Institutional Repository - Research Portal
Dépôt Institutionnel - Portail de la Recherche
researchportal.unamur.be
University of Namur

THESIS / THÈSE

MASTER EN SCIENCES BIOLOGIQUES

Influence de la photopériode sur la semence, le diamètre scrotal et le profil hormonal des béliers de race texel

Mazy, Pascale

Award date:
1986

Awarding institution:
Universite de Namur

Link to publication

General rights
Copyright and moral rights for the publications made accessible in the public portal are retained by the authors and/or other copyright owners and it is a condition of accessing publications that users recognise and abide by the legal requirements associated with these rights.

- Users may download and print one copy of any publication from the public portal for the purpose of private study or research.
- You may not further distribute the material or use it for any profit-making activity or commercial gain
- You may freely distribute the URL identifying the publication in the public portal ?

Take down policy
If you believe that this document breaches copyright please contact us providing details, and we will remove access to the work immediately and investigate your claim.

Download date: 02. May. 2026

M

1986

FACULTÉS UNIVERSITAIRES N.D.DE LA PAIX
NAMUR
FACULTÉ DES SCIENCES

INFLUENCE DE LA PHOTOPERIODE SUR LA SEMENCE, LE DIAMETRE SCROTAL ET LE PROFIL HORMONAL DES BELIERS DE RACE TEXEL.

Mémoire présenté pour l'obtention du grade de Licencié en Sciences biologiques par

Pascale MASY

Au terme de ce travail, qu'il me soit permis d'exprimer ma reconnaissance à Monsieur R. PAQUAY, mon promoteur, pour m'avoir permis de réaliser ce travail et pour l'attention et les conseils judicieux qu'il m'a prodigués.

Je voudrais remercier plus particulièrement le Docteur J.L. BISTER pour ses conseils, sa constante disponibilité, sa patience et ses encouragements au cours de l'année, et Monsieur T. HEINS qui a collaboré à la réalisation de ce travail.

Je remercie également tous les membres du laboratoire de Physiologie Animale, ainsi que les membres du laboratoire du centre de recherche agronomique de Corroy-le-Grand, pour leur accueil chaleureux.

Je n'oublie pas non plus les membres du Département de Biologie Quantitative qui m'ont toujours si aimablement aidée.

Je suis consciente de la lourde tâche supportée par Monsieur R. JADOUL pour la frappe de ce mémoire, qu'il trouve ici mes sincères remerciements.

Enfin, j'exprime ma plus profonde reconnaissance à mes parents et amis qui m'ont soutenue toutes ces années d'étude.

Merci à tous.

TABLE DES MATIERES

CHAPITRE I : INTRODUCTION.....1

CHAPITRE II : ETUDE BIBLIOGRAPHIQUE.....2

A. Description anatomique et histologique du système génital mâle.....2

1. Les testicules et leurs structures associées.....2

1.1. Le scrotum.....2
1.2. Le dartos.....3
1.3. La tunique celluleuse.....3
1.4. Le muscle crémaster.....4
1.5. La fibreuse vaginale.....4
1.6. Les feuillets pariétal et viscéral de la gaine vaginale.....4
1.7. Le testicule.....5
1.7.1. L'albuginée.....5
1.7.2. Les tubes séminifères
a) les glandes de l'épithélium germinatif....7
b) les cellules germinales.....7
1.7.3. Le tissu interstitiel.....8
a) les cellules de Leydig.....8
b) la circulation lymphatique.....9
1.7.4. Vascularisation du testicule.....10
1.7.5. Innervation du testicule.....10

2. Les voies génitales.....11

2.1. Les voies spermatiques intratesticulaires.....11
2.1.1. Les tubes droits.....11
2.1.2. Le rete testis.....11
2.1.3. Les cônes efférents.....11
2.1.4. Le canal épididymaire.....12

2.2. Les voies spermatiques extratesticulaires.....13
2.2.1. Le canal efférent.....13
2.2.2. Le canal éjaculateur.....14

3. Les glandes annexes.....15

3.1. L'ampoule déférentielle.....15
3.2. La vésicule séminale.....15
3.3. La prostate.....16
3.4. Les glandes de Cowper.....17

4. L'urêtre et le pénis.....18

4.1. L'urêtre masculin.....18

4.1.1. L'urêtre pelvien.....18
4.1.2. L'urêtre penien.....19

4.2. Le pénis.....20

4.2.1. Les formations érectiles.....20
4.2.2. Le gland.....21
4.2.3. Le prépuce.....21
4.2.4. Les muscles du pénis.....22

B. Fonctionnement du système génital mâle.....23

1. Fonctionnement du testicule.....23

1.1. Spermatogenèse et cinétique.....23

1.1.1. La spermatocytogenèse.....24
1.1.2. La meïose.....26
1.1.3. La spermiogenèse.....26

1.2. Cellules de Sertoli.....29

1.2.1. Fonction exocrine.....28
1.2.2. Fonction endocrine.....28
1.2.3. Rôle dans le maintien de la barrière hémato-testiculaire.....29

1.2.4. Libération des spermatozoïdes.....31
1.2.5. Soutien mécanique.....32

1.3. Synthèse des androgènes.....32

2. Maturation, transport et réserves des spermatozoïdes dans les voies génitales mâles.....35

2.1. Transport dans les tubes séminifères, tubes droits, rete testis et tubes efférents.....35

2.2. Passage épididymaire.....35

2.2.1. Acquisition et variation de la motilité.....36
2.2.2. Acquisition de la fertilité.....36
2.2.3. Modifications morphologiques du spermatozoïde.....37
2.2.4. Modifications au niveau de la membrane plasmique.....38
2.2.5. Modifications du noyau.....38
2.2.6. Métabolisme du spermatozoïde en voie de maturation.....39

2.3. Canaux extratesticulaires.....41

3. Le fluide testiculaire, l'apport des glandes annexes.....42

4. La libido.....47

C. Mécanismes de l'érection, de l'éjaculation et analyse de la semence, produit du tractus génital mâle..51

1. Mécanisme de l'érection et de l'éjaculation.....51

2. Produit du système génital mâle : le sperme.....52

2.1. Le fluide spermatique.....52

2.2. Les spermatozoïdes.....54

2.2.1. Etude de l'ultrastructure d'un spermatozoïde adulte.....54
2.2.2. Anomalie des spermatozoïdes.....55
2.2.3. Métabolisme du spermatozoïde.....56
2.2.4. Récolte des spermatozoïdes et évaluation de la production.....58
2.2.5. Destruction des spermatozoïdes non éjaculés.....59

D. Evaluation de la fertilité.....61

1. Examens macroscopiques.....61

1.1. Le volume de l'éjaculat.....61

1.2. L'aspect, la couleur et la consistance du sperme.....62

1.3. La viscosité du sperme.....62

2. Examens microscopiques du sperme.....62

2.1. La motilité massale.....62

2.2. La motilité individuelle.....62

2.3. La concentration.....63

3. Etude morphologique du sperme.....63

3.1. Les colorations totales.....63

3.2. Les colorations vitales.....63

3.3. Les mesures de viabilité du sperme.....64

3.4. Conclusion.....64

E. Contrôle du système génital mâle.....65

1. L'axe hypothalamo-hypophyso-gonadique.....65

1.1. L'hypothalamus et les hormones hypothalamiques.....65

1.2. L'hypophyse et les hormones hypophysaires.....65

1.2.1. Les hormones gonadotropes : la LH et la FSH.....66
1.2.2. Hormones gonadotropes d'origine non hypophysaire.....67

1.2.3. La prolactine.....68

1.3. Les gonades et les hormones gonadiques.....68

1.3.1. Les androgènes.....68
1.3.2. Les oestrogènes.....70

1.4. Les cybernines.....70

1.5. L'A.B.P.....71

1.6. Les hormones épiphysaires.....71

F. Facteurs de variation.....72

1. L'âge.....72

1.1. La période impubère.....72

1.2. La prépuberté et la puberté.....74

1.3. La maturité sexuelle.....76

2. La saison.....76

2.1. Effets de la photopériode sur les diverses structures du système génital mâle et son fonctionnement.....77

2.1.1. Aspects saisonniers de la fonction testiculaire.....77
2.1.2. Glandes accessoires et caractères sexuels secondaires.....80
2.1.3. Hormones.....80
2.1.4. Le comportement sexuel.....84

2.2. Mécanismes par lesquels la photopériode stimule le système de contrôle hypothalamique...85

3. La température.....87

4. L'alimentation.....88

5. Les facteurs génétiques.....91

CHAPITRE III : BUTS POURSUIVIS, MATERIEL ET METHODES.....93

A. Buts poursuivis.....93
B. Matériel et méthodes.....94

1. Plan expérimental.....94

2. Animaux.....95

3. Techniques.....96

3.1. Mesure du diamètre scrotal.....96
3.2. Récolte de la semence.....96
3.3. Analyse de la semence.....98

4. Dosage des hormones.....100

4.1. Dosage de la FSH.....101
4.2. Dosage de la testostérone.....106

5. Méthodes d'analyse statistique.....108

CHAPITRE IV : RESULTATS.....111

1. Le diamètre scrotal.....111

2. Le volume de l'éjaculat.....113

3. La motilité massale du sperme.....116

4. La concentration de l'éjaculat
(Nbre de sp./éjac.).....118

5. La concentration du sperme
(Nbre de sp./ml.).....120

6. La concentration en testostérone du sang.....122

a) Evolution annuelle.....122
b) Etude fine.....124
c) Corrélation avec le diamètre scrotal.....128

7. La concentration en FSH du sang.....129

a) Evolution annuelle.....129
b) Etude fine.....131

CHAPITRE V : DISCUSSION.....135

1. Le diamètre scrotal.....135

2. Caractéristiques de la semence.....137

a) Le volume de l'éjaculat.....137

b) La motilité massale du sperme.....137
c) La concentration du sperme et de l'éjaculat.....138
d) Relation entre le volume et la concentration.....139

3. La testostérone.....140

a) Variation annuelle.....140
b) Etude fine.....140
c) Testostérone et diamètre scrotal.....143

4. La FSH.....144

a) Variation annuelle.....144
b) Etude fine.....144
c) FSH et diamètre scrotal.....144
d) FSH et testostérone.....145

5. Les décalages.....146

6. Les animaux expérimentaux.....147

7. Remarques sur la méthode statistique utilisée.....148

CHAPITRE VI : RESUME ET CONCLUSION.....149

BIBLIOGRAPHIE

ANNEXES

ABREVIATIONS

FSH = Follicule Stimulating Hormone

JC = Jours Courts (régime lumineux, par exemple 8 / 16 : 8 heures de luminosité / 16 heures d'obscurité)

JL = Jours Longs (régime lumineux, par exemple 16 / 8 : 16 heures de luminosité / 8 heures d'obscurité)

L / D = Light / Dark = lumière / obscurité

LH = ICTH = hormone lutéinisante chez le mâle

Nbre de sp. / éjac. = Nombre de spermatozoïdes par éjaculat

Nbre de sp. / ml = Nombre de spermatozoïdes par millilitre

NIH = National Institut of Health (Bethesda, Maryland, USA)

RER = Réticulum Endoplasmique Rugueux

Spcyte = Spermatocyte

Spgonie = Spermatogonie

Sptide = Spermatide

Sp = Spzoïde = Spermatozoïde

Testo. = Testostérone

Un bélier SLD = 1/2 Dorset, 1/4 Leicester, 1/4 Suffolk

CHAPITRE 1 : INTRODUCTION.

L'élevage ovin représente un marché économique important dans la C.E.E. De multiples études ont été entamées afin d'augmenter la rentabilité de cet élevage. Elles portent principalement sur la nutrition et la reproduction.

Dans ce travail nous avons voulu approfondir un aspect particulier de la reproduction, à savoir l'étude de certains facteurs qui influencent la fertilité du bélier.

De tout temps, on a considéré la brebis comme étant seule responsable de la réussite de la reproduction dans un élevage; ce n'est que depuis peu que l'on se rend compte de l'importance du mâle à cet égard.

L'espèce ovine est caractérisée par une reproduction saisonnière, c'est-à-dire qu'elle présente une activité sexuelle fluctuant en fonction de la photopériode. Chez la brebis, il est actuellement permis, grâce à un traitement adéquat, d'obtenir un désaisonnement et 3 agnelages en 2 ans. Mais la maîtrise d'une telle technique pose quelques problèmes en ce qui concerne l'utilisation des béliers, principalement en dehors de la saison de reproduction. C'est pourquoi nous avons aussi voulu dans ce travail, étudier l'évolution, en fonction de la photopériode, des hormones sexuelles, du diamètre testiculaire et des qualités de la semence du bélier de race Texel,race viandeuse la plus répandue en Belgique.

Cette approche devrait mettre en évidence une relation entre la fertilité et certains paramètres exogènes ou endogènes de l'animal. Elle devrait permettre aussi de déterminer comment choisir le bélier le plus fertile à chaque saison, en vue de l'insémination artificielle. Elle ouvrira de plus des perspectives quant à l'amélioration des qualités reproductives du mâle à contre-saison.

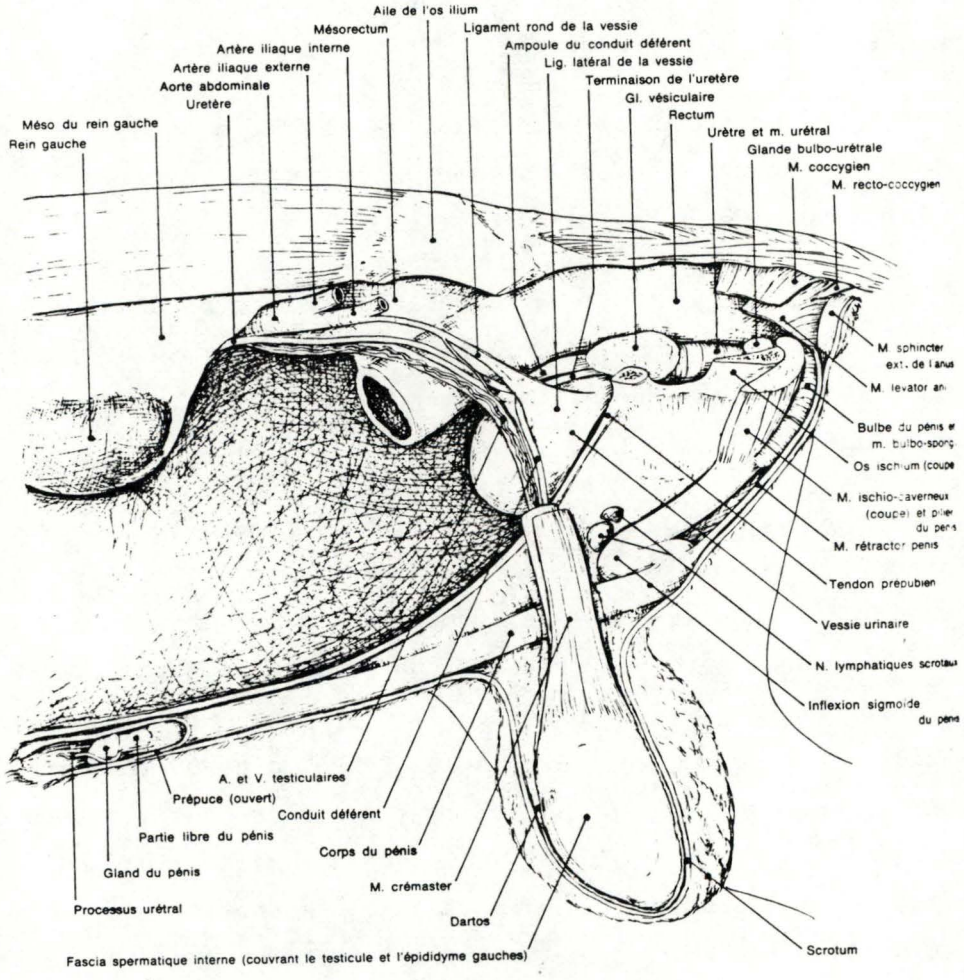


Fig. 1. **APPAREIL URO-GÉNITAL D'UN BÉLIER**
(VUE LATÉRALE GAUCHE DES ORGANES EN PLACE)

(Selon BARONE, 1978).

CHAPITRE II : ETUDE BIBLIOGRAPHIQUE.

A. DESCRIPTION ANATOMIQUE ET HISTOLOGIQUE DU SYSTEME GENITAL MALE DU BELIER.

L'anatomie et l'histologie du système reproducteur sont relativement bien connues. Une vue d'ensemble du système uro-génital du bélier est représentée à la Fig. 1.

La description qui suit est largement inspirée des ouvrages de BANKS (1974), BARONE (1978), GRAU et WALTER (1975), HENNAU (1978) et LELOUP (1984).

1. LES TESTICULES ET LEURS STRUCTURES ASSOCIEES.

Les testicules sont logés dans un diverticule de la cavité abdominale appelée gaine vaginale (Fig. 2) : ce nom est utilisé par les anatomistes pour désigner deux enveloppes du testicule : le feuillet pariétal de la gaine vaginale et la fibreuse vaginale.

Nous donnons ici une description des différentes structures entourant le testicule et une description du testicule lui-même. Nous décrirons donc, successivement (Fig. 3) : le scrotum, le dartos, la tunique celluleuse, le muscle crémaster, la fibreuse vaginale, le feuillet pariétal de la gaine vaginale, le feuillet viscéral de la gaine vaginale et, pour le testicule : la charpente conjonctive, les tubes séminifères et le tissu intersticiel. Nous dirons également quelques mots de la vascularisation du testicule et de son innervation.

1.1. Le scrotum ou sac testiculaire.

La paroi abdominale ventrale s'invagine en une poche : le sac testiculaire, commun aux deux testicules et montrant une dépression médiane entre les deux lobes arrondis (marquant la saillie des testicules) : le raphé du scrotum (Fig. 2). Le scrotum est le nom donné à cette peau relativement fine qui renferme une quantité assez importante de glandes sébacées et de glandes sudoripares

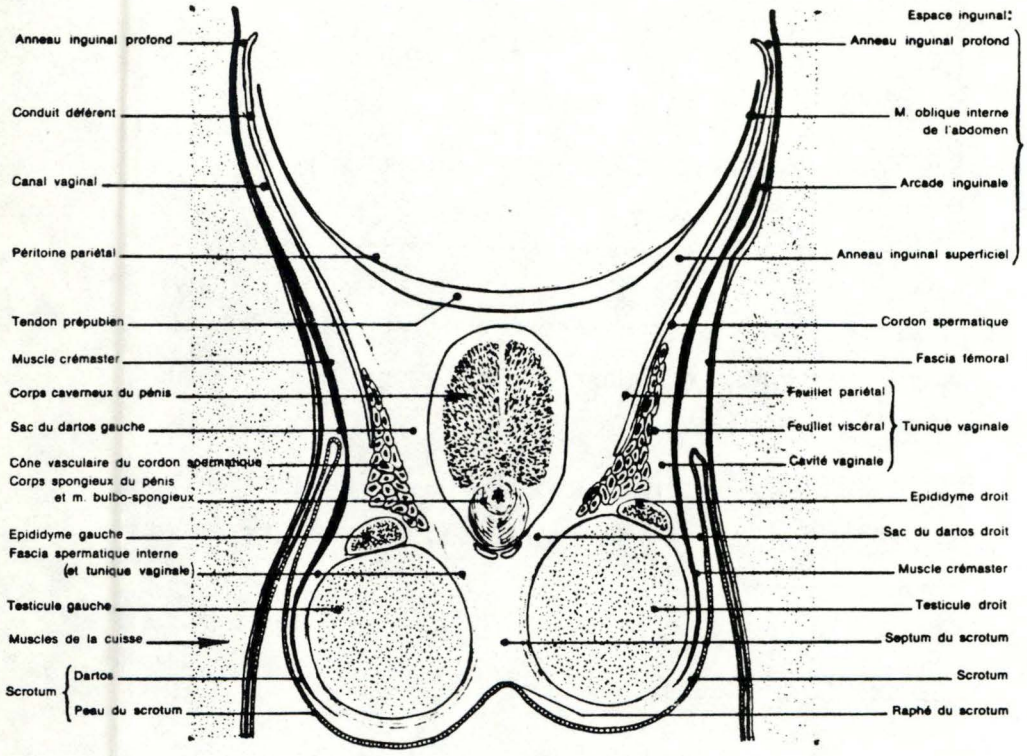


Fig. 2: **SCHÉMA DES ENVELOPPES DES TESTICULES** en coupe sagitale, vue ventrale.

(Selon BARONE, 1978).

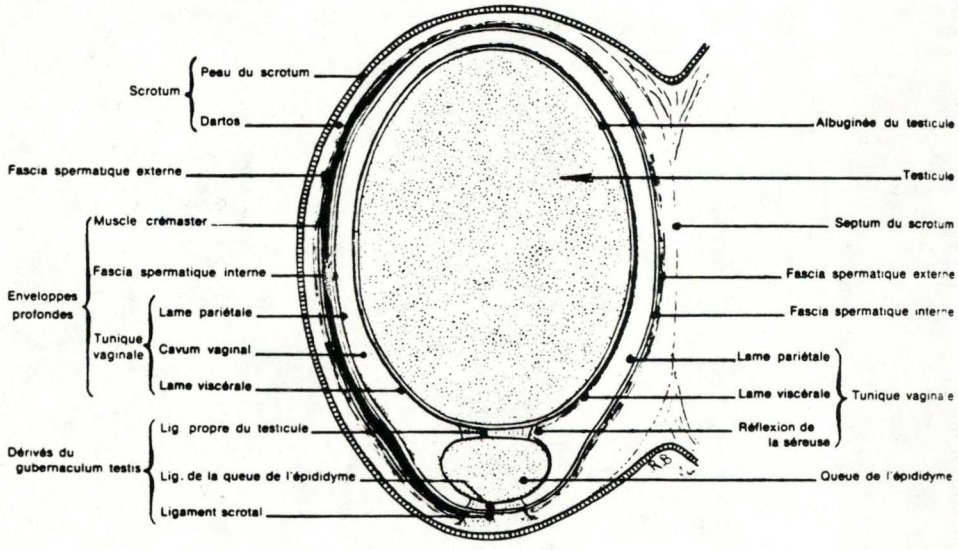


Fig. 3 : COUPE HORIZONTALE DU TESTICULE GAUCHE ET DE SES ENVELOPPES (SEGMENT DISTAL DE LA COUPE)

(Selon BARONE, 1978).

mérocrines et apocrines. Selon l'espèce, elle est plus ou moins pigmentée et plus ou moins couverte de poils (de laine chez le bélier)- (Fig. 1).

Le nom "scrotum" est parfois donné à toutes les couches entourant le testicule, jusqu'au feuillet vaginal (Fig. 4).

1.2. Le dartos ou Tunica dartos.

Le dartos est un tissu sous-cutané modifié en un système musculeux élastique. Cette enveloppe renferme donc des fibres musculaires lisses, des fibres élastiques et des fibres collagènes. Elle double la face profonde du scrotum, et forme autour de chaque testicule un sac complet qui remonte jusque l'anneau inguinal et s'attache à lui (Fig. 2). Les deux sacs s'adossent sur le plan médian pour former une cloison impaire : le septum du scrotum (Fig. 3). Les deux lames accolées s'écartent dorsalement pour entourer la partie fixe du pénis.

1.3. La tunique celluleuse ou Fascia spermatique externe.

La tunique celluleuse est un tissu cellulaire abondant parfois appelé "Fascia de Cowper". Elle est constituée de tissu conjonctif peu dense à qui on attribue la facilité avec laquelle le testicule peut se mouvoir dans les enveloppes, et le protéger d'éventuels chocs. Il sépare le dartos de la gaine fibreuse et du muscle crémaster (Fig. 3).

Certains auteurs (GRAU et WALTER, 1975) divisent la tunique celluleuse en trois couches :

- un tissu conjonctif lâche : Stratum subdartoicum.
- une aponévrose superficielle : Stratum interfaxiale.
- une aponévrose profonde : Stratum périvaginale.

La nomenclature N.A.V. (Nomina Anatomica Veterinaria) (1973) ne parle que de deux couches :

- Fascia spermatica externa.
- Fascia cremasterica.

Le fait que ces couches peuvent glisser les unes sur les autres explique la facilité de mouvement du testicule.

Tableau 1 : Correspondance entre les différentes couches des testicules et celles de la paroi abdominale.
(Selon GIFFROY, 1978).

BOURSE Nomenclature classique	Nomenclature N.A.V.(1973)	PAROI ABDOMINALE Nomenclature N.A.V. (1973)
Scrotum	Scrotum	Integumentum commune
Dartos	Tunica Dartos	Tunica flava abdominis
Celluleuse	—	—
—	Fascia spermatica externa	Fascia m. obliqui ext. abd.
—	Fascia cremasterica	Fascia m. obliqui int. abd.
Cremaster	M. cremaster	M.obliquus int. abd.
Fibreuse vaginale	Fascia spermatica interna	Fascia transversalis
Séreuse vaginale	Tunica vaginalis	Péritonéum pariétale

1.4. Le muscle crémaster ou muscle crémaster externus.

Le muscle crémaster est de type strié squelettique et dérivé du muscle oblique interne. Il adhère intimement par sa face profonde à la fibreuse vaginale, dorso latéralement par rapport à elle (Fig. 5).

En assurant le positionnement du testicule, par rapport à la paroi abdominale, il joue un rôle important dans la thermorégulation du testicule. Sa contraction est volontaire et rapide.

1.5. La fibreuse vaginale ou Fascia spermatique interne.

La fibreuse vaginale est une enveloppe de tissus conjonctifs. Elle est en continuité avec le Fascia transversalis, couche conjonctive correspondante de la paroi abdominale (Tableau 1) au niveau de l'anneau inguinal.

En effet, toutes ces couches sont en continuité avec celles de la paroi abdominale (Tableau 1). Le développement rétropéritonéal des testicules et leur migration vers le scrotum (Fig. 6) est responsable de cette correspondance, et de la présence d'un espace coelomique associé aux testicules entre les deux couches suivantes.

1.6. Les feuillets pariétal et viscéral de la gaine vaginale (Tunica vaginalis).

Le feuillet pariétal, mésothélium, a la structure d'un épithélium pavimenteux simple reposant par sa basale sur la fibreuse vaginale. Il constitue en fait une couche du péritoine de la paroi abdominale, emporté lors de la migration du testicule vers les bourses (en traversant le canal inguinal).

Le feuillet viscéral a la même composition que celle du feuillet pariétal (mésothélium) et repose par sa basale sur l'albuginée.

Les deux feuillets sont séparés par une portion de la cavité péritonéale. L'espace coelomique est appelé "Cavité de la Tunica vaginalis" ou "cavité vaginale" (Cavum vaginale); elle se prolonge par un canal long et étroit : le canal vaginal (Canalis vaginalis) débouchant dans la cavité générale du péritoine au niveau de l'anneau vaginal (Anulus vaginalis) (Fig. 3).

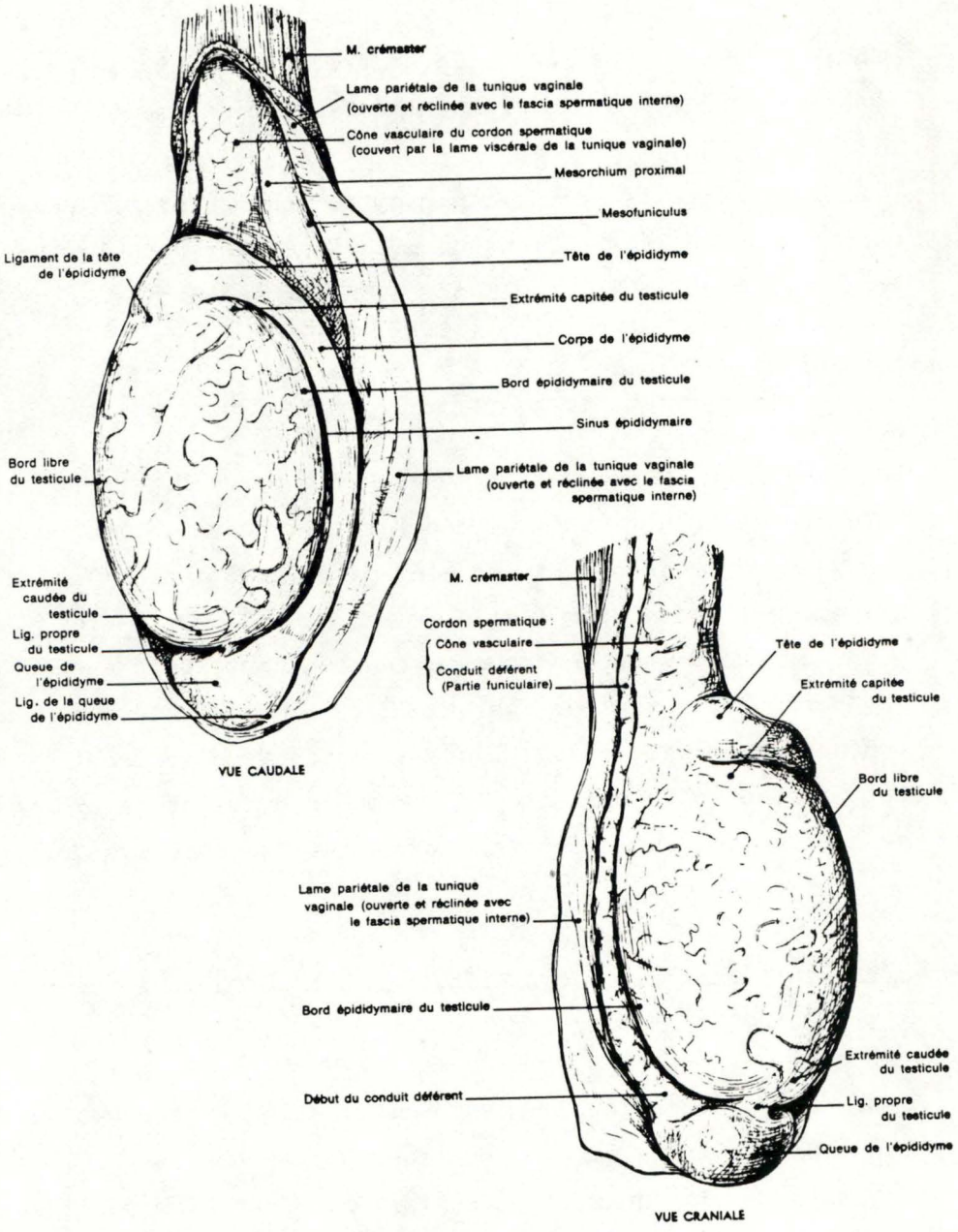


Fig. 7 : **TESTICULE ET ÉPIDIDYME GAUCHES D'UN TAUREAU**

(Selon BARONE, 1978).

Ces deux membranes sont séreuses et forment la tunique vaginale (Tunica vaginalis) mais le tissu connectif aréolaire du feuillet viscéral se mélange insensiblement avec le tissu connectif de la Tunica albuginéa du testicule.

1.7. Le testicule.

Le testicule est la glande génitale du mâle. C'est un organe pair, logé avec l'épididyme dans la tunique vaginale et le scrotum, au-dessous de la région inguinale (Fig. 2).

Sa couleur est rosée, et en grande partie déterminée par l'épaisseur de l'albuginée. Son poids varie beaucoup (de 200 à 300 gr, selon HENNAU, 1978) en fonction de l'âge, de l'état physiologique et de l'espèce. Il n'est que peu développé chez le nouveau-né et n'évolue que lentement jusqu'à la prépuberté. Il subit alors un développement rapide, entre en activité et atteint sa structure définitive (puberté et maturité sexuelle).

Chez le taureau, il mesure 10 à 12 cm de long et 6 à 18 cm de large (Fig. 7); il est un peu plus sphéroïde chez le bélier.

On lui reconnaît deux faces, deux bords et deux extrémités (Fig. 7) :

- La face latérale et la face médiane : lisses et arrondies.
- Le bord libre : convexe et lisse, il est très antérieur chez les ruminants.
- Le bord épididymaire : situé à l'opposé du bord libre; il est longé par l'épididyme.
- L'extrémité capitée du testicule : en continuité de substance avec la tête de l'épididyme et recevant l'attache du cône vasculaire. Elle est supérieure chez les ruminants.
- L' extrémité caudée : forme le pôle opposé et est contournée par la queue de l'épididyme à laquelle elle est unie par le bref ligament propre du testicule.

1.7.1. L'albuginée ou Tunica albuginea.

L'albuginée est une capsule de tissu conjonctif dense entourant chaque testicule, et formé de fibres collagènes et quelques fibres élastiques. On y trouve, chez certaines espèces (homme, cheval, lapin, rat), des fibres musculaires lisses qui, en se contractant, seraient responsables du transport du sperme du testicule vers l'épididyme. De nombreuses branches

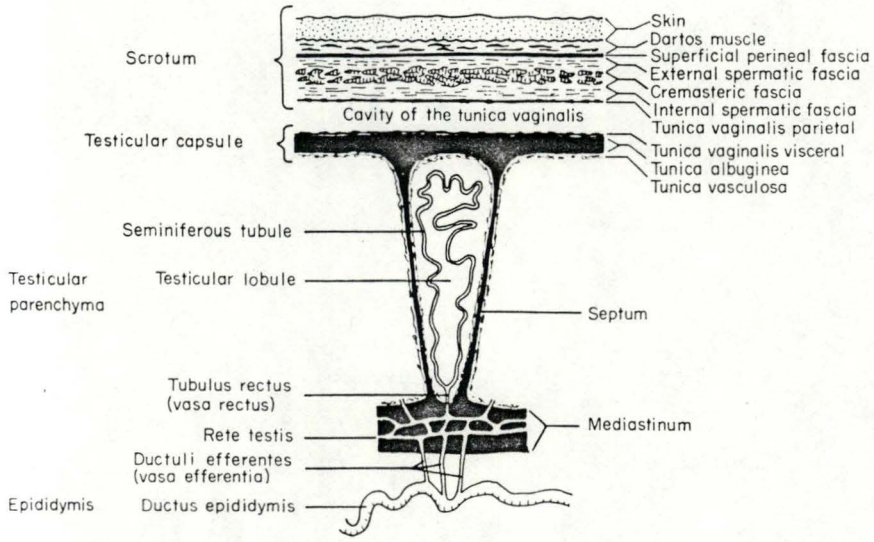


Fig. 4 : Structure des couches protectrices testiculaires d'un lobule testiculaire et des voies génitales intratesticulaires en coupe transversale.

(Selon DAVIS et AL, 1970).

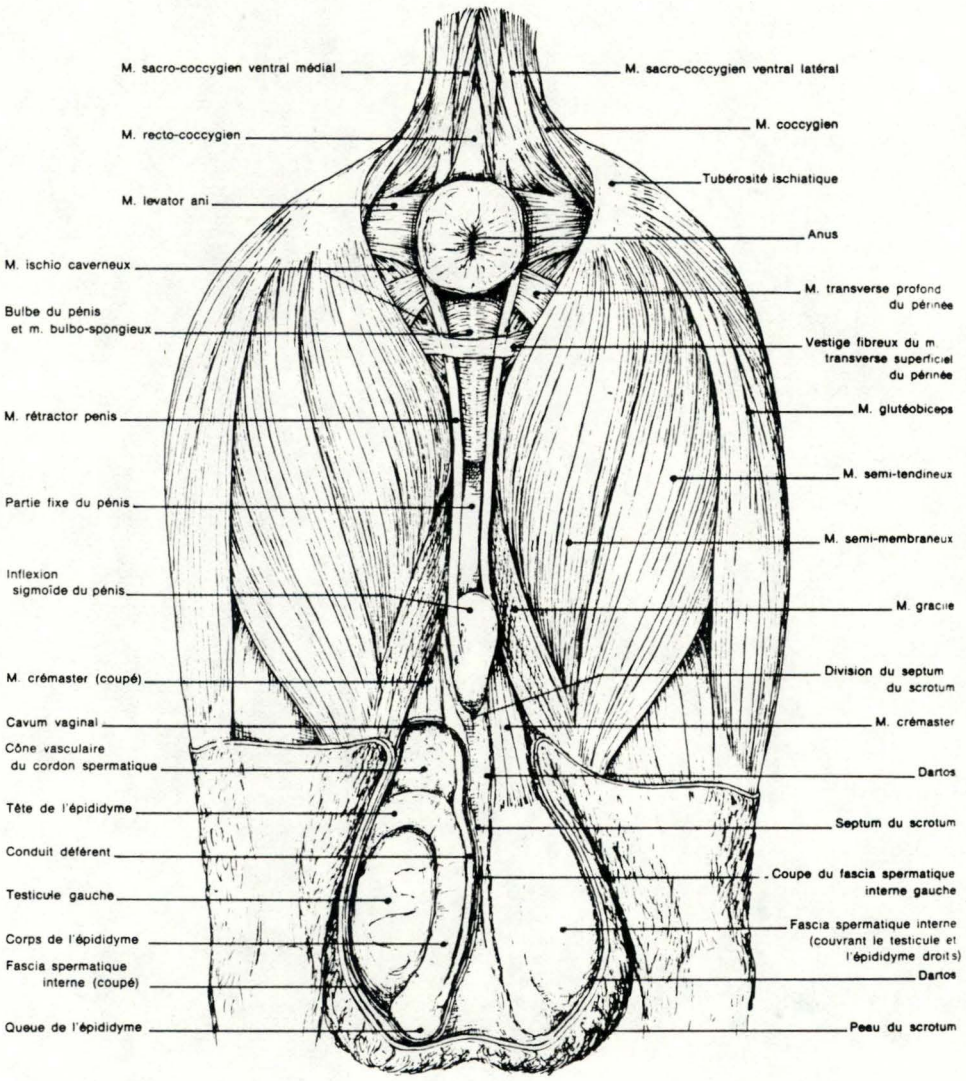


Fig. 5: **RÉGION PÉRINÉALE ET ENVELOPPES DES TESTICULES D'UN BÉLIER** en coupe transversale, vue caudale.

(BARONE, 1978).

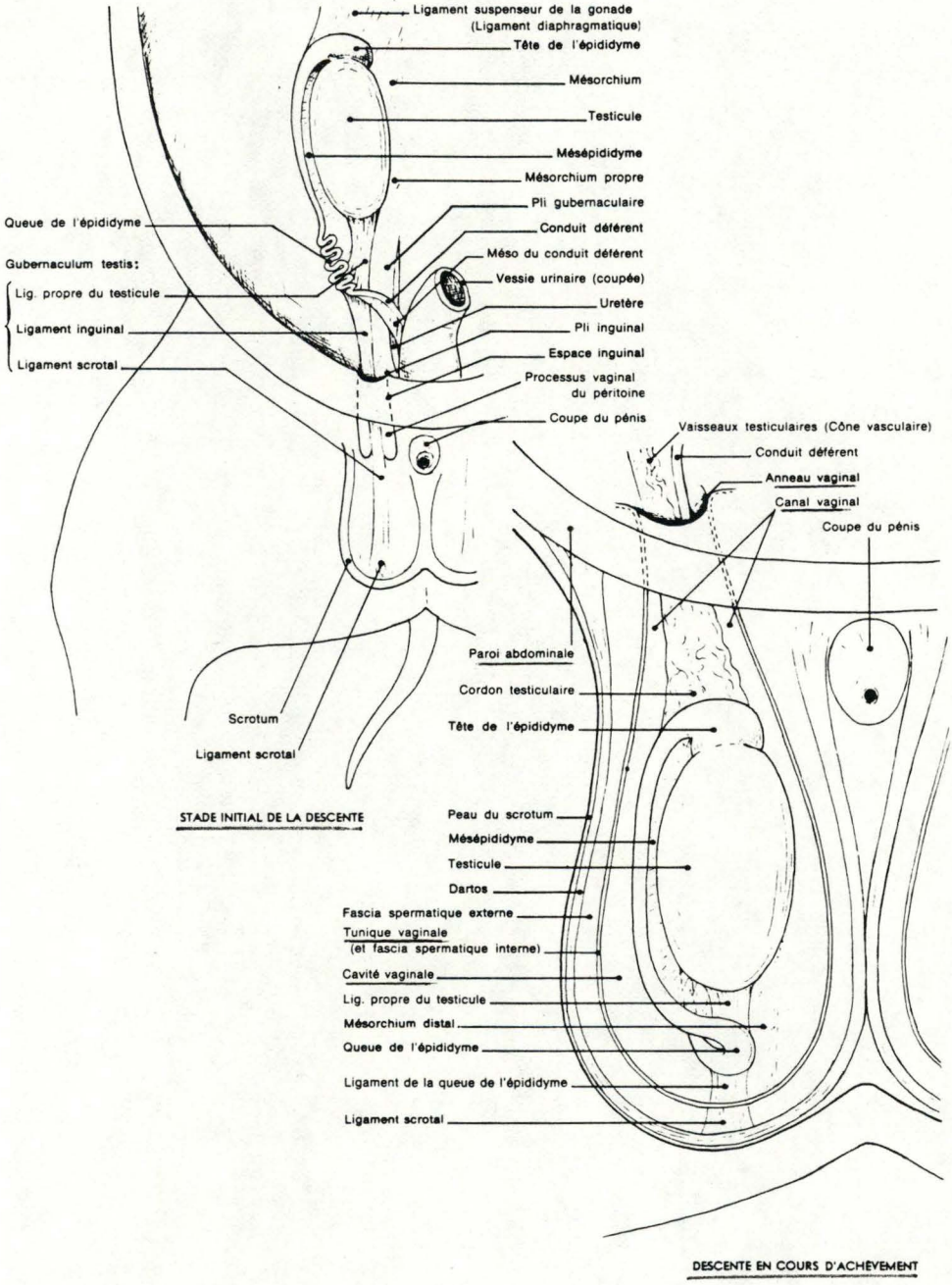


Fig. 6 : **SCHÉMA DE LA DESCENTE DU TESTICULE**
(Selon BARONE, 1978).

de l'artère et de la veine testiculaire s'irradient dans l'albuginée. La structure rigide de cette enveloppe explique la douleur ressentie par l'animal en cas de congestion de l'organe (orchite).

Intérieurement, l'albuginée développe de nombreuses cloisons conjonctives qui délimitent de multiples lobules testiculaires dans le corps du testicule (Fig. 4). Leur nombre peut atteindre 250, et, chez les ruminants, ces cloisons sont fines et ajourées. Elles sont composées principalement de fibres collagènes et contiennent des vaisseaux et des nerfs. Ces cloisons convergent vers le centre du testicule pour se perdre dans le mediastinum testis, composé de tissu conjonctif aréolaire. Ce dernier constitue le support conjonctif du rete testis et porte le nom de corps de Highmore dans l'espèce humaine. Il occupe, chez les espèces domestiques, toute la longueur du testicule.

1.7.2. Les tubes séminifères ou Tubuli seminiferi contorti.

Les tubes séminifères constituent la partie exocrine du testicule. Ils forment dans chaque lobule un petit nombre de formations tubulaires tortueuses. Ils ont un diamètre de 200 à 300 um et sont maintenus étroitement enroulés par le tissu interstitiel. Chez le bélier, pour un testicule de 250 gr, la longueur totale des tubes séminifères est de 7000 m, et ils représentent environ 90 % de l'organe. Des anastomoses sont possibles entre tubes voisins, le plus souvent à l'intérieur d'un même lobule mais parfois aussi d'un lobule à l'autre (anastomoses interlobulaires). Ces segments initiaux des tubes peuvent être bifides. Au sommet de chaque lobule, les tubes séminifères convergent en un seul canal : le tube droit qui constitue le point de départ des voies spermatiques.

A l'extérieur des conduits séminifères se trouve une lamina propria résistante. Elle a une structure bien définie consistant en une couche cellulaire externe, une couche non-cellulaire externe (fibroblastes), une couche interne cellulaire composée de cellules myoïdes (ressemblant à des cellules musculaires lisses) et une couche interne non-cellulaire particulièrement bien développée chez le bélier en une matrice de collagène de plusieurs couches.

Sur la lamina propria repose, supportée par une membrane basale, l'épithélium germinatif. C'est un épithélium stratifié,

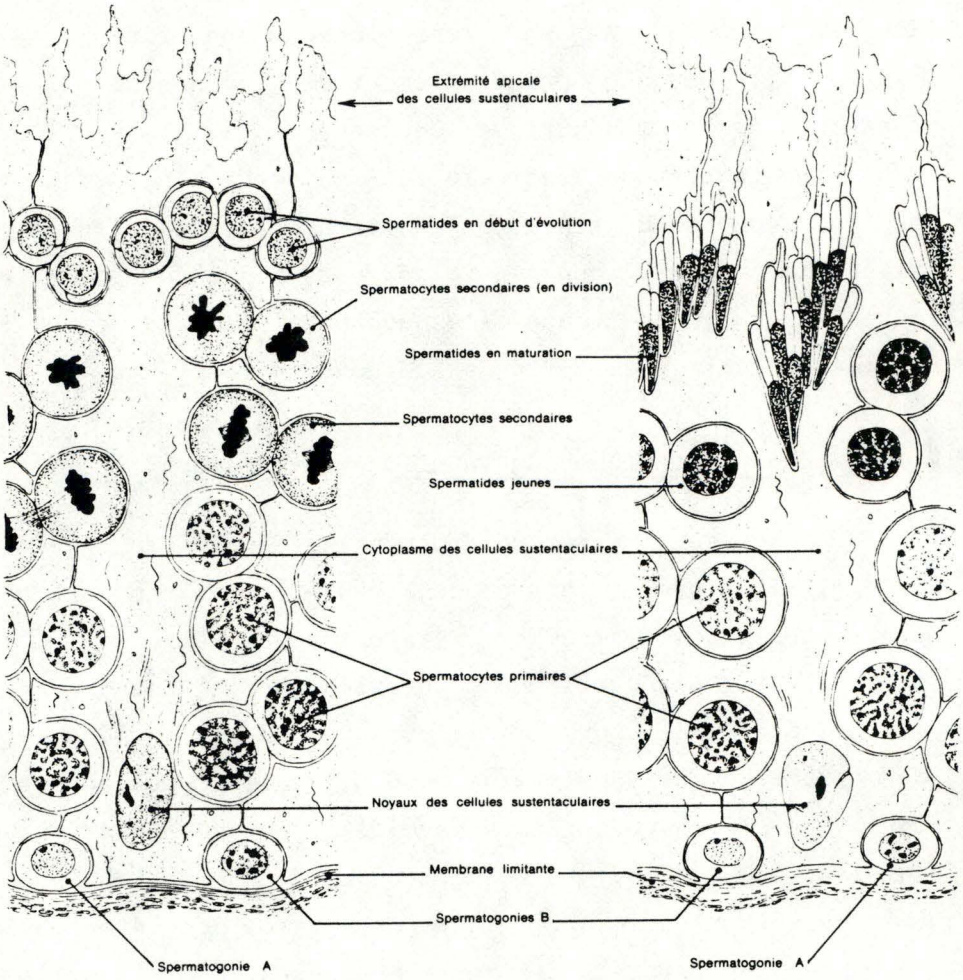


Fig. 8 : Coupe transversale d'un tube séminifère montrant deux associations possibles de cellules germinales entre cellules de Sertoli.

(Selon BARONE, 1978).

constitué de deux populations cellulaires : les glandes et l'épithélium germinatif proprement dit.

a) Les glandes de l'épithélium germinatif.

Les cellules de Sertoli constituent les cellules glandulaires exocrines du testicule. Ce sont de hautes cellules séparées les unes des autres par les cellules de la lignée germinale. Elles sont caractérisées par un noyau découpé latéralement par une profonde incisure.

Leur rôle basal prend une large implantation sur la membrane basale, et la cellule se rétrécit vers le pôle apical. La surface de la cellule montre souvent des prolongements en forme de lobules ou doigts. Au pôle basal, les cellules passent en pont au-dessus des spermatogonies, premières cellules de la lignée germinale qui reposent sur la lame basale. Au pôle apical, l'aspect montre un état variable en fonction de la maturation des cellules germinales voisines : lors de la libération des spermatozoïdes, des expansions cytoplasmiques de la cellule de Sertoli se referment autour du cytoplasme expulsé par la cellule germinale pour le phagocyter. Le noyau montre souvent une chromatine lâche avec un nucléole distinct, et est situé dans la partie basale de la cellule. Le cytoplasme renferme glycogène, lipides, pigments lipochromes, cristalloïdes courts (de CHARCOT-BOTTCHER) ou allongés (de LUBARSK); la signification des cristalloïdes reste inconnue.

L'idée que les cellules de Sertoli ne se divisent plus dans le testicule adulte est souvent évoquée mais non encore généralement acceptée. Aucune mitose n'a en effet encore été observée chez un animal d'un âge supérieur à 50 jours (BARENTON et AL, 1983) mais l'hypothèse est controversée par certains auteurs qui argumentent que l'identification d'une cellule spécifique de ce type, en division, est très difficile à réaliser.

b) Les cellules germinales; épithélium germinatif proprement dit.

Les cellules germinales sont situées entre les cellules de Sertoli et s'échelonnent en étages successifs dans la paroi des tubes séminifères en fonction de leur maturation (fig. 8). Elles sont en évolution constante et au fur et à mesure de leur dépla-

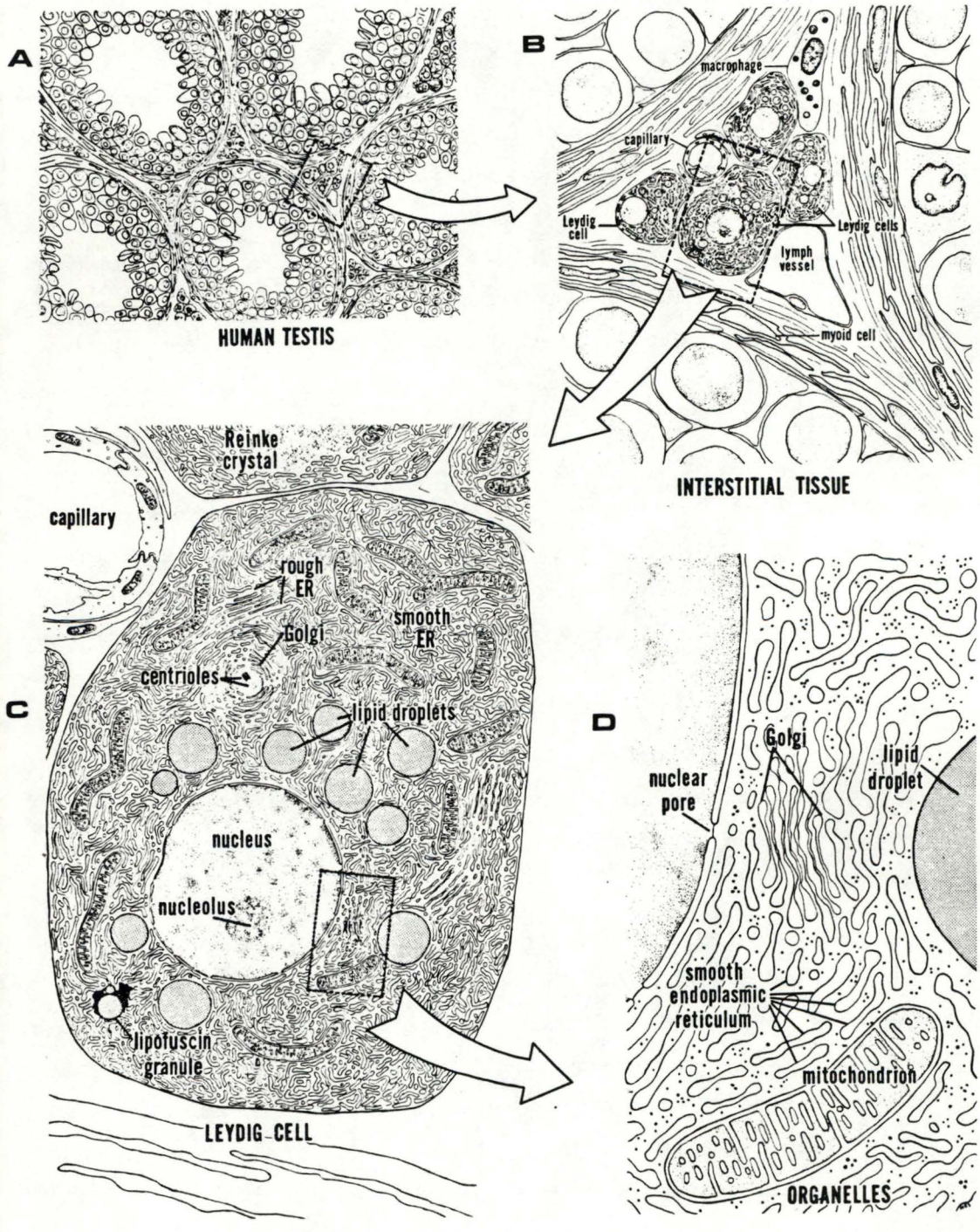


Fig. 9 : Localisation et ultrastructure de la cellule de Leydig dans un testicule humain.

(Selon FAWCETT, 1975).

cement vers la lumière du tube elles se multiplient et se différencient pour aboutir à la formation du spermatozoïde. Cette évolution est dénommée spermatogenèse et se divise en quatre stades correspondant à quatre types de cellules germinales. Ces types sont :

1. La spermatogonie possédant un noyau sphérique à structure de chromatine dense.
2. Le spermatocyte de premier et second ordre à noyau à chromature d'apparence spiralée.
3. Le spermatide: cellule ronde ou polyédrique de petite taille ayant un noyau hyperchromatique. Il est souvent disposé en trois ou quatre rangées près de la lumière des tubes.
4. Le spermatozoïde : cellule beaucoup plus allongée et composée de quatre parties : une tête, un col, une pièce intermédiaire et un flagelle. Il se trouve dans la lumière du tube.

La spermatogenèse sera étudiée en détail dans le chapitre B.1.

1.7.3. Le tissu intersticiel.

Au sein de chaque lobule testiculaire, entre les tubes séminifères, s'insinue le tissu interstitiel ou tissu conjonctif intralobulaire (fig. 9 A et B, chez l'homme). Il s'agit d'un tissu conjonctif aréolaire contenant de nombreuses fibres réticulaires et représentant 12 % du poids testiculaire chez le bélier. Les cellules de Leydig sont localisées dans ce tissu,mais on y trouve également des vaisseaux sanguins et lymphatiques ainsi que des nerfs.

a) Les cellules de Leydig.
****

Chez le bélier et le taureau, les cellules de Leydig sont espacées dans le tissu : elles représentent ± 7 % du volume total du testicule. Elles sont nettement plus abondantes chez le sanglier, le verrat et l'étalon. Leur rôle consiste à secréter la majorité de la testostérone (nous y reviendrons dans le chapitre suivant). Elles représentent donc la partie endocrine du testicule.

Elles apparaissent comme de grandes cellules (14 à 21 microns) de forme polyédrique (fig. 9, C et D, chez l'homme). Isolées ou groupées, elles sont souvent à proximité de petits vaisseaux sanguins. Leur noyau sphérique possède une chromatine en mottes

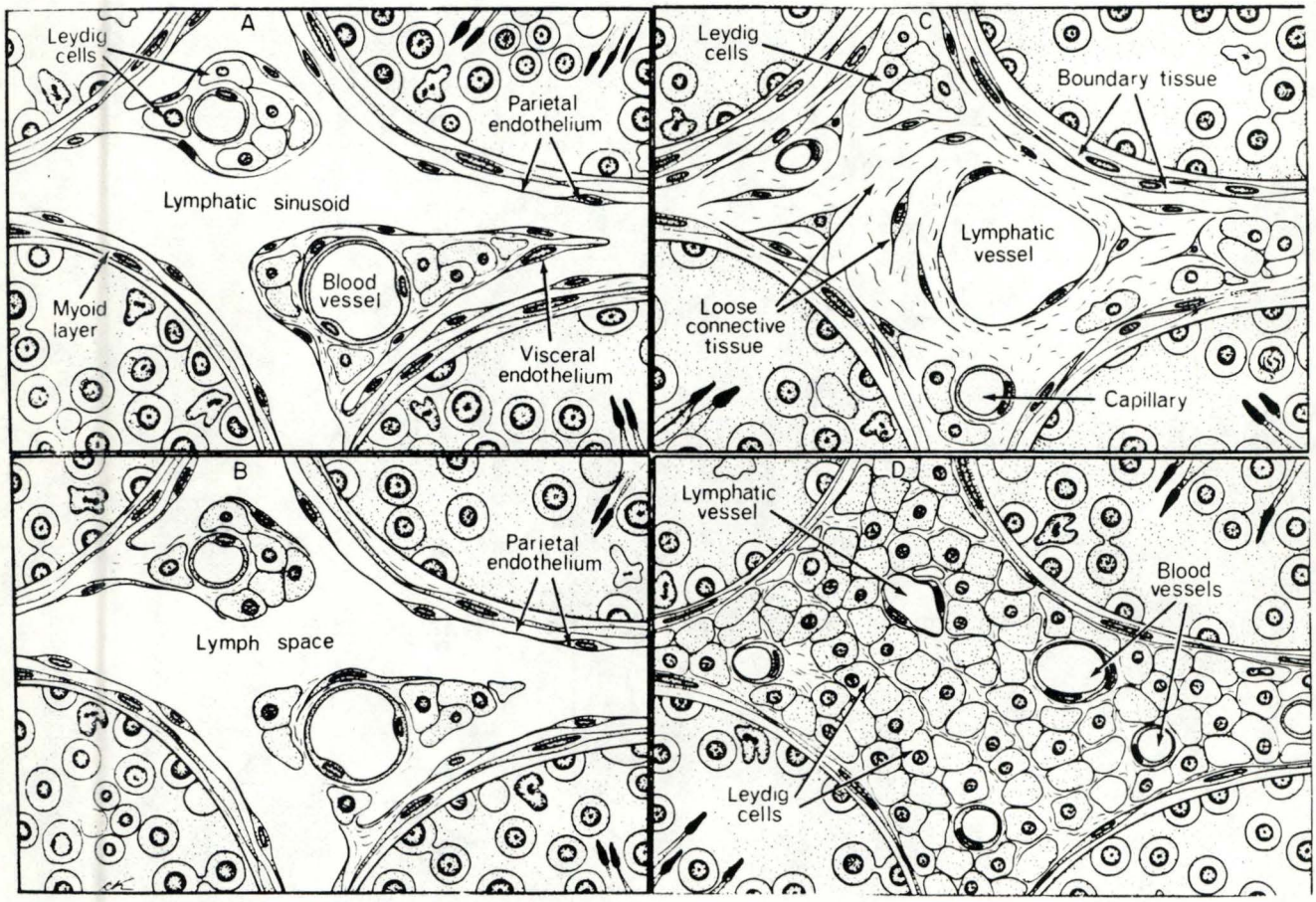


Fig. 10 : Organisation du tissu interstitiel chez plusieurs espèces de mammifères.

A : chinchilla et cochon d'Inde.
B : souris et rat.
C : taureau, bélier, singe, éléphant et homme.
D : verrat, zèbre.

(Selon SETCHELL et WAITES, 1975).

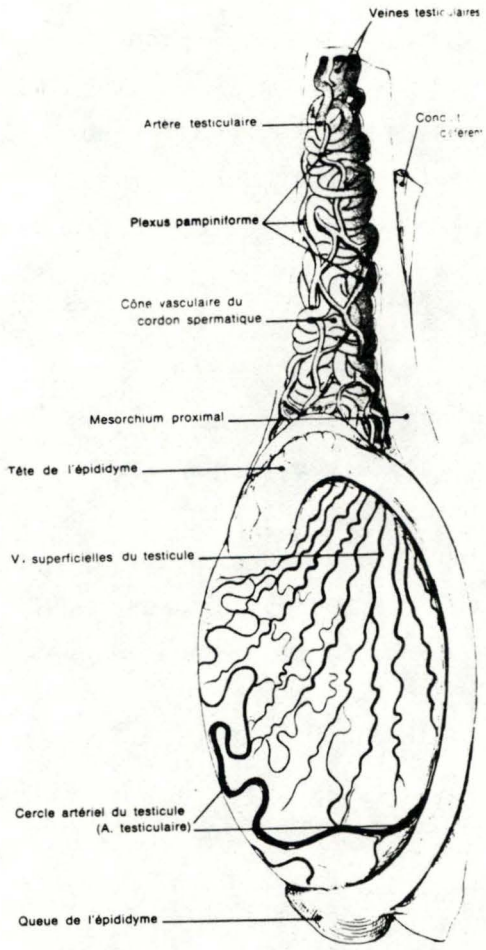
avec un ou deux nucléoles. Il n'est pas exceptionnel de rencontrer des cellules binuclées. Le cytoplasme renferme beaucoup d'enclaves lipidiques mais également des inclusions soit pigmentaires (lipofuschine), soit protéïniques. Ces dernières apparaissent sous forme de cristalloïdes de Reinke dans le testicule humain (Fig. 9 C chez l'homme).

b) La circulation lymphatique.
****

Les vaisseaux lymphatiques du testicule sont très discrets chez le bélier et le taureau par rapport à d'autres espèces et sont généralement situés au centre des espaces interstitiels (Fig.10).

