné, cette mesure est assez répétable. Pour l'apprentissage et l'entraînement régulier, il est nécessaire de comparer cette estimation visuelle du pourcentage de spermatozoïdes mobiles avec le pourcentage exact de spermatozoïdes vivants donné par le test de coloration différentielle éosine/nigrosine. Pour un opérateur entraîné, la corrélation entre ces deux déterminations est généralement élevée (>0,90).

Motilité individuelle des spermatozoïdes

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

La mesure est réalisée en utilisant une échelle allant de 0 (aucun mouvement des spermatozoïdes) à 5 (spermatozoïdes «fléchants» avec un mouvement rectiligne). Cette estimation doit tenir compte de la vitesse de déplacement des spermatozoïdes, de la rectitude de celui-ci et de ses mouvements latéraux, comme il est indiqué au tableau 11. Un entraînement est également nécessaire mais, pour le moment, aucune méthode objective ne permet d'apporter des corrections. L'entraînement peut se faire en observant, dans différents échantillons, la diminution de la motilité au cours de tests de thermorésistance.

Les deux tests précédents sont suffisamment précis pour juger ou non si les éjaculats doivent être écartés sur la base de faibles pourcentages de spermatozoïdes mobiles ou de faible motilité. Ils sont généralement utilisés pour apprécier la qualité de la semence après congélation et dégel.

Toutefois, même s'ils sont liés à la fertilité de la semence, ils sont incapables de la prédire avec précision; d'autres tests sont donc nécessaires.

Mesure du pourcentage de spermatozoïdes vivants et des anomalies spermatiques

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

Chez le bélier, cette période de collecte fréquente de semence peut coïncider avec la fréquence maximale d'anomalies spermatiques (printemps pour les races saisonnées). Pour une bonne connaissance de la qualité de la semence, il est utile de déterminer le pourcentage de spermatozoïdes anormaux dans des échantillons de semence à deux semaines d'intervalle. La semence des reproducteurs potentiels ne doit pas contenir plus de 20 à 30 pour cent de spermatozoïdes morts (colorés) et pas plus de 15 à 20 pour cent de spermatozoïdes anormaux, dans le premier éjaculat d'une série.

Ces valeurs diminuent généralement avec le nombre de collectes:

Eosine (soluble dans l'eau)	1	g
Nigrosine (soluble dans l'eau)	2	g
Tri-Citrate de sodium, 5,5 H ₂ O	3,57	g
Eau distillée	100	ml

Préparation du colorant. Le colorant est composé de la manière suivante: après l'obtention d'une solution homogène, laisser reposer 24 heures, puis filtrer. Mesurer le pH de la solution et ajuster à environ 6,7-6,8, si nécessaire avec une solution d'acide citrique concentrée. La pression osmotique de la solution est d'environ 310 milliosmoles. La solution peut être conservée à +4°C, le pH étant contrôlé mensuellement.

Coloration de la semence et préparation des lames

Utiliser une lame correctement nettoyée et séchée sur une platine chauffante à +30°C.

Sur la partie gauche de la lame, déposer trois gouttes de 10 µl de colorant.

Ajouter une goutte de semence diluée (dilution 1 volume semence + 4 volumes dilueur; voir ci-après pour la composition des dilueurs) et mélanger avec le colorant pendant 10 secondes.

Laisser reposer le mélange pendant 50 secondes.

Étaler alors le mélange colorant + semence à l'aide d'une lamelle en un film aussi fin et régulier que possible (figure 46).

Identifier la lame avec le numéro du mâle et de l'éjaculat.

Conserver la préparation à sec dans une enceinte sèche (étuve à 30°C) ou dans une boîte à lame en plastique fermée et étanche, elle-même placée dans un sac en plastique scellé. Dans ces conditions, la préparation peut être conservée durant plusieurs mois sans altération.

Méthode de comptage des différentes classes de spermatozoïdes.

Placer la lame sur la platine chauffante du microscope (37-38°C pour éviter l'hydratation) et examiner, à la lumière directe, différents champs de la même préparation, jusqu'à un total d'au moins 150 spermatozoïdes. Cette procédure doit être répétée au moins une fois pour obtenir une mesure précise. Il est nécessaire de distinguer:

Les spermatozoïdes colorés: tout spermatozoïde coloré, en totalité ou en partie, en rose ou en rouge, est considéré comme mort au moment de la coloration. Ce nombre est utilisé pour le calcul du pourcentage de spermatozoïdes morts/vivants.

FIGURE 46 Préparation des frottis de semence colorés: (a)mélange des gouttes (b)étalement du mélange (début) (c)étalement du mélange (fin)

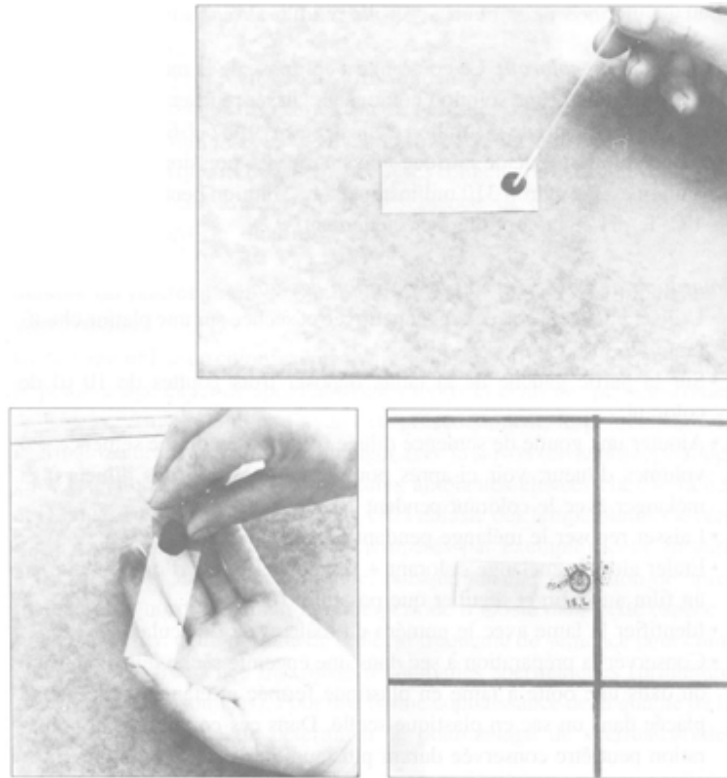
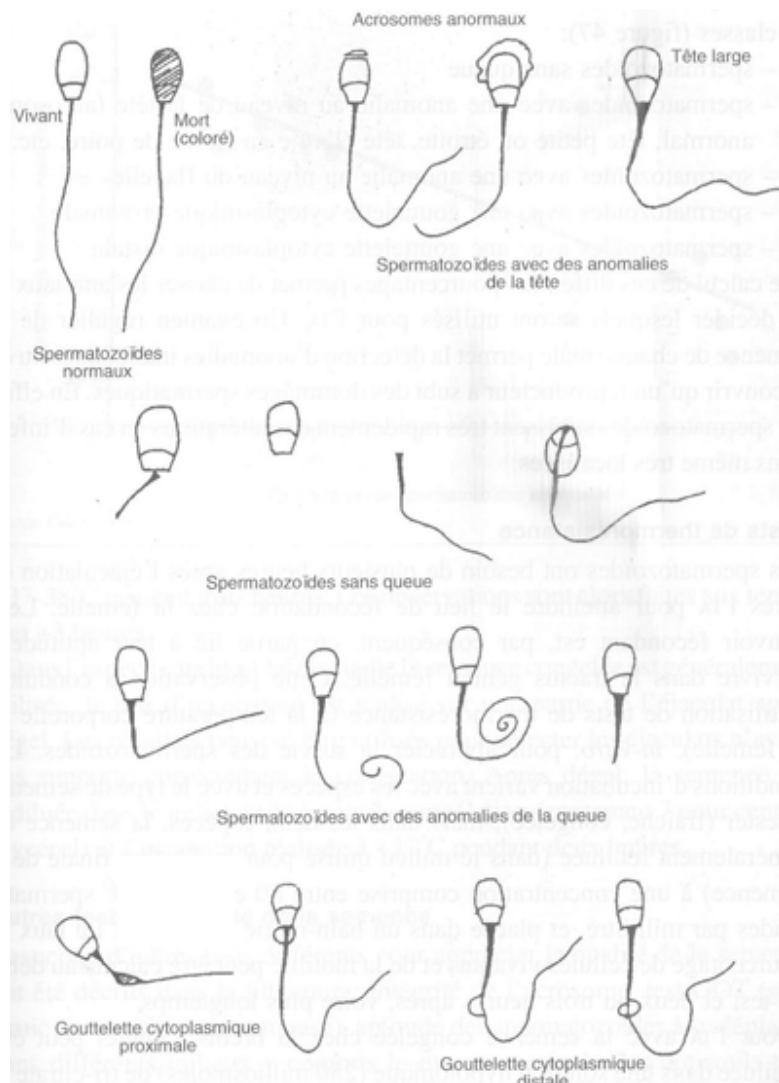