Les testicules du bélier produisent néanmoins et comparativement à d'autres espèces de grandes quantités de lymphe qui a une composition proche de celle du sang, y compris une haute teneur en protéines

Le réseau lymphatique commence par un réseau de fins capillaires doublé par des espaces paralymphatiques, ensuite drainé dans les cloisons interlobulaires, d'une part vers l'albuginée, d'autre part vers le médiastinum testis et finalement collecté sous la séreuse. L'ensemble est drainé par de gros efférents, au niveau de l'extrémité capitée et passe dans le cône vasculaire où il se mêle au plexus pampiniforme (voir ci-dessous).



VAISSEAUX DU TESTICULE ET DE L'ÉPIDIDYME CHEZ LE BÉLIER

Fig. 11 : Vue caudale du testicule gauche. (Selon BARONE, 1978).

1.7.4. Vascularisation du testicule.

Les testicules de mammifères domestiques présentent, comme caractéristiques circulatoires, un cône vasculaire et des circonvolutions internes de l'artère testiculaire le long des tubes séminifères (Fig. 11).

Le sang parvient au testicule grâce à l'artère testiculaire, anciennement "artère spermatique interne". L'artère forme des flexuosités de plus en plus importantes en se rapprochant de la gonade et forme un cône vasculaire, encore appelé plexus pampiniforme. L'artère se scinde en deux branches périglandulaires. plus ou moins parallèles. Elles pénètrent dans l'albuginée près de la tête de l'épididyme où des bifurcations sont déléguées au médiastinum testis vers les tubes séminifères. Les artères font le tour de la glande en suivant le bord épididymaire, puis le bord libre après avoir contourné l'extrémité coudée.

Le système veineux débute à l'intérieur du testicule et rejoint, chez le bélier en particulier, directement sa surface. On distingue deux types de veines : les veines centrales et les veines superficielles. Les veines centrales cheminent dans les cloisons interlobulaires puis gagnent le médiastinum testis. Le système veineux superficiel est très développé chez le bélier, il débute dans l'albuginée, se jette dans la veine marginale qui fait le tour de la glande, vers l'extrémité capitée où elle reçoit les veines profondes. La veine marginale participe à la formation du cône vasculaire. Celui-ci peut contenir chez le bélier près de 300 fines veines étroitement accolées aux replis de l'artère (SETCHELL, 1970). Des anastomoses artério-veineuses sont observées chez le bélier. La veine se dédouble parallèlement à l'artère, la veine testiculaire droite se jette dans la veine cave caudale, la veine testiculaire gauche dans la veine rénale.

Le plexus pampiniforme assure la thermorégulation du testicule. Des échanges thermiques ont lieu entre le sang artériel et le sang veineux permettant une diminution de température du sang arrivant dans le testicule (voir chapitre E 3).

1.7.5. Innervation du testicule.

Les nerfs proviennent du plexus mésentérique caudal. Ils se distribuent dans l'albuginée par des terminaisons sensibles libres, et par des fibres destinées à la musculature lisse et aux vaisseaux par des terminaisons vaso-motrices, jusqu'autour des tubes séminifères.

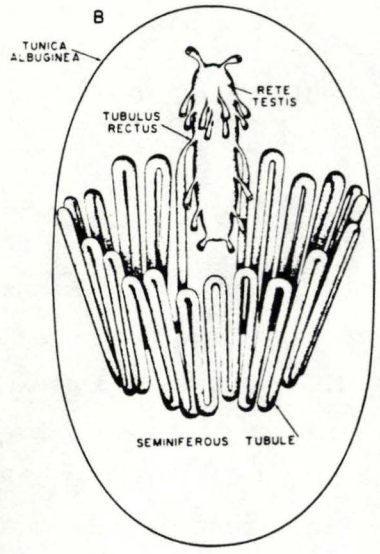


Fig. 12 : Schéma illustrant les relations entre les tubes séminifères et le rete testis.

(Selon SETCHELL et WAITES, 1975).

C = Cône vasculaire.
DD = Canal déférent.
ED = Canal efférent.
RT = Rete testis.
TR = Tubes droits.
H = Tête de l'épididyme.
B = Corps de l'épididyme.
T = Queue de l'épididyme.
ST = Tubes séminifères.

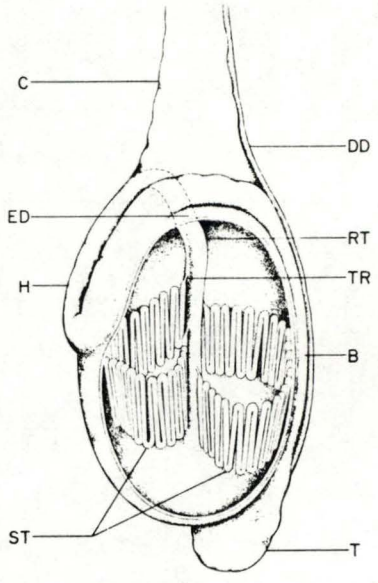


Fig. 13 : Représentation schématique du testicule gauche du bélier (vue caudale).

(Selon SETCHELL, 1977).

2. LES VOIES GENITALES.

2.1. Les voies spermatiques intratesticulaires.

2.1.1. Les tubes droits ou Tubuli recti.

Les tubes séminifères se prolongent par les tubes droits, une formation rectiligne de 0,5 à 1,5 mm de longueur, qui conduit au rete testis (Fig. 4 et 12). La paroi du tube est constituée d'un épithélium simple, cubique ou pavimenteux, reposant sur une basale. La transition entre les tubes séminifères et les tubes droits se caractérise par la disparition brutale de l'épithélium séminal et par la présence d'un anneau de cellules de Sertoli qui n'est mieux développé que d'un seul côté de la paroi tubulaire ("houppe sertolienne").

Le diamètre des tubes droits diminue et leur lignée de cellules s'arrange en une sorte de bouchon ou valve à l'endroit où ils pénètrent dans le rete testis. Ce bouchon agirait probablement en empêchant le fluide testiculaire de retourner dans les tubes séminifères (ROOSEN-RUNGE, 1961, cité par SETCHELL, 1970).

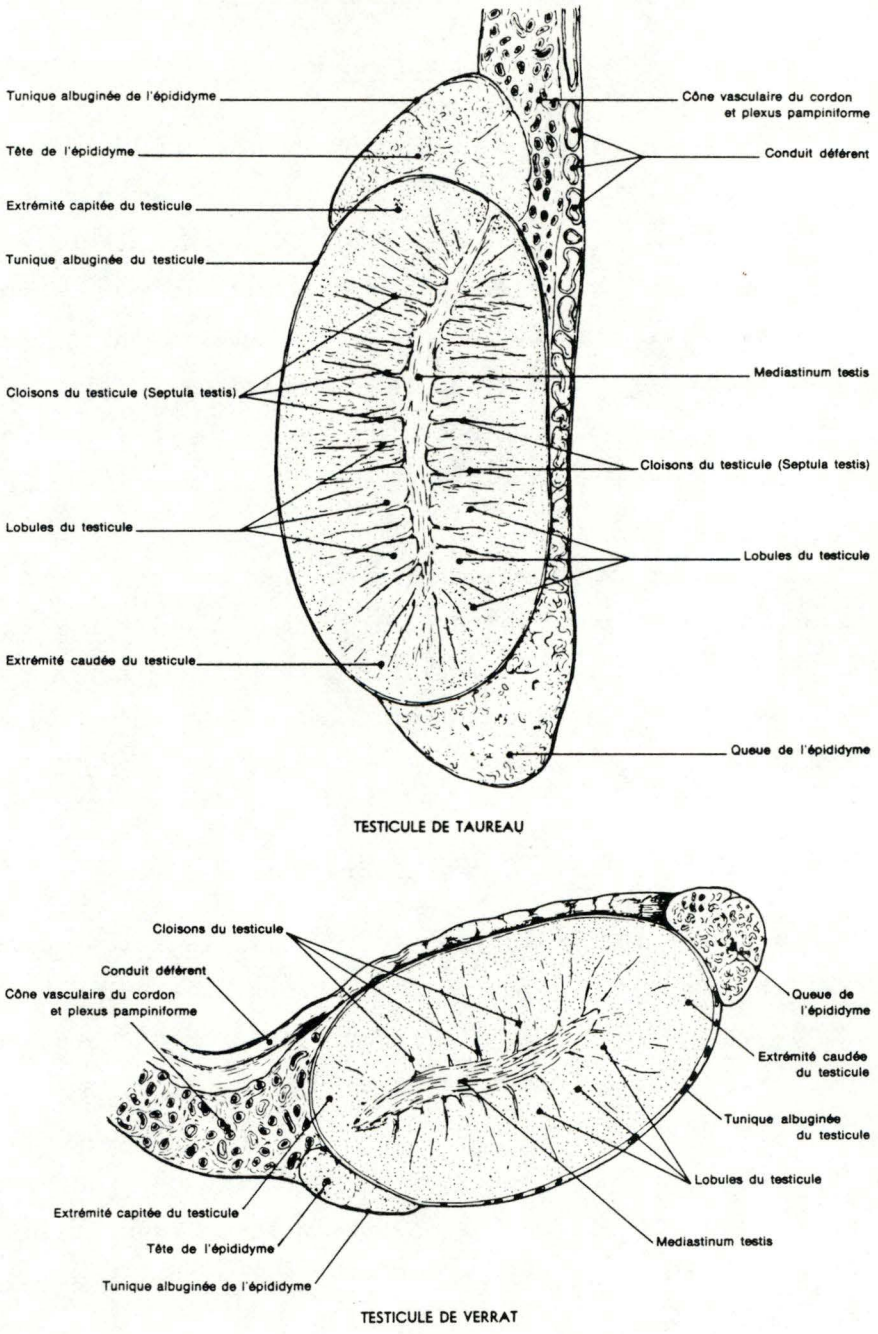
2.1.2. Le rete testis ou réseau de Haller.

Les tubuli contorti pénètrent dans le rete testis: réseau labyrinthe creusé dans le tissu fibreux ou aréolaire nommé médiastinum testis (Fig. 4). Ce tissu est formé d'un ensemble de lacunes et canaux, de diamètre très irrégulier, communiquant entre eux par des portions rétrécies. Ces lacunes et canaux sont tapissés par un épithélium unistratifié de type variable, reposant sur une lame basale. Chez le taureau, l'épithélium peut être cuboïde bistratifié. Certaines cellules sont cylindriques, d'autres cubiques ou pavimenteuses.

Le mediastinum et le rete testis sont placés, chez le bélier - comme chez le taureau - centralement dans le testicule et couvrent approximativement 2/3 de la longueur du testicule (Fig. 13 et 14).

2.1.3. Les cônes efférents.

Anatomiquement les cônes efférents appartiennent à l'épididyme dont ils constituent la tête. Histologiquement ils réalisent la jonction entre le réseau de Haller et le canal épididymaire proprement dit. Il s'agit de 12 à 25 canaux issus du rete testis et



CONFORMATION INTÉRIEURE DU TESTICULE CHEZ LE TAUREAU ET LE VERRAT

Fig. 14 : Coupe longitudinale.
(Selon BARONE, 1978).

ayant la forme d'un cône dont la pointe est tournée vers le rete testis. La paroi comporte :

1. Un épithélium unistratifié de hauteur variable,ce qui explique l'aspect festonné de la lumière. Les cellules sont cylindriques ciliées mais on y trouve aussi des cellules glandulaires et des cellules basales.
2. Une membrane basale.
3. Une couche conjonctivo-musculaire renfermant de nombreux capillaires sanguins.

Les cellules ciliées aidées par les cellules musculaires lisses de la conjonctivo-musculaire assurent la progression des spermatozoïdes, tandis que les cellules glandulaires élaborent (sous contrôle hormonal de la FSH) des substances nutritives, et grâce à leurs microcillosités, auraient également un rôle d'absorption. Chez le bélier les cônes efférents sont courts, car l'épididyme est étroitement appliqué au testicule (SETCHELL, 1977).

2.1.4. Le canal épididymaire

Le canal épididymaire est un conduit très long (40 mètres) et très flexueux, pelotonné sur lui-même. Associé avec le tissu conjonctif qui l'entoure, il forme une masse fibreuse compacte sur le bord postérieur ou supérieur du testicule et qui forme le corps et la queue de l'épididyme. Le diamètre du tube est plus étroit dans la partie du corps de l'épididyme.

Il est constitué d'un épithélium reposant par l'intermédiaire d'une basale sur une couche conjonctivo-musculaire. L'épithélium est régulier, de type pseudostratifié et borde une lumière bien circulaire. Les cellules sont hautes, étroites et garnies de stéréocils à leur pôle apical; on y trouve aussi des cellules basales intercalées ça et là. On rencontre dans la couche conjonctivo-musculaire, outre des fibres musculaires lisses disposées en 3 à 5 assises circulaires, des fibres conjonctives,fibroblastes et des cellules nerveuses (surtout dans la partie distale de l'épididyme).

Sur base d'études histologiques et histo-enzymatiques on divise le canal épididymaire en plusieurs segments, chacun étant caractéristique d'une fonction bien particulière. Malheureusement,les divisions histologiques et anatomiques ne coïncident pas toujours et sont fonction des espèces.

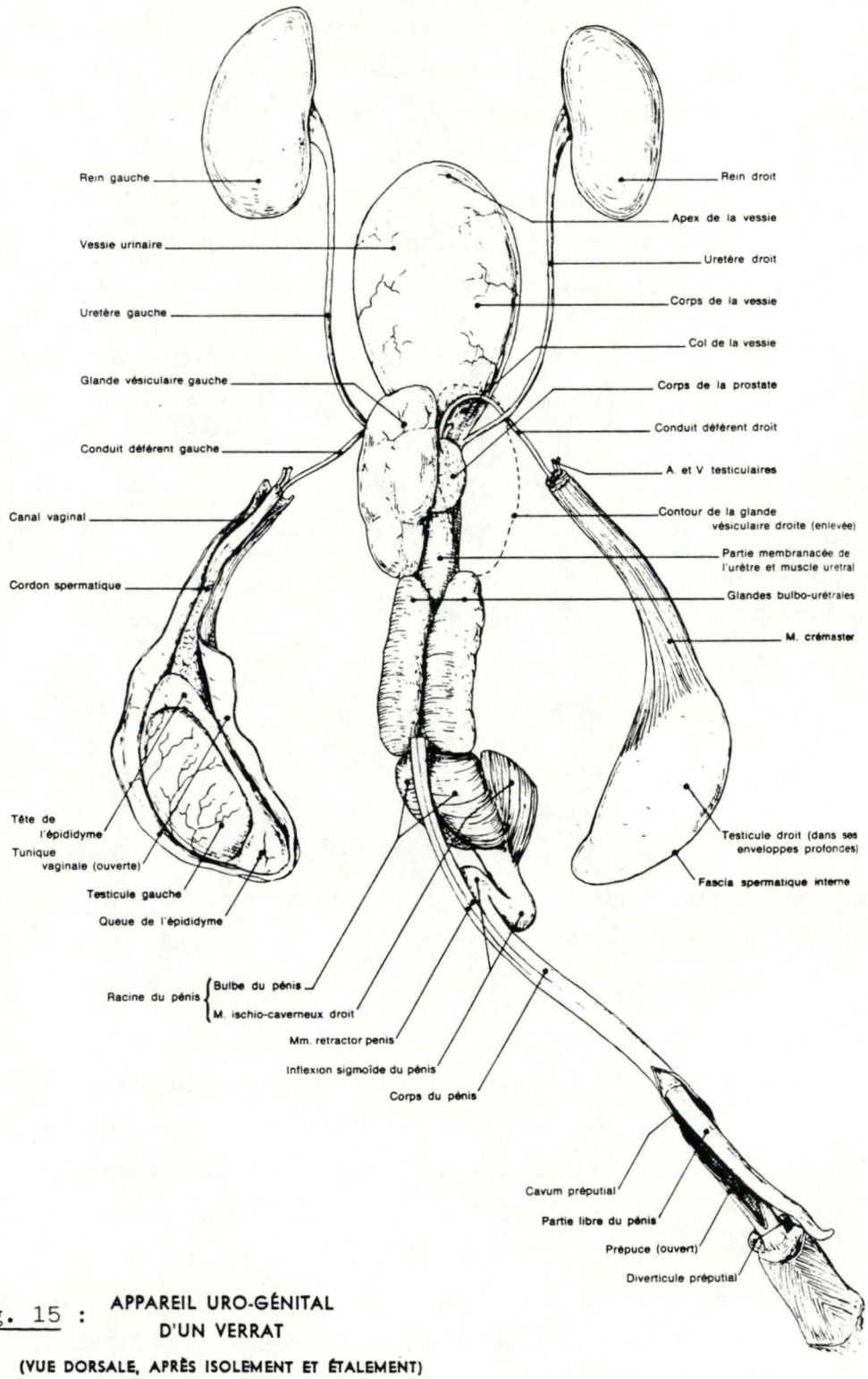


Fig. 15 : **APPAREIL URO-GÉNITAL D'UN VERRAT**

(VUE DORSALE, APRÈS ISOLEMENT ET ÉTALEMENT)

(Selon BARONE, 1978).

L'histologie divise le canal en 3 parties :

1. La partie initiale ou tête.

Elle couvre plus ou moins l'extrémité capitée du testicule et le 1/3 dorsal du bord libre;elle est plus ou moins attachée à l'albuginée par le ligament de la tête de l'épididyme.

2. La partie médiane ou corps de l'épididyme.

Il est rétréci, aplati d'un côté à l'autre; il recouvre le côté latéral ou externe du testicule. Il est libre en dehors et attaché en dedans au testicule par une lame séreuse très courte.

3. La partie distale ou queue de l'épididyme.

Elle est renflée, plus détachée que la partie initiale, du testicule auquel elle est attachée de façon solide : sous la séreuse par le ligament propre du testicule et au fascia spermatique interne par le ligament de la queue de l'épididyme.

La tête, le corps et la queue sont des appellations anatomiques, tandis que les parties initiales, médiane et distale exercent des fonctions caractéristiques. Chez le bélier et le taureau, la tête de l'épididyme correspond au segment initial et une partie du segment médian; la limite entre la partie médiane et terminale correspond à celle entre le corps et la queue. La situation peut être différente chez d'autres espèces.

2.2. Les voies spermatiques extratesticulaires.

Une représentation générale des voies spermatiques extratesticulaires du verrat est donnée à la Fig. 15.

2.2.1. Le canal déférent.

Le canal déférent suit le canal épididymaire et va jusqu'au point de jonction entre la vésicule séminale et le canal éjaculateur. Sa portion initiale est localisée dans le cordon testiculaire, où il est entouré par le plexus pampiniforme (veines, artères, vaisseaux lymphatiques et nerfs) et sa partie terminale se dilate en ampoule déférentielle avant de se jeter, avec le canal excréteur de la vésicule séminale, dans un court canal éjaculateur.

La lumière du canal déférent est étroite et étoilée. La paroi montre 3 tuniques : une muqueuse avec sa sous-muqueuse, une musculeuse et une adventice.

- La muqueuse, couche la plus interne, est constituée d'un épithélium et d'un chorion. L'épithélium est de type pseudostratifié mais d'une moindre hauteur que celui de l'épididyme. Ses cellules sont garnies de stéréocils et reposent sur une basale. Le chorion envoie des saillies longitudinales vers la lumière, ce qui donne cet aspect plissé à la muqueuse. Il est composé de fibres conjonctives lâches, et est riche en fibres élastiques.

- La sous-muqueuse est peu abondante et contient beaucoup de fibres élastiques.

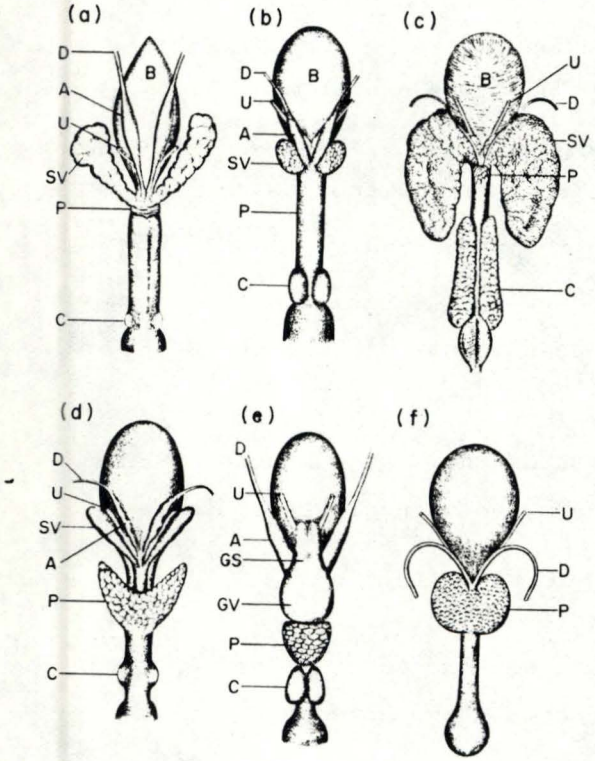
- La musculeuse est de grande épaisseur chez les ruminants et se caractérise par une couche interne musculaire et une couche externe longitudinale.

- L'adventice est une gaine conjonctivo-élastique riche en vaisseaux et en nerfs. Elle est en continuité avec les espaces conjonctifs séparant les divers éléments du cordon spermatique.

Nous parlerons de l'ampoule déférentielle dans la partie consacrée aux glandes annexes.

2.2.2. Le canal éjaculateur.

On désigne sous le nom de canal éjaculateur (Ductus éjaculatorius) le bref conduit qui résulte de l'union du conduit déférent et du canal de la glande vésiculaire. Il débouche dans la partie initiale de l'urètre. Chez la plupart des mammifères domestiques, il est réduit à quelques millimètres délimité par un petit repli muqueux. C'est alors un simple "ostium éjaculateur" (ostium ejaculatorium). Sa structure ne présente que des particularités minimes car il s'agit en fait de la terminaison du conduit déférent.



SV = vésicule séminale
P = prostate
C = glandes de Cowper
A = ampoule déférentielle
D = canal déférent
U = urêtre
B = vessie
GS = glandes séminales

Fig. 16 : Vue schématique des glandes annexes, vue dorsale.

(a) taureau
(b) bélier
(c) porc
(d) cheval
(e) lapin
(f) chien

(Selon SETCHELL, 1977).

3. LES GLANDES ANNEXES.

Les glandes annexes regroupent l'ampoule déférentielle, la vésicule séminale, la prostate, la glande de Cowper et les glandes urêtrales. Elles produisent des secrétions qui contribuent à la formation du sperme, et dont les rôles seront évoqués plus loin. Leur présence, leur position et leur nombre varient d'une espèce à l'autre. Elles sont toutes présentes chez le bélier (Fig. 16 b).

3.1. L'ampoule déférentielle (Ampulla ductus deferentis).

L'ampoule déférentielle se situe dans le bassin et a une structure assez voisine de celle du canal, puisqu'elle en constitue un élargissement de la portion terminale. Elle a 6 à 7 cm de long sur 6 à 7 mm de large chez le bélier. Sa paroi est constituée de glandes tubulaires ramifiées à cellules cubiques (noyau sphérique), de cellules cylindriques (noyau ovoïde), et de cellules basales disposées autour d'une lumière centrale dilatée contenant des spermatozoïdes.

Une musculeuse est présente; l'orientation de ses fibres varie en fonction des espèces.

3.2. La vésicule séminale ou glande vésiculaire (Glandula vesicularis).

Annexée à la terminaison du canal déférent, la glande vésiculaire est située dorsalement et un peu latéralement à celle-ci, entre la vessie et le rectum. Sa longueur est chez le bélier de 3 à 4 cm sur 2 de large environ.

Elle est un assemblage compact de glandes tubulaires et tubulo-alvéolaires formant des lobules, dont les secrétions sont drainées par des canaux intralobulaires. Ces canaux se jettent dans le canal secréteur principal, puis dans l'urètre par l'intermédiaire du canal éjaculateur. Les cellules des glandes sont cylindriques mais on y trouve également des cellules basales; l'épithélium est dit pseudostratifié. Les cellules contiennent des grains de secrétion témoins de leur activité secrétoire.

Le canal est limité par un épithélium cuboïdal reposant sur une basale, et le séparant d'un tissu conjonctif riche en vaisseaux et en nerfs. Ce tissu envoie des prolongations de tissu dense et trabéculaire dans l'organe, le divisant en lobes et lobules.

La tunique musculaire peut consister en deux couches, ou être entièrement entremêlée. Elle est mince chez les ruminants et envoie des faisceaux plus ou moins abondants dans les conduits excréteurs.

3.3. La prostate (Prostata).

La prostate est un complexe glandulaire impair, médian et bilobé qui englobe l'urètre prostatique et les canaux éjaculateurs.

On y distingue généralement deux parties :

- le corps de la prostate : une portion externe et compacte (Corpus prostata), placée en travers de l'urètre dont il couvre la partie dorsale et à peine les faces latérales(chez le taureau). Il est absent chez le bélier.
- la partie disséminée (Pars disseminata) : très développée chez le bélier. Elle est étalée dans la paroi de l'urètre membranacée. Elle représente le noyau interne de la glande: son épaisseur sur la face dorsale atteint 1 cm alors que, typiquement chez le bélier, elle est interrompue sur la face ventrale.

La substance glandulaire se trouve divisée en lobules irréguliers, disposés de façon radiaire et convergente autour de l'urètre. Les septums qui les séparent sont minces et composés de tissu conjonctif. Les glandes prostatiques sont tubulo-alvéolaires ramifiées, assemblées autour d'un canal collecteur qui s'ouvre dans l'urètre prostatique au niveau du veru montanum. Ces glandes et leurs canaux excréteurs sont limités par un épithélium cylindrique ou cubique simple, parfois pseudostratifié. Les cellules cylindriques présentent souvent une protusion de leur pôle apical indiquant une activité secrétoire de type apocrine. Il n'est pas rare de trouver, dans la lumière des tubes ou alvéoles, des concrétions sous forme de lames concentriques : on parle de sympexion de Robin.

Le chorion ou stroma prostatique est le tissu déposé entre les éléments glandulaires. Il est constitué de gros faisceaux de fibres collagènes et élastiques, ainsi que de cellules musculaires lisses, de vaisseaux sanguins et de fibres nerveuses amyélinisées.

Une particularité de la prostate est l'organisation du tissu musculaire en sphincters. On y distingue un sphincter interne et lisse, et un sphincter externe strié. L'urètre, à son origine, se développe dans le sphincter lisse, dont il est séparé par des glandes dites "intrasphinctériennes". Le sphincter strié ne se trouve que dans la partie postérieure et entoure également l'urètre.

3.4. Les glandes du bulbe urétral ou glandes de Cowper.

Ces glandes sont des structures pairées localisées dorso-latéralement par rapport à la portion bulbaire de l'urètre. Elles sont globuleuses et larges de 1 cm environ.

Chez le bélier, le taureau et l'étalon, les glandes de Cowper sont tubulo-alvéolaires. Elles sont tubulaires composées chez le verrat, le chat et le bouc. Elles sont absentes chez le chien. La portion secrétante est limitée par un épithélium cylindrique simple, avec parfois des cellules basales.

Ces glandes s'ouvrent, soit directement, soit par l'intermédiaire de tubes connectifs à épithélium cubique simple, dans les tubes collecteurs munis d'épithélium cubique ou cylindrique simple. Ceux-ci s'unissent pour former les canaux intraglandulaires à épithélium pseudostratifié et de plus grande taille,puis les canaux excréteurs de la glande bulbo-urêtrale à épithélium de transition.

Les glandes de Cowper sont entourées par une capsule fibro-élastique contenant des proportions variables de cellules musculaires striées. Cette enveloppe envoie, par sa face interne, des trabécules de tissu conjonctif lâche et régulier, riches en cellules musculaires lisses et striées, et séparés entre eux par du tissu conjonctif lâche (tissu connectif, également trouvé entre les glandes).

4. L'URETRE ET LE PENIS.

4.1. L'urêtre masculin (Urethra masculina).

L'urètre masculin est un sinus uro-génital très évolué : il assure en effet la double fonction : d'excrétion du sperme (arrivant par le veru montanum dans la prostate) et d'excrétion de l'urine. C'est un long conduit impair pourvu de multiples formations annexes, les unes glandulaires et les autres érectiles, ces dernières appartenant au pénis. L'urêtre est musculo-cutané; sa partie pelvienne (Pars pelvina) s'étend du col de la vessie jusque dans la région de l'ischion (40 cm environ). Sa partie penienne (Pars penis) ou partie spongieuse (Pars spongiosa) est associée au corps caverneux et incluse dans l'organe génital mâle (Penis); elle a une longueur de 10 cm environ et va jusqu'à son extrémité libre.

L'urêtre contient des glandes tubulo-acineuses (glandes urêtrales) dont la disposition varie selon les espèces; elles sont plus abondantes sur la partie dorsale.

4.1.1. L'urêtre pelvien.

L'urêtre pelvien est limité par un épithélium de transition reposant (par l'intermédiaire d'une basale) sur du tissu aréolaire, riche en glandes et en tissu érectile. Le muscle urêtral est de type strié squelettique et l'adventice recouvre l'ensemble de la couche musculaire. Cette portion de l'urêtre a une fonction plus glandulaire qu'érectile. C'est dans cette partie que s'ouvrent les ostiums éjaculateurs et les conduits excréteurs des glandes annexes. La partie craniale est coiffée par la prostate, elle est de ce fait qualifiée de partie prostatique (Pars prostatica). Le reste de son étendue est couverte d'un large sphincter (muscle urêtral) et constitue la partie membranacée (Pars membranacea); elle est beaucoup plus longue que la partie prostatique et est couverte de chaque côté par la glande bulbo-urêtrale dans sa partie la plus caudale. Aussitôt après avoir traversé le diaphragme pelvien, elle se prolonge par la partie spongieuse (ou penienne) dans le pénis.

L'urêtre prostatique est essentiellement constitué d'une muqueuse, les formations musculo-adventitielles, qui se confondent avec le noyau de la prostate. L'épithélium est de type urinaire en amont du veru montanum, et de type stratifié ou pseudostratifié en aval. On subdivise l'urêtre en 3 parties :

a) Une portion ante-montanale entourée du sphincter lisse.

b) Une portion juxta-montanale en forme de croissant où viennent s'ouvrir également les canaux éjaculateurs. Au centre du veru montanum débouche l'utricule prostatique actuellement interprété comme glande vésiculaire du tractus génital mâle.

c) Une portion post-montanale présentant une lumière plus applatie.

4.1.2. L'urêtre penien ou partie spongieuse (Pars spongiosa).

L'urêtre penien est caractérisé par la présence dans la paroi, d'une couche particulière de tissu érectile, et est, en outre, enveloppé sur une partie de sa longueur par le muscle bulbospongieux. Il fait partie du pénis, dont sa gaine érectile constitue le corps spongieux. En contournant l'arcade ischiatique, la paroi caudale présente une grande épaisseur de tissu érectile : le bulbe du pénis (Bulbus penis). Nous en reparlerons lors de la description du pénis.

L'urêtre est limité par un épithélium de transition remplacé occasionnellement par un épithélium pavimenteux stratifié non kératinisé au niveau de l'orifice externe. Le tissu conjonctif avoisinant est dense ou irrégulier avec des fibres élastiques et musculaires lisses, mais aussi des vaisseaux lymphatiques et des formations lymphoïdes. Des glandes, peu nombreuses, peuvent être présentes dans le chorion, ainsi qu'un plexus veineux dans sa partie profonde, en continuité avec le tissu érectile du corps spongieux. La musculeuse est composée de cellules musculaires lisses.

La partie spongieuse de l'urêtre se prolonge le long des corps caverneux en un long segment tubulaire jusqu'à l'extrémité libre du pénis, logé dans un sillon urêtral et longé par les muscles rétracteurs de ce dernier. Il s'ouvre à l'extérieur par l'ostium externe de l'urêtre à l'extrémité libre du pénis et au sommet

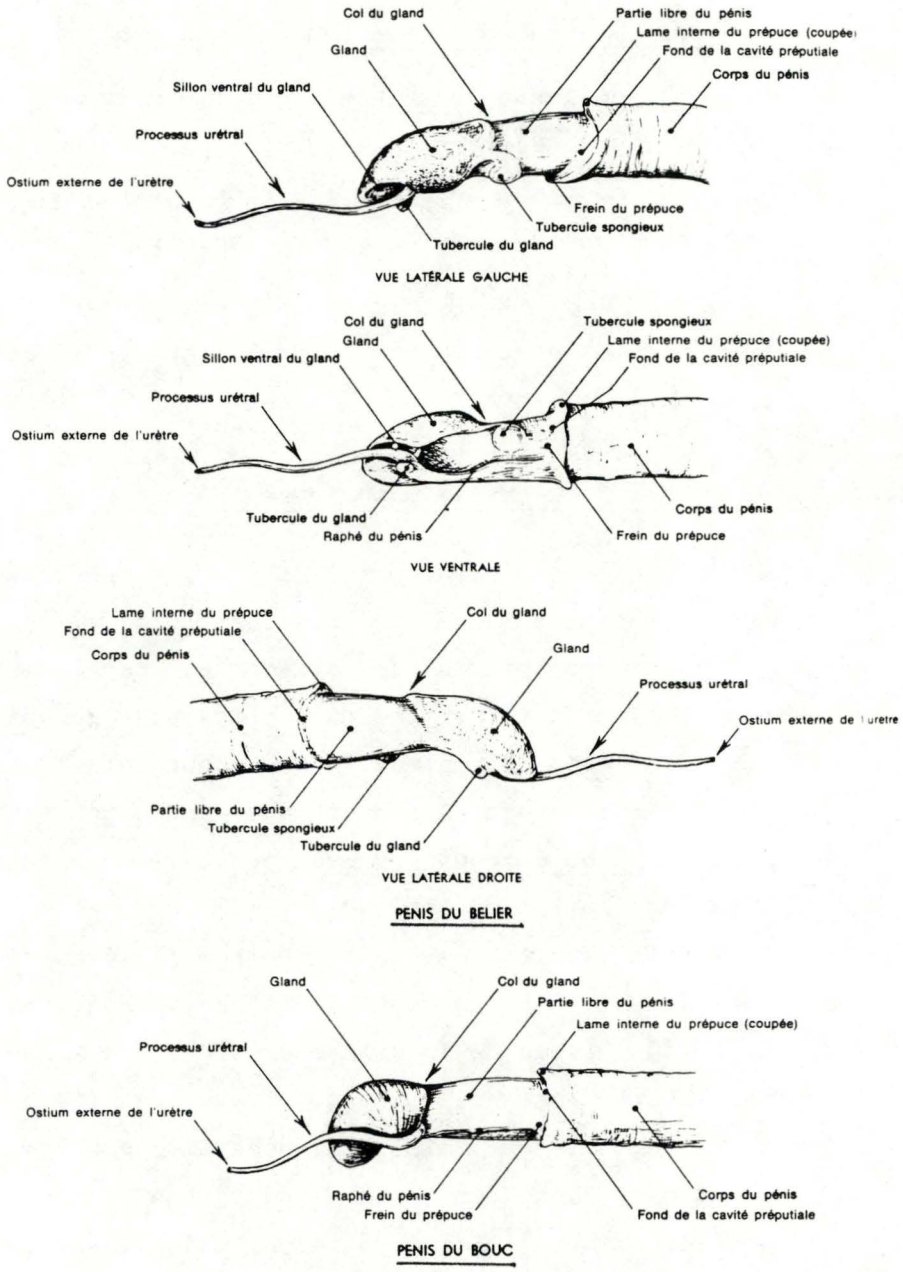


Fig. 17 : **EXTRÉMITÉ LIBRE DU PÉNIS DU BÉLIER ET DU BOUC**

(Selon BARONE, 1978).

d'un prolongement urêtral chez les Equidés et les Ruminants : le processus urêtral (Processus urethral).

Le tissu érectile a une structure comparable à celle des corps caverneux du pénis; il sera décrit plus loin. Il est limité par une albuginée fibro-élastique dont la face profonde délègue des cloisons incomplètes : les trabécules du corps spongieux. Le réseau vasculaire est pourvu de fortes dilatations, les alvéoles ou cavernes du corps spongieux qui ont pour rôle de provoquer la rigidité du tissu lors de l'érection.

4.2. Le pénis.

Le pénis est l'organe copulateur du mâle. Il contient la partie penienne de l'urêtre (partie spongieuse), les corps caverneux et le corps spongieux du gland. Il est long d'une quarantaine de cm chez le bélier, de type fibro-élastique pauvre en tissu érectile. Il comporte une inflexion en "S" au-dessus des bourses et présente deux parties : la partie fixe (corps du pénis) maintenue par un système de fascia et de ligaments, et la partie mobile ou libre, protégée au repos par un repli cutané : le prépuce (Préputium) qui s'efface par déploiement lors de l'érection.

4.2.1. Les formations érectiles.

Les formations érectiles sont au nombre de deux :

Le corps caverneux est une formation supérieure en forme de croissant; il est entouré par une couche conjonctive épaisse (qui détermine à peu près la forme du pénis), l'albuginée. Celle-ci sépare le corps caverneux en deux parties par un septum fibreux se détachant de sa face profonde. Outre des fibres conjonctives, l'albuginée et son septum comprennent des quantités variables de fibres élastiques et musculaires lisses.

Chez les ruminants, le septum a pratiquement disparu. La face ventrale du corps se déprime et constitue, avec l'urêtre, un large sillon urêtral dans lequel est logé la partie spongieuse du conduit. Il forme de plus, chez le bélier uniquement, un relief particulier sur la face droite du pénis, caudalement au col du gland : le tubercule spongieux (Fig. 17).

Des artères hélicines vascularisent les espaces caverneux, décrivant un trajet sinueux. Des cellules musculaires lisses de leur intima font saillie dans la lumière des vaisseaux sanguins sous forme de crêtes ou de coussinets, causant ainsi une oblitération partielle. Lors de l'érection, ces fibres se relâchent, permettant ainsi un afflux sanguin dans les cavernes (lacunes sanguines) et donc la rigidité du corps.

Le corps spongieux (peu développé chez le bélier) entoure plus ou moins l'urêtre et est en continuité avec le tissu érectile de l'urêtre pelvien (fig. 17). Sa dilatation formant le bulbe du pénis. Le corps spongieux, nous l'avons vu, est logé dans le sillon urêtral des corps caverneux. Il est dorsalement en continuité avec le corps spongieux du gland, formation occupant l'extrémité libre du pénis et entourant les corps caverneux et l'urêtre, mais réduite chez le bélier.

L'albuginée est moins épaisse que celle des corps caverneux mais plus riche en cellules musculaires. Il est à remarquer que, lors de l'érection, le corps spongieux garde une souplesse plus grande, ce qui permet au sperme de traverser l'urêtre penien.

4.2.2. Le gland (Glans penis).

L'extrémité libre du pénis forme une expansion de volume et de conformation variable, le gland. Il est revêtu d'un tégument lisse et est, chez le bélier, recourbé en crochet et assymétrique. Un sillon sépare le gland du corps du pénis : le col du gland (Fig. 17). Le sommet du gland porte, chez le bélier et le bouc, le processus urêtral long de 4 cm chez le bélier, et qui naît à la base du gland côté gauche (Fig. 17). Il est formé d'une faible couche de tissu érectile qui le redresse et le rend semi-rigide lors de l'érection.

Le gland n'est bien développé que chez le cheval et le chien et est composé d'un épithélium pavimenteux stratifié dépourvu de glandes, d'un chorion caractérisé par ses papilles larges et longues et d'une albuginée riche en fibres élastiques.

4.2.3. Le prépuce (Preputium).

Anciennement appelé "fourreau", le prépuce est une enveloppe cutanée abritant le gland ou partie libre du pénis à l'état de repos. Il est long et étroit, et atteint le voisinage immédiat

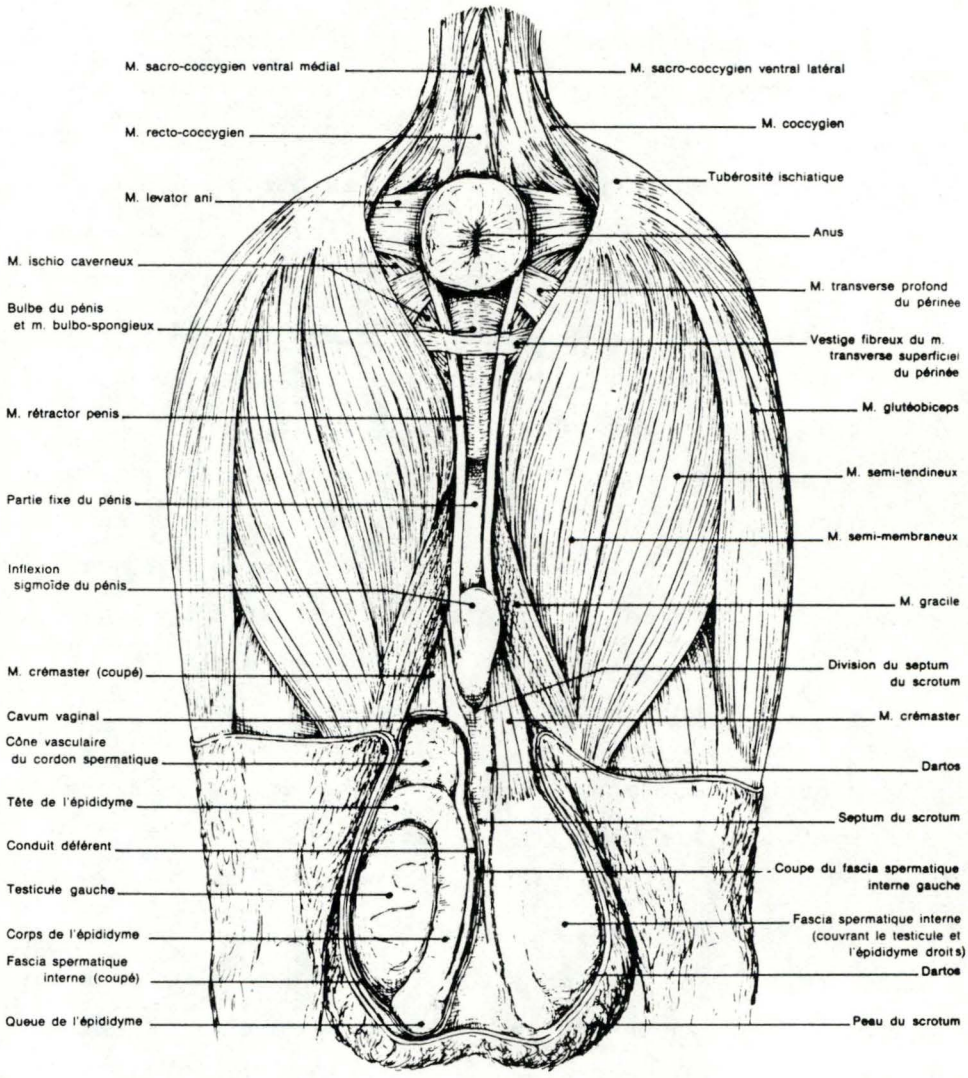


Fig. 18 : **RÉGION PÉRINÉALE ET ENVELOPPES DES TESTICULES D'UN BÉLIER**

En coupe transversale, vue caudale.

(Selon BARONE, 1978).

de l'ombilic. On l'appelle aussi "cavité préputiale (fig. 1), il peut avoir une profondeur de 30 à 35 cm. Il se réfléchit sur le pénis formant un simple cul-de-sac annulaire interrompu ventralement par un frein peu saillant. Des muscles préputiaux régissent le recouvrement ou le découvrement du pénis lors de l'érection ou au repos.

L'ouverture extérieure de la cavité préputiale se nomme : l'ostium préputial. Il est formé d'un épithélium externe (peau du pénis) renfermant de nombreuses glandes sébacées, de tissu conjonctif et d'un épithélium interne. Des formations lymphoïdes isolées (nodules) sont trouvées chez les ruminants au niveau de l'épithélium interne, et un plexus veineux érectile est localisé dans le chorion.

4.2.4. Les muscles du pénis.

Outre les fibres musculaires abondantes dans les couches de ses divers constituants, le pénis possède des muscles striés particuliers :

- Le muscle bulbo-spongieux est strié et impair. Anciennement appelé "bulbo-caverneux", il est limité au bulbe du pénis chez les ruminants, et prend une disposition sphinctérielle sans envelopper complètement le conduit (Fig. 18); il est ouvert dorsalement. Il intervient pour vider l'urètre des dernières quantités de liquide qu'il renferme dans les dernières phases de l'érection, et contribue à chasser le sang vers l'extrémité libre du pénis.
- Le muscle iscio-caverneux est pair et placé à la surface du pilier correspondant du pénis. Il prend origine sur la tubérosité ischiatique et se termine attaché à l'albuginée du corps caverneux, faces latérale et urêthrale. Il a un rôle important dans l'érection et oriente le pénis pour la copulation.
- Le muscle rétracteur du pénis est un muscle lisse et pair. Il prend origine à la face ventrale des premières vertèbres du coccyx et descend jusqu'au bulbe du pénis ventralement (fig. 18). Il suit le corps spongieux sur lequel il envoie des faisceaux (insertion distale). Comme son nom l'indique, il concourt à ramener le pénis, après érection, dans sa position du repos.

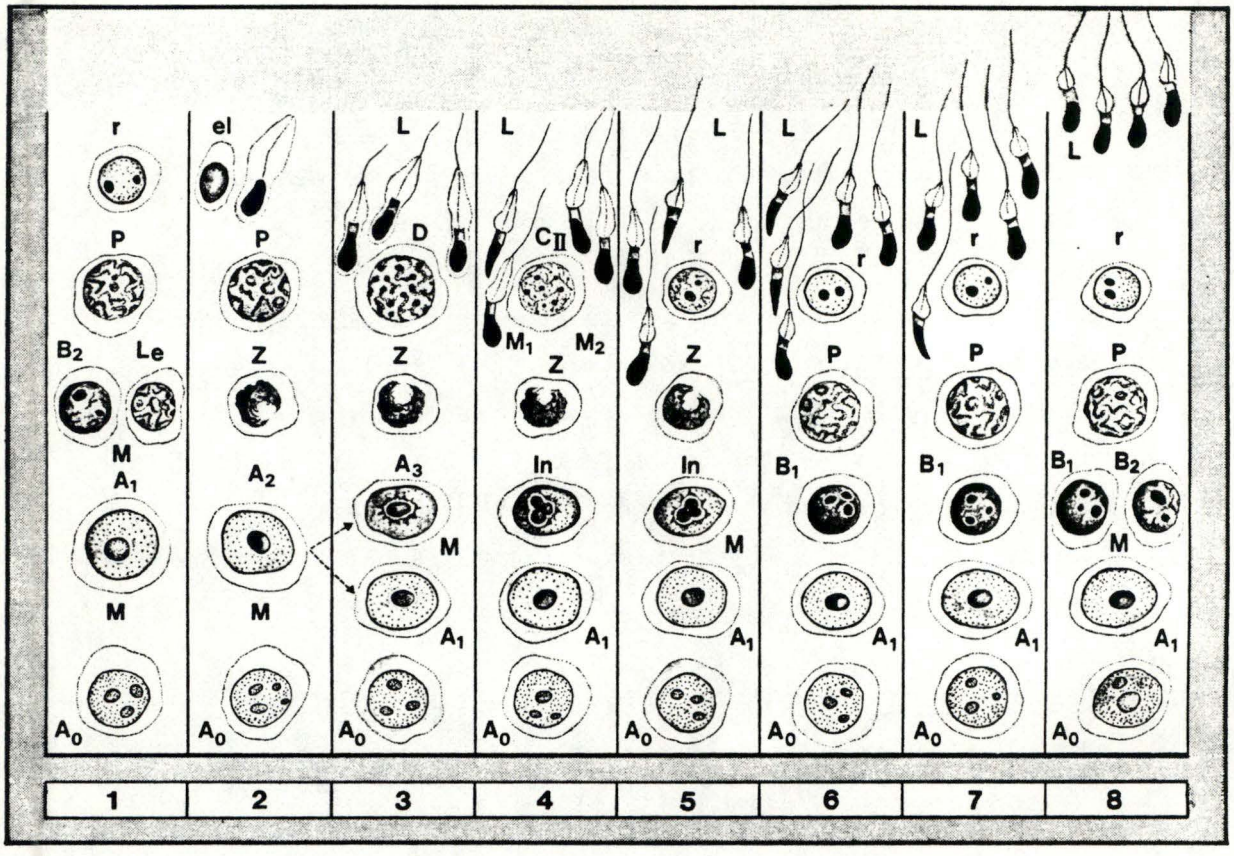


Fig 19 : Associations cellulaires des 8 stades du cycle de l'épithélium séminifère chez le taureau.

Ao et A1 : cellule de réserve.
A2 et A3 : spermatogonie de type A.
In : spermatogonie intermédiaire.
B1 et B2 : spermatogonie de type B.
M : cellule en mitose.

Le, Z,P et D : stades leptotène, zygotène, pachytène et diplotène de la meïose des spermatocytes primaires.

C11 : spermatocyte secondaire .
M1 et M2 : première et seconde divisions de maturation de la meïose.

r : spermatide rond .
el : spermatide s'allongeant.
L : spermatide allongé .

(Selon ORTAVANT et AL, 1977).

B. FONCTIONNEMENT DU SYSTEME GENITAL MALE.

1. FONCTIONNEMENT DU TESTICULE.

1.1. Spermatogenèse et cinétique.

La spermatogenèse consiste en une série de transformations aboutissant à la formation de spermatozoïdes. Elle est constituée de trois grandes étapes :

- La spermatocytogenèse : les spermatogonies, dérivées de gamétocytes, produisent des spermatocytes primaires encore diploïdes.
- La méïose : division réductionnelle donnant à la cellule sexuelle son nombre haploïde de chromosomes et produisant ensuite les spermatides par divisions de maturation.
- La spermiogenèse : les spermatides se modifient et aboutissent (sans autre division) à la formation de spermatozoïdes.

La durée totale de la spermatogenèse, jusqu'à la libération des spermatozoïdes dans la lumière des tubes séminifères, est de 49 jours chez le bélier. La durée de la meïose s'étale de 15 à 19 jours, celle de la spermiogenèse de 14 à 20 jours.

Le cycle spermatogènique commence par division des spermatogonies A, qui est le point de départ d'une série spermatogénique. Avant que cette série n'ait complété son évolution, plusieurs nouvelles séries commencent dans la même partie de l'épithélium. Toute section de l'épithélium montre donc plusieurs générations de cellules germinales superposées. Le cycle spermatogénique est le temps séparant le départ de deux séries spermatogéniques, il est de 10,3 jours chez le bélier.

Le cycle de l'épithélium séminifère est formé par une série de changements se passant en un lieu donné de l'épithélium et entre deux apparitions successives de la même association cellulaire. Ces changements sont classés, soit en fonction de l'acrosome (et on distingue alors 12 stades), soit en fonction des associations cellulaires. Dans ce dernier cas, on distingue

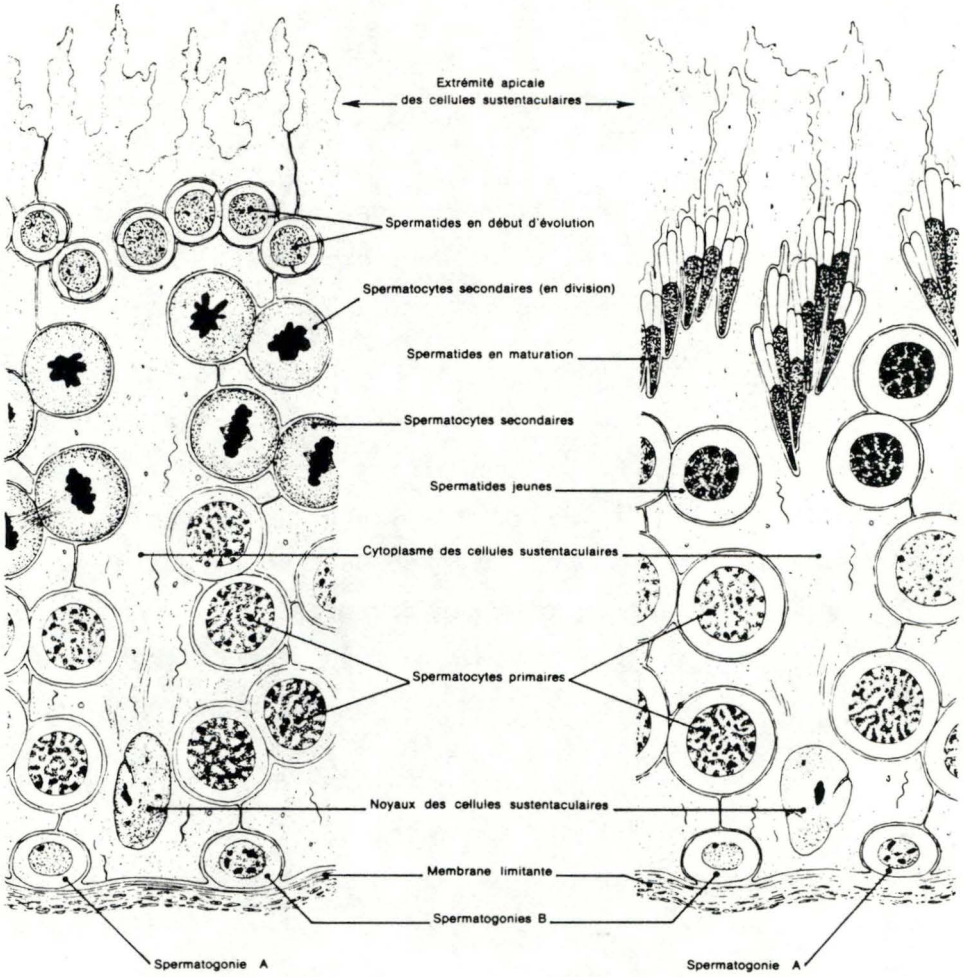


Fig. 20 : Structure des tubes séminifères en coupe transversale. Les schémas montrent deux stades différents de l'épithélium séminal.

A gauche : 2 générations de spermatocytes et une seule de spermatide.

A droite : Une seule génération de spermatocyte et deux générations de spermatides.
(ronds et allongés, en maturation).

(Selon BARONE, 1978).

8 associations différentes ou 8 stades (Fig. 19). Le cycle représente le laps de temps écoulé entre deux mêmes stades (en jours) :

Temps écoulé entre deux stades 1 :	21,7	± 0,9
entre deux stades 2 :	10,6	± 0,6
entre deux stades 3 :	18,4	± 0,6
entre deux stades 4 :	10,5	± 0,5
entre deux stades 5 :	4,2	± 0,4
entre deux stades 6 :	13,1	± 0,8
entre deux stades 7 :	10,8	± 0,7
entre deux stades 8 :	10,3	± 0,8

Les successions d'associations cellulaires ne se déroulent pas seulement sur une section transversale de l'épithélium (Fig. 20) mais sur toute la longueur des tubes. On assiste à une continuité d'ordre segmentale : à un endroit de l'épithélium on observe une association cellulaire, un peu plus loin on observe le stade suivant ou précédent et ainsi de suite (8 stades). On parle alors de séries spatiales spermatogéniques; la distance séparant deux mêmes stades est de 10 mm chez le taureau et devrait être plus ou moins la même chez le bélier vu la similitude de leurs systèmes.

Passons maintenant à la description propre de la spermatogenèse avec ses trois grandes phases :

1.1.1. La spermatocytogenèse.

La spermatocytogenèse est la transformation de gonocytes en spermatogonies puis en spermatocytes I.

Les spermatogonies, situées dans l'épithélium germinatif des tubes séminifères, sont des cellules dérivant des gonocytes. Ces dernières sont présentes dès la vie embryonnaire mais la transformation ne commence qu'à la puberté, grâce à l'intervention d'hormones.

On reconnaît chez le bélier 3 types de spermatogonies: le type A, le type intermédiaire (In) et le type B. Le nombre de divisions mitotiques que subissent ces cellules est caractéristique de l'espèce. Il est de 5 chez les ovins : 2 portant sur la cellule de type A, 1 sur le type "In" et 2 sur le type B (Fig. 21). Les cellules de type A sont caractérisées par un noyau arrondi dont la chromatine se présente en fines granulations et on note

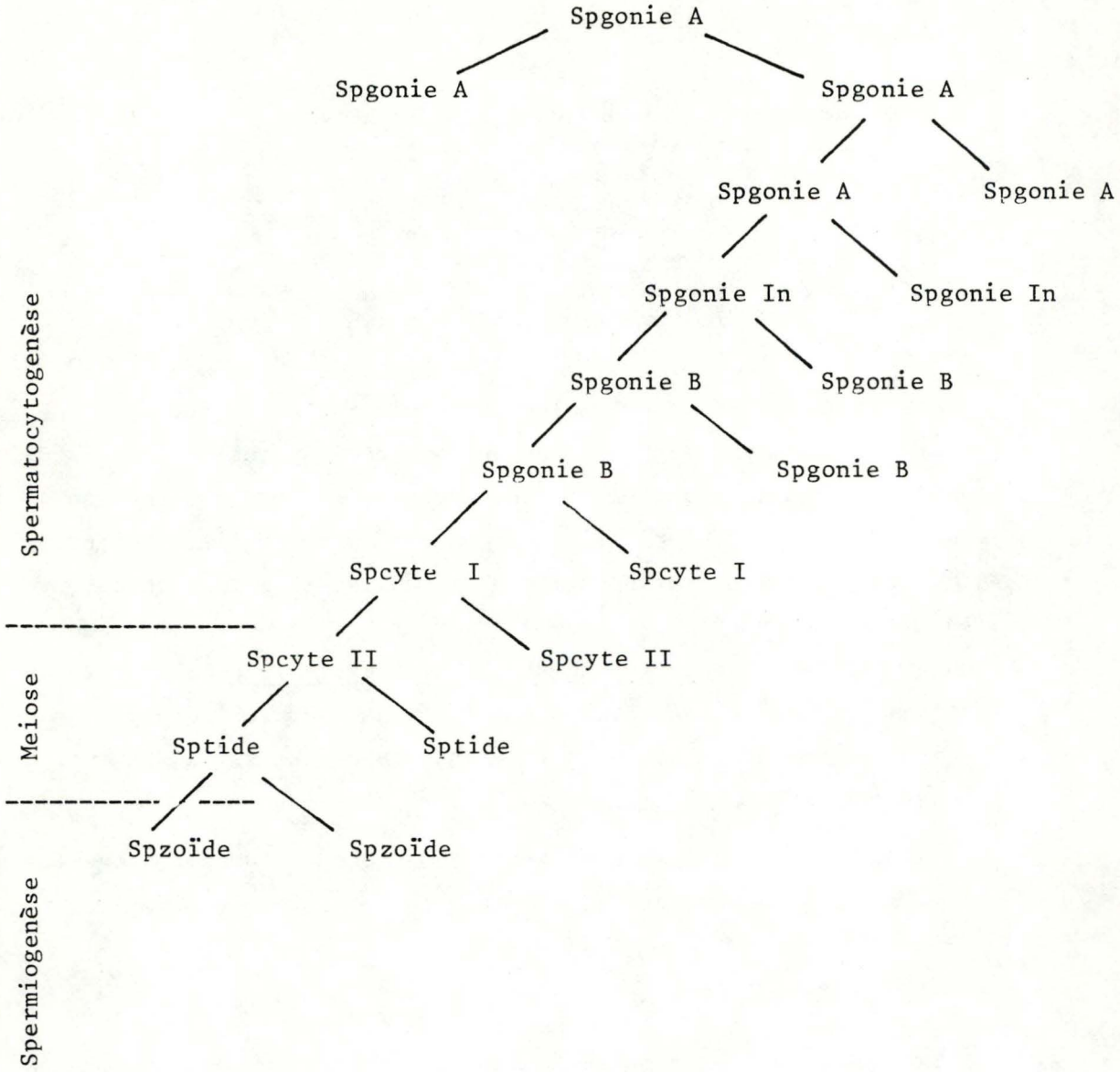


Fig.21 : Spermatogenèse

la présence de 1 à 2 nucléoles attachés à la membrane nucléaire. La dernière division mitotique de ce type produit, d'une part, une nouvelle spermatogonie de même type (constituant une réserve pour une production de même type) et d'autre part une spermatogonie "In". Celle-ci, en se divisant, donne 2 spermatogonies de type B qui sont à l'origine de nouvelles spermatogenèses.