FIGURE 47 Classification des différentes anomalies spermatiques



Les spermatozoïdes anormaux qui peuvent être répartis en différentes classes (figure 47):

- spermatozoïdes sans queue
- spermatozoïdes avec une anomalie au niveau de la tête (acrosome anormal, tête petite ou étroite, tête élargie en forme de poire, etc.)
- spermatozoïdes avec une anomalie au niveau du flagelle
- spermatozoïdes avec une gouttelette cytoplasmique proximale
- spermatozoïdes avec une gouttelette cytoplasmique distale.

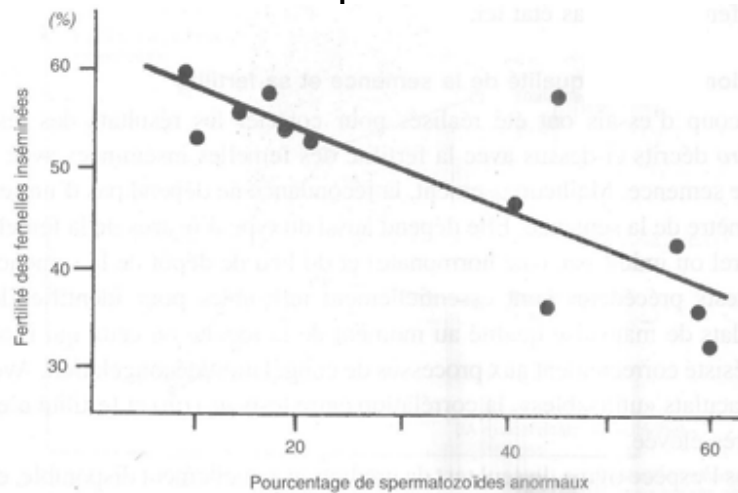
Le calcul de ces différents pourcentages permet de classer les animaux et de décider lesquels seront utilisés pour l'ia. Un examen régulier de la semence de chaque mâle permet la détection d'anomalies inattendues ou de découvrir qu'un reproducteur a subi des dommages spermatiques. En effet, les spermatozoïdes subissent très rapidement des altérations en cas d'infections même très localisées.

Tests de thermorésistance

Les spermatozoïdes ont besoin de plusieurs heures après l'éjaculation ou après l'ia pour atteindre le lieu de fécondation chez la femelle. Leur pouvoir fécondant est, par conséquent, en partie lié à leur aptitude à survivre dans le tractus génital femelle. Cette observation a conduit à l'utilisation de tests de thermorésistance (à la température corporelle de la femelle), *in vitro*, pour apprécier la survie des spermatozoïdes. Les conditions d'incubation varient avec les espèces et avec le type de semence à tester (fraîche, congelée), mais dans les deux espèces, la semence est généralement rediluée (dans le milieu utilisé pour la dilution finale de la semence) à une concentration comprise entre 80 et 300×10^6 spermatozoïdes par millilitre, et placée dans un bain-marie à $37-38^\circ\text{C}$. Le taux de pourcentage de cellules vivantes et de la motilité peut être calculé au début du test et deux ou trois heures après, voire plus longtemps.

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

FIGURE 48 Relation entre le pourcentage de spermatozoïdes anormaux et la fertilité des brebis inséminées avec de la semence liquide



Source: Colas, 1981.

Dans l'espèce caprine, chez laquelle la semence congelée est généralement utilisée, le test d'incubation est réalisé sur une partie de l'éjaculat après dégel. Les résultats peuvent être utilisés pour détecter les éjaculats n'ayant pas supporté correctement la congélation. Après dégel, la semence est rediluée dans le milieu utilisé pour la congélation (contenant 7 pour cent de glycérol) et l'incubation réalisée à $+37^\circ\text{C}$ pendant deux heures.

Autres tests de qualité de la semence

Beaucoup d'autres tests différents pour apprécier la qualité de la semence ont été décrits dans la littérature; intégrité de l'acrosome, test GOT (glutamic oxaloacetic transaminase), aptitude des spermatozoïdes à se

déplacer dans différents milieux y compris le mucus cervical. Des appareils très sophistiqués de mesure de la motilité de la semence ou du pourcentage de spermatozoïdes vivants, ou encore de paramètres composites de ces , caractéristiques, ont été décrits dans la littérature. Toutefois, aucun de ces tests n'est utilisé en routine dans une application commerciale et nous n'en ferons donc pas état ici.

Relations entre la qualité de la semence et sa fertilité

Beaucoup d'essais ont été réalisés pour corrélérer les résultats des tests *in vitro* décrits ci-dessus avec la fertilité des femelles inséminées avec la même semence. Malheureusement, la fécondance ne dépend pas d'un seul paramètre de la semence. Elle dépend aussi du type d'œstrus de la femelle (naturel ou induit par voie hormonale) et du lieu de dépôt de la semence. Les tests précédents sont essentiellement utilisables pour identifier les éjaculats de mauvaise qualité au moment de la récolte ou ceux qui n'ont pas résisté correctement aux processus de congélation/décongélation. Avec les éjaculats «utilisables», la corrélation entre tests *in vitro* et fertilité n'est pas très élevée.

Dans l'espèce ovine, le seul test de prédiction actuellement disponible, est le test morphologique (pourcentage de spermatozoïdes normaux ou anormaux). Après lutte naturelle ou après ia, les corrélations obtenues entre le pourcentage de spermatozoïdes normaux et la fertilité des femelles sont proches ou supérieures à 0,50 (figure 48). Après la congélation, le choix est réalisé en appréciant le pourcentage de spermatozoïdes anormaux et celui de cellules vivantes après dégel et incubation à 38°C (test de thermorésistance).

Dans l'espèce caprine, 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 utilisé et du lieu de dépôt de la semence (intra-utérine ou intracervicale; figure 49).

CONSERVATION DES SPERMATOZOÏDES

Un grand nombre d'IA pratiquées dans le monde, en particulier dans l'espèce ovine en Europe centrale et de l'Est, sont réalisées avec de la semence non diluée dans les minutes qui suivent la collecte, sans milieu de conservation. Cette méthode donne de bons résultats de fertilité, mais requiert la présence des mâles à proximité immédiate des femelles à inséminer. Dans un centre d'IA, la dilution de la semence est nécessaire.