Dès que la spermatogonie de type B s'est divisée en donnant 2 spermatocytes I (ou primaires), la spermatogonie A de réserve entame les mêmes divisions que la cellule de type A initiale. Il y aura donc toujours, à partir d'une cellule de type A (de deuxième génération) qui se divise :

- une cellule de même type constituant la réserve (et inactive jusqu'à ce que la 2e cellule fille atteigne le stade de spermatocyte I).
- Une cellule de type intermédiaire qui se divise en 2 spermatogonies de type B puis en 4 spermatocytes I.

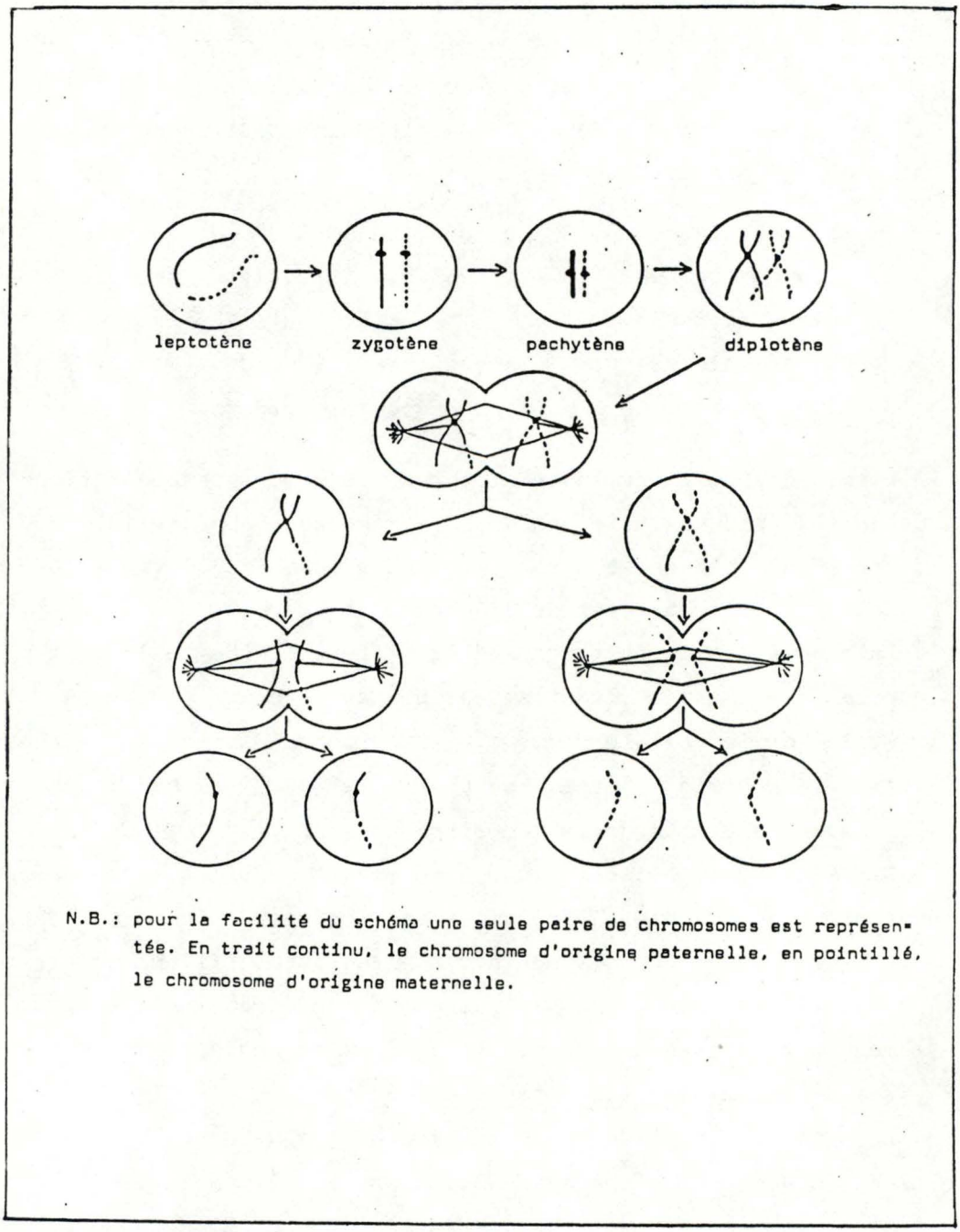
Avant d'aboutir aux spermatocytes, le nombre de générations de cellules est variable selon les espèces. Une cellule souche donne donc naissance à un nombre plus ou moins élevé de spermatocytes I; ce nombre est de 16 chez le bélier.

La spermatogonie de type "In" se différentie de celle de type A par le fait que sa chromatine est peu colorable.

Celle de la cellule de type B est reconnaissable par sa répartition en grains épais. De plus, "le" ou "les" nucléoles sont dorénavant distants de la membrane nucléaire.

La microscopie électronique a récemment révélé que les spermatogonies de dernière génération sont reliées à leurs semblables de même souche par des ponts cytoplasmiques. Il en est de même pour les spermatocytes qui sont donc groupés lorsque issus de même souche; leur développement se fait de manière synchrone, on parle de "spermatocytes interconnectés".

Les ponts cytoplasmiques subsistent jusque dans les tous derniers stades de la spermatogenèse. Leur rôle serait, soit d'atténuer les différences entre cellules, par mise en commun des substances circulant dans le cytoplasme (ERIKSON, 1985), soit d'assurer une synchronisation des mécanismes (SCHLEIERMACHER et SMITH, cités par ERIKSON, 1985).



N.B.: pour la facilité du schéma une seule paire de chromosomes est représentée. En trait continu, le chromosome d'origine paternelle, en pointillé, le chromosome d'origine maternelle.

Fig. 22 : Schéma simplifié des deux divisions de maturation de la meïose.
(Selon LELOUP, 1984).

1.1.2. La meïose.

La meïose, ou division réductionnelle, est une phase très longue, elle a une durée d'environ 15 jours chez le bélier (Fig. 22).

Les spermatocytes issus de la spermatocytogenèse ressemblent, aux premiers abords, aux spermatogonies qui leur ont donné naissance, mais leur cytoplasme devient plus abondant et ils s'éloignent d'autant plus de la membrane basale que leur taille augmente, étroitement entourés par les cellules de Sertoli. Ces spermatocytes sont dits primaires (I), ils sont diploïdes (2N=54 chez le mouton).

La "première division de maturation" mène à la formation de spermatocytes II ou secondaires. Ceux-ci ont une taille plus petite avec un noyau vésiculeux et peu de cytoplasme. Ils sont difficilement observables car ils n'ont que quelques heures de vie, correspondant au temps que dure l'interphase.

Le spermatocyte II entre alors dans la "deuxième division de maturation", aboutissant à la formation de spermatides haploïdes. Ceux-ci se disposent en quelques rangées, proches de la lumière des tubes séminifères. Ils sont encore reliés entre eux par des ponts cytoplasmiques. Leur orientation, par rapport à la cellule de Sertoli, traduit une certaine polarisation.

Les spermatides sont, dans leur état initial, des cellules arrondies avec un noyau sphérique contenant une chromatine finement granuleuse. Leur membrane renferme un cytoplasme peu abondant pourvu d'un appareil de Golgi, d'abord peu développé, mais qui va subir des modifications au cours de la maturation des spermatides, c'est-à-dire au cours de la spermiogenèse.

1.1.3. La spermiogenèse.

Dérivés de la séconde division de maturation, les spermatides, cellules haploïdes (27 chromosomes), donnent naissance aux spermatozoïdes par transformations morphologiques successives mais sans division.

Quatre étapes sont généralement reconnues (Fig. 23) :

La phase dite "golgienne" est caractérisée par la formation, à partir de vésicules golgiennes, d'une vésicule ou "vacuole acrosomatique" contenant un granule dit "acrosomial". Cette vésicule s'accole à la membrane externe nucléaire, du côté de la périphérie des tubes séminifères.

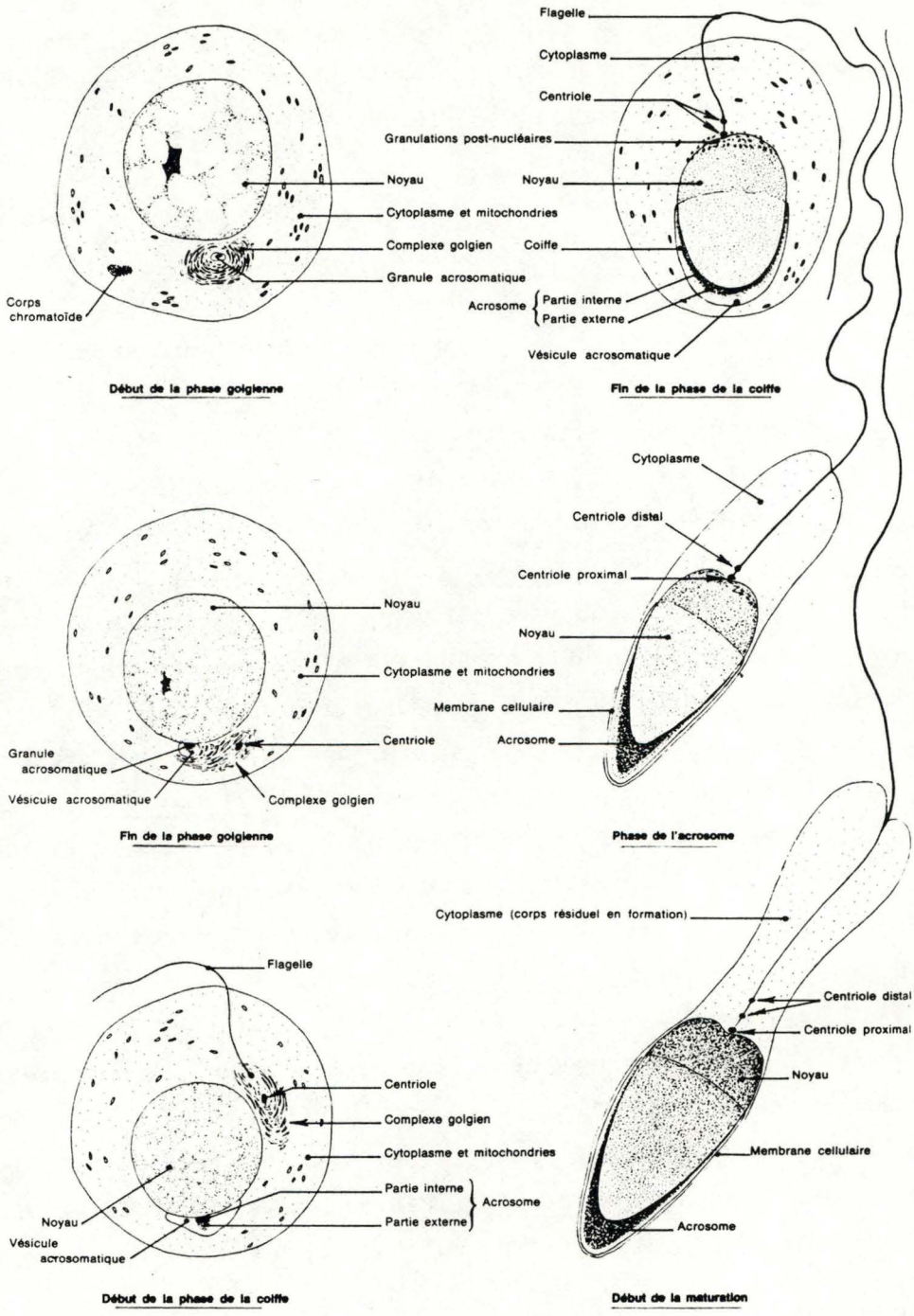


Fig. 23 : Schéma de l'évolution des spermatides.

(Selon BARONE, 1978).

La phase "de la coiffe", ou "du capuchon" est marquée par l'extension de la vésicule. Elle migre doucement, avec le granule, vers le pôle opposé du noyau et finit par l'entourer à moitié. Le granule (migrant dans le même sens) s'applatit peu à peu.

Lors de la phase de l'acrosome, le noyau s'allonge à son tour, perpendiculairement à la membrane basale de l'épithélium germinatif. La vésicule acrosomiale atteint sa taille maximale, s'accole à la membrane cellulaire et la soulève. Elle finit par perdre son liquide et s'affaisse sur le granule de sorte que, en partant du noyau, différentes couches successives peuvent être observées : membrane nucléaire, membrane interne acrosomiale, corps du granule maintenant appelé (avec la vésicule) "acrosome", membrane externe acrosomiale et membrane cytoplasmique. La coiffe céphalique ou acrosome a atteint sa forme et sa position définitives. L'appareil de Golgi, qui a migré durant cette phase, peut être observé au pôle postérieur.

La phase de maturation est caractérisée par le fait qu'un des 2 centrioles qui, dès le début de la spermiogenèse ont rejoint la face postérieure du noyau (celle qui regarde le centre des tubes séminifères), va s'accoler à la membrane nucléaire. On l'appelle le "centriole proximal". L'autre centriole migre plus loin, c'est le centriole distal. Il est bientôt prolongé par un cil flottant dans le cytoplasme qui devient un flagelle nommé "filament axial", d'emblée mobile (BARONE, 1978) mais incapable de fournir au futur spermatozoïde une motilité propre. Lorsqu'il s'allonge et sort de la cellule, il entraîne avec lui le cytoplasme provoquant par là l'allongement du spermatide. Le cytoplasme s'accumule ensuite dans un saccule caudal avec des restes golgiens, des goutelettes lipidiques, des fragments d'ARN et autres déchets. Les mitochondries fournissent de l'énergie à la cellule. Elles se regroupent pour former une double hélice, autour de la partie initiale du flagelle, le filament spiral.

Les spermatozoïdes ainsi formés (mais non matures) sont libérés dans la lumière du tube séminifère par la cellule de Sertoli; ce processus sera décrit ultérieurement. Leur maturation ne se fera que plus tard, lors du transit épididymaire.

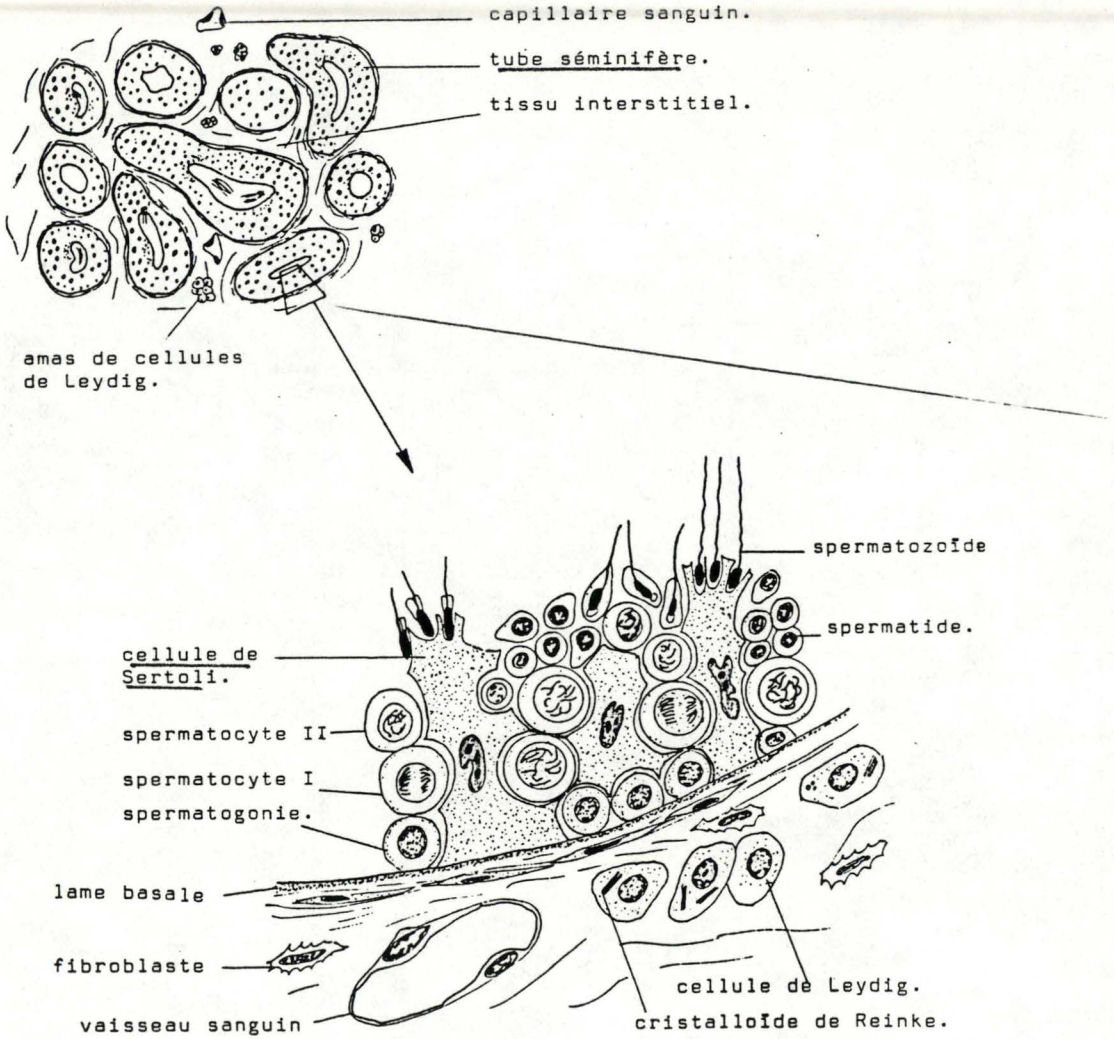


Fig. 24 : Localisation et structures des cellules de Leydig dans le testicule.

(Selon LELOUP, 1984).

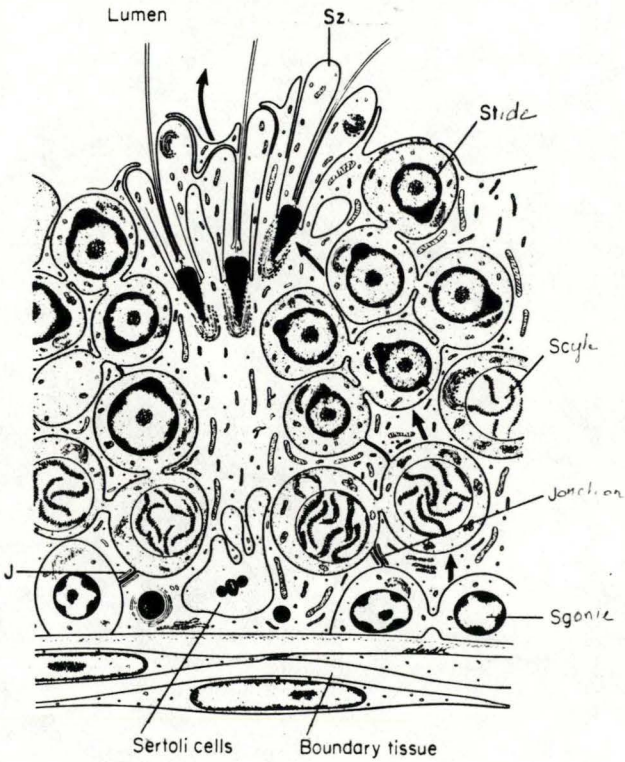


Fig. 25 : Structure d'une cellule de Leydig.

(Selon SETCHELL, 1977).

1.2. Cellules de Sertoli.

Les cellules de Sertoli, comme nous l'avons décrit précédemment, occupent une position clef entre les cellules germinales et le tissu intersticiel (Fig. 24 et 25). Elles assurent divers rôles très importants :

1.2.1. Fonction exocrine.

Les cellules de Sertoli représentent la partie exocrine du testicule : elles seraient, en effet, responsables de la secrétion de deux protéines : l'inhibine et l'A.B.P. (Androgene Binding Protein).

L'inhibine est une protéine en partie résorbée dans le rete testis vers la circulation générale. En plus de son rôle endocrinien (inhibition de l'émission de F.S.H.), elle pourrait avoir une action stimulatrice sur la spermatogenèse et peut être sur les voies génitales. Elle progresse en effet, avec les spermatozoïdes, dans les voies génitales.

L'A.B.P. est une "protéine-capteuse"; elle possède une très haute affinité pour les androgènes; elle favorise leur passage et leur concentration dans la lumière des tubes séminifères et de l'épididyme, et permet leur transport dans le fluide séminal.

La secrétion de l'inhibine et de l'ABP est sous dépendance de la F.S.H.

1.2.2. Fonction endocrine.

Les cellules de Sertoli pourraient aussi être responsables de la production de stéroïdes mais cette hypothèse est encore fort controversée. D'après une étude ultrastructurale, ces cellules possèderaient un certain nombre de caractéristiques en commun avec les cellules secrétrices de stéroïdes : un reticulum endoplasmique lisse (R.E.L.) très expansif, des goutelettes lipidiques contenant du cholestérol, des mitochondries.

Les stéroïdes seraient produits en réponse à un stimulus qui consisterait en la captation par la cellule des corps résiduels ou goutelettes cytoplasmiques dont nous venons de parler dans la description de la spermiogenèse (LACY, 1962, cité par FAWCETT, 1975). Les hormones stéroïdiennes secretées "seraient" la testo-

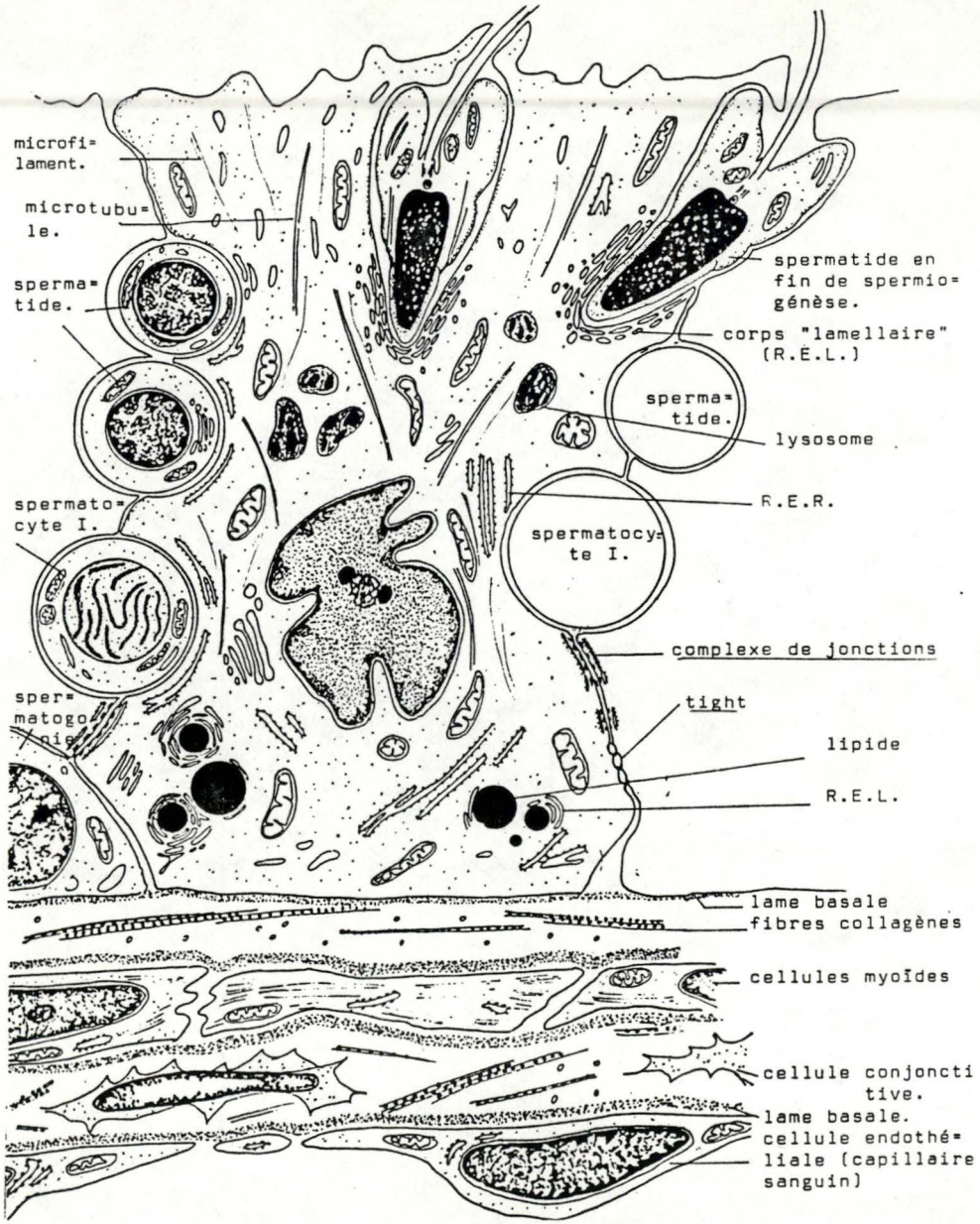


Fig. 26 : Ultrastructure de la cellule de Sertoli.
(Selon LELOUP, 1984).

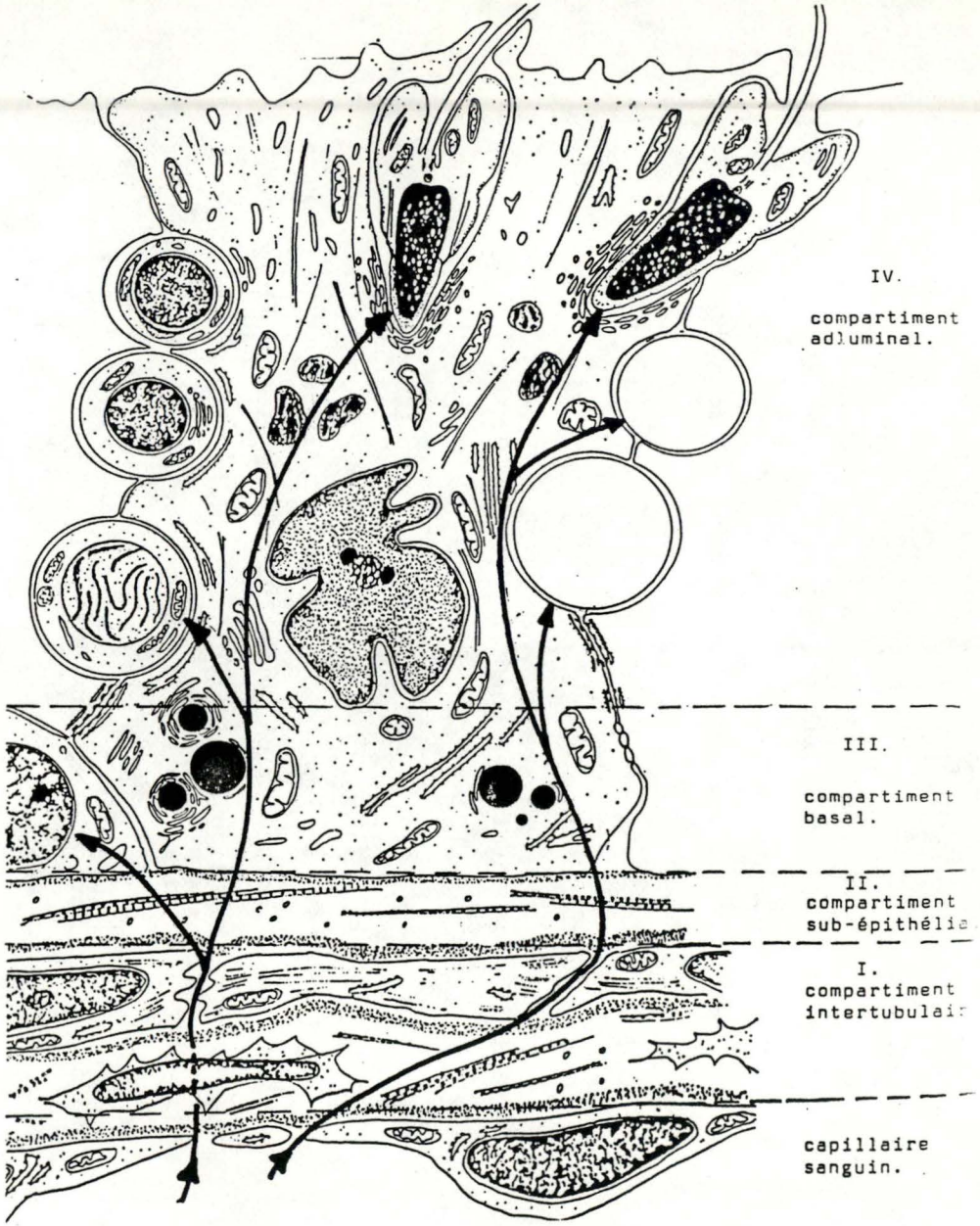


Fig. 27 : Composants de la barrière hémato-testiculaire.
(Selon LELOUP, 1984).

stérone et la 20 α- dihydroprogestérone (LACY, 1962, cité par FAWCETT, 1975). Il a été établi que la cellule de Sertoli est capable de transformer, in vitro, la pregnélonone ou la progestérone en testostérone. Mais la présence de l'enzyme nécessaire, in vivo, est encore fort discutée. De plus, on n'observe pas, au microscope électronique, de quantité assez importante de vésicules golgiennes ou de signe d'exocytose pour satisfaire la quantité de stéroïde requise.

La cellule de Sertoli n'assurerait qu'une fonction indirecte dans le transport et le maintien d'une haute concentration d'androgènes dans les tubes séminifères.

1.2.3. Rôle dans le maintien de la barrière hémato-testiculaire.

La barrière hémato-testiculaire est l'ensemble des structures interposées entre le sang circulant dans le réseau capillaire et les spermatozoïdes présents dans la lumière des tubes séminifères (Fig. 26). La barrière agit en tant que filtre. Elle est composée de différents niveaux ayant chacun leur perméabilité propre et qui, selon la taille des molécules, les laissent passer sélectivement (Fig. 27).

Le premier niveau consiste en la paroi vasculaire des capillaires. Il n'a qu'un faible pouvoir sélectif parce qu'il est perméable.

Entre le premier et le deuxième niveau s'intercalle un compartiment : le compartiment intersticiel ou intertubulaire, situé entre l'endothélium vasculaire et la membrane propre des tubes séminifères.

Les cellules myoïdes de la membrane propre des tubes représentent le second niveau de sélection. Cette membrane est nettement moins perméable que la paroi vasculaire, elle est un élément beaucoup plus effectif de la barrière.

Un autre compartiment n'intervenant pas dans la sélection se rencontre entre le second niveau et le troisième : le compartiment sub-épithélial. Il sépare la membrane propre et la lame basale des tubes séminifères.

L'épithélium séminifère constitue le troisième élément. Les cellules de Sertoli sont reliées entre elles à leur base par des jonctions assurant la cohésion et l'intégrité de l'épithélium (Fig. 26). Ces jonctions permettent une communication entre

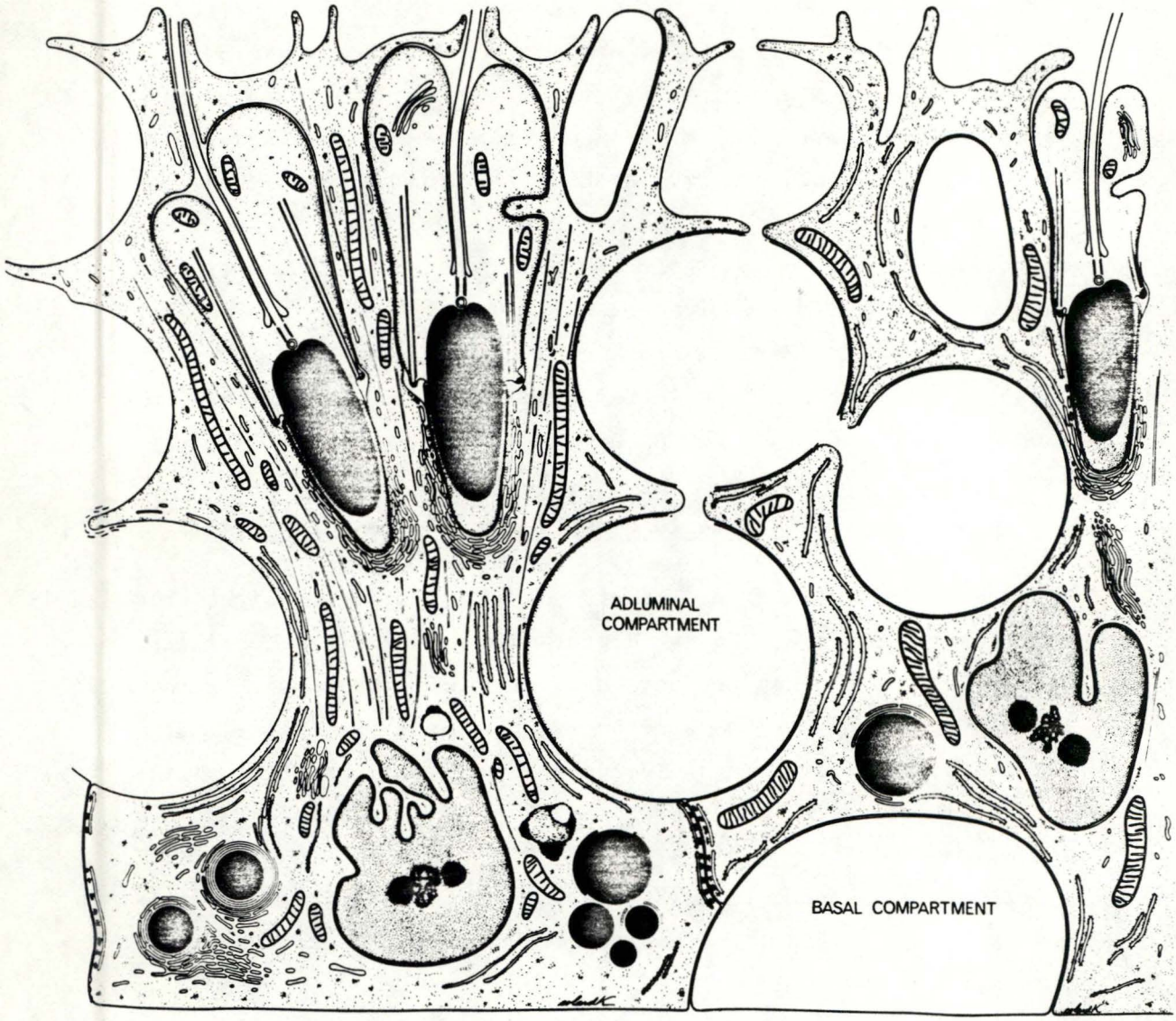


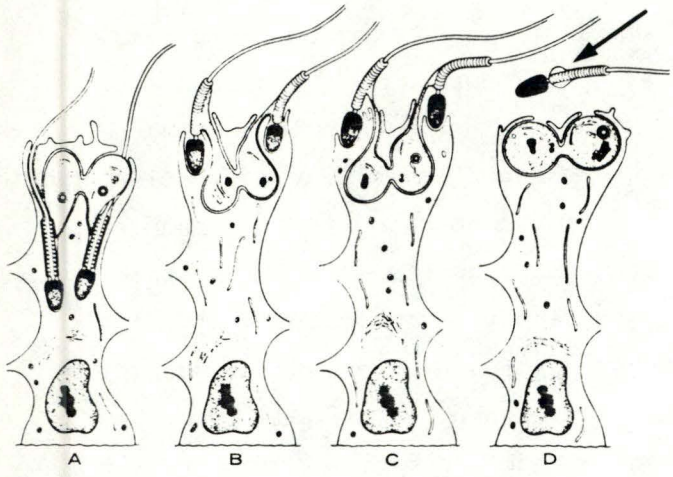
Fig. 28 : Schéma illustrant la façon dont les jonctions créent 2 compartiments entre les cellules de Sertoli.

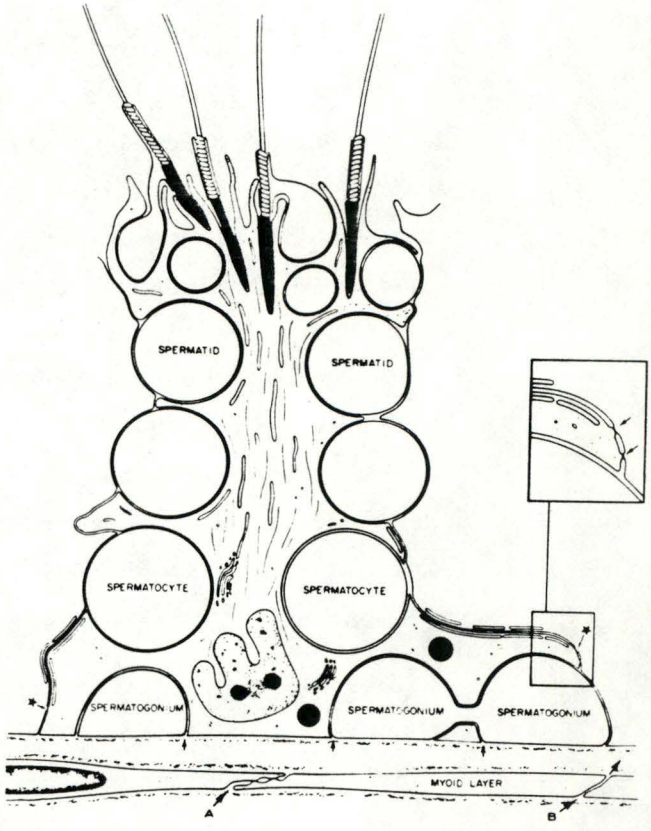
(Selon FAWCETT, 1975).

cellules, obturent les espaces intercellulaires et constituent ainsi un sérieux obstacle aux molécules. Au cours de la spermatogenèse, ces spécialisations fonctionnelles se cassent pour permettre aux spermatocytes (stade leptotène dans la meïose) de passer vers la partie apicale et de continuer leur maturation. L'épithélium est ainsi divisé en deux compartiments : un compartiment basal (1/3 inférieur) contenant les spermatogonies et les spermatocytes jusqu'au stade leptotène, et un compartiment adluminal contenant les spermatocytes plus avancés et les spermatides (Fig. 28). Les substances atteignant la base de l'épithélium en provenance du sang ont un accès direct au compartiment basal, mais pour atteindre le compartiment adluminal, elles sont donc obligées de passer par le cytoplasme des cellules de Sertoli, puisque le chemin extracellulaire est barré par les jonctions. Il s'établit dès lors dans le compartiment adluminal un microenvironnement spécial favorable à la maturation des cellules germinales, et à l'intérieur duquel les cellules de Sertoli jouent un rôle de nutrition; des échanges métaboliques s'établissent avec les cellules germinales. Ces échanges sont suggérés par une importante mobilisation de mitochondries et de Reticulum endoplasmique près de la tête des spermatides en maturation (Fig. 27), mais la nature de ces substances transférées reste encore obscure (FAWCETT , 1975). Ces jonctions assurent, de plus, une limite stricte entre deux populations cellulaires de patrimoine génétique différent : cellules ayant subit la meïose et cellules diploïdes.

La barrière assurerait une protection immunitaire des cellules germinales. En effet, les jonctions serrées entre les cellules de Sertoli préviennent de la pénétration d'un matériel génétiquement étranger vers les liquides extra-cellulaires et de là, vers la circulation sanguine, ce qui aurait pour conséquence une formation d'anticorps.

Le fluide testiculaire, s'écoulant dans la lumière des tubes séminifères, est également secreté par la barrière. Le flux de ce liquide est de 0,5 à 1 ml/gr. de testicule et par heure ou de 40 ml/jour pour un testicule de poids moyen (250 g) (SETCHELL, 1970). Il est favorable à la maturation, à la nutrition et à la maturation des spermatozoïdes. Lors de la technique de ligature des canaux déférents, la secrétion se poursuit; elle est donc possible même contre un considérable gradient de pression. Par





E

Fig. 29 : Stages successifs de la libération des spermatozoïdes (voir texte).

↓ goutelette de cytoplasme qui ne sera détachée que lors de la maturation du spermatozoide .

(Selon FAWCETT, 1975).

contre, si la ligature est faite entre la première partie de l'épididyme et la seconde, il n'y a pas d'accumulation (SETCHELL, 1970). Il se produit donc une résorption au niveau de la tête de l'épididyme.

Notons cependant que lorsqu'il y a absence de jonction entre les cellules de Sertoli (au début du développement de l'animal), le fluide est inexistant ce qui prouve l'importance de la barrière hémato-testiculaire.

La secrétion est indépendante de la production de spermatozoïdes. Elle est sous contrôle, comme pour les autres secrétions, de la F.S.H.

1.2.4. Libération des spermatozoïdes.

La cellule de Sertoli joue un rôle non négligeable dans la libération des spermatozoïdes. Le mécanisme exact reste controversé mais les auteurs sont d'accord sur les points suivants.

Le spermatide allongé s'enfonce très profondément dans la cellule de Sertoli, perpendiculairement à la membrane basale. La plus grosse part du cytoplasme est exposée caudalement autour de la base du flagelle qui s'étend dans la lumière du tube (fig.28).

Les goutelettes de cytoplasme résiduel, regardant la lumière des tubes, s'attachent les unes aux autres (FAWCETT , 1975). La cellule de Sertoli envoie alors des prolongements cytoplasmiques qui entourent parfaitement les contours latéraux du cytoplasme résiduel et fixent ainsi ces lobules de cytoplasme dans la partie apicale de l'épithélium. La maturation du spermatide progressant, le noyau et d'autres composants axiaux se retirent progressivement dans la lumière du tube alors que la portion du lobule exentrique de cytoplasme reste fixe (Fig.29, A, B et E). Cette rétraction est réalisée grâce à des mouvements apicaux de la cellule de Sertoli, le spermatide n'étant pas mobile. Lorsque la tête du spermatide arrive dans la lumière du tube, le lobule cytoplasmique reste encore attaché par une fine bandelette cytoplasmique connectée à la base du flagelle. Tout déplacement supplémentaire du spermatide vers la lumière affine très fort cette bandelette qui, finalement, se rompt (Fig. 29 C). La partie proximale de la bandelette se rétracte alors dans la tête du spermatide, tandis que la partie distale se rétracte dans le lobule de cytoplasme résiduel. Celui-ci s'arron-

Tableau 2 : Principaux enzymes impliqués dans la biosynthèse de la testostérone; leur localisation est schématisée à la fig. 31.

(Selon CHRISTENSEN, 1975).

Enzymes	Products
1. Thiolase 3-Hydroxy-3-methylglutaryl CoA synthetase	Acetoacetyl CoA 3-Hydroxy-3-methylglutaryl CoA
2. 3-Hydroxy-3-methylglutaryl CoA reductase	Mevalonate
3. Several enzymes	Farnesyl pyrophosphate
4. Several enzymes converting farnesyl pyrophosphate to squalene, lanosterol, and finally cholesterol	Cholesterol
5. Cholesterol side chain cleavage system (20α-hydroxylase, 22-hydroxylase, and 20,22-lyase)	Pregnenolone
6. 3β-Hydroxysteroid dehydrogenase 7. Δ^5-Isomerase	Progesterone
8. 17α-Hydroxylase	17α-Hydroxyprogesterone
9. 17, 20-Lyase	Androstenedione
10. 17β-Hydroxysteroid dehydrogenase	Testosterone
19-Hydroxylase and aromatizing enzyme system	Estrogens
16α-Hydroxylase 20α-Hydroxysteroid dehydrogenase	Estriol

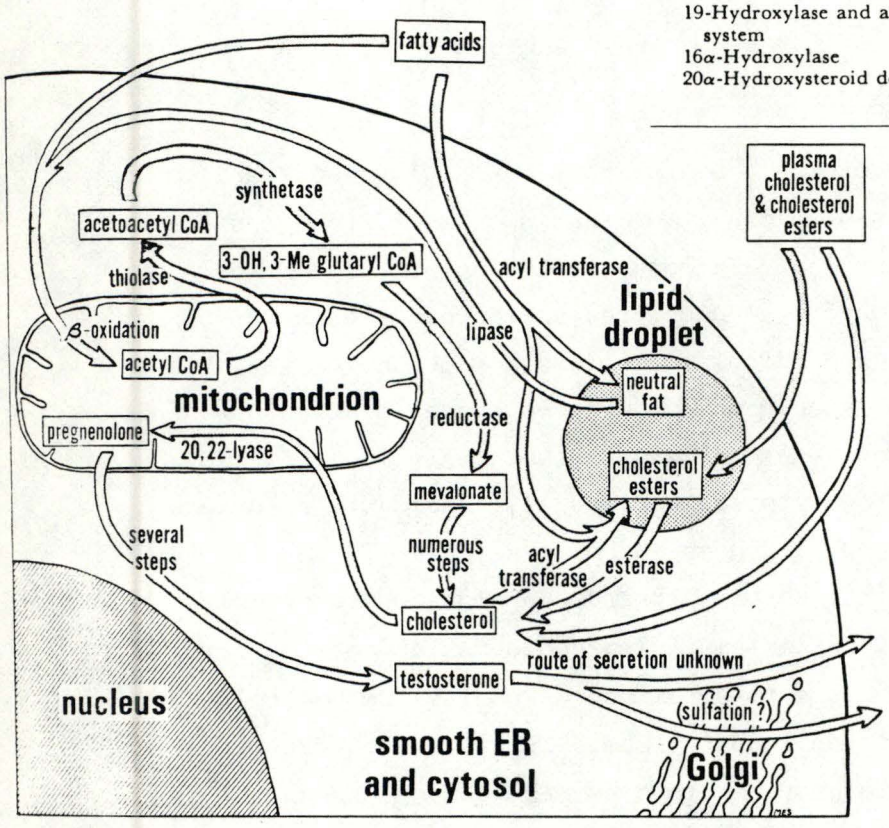


Fig. 30 :

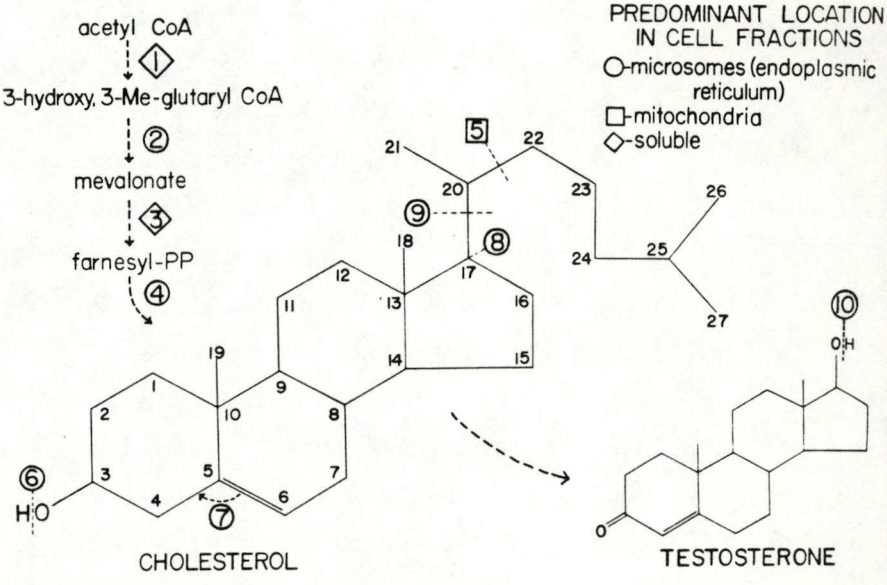
Représentation schématique de la synthèse de testostérone dans la cellule de Leydig.

(Selon CHRISTENSEN, 1975).

Fig. 31 :

Biosynthèse de la testostérone, et localisation des principaux enzymes. Les enzymes sont repris au tableau 2.

(Selon CHRISTENSEN, 1975).



dit à la surface de l'épithélium, partiellement ou entièrement entouré par des prolongements de la cellule de Sertoli, tandis que le spermatozoïde libéré dans la lumière va continuer sa maturation (Fig. 29 D).

Le cytoplasme résiduel serait phagocyté par la cellule de Sertoli. En effet, la cellule serait capable, selon certains auteurs (LACY, 1962, cité par FAWCETT, 1975) de phagocyter non seulement les gouttes résiduelles mais aussi des spermatozoïdes morts ou anormaux. Sur ce point, les avis divergent (FAWCETT, 1975).

1.2.5. Soutien mécanique.

La cellule de Sertoli assure un soutien mécanique aux cellules de la lignée germinale et les protège.

1.3. Synthèse des androgènes.

Les androgènes sont des hormones stéroïdiennes secretées par les cellules de Leydig et peut être les cellules de Sertoli (pour une action plus localisée). La testostérone est la principale hormone androgénique, et la plus active. Sa demi-vie est très courte, de l'ordre de 10 à 20 minutes.

La structure de base des stéroïdes est le noyau stérane ou cycloperhydropentanophénantrène, dont le squelette est analogue à celui du cholestérol. La biosynthèse des stéroïdes peut se faire selon plusieurs voies, mais nous nous bornerons à décrire la plus directe. Elle est schématisée dans la figure 30 et les principaux enzymes impliqués sont consignés dans le tableau 2.

Etape n° 1 : synthèse de cholestérol (fig. 31).

Les cellules de Leydig sont capables de synthétiser leur propre cholestérol à partir d'acide gras ou de glucose (EIK-NES, 1975). Ceux-ci entrent dans la cellule, puis dans les mitochondries où ils se transforment en Acétyl CoA par ß-oxydation. L'Acétyl CoA quitte la mitochondrie et entre dans le cytoplasme où se déroule la biosynthèse de cholestérol en plusieurs étapes. Les produits intermédiaires sont : le 3 hydroxy 3 méthylglutaryl CoA (H.M.G. CoA), l'acide mévalonique en 5 carbones, le farnesyl pyrophosphate en 15 carbones lié à la partie hydrophobe du réti-

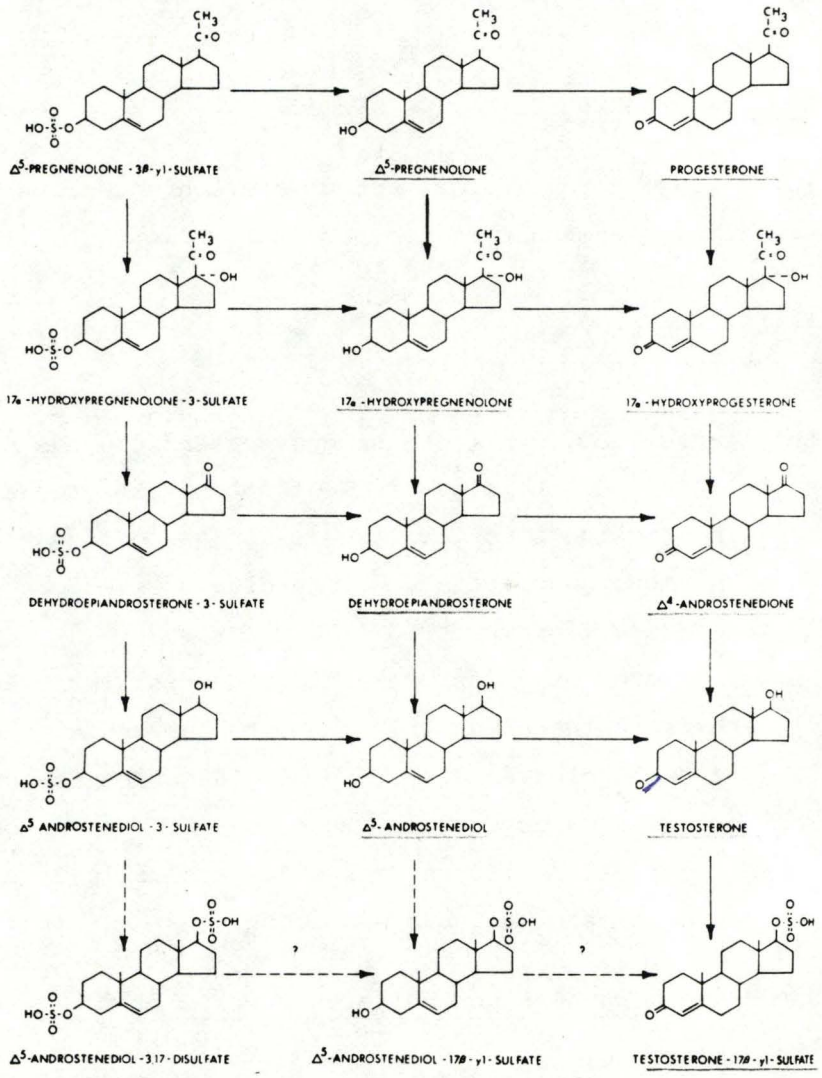


Fig. 32 : Métabolisme testiculaire de la Δ5-pregnénolone en testostérone.

(Selon EIK-NES, 1975).

culum endoplasmique lisse (R.E.L.) et enfin en cholestérol près du R.E.L. Le cholestérol est véhiculé grâce aux mouvements du R.E.L.; il est stocké dans des gouttelettes lipidiques de la cellule sous forme d'ester. En cas de besoin, il sort pour être hydrolysé par une estérase soluble dans le cytoplasme.

Etape n° 2 : synthèse des androgènes (Fig. 32).

Le cholestérol, exogène ou endogène, entre dans la mitochondrie pour être transformé en Δ5- prégnénolone par une 20$^{\alpha}$- et 22-hydroxylase, et une 20-, 22- lyase. La Δ5- pregnénolone sort de la mitochondrie et est transformée en progestérone par une oxydation de l'hydroxyle en C3 et une action d'une isomérase accompagnée d'une réaction d'oxydo-réduction pour transformer la double liaison Δ 5-6 en Δ 4-5. La progestérone subit alors une hydroxylation au carbone 17, et est ensuite transformée en androsténedione, qui constitue l'intermédiaire principal de la testostérone. La testostérone résulte de l'action d'une hydrogénase sur le carbone 17. Une série d'autres androgènes peuvent être synthétisées mais leur rôle n'est pas encore bien connu.

Etape n° 3 : synthèse des oestrogènes.

Les hormones androsténédione et testostérone sont les précurseurs des oestrogènes : oestrone et 17 ß- oestradiol. La synthèse a lieu dans le testicule par une oxydation du carbone 19 (groupe méthyl) de la testostérone. La substance obtenue est la 19-OH testostérone, qui donne l'oestradiol-17 ß et un formaldéhyde (fig. 33).

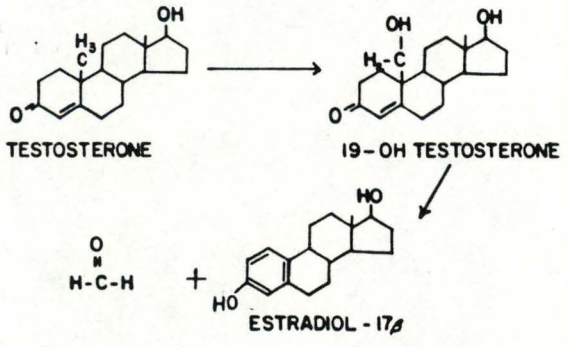


Fig. 33 : Synthèse d'oestradid - 17ß
(Selon HENRICKS et MAYER, 1977).

L'oestradiol - 17ß est une fonction ß - hydroxyle. Elle reste en équilibre avec la fonction cétonique, l'oestrone, grâce à la présence d'une 17 - ß - hydroxystéroïde (fig. 34).

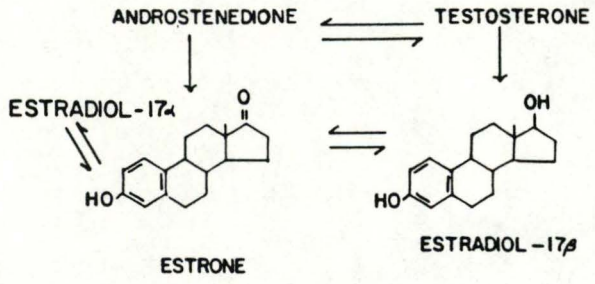
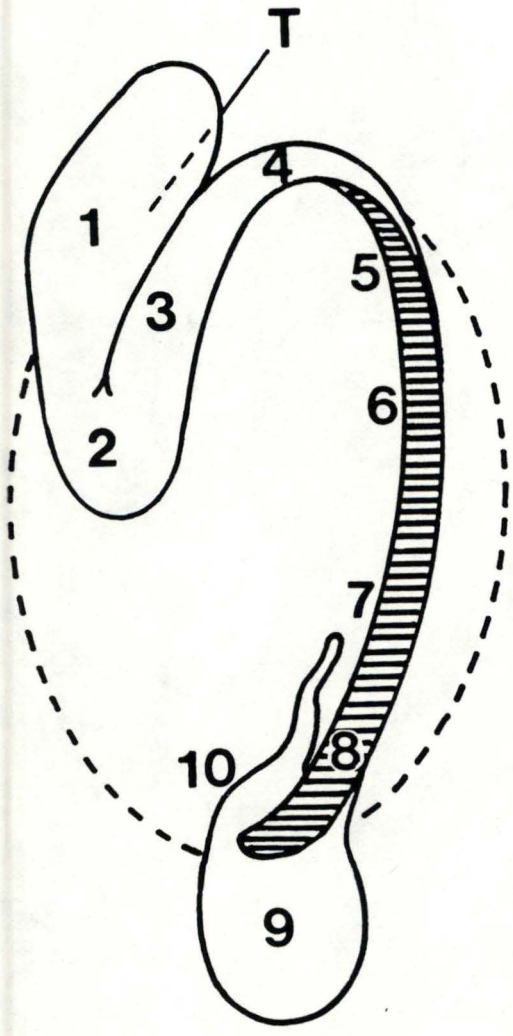


Fig. 34 : Métabolisme des androgènes en oestrogènes.
(Selon HENRICKS et MAYER, 1977).



T = rete testis.

Région 2 + 3 : caput epididymidis.

Région 5 + 6 : proximal corpus epididymis.

Région 7 : distal corpus epididymis.

Région 8 + 9 + 10 : cauda epididymidis.

Fig. 35 : Représentation schématique de l'épididyme du bélier (testicule gauche en vue caudale).

(Selon VOGLMAYR et AL, 1985).

2. MATURATION, TRANSPORT ET RESERVES DES SPERMATOZOIDES DANS LES VOIES GENITALES MALES.

2.1. Transport dans les tubes séminifères, tubes droits, rete testis et tubes efférents.

Le spermatozoïde immature, lâché dans la lumière des tubes séminifères, possède un filament axial mais est incapable de se mouvoir par lui-même. Le transport est donc passif, grâce à la suspension dans le flux testiculaire jusque dans la première partie de l'épididyme (Caput Epididymis). Des contractions des cellules myoïdes de la paroi des tubules, des contractions de la capsule testiculaire et plus loin, des contractions de la paroi des cônes efférents (ainsi que le mouvement ciliaire de leurs cellules) assurent le déplacement du fluide testiculaire.