FIGURE 49 Relation entre la fertilité des chèvres laitières, selon le type de traitement progestagène et le lieu d'IA, et la motilité des spermatozoïdes 120 minutes après dégel

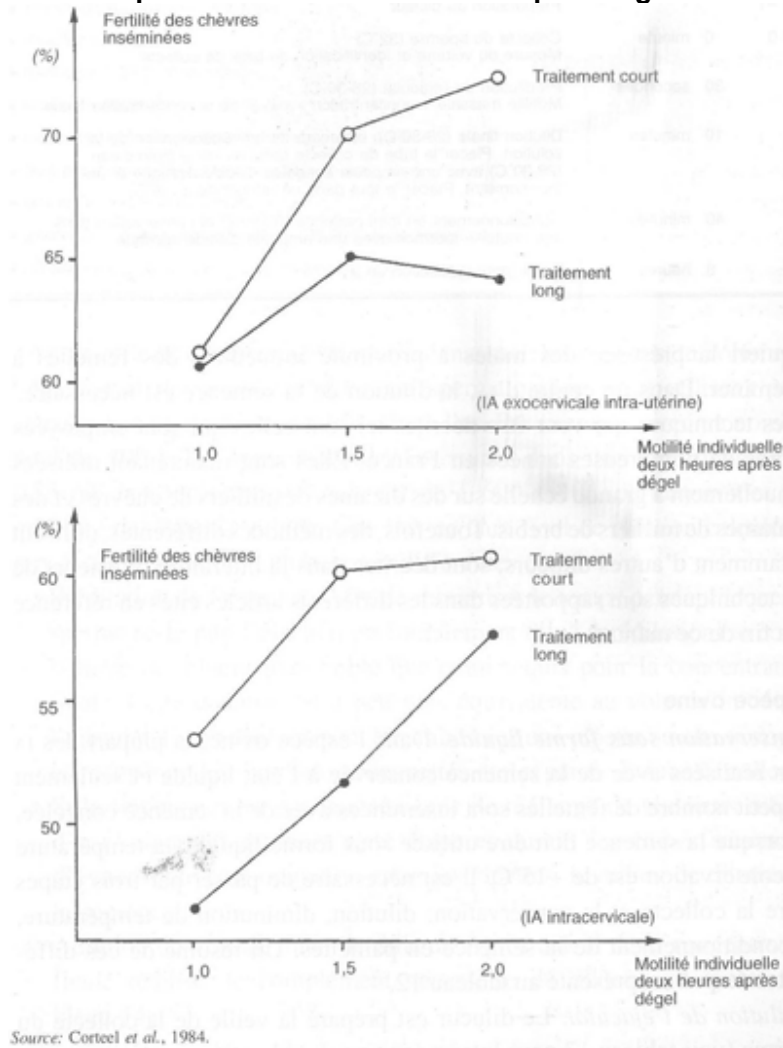


TABLEAU 12

Résumé des différentes étapes du traitement de la semence de bélier pour utilisation sous forme liquide

Jour -1		Préparation du dilueur
Jour 0	0 minute	Collecte du sperme (32°C) Mesure du volume et identification du tube de collecte
	30 secondes	Prédilution de l'éjaculat (28-30°C) Motilité massale + concentration + calcul de la concentration finale
	10 minutes	Dilution finale (28-30°C), bouchage et homogénéisation de la solution. Placer le tube de collecte dans un verre plein d'eau (28-30°C) avec une ampoule congelée d'acide acétique et un thermomètre. Placer le tout dans un réfrigérateur (+6°C).
	40 minutes	Conditionnement en mini paillettes (0,25 ml) et conservation dans une bouteille thermos avec une ampoule d'acide acétique
	8 heures	Limite pour l'utilisation en ia

Les techniques qui vont être décrites ici sont celles qui sont employées depuis de nombreuses années en France. Elles sont maintenant utilisées annuellement à grande échelle sur des dizaines de milliers de chèvres et des centaines de milliers de brebis. Toutefois, des méthodes différentes, utilisant notamment d'autres dilueurs, sont décrites dans la littérature. Plusieurs de ces techniques sont rapportées dans les différents articles cités en référence à la fin de ce manuel.