2.2. Passage épididymaire.

Le passage épididymaire est primordial pour les spermatozoïdes: il permet aux spermatozoïdes de "maturer", c'est-à-dire d'augmenter leur motilité, d'acquérir leur pouvoir fécondant et de subir diverses transformations morphologiques et métaboliques, qui ensemble, assurent la compétence fonctionnelle de la cellule. Pour faciliter les descriptions, l'épididyme a été divisé en trois parties correspondant à des stades divers de maturation (Fig. 35) :

- la partie antérieure ou caput épididymis (partie proximale).
- la partie médiane ou corpus épididymis (corps de l'épididyme).
- la partie postérieure ou cauda épididymis (partie distale).

Ces trois parties possèdent leurs caractéristiques et leurs fonctions propres : la tête de l'épididyme est reconnue comme étant un lieu de résorption de la majeure partie du fluide testiculaire; la partie médiane est principalement le lieu de maturation des gamètes, tandis que la partie distale stocke les spermatozoïdes en attendant la prochaine éjaculation.

Les différences régionales dans les contractions des parois

seraient dues à des variations dans la musculature et dans l'innervation de ces trois parties : la partie proximale est innervée par des neurones adrénergiques peu nombreux, et en étroite relation avec les vaisseaux sanguins. La musculature a une disposition plus éparse. Le corps et la partie distale de l'épididyme possèdent un riche réseau nerveux aboutissant dans les couches musculaires. Le contrôle des contractions et de l'éjaculation, très précis dans ces dernières parties, est assuré par les androgènes et le système nerveux autonome.

2.2.1. Acquisition et variation de la motilité.

L'évolution vers une motilité optimale du spermatozoïde de bélier s'observe déjà dans la partie médiane de l'épididyme, mais surtout dans la partie distale. Elle se caractérise par la formation de ponts disulfurés au niveau du col et de la queue visant à stabiliser les structures. Des changements métaboliques ont été observés chez le rat et le lapin. Chez le bélier, des expériences menées par TASK et MANN (1973) et par HOSKINS et AL (1974), cités par DACHEUX et PAQUIGNON (1980), ont permis de trouver une relation entre la quantité d'AMPC présente et le nombre de spermatozoïdes mobiles. L'initiation de la motilité semble donc être directement reliée à l'activité de l'AMPC, mais également à une augmentation du 3' - 5' AMP. Par la suite, le maintien de la motilité nécessite la présence d'une glycoprotéine récemment découverte dans le fluide : "forward motility proteine" ou "FMP", et toujours présente simultanément avec de l'AMPC (DACHEUX et PAQUIGNON, 1980). On en est donc encore au stade d'observation et beaucoup reste encore à découvrir dans ce domaine. Des changements concernant la trajectoire des spermatozoïdes ont toutefois été observés; le col devient moins flexible, rendant par là le mouvement plus rigide lors de l'arrivée dans la partie distale de l'épididyme.

2.2.2. Acquisition de la fertilité.

La "fertilité" ou "pouvoir fécondant" est la capacité pour le gamète mâle de féconder l'ovule. Aucune explication n'a encore été réellement acceptée jusqu'ici; nous nous bornerons à décrire des observations.

Tableau 3 : Mobilité et fertilité de spermatozoïdes prélevés dans différentes parties de l'épididyme.

	MOTILITE DES SP (%)	FERTILITE DES SP (% GESTATION)
TETE DE L'EPIDIDYME	0	0
CORPS DE L'EPIDIDYME I	0	8
II	0	12
III	77	54
QUEUE DE L'EPIDIDYME	86	78
SPERMAT. EJACULES	100	80

Le pouvoir s'acquiert au cours du transit épididymaire et est dépendant, pour certains auteurs (FOURNIER et AL,1979; SETCHELL, 1977), de l'augmentation de la motilité acquise au cours du même transit (TABLEAU 3). Mais, pour DACHEUX et PARQUIGNON (1980), MANN (1975), et BEDFORD (1975), ces deux propriétés sont acquises indépendamment l'une de l'autre, puisqu'elles le sont à des moments et endroits différents de l'épididyme. De plus, la fertilité est due à des changements au niveau de la tête du gamète et la motilité concerne la queue.

Pour être capable de fertiliser l'ovule, le spermatozoïde a besoin de le reconnaître, de l'accrocher et enfin de le pénétrer. Ces propriétés sont acquises grâce aux modifications morphologiques et à celles de l'état structurel des organes.

2.2.3. Modifications morphologiques du spermatozoïde.

Aucune variation morphologique pouvant expliquer une augmentation de la motilité n'a pu être décelée au niveau de la queue.

Durant la spermiogenèse, le spermatide perd la plus grande partie de son cytoplasme en le concentrant dans une goutte attachée à la base du col. Cette goutte serait, selon une hypothèse de LACY (1962, citée par SETCHELL, 1975), phagocytée par la cellule de Sertoli (voir chapitre 1.2.). Le plus souvent, les spermatozoïdes immatures sont lâchés dans la lumière des tubes séminifères et retrouvés dans la partie proximale de l'épididyme avec encore une petite gouttelette de cytoplasme attachée au col (flèchée Fig. 29). Durant la maturation, cette gouttelette descendrait jusqu'à la partie distale de la pièce intermédiaire où elle serait libérée par le gamète. Elle contiendrait des enzymes lysosomiaux, mais ne serait pas impliquée dans les processus de fertilisation, contrairement à l'acrosome (MANN, 1975). Une trop grande proportion de ces gouttelettes protoplasmiques dans le sperme éjaculé est signe de troubles de la spermatogenèse (FAWCETT, 1975).

Chez certaines espèces, on observe une sensible diminution du volume de l'acrosome, notamment chez le lapin et le rat. Cette diminution serait probablement due à un réarrangement de sa structure fine (BEDFORD, 1975). L'acrosome possède des enzymes normalement rencontrés dans les lysosomes, dont les protéases qui seraient impliquées dans les processus de fertilisation (MANN , 1975). - voir chapitre C.

2.2.4. Modifications au niveau de la membrane plasmique.

Les variations de la membrane plasmique permettraient au gamète mâle d'entrer en interaction avec l'ovule. Des variations de la charge nette de la membrane (à pH physiologique) ont été observées avec formation de densité de charges dans certaines régions, expliquant ainsi l'autoagglutination des gamètes mâles dans certaines solutions physiologiques.

Selon VOGLMAYR et AL (1985), toutes ces transformations de membrane concernent les glycoprotéines de surface. Elles seraient responsables de fonctions cellulaires diverses telles que la différentiation, la reconnaissance entre cellules, l'adhésivité, et la motilité, mais les régions exactes où ces changements ont lieu, et le "comment" les reliant au développement fonctionnel restent à être élucidés. Les auteurs estiment que ces changements ont lieu dans les canaux efférents et dans la tête de l'épididyme, et se traduisent par une diminution assez importante des glycoprotéines de surface. C'est dans cette même région que des changements importants de microenvironnement se situent.

Selon SCOTT et AL (1967) les spermatozoïdes testiculaires contiendraient 25 % de phospholipides de plus que les spermatozoïdes éjaculés. Il spécule que cette diminution pourrait être liée à la variabilité de perméabilité de membrane, et serait impliquée dans la modification des propriétés physicochimiques.

2.2.5. Modification du noyau.

Vers la fin de la spermatogenèse, le noyau se condense et aucune structure interne n'est visible. Cette apparence reste stable jusqu'à la fécondation, mais des études récentes effectuées chez le taureau ont décelé des variations dans la nature des désoxyriboprotéines, et la formation de ponts disulfures, visant à stabiliser la chromatine nucléaire. Ces modifications seraient essentielles pour assurer un développement "normal" de l'embryon après la fécondation et réduiraient la mortalité embryonnaire.

2.2.6. Métabolisme du spermatozoïde en voie de maturation.

Entre le spermatozoïde mature et le spermatozoïde testiculaire, on note des différences au niveau du prélèvement de l'oxygène et dans l'utilisation des substrats énergétiques.

Sous les mêmes conditions d'incubation, les spermatozoïdes testiculaires catabolisent une plus grande quantité de fructose en CO2 (25 %), acides aminés (5 %) et inositol (de 65 à 75 %); et une plus petite proportion de lactate est relâchée (lors de la glycolyse) (VOGLMAYR et AL, 1967). L'addition d'androgènes entraîne une diminution des synthèses lipidiques (SCOTT et AL, 1967) et une intensification de la glycolyse aérobie, ce qui est plus caractéristique du spermatozoïde éjaculé. Ceci nous amène à suggérer que les stéroïdes agiraient en préservant les ressources nutritives endogènes par inhibition du métabolisme oxydatif lors du transit épididymaire.

Ces observations (et d'autres non relevées ici) traduisent toutes une différence tant qualitative que quantitative du métabolisme énergétique et des systèmes de synthèses, mais des recherches ultérieures seraient utiles afin de pouvoir expliquer la maturation spermatique en termes biochimiques. Selon ORGEBIN-CRIST et AL (1975), ces modifications seraient également nécessaires pour le maintien de la motilité.

Les spermatozoïdes de béliers commencent leur maturation dans la partie médiane de l'épididyme mais ne sont pleinement matures que dans la partie distale. La maturation est souvent considérée comme un phénomène graduel : le spermatozoïde acquerrait d'abord sa motilité, deviendrait par la suite capable de pénétrer à travers les couches protégeant l'ovule et d'assurer un développement normal de l'oeuf fécondé (ORGEBIN - CRIST et AL, 1975; DACHEUX et PAQUIGNON, 1980 et BEDFORD, 1975).

Toutes ces modifications sont accomplies sous le contrôle de l'épithélium épididymaire, mais n'ont rien à voir avec l'âge du spermatozoïde. La composition du fluide, qui constitue le micro-environnement du spermatozoïde, est fonction de la partie de l'épididyme dans laquelle il se trouve : les variations sont de type osmotiques (1), ioniques (2), organiques (3) et protéiniques (4). (DACHEUX et PAQUIGNON, 1980).

(1) une augmentation de pression osmotique favorise la glycolyse, mais non la motilité.

(2) Une diminution du rapport sodium/potassium affecte le métabolisme (synthèse lipidique) et la motilité du spermatozoïde mature. Les bicarbonates augmentent in vitro son activité.

(3) De grandes concentrations en inositol, carnitine, acide sialique... sont présentes. La carnitine affecte la motilité des spermatozoïdes tandis que l'acide sialique empêche le spermatozoïde d'être phagocyté par des leucocytes. L'inositol assure la pression osmotique du sperme mais n'est pas métabolisé.

(4) Les protéines, en se liant avec la membrane des spermatozoïdes, changent la charge électrique des gamètes.

Mais ces caractéristiques du fluide de l'épididyme ne sont pas suffisantes pour assurer la maturation malgré la présence d'androgènes; un apport de testostérone exogène du sang est indispensable.

La durée du transit épididymaire est estimée chez le bélier entre 11 et 15 jours (13 de moyenne) (SETCHELL, 1977). La vitesse est variable, non seulement dans les diverses parties, mais également si les spermatozoïdes se situent au centre ou en périphérie du canal. Ce dernier point a pour conséquence un sensible mélange des spermatozoïdes arrivés à des stades différents de maturation.

Les réserves épididymaires sont estimées à 240 X 10^9 spermatozoïdes, soit une réserve d'une trentaine d'éjaculats (ECTORS et DERIVAUX, 1986) ou 40 X la quantité de spermatozoïdes sortant du testicule (SETCHELL,1970). Lorsque le stockage dure trop longtemps, c'est-à-dire lorsque le bélier n'a pas assuré de saillie depuis quelques jours, les spermatozoïdes finissent par perdre, d'abord leur capacité de produire des embryons normaux, puis leur capacité de fécondation; ils deviennent ensuite immobiles. Il est de plus très probable que, dans une situation normale, les gamètes matures les plus jeunes soient mieux capables d'assurer la fertilisation, limitant ainsi les anomalies provoquées par les plus âgés.

Les réserves épididymaires sont correlées avec le nombre de spermatozoïdes dans les récoltes (éjaculats et urines) ainsi

Tableau 4 : Répartition des spermatozoïdes dans le tractus génital mâle d'un bélier de race MERINOS (LINO, 1972).

Poids des 2 testicules : 536 ± 24,05 gr.
Diamètre scrotal : 37,88 ± 0,79 cm.

- Réserves dans la totalité du tractus (100 %) :

. épididyme	tête	17,705	%
	corps	10,330	
	queue	62,172	
	TOTAL:	90,206 ± 7,024	%

. ampoule et canal déférentiel:	3,245
. prostate et urêtre :	5,12 ± 13
. TOTAL dans tractus :	98,57 ± 8,10 %

- Réserves dans l'épididyme (100 %) :

- tête	19,63	%
- corps	11,45	
- queue	68,92	

- Total des réserves dans le tractus génital (100 %).

. épididyme	- tête	17,96	%
	- corps	10,48	
	- queue	63,07	
. ampoule et canal déférent :		3,29	
. prostate et urêtre :		5,20	

qu'avec le diamètre testiculaire. Si le nombre de spermatozoïdes estimé dans les réserves épididymaires est connu, il sera facile d'estimer la production et le nombre de spermatozoïdes collectés puisque le temps du transit dans les canaux est connu (LINO,1972). Les réserves épididymaires varient en fonction du développement de l'animal, de la saison et du nombre d'éjaculations effectuées par jour. Lorsque ce nombre est élevé, on observe une dépletion dans les réserves épididymaires. Durant les jours suivants (3 à 4 jours, selon AMANN, 1970), le nombre de spermatozoïdes est faible dans l'éjaculat, le temps de restaurer pleinement les réserves épididymaires. Après ce laps de temps, la concentration en spermatozoïdes redevient normale (AMANN, 1970, LINO et BRADEN, 1972).

2.3. Canaux extratesticulaires.

Dans le reste du tractus génital mâle les spermatozoïdes sont moins nombreux que dans l'épididyme. LINO (1972) a réussi à estimer chez le bélier de race Mérinos les pourcentages de spermatozoïdes contenus dans l'épididyme, l'ampoule et le canal déférent, la prostate et l'urêtre (Tableau 4). Les chiffres sont un peu différents de ceux estimés par ORTAVANT et SETCHELL (1970), mais les différences entre race et individu ont dû jouer. Quoi qu'il en soit, le tableau nous offre une idée de la répartition des gamètes. Dans les chiffres donnés, l'épididyme interviendrait pour un peu plus de 90 % des réserves, ce qui est considérable !

Le transport des spermatozoïdes dans la suite du tractus génital mâle, c'est-à-dire le canal déférent, le canal éjaculateur et l'urêtre n'a lieu que lors d'une éjaculation. Ces trois canaux possèdent une musculature assez importante (surtout le canal déférent) et sont sous contrôle nerveux.

Nous étudierons l'érection et l'éjaculation dans le chapitre C.

3. LE FLUIDE TESTICULAIRE, L'APPORT DES GLANDES ANNEXES.

Le fluide testiculaire est le fluide dans lequel sont suspendus les spermatozoïdes dans les tubes séminifères, les tubes droits, le rete testis et les canaux efférents. Il produit un environnement favorable à la survie des spermatozoïdes et permet leur transport, puisque les gamètes sont immobiles à ce niveau.

Le fluide provient de la secrétion active des tubes séminifères, grâce à la barrière hématotesticulaire qui filtre les substances et de l'eau en provenance du sang et du milieu interstitiel (Fig. 36). Le pompage du soluté au-dessus des jonctions cellulaires (voir cellules de Sertoli) pourraient créer un gradient de pression permettant un appel d'eau vers la lumière (SETCHELL, 1970).

Le flux de ce liquide est de 1,5 ml par heure pour un testicule moyen (soit 40 ml par jour), ou de 0,5 à 1 ml/100 gr de testicule par heure (VOLGMAYR et AL, 1966 cité par SETCHELL, 1977). Il est constant et a pu être calculé grâce à la technique de VOLGMAYR (1966) qui consiste à insérer un cathéter dans les tubes efférents. Le fluide contient en moyenne de 10^8 spermatozoïdes immatures/ml en période de saison sexuelle (automne), à 0,2 . 10^8 sp/ml au printemps. Il est isotonique avec le plasma sanguin mais sa composition en diffère significativement, ainsi qu'elle diffère de celle de la lymphe testiculaire ou du plasma séminal éjaculé. Sa composition, par rapport au plasma sanguin est donnée par divers auteurs (COUROT, 1980; ECTORS et DERIVAUX, 1986; MANN, 1975; PARKINSON, 1985; SETCHELL, 1977), et peut se résumer comme suit :

- Ions : le fluide testiculaire contient significativement moins de sodium, 3 fois plus de potassium et de chlorures (VOLGMAYR et AL, 1967, cité par SETCHELL, 1967), une quantité équivalente de calcium et de magnésium, et la moitié moins de bicarbonates.
- Carbohydrates et lipides : le fluide ne contient que très peu de glucose ou de fructose par rapport au plasma sanguin, mais 100 fois plus d'inositol, 20 fois plus de glycine, d'acide glutamique et d'acide aspartique, 7 fois plus d'acide ascorbique et la moitié de lactate.

TS = tubes séminifères.

TD = tubes droits.

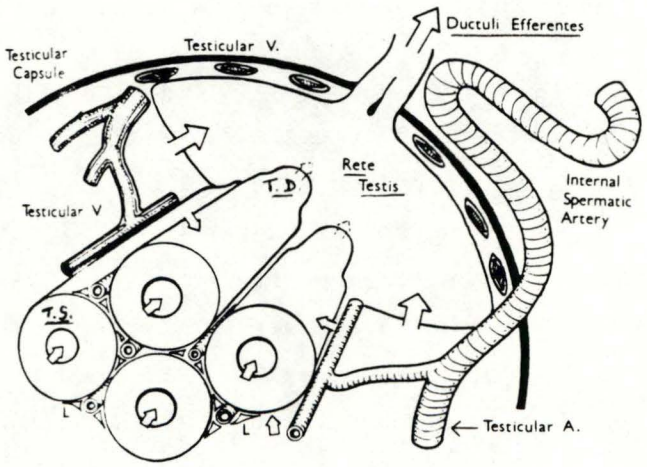


Fig. 36 : Schéma montrant les sites de secrétion du fluide testiculaire et l'entrée des substances dans les canaux déférents.

(Selon SETCHELL et WAITES, 1975).

. Composés azotés : seulement 0,1 % des protéines du plasma sanguin sont présentes dans le fluide, de même que beaucoup moins d'acides aminés libres (principalement de l'alanine et glycine). La concentration en urée est équivalente dans les 2 liquides (4,8 umde/ml). La provenance de l'albumine est encore floue : elle proviendrait des tubes séminifères ou serait secrétée par l'épithélium tubulaire.

. Stéroïdes : la concentration en testostérone du fluide est comparable à celle de la lymphe testiculaire mais un peu moindre que celle du sang. Tous les intermédiaires de la synthèse de la testostérone sont présents (voir synthèse des androgènes), ainsi que de l'oestradiol -17ß. L'A.B.P., protéine secrétée par les cellules de Sertoli, serait responsable de la présence d'une grande concentration d'androgènes et les protègerait contre la résorption épididymaire.

La secrétion par les cellules de Sertoli se fait de manière continue et même sous un grand gradient de pression. Elle n'est que peu dépendante de la saison au point de vue composition.

Le fluide des tubes séminifères traverse ensuite les tubes droits pour aboutir dans le rete testis via les tubes efférents (Fig. 36). La structure du rete testis, et celle du mediastinium a pour rôle d'empêcher la compression et l'oblitération de la lumière des tubes. Il y aurait déjà une petite résorption du fluide à ce niveau (LEESON, 1962, cité par SETCHELL, 1970).

Dans la partie proximale de l'épididyme, on observe une résorption sélective de la plupart du fluide, principalement de l'eau mais aussi des ions, tels que le sodium et le chlorure. La résorption de ces deux ions entraîne une augmentation de la concentration en potassium, et la résorption de l'eau entraîne une densification de la solution avec augmentation de la concentration en spermatozoïdes. En effet, si on considère que, chez le taureau, 40 ml de fluide testiculaire contiennent 10^8 sp./ml.par jour, le fluide, après réabsorption, en contient 10^{10} /ml. pour un volume de 0,6 ml (MANN, 1975).

En plus de sa capacité d'absorption, l'épididyme possède un rôle glandulaire incontestable, conférant aux spermatozoïdes leur motilité et leur fertilité, et maintient leur viabilité. On

ne sait que peu de choses sur la composition de ces secrétions : elles sont riches en substances organiques telles que la glycerylphosphorylcholine, la phosphorylcholine, la carnitine et l'acide sialique. La glycérylphosphorylcholine est particulièrement abondante chez le bélier (10 fois plus que chez l'homme où elle est secretée à des valeurs de 100 mg/ml); elle constitue une source d'énergie pour les spermatozoïdes après capitation dans les voies génitales femelles (ECTORS et DERIVAUX, 1986). La phosphorylcholine est nettement moins abondante et serait plutôt secrétée par les glandes annexes. La fonction des autres substances n'est pas encore très bien définie, mais elles seraient secrétées à des concentrations assez importantes pour augmenter la pression osmotique (SETCHELL , 1977). Les rôles de la carnitine et de l'acide sialique ont déjà été précisés dans le chapitre consacré à la maturation des spermatozoïdes lors du transit épididymaire.

Le troisième rôle de l'épididyme est d'assurer le stockage des spermatozoïdes. Ici encore, des secrétions seraient impliquées pour le maintien des propriétés acquises, et de la viabilité des gamètes. La nature de ces secrétions demande encore à être élucidée.

L'apport des glandes annexes contribue à la formation du plasma séminal, c'est-à-dire le fluide dans lequel baignent les spermatozoïdes après éjaculation. Ces secrétions sont séreuses et muqueuses, et remplissent ensemble diverses fonctions telles que la nutrition et l'activation des spermatozoïdes, et le nettoyage de l'urêtre avant l'éjaculation. Elles véhiculent également les spermatozoïdes dans les voies génitales femelles.

Le produit de secrétion de l'ampoule déférentielle est translucide, blanc jaunâtre et de composition analogue à celui des glandes vésiculaires. Il est séreux, et libéré de façon mérocrine; sa fonction reste encore floue mais on suppose un rôle de nutrition et de transport (BARONE, 1978).

La vésicule séminale ne secrète que lors d'une éjaculation, et l'écoulement est assuré par la contraction des cellules musculaires lisses, sous dépendance hormonale. Le liquide secrété par ces glandes est blanc jaunâtre et gélatineux (LELOUP, 1984).

Il est particulièrement riche en minéraux (Na, K Zn), en fructose et composés divers tels que l'acide citrique, l'acide ascorbique, l'ergothionéine, la phosphorylcholine, l'acide sialique et les prostaglandines (ECTORS et DERIVAUX, 1986 et SETCHELL, 1977). Il contient en outre un enzyme : la véhiculase, qui provoque la coagulation du plasma séminal après l'éjaculation (BARONE, 1978), tout comme l'acide citrique (ECTORS et DERIVAUX, 1986). Le fructose représente la principale source énergétique du spermatozoïde de bélier, il est métabolisé, et l'acide lactique qui résulte de ces réactions biochimiques, s'accumule. L'acide citrique a un rôle dans la coagulation du sperme mais n'est pas utilisé comme source énergétique (ECTORS et DERIVAUX, 1986). Il est caractéristique du sperme du bélier; sa concentration varie entre 500 et 800 mg/ml. L'ergothionéine aurait un rôle protecteur des ponts S-H intracellulaires élaborés lors de la maturation des spermatozoïdes et essentiels au maintien de la motilité, elle proviendrait de l'alimentation.

Sur 60 à 90 % du fluide de la semence éjaculée provenant des glandes accessoires, la secrétion des vésicules séminales représente la majeure partie du fluide, et, comme les produits des autres glandes, elle contribue à la progression des spermatozoïdes.

Le liquide secrété par la prostate est opalescent, basique ou légèrement acide (chez le bélier), de type séreux ou séromuqueux. Il est dépourvu de fructose, riche en acides aminés, en enzymes (surtout la phosphatase alcaline) et en substances pharmacodynamiques telles que les prostaglandines, l'adrénaline et la noradrénaline (SETCHELL, 1977 et ECTORS et DERIVAUX, 1986). Les prostaglandines faciliteraient le passage dans les voies génitales femelles, les protéines et les acides aminés exerceraient une action protectrice sur les spermatozoïdes en neutralisant l'effet des métaux lourds sur eux et en les prévenant d'une agglutination avant l'éjaculation (ECTORS et DERIVAUX, 1986).

Le fluide prostatique est également reconnu pour augmenter la motilité des spermatozoïdes ainsi que pour contribuer à la formation du bouchon vaginal (coagulation après l'éjaculation) en vue d'augmenter les chances de fertilisation. Il a pour propriété

de neutraliser le plasma séminal devenu acide par accumulation de CO2 (LELOUP, 1984).

Les secrétions de la glande de Cowper ou glande bulbo-urêtrale sont muqueuses; leur composition rappelle celle du fluide prostatique. Le liquide est clair et visqueux, il a pour rôle de lubrifier l'urêtre avant l'éjaculation (BARONE, 1978), et de neutraliser son contenu (LELOUP, 1984).

Les glandes annexes régressent après castration. Leur développement, leur structure et leur secrétion sont donc sous dépendance des androgènes.

4. LA LIBIDO.

Le nom de libido est donné au comportement sexuel général des animaux domestiques. On le mesure en comptant le nombre de montes pendant une période de 1 à 3 heures de lutte en main, le nombre d'éjaculations effectives (capacité de saillie) pendant la même période de temps, et le temps mis par le bélier entre deux accouplements successifs, et/ou entre deux saillies (KILGOUR, 1985). La capacité de saillie, pour un bon bélier, est en moyenne de 14,5 par épreuve (KILGOUR, 1984).

La mise en place du comportement sexuel mâle n'est pas un phénomène apparaissant à la puberté mais est un processus progressif. La monte est déjà réalisée par des agneaux de quelques semaines (2 à 5) mais, jusqu'à la 15e semaine, elle affecte indifféremment mâles ou femelles. La sélection ne se fait que passé cet âge, lors de la puberté (SIGNORET et al, 1980; HOLMES, 1977). Au moment de la puberté, il se produit une maturation du comportement qui concerne la conduite, mais aussi les structures nerveuses qui en assurent la réalisation. L'apprentissage, en vue de la récolte du sperme au vagin artificiel, peut commencer dès le 5e mois, mais l'accouplement ne sera effectif qu'à la maturité sexuelle. Il n'est pas rare de remarquer, chez les agneaux, que le comportement sexuel est inversément proportionnel au nombre de montes par unité de temps (HOLMES, 1977; ROSCISZEWSKA, 1984). Après maturation, le comportement subit des variations saisonnières. Il s'intensifie pendant la saison de reproduction, de 7 à 10 semaines après l'augmentation de l'émission de testostérone (LINCOLN, 1976), et s'accompagne d'agressivité. Avec l'âge, le comportement sexuel diminue. Des béliers d'un an 1/2 et plus peuvent avoir un comportement atténué, sans pour autant avoir une moindre fertilité. En général, les tests de lutte en main permettent de prévoir le comportement du bélier en accouplement naturel, mais n'est pas lié aux résultats de fertilité (KILGOUR, 1984; ROSCISZEWKSA, 1984; SALMON et AL, 1984). La répartition des accouplements est très inégale entre femelles, et le taux de fécondation tend à décroître lorsque le nombre de brebis est supérieur à quatre (SIGNORET et al, 1984).

La libido se manifeste par une série de comportements aboutissant à l'éjaculation. Un mâle errant en prairie parmi les brebis est capable d'identifier celles en période d'oestrus. L'attraction du bélier peut se faire à distance : la vision de la brebis urinant et l'odeur qu'elle dégage stimule le mâle. Celui-ci approche, cou et tête tendus, il contracte ses narines et rebrousse sa lèvre supérieure. Ce comportement est typique des animaux domestiques, il s'agit d'un réflexe olfactif nommé "flehmen". Arrivé près de la femelle, il la flaire en région urogénitale. Diverses provocations sexuelles ont ensuite lieu : mouvements de la tête, petits coups de tête et de patte sur le flanc de la femelle, il mordille la laine... Les provocations sont accompagnées de vocalisations graves. La femelle reste immobile et regarde de temps à autre le mâle. Si elle n'a pas uriné lors de l'approche du mâle elle le fait généralement lors de ces provocations sexuelles. Les interactions réciproques entre les partenaires préparent l'accouplement, (accompagné de mouvements pelviques et d'une extrusion partielle du pénis). Plusieurs montes sont parfois nécessaires afin de réaliser l'intromission. L'éjaculation est repérée par un coup de rein plus important que les autres. Le bélier descend, puis reste quelque temps sans bouger, tête baissée, puis commence à brouter, ou poursuit une autre brebis.

Si le troupeau comporte de 3 à 4 mâles, une hiérarchie s'établit: des béliers sont dominants et d'autres dominés. Une fois cette hiérarchie installée, les conflits sont rares : un regard suffit au bélier dominant pour s'imposer. Le mâle dominant fait la plupart des accouplements et les mâles dominés ne saillissent que les femelles en début ou en fin d'oestrus. Pendant les 17 jours que dure la période d'oestrus des brebis, le mâle dominant se constitue un harem de femelles autour de lui et empêche les autres mâles d'approcher (KILGOUR, 1984).

Pour qu'un bélier puisse acquérir un comportement sexuel normal, la présence d'une brebis est indispensable au cours du développement (FABRE-NYS, 1983; FRASER, 1980 ; HOLMES, 1977; ORGEUR et al, 1984; SANFORD, et al 1983). Lorsque de jeunes béliers sont séparés des femelles depuis le sevrage jusqu'à l'âge de 3 mois, on observe un retard dans l'apparition de l'activité sexuelle lors de la puberté. Ce retard concerne aussi bien l'approche des femelles que la fréquence des éjaculations (ORGEUR et al, 1984). Si les

jeunes béliers sont sexuellement isolés des femelles dès l'âge de 3 mois, ils montreront plus tard des anomalies de comportement, telles que des tendances homosexuelles, des problèmes de monte, ou n'auront plus de comportement sexuel du tout. Pour BARWICK et al (1985), ces béliers peuvent redevenir fertiles après quelque temps s'ils sont replacés en compagnie de brebis ou après entraînement (lutte en main). Mais pour KILGOUR (1984), ces béliers auront toujours une capacité de saillie inférieure aux béliers de capacité moyenne. La présence de brebis lors de la période prépubertaire (de 3,5 à 6 mois) est donc nécessaire pour la mise en place d'un comportement efficace. SANFORD (1983) prétend même que la taille des testicules et les taux de testostérone de l'agneau en croissance sont augmentés lorsque les béliers sont mis en présence de brebis en oestrus. HOLMES (1977) pense par contre que la croissance n'est pas dépendante de cette présence.

Chez un bélier adulte séparé des brebis pendant 15 mois, la capacité de reproduction n'est pas affectée (fertilité et fécondité), mais bien la fréquence des éjaculations, le temps d'approche, le nombre de montes et le comportement. Ces perturbations ne sont heureusement que temporaires, et, après quelques heures de contact avec les femelles, tout rentre dans l'ordre (BARWICK et al , 1985 ; KILGOUR et al , 1985). La présence de brebis en oestrus favorise donc le maintien de la libido chez le bélier adulte. La durée de temps écoulé depuis la dernière activité sexuelle du bélier a le même effet que la séparation des brebis; il est fréquent d'observer des tendances homosexuelles chez les béliers hors de leur saison de reproduction. Il est conseillé d'entraîner les béliers au vagin artificiel plusieurs semaines avant la période des accouplements, ce qui permet par la même occasion de contrôler la semence.

Un animal qui n'est pas dans des conditions d'élevage confortables ou sujet à des douleurs, montre un comportement sexuel atténué. D'après HOLMES (1977), l'heure de la journée a beaucoup d'importance; l'aube et le crépuscule seraient favorables. Une température élevée (27° C) peut diminuer la libido sans avoir d'effets endocrinologiques. La saison influence le comportement en agissant sur le taux de testostérone. L'alimentation a aussi des effets sur la libido; la fréquence de montes est

diminuée en cas de sous-alimentation comme en cas de suralimentation.

Il est possible d'induire un comportement mâle chez la femelle, en lui administrant de la testostérone (FABRE - NYS, 1983). Le comportement se manifeste plus ou moins vite selon la dose, puis se stabilise et persiste quelque temps après le traitement. Les flairages apparaissent et disparaissent en 1er lieu, puis les approches et en dernier lieu le flehmen. Les androgènes circulantes sont donc les hormones impliquées dans le contrôle du comportement.

C. MECANISMES DE L'ERECTION, DE L'EJACULATION ET ANALYSE DE LA SEMENCE, PRODUIT DU TRACTUS GENITAL MÂLE.

1. MECANISMES DE L'ERECTION ET DE L'EJACULATION.

L'érection est un phénomène réflexe, il est lié à des excitations diverses provoquées par la vue de la femelle, et certains stimuli de nature olfactive (odeur des secrétions vaginales), tactile (stimulation des récepteurs du pénis), ou même psychique. Il résulte de l'association d'actions vasculaires et musculaires provoquant la turgescence du corps caverneux, formation érectile du pénis. Le corps spongieux garde une plus grande souplesse pour permettre à la semence de traverser l'urêtre pénien.

Les artères hélicines sont partiellement oblitérées par de petits coussinets faisant saillie dans leur lumière. Lors de l'érection on observe une vaso-dilatation de ces artères provoquant leur allongement et la disparition de ces petits sphincters musculaires. Le flux sanguin s'amplifie et remplit les espaces caverneux (ou cavernes) du corps caverneux. Le retour du sang est retardé par fermeture de valvules ou par intervention du muscle ischio-urêtral. Le tissu érectile augmente de volume, limité par la résistance de l'albuginée.

La contraction des fibres musculaires du corps caverneux l'aide à acquérir une rigidité propre au phénomène de l'érection. Les muscles bulbo- et ischio- caverneux se contractent à leur tour pour augmenter l'intensité du coït.

Le contrôle nerveux de l'érection est assuré par des voies afférentes sensibles passant par le nerf honteux (nerf dorsal du pénis) et gagnant le centre parasympathique de l'érection situé dans le segment sacré de la moëlle. Les voies efférentes motrices sont orthosympathiques (action vasoconstrictrice adrénergique) et parasympathique (action vasodilatatrice ayant son origine dans le plexus caverneux). La testostérone intervient aussi en augmentant la sensibilité de l'animal aux stimuli extérieurs et en diminuant le seuil d'activité (ECTORS et DERIVAUX, 1986; PAQUAY, 1984).

L'éjaculation est l'émission, sous pression saccadée, de la semence, c'est-à-dire du liquide spermatique contenant les spermatozoïdes. Au cours du coït, les fibres lisses de l'épididyme,

et des différentes parties du tractus se contractent successivement et font avancer le sperme vers l'urêtre. Dans les intervalles, les spermatozoïdes avancent par leur propre motilité, aidés par les cils de l'épithélium. Les vésicules séminales et la prostate y ajoutent leur secrétion et le tout s'accumule dans la portion urêtrale entre le sphincter urêtral et le veru montanum, dont l'érection ferme le passage vers la vessie.

A un certain moment du coït, sous l'effet de la pression du liquide et des réflexes moteurs, le sphincter de l'urêtre est forcé et le sperme est libéré dans l'urêtre antérieur. La contraction et le relâchement du sphincter urêtral, et des muscles bulbo et ischio-caverneux se produisent successivement de façon rythmique de sorte que le sperme s'échappe de façon saccadée. Une fois l'éjaculation terminée, la vaso-dilatation des artères hélicines du corps caverneux diminue et le tonus vaso-constricteur reprend son activité prépondérante. On parle de détumescence de la verge ou de disparition de l'érection (ECTORS et DERIVAUX, 1986).

Les voies motrices de la musculature lisse passent par le plexus hypogastrique, et proviennent du nerf honteux pour la musculature striée. Le système parasympathique intervient aussi car il existe des fibres cholinergiques mais on n'en sait pas plus. L'atropine provoque une diminution de volume et de concentration du sperme.

2. PRODUIT DU SYSTEME GENITAL MALE : LE SPERME.

La semence, ou sperme, est le produit de l'éjaculation. Elle est composée de deux fractions : une fraction cellulaire, que constituent les spermatozoïdes et une fraction fluide, le liquide spermatique.

2.1. Le fluide spermatique.

Le fluide spermatique est le fluide dans lequel sont évacués les spermatozoïdes matures. Il représente une mixture des secrétions des glandes accessoires et de l'épididyme.

Il est caractérisé par une haute concentration en substances organiques non communes, et en enzymes qu'on ne retrouve nulle part ailleurs dans l'organisme, du moins en si grande quantité (ECTORS et DERIVAUX, 1986; MANN, 1975; SETCHELL, 1977).

Tableau 5 : Quelques constituants du fluide testiculaire épididymial et séminal, et comparaison avec la composition sanguine chez le bélier (Selon MANN, 1975).

Constituent	Testicular Plasma	Epididymal Plasma	Seminal Plasma	Blood Plasma
Sodium	306	145	259	318
Potassium	35	120	172	17
Calcium	2	1	37	8
Magnesium	1	3	8	2
Chlorine	434	280	371	331
Inorganic phosphorus	0.1	2	8	7
Glycerylphosphorylcholine	9	585	182	
Protein	210	3,400	5,500	8,997
Glucose	trace	trace	10	83
Fructose		7	550	trace
Lactic acid	16	30	35	13
Glutamic acid	20	17	3	7
Urea	35	35	34	36
Osmolality, mOsm/kg	281	281	281	281

Results are expressed in mg/100 ml.

Tableau 6 : Détail de la composition de la semence chez quelques animaux domestiques.

(Selon SETCHELL, 1977).

	Bull	Ram	Goat	Boar	Stallion	Dog	Rabbit
Semen							
Volume (ml)	2-10	0.5-2	0.5-2.5	150-500	20-300	2-15	0.4-6
Dry weight (%)	9.5	14.8		4.6	4.3	3.8	
Sperm concentration ($\times 10^{-6}$/ml)	300-2000	2000-5000	1000-5000	25-350	30-800	60-300	50-350
Spermatocrit (%)	10	33		2	3		
pH	6.48-6.99	5.9-7.3		6.85-7.9	6.2-7.8	6.1-7.0	6.59-7.5
Specific gravity	1.035				1.013	1.011	
Seminal plasma							
Protein (gm/100 ml)	3-8					2.1	
Fructose (mg/100 ml)	120-540	150-600		20-40	<1	<1	40-150
Sorbitol (mg/100 ml)	10-136	26-120		6-18	20-60	<1	80
Citric acid (mg/100 ml)	357-1000	137		36-325	8-53		
Ascorbic acid (mg/100 ml)	8.7	5					
Inositol (mg/100 ml)	25-46	10-15		380-610	19-47		
Ergothioneine (mg/100 ml)	Trace		Absent	6-30	3.5-13.7		
Glutamic acid (mg/100 ml)	35-41	76					
Glycerylphosphorylcholine (mg/100 ml)	110-500	1600-2000	1400-1600(WS)[b]	110-240	40-110(WS)[b]	180(WS)[b]	215-370(WS)[b]
Sodium (mmoles/liter)	117	78		122	114	114	
Potassium (mmoles/liter)	44	23		16	26	8.1	
Calcium (mmoles/liter)	9.3	1.9			6.5	0.35	
Magnesium (mmoles/liter)	3.4	2.4			3.8	0.25	
Chloride (mmoles/liter)	49	18		96		152	
Bicarbonate (mmoles/liter)	7.1(WS)[b]	7.1(WS)[b]				2.9(WS)[b]	
α-Mannosidase (units/ml)	400	50					
β-*N*-Acetylglucosaminidase (units/ml)	15,000	16,000					

[a] Based on data from Mann (*32, 33*).

[b] WS, whole semen.

Le Tableau 5 résume les concentrations de quelques substances dans les principales parties du système génital mâle : rete testis, épididyme et dans le sperme éjaculé. Rappellons que les concentrations en sodium et en potassium évoluent de façon inverse lors du transit épididymaire, dû à la réabsorption sélective. Le tableau 6 compare la composition de la semence chez différentes espèces animales. Chez le bélier, la glycérylphosphorylcholine et le fructose sont les substances les plus abondantes, l'acide citrique prime chez le taureau. Le rôle de ces substances et d'autres a été précisé dans les chapitres B2 et B3.

Une autre particularité de ce liquide est l'étroite relation entre son volume, sa composition chimique, et les androgènes, plus particulièrement la testostérone. Ceux-ci ont une influence stimulatrice sur la croissance et la secrétion des glandes accessoires.

La troisième caractéristique de la semence consiste dans les interactions spécifiques entre les secrétions accessoires individuelles au moment de l'éjaculation. Ces interactions ont pour conséquence des phénomènes tels que la liquéfaction, la coagulation ou la gélatinisation de la semence. Par exemple, la coagulation du sperme dans les voies génitales femelles pour former le bouchon vaginal, résulte généralement de la réaction d'un enzyme coagulable secrété par une glande et d'un enzyme protéolytique secrété par une autre glande.

La composition de la semence varie d'une race à l'autre mais également d'un individu à l'autre. Toute condition pathologique ou physiologique peut affecter la fonction secrétoire d'une ou plusieurs glandes secrétoires, changeant par là la composition.

Le processus éjaculatoire a aussi beaucoup d'importance. Tout trouble dans le contrôle nerveux affecte la séquence normale des fractions d'éjaculations et peut, dans des cas extrêmes, aboutir à la stérilité éjaculatoire.

De nombreux facteurs tant exogènes qu'endogènes s'additionnent à ceux énumérés ci-dessus, affectant le mécanisme de formation de la semence et dès lors sa composition. Nous en citerons quelques uns dans la partie réservée aux facteurs de variation de la fertilité (Chapitre F).

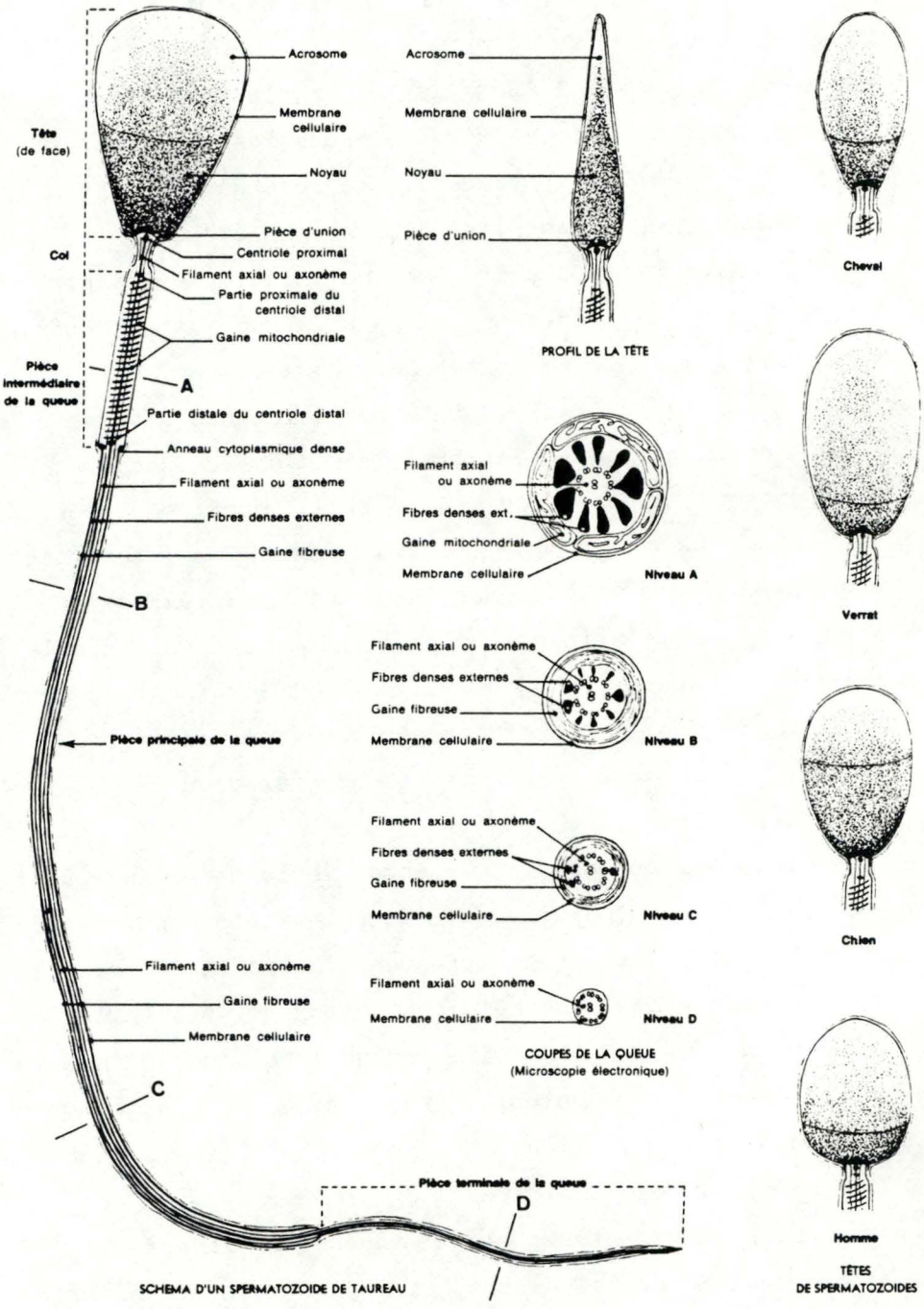


Fig. 37 : **CONFORMATION ET STRUCTURE DES SPERMATOZOIDES**

(Selon BARONE, 1978).

2.2. Les spermatozoïdes.

2.2.1. Etude de l'ultrastructure d'un spermatozoïde adulte.

Le spermatozoïde est le gamète mâle. C'est une cellule haploïde flagellée de 75 à 80 microns de long et très mobile. Elle se compose d'une tête et d'une queue unies par un col très court.

Chez le bélier, la tête du spermatozoïde a une forme elliptique avec une largeur maximale en son milieu. Elle mesure de 8 à 9 microns de long sur 5 microns de large; elle est très plate de profil et amincie vers son extrémité libre. Elle est semblable à la tête de spermatozoïde du verrat et du bouc (BARONE, 1978) (fig. 37). La tête du spermatozoïde renferme le noyau et l'acrosome. L'acrosome coiffe la moitié antérieure du noyau et s'accole d'autre part à la membrane cellulaire; c'est lui qui définit le profil caractéristique de la tête des spermatozoïdes de chaque espèce. Il est composé d'un système de lipoglycoprotéines complexe (MANN, 1975) dont la structure varie en fonction de la proximité du noyau ou de la membrane cellulaire. Ce complexe s'associe avec un grand nombre d'enzymes normalement rencontrés dans les lysosomes ; on a pu mettre en évidence, dans la partie antérieure de l'acrosome, un enzyme : la hyaluronidase, qui permettrait (ainsi qu'une sulfatase), de digérer le matériel unissant les cellules du cumulus oosphorus : la mucine. La partie postérieure de l'acrosome renfermerait de l'acrosine; celle-ci permet la perforation de la zone pellucide de l'ovule (ECTORS et DERIVAUX, 1986). D'autres enzymes, tels que des protéases et des phospholipases, sont également présents, probablement associés à la membrane interne acrosomiale. Tous ces enzymes, pendant la dispersion du cumulus oosphorus et la pénétration de la zona pellucida, seraient relachés dans un ordre séquentiel caractéristique (MANN, 1975). L'acrosome serait donc impliqué dans les processus de fertilisation.

Le col du spermatozoïde est une partie cytoplasmique très courte: de 2 à 3 microns, reliant la partie postérieure de la tête à la queue du spermatozoïde. Il s'attache au noyau par l'intermédiaire d'une pièce d'union, la Lamina articularis, derrière laquelle s'appuie le centriole proximal. De ce dernier part le filament axial, ou axonème, entouré d'une couronne de fibres pleines et

denses, née de la périphérie de la pièce d'union. Le filament axial et la couronne externe s'enfoncent dans la queue du spermatozoïde.

La queue du spermatozoïde est divisée en trois parties successives : la pièce intermédiaire, la pièce principale et la pièce terminale. Le filament axial la traverse sur toute sa longueur et présente l'organisation habituelle des flagelles, entouré par les fibres denses qui viennent d'être évoquées. Les centrioles gardent la position décrite dans le spermatide mais le centriole distal est maintenant scindé en deux parties : la première en arrière du centriole proximal et la seconde à la jonction entre la pièce intermédiaire et la pièce principale.

La pièce intermédiaire est la partie la plus large de la queue et mesure 15 microns en moyenne. Elle débute au niveau de la partie proximale du centriole distal et se termine par un anneau cytoplasmique dense ou anneau de Jensen, au niveau de la partie distale du centriole. Entre ces deux extrêmes, le filament spiral (composé de mitochondries) entoure le filament axial et les fibres externes, décrivant 75 à 100 tours de spires avec un angle de 12° par rapport au filament axial.

La pièce principale, de loin la plus longue (45 microns environ), ne renferme que l'axonème et les fibres externes. L'ensemble est entouré par une gaine de cytoplasme d'aspect fibreux : la gaine fibreuse (vagina fibrosa), à fines côtes transversales, faisant suite au filament spiral.

La pièce terminale voit sa gaine remplacée par une très fine membrane et les fibres denses font défaut. Elle a une longueur moyenne de 4 microns.

2.2.2. Anomalie des spermatozoïdes.

Les spermes de bonne qualité renferment toujours un certain pourcentage d'anomalies : de 10 à 20 % selon COLAS et al (1985). Ces anomalies sont classées en fonction de la partie du spermatozoïde qu'elles affectent :

La tête : double tête,
perte de l'acrosome,
anomalie d'affinité,...

Le col : fracture du col,
mauvaise implantation de la tête ou de la queue,
persistance de la goutelette protoplasmique,...

La queue : croquée, enroulée,
double, anomalie de longueur,
mal attachée, absente,...

Selon COLAS, et al (1985), le pourcentage d'anomalies est le facteur qui conditionne principalement la fertilité. Ce pourcentage varie selon la saison (voir paragraphe F.2), il peut révéler des troubles de la spermatogenèse, de la maturation ou avoir des origines pathologiques..., qui sont importants à déceler pour faire un choix approprié du géniteur à employer pour la reproduction.

2.2.3. Métabolisme du spermatozoïde.

Le spermatozoïde est une cellule très différentiée mais qui ne contient pas de réserve énergétique. Elle puise ses réserves dans le fluide testiculaire, les secrétions épididymaires et celles des glandes annexes, surtout le fluide séminal où le fructose est très abondant.

La glycolyse est la principale source d'énergie du spermatozoïde. Elle métabolise le fructose et le glucose en acide pyruvique. Ce dernier peut être transformé en acide lactique ou métabolisé pour libérer de l'eau et du CO_2 qui acidifie le milieu. L'acidification du milieu est proportionnelle à la viabilité du sperme. Le pH du sperme de bélier est contenu dans une fourchette de 5,9 à 7,3, beaucoup plus grande que celle du taureau (tableau 6). Les secrétions des glandes de Cowper et de la prostate ont pour rôle, entre autre, d'alcaliniser le milieu. Un pH inférieur à 5,9 provoquerait la mort des spermatozoïdes (SETCHELL, 1977).

Le fructose, substrat énergétique majeur chez le bélier, est produit en plus grande quantité par les vésicules séminales. La quantité de fructose secrétée serait maximale à l'équinoxe d'hiver et minimale à l'équinoxe d'été. Le contrôle de la secrétion est principalement assurée par les androgènes. Il n'est pas rare de contrôler la secrétion d'androgènes par mesure de la quantité de fructose dans le sperme.

Le glucose est métabolisé par les mêmes voies que le fructose. Sa concentration est de 40 à 100 mg/ml (SETCHELL et HINKS, 1967) contre 150 à 600 mg/ml pour le fructose (SETCHELL, 1977).

La quantité de lipides testiculaires est supérieure de 25 % à celle des lipides éjaculés. Il s'agit principalement de phospholipides, lipides neutres et cholestérol. Les lipides seraient la principale source énergétique durant le passage épididymaire. Leur quantité serait suffisante pour assurer les besoins d'oxygène endogène et ils pourraient être impliqués dans la variabilité de perméabilité de membrane et donc modifier les propriétés physicochimiques - voir chapitre B.2. - (SCOTT et AL, 1967).

D'autres sources d'énergie telles que l'acide citrique, l'acide ascorbique, l'acide glutamique, le sorbitol, l'inositol et autres, peuvent être employées comme source d'énergie. Le fructose n'est pas la source d'énergie principale chez toutes les espèces.

La respiration est estimée par le coéfficient ZO2 qui correspond au nombre de mm3 d'oxygène absorbé par 10^8 spermatozoïdes en une heure à 37° C. Le ZO2 chez le bélier est de 22. Le fluide testiculaire est reconnu pour stimuler la prise d'oxygène (VOLGMAYR et WHITE, 1979).

Les métabolismes respectifs du spermatozoïde testiculaire et du spermatozoîde éjaculé sont différents. Les changements se font lors de la maturation du spermatozoïde dans le transit épididymaire.

Les spermatozoïdes testiculaires dépendent plus du métabolisme oxydatif que les spermatozoïdes éjaculés, ils utilisent moins de glucose, mais un plus grand pourcentage est converti en CO2 (VOLGMAYR et AL, 1967). Selon SETCHELL et HINKS (1967), 83 % du glucose fourni est transformé en CO2 et 71 % du CO2 testiculaire est dérivé du glucose. Le cycle des pentoses est actif dans le spermatozoïde testiculaire mais n'utilise que 9,3 % du glucose.

Le spermatozoïde éjaculé, même en condition aérobie, assimile le glucose par la glycolyse, pour aboutir à l'acide lactique. Le cycle des pentoses ne semble pas intervenir (SETCHELL, 1977).

2.2.4. Récolte des spermatozoïdes et évaluation de la production.

Le nombre de spermatozoïdes éliminé de l'organisme est estimé par la quantité de spermatozoïdes trouvée dans les éjaculations, mais aussi les gamètes trouvées dans les urines et dans les émissions spontanées : la masturbation (rare chez le bélier). Les chiffres cités par les auteurs varient de 4 . 10^9 (SETCHELL,1977). à 8.8.10^9 spermatozoïdes/jour (ECTORS ET DERIVAUX, 1986) et 5,5.10^9 pour ORTAVANT (1958). En fait, tout dépend du nombre de récoltes estimées par jour, de la race, de l'individu et de la saison. Plus la longueur du jour diminue, plus le nombre de spermatozoïdes augmente. Le mode de la récolte a également beaucoup d'importance: par stimulation électrique, le volume de l'éjaculat et le nombre de spermatozoïdes sont plus élevés que ceux obtenus par un vagin artificiel (GREYLING et GROBBELAAR, 1983).

La technique du vagin artificiel sera décrite dans "Matériel et méthodes".

L'électro-éjaculation a été essayée la première fois chez le bélier par GUNN, en 1936. Il s'agit d'une technique employée lors de lésions articulaires, lors d'âge avancé de l'animal ou de refus du vagin artificiel. Le rectum est préalablement lavé avec de l'eau salée (Na Cl 3-5 %), le fourreau désinfecté et l'animal solidement attaché. Une électrode bipolaire composée d'un tube en caoutchouc sur lequel courrent des plaquettes en cuivre (reliées alternativement aux bornes + et -) est introduite dans le rectum. Des stimuli de +/- 100 mAmpères toutes les 2 à 3 secondes sont envoyés à une vingtaine de reprises. Lorsqu'il y a extériorisation du pénis, on envoie 800 à 1500 mAmpères (5-6 volts) pendant 5 à 6 secondes, ce qui provoque l'éjaculation. Le sperme est recueilli dans un récipient destiné à cet effet.

La quantité de spermatozoïdes estimée dans les collectes est directement correlée avec le poids testiculaire, la quantité de spermatozoïdes produite, celle contenue dans les réserves épididymaires, et dans le système génital en général.

La production journalière de spermatozoïdes s'exprime par gramme de parenchyme testiculaire (quoique celui-ci augmente avec l'âge, par rapport aux tubes séminifères).

Elle varie selon la saison; c'est pourquoi il est important de connaître le mois et l'endroit auquel les prélèvements ont été réalisés. Ainsi, pour un bélier de race "Ile-de-France", ORTAVANT (1952) et THIBAULT (1956) (cités par AMANN, 1970) donnent les chiffres suivants :

	nbre de béliers testés	*Age*	*Production totale(10⁹sp)*	*Production/gr de parenchyme X 10⁶*	
Ile de France	*25*	*1 à 6 ans*	*7,86*	*27*	*ORTAVANT 1952*
Jours courts	*18*		*13,93*	*27*	
Jours longs	*18*		*9,94*	*24*	*THIBAULT 1956*

Par cannulation du rete testis, VOLGMAYR en 1968 a obtenu 18 . 10^6 /gr/jour mais il est possible que la différence par rapport aux valeurs ci-dessus soit due à la race (Mérinos) et à la photopériode (cité par AMANN , 1970).

En fait ces observations sont hasardeuses, spécialement pour les animaux sensibles à la photopériode.

Il est possible d'évaluer la production journalière à partir des récoltes si elles ne sont pas trop fréquentes. Des corrections seront cependant à faire quant aux pertes et aux éventuelles réabsorptions. La production est hautement correlée avec le diamètre scrotal (AMANN et SCHANBACKER, 1983).

2.2.5. Destruction des spermatozoïdes non éjaculés.

Deux hypothèses s'opposent pour expliquer la destinée des spermatozoïdes non éjaculés.

La première suggère la destruction puis la phagocytose au niveau des parois du tractus génital mâle, plus spécifiquement dans l'épididyme, le canal et l'ampoule déférentielle (AMANN et ALMQUIST, cités par BEDFORD, 1975 ; AMANN, 1970). Cette hypothèse repose sur la présence d'enzymes près des parois mais, selon des études histologiques, peu de signes de phagocytose sont observés dans les épithéliums comparativement au nombre de spermatozoïdes émis

(BEDFORD, 1975). AMANN (1970) estime ces pertes à 11 % chez un taureau actif, jusque 50 % chez un taureau inactif. BEDFORD (1975); LINO et BRADEN (1972); LINO et AL (1967) et SETCHELL (1977) pensent qu'il n'y aurait qu'un minimum de réabsorption, négligeable dans les calculs de production des gamètes.

La seconde hypothèse propose un passage des spermatozoïdes dans l'urêtre, puis une évacuation avec les urines (SETCHELL, 1977). Cette hypothèse apporte plus de preuves expérimentales et est généralement retenue dans les articles. LINO et BRADEN (1967) estiment que 88 % de la production journalière s'échapperaient par les urines chez un bélier de race Mérinos à l'état de repos sexuel.

D. EVALUATION DE LA FERTILITE.

La fertilité du mâle est estimée par le taux de conception du troupeau (% de gestations par rapport aux inséminations ou par rapport au nombre de femelles saillies), et/ou par le nombre de saillies requises pour assurer la fécondation d'une femelle. Une grande variabilité existe, du reproducteur parfait (1 ou au maximum 2 saillies), à la stérilité (fertilité ou taux de conception nuls).

RHODES (1977) estime que 50 % au moins de la variabilité dans les taux de gestation entre brebis seraient dus à une différence de fertilité des béliers. Une présélection des béliers ferait tomber ce chiffre à 20 %. Cette présélection se base sur divers examens de la semence du mâle permettant d'apprécier la fertilité. Des conclusions valables pourront être tirées des résultats si ceux-ci sont concordants, et un maximum de rentabilité peut être atteint.

A l'heure actuelle, l'insémination artificielle devient une technique de reproduction de plus en plus courante. Un examen sérieux des éjaculats prélevés est réalisé. Il permet de détecter l'infertilité de certains mâles et d'utiliser plus efficacemment les géniteurs par un calcul adéquat des doses de sperme à inséminer.
L'insémination a des avantages sanitaires et un grand nombre de brebis peuvent être inséminées en très peu de temps.