Espèce ovine

Conservation sous forme liquide. Dans l'espèce ovine, la plupart des ia sont réalisées avec de la semence conservée à l'état liquide et seulement un petit nombre de femelles sont inséminées avec de la semence congelée. Lorsque la semence doit être utilisée sous forme liquide, la température de conservation est de +15°C. Il est nécessaire de passer par trois étapes entre la collecte et la conservation: dilution, diminution de température, et conditionnement de la semence en paillettes. Un résumé de ces différentes étapes est présenté au tableau 12.

Dilution de l'éjaculat. Le dilueur est préparé la veille de la collecte du sperme (voir tableau 13 pour la composition du dilueur).

TABLEAU 13 Préparation du dilueur pour la semence de bélier utilisée sous forme liquide (un jour avant la collecte de semence)

•	100 ml d'eau bidistillée, stérilisée
•	chauffer à 60°C

•	dissoudre 0,33 g de sulfamides
•	refroidir à 20-25°C
•	dissoudre 11,1 g de poudre de lait de vache écrémé
•	faire bouillir au bain-marie durant 15 minutes
•	refroidir à température ambiante
•	ajouter 0,11 g de streptomycine et 100 000 UI de pénicilline
•	conserver à +4°C 2 à 3 jours au maximum

Après collecte et mesure de la motilité massale, les mesures du volume de l'éjaculat et de sa concentration en spermatozoïdes sont utilisées pour calculer le taux de dilution nécessaire à l'ia. Par exemple, avec un nombre total de 400×10^6 spermatozoïdes inséminés dans une mini-paillette de 0,25 ml, la concentration finale est de $1\,600 \times 10^6$ spermatozoïdes par millilitre de semence diluée. Une fois ce taux final de dilution calculé, le processus de dilution fait intervenir différentes étapes:

Prédilution de l'éjaculat. Afin de minimiser le temps pendant lequel le sperme reste pur, l'éjaculat est initialement dilué (prédilution) avec un volume de dilueur plus faible que celui requis pour la concentration finale. Cette quantité est à peu près équivalente au volume initial de l'éjaculat. La prédilution peut être faite avec une pipette ou une seringue en récupérant les spermatozoïdes restés sur les parois du tube de collecte. Si la semence n'est pas une semence de mélange de plusieurs mâles, il est important, pendant cette étape et durant les étapes suivantes, d'éviter toute contamination entre les pipettes, le milieu de dilution et la semence. Addition du volume final de dilueur. Après calcul de la concentration finale requise, le complément nécessaire de dilueur est ajouté (tableau 14).

TABLEAU 14 Exemple de calcul du volume final de dilueur à ajouter pour l'utilisation de semence de bélier sous forme liquide

(1)	Volume de l'éjaculat	$V_0 = 1,2 \text{ ml}$
	Concentration spermatique initiale	$C_0 = 4\,600 \times 10^6 \text{ spz/ml}$
	<i>Nombre de spermatozoïdes collectés</i>	$N_0 = V_0 \times C_0 = 5\,520 \times 10^6 \text{ spz}$
(2)	Concentration finale souhaitée	$CF = 1\,600 \times 10^6 \text{ spz/ml}$
	<i>Volume final total à la concentration souhaitée</i>	$VF = N_0 / CF = 3,45 \text{ ml}$
(3)	Dilueur ajouté à la prédilution	$V_i = V_0 = 1,2 \text{ ml}$
	<i>Volume final de dilueur à ajouter</i>	$V = VF - V_0 - V_i = 1,05 \text{ ml}$

Pendant toutes ces opérations d'addition de dilueur (prédilution et dilution finale), il est nécessaire de mélanger soigneusement la semence et le dilueur, de fermer le tube de collecte avec un bouchon et d'identifier ce tube (n° du mâle, n° d'éjaculat, date et heure de collecte).

Diminution de la température. Durant ces manipulations, il est nécessaire de refroidir progressivement l'éjaculat dilué depuis la température de