Nous allons examiner les divers tests ou examens du sperme (tant au plan qualitatif que quantitatif) nécessaires à l'évaluation de la fertilité d'un bélier. Nous distinguerons les examens macroscopiques des examens microscopiques, et de l'étude morphologique du sperme.

1. Examens Macroscopiques (Quantitatifs).

1.1. Le volume de l'éjaculat.

Le volume de l'éjaculat s'estime en lisant le tube gradué, composant du vagin artificiel. Il varie de 0,5 à 2 cm3 en fonction de nombreux facteurs : l'âge, la saison, l'état sanitaire, l'alimentation, le nombre de saillies ou de récoltes, le mode de ces récoltes...
Le bélier est un animal à petit volume spermatique, comparé au verrat

chez qui les extrêmes sont de 100 et 500 cm3 (en moyenne 200 cm3).

1.2. L'aspect, la couleur et la consistance du sperme.

En général, le sperme est un liquide lacto-crêmeux de couleur blanchâtre (blanc cassé). Son opacité est directement correlée avec la densité en spermatozoïdes. Plus le nombre de prélèvements est élevé plus le sperme s'éclaircit, et se liquéfie. Cet examen donne donc une idée de la concentration de la semence, mais l'examen microscopique semble plus fiable.

1.3. La viscosité du sperme.

La viscosité du sperme est estimée par comparaison avec des solutions standard. Une corrélation positive et significative existe avec la concentration spermatique.

2. Examens microscopiques du Sperme.

2.1. La motilité massale.

La motilité des spermatozoïdes est un facteur qualitatif. L'ensemble des motilités individuelles entraîne des mouvements en forme de vagues ou de tourbillons au sein de la goutte de sperme observée. Si le flux est rapide, il indique une bonne viabilité des spermatozoïdes.

2.2. La motilité individuelle.

Ce test examine le mouvement des spermatozoïdes à l'état individuel mais la méthode est relativement subjective car le spermatozoïde peut perdre son pouvoir fécondant avant de perdre sa motilité. A l'examen, on distingue les spermatozoïdes vivants des morts, et ceux qui sont doués de mouvements de progression de ceux qui sont uniquement vibrants.
Les résultats se traduisent en pourcentage. Cette méthode permet d'apprécier la qualité du déplacement, son intensité et ses anomalies. Un "bon sperme" possède en moyenne de 60 à 70 % de spermatozoïdes "flêchants", qui sont les seuls capables d'atteindre l'ovule (et de le féconder).

2.3. La concentration.

Le nombre de spermatozoïdes par ml de solution peut être principalement calculé par numération directe dans un hématimètre ou par spectrophotométrie.

L'hématimètre nécessite la fixation des cellules. Les spermatozoïdes sont comptés et la concentration se calcule aisément.

La spectrophotométrie est une technique basée sur la densité optique. Elle est beaucoup plus simple et plus rapide, le pourcentage d'erreurs est moins élevé. La concentration est évaluée à partir d'une courbe standard, établie grâce à des échantillons spermatiques de concentrations connues.

Une troisième méthode, mais peu fiable, propose de comparer visuellement la densité du sperme dilué à l'opacité de solutions standards préalablement étalonnées. Cette mesure n'offre que peu de garanties.

3. Etude morphologique du Sperme.

Un travail complet sur ce sujet ayant été réalisé, parallèlement à notre travail, par Mademoiselle Marie-Pierre MAROT (3e Candidature vétérinaire), nous ne citerons que les grandes lignes.

L'étude morphologique du sperme requiert des colorations et établit la structure des spermatozoïdes, leur viabilité et leurs anomalies.

3.1. Les colorations totales.

Les colorations totales donnent une idée de la morphologie générale des spermatozoïdes. Elles sont réalisées soit en simple (bleu de méthylène, toluidine...) soit en double coloration (giemsa...).

L'encre de chine est parfois préférée car elle donne une coloration négative, les spermatozoïdes apparaissent clairs sur fond gris.

3.2. Les colorations vitales.

Les colorations vitales sont employées pour réaliser le test morts/vivants des spermatozoïdes (LASLEY* et COLL, 1942). Une solution aqueuse à 5 % d'éosine (colorant essentiel) est mélangée avec de la nignosine à 10 % (colorant de fond). Les spermatozoïdes morts se colorent en rose tandis que les spermatozoïdes vivants restent incolores. Les résultats obtenus se notent en pourcentage.

* (cités par DERIVAUX , 1971)

3.3. Les mesures de viabilité du sperme.

Pour SAACKE (1982), ces mesures se basent sur les deux précédentes techniques, mais une série d'autres tests sont utilisés : la pénétration dans le mucus cervical, les contenus cellulaires en lipides, enzymes et A.D.N., l'intégrité de l'acrosome et de la membrane cellulaire, l'habilité de l'agglutination ...

3.4. Conclusion.

Beaucoup de tests sont donc possibles pour évaluer la fertilité du mâle, certains sont complémentaires mais tous ne sont pas indispensables. De plus, les auteurs ne sont pas tous d'accord sur les taux de corrélation de ces tests avec la fertilité.

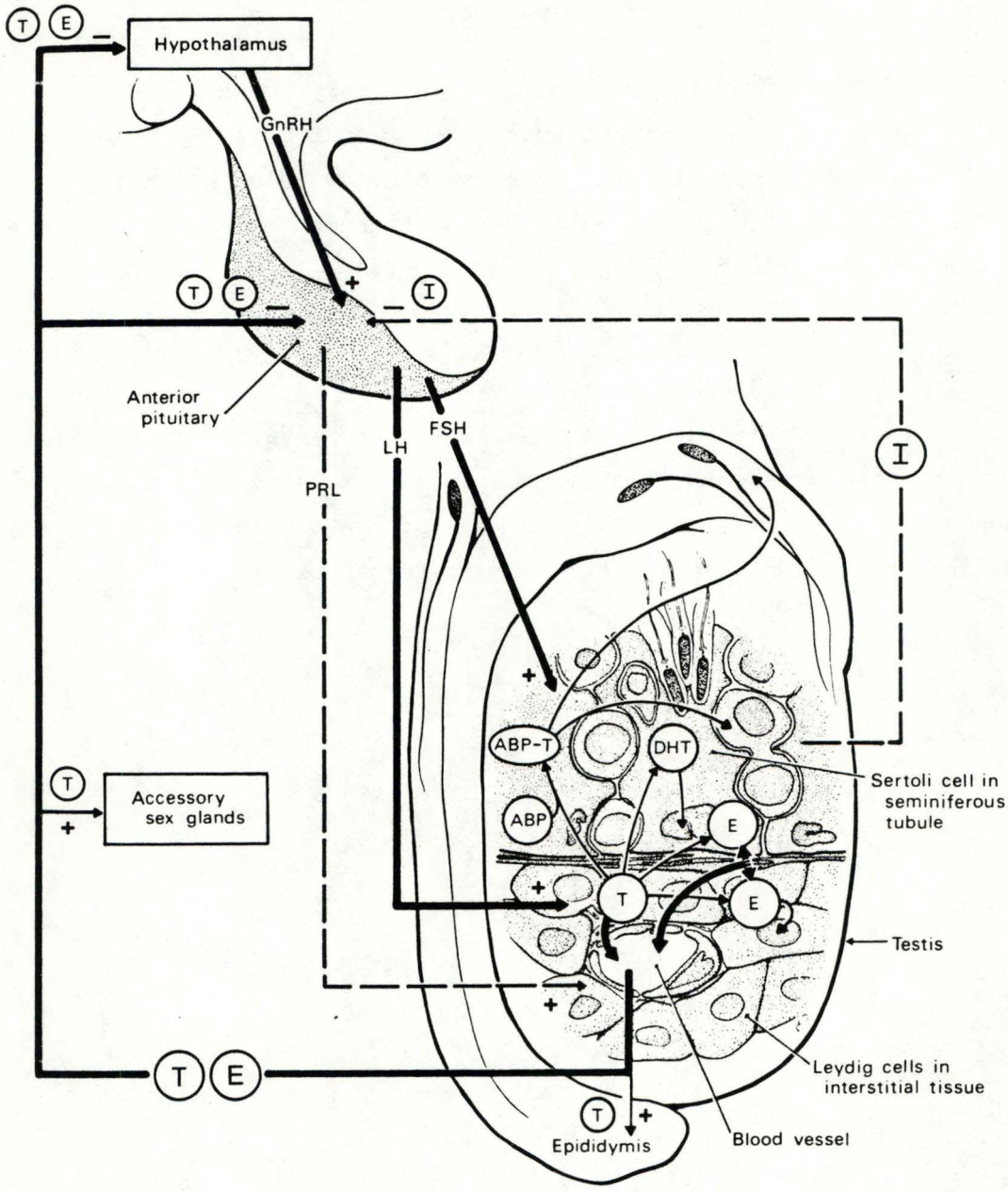


Fig. 38 : Schéma montrant les relations entre hormones du système génital mâle, leurs sites d'action et leur régulation.

(Selon AMANN et SCHANBACKER (1983).

B. CONTROLE DU SYSTEME GENITAL MALE.

1. L'Axe hypothalamo-hypophyso-gonadique.

L'axe hypothalamo-hypophyso-gonadique est le système de contrôle de l'activité sexuelle du mâle, il s'autorégule (Fig. 38). D'autres glandes, l'épiphyse, les surrénales et la thyroïde, interfèrent avec ce système.

1.1. L'hypothalamus et les hormones hypothalamiques.

L'hypothalamus est une région de l'encéphale. On lui reconnaît trois parties : antérieure, moyenne et postérieure. La partie antérieure contient entre autre les noyaux supra-optiques. La secrétion et le stockage des hormones se fait préférentiellement dans la partie médiane (LINCOLN, 1978).

Chez le mâle, l'hypothalamus ne contient qu'une zone (centre tonique) d'émission de Gn Rh (Gonadotropin Releasing hormone). Cette hormone est un décapeptide de poids moléculaire compris entre 1200 et 1400. Elle a la formule suivante :

Pyr - His - Trp - Ser - Gly - Leu - Arg - Pro - Gly - NH_2.

Sa secrétion est continue, et se fait sous forme de pulses dont l'amplitude, la fréquence et la durée varient en fonction de la saison. Un pulse correspond à la décharge synchronisée d'une population de neurones peptidergiques. Le rythme de décharge est très rapide (30 décharges/sec.) pendant quelques secondes seulement, permettant la génération d'un pulse hormonal. Ce pulse est associé à une activité d'arrière fond (environ 5 décharges/sec, SETCHELL et al, 1985). La secrétion de Gn Rh est contrôlée par les taux d'androgène, d'inhibine et d'oestradiol circulant.

La Gn Rh est libérée dans la veine porte hypophysaire et gagne l'hypophyse (Fig. 39). Elle contrôle la secrétion et la libération des hormones gonadotropes.

1.2. L'hypophyse et les hormones hypophysaires.

L'hypophyse est un organe neuro-glandulaire situé à la base du cerveau et relié à l'hypothalamus par la tige pituitaire. La partie

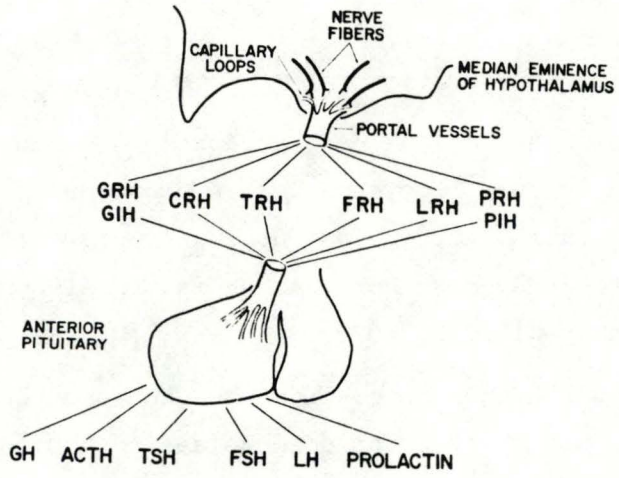


Fig. 39 : Schéma résumant le contrôle exercé par les hormones de l'hypothalamus sur l'hypophyse, et les secrétions hypophysaires.

Selon GANONG (1977).

glandulaire se divise en trois régions : le lobe antérieur ou adéno-hypophyse, le lobe intermédiaire et le lobe infundibulo-tubéral, entourant la tige pituitaire.

Le lobe antérieur secrète diverses hormones dont les hormones gonadotropes (la FSH, Follicule Stimulating Hormone et la LH, Luteinizing Hormone), et la prolactine (Fig. 39). L'activité hypophysaire est contrôlée en feed-back négatif par les androgènes, qui inhibent l'émission de LH et FSH, par l'inhibine, agissant sur la FSH, et par les oestrogènes, inhibant probablement la secrétion de LH. D'autres substances telles que l'insuline, l'adénosine et les cathécolamines contrôlent la secrétion gonadotrope.

1.2.1. Les hormones gonadotropes : la LH et FSH.

La LH et FSH sont des glycoprotéines renfermant,respectivement, 10 et 25 % d'hydrates de carbones. Ces hormones sont composées de 2 sous unités, α et ß, qui n'ont aucune activité biologique lorsqu'elles sont séparées. La sous-unité α des deux hormones est identique, tandis que la sous-unité ß est spécifique. La séquence des acides aminés des deux chaînes de la LH est donnée au tableau 7.

La secrétion de la LH est pulsatile; celle de la FSH est périodique. La LH et la FSH sont toutes deux contrôlées par la Gn Rh, mais la manière dont elles répondent à cette stimulation est différente (LINCOLN et SHORT, 1980) :

- La LH est libérée sous forme de pic après quelques minutes de stimulation par la Gn Rh. Le retour à la concentration initiale est rapide; la demi-vie de la LH est de 20 à 50 minutes.

- La FSH ne répond que très lentement à la Gn Rh, on observe une augmentation après une heure seulement de stimulation. Les concentrations sont alors élevées, et le retour aux valeurs de base est lent. La demi-vie de la FSH serait supérieure à celle de la LH.

La FSH et la LH agissent presque toujours en synergie (séquentielle ou simultanée) sur les cellules cibles. Elles circulent dans le sang sous forme libre, et s'attachent aux récepteurs spécifiques des cellules (l'auto-radiographie et l'immuno-histologie le démontrent). Cette liaison active l'adénylate cyclase qui transforme l'ATP en AMPc. L'AMPc stimulerait des protéines kinases, qui, par

Tableau 7 : Séquence en acides aminés des chaînes α et ß de la LH ovine.
(Selon SHERWOOD et Mc SHAN (1977).

Chaîne ß :

```
                    5                  10        CHO 15                  20                  25                  30
Acyl-Ser-Arg-Gly-Pro-Leu-Arg-Pro-Leu-Cys-Gln-Pro-Ile-Asn-Ala-Thr-Leu-Ala-Ala-Glu-Lys-Glu-Ala-Cys-Pro-Val-Cys-Ile-Thr-Phe-Thr-

                   35                  40                  45                  50                  55                  60
Thr-Ser-Ile-Cys-Ala-Gly-Tyr-Cys-Pro-Ser-Met-Lys-Arg-Val-Leu-Pro-Val-Ile-Leu-Pro-Pro-Met-Pro-Gln-Arg-Val-Cys-Thr-Tyr-His-

                   65                  70                  75                  80                  85                  90
Glu-Leu-Arg-Phe-Ala-Ser-Val-Arg-Leu-Pro-Gly-Cys-Pro-Pro-Gly-Val-Asp-Pro-Met-Val-Ser-Phe-Pro-Val-Ala-Leu-Ser-Cys-His-Cys-

                   95                  100                 105                 110                 115                 120
Gly-Pro-Cys-Arg-Leu-Ser-Ser-Thr-Asp-Cys-Gly-Pro-Gly-Arg-Thr-Glx-Pro-Leu-Ala-Cys-Asx-His-Pro-Pro-Leu-Pro-Asp-Ile-Leu-OH
```

Chaîne α :

```
                    5                  10                  15                  20                  25                  30
H-Phe-Pro-Asn-Gly-Glx-Phe-Thr-Met-Gln-Gly-Cys-Pro-Glx-Cys-Lys-Leu-Lys-Glx-Asx-Lys-Tyr-Phe-Ser-Lys-Pro-Asx-Ala-Pro-Ile-Tyr-

                   35                  40                  45                  50                  55 CHO              60
Glx-Cys-Met-Gly-Cys-Cys-Phe-Ser-Arg-Ala-Tyr-Pro-Thr-Pro-Ala-Arg-Ser-Lys-Lys-Thr-Met-Leu-Val-Pro-Lys-Asn-Ile-Thr-Ser-Glx-

                   65                  70                  75                  80  CHO             85          [Ser-Cys] 90
Ala-Thr-Cys-Cys-Val-Ala-Lys-Ala-Phe-Thr-Lys-Ala-Thr-Val-Met-Gly-Asn-Val-Arg-Val-Glx-Asn-His-Thr-Glx-Cys-His-Cys-Ser-Thr-

                   95
Cys-Tyr-Tyr-His-Lys-Ser-OH
```

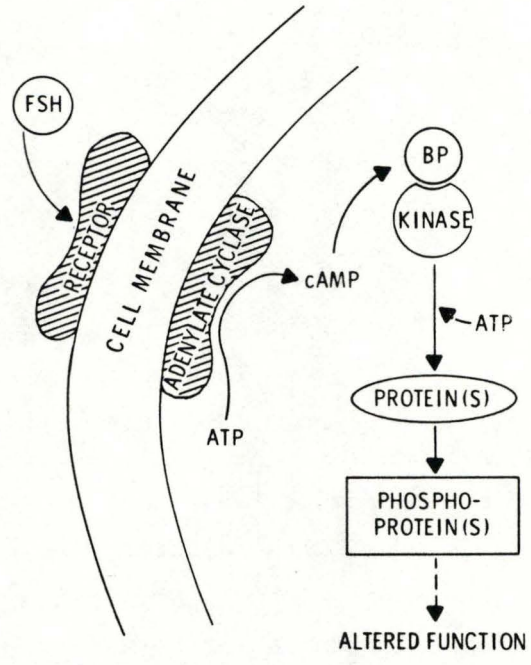


Fig. 40 : Schéma hypothétique du mode d'action de la FSH sur une cellule cible. BP = Binding Protein.

(Selon MEANS, 1975).

phosphorylation de diverses protéines, entraînent la réponse biologique (Fig. 40).

la FSH a pour rôle d'initier et de réguler la spermatogenèse par l'intermédiaire des cellules de Sertoli. Ces cellules produisent de l'inhibine (régulateur de la secrétion de FSH) et de l'A.B.P. (Androgen Binding Protein). COUROT et ORTAVANT (1981) trouvent une relation parallèle entre la taille du testicule de l'agneau et les taux de FSH dans le sang. La FSH interviendrait donc dans la croissance testiculaire, mais aussi dans le développement des glandes accessoires (SHERWOOD et Mc SHAN, 1977), et dans celle des tubes séminifères (DORRINGTON et al, 1978). La transformation des androgènes en oestrogènes nécessite aussi l'intervention de la FSH par action enzymatique intermédiaire (DORRINGTON et al, 1978 ; ECTORS et DERIVAUX, 1986; MOGER, 1980).

La LH contrôle la secrétion de la testostérone par la cellule de Leydig. Cette action serait favorisée par une synergie de la FSH, et par l'intermédiaire de la prolactine. La croissance testiculaire nécessite aussi l'intervention de la LH (D'OCCHIO et al, 1984).

1.2.2. Hormones gonadotropes d'origine non hypophysaire.

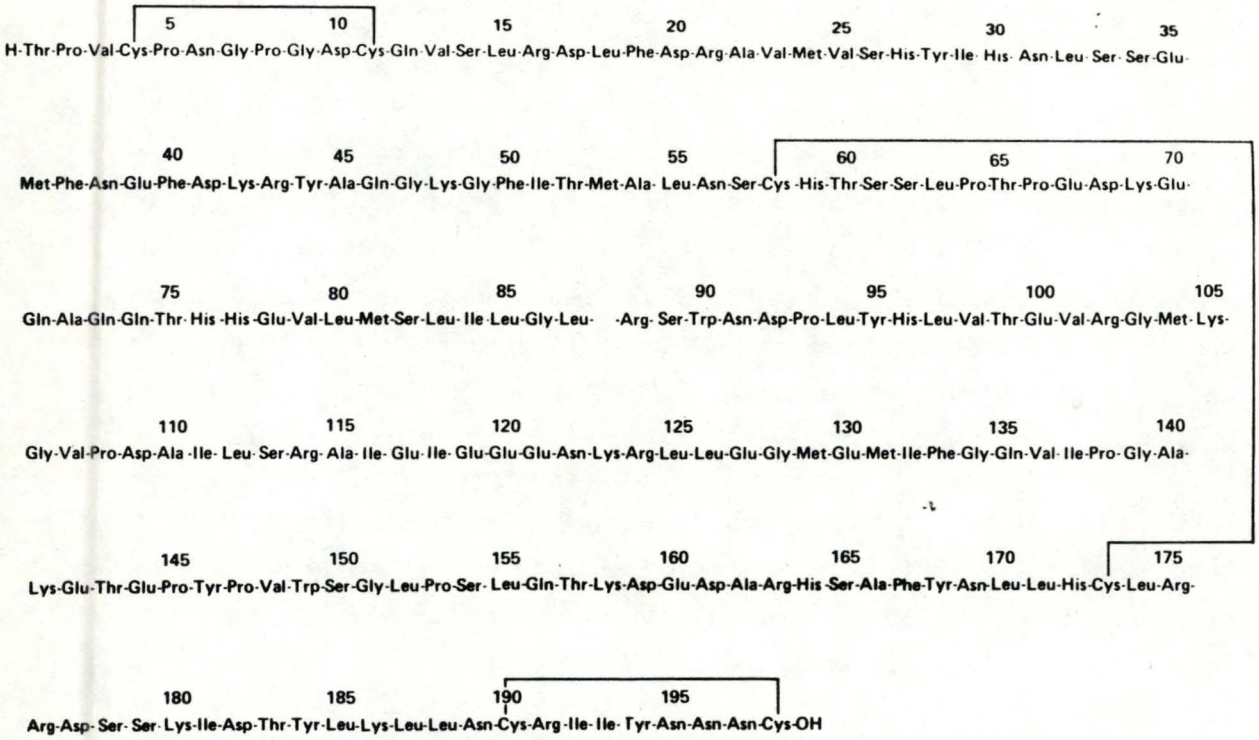
Les hormones gonadotropes d'origine non hypophysaire sont la PMSG (Pregnant Mare Serum Gonadotrophin)*, d'origine placentaire. Ces hormones sont souvent employées dans les expériences à la place respectivement de la FSH et de la LH, du fait de leur similarité d'activité, de leur facilité d'obtention et de leur coût moins élevé.

La PMSG est une glycoprotéine de poids moléculaire de 42 000. Elle contient en poids 46,7 % d'hydrates de carbone et de 10 à 13,5 % d'acide sciatique, contre 25 % et 5 % respectivement pour la FSH. Sa demi-vie est beaucoup plus longue (4 à 6 jours) que celle de la FSH, elle est constituée de 2 sous-unités : α et ß. Elle favorise le développement du tissu interstitiel et des glandes accessoires (SHERWOOD et Mc SHAN, 1977).

L'hCG est également une glycoprotéine, d'un poids moléculaire de 38 400. La teneur en hydrates de carbone est de 30 % et la teneur en acide scialique est de 9 à 12 %, contre 10 % et 1 à 2 % respectivement pour la LH. Sa demi-vie est de 8 heures. Elle stimule

* et la hCG (human Chorionique Gonadotrophin)

Tableau 8 : Séquence en acides aminés de la prolactine ovine.
(Selon SHERWOOD et Mc SHAN, 1977).



les cellules interstitielles du testicule pour secréter la testostérone.

1.2.3. La prolactine.

La prolactine (PRL) est une hormone protéinique, elle possède 198 acides aminés dont la répartition est donnée au tableau 8. Son poids moléculaire est de 22 500.

Le mécanisme d'action de la PRL sur les cellules cibles se fait par stimulation de la guanylate cyclase, ou en provoquant la formation d'un peptide messager. On trouve des récepteurs membranaires spécifiques à la prolactine dans beaucoup de tissus dont le foie, la moëlle, les surrénales, le rein, les cellules de Leydig et la prostate .

La prolactine est secretée sous forme de pulses, dont la fréquence, l'amplitude et la durée varient en fonction de la photopériode. Elle modulerait l'action de la LH sur les cellules de Leydig en y favorisant la secrétion de testostérone. Par cette stimulation, elle aurait un rôle sur le développement et l'activité secrétoire de la prostate et des vésicules séminales (RAVAULT et al, 1977). Elle contrôle donc indirectement la spermatogenèse et la stéréogenèse (WILSON et LAPWOOD, 1978). Les stéroïdes circulant contrôlent la secrétion de la prolactine.

1.3. Les gonades et les hormones gonadiques.

1.3.1. Les androgènes.

Les androgènes, la testostérone et ses précurseurs, sont les hormones masculinisantes. La synthèse de ces hormones au niveau des cellules de Leydig a été décrite au paragraphe 1.1.3. du chapitre A.

La secrétion de la testostérone se déroule selon un mode pulsatile en réponse à la stimulation des cellules de Leydig. La concentration sanguine de la LH doit être d'au moins 2 ng/ml pour provoquer une émission de la testostérone. L'intervalle entre un pic de LH et le pic correspondant de testostérone varie de 40 à 60 minutes hors de la saison de reproduction et est de 20 minutes pendant cette saison (SANFORD et al, 1974; THIBIER, 1981).

La testostérone quitte le testicule par 3 voies : le drainage veineux du testicule, le système lympatique et le fluide du rete testis via l'épididyme. Dans la circulation sanguine on la trouve sous 3 formes : la forme libre, une forme liée à une protéine de transport (l'albumine sérique, la "sex steroid binding protein" (SHBG), ou la "corticosteroid binding protein", EIK-NES , 1975) et une forme conjuguée après passage dans le foie. Dans cet organe, la testostérone se transforme en androsténédione par une ß- déshydrogénase, et en d'autres dérivés, dont l'androstérone, éliminés sous forme de glucurono- ou sulfo- conjugués (ECTORS et DERIVAUX, 1986). Dans le rete testis, et dans les fluides testiculaire et épididymaire, on trouve aussi de la 5 α - dihydrotestostérone (5α-DHT) liée à l'A.B.P. L'A.B.P. est secretée par la cellule de Sertoli, elle permet d'atteindre des concentrations androgèniques 6 à 7 fois supérieures à celles du sang environnant (ORGEBIN-CRIST, et al, 1975).

Dans les cellules cibles, la testostérone se lie spécifiquement aux récepteurs intra-cellulaires protéiniques. Elle entre donc dans la cellule (sans molécule transporteuse) où elle est réduite en dihydrotestostérone (DHT) par une 5α- réductase. La DHT est prise en charge par un récepteur cytoplasmique puis nucléaire. Elle agit sur l'ARN pour modifier la synthèse protéinique. La réduction en DHT ne se fait pas dans toutes les cellules (par exemple, dans les muscles).

Dans le fluide testiculaire, la testostérone se trouve sous forme libre ou liée à l'ABP. Dans les cellules de Sertoli, elle est transformée en oestrogène ou réduite en DHT. La testostérone agit sur le testicule pour stimuler la spermatogenèse, en synergie avec les gonadotropines. Dans l'épididyme, elle agit sur les spermatozoïdes de deux manières. Elle se lie à eux au niveau de la tête et interfère alors avec le métabolisme pour diminuer leur consommation d'oxygène. Indirectement, la testostérone agit sur l'épithélium de l'épididyme qui, en réponse, va fournir les substances nécessaires aux spermatozoïdes pour assurer leur survie et leur maturation. La testostérone aurait plus d'effet sur la fertilité du spermatozoïde que sur sa motilité (ORGEBIN-CRIST et al, 1975).

Au point de vue morphologique, la testostérone permet le développement du testicule, de l'épididyme et des glandes accessoires. Elle est également responsable du comportement sexuel et de l'apparition des caractères sexuels secondaires. C'est elle qui diffé-

rencie le cerveau pendant la vie embryonnaire.

La testostérone contrôle la secrétion de LH et de FSH au niveau de l'hypophyse par feed-back négatif. Elle agit d'abord en diminuant la concentration d'hormones circulantes, puis en diminuant les réserves hypophysaires. Elle intervient aussi au niveau de l'hypothalamus en inhibant la Gn Rh.

1.3.2. Les oestrogènes.

Les oestrogènes sont synthétisés par les cellules de Leydig et par les cellules de Sertoli (Fig. 38).

L'oestradiol, sous forme de 17 ß- oestradiol pourrait être impliquée dans les fonctions de l'axe hypothalamo-hypophysaire des béliers. Cette hypothèse a été suggérée par la mise en évidence de récepteurs au niveau de l'hypothalamus et de l'hypophyse (PERREY et LOPEZ, 1978; THIEULANT et PELLETIER, 1979, cités par SANFORD, et al, 1984). BOLT en 1971, démontre que l'oestradiol est capable d'inhiber la libération de LH et de FSH (surtout de la LH) par l'hypophyse. Elle s'autorégulerait en inhibant la secrétion de testostérone (D'OCCHIO et SCHANBACKER, 1983; SANFORD et al, 1982), et en contribuant à l'aromatisation des androgènes en oestrogènes.

Le rôle physiologique de l'oestradiol chez le mâle est encore mal compris. Elle inhibe la spermatogenèse, et, dans la prostate ou dans l'utricule prostatique, elle aurait un effet semblable à celui d'une castration. Dans le liquide spermatique, sa concentration peut atteindre 117 pg/ml (WILSON et LAPWOOD, 1978). Pour ECTORS et DERIVAUX (1986), elle inhiberait la libido mais pour D'OCCHIO et BROOKS et al, 1980, cité par SANFORD, 1982), elle aurait au contraire une action synergique avec la testostérone pour la maintenir.

1.4. Les cybernines.

Les cybernines sont des substances non stéroïdiques agissant sur le contrôle des hormones gonadotropes ou sur la spermatogenèse. Chez le mâle, seule l'inhibine, cybernine à action centrale est connue. Elle est de nature protéinique et est secretée par les cellules de Sertoli en réponse à la stimulation de LH.

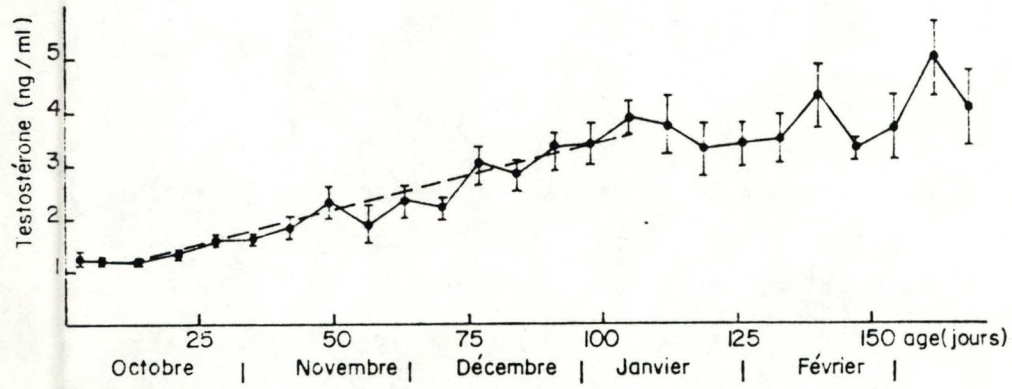
Son mode d'action est triple. Dans l'hypophyse, l'inhibine contrôle la synthèse et la libération de la FSH (BLANC et al, 1981; LECOMPTE-YERNA et al, 1981). Elle diminue la teneur en Gn Rh de l'hypothalamus, et elle régule la spermatogenèse en limitant la synthèse d'ADN, surtout pendant la période pré-pubère (ECTORS et DERIVAUX, 1986).

1.5. L'A.B.P.

L'A.B.P. est une glycoprotéine de liaison des androgènes secretée par les cellules de Sertoli. Elle lie la testostérone, la 5∝-DHT (avec une affinité plus forte) et beaucoup moins les autres stéroïdes androgéniques (COUROT, 1980). Son poids moléculaire est de 70 à 90 000, elle est composée de deux sous-unités mais n'a qu'un seul site de liaison. Son activité fixatrice est partiellement réduite dans l'épididyme au cours du transit. Son rôle est de concentrer les androgènes autour des cellules germinales et des gamètes mâles, de les stocker et de les transporter vers les organes cibles du système génital mâle. La quantité d'ABP secretée varie selon l'âge et la saison, et est sous contrôle endocrinien de la FSH. Son transport est spécifiquement sous contrôle de la FSH. Il est possible que la testostérone agisse en synergie avec la FSH (COUROT, 1980).

1.6. Les Hormones épiphysaires.

L'épiphyse est une glande située à la partie postérieure du 3e ventricule, en avant des tubercules quadrijumeaux. Elle joue un rôle non négligeable dans le contrôle génital; l'épiphysectomie entraîne en effet une hypertrophie et hyperactivité des gonades et des glandes annexes. La mélatonine est secretée à partir du tryptophane et de la sérotonine; les taux sont bas pendant le jour (de 10 à 30 pg/ml) et hauts la nuit (100 à 300 pg/ml). Il semble actuellement possible de considérer l'épiphyse comme un relais supplémentaire possible dans le contrôle de l'activité génitale (LINCOLN, 1979).



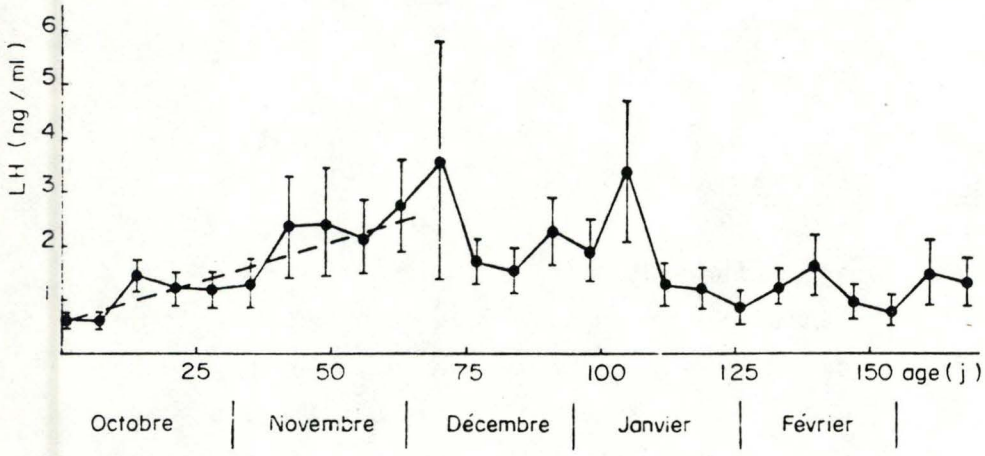


Fig. 41 : -Evolution moyenne de la concentration de la testostérone plasmatique chez l'agneau mâle né en automne.

-Evolution moyenne de la concentration de LH plasmatique chez l'agneau mâle né en automne.

(Selon COTTA et al, 1975).

F. FACTEURS DE VARIATION.

1. L'Age.

1.1. La période impubère.

La période impubère s'étend de la naissance à la prépuberté. Sa durée est de 3 mois 1/2 environ (SANFORD et al, 1983), ou de 80 à 100 jours (chez le bélier Ile de France, COUROT et al, 1975).

Cette période se caractérise par un état presque léthargique des structures testiculaires. La croissance testiculaire est continue mais très faible. Le nombre de tubes séminifères augmente et les gonocytes, cellules primordiales des tubes, se multiplient.

La synthèse, le stockage et la libération des hormones s'accentuent au fur et à mesure que l'on se rapproche du 3e mois :

- La LH est l'hormone principale qui influence le testicule pendant cette période (COUROT et al, 1975). Elle est synthétisée et stockée dans l'hypophyse. Les taux hypohysaires de LH s'accroissent du 20e au 80e jour indépendamment de la photopériode. La concentration sanguine de LH augmente principalement vers le 80e jour, de 2 à 5 fois par rapport à sa valeur initiale qui est de 0,5 ng/ml (COTTA et al, 1975; COUROT et al, 1975; LAPWOOD, 1977; LEE et al, 1976a).

- La concentration sanguine de FSH (11 à 22 ng/ml) augmente pour former un petit pic de 47 ng/ml vers la 5e semaine, puis stagne jusqu'à la 8e semaine à des valeurs de 25 à 35 ng/ml. Ce plateau résulterait du feed-back négatif qu'exerce l'inhibine sur la secrétion de FSH (BLANC et TERQUI, 1976; LEE et al, 1976). Le nombre de récepteurs testiculaires de FSH augmente, comme ceux de LH, doucement du 10e au 80e jour, puis plus rapidement du 80e au 120e jour. (BARENTON et al, 1983).

- La secrétion et la libération de la testostérone s'accentuent jusqu'au 100e jour. Les taux sanguins seraient correlés, jusqu'au 70e jour, à 85 % avec ceux de LH (COTTA et al, 1975) - Fig.41.

- La concentration sanguine de prolactine augmente les première et deuxième semaines puis redescend à un taux basal (10 ng/ ml) jusqu'au 80e jour (RAVAULT, 1976).

Tableau 9 : Relation entre les diverses phases de la spermatogenèse et le poids corporel, le poids testiculaire, le diamètre des tubes séminifères et l'âge, chez l'agneau.

	Poids corporel(kg)	Poids testic.(g)	Ø tubes séminif.(Um)	Age (jours)
prospermatogonies	15 kg	6 g	40 um	
1e spermatogonie A	21 kg	-		
1e spermatocyte I		12 à 15 g	45 um	105
" " II			95 um	105-120
1e spermatides		30 à 35 g		120-125
1e spermatozoïde		60 à 70 g		140 - 150
1er cycle spermatogénique complet	27 kg	100 g		
Adulte		200 g		

Selon COUROT (1962 a, cité par COUROT et al 1970), et LAPWOOD (1977).

1.2. La prépuberté et la puberté.

La prépuberté précède et prépare la puberté. Elle s'étale de 3 mois 1/2 à 5 ou 6 mois (SANFORD et al, 1983). Chez les agneaux Préalpes du sud, elle commence à l'âge de 11 semaines (BLANC et TERQUI.1975) et, chez les agneaux Ile de France, à l'âge de 12 semaines (COUROT et al, 1975). Elle se caractérise par un développement plus rapide du système reproducteur et sa mise en activité. La croissance testiculaire est beaucoup plus rapide. Les tubes séminifères s'allongent et leur diamètre augmente, une lumière apparaît en leur centre. Les cellules de Leydig se différencient à partir des cellules du tissu interstitiel et les cellules de Sertoli à partir des gonocytes. La spermatogenèse est initiée : les spermatogonies A se divisent, et les diverses cellules de la spermatogenèse, décrites au chapitre B, apparaissent progressivement. Il convient cependant de remarquer que l'installation de la spermatogenèse est plus étroitement liée au développement général de l'individu qu'à son âge. Ainsi, les spermatogonies ne se divisent que si l'organisme a atteint le poids de 15 kg, et les testicules celui de 6 g. A chaque stade de la spermatogenèse correspond un poids bien déterminé de l'individu et un poids testiculaire (cfr tableau 9).

Les glandes génitales entrent en fonction : elles secrètent le liquide spermatique. L'érection et l'éjaculation deviennent possibles.

Les caractères sexuels secondaires se développent : la pilosité devient plus importante et le garrot du bélier augmente en diamètre. Le comportement sexuel s'intensifie, s'accompagnant d'une certaine agressivité.

Tous ces changements se produisent progressivement durant la prépuberté et sont à mettre en relation avec les variations des émissions hormonales, et la divergence de sensibilité des tissus à ces hormones. L'étude de ces variations est rendue difficile par l'effet de la photopériode; il faut donc étudier les agneaux en fonction de leur date de naissance (COUROT et al, 1975; LAND, 1978).

- La quantité de LH diminue vers le 120e jour chez des agneaux nés en février, vers le 155e jour chez ceux nés en septembre. Elle se stabilise alors à sa valeur définitive, et varie normalement en fonction de la saison. La LH sanguine forme un pic vers le 63e jour pour les agneaux de février, vers le 70e jour pour ceux de septembre.

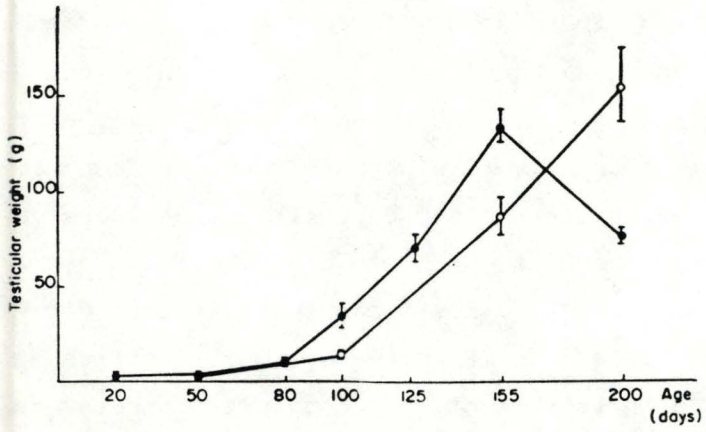


Fig. 42 : Evolution du poids testiculaire chez des agneaux nés en septembre (●—●) et février (O—O).

(Selon COUROT et AL, 1975).

Plus grande est la coïncidence entre les effets de l'âge et de la photopériode, plus ce pic sera élevé. Au 125e jour, la concentration sanguine de LH n'est plus que de 33 % du pic du 63e jour pour les agneaux nés en septembre. Pour les agneaux nés au printemps, la concentration de LH sanguine atteint encore, au 165e jour, 66 % du pic du 70e jour (COUROT et AL, 1975; THIMONIER et AL, 1973, pour des agneaux de race Ile-de-France, Romanov et Préalpes du Sud).

- La concentration sanguine de FSH augmente à nouveau de la 12e à la 15e semaine, puis se stabilise de la 15e à la 20e semaine. Le plateau résulte de l'augmentation de sensibilité de l'hypothalamus au feed-back négatif de l'inhibine (BLANC et TERQUI, 1976).

- La testostérone présente un pic entre la 16e et la 20e semaine en fonction de la photopériode (COTTA et AL, 1975; SIGNORET, 1980), puis se stabilise à des taux élevés jusqu'à la puberté (BARENTON et AL, 1983; LEE et AL, 1976a).

- La prolactine présente un pic vers la 10e ou 12e semaine, puis redescend à son niveau basal vers la 13e ou 14e semaine. Chez les agneaux nés au printemps, ce pic est masqué par l'augmentation saisonnière de l'hormone (RAVAULT, 1976).

La puberté se définit comme étant l'âge auquel les spermatozoïdes apparaissent pour la première fois dans l'éjaculat. Elle se situe du 5e mois au 8e mois selon le génotype de l'animal et sa date de naissance (COUROT et AL, 1975; ECTORS et DERIVAUX, 1986; LAND, 1978; PAQUAY, 1984). La croissance testiculaire augmente beaucoup moins rapidement à partir du 150e jour chez les agneaux nés en septembre mais continue passé le 200e jour chez les agneaux nés en février (Fig. 41).

L'hypothalamus joue un rôle capital dans l'initiation de la puberté. L'hypophyse, les gonades et tissus dépendants des stéroïdes sont déjà actifs et prêts à répondre à leurs hormones respectives. Depuis la naissance, la LH est secrétée avec une fréquence croissante de pulses, ce qui provoque une augmentation de la secrétion de testostérone, une différenciation des cellules de Sertoli, et une initiation de la spermatogenèse.

La puberté se produit lorsque l'animal devient désensibilisé au feed-back négatif des stéroïdes sur le complexe hypothalamus-hypophyse. Ceci entraîne une décharge de GnRh et une augmentation de la fréquence et de l'amplitude des pulses de LH.

1.3. La maturité sexuelle.

La maturité sexuelle est atteinte lorsque le testicule a son poids adulte, de 200 à 300 grammes, et lorsque l'éjaculation est effective. On la situe entre le 7e mois 1/2 et le 9e mois.

Les animaux qui se développent avant leur première saison de reproduction ne sont considérés pleinement matures qu'au début de cette saison. Tandis que les animaux qui se développent après la fin de cette saison ne sont considérés pleinement matures qu'à la saison suivante (LAND, 1978).

La spermatogenèse s'accentue jusqu'à la maturation du bélier puis se stabilise. Elle se poursuit pendant toute la vie mais la qualité de l'éjaculat peut varier selon la saison et avec l'âge.

2. La saison.

L'espèce ovine est une espèce à reproduction saisonnière. La brebis a une activité sexuelle en automne dans nos régions, et la gestation dure environ 5 mois. Bien que les béliers puissent féconder toute l'année, il existe des variations saisonnières dans le développement des structures du système génital et dans son fonctionnement.

Depuis longtemps, la photopériode a été reconnue comme étant le facteur principal régulant les variations saisonnières sous nos latitudes. La durée de luminosité est perçue, soit directement par l'animal, par un système décrit plus loin, soit indirectement en modifiant les disponibilités alimentaires qualitatives et quantitatives: la température ne semble pas modifier la saison de reproduction.

L'effet de la photopériode sur les béliers peut être étudiée de diverses manières :

- En inversant le rythme photopériodique annuel.
- En reproduisant en 6 mois le rythme annuel de la photopériode (ORTAVANT, 1956).
- En utilisant artificiellement des périodes de jours courts (JC par exemple, Light/Dark = 8/16), et de jours longs (JL, par exemple L/D = 16/8), durant 12 à 17 semaines (LINCOLN, en général).

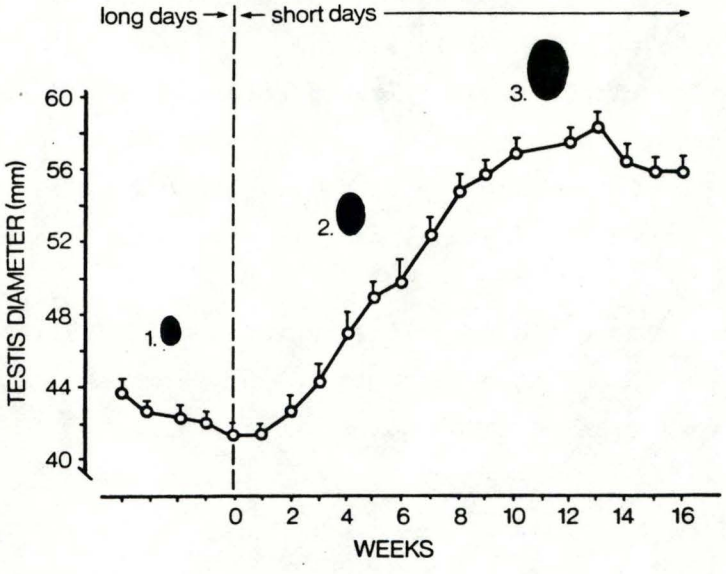


Fig. 43 :

Variation du diamètre testiculaire de 7 béliers de race Soay à trois stades différents du cycle sexuel (Selon LINCOLN, 1978).

- En éclairant les animaux à 2 reprises au cours du nycthemère, d'abord pendant 7 hrs consécutives à partir de l'aube, puis 1h16 après l'aube (ORTAVANT, 1977, cité par COUROT et ORTAVANT, 1981).

Le développement testiculaire est le critère le plus évident pour détecter les effets de la photopériode. Une correlation inverse existe entre les deux : on observe une croissance de la taille et du poids du testicule lors de la diminution de luminosité, et inversément.

La manière dont la photopériode évolue (graduellement ou brutalement) modifie peu la séquence des événements (LINCOLN et DAVIDSON, 1977). Les variations de la photopériode ne sont pas responsables de la périodicité de l'activité sexuelle, mais l'ajuste au rythme annuel des saisons. Sous régime lumineux constant, les béliers montrent des cycles d'activité testiculaire et de sécretion hormonale, mais ces cycles sont plus lents qu'en conditions normales (LINCOLN et AL, 1977; SIMPSON et al, 1983/84).

ALMEIDA et LINCOLN (1984) observent, après des périodes de 16 à 94 semaines de conditions lumineuses constantes, un découplement de l'activité gonadique et de la secrétion de P.R.L. avec la photopériode.

2.1. Effets de la photopériode sur les diverses structures du système génital mâle et son fonctionnement.

2.1.1. Aspects saisonniers de la fonction testiculaire.

a) Le diamètre testiculaire.

L'augmentation du diamètre scrotal commence après 3 semaines de régime lumineux 8/16, et le diamètre est maximal après 7 à 11 semaines chez des béliers de race Soay (LINCOLN, 1976; 1978; TULLEY et BURFENING, 1983). Des périodes minimales de 4 mois sont nécessaires pour assurer un développement ou une régression complète (LINCOLN et DAVIDSON, 1977).

Sur base des variations du diamètre, LINCOLN détermine 3 stades que nous prendrons comme points de repère pour les modifications de secrétions hormonales : la phase de développement, la phase active et la phase de régression. Un exemple est donné à la Fig. 43 pour

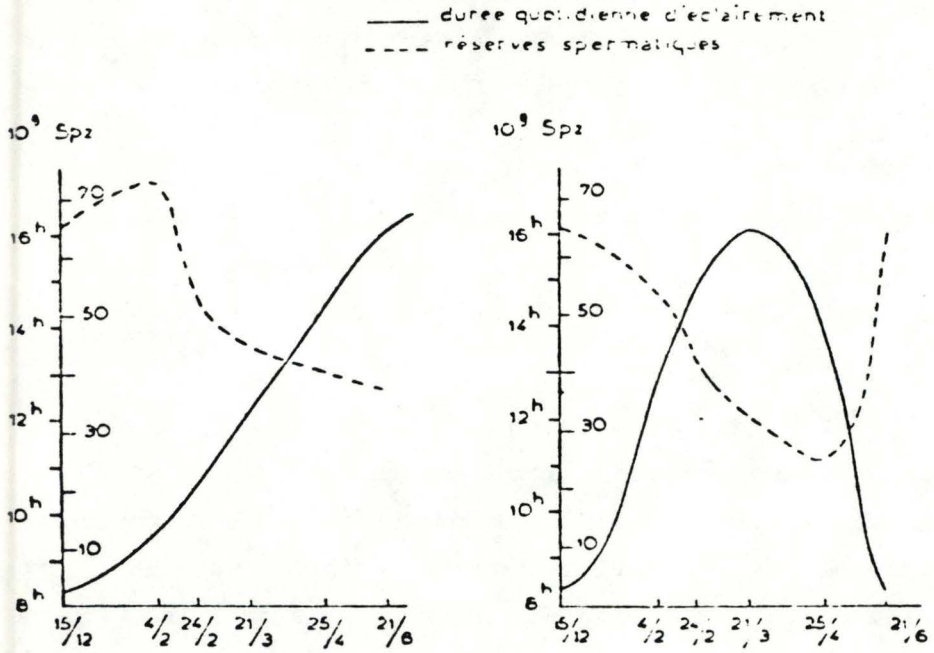


Fig. 44 :

Influence de la durée d'éclairement sur les réserves spermatiques du bélier : expérience de ORTAVANT et THIBAULT.

(Selon CRAPLET, 1980).

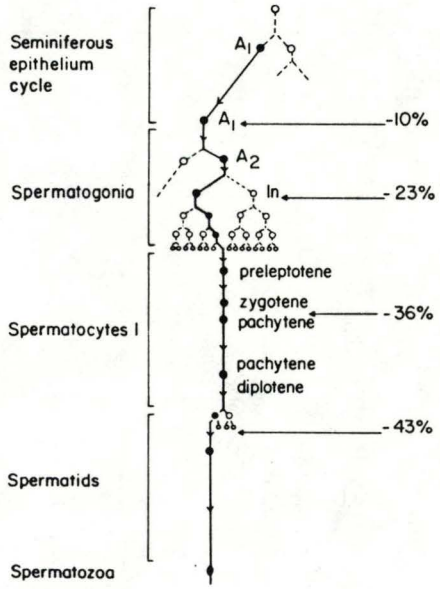


Fig. 45 :

Localisation et importance des effets inhibiteurs d'un régime lumineux 16/8 sur la spermatogenèse. Les stades sont atteints à divers degrés, la fig. montre la répartition en % des effets.
(Selon ORTAVANT, 1956, repris par COUROT et AL, 1977).

les béliers de race Soay, race reconnue pour sa très grande sensibilité à la photopériode.

Le diamètre scrotal varie aussi selon le niveau d'activité sexuelle des béliers; il est de 36 ± 0.9 cm en période de reproduction chez un bélier Suffolk actif, et de 32,2 ± 1 cm chez un bélier de même race mais inactif (MICKELSEN et AL, 1981; SANFORD et YARNEY, 1983).

b) Les tubes séminifères.

Les tubes séminifères sont constitués des cellules germinales et des cellules de Sertoli. Leur longueur et leur diamètre varient selon l'activité spermatogènique et est concrétisée par le changement de poids et du diamètre des testicules. Contrairement à certaines espèces (le cerf rouge), le bélier a toujours des gamètes mâles.

Des études quantitatives du nombre de cellules germinales ont été menées par LINCOLN (1981) et par ORTAVANT (1956) sur des béliers de race Ile-de-France. Hors saison de reproduction, il se produit une diminution :

- du nombre total de spermatogonies A.
- de l'efficience des divisions mitotiques des spermatogonies A en spermatogonies In (10 spermatocytes sont produits et même moins au lieu de 16; COUROT et AL, 1977).
- de l'efficience de la méiose (40 spermatides sont produits au lieu de 64).
- du nombre de cellules complètant la spermatogenèse.

La répartition des effets inhibiteurs de la photopériode sur les différents stades de la spermatogenèse est représentée à la fig. 44.

Toutes ces variations sont marquées par un nombre décroissant de cellules émanant du testicule (fig. 45). Notons toutefois que même en phase active du testicule, l'efficience n'est jamais de 100 %. Selon DACHEUX et PARQUIGNON (1980), la production spermatique passe de 1.10^9 sp. en JL. à 5.10^9 en JC (béliers Ile-de-France).
La durée des processus et les associations cellulaires (voir chapitre B.1.A.) ne sont pas affectées par la photopériode. La saison agit donc en diminuant la productivité.

Des variations structurales et biochimiques du sperme sont également notées; les spermatozoïdes sortant du testicule présenteraient

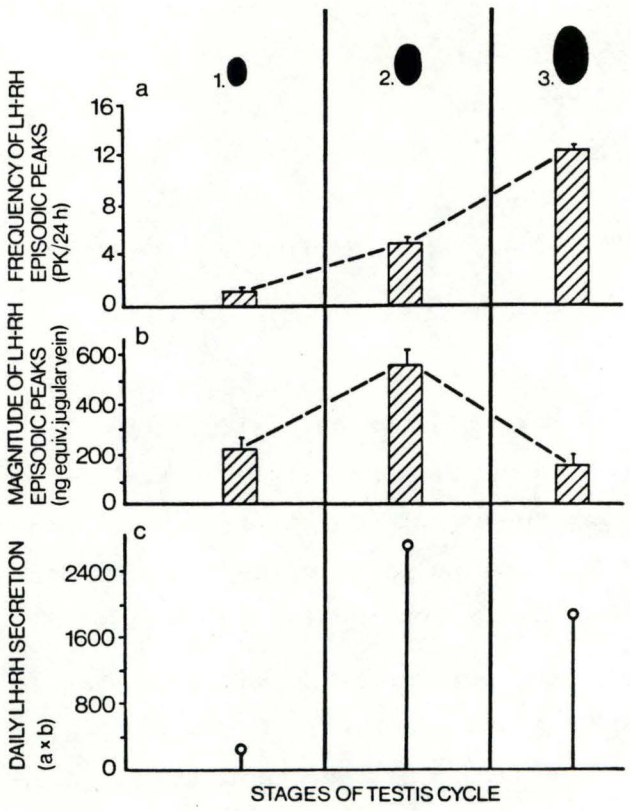


Fig. 46 :

Variations de la secrétion endogène de GnRh à 3 stades différents du cycle sexuel :

1° : phase de régression.
2° : phase de développement.
3° : phase active.

(Selon LINCOLN, 1978).

plus d'anomalies en JC qu'en JL (COLAS, 1979; 1981; 1985). Mais tous les auteurs ne partagent pas le même avis et, par exemple YENNINGS (1976, cité par COLAS, 1979) n'a pu déceler aucune variation de la qualité du sperme au cours de l'année. Ces contradictions peuvent s'expliquer par la diversité des contextes expérimentaux (latitude) et des races. COLAS (1979, 1981) ne trouve aucune relation entre la fertilité des béliers et la motilité du sperme ou le test "mort-vivant". Il n'observe que très peu d'influence de la photopériode sur la motilité des spermatozoïdes et qualifie ce test de subjectif. COUROT et AL (1977), DUFOUR et AL (1984), et MICKELSEN et AL (1981) trouvent par contre une nette variation de la motilité au cours de l'année.

Au point de vue métabolisme, les prises d'oxygène et de fructose par le spermatozoïde sont influencées par la photopériode. En J.L., on observe une moindre prise d'oxygène et une accumulation plus forte d'acide lactique (LINCOLN, 1981).

Les cellules de Sertoli sont fortement influencées par les activités spermatogèniques. Leur nombre total reste constant mais le volume du noyau et du cytoplasme fluctue en fonction de la saison. En pleine saison de reproduction, les cellules sont grandes et entourent parfaitement les cellules germinales. Vers la fin de la saison, elles sont affaissées et leur activité se ralentit, leur noyau se condense et diminue de taille. On parle de "cycle saisonnier" de la taille du noyau (BARENTON et PELLETIER, 1983; HOCHEREAU de REVIERS et AL, 1985; LINCOLN, 1981).

C) Le tissu interstitiel.

Les composants du tissu interstitiel varient en fonction des saisons, parallèlement aux changements des tubes séminifères.

Les cellules de Leydig, tout comme les cellules de Sertoli, présentent une périodicité annuelle dans la taille du noyau et du cytoplasme. Elles se développent à partir des cellules indifférenciées du tissu interstitiel, puis régressent en J.L. Il pourrait y avoir des cycles de regénération, mais les mécanismes restent à découvrir. La transformation des cellules indifférenciées serait accrue en J.C. (CHRISTENSEN, 1975; LINCOLN, 1981), leur nombre semble augmenter d'un facteur de 2,5 chez des béliers Ile-de-France (BARENTON et PELLETIER, 1983).

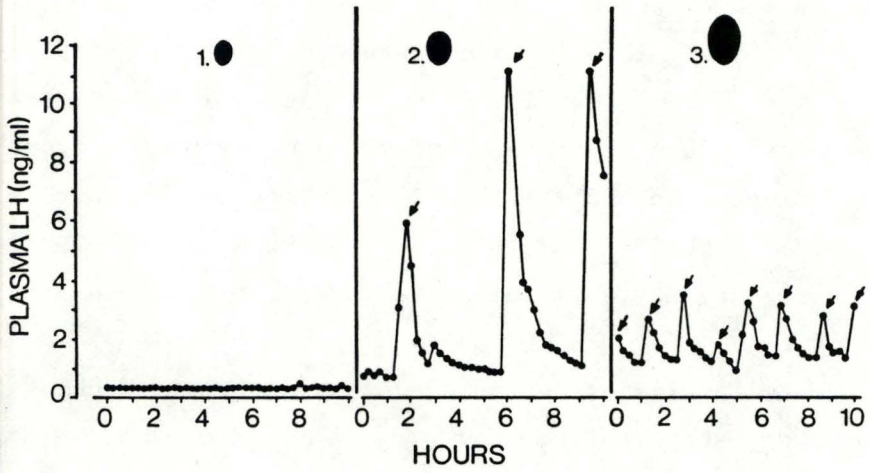


Fig. 47 :

Secrétions de LH pendant 10 heures consécutives à 3 stades différents du cycle.

1°: phase de régression.
2°: phase de développement.
3°: phase active.

(Selon LINCOLN, 1978).

2.1.2. Glandes accessoires et caractères sexuels secondaires.

Les glandes accessoires sont sous contrôle androgènique. Leur taille et leur activité sont maximales un mois après la secrétion maximale de testostérone (LINCOLN, 1981; LINCOLN et SHORT, 1980; ORTAVANT et AL, 1964).

Les concentrations en fructose et en acide citrique du sperme, index de l'activité glandulaire, varient parallèlement au poids glandulaire. Un pic de fructose est observé par BARRELL et LAPWOOD (1979) 4 mois après la solstice d'été.

Les caractères sexuels secondaires sont surtout marqués par l'afflux sanguin (flush sexuel) observé à l'intérieur et sur le côté des pattes en J.C. La coloration de la peau devient rosée.

2.1.3. Hormones.

a) La Gn Rh.

La GnRh est l'hormone hypothalamique régulant la secrétion et le stockage de LH et de FSH. Sa libération se fait sous forme de pulses dont l'amplitude et la fréquence varient en cours d'année (Fig. 46). Elle influence directement les caractéristiques des pics de LH (LINCOLN et SHORT, 1980).

b) La LH.

La LH est sous contrôle de la Gn Rh, sa libération sous forme de pulses se passe plus ou moins rapidement en fonction de l'année, et sa concentration sanguine varie. En J.L., la libération, en réponse à la Gn Rh, est rapide mais la concentration sanguine redescend presque aussi vite. En JC, la concentration augmente moins rapidement en réponse à la Gn Rh mais reste plus longtemps à des taux plus élevés (LINCOLN, 1976a; 1977).

D'une façon générale, les taux sanguins de LH sont plus élevés en J.C.; la fréquence des pics augmente et leur amplitude est moins importante (SANFORD et AL, 1977) - Fig. 47 - L'augmentation du taux basal est de 66 % chez les béliers de race Ile-de-France et de 200 % chez des béliers de race Préalpes du Sud (PELLETIER et AL, 1982) (Fig. 48). L'augmentation commencerait après 17 jours de stimulation photopériodique (changement brusque J.L. -> J.C., LINCOLN, 1976;

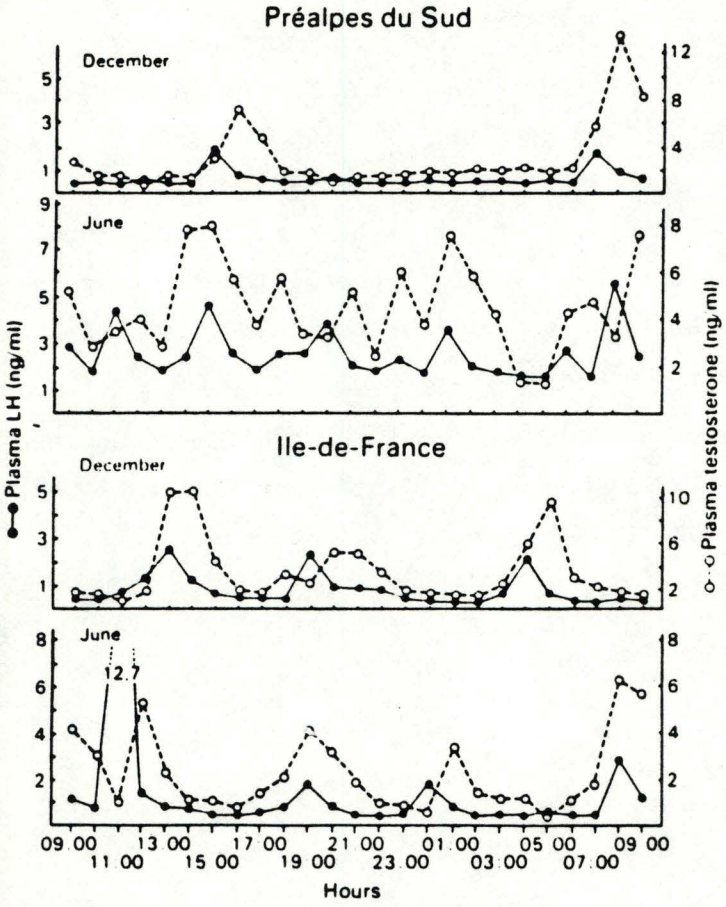


Fig. 48 :

Variation de LH et de testostérone pendant 24 heures chez les béliers Ile-de-France et Préalpes du Sud à 2 moments de l'année : en JC (décembre) et en JL (juin).

(Selon PELLETIER et AL, 1982).

1977; 1981; LINCOLN et DAVIDSON, 77) et atteindrait son maximum entre la 5e et la 9e semaine. Des variations d'ordre génotypique sont toutefois à considérer pour les modèles de libération.

Les variations circadiennes sont fort intéressantes à étudier car elles permettent de déterminer l'amplitude, la fréquence et la durée des pics / 24 heures en fonction du moment de l'année.

- En phase de développement testiculaire (août), SANFORD et AL, 1974, enregistrent un taux basal de 0.49 ± 0.21 ng/ml, un taux moyen de 1.94 ± 0.72 ng/ml, et de 3 à 5 pics de 10.82 ± 0.01 ng/ml/24 heures. Ces valeurs, observées pour des béliers Finnish Landrace, coïncident avec les valeurs de LINCOLN (1976b) pour des béliers de race Soay.

- En phase active, les fluctuations sont plus régulières. LINCOLN enregistre un taux basal 119%fois plus grand que celui observé en janvier chez des béliers Soay (0,83 ± 0,09 contre 0,38 ± 0,4 ng/ml).

- En phase de régression testiculaire (janvier), le taux basal est de 0.4 ± 0.08 ng/ml, le taux moyen de 0.64 ± 0.16 ng/ml, et 7 pics sont en moyenne observés chaque jour par SANFORD, avec une amplitude de 1.8 ± 0.55 ng/ml. LINCOLN n'observe que 4 pics chez ses béliers.

- En juin, SANFORD ne relève que 3 pics / 24 h mais assez élevés : 8.37 ± 0.35 ng/ml; le taux basal est de 0.46 ± 0.03 ng/ml et le taux moyen de 1.15 ± 0.24 ng/ml.

Ces valeurs confirment qu'en J.C., le nombre de pics augmente mais leur amplitude diminue (Fig. 47).

Bon nombre d'auteurs, tels BLANC et AL (1981), LINCOLN (1976b, 1977; LINCOLN & PEET, 1977); ORTAVANT et AL (1982); PELLETIER et AL (1982)... ont observé des fréquences de pics plus élevées pendant certaines parties de la journée. Leurs résultats sont parfois discordants mais tous sont d'accord pour baser leurs synchronisations de janvier et de juin sur l'aube comme point de départ (tableau 10). L'aube agirait donc comme synchronisateur de la sécrétion de L.H. Il n'y aurait pas de rythme circadien bien défini de la sécrétion de L.H. (vu la divergence des résultats), mais il y a une grande probabilité de rencontrer un grand nombre de pics à un moment de la journée. Des prélèvements effectués à 1 h. d'intervalle sont capables de détecter, selon PELLETIER et AL (1982), environ 93,5 % des pics de L.H. Notons encore que WILSON et LAPWOOD (1978) ne trouvent aucune variation circadienne de LH.

Tableau 10 : Observations de la fréquence des pics de L.H.

au cours de 24 heures au mois de décembre et juin.

(Selon ORTAVANT et AL, 1982).

Décembre	max. pics LH : 8 h (= 3h après l'aube)
Juin	max. pics LH : 13 h (= 4h après l'aube) 18 h
	min. pics LH entre 9h et 12h entre 21h et 4h

c) La F.S.H.

La FSH est, comme la LH, sous influence de la Gn Rh; elle est secrétée périodiquement, et son taux basal varie en cours d'année. La manière dont la FSH répond à une stimulation de Gn Rh est toutefois différente : la concentration sanguine augmente moins vite et diminue plus lentement que celle de LH.

La FSH augmente de 2 à 4 semaines après un passage brusque d'un régime lumineux 16/8 à un régime 8/16, et atteint un maximum entre la 5e et la 9e semaine (LINCOLN et DAVIDSON, 1977). En JC, le taux basal augmente moins que celui de LH et la concentration sanguine fluctue moins autour du niveau basal (50 %). Les pics de LH peuvent augmenter jusqu'à 2000 % de la valeur basale; contre 30 % pour les pics de FSH (SANFORD et AL, 1977).

Les variations circadiennes de FSH étudiées par LINCOLN montrent une fréquence de 1 pic / 24 heures en dehors de la période de reproduction sexuelle et de 10 pics / 24 heures en saison de reproduction. Les points sont assez diffus en cours des 24 heures; un seul prélèvement par heure est représentatif des variations journalières de FSH. Le matin, un léger pic est observé pour les béliers Ile-de-France 5 heures après l'aube, tandis que les taux sont encore très bas 2 heures après l'aube pour les béliers Préalpes du Sud. Aucune variation significative n'a été trouvée entre janvier et juin par BLANC et AL (1981). Le reste de la journée, les taux fluctuent autour de la moyenne pour les béliers Ile-de-France, et sont bas 10 à 12 heures après l'aube pour les béliers Préalpes du Sud. Ici encore, l'aube est prise comme point de référence (synchronisateur) pour la sécrétion de FSH (BLANC, 1981).

Les taux hormonaux de référence sont assez difficiles à déterminer. Pour LINCOLN, dans trois publications portant sur des analyses des béliers de race Soay, les taux varient de 70 à 400 ng/ml (ce qui est probablement dû à des divergences de techniques d'analyse).

d) La testostérone.

Les taux sanguins de testostérone répondent aux variations de LH au cours de l'année. Une corrélation temporelle a été trouvée entre les 2 hormones; elle serait de 94,4 % (PELLETIER et AL, 1982) et l'intervalle de temps séparant un pic de LH et un pic de testostérone varierait de 20 à 60 min. selon le mois de l'année (WILSON et LAPWOOD, 1978). - Fig. 48 -

Tableau 11 : Distribution des pics de testostérone pendant une période de 24 heures.

(Selon ORTAVANT et AL, 1982).

Décembre	max. pics testostérone	14 h
	min. pics testostérone	11 h
		23 h
Juin	max. pics testostérone	9 h
	min. pics testostérone	10 h
		18 h

La testostérone est sécrétée par les cellules de Leydig dont l'activité varie. Les taux sanguins de testostérone sont donc limités par l'état d'activité de ces cellules, qui est plus élevée en JC. La réponse initiale de la testostérone se situe entre la 3e et la 6e semaine après le solstice d'été, et un sommet est observé en moyenne entre la 11e et la 17e semaine.

Selon PELLETIER, l'émission de testostérone augmente de 66 % chez les béliers Ile-de-France, à 200 % chez les béliers Préalpes du Sud.

Chez les béliers castrés, des variations saisonnières de LH et FSH (ainsi que du comportement et de l'activité des glandes annexes..) sont encore observées mais elles sont moindres que chez des béliers servant de "contrôle" (LINCOLN, 1984). *

Selon GOMES et YOYCE (1975), la tonte des animaux augmente les taux de testostérone après 2 à 3 semaines.

En JC, le nombre de pics de testostérone varie de 3 à 6/24 heures (LINCOLN, 1976b), avec des taux de base de 0.69 + 0.21 en mai, et de 4.26 + 1.58 en janvier (SANFORD et AL, 1974).

Selon ORTAVANT et AL (1982), l'apparition des pics se ferait de préférence à certains moments de la journée (Tableau 11), mais, comme pour la LH, il est difficile de conclure à un rythme circadien de sécrétion de testostérone.

e) Les oestrogènes.

Le rôle physiologique des oestrogènes n'est pas encore bien compris chez le bélier, mais on observe toutefois une variation du taux sanguin. Il augmente lorsque la concentration en testostérone est à son maximum. La corrélation entre les variations des oestrogènes et de la testostérone est de 0.88 %, mais aucune corrélation heure par heure n'existe (SANFORD et AL, 1982).

---

* PELLETIER et ORTAVANT (1975) observent cependant un modèle de sécrétion annuel identique chez les béliers castrés, avec des valeurs 4 fois plus élevées que chez des béliers intacts.

f) La prolactine.

La prolactine, contrairement aux autres hormones, a une concentration sanguine qui augmente en JL. Elle atteint un maximum au solstice d'été et un minimum au solstice d'hiver (RAVAULT, 1976). Six jours après le solstice d'été, les taux sanguins diminuent déjà, et sont très bas dès le 26e jour (LINCOLN, 1978). La longueur du jour est manifestement le facteur de l'environnement responsable de ces variations.

Chez les animaux soumis à des rythmes lumineux constants on observe un rythme endogène de PRL (mais aussi de LH, de FSH et de testostérone).

Le rythme circadien de PRL est principalement caractérisé par une subite augmentation 9 heures après le crépuscule. Les variations de concentration entre le jour et la nuit sont plus importantes en janvier et plus faibles en juin. En été, on n'observe pas de pics, les taux sont uniformément hauts; (55,1 ng/ml de moyenne); en hiver 5 à 7 pics sont relevés par 24 heures, et le taux basal est bas (14,2 ng/ml de moyenne). Le crépuscule est le synchronisateur de la PRL (RAVAULT et AL, 1981).

En soumettant les béliers à un régime lumineux 16/8, on obtient des taux élevés de PRL; sous régime lumineux 8/16, les taux sont bas. Si le rythme lumineux est de 8/16, mais avec 7 heures de lumière continue et un flash d'une heure 16 après l'aube, la prolactinémie est maximale (PELLETIER et AL, 1985; RAVAULT et AL, 1981).

2.1.4. Le comportement sexuel.

Le comportement sexuel et agressif de l'animal est quantitativement correlé avec les taux de testostérone circulante (+ 0,59 selon SCHANBACKER et LUNSTRA, 1976).

En JC, le temps de réaction et le nombre de montes effectives par unité de temps sont significativement supérieurs (TULLEY et BURFENING, 1983; SANFORD et YARNEY, 1983; SANFORD et AL, 1977). Les différences se marquent après 6 à 14 semaines de stimulation photopériodique, avec un pic vers la 17e à la 21e semaine pour des béliers de race Soay (LINCOLN et DAVIDSON, 1977), soit peu après le pic de testostérone. Si on reproduit artificiellement un passage de JC en JL, on observe une diminution de l'émission des androgènes en quelques jours, tandis que le comportement disparaît en quelques

semaines. Ce résultat, observé par LINCOLN, montre bien la hiérarchie des contrôles et leur complexité.

2.2. Mécanismes par lesquels la photopériode stimule le système de contrôle hypothalamique.

Une des différences majeure entre les espèces est la manière dont elles perçoivent la lumière. Chez le mouton, l'oeil a un rôle primordial, alors qu'il a un rôle secondaire chez l'oiseau (KARSH et AL, 1981; TUREK et PICKARD, 1981; TUCKER et PETITCLERCQ, 1981). On ne sait pas encore exactement quel photorécepteur rétinien est impliqué dans cette perception mais la transmission de l'influx, chez le hamster doré, passerait par le tractus rétinohypothalamique (R.H.T.) vers les noyaux suprachasmatiques de l'hypothalamus.

Les noyaux suprachiasmatiques (S.C.N.) du hamster représenteraient un des lieux clefs générant des rythmes circadiens; ils fonctionneraient comme horloge nécessaire à la mesure du temps photopériodique (TUREK et CAMPBELL, 1979; TUREK et PICARD, 1981).

Les mécanismes de la mesure du temps ne sont pas bien élucidés. Une mesure de la durée d'activité de l'animal, ou de la durée de la nuit par rapport à celle du jour, ou encore la durée totale de la nuit ou du jour sont possibles. En 1936, BUNNING note que chez les plantes, le rythme endogène du mouvement des feuilles est synchronisé avec les rythmes photopériodiques. Cette constatation a été transposée chez les animaux, et on admet généralement que les conditions de luminosité agissent sur une horloge endogène biologique réglée sur une période de 24 heures.

Des tests de résonnance ont permis de confirmer l'existence et l'implication d'une horloge circadienne chez le bélier. Ils consistent à faire varier la durée de l'obscurité tout en gardant celle de la lumière constante, la période totale étant toujours multiple de 12 heures. Un régime lumineux de 6/18 ou de 6/42 est, par exemple, interprété par l'animal comme une période de JC, alors qu'un régime lumineux de 6/30 ou 6/54 sera compris comme JL par l'animal. De tels tests prouvent que ni la durée du jour, ni la durée de la nuit à elles seules ne sont importantes, seul le "timing" importe, c'est-à-dire le rapport de l'une par rapport à l'autre (TUREK et CAMPBELL, 1979; LINCOLN et SHORT, 1980).

De petits flash de lumière produits à divers moments d'un cycle circadien chez des animaux maintenus en obscurité constante peuvent induire un développement gonadique. Il existerait un rythme circadien de la photosensibilité. A certains moments de la journée, l'animal serait très photosensible, et si cette phase sensible coïncide avec la luminosité, il y aurait induction du développement gonadique. Le bélier, par exemple, ne "lirait" que l'aube et le crépuscule, que l'intervalle de temps soit illuminé ou pas (PELLETIER et AL, 1985; TUREK et CAMPBELL, 1979). L'information serait transmise au système de contrôle de l'activité sexuelle qui agirait alors en conséquence sur la sécrétion des hormones.

L'existence d'un pacemaker endogène est corroboré par la présence d'une période réfractaire chez le bélier. Une stimulation continue en JC (8/16) est suivie d'une régression testiculaire même si le régime lumineux reste inchangé. L'animal est donc photoréfractaire (ALMEIDA et LINCOLN, 1984). Selon BITTMAN (1978, cité par ALMEIDA et LINCOLN, 1984), un manque de sensibilité des tissus cibles du cerveau à la mélatonine pourrait être impliqué. Le rythme de sécrétion de cette dernière est, de plus, perturbé.

Contrairement aux autres espèces, l'épiphyse du bélier aurait un rôle stimulateur; elle influencerait l'axe hypothalamo-hypophyso-gonadique par l'intermédiaire de la mélatonine. En effet, les mesures des concentrations sanguines de mélatonine montrent que la cinétique de sécrétion est commandée par les rythmes de luminosité, et ses variations sont en relation avec l'activité des gonades. Chez des béliers dont on a enlevé l'épiphyse, les profils hormonaux de LH, FSH, PRL, ainsi que le diamètre testiculaire se découplent de la photopériode (BARRELL et AL, 1979; ELLIOT, 1981; LINCOLN, 1979; 1982; LINCOLN et SHORT, 1980; LINCOLN et ALMEIDA, 1982). Aucune réponse n'est plus observée pour ces paramètres si le régime lumineux change.

LINCOLN et EBLING (1985) ont réussi à induire un développement précoce des testicules en JL, en administrant à des béliers de race Soay de la mélatonine à des moments bien précis d'un cycle de 24 heures. Les taux hormonaux montrent des variations similaires à celles induites par un changement brusque de régime lumineux 16/8 à 8/16. A long terme les béliers deviennent photoréfractaires. La sécrétion de PRL étant perturbée par les implants de mélatonine, ALMEIDA et LINCOLN (1984) suggèrent que la mélatonine interviendrait

dans la régulation des taux circadiens de PRL et que cette dernière serait un modulateur de la sécrétion et de l'action des gonadotropines.

Il est cependant intéressant de noter que d'autres auteurs (cités par REITER, 1981) sont opposés à ces hypothèses. Leurs arguments sont : l'existence de beaucoup d'autres composés (tels l'arginine, la vasoticine...) capables d'exercer une influence sur le système reproducteur, et le fait que la mélatonine aurait tantôt un effet inhibiteur, tantôt un effet neutre ou encore un effet stimulateur.

Les recherches en cours sauront probablement répondre à nos questions d'ici peu.

L'hypothalamus est le siège des effets de la photopériode. En fonction des variations de la luminosité, l'amplitude et la fréquence des pics de Gn Rh changent (LINCOLN, 1978).

Lorsque la fréquence et l'amplitude des pics sont très faibles, le diamètre testiculaire est normal. En phase de croissance testiculaire, la fréquence augmente et l'amplitude est maximale. En phase d'activité testiculaire maximale (correspondant au diamètre testiculaire maximal), la fréquence est au plus haut et l'amplitude est moyenne (Fig. 45). La modification de fréquence de sécrétion des hormones serait donc le chemin principal de contrôle de l'hypothalamus sur le cycle sexuel; l'amplitude serait de moindre importance (LINCOLN et SHORT, 1980)

3. LA TEMPERATURE.

Le fonctionnement général du testicule est fortement influencé par la température. La température corporelle moyenne est incompatible avec une spermatogenèse normale et divers facteurs interviennent pour maintenir le testicule dans des conditions adéquates et optimales d'activité.

La localisation des testicules en dehors de la cavité abdominale est primordiale. La température testiculaire est inférieure à celle de la cavité; l'ectopie testiculaire abdominale spontanée ou provoquée dénonce une aspermie (ECTORS et DERIVAUX, 1986). La modification de la peau du scrotum est un premier facteur de protection contre les modifications de température externe. L'activité du muscle crémaster permet de régler la hauteur du testicule en fonction de la température. Il se contracte quand la température est basse et vice versa.

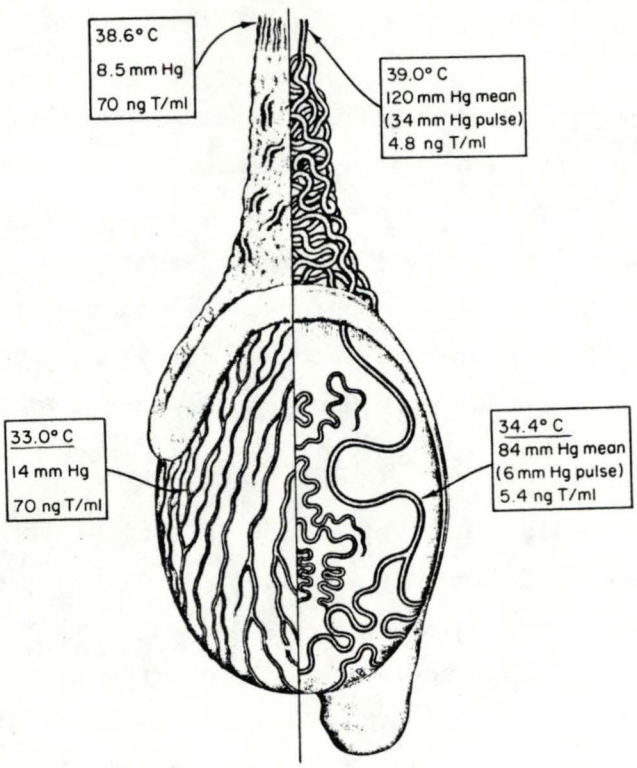


Fig. 49 :

Diagramme des vaisseaux sanguins du testicule; les artères à la droite du dessin et les veines à la gauche. La température, pression et concentration de testostérone sont indiquées dans les carrés.

(Selon SETCHELL, 1977).

Le plexus pampiniforme génère un échange thermique entre le sang artériel arrivant dans le testicule et le sang veineux en sortant. Le sang artériel est refroidi d'environ 5° C (WAITES et MOULE, 1961, cités par WAITES, 1970) avant de vasculariser le testicule et le sang veineux se réchauffe du même nombre de degrés.

Si, malgré la régulation thermique assurée par le plexus pampiniforme, la température artérielle n'avoisine pas les 34° C, un autre système d'échange thermique peut intervenir. Au niveau de l'albuginée, les systèmes artériel et veineux se longent. Les degrés excédentaires peuvent se perdre à ce niveau (WAITES, 1970).

Un gradient de température s'installe de la sorte entre la région scrotale et la cavité abdominale. Dans le testicule, les températures se rapprochent de 33° C pour le sang veineux et de 34,4° C pour le sang artériel (Fig. 49).

L'exposition du testicule à des températures élevées entraîne une dégénérescence de l'épithélium et compromet fortement la spermatogenèse. SETCHELL (1977) écrit que cette dégénérescence se produit à partir de 40° C. Mais il est probable qu'elle commence plus tôt, vers 35° C (ORTAVANT et AL, 1977). Les perturbations de la spermatogenèse s'observent au niveau de la régulation des divisions cellulaires (ADN, protéines..), de la motilité des spermatozoïdes et de leur concentration (ECTORS, 1982). Dans les cas extrêmes, une hypoxie tissulaire s'observe, provenant d'une augmentation de la consommation d'02 par le parenchyme testiculaire sans augmentation du flux sanguin (ORTAVANT, 1973).

En période estivale, le maintien des béliers à des températures plus basses que celles rencontrées pendant les mois les plus chauds permettrait d'augmenter leur fécondité et d'avancer la période de monte. La tonte des béliers peut produire un taux de fertilité plus élevé (ECTORS, 1982).

4. L'ALIMENTATION.

La croissance générale d'un individu (notamment le développement des glandes génitales), et l'élaboration des produits sexuels dépendent de la manière dont sont couverts les besoins corporels en aliments.

Une relation très étroite existe entre la croissance générale du corps, des testicules et le développement sexuel : un appauvrisse-

ment alimentaire, tant qualitatif que quantitatif retarde l'âge de la puberté et la maturation sexuelle. Chez l'agneau, le temps mis pour atteindre 60 à 65 % du poids adulte a un effet direct sur l'âge de la puberté et la maturité sexuelle. Le facteur "poids" est en effet plus important et limitant que le facteur âge pour déterminer l'évolution pondérale du testicule, le volume et la concentration des éjaculats (CHANDRASEKHAR et AL, 1985, ECTORS et DERIVAUX, 1986; LAND, 1978; PAQUAY, 1984, RATTRAY, 1977).

Le mécanisme physiologique est simple : une déficience alimentaire affecte la sécrétion de gonadotropines. La fonction androgénique du testicule s'en trouve handicapée et la libération de la testostérone diminue. Une sévère régression des cellules interstitielles est observée en cas de sous nutrition prolongée. Cette situation est réversible mais la restauration est longue et jamais totale. Il faut environ 2 mois pour retrouver une semence valable (SETCHELL, 1977).

Chez l'adulte, la libido est affectée par une sous-alimentation comme par une suralimentation, et sa diminution continue si le déséquilibre alimentaire se prolonge. Cet effet serait principalement dû à une diminution de la concentration sanguine de la testostérone : elle passerait d'une valeur initiale de 2,8 + 0,3 mg/bélier /jour à 0,4 + 0,2 mg/jour chez un bélier de race Mérinos après 3 mois de restriction (SETCHELL et AL, 1965). D'après le même auteur, les effets sont évidents dès que la concentration en testostérone est inférieure à 2,5 mg/jour.

La production spermatique diminue après 7 semaines de sous-alimentation (BRADEN et AL, 1974; SUMATA et EDEY, 1985), et la semence est affectée tant du point de vue qualitatif que quantitatif. Le volume et la densité diminuent, la mortalité des spermatozoïdes augmente, une diminution de 30 à 60 % est observée pour la concentration en fructose et en acide citrique. Ces changements seraient dus à une atteinte des vésicules séminales et à une diminution du métabolisme des spermatozoïdes (prise d'oxygène et de glucose). Le poids des testicules est en général davantage affecté par une sous-alimentation que le poids général du corps de l'animal. Les cellules interstitielles s'atrophient et les tubes séminifères ne contiennent plus, après sous-alimentation prolongée, que de petites cellules de Sertoli et des spermatogonies, beaucoup de débris, et des cellules multinucléées. Le flux sanguin testiculaire est ralenti (BRADEN et AL, 1974; PARKINSON, 1985; SETCHELL et AL, 1965;

(SETCHELL, 1977).

Cependant , cet effet négatif d'une sous-alimentation sur l'activité testiculaire n'est observé que dans des conditions extrêmes de déséquilibre alimentaire. SUMATA et EDEY (1985) ne trouvent aucune différence significative concernant le pourcentage des spermatozoïdes morts-vivants, ni leur motilité, ni le volume de l'éjaculat chez des béliers Mérinos soumis à une sous-nutrition pendant une période de 22 semaines au cours de la croissance.

L'apport énergétique est surtout nécessaire en automne et en hiver alors que l'herbe vieillit et devient fibreuse.

D'une manière générale,les besoins énergétiques sont chez le bélier plus limitants que les besoins protéiques (BRADEN et AL, 1974; MOULE, 1966).

Une carence en vitamines A (ou son précurseur, le carotène), affecte fortement la spermatogenèse, plus précisément au stade de la 2e division des spermatogonies. Elle diminue l'activité épithéliale en général, la qualité et la quantité de la semence. La libido n'est affectée qu'après 5 à 6 mois, grâce aux réserves en vit.A du foie (ECTORS et DERIVAUX, 1986; HANEJI et AL chez la souris, 1984; PAQUAY, 1984; SETCHELL et AL, 1965 et SETCHELL, 1977). Les carences d'autres vitamines (K, D, E,) ne sont pas directement associées à des anomalies reproductives. La vitamine E contrôle le stockage de la vitamine A dans le foie. Les lipides et les protéines ont une grande action biologique sur le fonctionnement génital; une carence provoque une diminution de l'activité sexuelle pouvant aller jusqu'à la stérilité.

Des carences en iode, cuivre, zinc, fer, cobalt, manganèse influencent aussi la fertilité et une déficience en phosphore modifie le liquide spermatique (l'ATP pour la motilité des spermatozoïdes), et diminue la libido. Les mécanismes d'action de ces substances sont encore mal connues. Cependant, leurs rôles dans les réactions métaboliques, tel que le fer dans les réactions d'oxydo-réduction, le cobalt pour la synthèse de la vitamine B12 du rumen, montrent qu'ils doivent être présents en quantité suffisante dans les rations.

Une suralimentation favorise le développement corporel et la précocité mais abrège souvent la vie reproductive de l'animal. Elle conduit en effet à l'obésité, source d'usure précoce et de réforme prématurée. La spermatogenèse diminue et les animaux deviennent peu ardents, l'instinct sexuel est déprimé (ECTORS et DERIVAUX,1986).

Toute ration doit donc être équilibrée tant du point de vue quantitatif que qualitatif : l'apport énergétique doit être convenable tout autant que l'apport protéique, minéral et vitaminique. Un apport supplémentaire d'aliment sans excès, avant la saison des accouplements est souhaitable afin d'augmenter la capacité sexuelle des béliers. Les céréales et plus particulièrement l'avoine sont recommandées.

5. LES FACTEURS GENETIQUES.

Les variations interraciales d'activité sexuelle sont évidentes chez le bélier. Toutes les races sont sensibles à la photopériode mais à des degrés divers. Chaque race possède sa propre durée de saison de reproduction et sa propre date d'installation de cette saison (FORBES, 1975 et al). Entre individus, la différence de sensibilité peut être tout aussi importante.

L'âge auquel les béliers atteignent la puberté dépend non seulement de la sensibilité à la photopériode mais aussi de la vitesse de développement intrinsèque de l'animal (CARR et LAND, 1975). La concentration de LH pendant la période prépubère est un critère de sélection (LAND, 1978), mais il doit être utilisé avec prudence car il y a peu de relation entre les taux sanguins de LH ou le diamètre testiculaire au début de la croissance et à l'âge adulte (KNIGHT, 1984).

Les béliers de race Soay sont reconnus pour être très sensibles à la photopériode au contraire de ceux de race Suffolk (SIMPSON, 1983/1984 et al). Quantité d'articles donnent les valeurs hormonales et les diamètres testiculaires de diverses races (D'OCCHIO, 1983; 1984; PELLETIER et AL, 1982; SCHANBACKER et LUNSTRA, 1976.. et BROOKS). Les critères de sélection les plus fiables dans le choix d'un géniteur sont probablement les taux de LH sanguin et le diamètre scrotal. Pour CARR et LAND (1975), la LH pourrait être un critère permettant de déterminer la prolificité des agnelles issues du bélier. LAND(1973) a démontré que des femelles à haute fécondité devraient produire des béliers à grand diamètre scrotal et haute production de spermatozoïdes. Mais selon le même auteur (cité par KNIGHT, 1984), les béliers à grand diamètre testiculaire ont moins de chance de produire des femelles à haute fécondité.

Si les taux sanguins de LH et le diamètre testiculaire sont retenus comme critère de sélection, il ne faut toutefois jamais oublier que de nombreux autres facteurs (âge, saison, race) agissent sur ces critères.

CHAPITRE 3 : BUTS POURSUIVIS, MATERIEL ET METHODES.

A. Buts poursuivis.

Les conséquences actuelles en matière de reproduction du bélier, telles qu'elles ont été résumées dans la partie bibliographique, indiquent que de nombreux points restent encore obscurs, notamment en ce qui concerne les effets de la luminosité. De même, de grandes différences peuvent exister entre les béliers selon leur race.

Nous avons jugé intéressant de déterminer comment le bélier de race Texel, qui possède une saison sexuelle bien définie, réagit aux variations de la photopériode, et nous avons donné pour but à notre travail de :

* rechercher les effets de la photopériode sur :
  - le diamètre scrotal ;
  - la production et les caractéristiques du sperme;
  - l'émission de FSH et de la testostérone;
* étudier le rythme et le type de sécrétion de la FSH et de la testostérone.
* comparer les différents paramètres étudiés.

B. Matériel et méthodes.

1. Plan expérimental.

L'expérience se déroule au centre de recherche ovine des Facultés Universitaires de Namur, situé à Faulx-les-Tombes, et au centre de recherches agronomiques des Facultés Universitaires de Louvain-la-Neuve, à Corroy-le-Grand.

L'expérience est réalisée sur dix béliers de race Texel, elle débute le 1er mars 1985 et se termine le 24 février 1986.

Des prélèvements de sperme, des prises de sang et des mesures testiculaires sont effectués chaque semaine, si possible le mercredi. Trois fois en cours d'année, les 19 à 22 mars, 2 à 4 juillet, et 25 à 27 octobre, des prises de sang sériées sont réalisées toutes les heures pendant 24 heures sur les dix béliers.

Selon la saison, les béliers sont maintenus en prairie ou rentrés en bergerie. En prairie, aussi longtemps que l'herbe est suffisante, aucun supplément n'est apporté, si ce n'est lors des semaines précédant les périodes de reproduction. Lorsque l'herbe est insuffisante, du foin, des céréales et des concentrés sont distribués de manière à maintenir les animaux en bon état.

Les nécessités de gestion des centres ont fait que quelques uns ou l'ensemble des béliers ont été utilisés pour la reproduction en février, juillet, et d'octobre à décembre. Nous avons dû interrompre nos mesures pendant ces périodes.

Les béliers ont été tondus entre le 10 et le 20 mai 1985, et deux d'entre eux vers le 20 octobre (génétrix et H).

2. Animaux.

Les animaux sont de race Texel, et présentent les caractéristiques suivantes :

Faulx-les-Tombes.

Nom	DATE DE NAISSANCE	TATOUAGE
1. Gitan de la Langherode	3.06.1982	2 H. 400
2. Hollandais	5.04.1982	3236/0270
3. Français	1.04.1983	R.I. 3105
4. Eclair de St Remy	17.03.80	O.N. 851
5. AG. 90 d'Haugimont	27.03.84	I. 290 84 N 10 66
6. H 58 d'Haugimont	15.03.83	83 N 976

Corroy-le-Château.

Nom	DATE DE NAISSANCE	TATOUAGE
7. Genetrix de la Langherode	13.03.82	2 H 366
8. Raymond	19.03.83	
9. Difi de Corroy	03.82	
10. Izimir du Rochet	06.84	

Des liens de parenté unissent quelques animaux : Raymond, AG 90 et H 58 sont des fils d'Eclair.

Photo 1 : Vagin artificiel

Partie 1:cylindre extérieur

Partie 2:entonnoir en caoutchouc

Partie 3:tube collecteur en verre gradué

Partie 4:gaine protectrice en feutre doublée de skaï

3. Techniques.

3.1. Mesure du diamètre scrotal.

Le diamètre scrotal est mesuré à l'aide d'une corde souple. La mesure est reportée sur une latte de 50 cm et lue.

3.2. Récolte de la semence.

La semence est récoltée au moyen d'un vagin artificiel. Celui-ci est constitué de quatre parties (photo 1).

La partie 1 comporte un cylindre extérieur épais et dur, armé d'un robinet de remplissage et un cylindre intérieur en caoutchouc souple, rabattu aux extrémités, et maintenu serré par des élastiques. Une cavité close est ainsi créée. Elle est remplie d'eau tiède (40° C), ce qui diminue le diamètre du vagin tout en lui gardant une certaine souplesse.

La partie 2 est faite d'un entonnoir en caoutchouc .

La partie 3 est constituée d'un tube collecteur en verre gradué.

La partie 4 consiste en cette gaine protectrice de feutre, doublée de skai. Elle permet de garder le vagin à une température optimale (20 - 40° C).

Les diverses parties du vagin sont placées dans une étuve à 45-50° C plusieurs heures avant les prélèvements. Le montage et le prélèvement doivent être rapides afin d'éviter les pertes de chaleur.

Pour ne pas perturber les animaux la récolte est toujours réalisée dans le même local. Une brebis induite en chaleur (par injection de 2 mg de benzoate d'oestradiol 48 heures auparavant) est placée dans le local. Le bélier y est introduit et laissé sans attache. Au moment du saut, le pénis est dévié sur le côté par l'expérimentateur, et introduit dans le vagin artificiel. Plusieurs sauts sont parfois nécessaires avant l'éjaculation.

Une fois le prélèvement effectué, le vagin est très vite ramené au laboratoire pour analyse.

mauvais localisation

3.3. Analyse de la semence.

- Examens macroscopiques.

Le VOLUME du sperme est lu sur les graduations du tube collecteur.

L'ASPECT, la COULEUR et la CONSISTANCE sont visualisés directement dans le tube. Ces caractères ne sont notés que si des anomalies surviennent.

- Examens microscopiques.

La MOTILITE MASSALE est déterminée par observation d'une goutte de sperme pur au microscope optique. La goutte est prélevée dans le tube collecteur avec une pipette pasteur et déposée sur une lame porte objet. Les instruments utilisés sont préalablement portés à une température de 30 - 35° C sur une plaque chauffante car les chocs thermiques diminuent la motilité massale.
La lame est observée au microscope optique à faible grossissement (4 x 15). La motilité est estimée par référence à une échelle empirique de valeur de 0 à 5 :

0 : Motilité nulle.

1 : La motilité n'est observée que pour quelques spermatozoïdes individuels. Il n'y a pas de mouvement d'ensemble.

2 : Les mouvements sont encore individuels mais portent sur un plus grand nombre de spermatozoïdes.

3 : De lents mouvements d'ensemble sont observés.

4 : Les mouvements d'ensemble sont rapides.

5 : Les mouvements d'ensemble sont très rapides.

Il est important que le test soit toujours réalisé par le même expérimentateur.

Les motilités de 0 à 3 sont qualifiées de nulles à faibles, il est préférable de ne pas employer les béliers ayant de telles valeurs pour la reproduction. Une motilité de 4 à 5 est nécessaire pour l'insémination artificielle, surtout si la semence n'est pas utilisée immédiatement.

La motilité INDIVIDUELLE s'observe au grossissement 40 x 15. Cinquante µl de semence sont dilués dans 9,9 ml de sérum physiologique formolé à 1 %, ou dans un dilueur au lait écrémé, préalablement portés à 35° C.

Le sérum est obtenu en dissolvant 9 gr de Na Cl dans un litre d'eau distillée, et en ajoutant 2 ml de formol à 40 %.

Pour préparer le dilueur au lait écrémé, il faut :

- Porter 450 ml d'eau distillée stérilisée à la température de 40 - 50° C.
- Dissoudre 1,5 gr de sulfamidés et 50 gr de REGILAIT écrémé instantané.
- Placer le tout dans un bain-marie à 100° C jusqu'à l'obtention d'une solution à 80 - 85° C.
- Laisser refroidir et ajouter 500 000 U.I. de pénicilline.

La CONCENTRATION du sperme est normalement mesurée dans une cellule de BURKER. Le comptage de 80 petits carrés donne le nombre de spermatozoïdes (Nbre de sp.). La concentration est obtenue par les formules suivantes :

Nbre de sp./mm3 = Nbre de sp. x 10 000
Nbre de sp./ml = Nbre de sp/mm3 x 1 000

Pour faciliter les calculs et augmenter la précision des résultats, nous avons cherché à mettre au point une technique permettant de mesurer la concentration au colorimètre de Beckman (de λ = 500 nm). Des échantillons de concentration variable ont été comptés et leur absorbance a été déterminée. Nous avons porté sur un graphique les résultats des 2 méthodes (en X : les valeurs trouvées par la cellule de BURKER, en Y : les valeurs affichées par le spectrophotomètre). Une droite de régression de formule :

Y = 0,5 X + 0,03

Y (Nbre de sp./ml) = concentration du sperme.
X = absorbance.

a été obtenue. Le coéfficient de corrélation est de 0,957.

La concentration de l'éjaculat (éjac.) se calcule en multipliant Y par le volume.

Nbre de sp./éjac. = Y x Volume.

La mesure de la concentration commence par une dilution (1/200) du sperme dans du sérum physiologique formolé. Le réglage du zéro du colorimètre de Beckman se fait avec le sérum. La préparation est introduite dans une cuvette de 1 cm d'épaisseur et l'absorbance

s'affiche instantanément par lecture digitale. Le sperme ne contient pas d'autres cellules que des spermatozoïdes; aucune correction n'est donc à apporter aux valeurs obtenues.

Les COLORATIONS VITALES permettent d'estimer, en pourcentage, le nombre de spermatozoïdes vivants, morts et anormaux. Deux solutions aqueuses, conservées au bain-marie à 35° C, sont nécessaires : l'une à 5 % d'éosine (5 g dans 100 ml d'eau distillée), et l'autre à 10 % de nigrosine (10 gr dans 100 ml). Sur une lame porte objet également gardée à 35 %, une goutte de sperme est mélangée à 2 gouttes d'éosine et à une goutte de nigrosine. La préparation est étalée et le comptage se fait au fort grossissement.

4. Dosage des hormones.

Le sang est prélevé dans la veine jugulaire, recueilli dans un tube hépariné et immédiatement centrifugé à 3000 tours/min. pendant 15 minutes. Le plasma est prélevé et stocké dans le congélateur (-20° C) par doses de 0,5 ml dans des tubes de crystal de polystyrène. Les tubes ne sont dégelés qu'au moment de l'analyse et immédiatement recongelés par après.

Ces hormones sont dosées par radio-immuno-assay (R.I.A.).

Ce dosage est basé sur la capacité d'une quantité connue d'anticorps, de lier spécifiquement une quantité donnée d'hormone marquée en compétition avec une hormone non marquée. L'hormone non marquée est dite "froide"; elle provient des échantillons sanguins et sa concentration est inconnue; elle est également utilisée pour établir la courbe standard, et est alors de concentration connue; l'autre hormone est marquée à l'Iode 125, commandée à l'Institut National des Radioéléments (I.R.E.).

Après séparation des hormones fixées et libres on calcule, par mesure de la radioactivité de l'hormone marquée, la quantité d'hormone froide présente dans les échantillons.
La radioactivité est d'autant plus importante que la quantité d'hormones froide est faible dans l'échantillon, et inversément.

Une courbe standard est établie à partir d'échantillons de concentration hormonale connue. Par extrapolation on détermine la quantité d'hormone froide en ng/ml.

4.1. Dosage de la FSH.

La courbe standard est réalisée grâce à des échantillons de FSH ovine de concentrations connues (ovine - NIH - FSH - S12) dont l'activité biologique est 1.25 x NIH - FSH - S1 unités/ng, et à une hormone de rat, à marquer, (NIAMDD - rat - FSH - I3) d'activité biologique 150 x NIH-FSH-S1. L'antisérum utilisé est un anti-porcin-FSH commercialisé par l'Union-Chimique-Belge, produit sur lapin.

Le marquage de la FSH de rat se fait par la fixation d'un atome radioactif (I 125) aux groupements thyrosine de la protéine. Nous employons la technique d'oxydation par la chloramine T de HUNTER et GREENWOOD (1962) et GREENWOOD et AL (1963), cités par BISTER, 1980), modifiée par ECTORS et AL (1974) et DERIVAUX et AL (1974, cités par BISTER, 1980), suivant les recommandations du N.I.H. L'hormone marquée est purifiée par chromatographie sur colonne de Sephadex G 50 médium. Le chromatogramme de la radioactivité éluée présente deux pics. Le premier correspond à la fraction protéinique marquée, le second aux résidus aminés et à l'Iode 125. La fraction protéinique marquée est stockée au frigo, dans une boîte en plomb puis diluée en fonction de sa radioactivité au moment du dosage. Le dosage de FSH nécessite entre 25 et 30 000 CPM, ce qui correspond à 10 à 50 µl d'hormone marquée à diluer dans 10 ml de tampon "Egg-white".

* Technique du dosage de FSH.

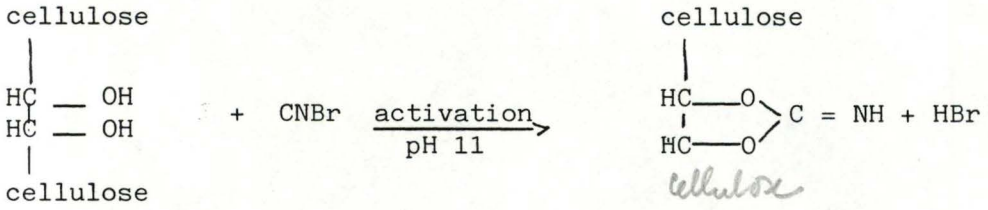
Dans des tubes numérotés en cristal de polystyrène on dépose 50 µl d'hormone à des concentrations connues et variables pour la courbe standard, et 50 µl de plasma sanguin provenant des échantillons à analyser. L'hormone non marquée est dite "froide". Les mesures sont effectuées en duplicate pour les échantillons, et en triplicate pour la courbe standard.

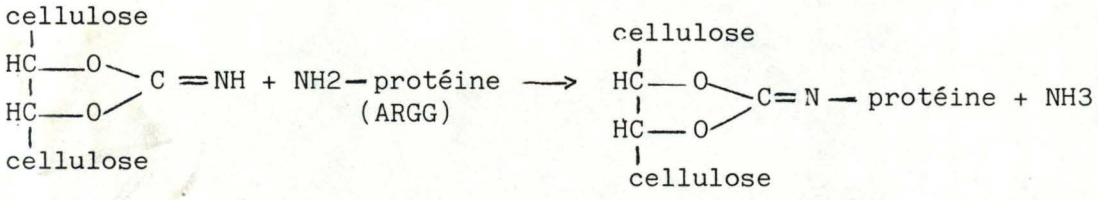
Les concentrations pour la courbe standard sont de 0 - 1 - 2 - 4 - 6 - 8 - 10 - 12 - 14 - 16 - 20 - 25 - 30 - 40 - 60 - 100 et 200 ng/ml . La courbe d'étalonnage est établie à partir des résultats de ces tubes.

Cent microlitres d'antisérum sont ajoutés à chaque tube. La réaction antigène-anticorps est rapide mais il semble préférable de laisser l'équilibre s'établir pendant 4 heures environ.

Après ce premier temps d'incubation, 100 µl d'hormone marquée sont placés dans les tubes. Elle entre en compétition avec l'hormone

froide fixée aux anticorps et établit de nouveaux équilibres. On laisse incuber durant 16 heures environ. On pipette ensuite 500 µl d'immunosorbant dans les tubes. L'immunosorbant (ARGG) est un second anticorps couplé à de la cellulose. Il s'agit d'un anticorps dirigé contre les γ globulines de lapin, obtenu en injectant à un mouton de 5 à 10 ml d'IGG. Le couplage à la cellulose se déroule par liaison des groupements lysine de la protéine avec les sites réactionnels de la cellulose selon les équations suivantes :





Les tubes sont laissés incubés avec un mouvement de va et vient pendant 2 à 4 heures. La cellulose-ARGG est ainsi maintenue en suspension et fixe les complexes "hormone - antisérum".

Une centrifugation ultérieure de 15 min à 3000 tours/min. permet de précipiter les complexes "cellulose-ARGG-AC-FSH" et "cellulose-ARGG - AC - hormone froide". Le surnageant est éliminé grâce à une trompe à eau.

Le culot est lavé par addition d'1 ml de tampon "egg-white" et centrifugé 15 minutes à 3000 tours/minutes. Le surnageant est éliminé et les tubes contenant le culot sont placés dans un compteur à passeur d'échantillons pour le comptage des scintillations (LKB-WALLAC 1280 Ultrogramma II). Cet appareil mesure les énergies de radiations allant de 10 à 4500 Kev. Il possède deux canaux de comptage programmés d'après les rayonnements émis par l'Iode 125, les émissions parasites sont ainsi éliminées. L'appareil peut porter jusqu'à 600 échantillons. Le temps de comptage est réglé sur 60 secondes et les résultats enregistrés sont reproduits sur une imprimante (Teletype modèle 3320 / 3 WJ Friction Feed).

Dans le compteur, les tubes sont placés dans un ordre bien déterminé :

- 3 tubes TC : Total Count, contenant uniquement 100 ul d'hormone marquée. L'activité totale peut ainsi être mesurée à chaque dosage.

- 3 tubes BG : Back Ground. Ces tubes estiment l'activité résiduelle du dosage. Ils contiennent 150 ul de tampon, 100 ul d'hormone marquée et 500 ul d'ARGG-cellulose.

- 3 tubes 0 ng/ml

2 4 6 8 10 12 14 16 20 25 30 40 60 100 200	Ces tubes représentent la courbe d'étalonnage. Ils contiennent : . les concentrations des dilutions correspondantes d'hormone froide (en ng|ml) . 100 ul d'antisérum . 100 ul d'hormone marquée . 500 ul d'ARGG - cellulose Les 3 tubes 0 mesurent la fixation maximale de l'hormone marquée. Aucune compétition n'existe dans ce tube puisqu'il ne contient pas d'hormone froide.

- 3 tubes de plasma de référence. (POOL) : Il s'agit d'un mélange de plasma provenant d'échantillons divers. Ils servent de référence pour la comparaison des dosages entre eux.

2 tubes 1 x 175 : Ces tubes contiennent 50 ul de plasma à analyser, 100 ul d'antisérum, 100 ul d'hormone marquée et 500 ul d'ARGG-cellulose.

Les résultats sont calculés grâce à un programme d'analyse élaboré sur ordinateur MACINTOSH par le département de biologie quantitative des Facultés Universitaires de Namur (Prof. FEYTMANS). Le modèle mathématique appliqué au dosage RIA est celui de FINNEY (1976) :

$$A = A_{\cdot} \frac{Cm}{Cm + Cf} + a$$

A est le résultat en cpm des différentes concentrations d'hormone froide qui composent la courbe standard.

A. est la radioactivité maximale de la fraction liée (point zéro de la courbe standard).

a est la radioactivité non spécifique ou Back Ground.

Cm est la concentration en hormone marquée.

Cf est la concentration en hormone froide.

L'équation est ajustée aux données expérimentales de la courbe standard par la méthode des moindres carrés non linéaires (FEYTMANS, 1979 et FINNEY, 1976, cités par BISTER, 1980).

Grâce à ce programme, la concentration de l'hormone contenue dans les échantillons est calculée et "traduite" en ng/ml.

* Caractéristiques du dosage de FSH.

La REPRODUCTIVITE du dosage est estimée par la mesure de la dispersion des résultats obtenus en répétant plusieurs fois le dosage d'un même échantillon. La reproductivité dans un même dosage est, pour un même plasma dosé, de 2 à 3 % de variation si on considère les résultats en cpm, de 10 % dans l'estimation des taux hormonaux correspondants.
Le problème de reproductivité inter-dosage est résolu par l'analyse d'un même échantillon. Cet échantillon contient un mélange de divers plasmas (POOL) provenant des échantillons. Les résultats obtenus permettent de vérifier et éventuellement de corriger la reproductivité inter-dosage.

L'EXACTITUDE ou la LINEARITE d'un dosage peut être estimée par mesure d'une hormone d'abord pure, puis diluée progressivement. L'exactitude traduit l'écart entre les résultats obtenus par dilution et la quantité d'hormone réellement présente dans l'échantillon.

BISTER (1980) a réalisé ce test et a réussi à montrer l'absence d'interactions entre les composants plasmatiques lors du dosage.

La PRECISION d'un dosage peut être estimée par la dimension de l'intervalle de confiance par rapport à la dose estimée. Celui-ci s'étend de chaque côté de la partie utile de la courbe standard, à 20-30 % du taux calculé (P 0,025; BISTER, 1980).

La SPECIFICITE d'un dosage dépend de la qualité de l'antisérum. C'est la capacité de l'antisérum de lier spécifiquement l'hormone que l'on désire doser. Lors du dosage de la FSH, le déplacement de la FSH par la TSH est de 3,9 %, et celui par la LH est inférieur à 0,01 % de celui observé par la FSH.

La SENSIBILITE d'un dosage est la plus petite quantité dosable et mesurable. Pour la FSH, des doses minimales de 2 ng FSH / ml . La précision des pipettages et la fraîcheur de l'hormone marquée font varier la sensibilité.

4.2. Dosage de la testostérone.

Le principe du dosage de la testostérone est similaire à celui de la FSH. Les produits sont fournis par la firme CAMBRIDGE MEDICAL DIAGNOSTICS, INC.

- L'antisérum utilisé est un antisérum ovin produit sur lapin;il contient un stabilisateur et un préservatif. Il est stocké au frigo (entre 2 et 8° C), en flacons de 11 ml.
- L'hormone marquée est directement fournie par la société. La testostérone est marquée par fixation d'un atome d'Iode 125, et stockée au frigo (entre 2 et 8° C) en flacons de 110 ml.
- L'immunosorbant utilisé est le même que celui de la LH (cellulose-ARGG); il est fourni par la société.
- Les standards de testostérone sont dilués dans du sérum humain, à des concentrations de 0.0, 0.2, 0.5, 1.0, 3.0, 10.0 et 20 ng/ml. Ils sont également stockés au frigo en flacons de 1 ml, sauf le flacon du zéro qui contient 2 ml.

Tous les réactifs sont utilisés à température ambiante.

* Procédure expérimentale.

- Marquer les tubes en triplicate pour les standards et en duplicate pour les échantillons dans l'ordre : 2 TC; 2 BG; 3 zéros; 3 tubes 0.2; 0.5, 1.0, 3.0, 10.0 et 20.0; 2 tubes de pool; 2 tubes pour chaque échantillon.

- Pipetter 50 ul de standard et des échantillons dans les tubes correspondants, y ajouter 100 ul d'hormone marquée et, sauf dans les tubes TC et BG, 100 ul d'antisérum.

- Passer tous les tubes au vortex.
- Laisser incuber pendant 2 heures à 37° C.
- Ajouter 500 ul d'ARGG dans tous les tubes sauf les tubes TC.
- Laisser reposer 1 heure à 37° C.

- Centrifuger les tubes (excepté les TC) pendant 15 min à 2 000 tours/minutes.

- Aspirer le surnageant.

- Passer les tubes dans l'analyseur à passeur d'échantillons. La radioactivité de chaque tube est comptée pendant 60 secondes.

Le calcul des résultats se fait selon le modèle mathématique exposé pour la FSH.

* Performances de dosage.

La REPRODUCTIVITE du dosage de testostérone proposé par la firme Cambridge est illustrée par les résultats suivants :

- La reproductivité intra-dosage.

échantillon	Nbre de fois testé dans le même dosage	Concentration moyenne (ng/ml)	Ecart-type	Coéfficient de variation (%)
A	17	0.68	0.067	9.8
B	20	4.05	0.203	5.0
C	20	8.36	0.634	7.6

- La reproductivité inter-dosage.

échantillon	Nombre de fois testé dans des dosages différents	Concentration moyenne (ng/ml)	Ecart-type	Coéfficient de variation (%)
A	16	0.47	0.042	8.9
B	17	2.79	0.312	11.2
C	17	7.77	0.725	9.3

L'EXACTITUDE ou la LINEARITE du dosage a été testée par la firme par dilutions successives :

échantillon	Dilutions	Concentration obtenue (ng/ml)	Concentration attendue (ng/ml)
A	1	8.6	
	1/2	4.	4.3
	1/4	2.1	2.15
	1/8	1.1	1.08
B	1	1	
	1/2	0.55	0.5
	1/4	0.25	0.25

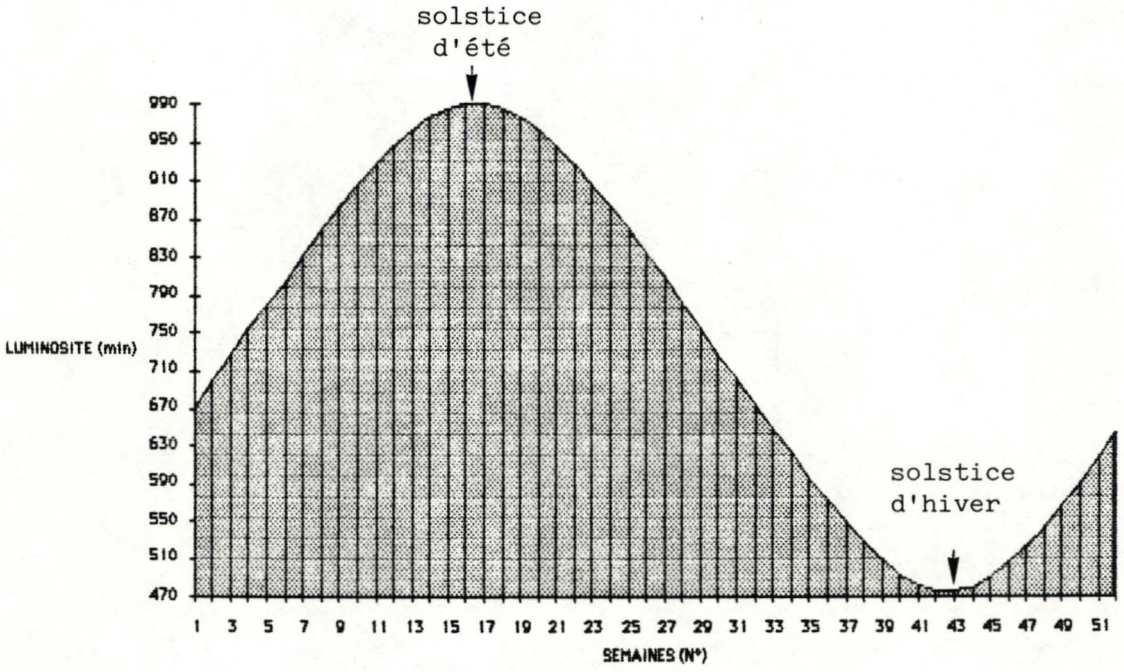


Fig. 49 : Durée du jour ou luminosité (en minutes) en fonction de l'année.
(semaine n° 1 = le 1er mars 1985).

La SPECIFICITE du dosage est exprimée en pourcentage à l'aide de tests croisés. Les résultats sont les suivants :

Produit	%
Testostérone	100
5α -Dihydrotestostérone	8.8
4 - Androstene - 3, 17 - dione	1.7
Androstérone	1.4
5 - Androstene - 3ß, 17 ß- diol	1.2
5α - Androstan - 3ß, 17ß- diol	0.45
17 ß - Estradiol	0.29
Dehydroepiandrosterone	0.06
Progestérone	0.045
Estradiol	0.1
Deoxycorticostérone	0.01

La SENSIBILITE du dosage de la testostérone a été estimée avec un $\alpha < 0.05$ pour 20 réplicats du zéro. Les résultats montrent que des doses de 0.04 ng/ml sont significativement différentes de zéro.

5. Méthodes d'analyse statistique.

La photopériode est le rapport de la longueur du jour par rapport à celle de la nuit.

Afin d'étudier les effets de la luminosité sur la reproduction du bélier, nous avons déterminé son évolution au cours de l'année. D'après les données de l'Institut Royal Météorologique de Belgique (I.R.M.), nous avons calculé en minutes la durée de la luminosité (différence entre l'heure du coucher et du lever du soleil) pour chaque mercredi, jour de prélèvements. Les résultats sont donnés dans le tableau 12, colonne 1, et schématisés à la figure 49.

Nous avons ensuite étudié la relation entre la luminosité et chacun des caractères étudiés, à l'aide d'un coéfficient de corrélation (r). Celui-ci, par définition, mesure l'intensité de la relation linéaire entre une variable dépendante Y, et une variable indépendante X. Dans ce cas-ci, X est la mesure de la luminosité en minutes, et Y est un facteur que nous supposons dépendant de X (par exemple, le diamètre scrotal d'Eclair, 2e colonne de tableau 12).

Tableau 12 :

Valeurs de luminosité hebdomadaire et mesures du diamètre scrotal du bélier Eclair au cours de l'année.

	col. 1	col. 2
1	669	27.5
2	697	27.5
3	724	30.5
4	752	30.5
5	778	0
6	804	29
7	831	28
8	857	30
9	881	33.5
10	905	0
11	927	27.5
12	945	32
13	962	33
14	976	0
15	985	0
16	990	0
17	990	0
18	985	0
19	977	0
20	963	0
21	947	0
22	927	0
23	906	0
24	883	37.5
25	859	39
26	833	40
27	807	38.8
28	780	40
29	753	40
30	726	40.2
31	700	42
32	674	42.5
33	648	42.2
34	622	42
35	596	42
36	572	41
37	549	43
38	528	40
39	510	41
40	494	42.5
41	483	37
42	478	41
43	476	39
44	480	0
45	491	0
46	506	0
47	523	39.5
48	543	38
49	566	0
50	591	36.5
51	606	0
52	644	32.5
53		

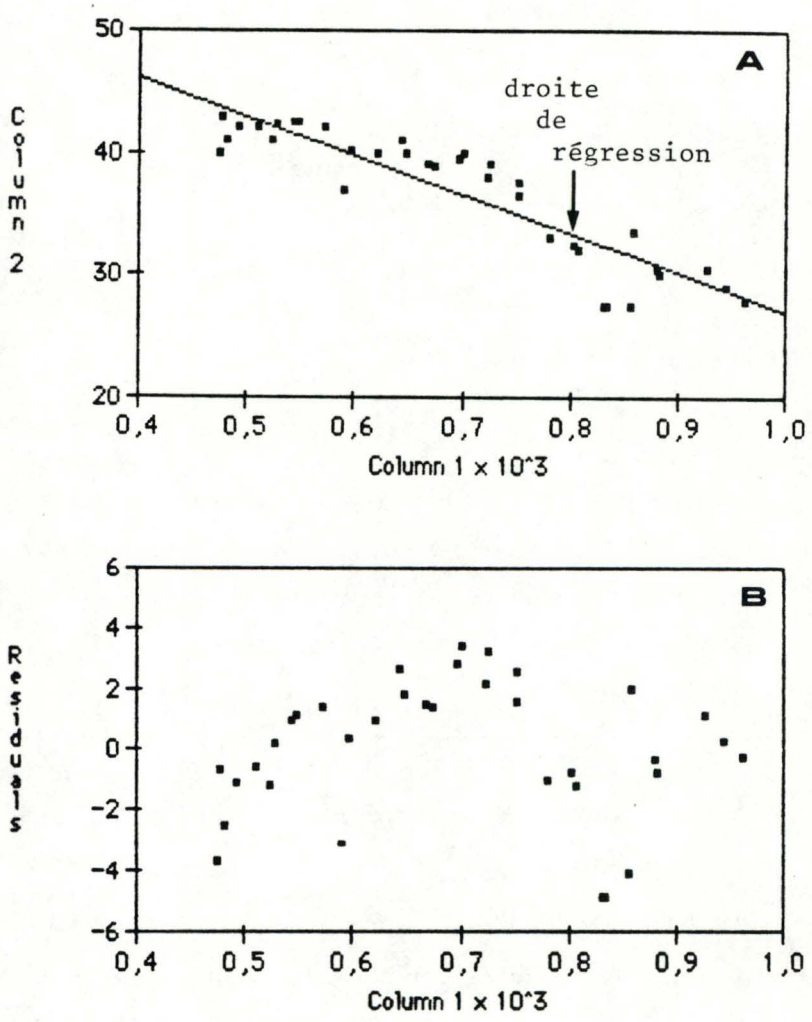


Fig. 50 : A : Diagramme de dispersion (avec la droite de régression).

B : Diagramme représentant la variance résiduelle.

X = luminosité (en minutes).
Y = diamètre scrotal du bélier Eclair (en cm).

Le coéfficient de correlation linéaire (r) est donné par la formule suivante :

$$r = \frac{\text{covariance } (X,Y)}{\sqrt{Sx^2 . Sy^2}}$$

Sx^2 = variance de X
Sy^2 = variance de Y

Le coéfficient de détermination est obtenu en portant r au carré.

La variabilité de Y est expliquée en partie par la variabilité de X (r2 x 100) et d'autre part par la variabilité ou erreur expérimentale (100 - (r2 x 100)).

Le diagramme de dispersion (fig. 50A) localise chaque individu par un point dans l'espace à 2 dimensions.

La droite de régression (flèchée fig. 50A), obtenue par la méthode des moindres carrés, passe au mieux par les points. Elle a pour équation : $\hat{Y} = a + bX$

a = ordonnée à l'origine
b = pente
$\hat{Y}$ = Y estimé

Le résidu est la différence entre Y estimé et Y observé .

La variance résiduelle (S2 x Y) est la variance des résidus, en relation avec la variabilité de Y (S2 Y), non expliquée par la droite (variabilité expérimentale) :

$$S^2 xy = S^2 y - \frac{COV^2 (X, Y)}{S^2 x}$$

$\frac{COV^2 (X,Y)}{S^2 x}$ = variabilité expliquée

$S^2 xy$ = variance résiduelle inexpliquée

Un diagramme représente la variabilité résiduelle (fig. 50 B).

Si la variance résiduelle est nulle, tous les points sont situés sur la droite de régression, et r = $\pm$ 1. Si la variance résiduelle (toute la variabilité inexpliquée de ma relation) = toute la variance de Y, il n'y a donc pas de relation linéaire entre X et Y et r=0.

Si la variance résiduelle est faible, la droite de corrélation aura un coéfficient de détermination élevé, mais un coéfficient élevé n'est pas la preuve d'une relation linéaire de variance résiduelle faible.

Tableau 13 :

Exemple de décalage de matrice pour le calcul du meilleur coéfficient de corrélation.

n	Column 1	Column 2
1	669	27.5
2	697	27.5
3	724	30.5
4	752	30.5
5	804	29
6	831	28
7	857	30
8	881	33.5
9	927	27.5
10	945	32
11	962	33
12	883	37.5
13	859	39
14	833	40
15	807	38.8
16	780	40
17	753	40
18	726	40.2
19	700	42
20	674	42.5
21	648	42.2
22	622	42
23	596	42
24	572	41
25	549	43
26	528	40
27	510	41
28	494	42.5
29	483	37
30	478	41
31	476	39
32	523	39.5
33	543	38
34	591	36.5
35	644	32.5

A

n	Column 1	Column 2
1	831	27.5
2	857	27.5
3	881	30.5
4	927	30.5
5	945	29
6	962	28
7	883	30
8	859	33.5
9	833	27.5
10	807	32
11	780	33
12	753	37.5
13	726	39
14	700	40
15	674	38.8
16	648	40
17	622	40
18	596	40.2
19	572	42
20	549	42.5
21	528	42.2
22	510	42
23	494	42
24	483	41
25	478	43
26	476	40
27	523	41
28	543	42.5
29	591	37
30	644	41
31	669	39
32	697	39.5
33	724	38
34	752	36.5
35	804	32.5

B

n = nombre de valeurs.

Column 1 = valeurs de luminosité (en minutes)

Column 2 = Mesures du diamètre scrotal (en cm) du bélier Eclair au cours de l'année.

Un test T de STUDENT (t) est réalisé sur chaque coéfficient de corrélation. Il permet de définir si la relation est significative ou pas.

Hypothèses : Ho : $\rho = 0$

H1 : $\rho \neq 0$

$$t \text{ observé} = \frac{\rho \sqrt{n - 2}}{\sqrt{1 - r2}}$$

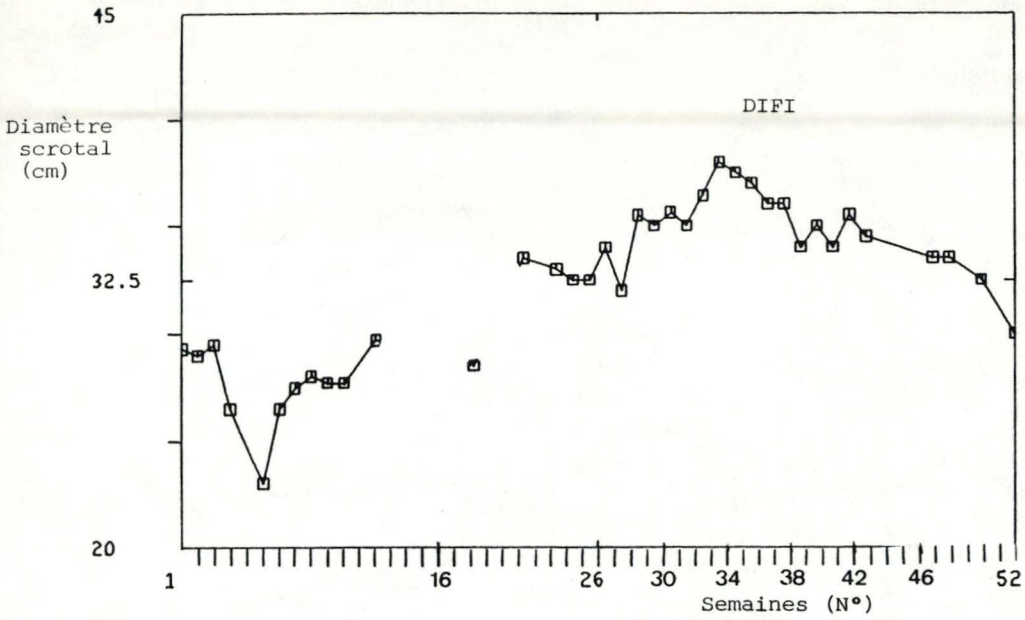
n = nombre de valeurs observées

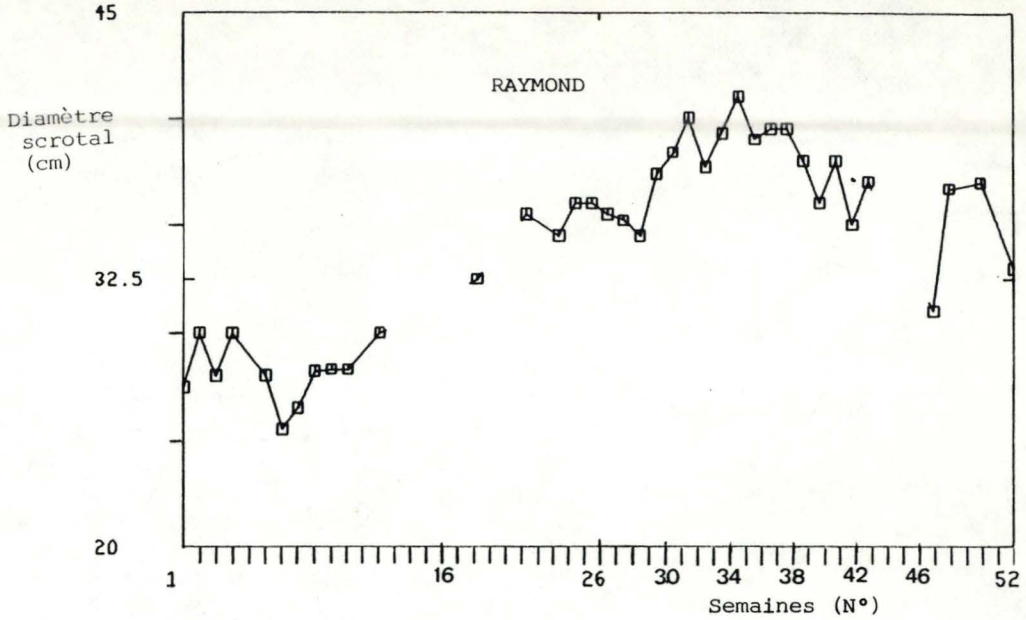
Selon la valeur de t théorique, on accepte ou on refuse l'hypothèse nulle (Ho). Le seuil de confiance traduit la possibilité de se tromper si on refuse l'hypothèse nulle (Ho) alors qu'elle était juste.

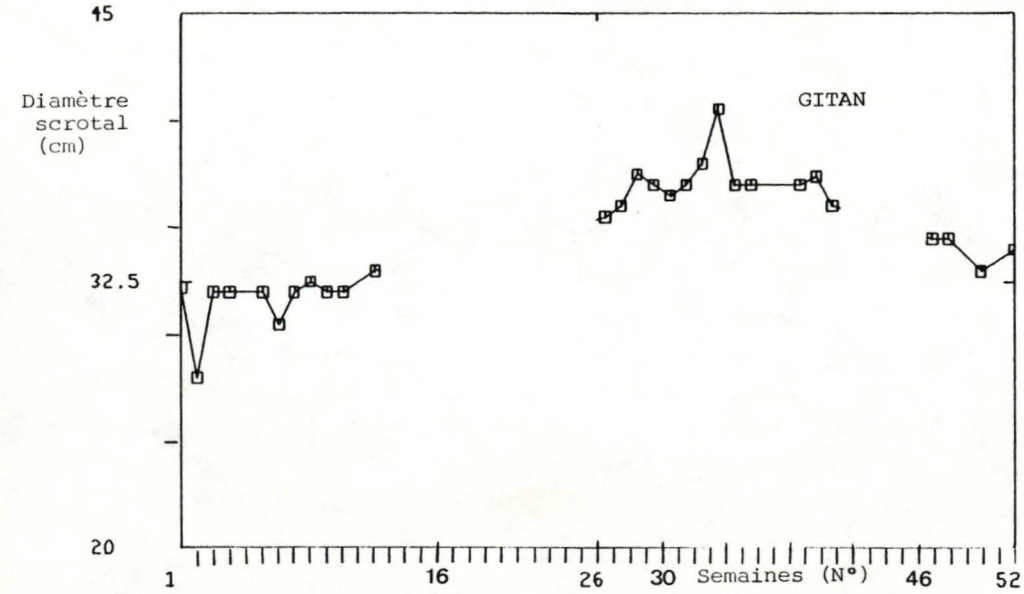
Deux problèmes se sont posés au moment des calculs. Le premier, est l'absence de mesure à certains moments de l'année. Il a été résolu en ne tenant pas compte des valeurs de luminosité lorsque les mesures n'ont pas été faites (tableau 13 A).

le second provient du fait qu'il y a, entre l'évolution annuelle de la luminosité, et celle de chacun des facteurs étudiés, un décalage variable. En comparant pour chaque date les valeurs de luminosité et celles du paramètre étudié, le coéfficient corrélation était chaque fois faible. Nous avons alors décalé les valeurs de luminosité par rapport à nos mesures (tableau 13B). Pour chaque décalage, le coéfficient de corrélation a été calculé. La corrélation s'est améliorée au fur et à mesure que nous remontions la colonne de luminosité. Graphiquement, le solstice d'hiver se rapproche des valeurs maximales de nos variables Y, et la meilleure corrélation est obtenue lorsque les deux tracés correspondent. Le coéfficient est alors retenu, et le décalage est noté.

Les coéfficients de corrélations et autres analyses statistiques ont été réalisés sur ordinateur MACINTOSH .







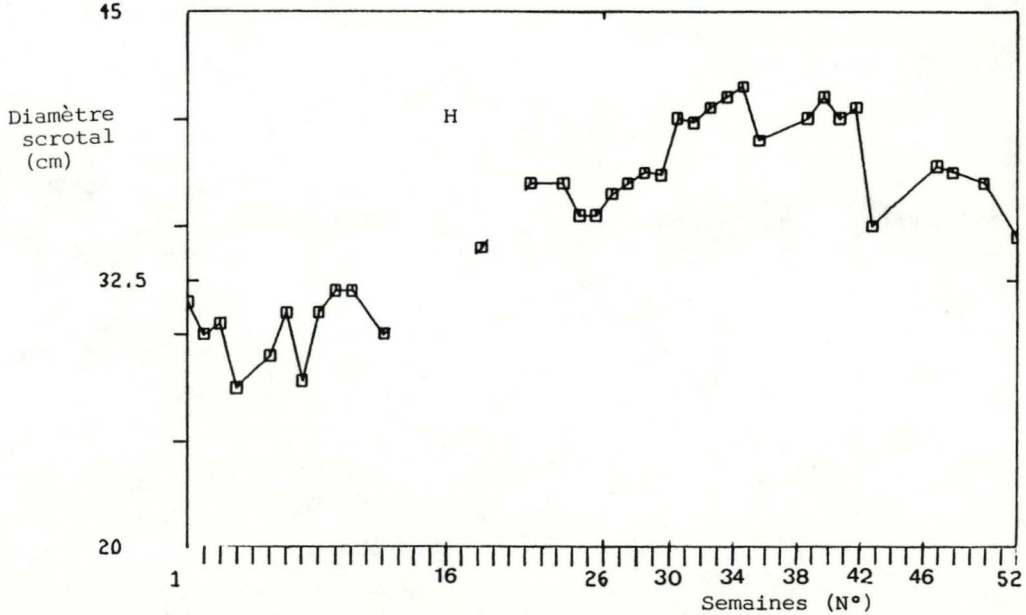


Fig. 51 : Evolution du diamètre scrotal au cours d'une année pour 4 béliers Texel.

CHAPITRE IV : RESULTATS.

Pour l'analyse des résultats, nous avons toujours pris, comme point de départ, la première semaine de mesure, c'est-à-dire le 1er mars 1985.

Pour la comparaison entre la luminosité et les paramètres étudiés, c'est le solstice d'été, point supposé de départ de l'activité sexuelle (LINCOLN et DAVIDSON, 1977), qui sera pris en considération.

1. Le diamètre scrotal.

Les mesures obtenues du diamètre scrotal de 4 béliers, pour lesquels nous avons un nombre élevé de valeurs, sont portées en graphique à la fig. 51. Les valeurs des autres béliers sont reprises en annexe.

L'évolution générale de tous les béliers étant la même, nous avons jugé intéressant de calculer les moyennes mensuelles des dix béliers. Celles-ci sont représentées à la figure 52. Comme la luminosité (fig. 49), le diamètre montre un rythme annuel. Les valeurs maximales s'observent vers le mois d'octobre, soit environ 4 mois après le solstice d'été, et les mesures minimales sont atteintes vers les mois de mars - avril.

Pour évaluer la variabilité entre béliers, nous donnons divers paramètres individuels relatifs au diamètre scrotal dans le tableau 14. Le diamètre moyen général est de 33,1 cm. L'ensemble des béliers ne s'écarte pas trop de cette moyenne, sauf peut être Eclair qui a un diamètre supérieur, et qui est le plus âgé des béliers. Les variances sont particulièrement faibles pour Izimir et Gitan, et élevées pour Eclair, Raymond, H et AG 90. On peut supposer que la variance reflète les variations annuelles, car l'évolution du diamètre est progressive et les fluctuations hebdomadaires sont faibles. Le facteur héréditaire pourrait être responsable des valeurs élevées des variances du bélier Eclair et de ses fils.

Les coéfficients de corrélation entre le diamètre scrotal et la luminosité sont tous très significatifs par des $P < 0,001$. Ils varient de - 0,813 à -0,924, et ont été obtenus pour des décalages de 19 à 24 semaines. La plupart des béliers sont décalés de 20 à 21

Tableau n° 14 : Caractéristiques du diamètre scrotal des dix béliers Texel.

Nom des béliers	Age	Moyenne annuelle (cm)	Variance	Décalage observé	Coéfficient de corrélation max. (1)	Probabilité (2)	Décalage théorique
Eclair	5 ans	36,7	27,421	13 à 23	-0,905	< 0,001	21
Hollandais	3	31,3	11,816	9 à 23	-0,888	< 0,001	20
Français	2	32,9	10,436	10 à 19	-0,872	< 0,001	20
AG 90	1	31,5	17,158	10 à 21	-0,813	< 0,001	21
Gitan	3	34,5	7,943	13 à 24	-0,893	< 0,001	21
Raymond	2	34,1	19,534	14 à 23	-0,888	< 0,001	21
Genetrix	3	33,3	12,798	14 à 22	-0,874	< 0,001	24
Difi	3	32,3	13,499	14 à 22	-0,924	< 0,001	21
H	2	35,7	17,883	15 à 26	-0,880	< 0,001	20
Izimir	1	31,3	5,056	16 à 26	-0,787	< 0,001	19

(1) Mesure l'intensité de la relation entre le diamètre scrotal et la luminosité.

(2) Indique, en multipliant par 100, le pourcentage d'erreur de se tromper si on accepte la relation.

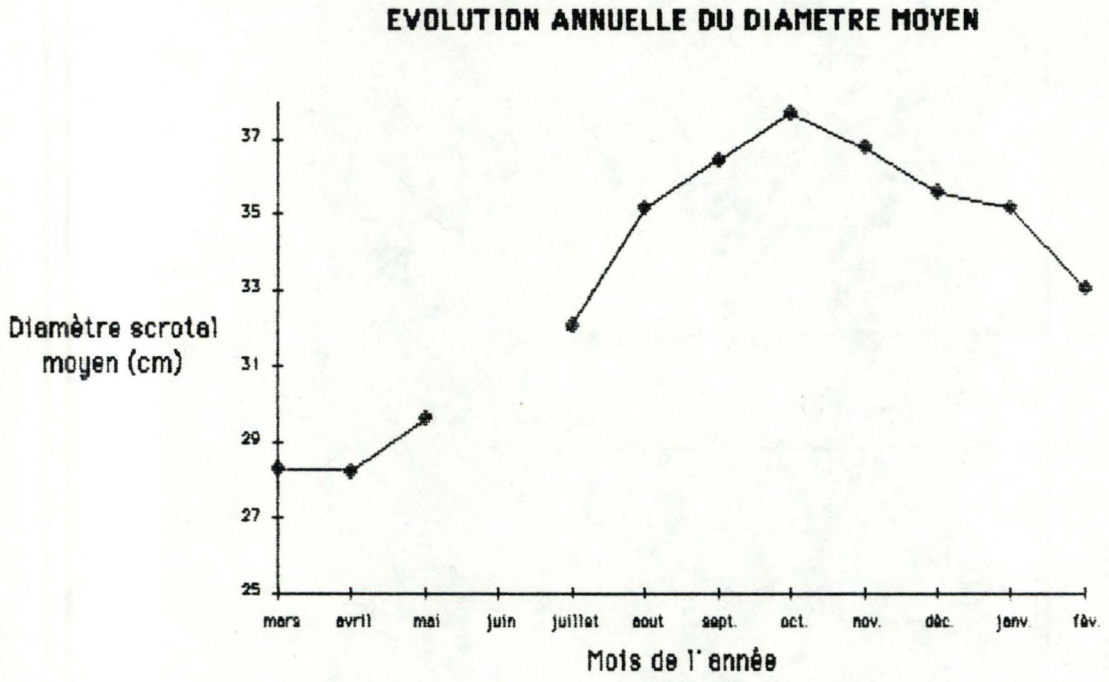
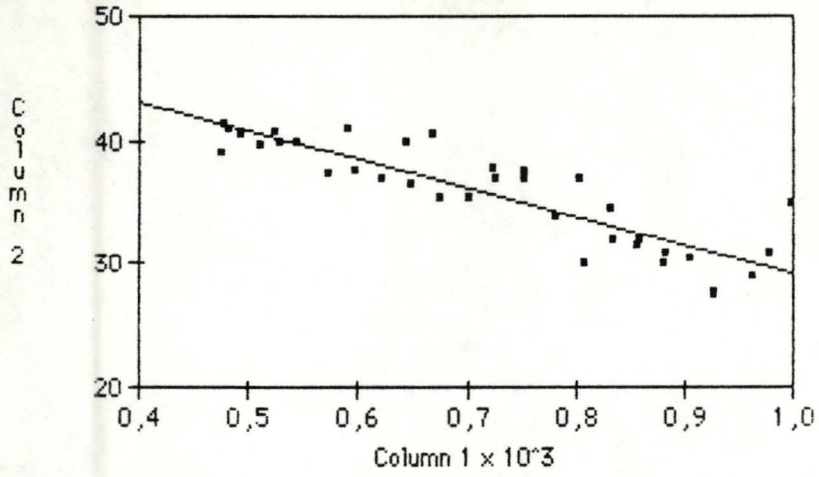
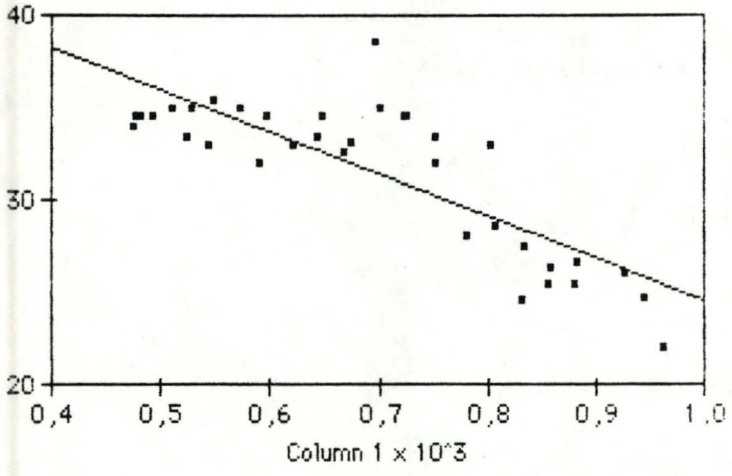


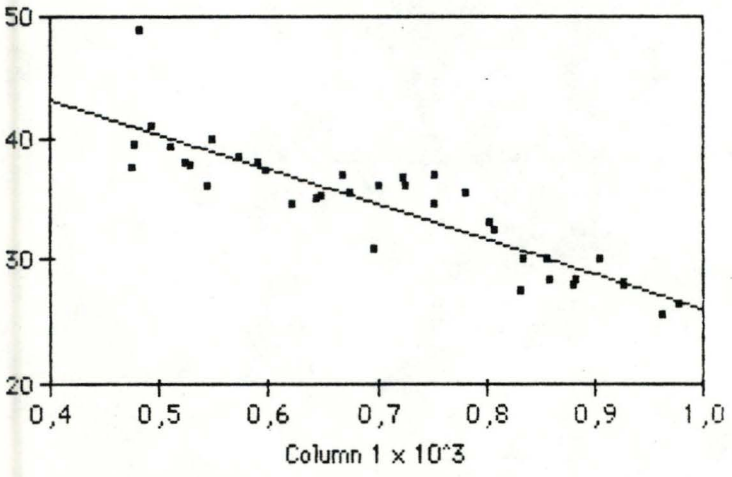
Fig. 52 : Evolution mensuelle du diamètre moyen de 10 béliers Texel.



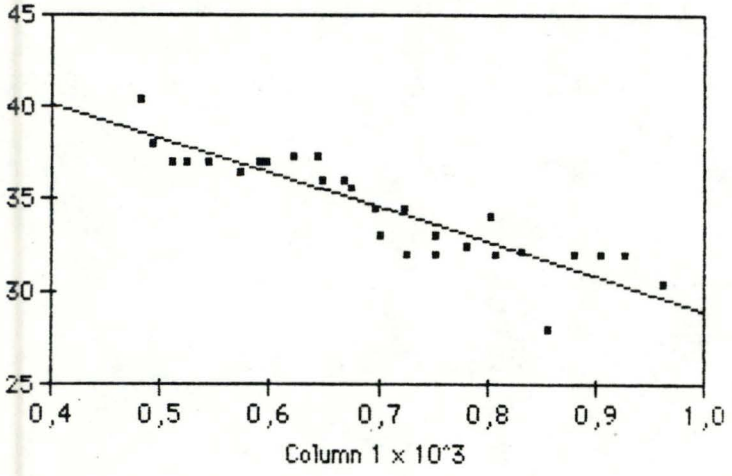
Bélier H



Bélier AG 90



Bélier Raymond



Bélier Gitan

Fig. 53 : Diagrammes de dispersion et droites de corrélation de 4 béliers Texel, illustrant la relation entre la luminosité, en minutes x 10^{-3} (axe des X) et le diamètre scrotal en cm (axe des Y).

semaines, mais les coéfficients varient très peu dans toute la zone où les mesures du diamètre sont maximales.

La distribution des points sur les diagrammes de dispersion (dont 4 sont représentés à la fig. 53) et les diagrammes des variances résiduelles a attiré notre attention. Sur les 10 béliers, 7 présentent une dispersion particulière des points autour de la droite de régression. Pour établir les coéfficients de corrélation, nous avions supposé une relation linéaire entre le diamètre et la luminosité. En regardant les figures, on peut se demander si la relation ne serait pas courbe ou sinusoïdale. Ce n'est évidemment qu'une hypothèse, mais il serait intéressant de l'examiner lors d'une autre expérience présentant un nombre plus élevé de béliers. Si cette hypothèse s'avèrait exacte, cela signifierait qu'à certains moments de l'année, l'évolution du diamètre scrotal est proportionnellement plus rapide ou plus lente que celle de la luminosité.

2. Le volume de l'éjaculat.

Le volume de l'éjaculat concrétise principalement l'activité secrétoire des glandes accessoires. Les valeurs de 4 béliers sont portées en graphique à la fig. 54; les autres sont données en annexe. Elles représentent chaque fois les volumes du premier éjaculat.

La première caractéristique du volume de l'éjaculat est sa grande variabilité d'une semaine à l'autre chez chaque bélier. La fig.55, qui reprend les volumes majeurs par mois pour l'ensemble des béliers, gomme cette variabilité. Elle ne fait apparaître aucune évolution précise mais suggère un minimum au mois de juin avec une faible augmentation en août-septembre et décembre-janvier.

Le tableau 15 donne divers paramètres individuels relatifs au volume de l'éjaculat. La variabilité des moyennes individuelles est plus grande que celle du diamètre scrotal. La variance parfois élevée est dûe aux fluctuations de semaine en semaine et pour la plupart des béliers, le coéfficient de corrélation est non significatif, et parfois même positif.

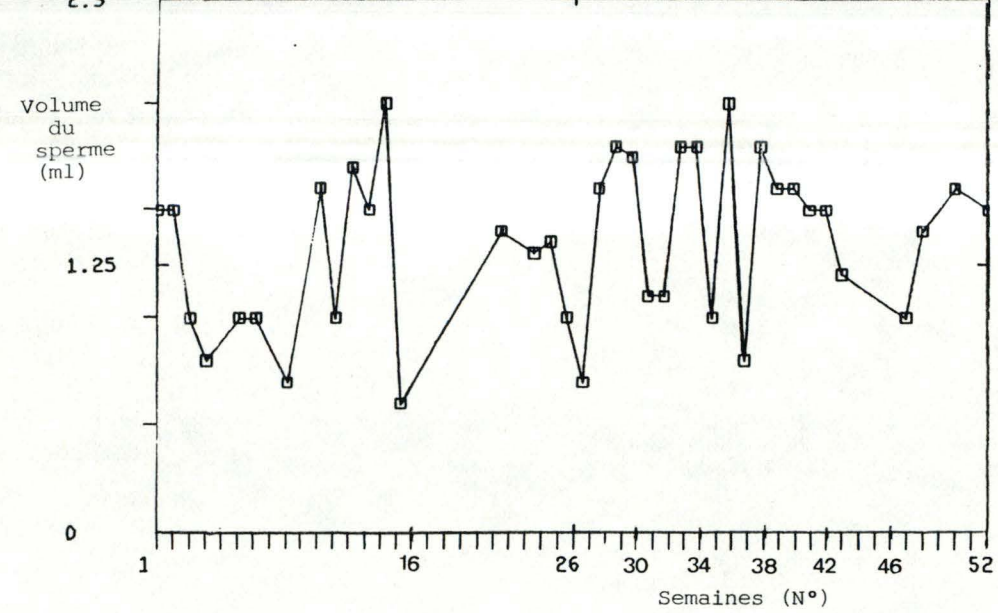
On peut donc conclure que la caractéristique de base du volume de l'éjaculat est sa grande variabilité entre individus et chez le même individu, et que si certains béliers montrent une évolution annuelle, elle est peu marquée.

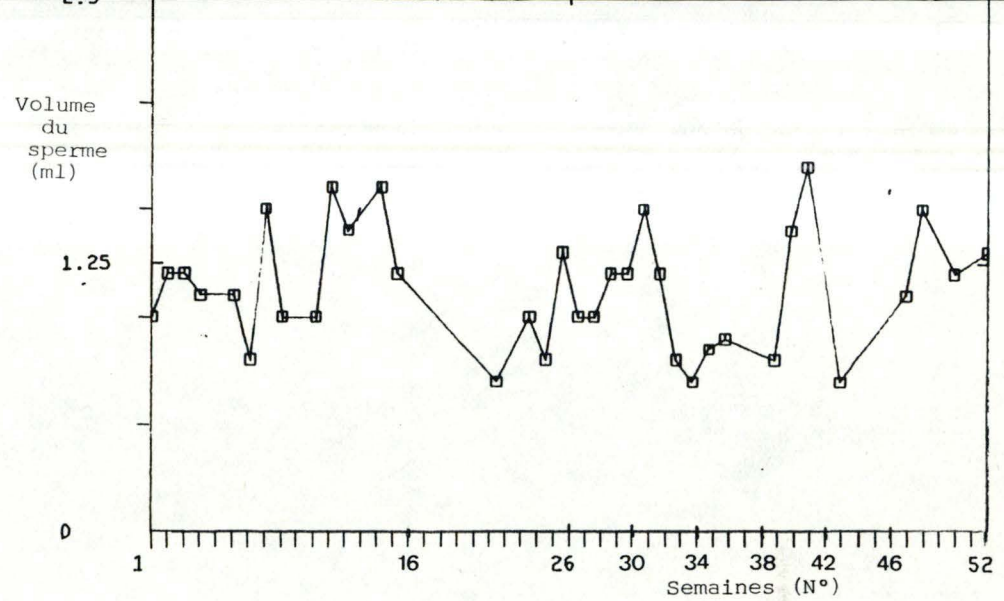
Tableau n° 15 : Caractéristiques du volume du sperme en millilitre des dix béliers Texel.

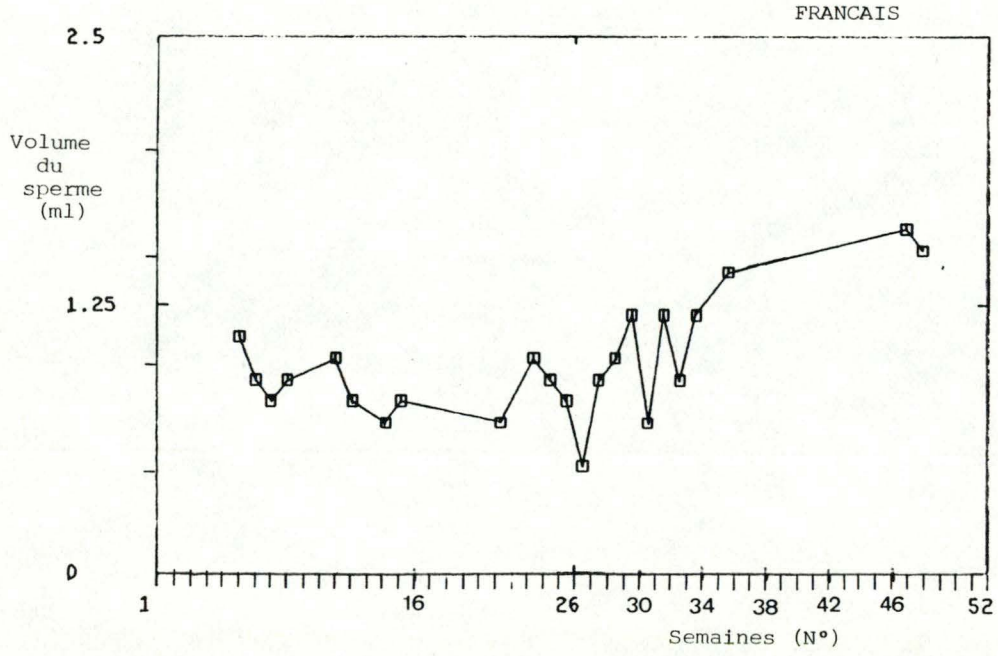
Nom des béliers	Age	Moyenne annuelle (ml)	Variance	Coéfficient de corrélation max. (1)	Probabilité (2)	Décalage théorique
Eclair	5 ans	1,345	0,146	-0,316	0,05	21
Hollandais	3	0,978	0,074	-0,094	0,599	
Français	2	1,127	0,079	-0,742	0,001	22
AG 90	1	1,375	0,101	-0,177	0,288	
Gitan	3	1,362	0,185	-0,02	0,768	
Raymond	2	0,802	0,135	-0,671	0,001	21
Genetrix	3	1,303	0,066	+0,329	0,064	
Difi	3	0,843	0,098	-0,380	0,018	15
H	2	1,263	0,162	-0,264	0,121	
Izimir	1	0,542	0,05	-0,027	0,911	

(1) Mesure l'intensité de la relation entre le nombre de sp. / ml et la luminosité.

(2) Indique, en multipliant par 100, le pourcentage d'erreur de se tromper si on accepte la relation.







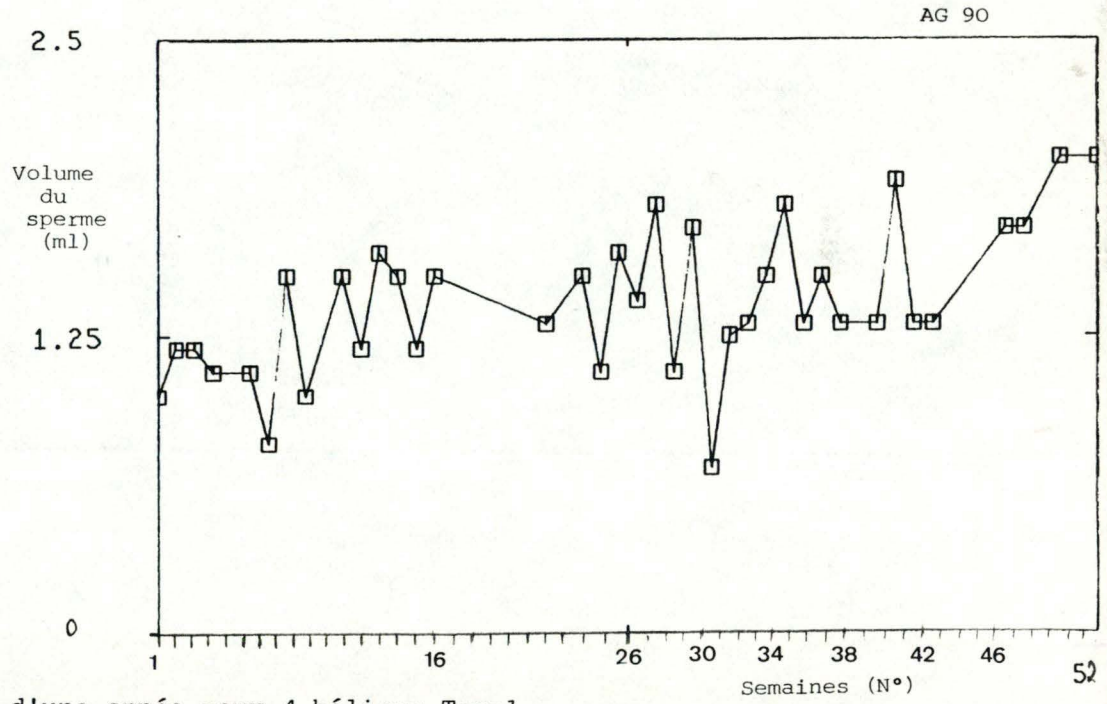


Fig. 54 : Evolution du volume de l'éjaculat au cours d'une année pour 4 béliers Texel.

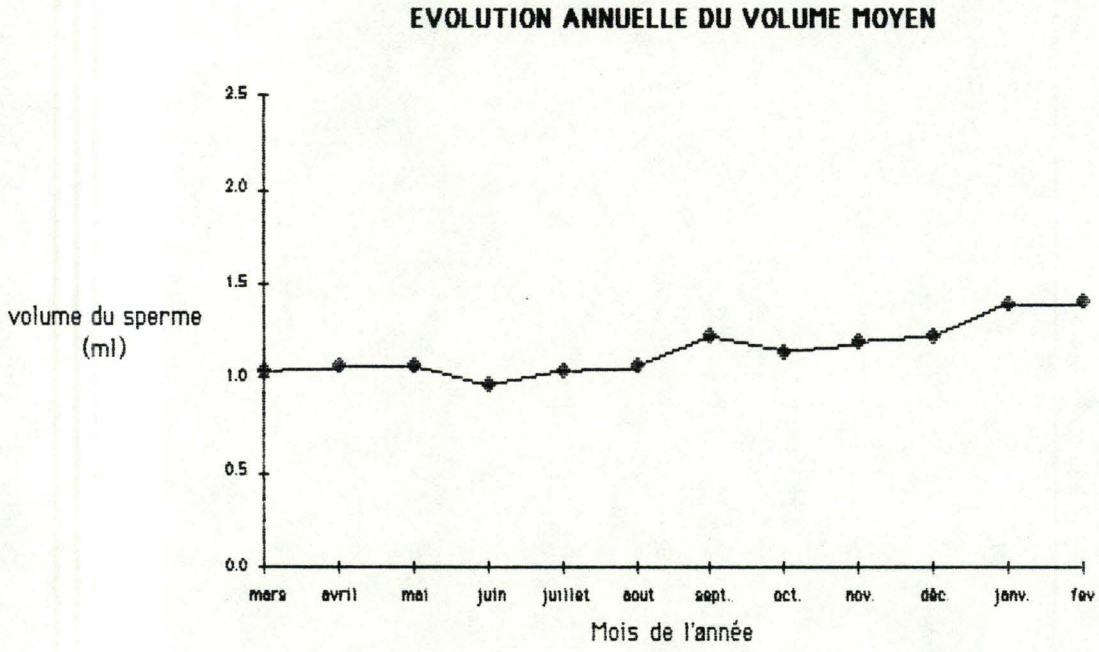


Fig. 55 : Evolution mensuelle du volume moyen des éjaculats de dix béliers Texel.

Selon DERIVAUX (1971), le volume du second éjaculat est souvent, chez le taureau, plus grand que celui du premier. Nous avons cherché à savoir s'il en était de même chez le bélier. Nous avons donc mesuré le volume de deux éjaculats successifs chez différents béliers (tableau 16) prélevés au mois d'octobre.

Tableau 16 : Volumes (ml) de 2 éjaculats successifs de quelques béliers.

	1ers éjaculats (ml)	2nds éjaculats (ml)	différences (ml)
Français	0,9	0,9	0
"	0,5	0,7	+ 0,2
AG 90	0,5	1,3	+ 0,8
H	0,8	0,9	+ 0,1
"	1	1,7	+ 0,7
Eclair	1,8	1,7	- 0,1
Eclair	1,5	1,5	0
"	1,2	1,6	+ 0,4
José	0,9	0,8	- 0,1
Izimir	0,3	0,5	+ 0,2
Génétrix	0,6	1,1	+ 0,5
"	1,4	1,3	- 0,1
"	1,2	1,2	0
Hollandais	0,5	1,1	+ 0,6
Gitan	0,5	0,3	- 0,2
	m1= 0,97 + .53	m2= 1,11 + .49	d = 0,26

Le test t de Student sur les moyennes nous montre une différence significative pour une probabilité de 0,05. Nous pouvons donc conclure, avec 5 % de chance de nous tromper, que le second éjaculat a un volume supérieur au premier.

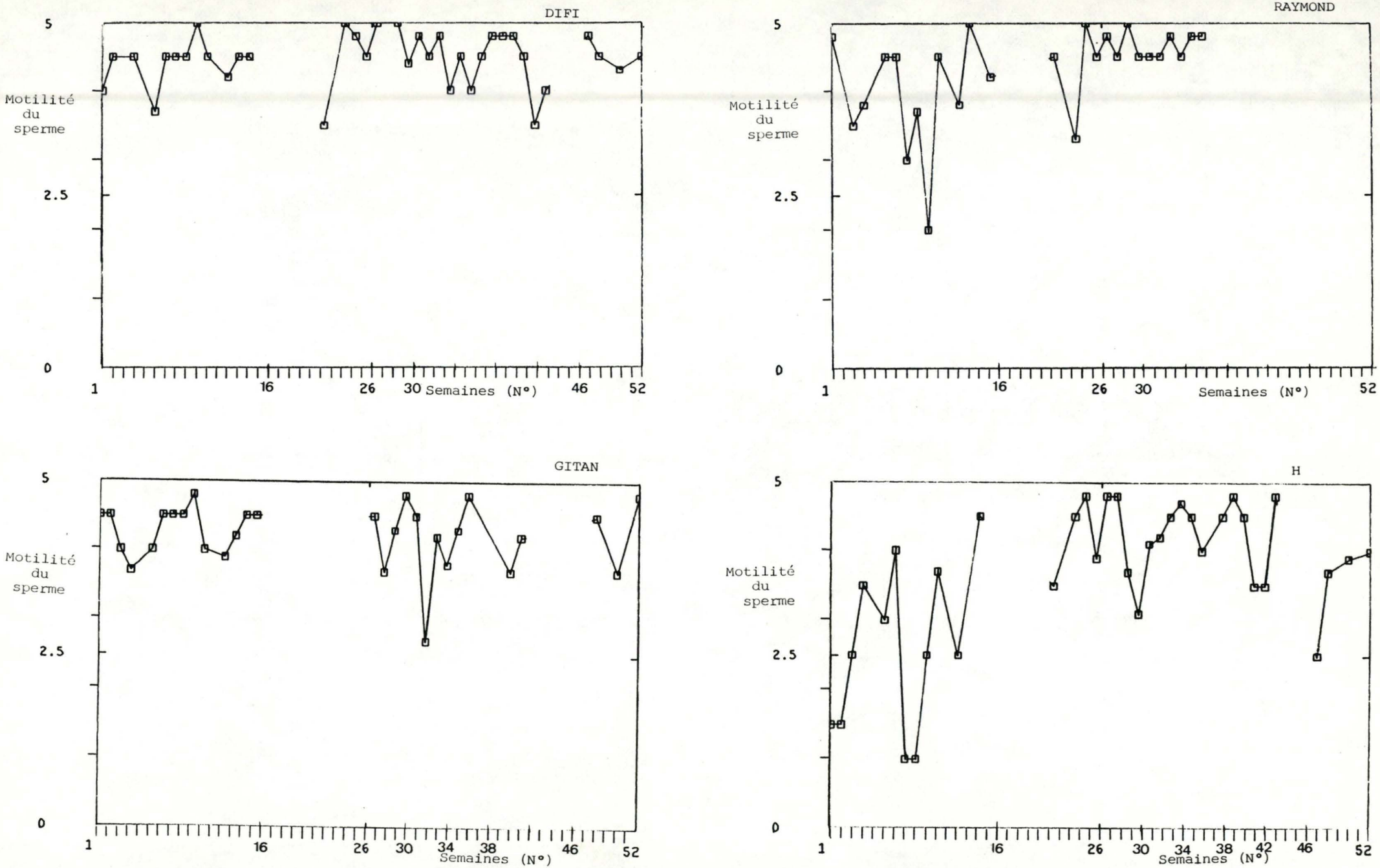


Fig. 56 : Evolution de la motilité massale du sperme au cours d'une année pour 4 béliers Texel.

3. La motilité massale du sperme.

La figure 56 montre l'évolution annuelle de la motilité massale du sperme de 4 béliers. Les autres graphes se trouvent en annexe. La motilité massale se caractérise, pour 6 béliers, par une faible variabilité autour de la moyenne. Raymond, H, Français et AG 90 montrent de plus grandes fluctuations dans les mesures, mais l'évolution annuelle des moyennes mensuelles (fig. 57) efface ces variabilités. On devine un minimum au mois de février et mars, et un maximum en janvier et en août.

Les paramètres individuels relatifs à la motilité massale du sperme sont repris au tableau 17. Seuls Raymond et H présentent une corrélation statistiquement significative entre la motilité massale et la luminosité. Les décalages retenus sont de 21 semaines par rapport au solstice d'été.

En conclusion, la stabilité paraît être la caractéristique fondamentale de la motilité massale du sperme de nos béliers Texel, même si pour certains, une évolution annuelle se dessine.

Tableau n° 17 : Caractéristiques de la motilité massale du sperme des dix béliers Texel.

Nom des béliers	Age	Moyenne annuelle	Variance	Coéfficient de corrélation max. (1)	Probabilité (2)	Décalage théorique
Eclair	5 ans	4,3	0,132	-0,117	0,288	
Hollandais	3	4,1	0,232	-0,02	0,974	
Français	2	4,2	0,338	-0,378	0,065	21
AG 90	1	3,8	0,459	+0,214	0,189	
Gitan	3	4,2	0,213	+0,197	0,784	
Raymond	2	4,3	0,504	-0,555	0,004	21
Genetrix	3	4,6	0,101	-0,181	0,292	
Difi	3	4,5	0,153	-0,083	0,634	
H	2	4,6	1,050	-0,620	<0,001	21
Izimir	1	4,4	0,233	-0,174	0,509	

(1) Mesure l'intensité de la relation entre la motilité massale du sperme et la luminosité.

(2) Indique, en multipliant par 100, le pourcentage d'erreur de se tromper si on accepte la relation.

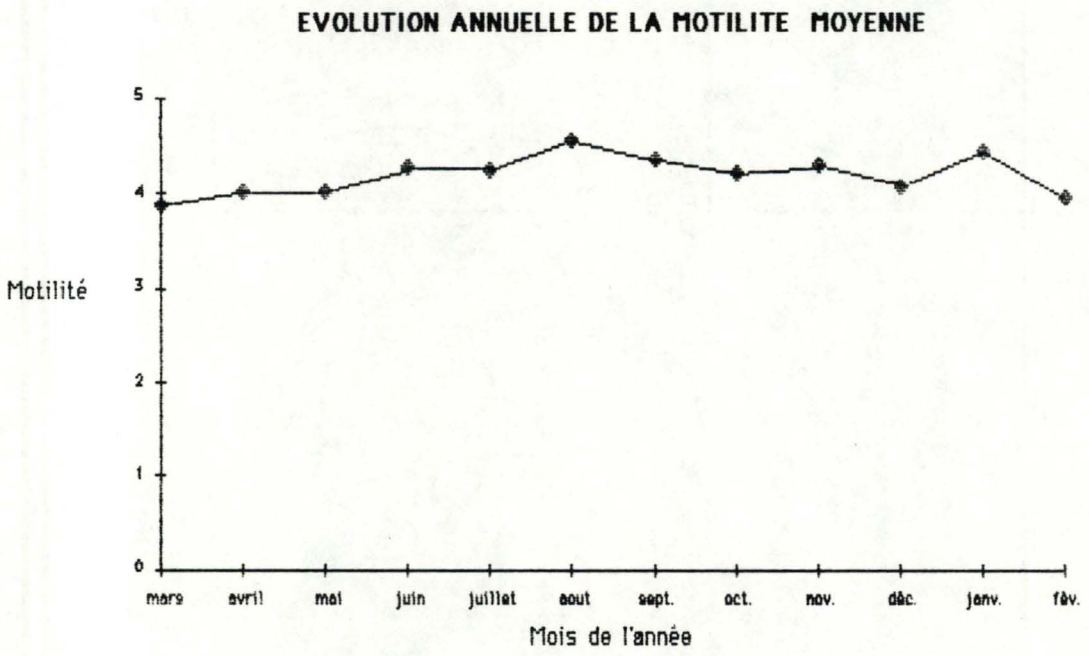


Fig. 57 : Evolution de la motilité massale moyenne du sperme de dix béliers Texel.

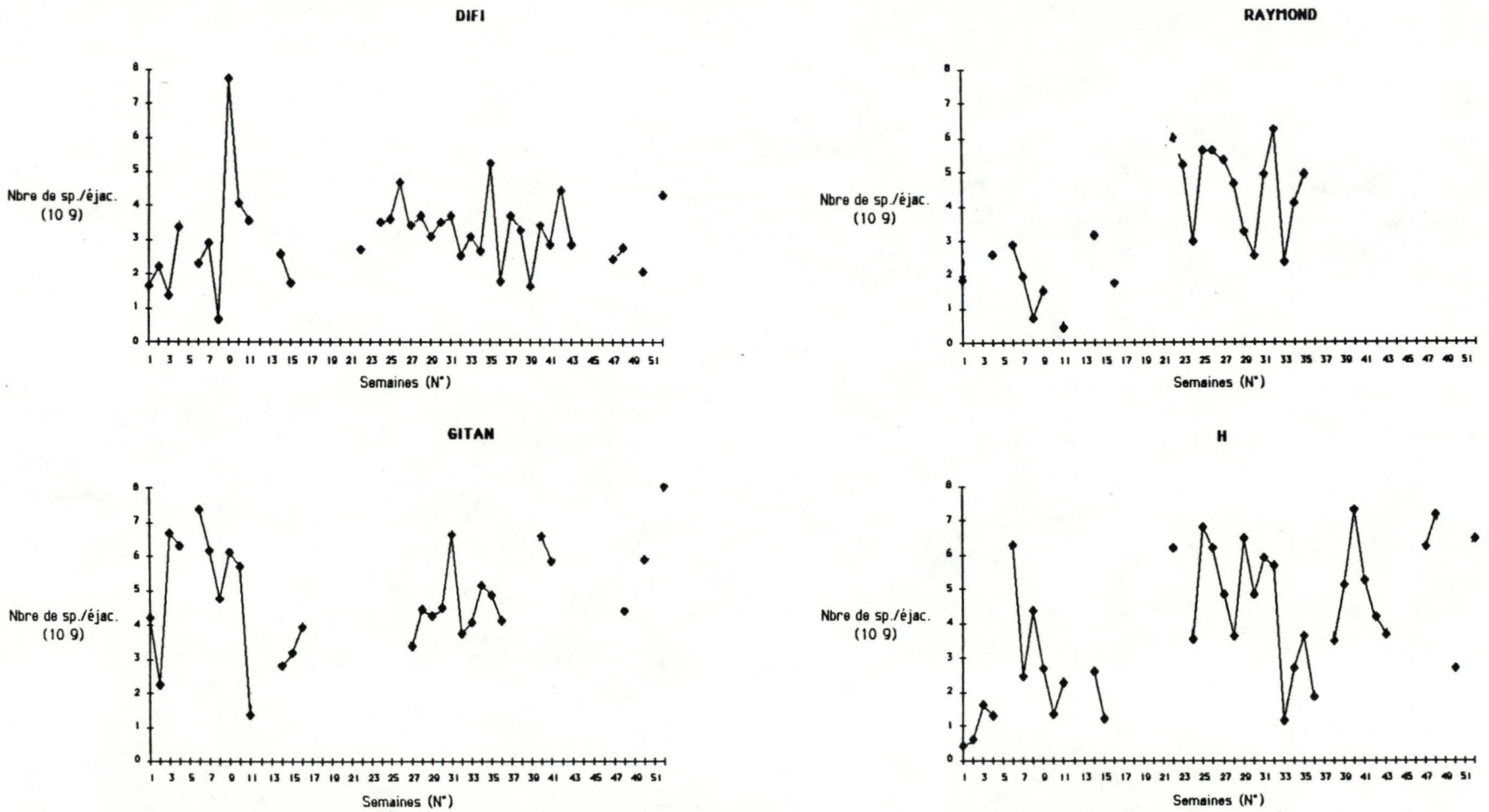


Fig. 58 : Evolution de la concentration de l'éjaculat (Nbre de sp./éjac.) au cours d'une année pour 4 béliers Texel.

4. La concentration de l'éjaculat (Nbre de sp./éjac.).

Les valeurs mesurées pour le nombre de spermatozoïdes par éjaculat ont été portées en graphique à la fig. 58 pour 4 béliers, les autres graphes étant repris en annexe.

Les concentrations individuelles se caractérisent par une grande variabilité d'une semaine à l'autre. En ce qui concerne l'évolution moyenne (Fig. 59), un minimum en juin et une diminution en mars, en octobre et en janvier brisent la tendance générale d'augmentation au cours de l'année. Mais vu la grande variabilité et l'absence de nombreuses données, cette évolution doit être considérée avec circonspection.

Le tableau 18 reprend, pour chaque bélier, divers paramètres relatifs aux concentrations des éjaculats. La moyenne générale est de $3{,}732 \cdot 10^9$ sp./éjac. Les différences entre béliers sont très importantes, et les variances dépassent parfois la valeur de la moyenne. Seuls trois ou quatre béliers présentent, du point de vue statistique, une périodicité annuelle.

En conclusion, la caractéristique de base de la concentration spermatique des éjaculats est la grande variabilité entre les individus et chez le même individu. Une tendance se dessine vers des valeurs minimales au printemps et maximales en hiver.

Tableau n° 18 : Caractéristiques de la concentration de l'éjaculat (Nbre de sp. / éjac.) des dix béliers Texel.

Nom des béliers	Age	Moyenne annuelle 10^9 sp/éjac.	Variance	Coéfficient de corrélation max. (1)	Probabilité (2)	Décalage théorique
Eclair	5 ans	4,9	3,294	-0,403	0,016	22
Hollandais	3	3,1	0,931	-0,187	0,289	
Français	2	2,4	0,798	-0,590	0,004	22
AG 90	1	4,1	1,644	-0,267	0,112	
Gitan	3	4,9	3,03	-0,431	0,021	30
Raymond	2	3,5	3,082	-0,199	0,636	
Genetrix	3	4,2	2,002	+0,036	0,834	
Difi	3	3,1	1,535	+0,073	0,715	
H	2	3,9	4,284	-0,290	0,083	
Izimir	1	1,8	0,798	+0,040	0,780	

(1) Mesure l'intensité de la relation entre le nombre de sp. / éjaculat et la luminosité.

(2) Indique, en multipliant par 100, le pourcentage d'erreur de se tromper si on accepte la relation.

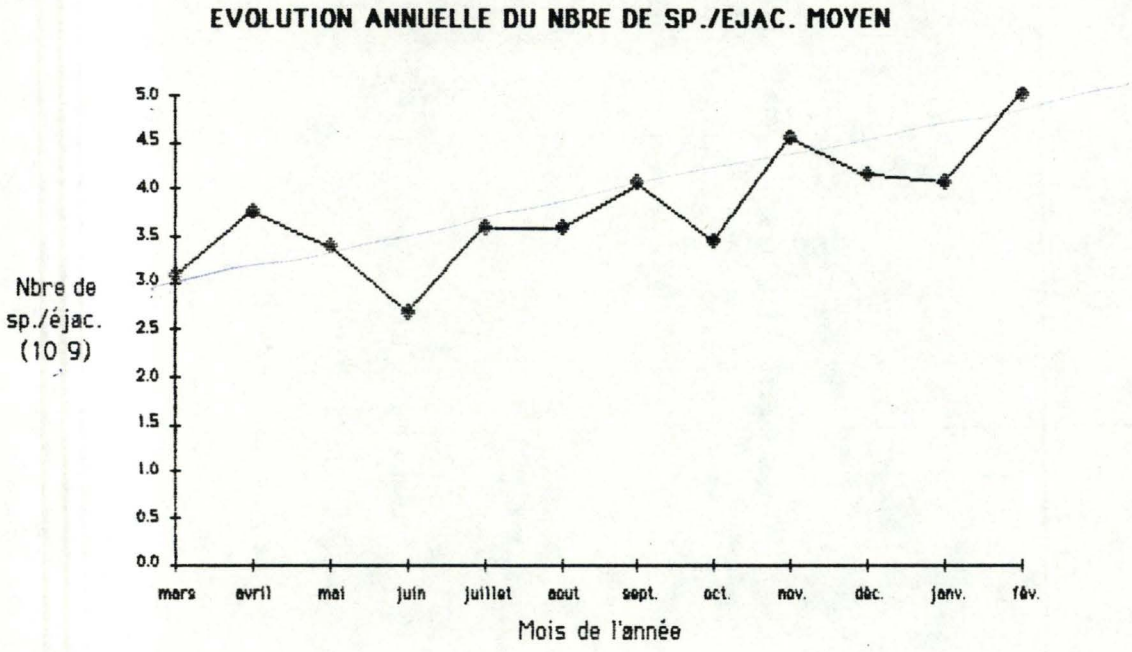
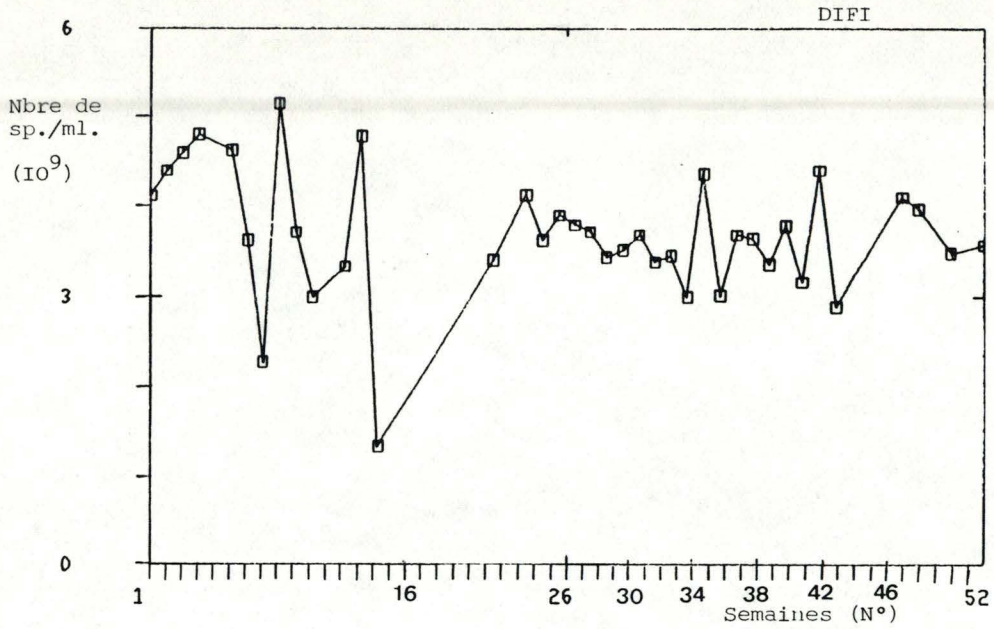
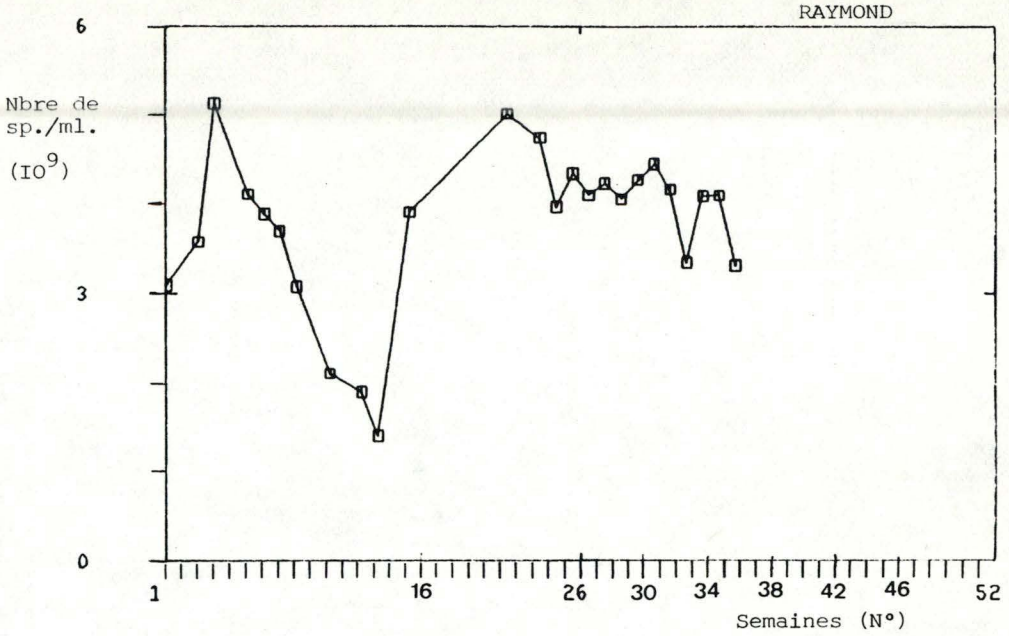
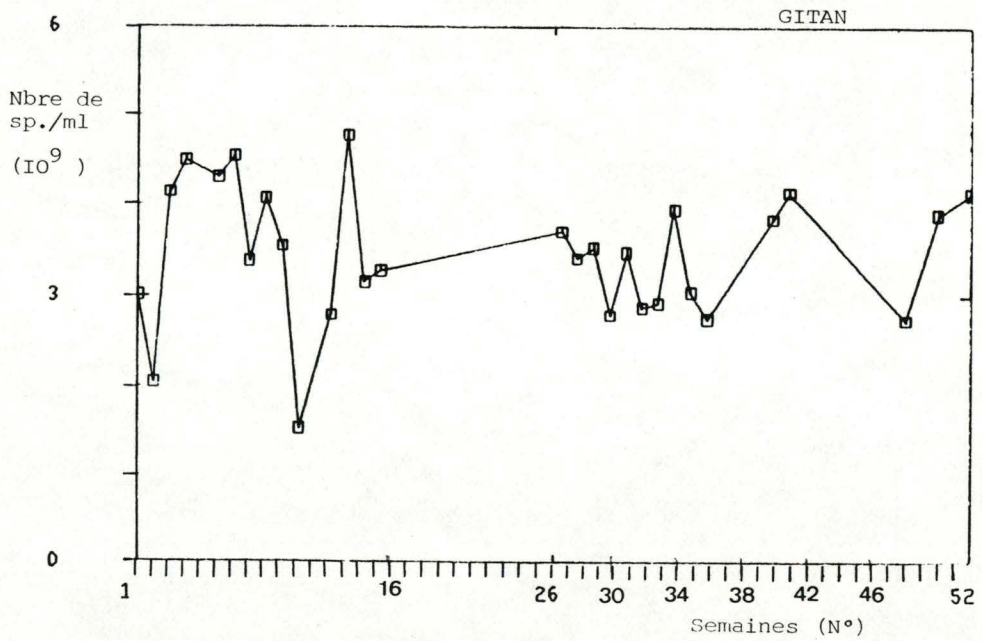


Fig. 59 :

Evolution de la concentration moyenne des éjaculats (Nbre de sp/éjac.) de dix béliers Texel.







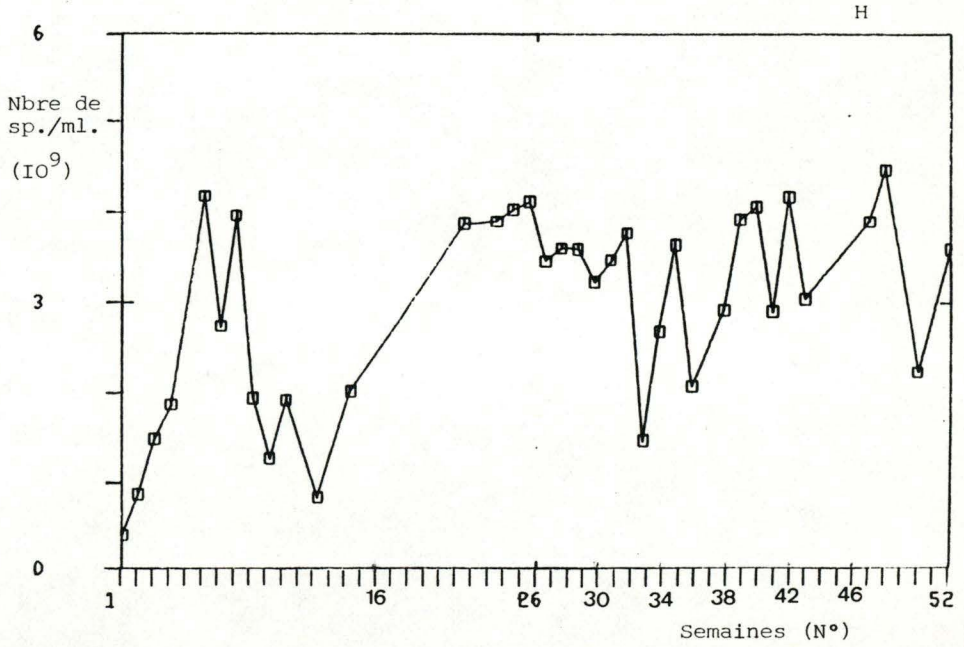


Fig. 60 : Evolution de la concentration du sperme (Nbre de sm./ml) au cours d'une année pour 4 béliers Texel.

5. La concentration du sperme : nombre de spermatozoïdes par ml. (Nbre de sp./ml.).

La fig. 60 représente l'évolution du nombre de spermatozoïdes/ml du sperme en cours d'année pour 4 béliers; les autres figures sont reprises en annexe.

La variabilité des mesures est très importante d'une semaine à l'autre. L'évolution moyenne mensuelle de la concentration spermatique des dix béliers (Nbre de sp./ml.) est plus progressive et montre moins de variations brusques que celle du nombre de spermatozoïdes / éjaculat. Un minimum peut être localisé au mois de mai, mais il est difficile de préciser le maximum. L'évolution de cette courbe doit, de nouveau, être considérée avec circonspection pour les mêmes raisons que celles données au point 4.

Les paramètres individuels relatifs à la concentration (Nbre sp./ml) sont repris au tableau 19. La moyenne générale des béliers est de $3,2 \cdot 10^9$ sp/ml. La variabilité des moyennes individuelles du nombre de spermatozoïdes par ml est beaucoup plus faible que celle des moyennes individuelles du nombre de sp./éjac. Raymond et H montrent un coéfficient de corrélation significatif pour un décalage de 24 semaines, les autres béliers ont, pour la plupart, des coéfficients non significatifs.

En conclusion, le nombre de sp./ml se caractérise par une grande variabilité pour chaque bélier et entre les béliers. La tendance évolutive montre des valeurs minimales au printemps.

Tableau n° 19 : Caractéristiques de la concentration du sperme (nbre de sp./ml) des dix béliers Texel

Nom des béliers	Age	Moyenne annuelle (10^9 sp/ml)	Variance	Coéfficient de corrélation max.(1)	Probabilité (2)	Décalage théorique
Eclair	5 ans	3,6	0,469	-0,229	0,170	
Hollandais	3	2,5	0,701	-0,200	0,249	
Français	2	2,7	0,334	-0,361	0,08	
AG 90	1	2,9	0,304	-0,304	0,06	26
Gitan	3	3,4	0,579	-0,002	0,988	
Raymond	2	3,7	0,811	-0,447	0,024	24
Genetrix	3	3,2	0,661	-0,190	0,273	
Difi	3	3,7	0,515	-0,112	0,508	
H	2	2,9	1,301	-0,332	0,045	24
Izimir	1	3,1	0,635	-0,554	0,016	12

(1) Mesure l'intensité de la relation entre le nombre de sp. / ml et la luminosité.

(2) Indique, en multipliant par 100, le pourcentage d'erreur de se tromper si on accepte la relation.

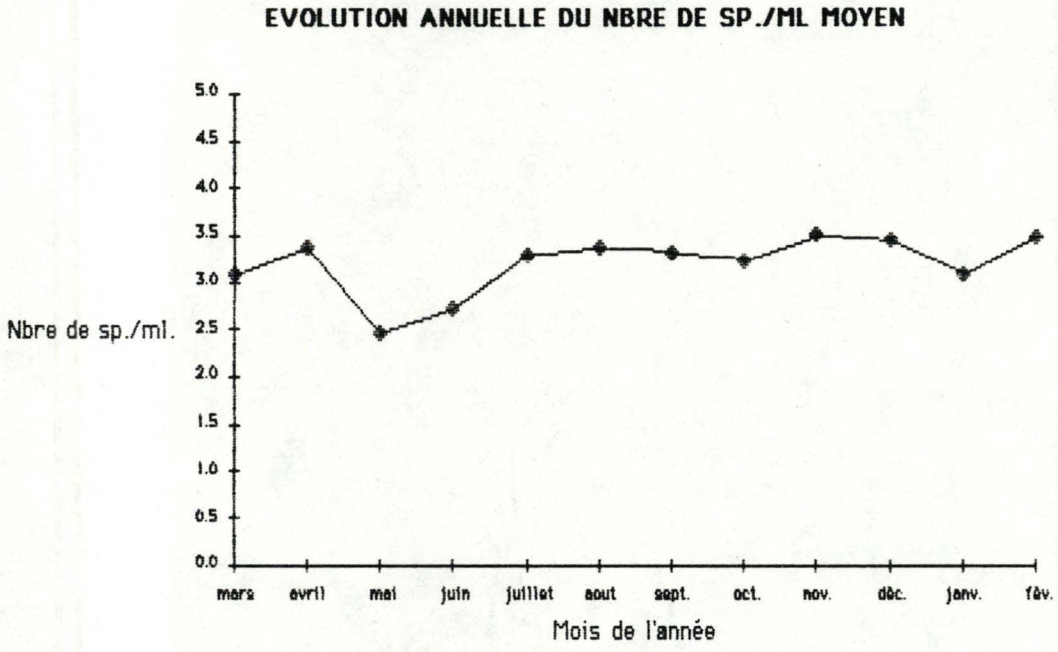
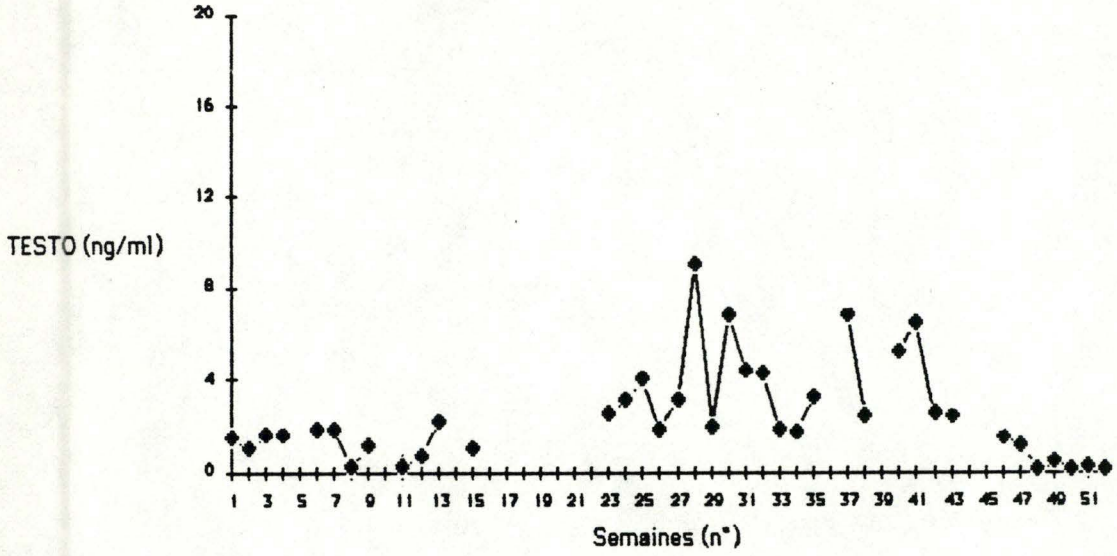
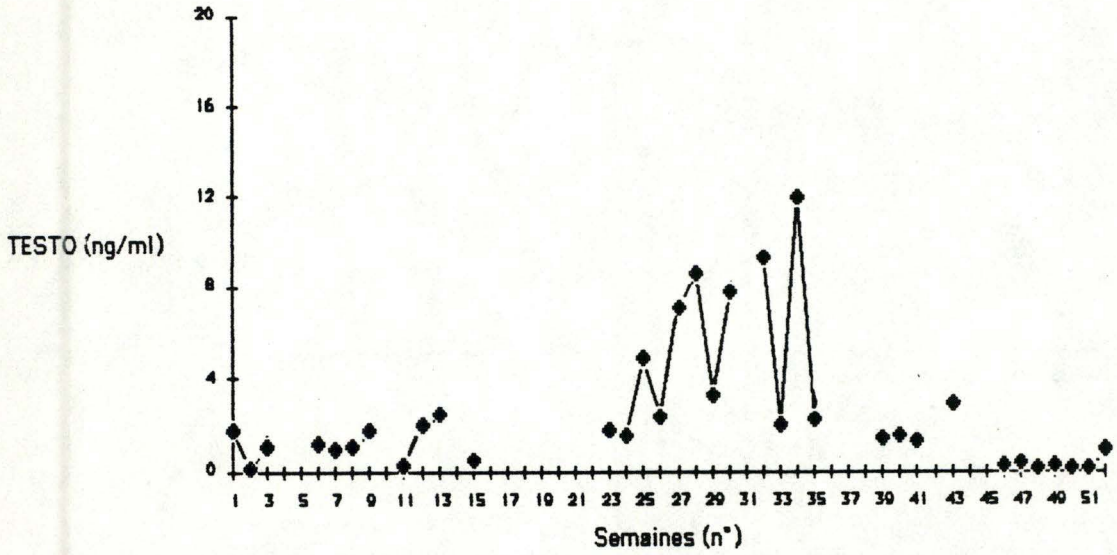


Fig. 61 : Evolution de la concentration moyenne du sperme (Nbre de sp./ml) de dix béliers Texel.

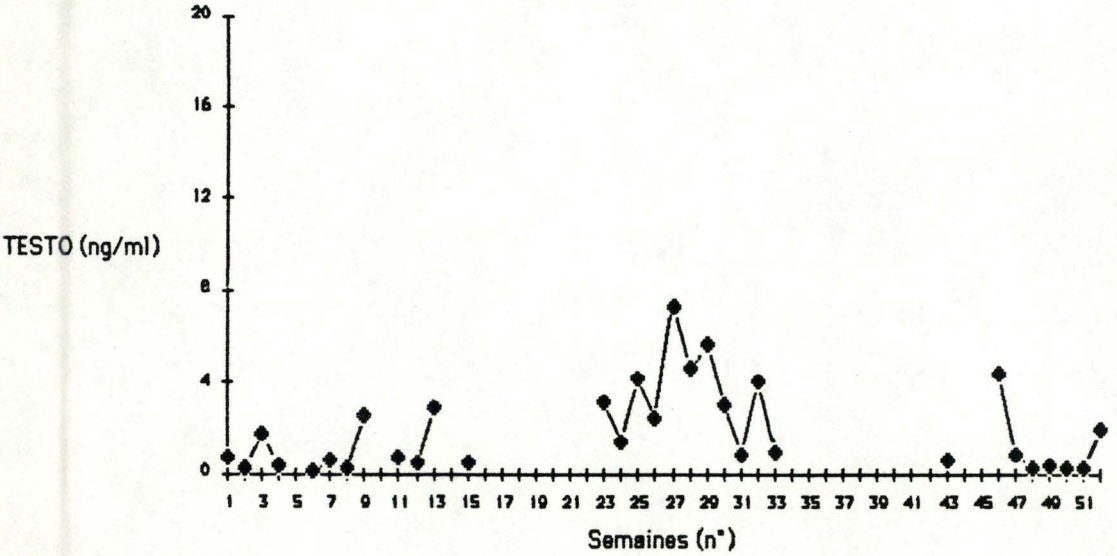
Fig.62 : Evolution de la concentration sanguine de testostérone (ng/ml) pour 3 **ECLAIR** beliers Texel .



HOLLANDAIS



FRANCAIS



6. La concentration en testostérone du sang.

a) Evolution annuelle.

Les figures représentant les mesures de la concentration en testostérone du sang des béliers (3 sont à la fig. 62, et les autres en annexe) montrent une nette évolution de cette concentration. La figure des moyennes mensuelles (fig. 63) localise le maximum de concentration au mois d'octobre, soit environ 4 mois après le solstice d'été. Les concentrations les plus basses sont atteintes en juin.

Le tableau 20 donne les paramètres individuels relatifs aux concentrations en testostérone. Génétrix est le seul à atteindre une moyenne annuelle dépassant les 3 ng/ml. Tous les béliers excepté Gitan montrent une concentration en testostérone négativement corrélée avec la luminosité. Les coéfficients sont significatifs pour des valeurs de P 0,001, et les décalages varient de 15 à 21 semaines après le solstice d'été.

Nous pouvons donc conclure que la testostérone présente une évolution annuelle; les valeurs maximales sont observées au mois d'octobre. La luminosité pourrait donc avoir un effet global et reproductif sur l'évolution des concentrations de testostérone.

Tableau n° 20 : Caractéristiques de la concentration en testostérone (mg / ml) du sang des dix béliers Texel.

Nom des béliers	Age	Moyenne annuelle (mg/ml)	Variance	Coéfficient de corrélation max. (1)	Probabilité (2)	Décalage théorique
Eclair	5 ans	2,416	4,521	-0,638	< 0,001	15
Hollandais	3	2,46	8,820	-0,624	< 0,001	17
Français	2	1,822	3,515	-0,682	< 0,001	17
AG 90	1	2,63	7,411	-0,454	< 0,005	17
Gitan	3	2,07	3,818	-0,611	< 0,001	18
Raymond	2	2,04	1,737	-0,633	< 0,001	20
Genetrix	3	3,42	8,334	-0,760	< 0,001	21
Difi	3	2,08	3,299	-0,744	< 0,001	18
H	2	2,10	3,031	-0,771	< 0,001	21
Izimir	1	2,203	6,544	-0,595	0,014	16

(1) Mesure l'intensité de la relation entre la concentration en testostérone du sang (mg / ml) et la luminosité.

(2) Indique, en multipliant par 100, le pourcentage d'erreur que l'on a de se tromper si on accepte la relation.

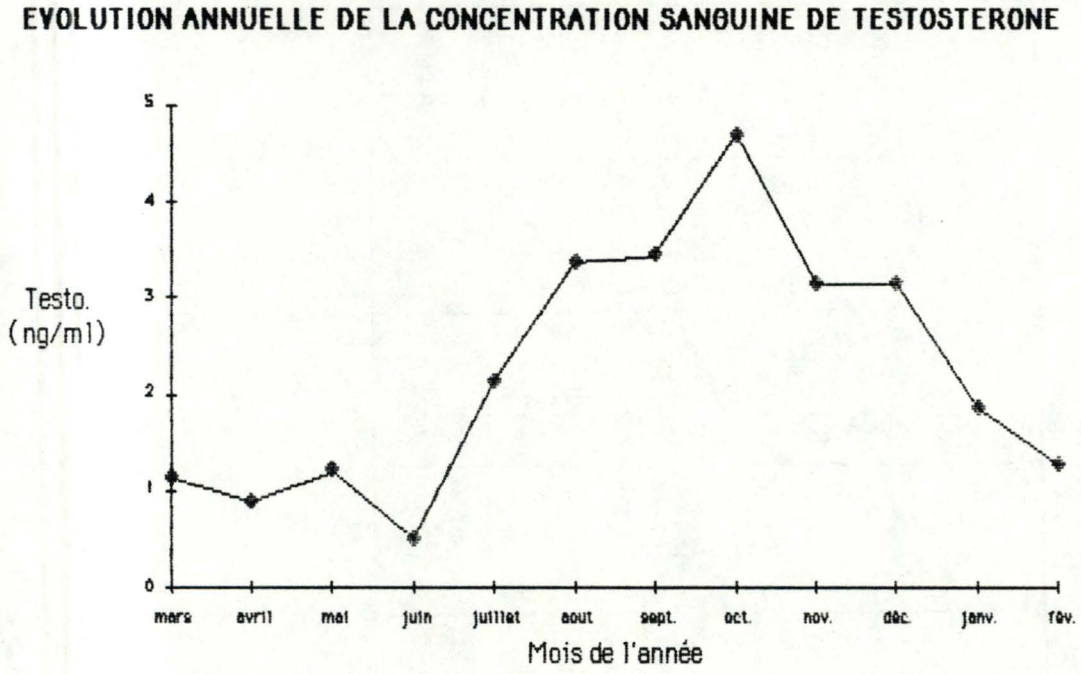


Fig. 63 : Evolution de la concentration sanguine de testostérone (ng/ml) de dix béliers Texel.

	Prises de sang sériées du mois de mars				Prises de sang sériées du mois de juillet				Prises de sang sériées du mois d'octobre			
Nom des béliers	Moyenne (mg/ml)	Taux basal (mg/ml)	Variance	Nbre de pics / 24 H.	Moyenne (mg/ml)	Taux basal (mg/ml)	Variance	Nbre de pics / 24 H.	Moyenne (mg/ml)	Taux basal (mg/ml)	Variance	Nbre de pic / 24 H.
Eclair	0,914	0,199	1,178	3	0,603	0,159	0,587	3	14,244	5,075	13,63	6
Hollandais	0,821	0,205	0,748	5	0,729	0,125	0,731	4	8,063	2,948	6,477	8
Français	0,909	0,263	1,078	4	0,721	0,151	0,688	4	3,639	1,449	3,421	7
AG 90	0,610	0,214	0,577	5	0,701	0,129	1,011	3	2,815	1,216	2,003	7
Gitan	1,150	0,230	0,792	5	0,669	0,080	0,592	3	1,874	0,860	0,959	8
Difi	0,507	0,180	0,592	3	0,903	0,208	0,720	5	3,087	2,150	1,641	8
Raymond	1,019	0,265	0,767	4	0,726	0,205	0,533	5	6,749	3,290	0,685	6
H	0,700	0,223	0,700	3	0,709	0,180	0,499	3	5,095	2,408	9,890	10
Genetrix	0,706	0,198	0,737		0,797	0,193	0,321					
Moyennes	0,815	0,219		3,75	0,722	0,158		4,13	5,545	2,424		7,5

Tableau n° 21 : Paramètres relatifs aux taux sanguins de testostérone des béliers Texel pendant 24 heures de prélevements (heure par heure) à trois périodes différentes de l'année.

b) Etude fine.

Les figures 64, 65 et 66 représentent, heure par heure, les évolutions individuelles des taux sanguins de testostérone lors de 3 périodes de prélèvement de 24 heures, au mois de mars, juillet et octobre. Les taux hormonaux se caractérisent par une évolution pulsatile, classique faite de pics, ou pulses successifs partant d'un niveau basal. Un pic est défini (SANFORD et al, 1977) par la plus haute valeur associée à une augmentation évidente de la concentration hormonale, généralement suivie par 2 ou plusieurs valeurs de concentration décroissante. Le taux de base est représenté par la moyenne des valeurs les plus basses entre les pics. Les pics observés sur les figures 64 et 65 ont des amplitudes beaucoup moins élevées que ceux de la figure 66 qui correspond aux valeurs du mois d'octobre (à noter la différence d'échelle de l'axe des Y !!).

Le tableau 21 reprend les paramètres individuels et moyens concernant la concentration en testostérone pendant les 3 périodes de 24 heures. La moyenne et le taux basal sont beaucoup plus élevés qu'en octobre, et la différence entre mars et juillet est très faible. La moyenne du nombre de pics/bélier est 3,72 au mois de mars, de 4,13 au mois de juillet, et de 7,5 au mois d'octobre. Les différences individuelles sont beaucoup plus marquées au mois d'octobre.

Les fréquences du nombre de pics, heure par heure, ont été portées en graphique à la figure 67; elles ont été calculées à partir des valeurs de 8 béliers. On devine une plus grande fréquence entre 20 et 22 heures, et entre 7 et 12 heures, mais nous ne pouvons pas conclure à un rythme circadien.

Nous pouvons donc conclure que nous avons trouvé un mode pulsatile de sécrétion avec des taux basaux, des fréquences et des amplitudes de pics plus élevés en octobre. Nous n'avons pas pu mettre en évidence de rythme circadien.

Fig. 64 : Evolution de la concentration en testostérone dans le sang de 3 béliers Texel, au cours de 24 heures au mois de mars.

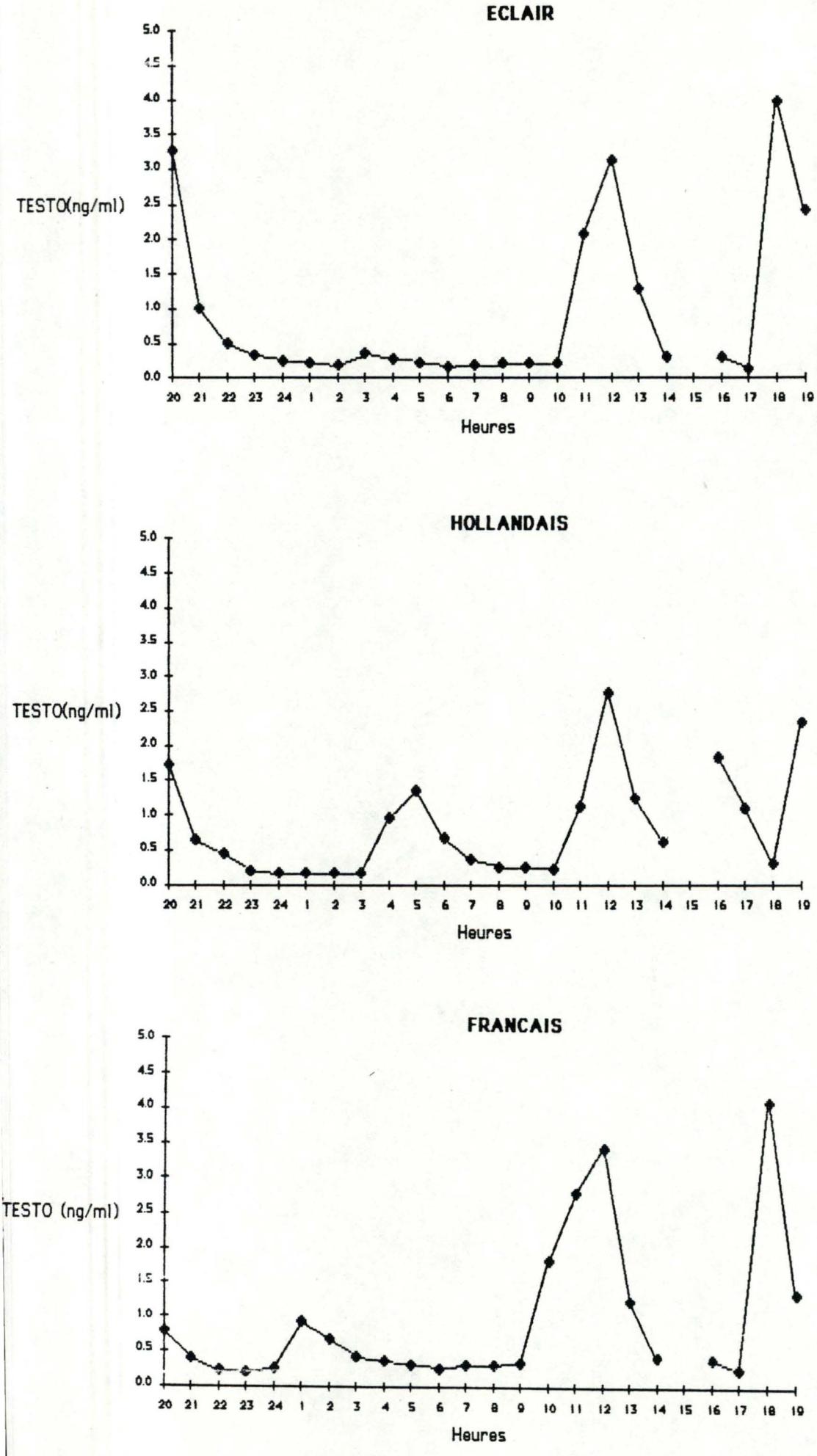
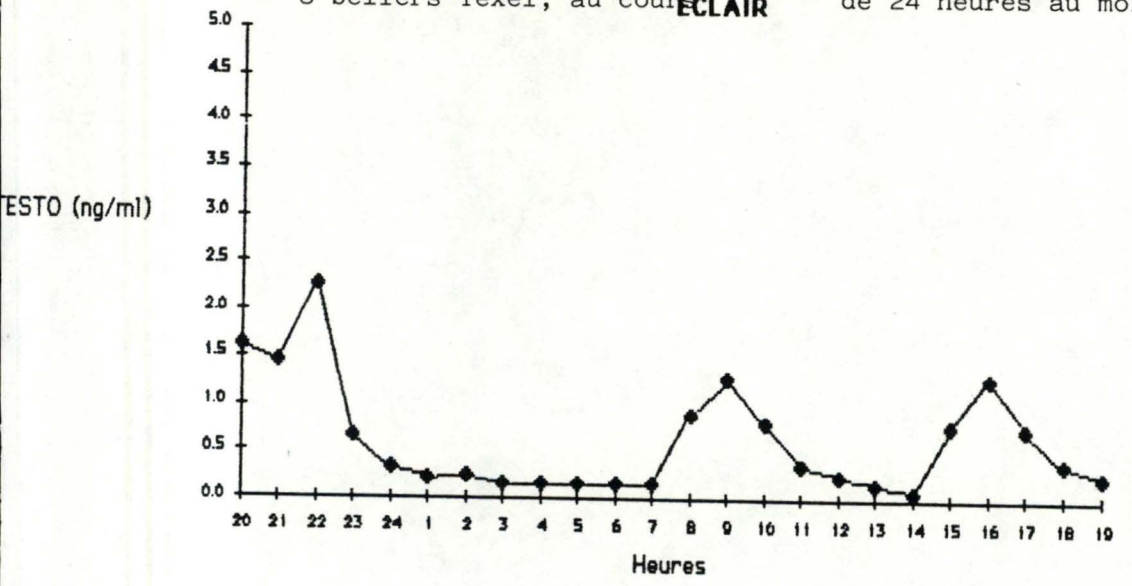
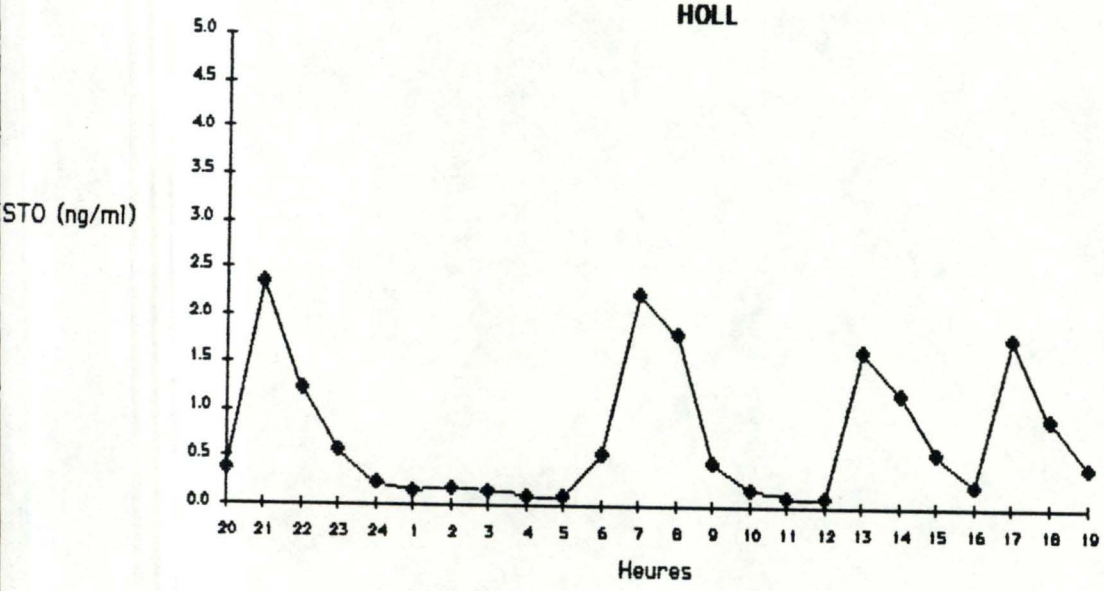


Fig. 65 : Evolution de la concentration en testostérone dans le sang de 3 béliers Texel, au cours de 24 heures au mois de juillet.





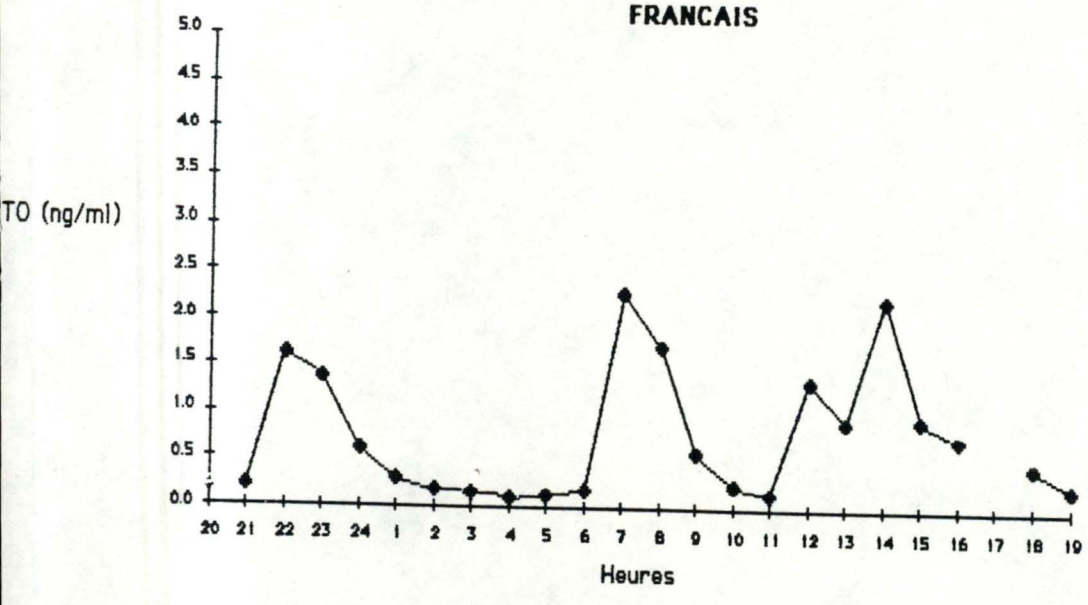
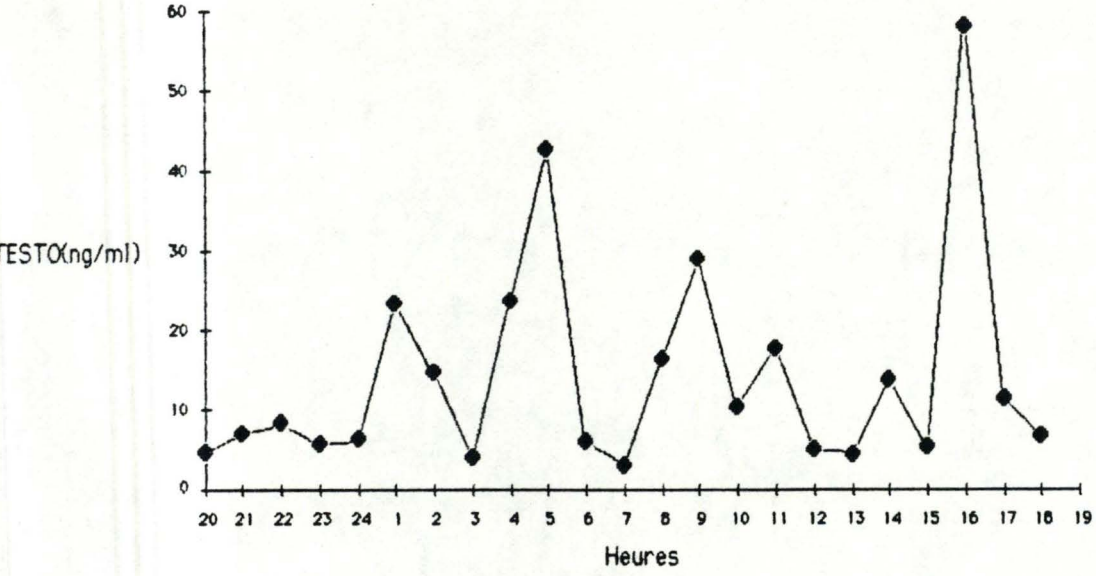
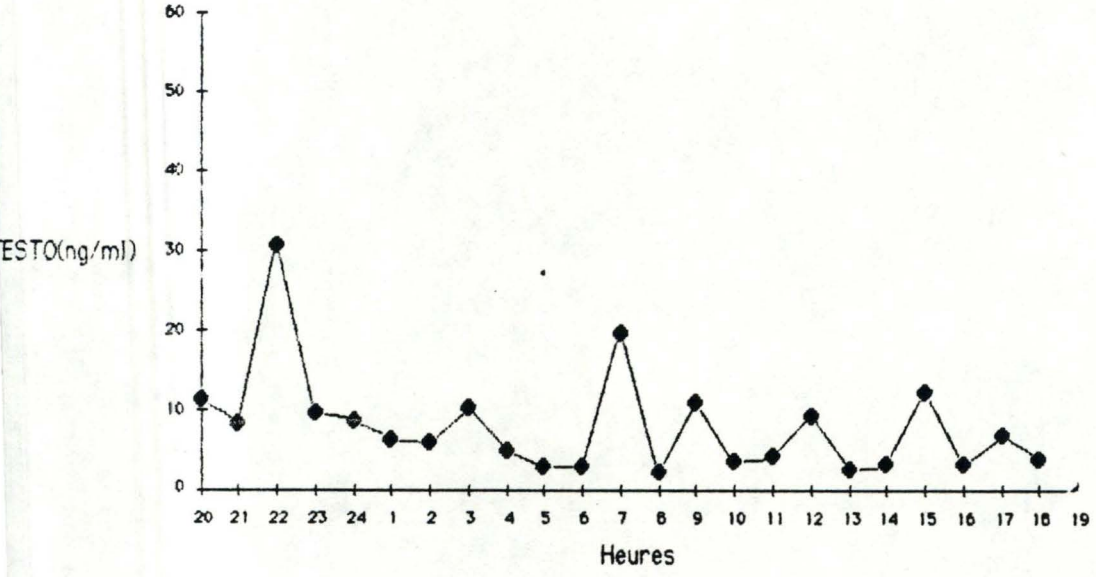


Fig. 66 : Evolution de la concentration en testostérone dans le sang de 3 béliers Texels, au cours de 24 heures au mois d'octobre.

ECLAIR



HOLLANDAIS



FRANCAIS

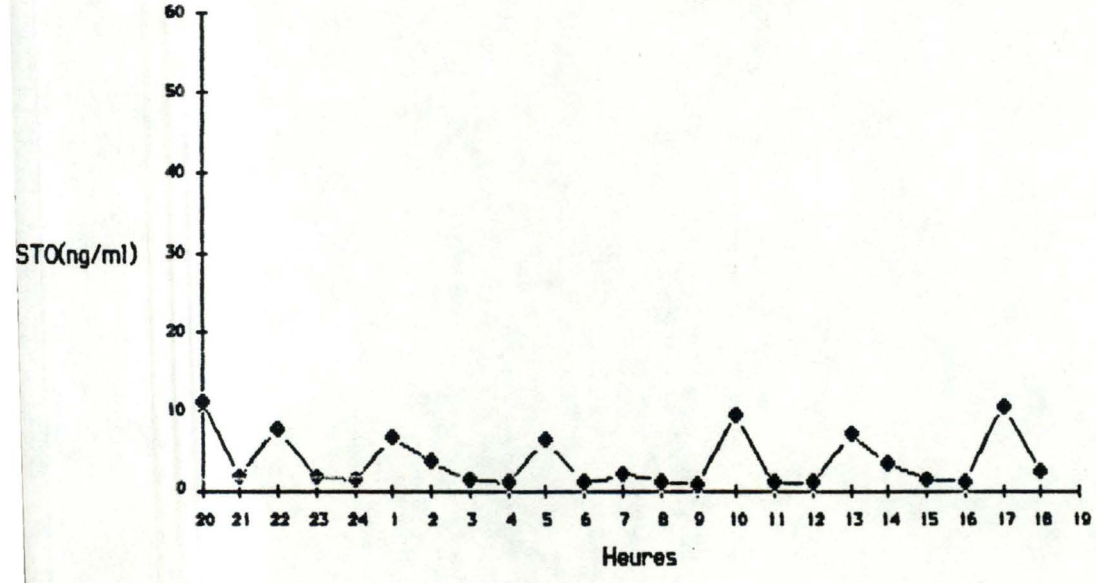
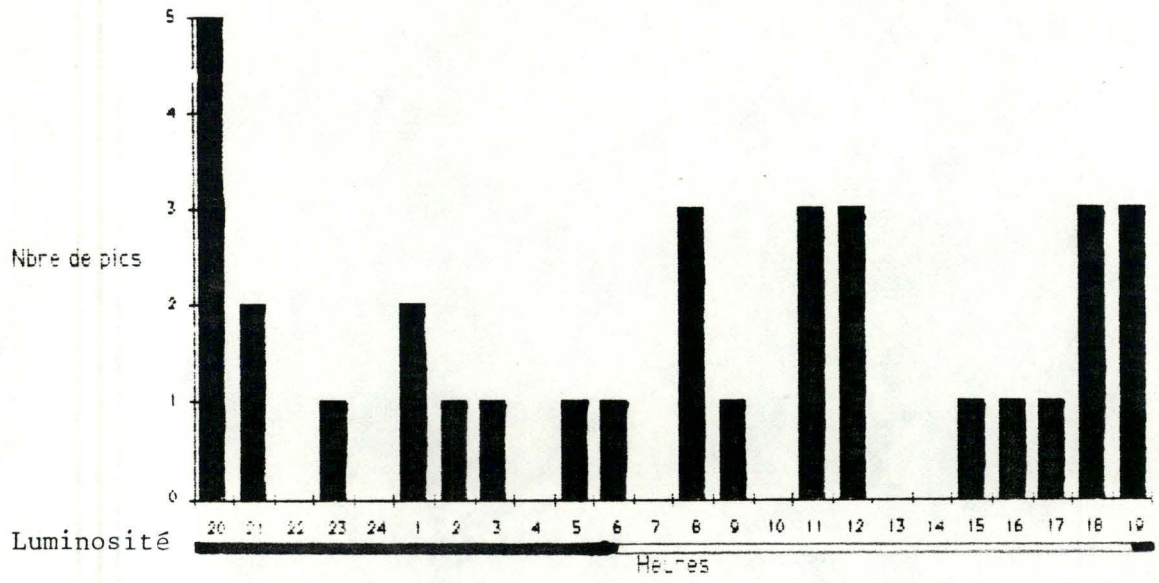
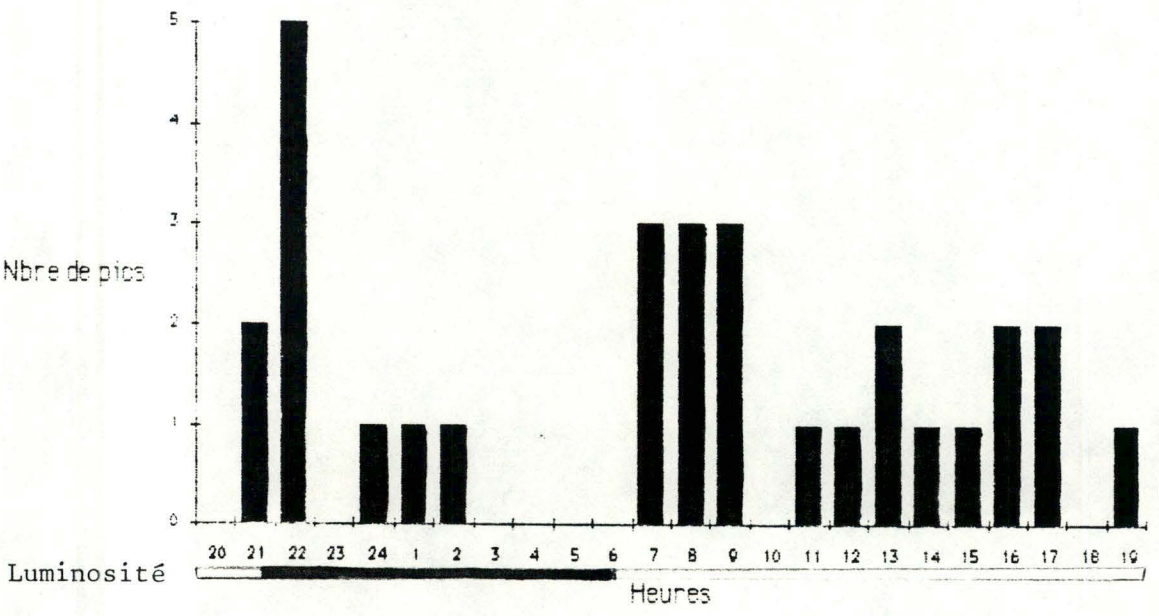
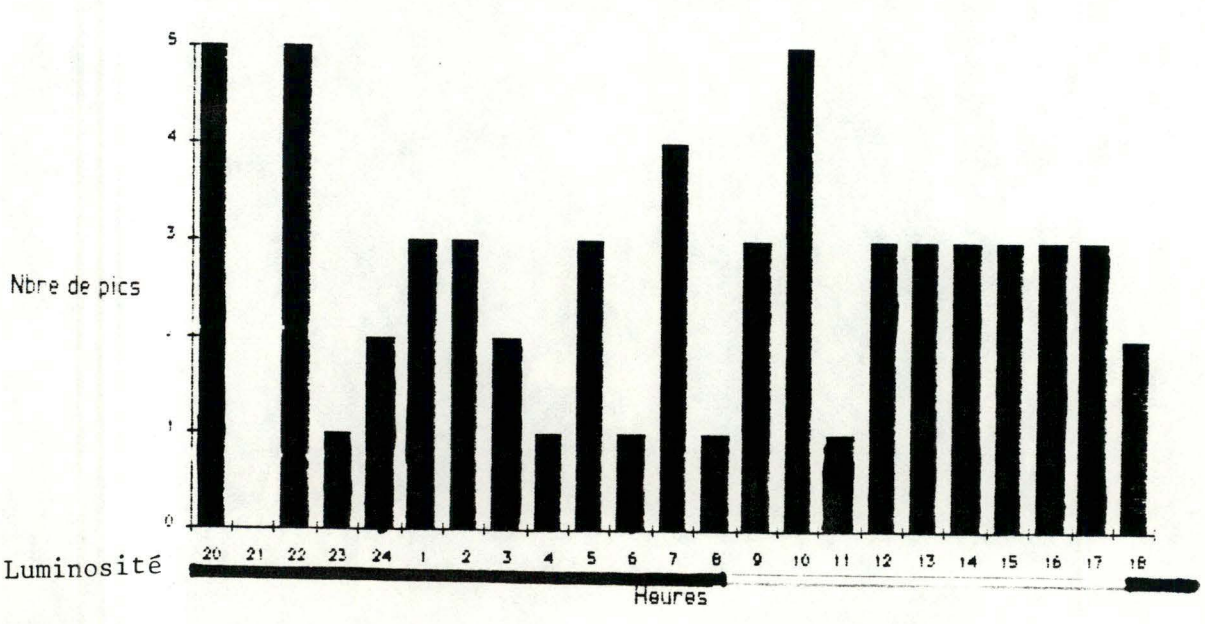


Fig.67 : Fréquence de pics de testostérone au cours de prises de sang sériées à 3 périodes de l'année







c) Corrélation avec le diamètre scrotal.

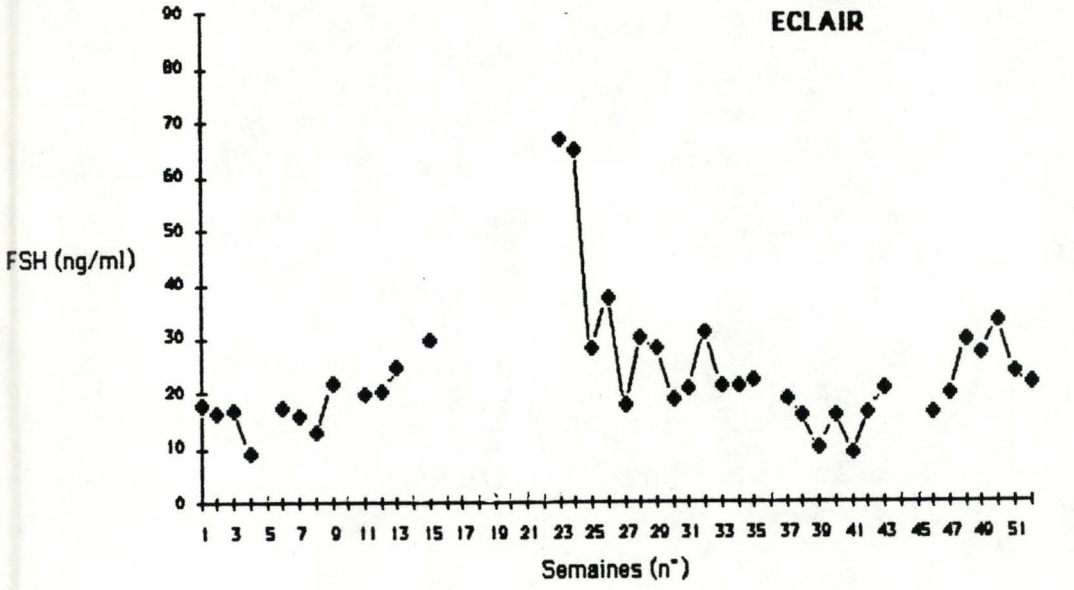
Afin de voir la relation existant entre le diamètre scrotal et les taux sanguins de testostérone, nous avons calculé les coéfficients de corrélation entre ces deux facteurs. Les valeurs obtenues sont les suivantes (tableau 22) :

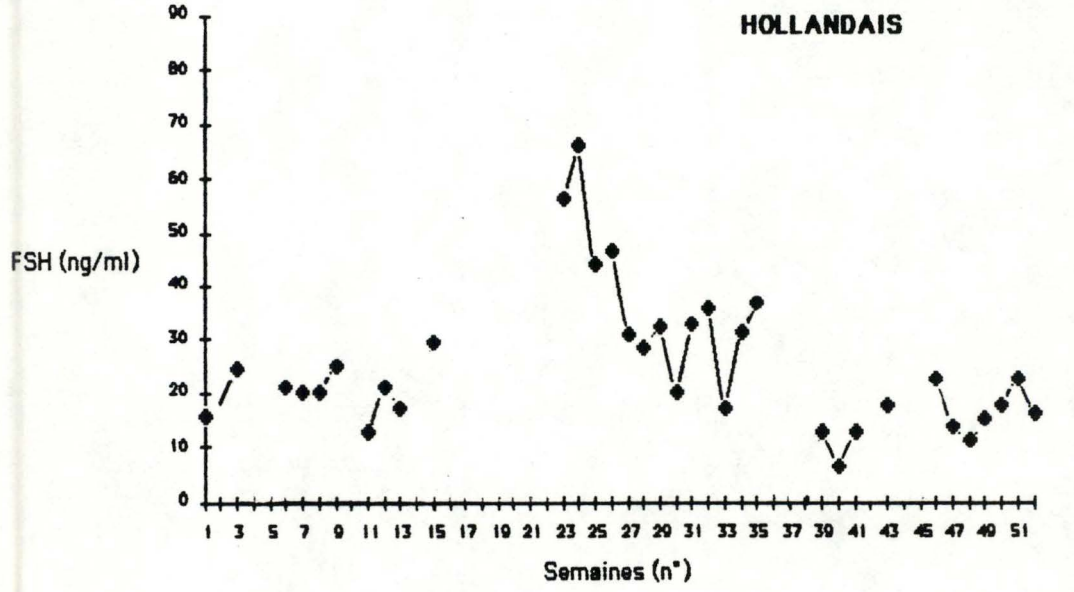
Tableau 22 : Relation entre l'évolution du diamètre scrotal et les concentrations en testostérone du sang de neuf béliers Texel.

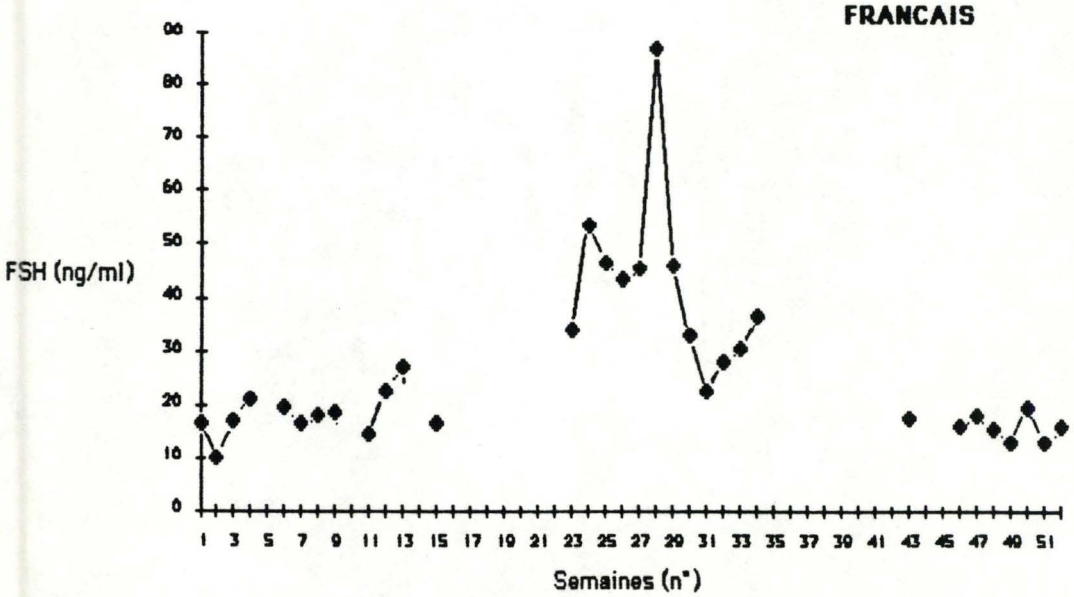
	Coéfficient de corrélation	Probabilité
Eclair	0,905	P = 0,021
Hollandais	0,509	P = 0,005
Français	0,536	P = 0,005
AG 90	0,331	P = 0,065
Gitan	0,558	P = 0,003
Raymond	0,604	P = 0,001
H	0,699	P < 0,001
Genetrix	0,617	P = 0,001
Difi	0,463	P = 0,001

La relation est donc, pour la plupart des béliers, hautement significative. Il est donc possible qu'il y ait une relation de cause à effet.

fig. 68 : Evolution de la concentration sanguine de FSH (ng/ml) au cours d'une année pour 3 béliers Texel.







7. La concentration en FSH du sang.

a) Evolution annuelle.

Les graphes de la figure 68 représentent l'évolution annuelle des taux sanguins de FSH pour 3 béliers. Les autres graphes sont repris en annexe. Malgré l'absence de nombreuses valeurs, la plupart des graphes montrent une tendance à évolution annuelle avec des valeurs élevées en juillet et en août, et faibles en novembre. Le graphique des valeurs moyennes (figure 69) confirme ces observations, et montre de plus une faible augmentation des taux sanguins de novembre à janvier.

Les paramètres individuels de la concentration sanguine de FSH (tableau 23) montrent de faibles écarts dans les concentrations moyennes mais de très grandes différences dans les variances. Les coéfficients de corrélation sont tous significatifs, sauf pour Gitan et Izimir. Les décalages calculés par rapport à la luminosité montrent une très grande variabilité et semblent parfois contradictoires par rapport aux figures individuelles. Le décalage moyen est de 6 semaines.

En conclusion, nous pouvons dire que la FSH est une hormone dont les taux varient en fonction de la saison, même si pour certains béliers l'évolution n'est que peu marquée.

Tableau n° 23 : Caractérisitiques de la concentration sanguine en FSH (mg / ml) des dix béliers Texel.

Nom des béliers	Age	Moyenne annuelle (mg /ml)	Variance	Coéfficient de corrélation max. (1)	Probabilité (2)	Décalage théorique
Eclair	5 ans	23,22	140,915	-0,442	0,005	-1
Hollandais	3	26,442	256,865	-0,703	< 0,001	+2
Français	2	24,788	167,983	-0,748	< 0,001	+10
AG 90	1	19,088	59,885	-0,524	< 0,001	+4
Gitan	3	15,538	24,990	NS	NS	
Raymond	2	18,820	98,904	-0,643	< 0,001	+9
Genetrix	3	15,718	85,655	-0,427	0,014	+15
Difi	3	21,667	58,503	-0,453	0,006	0
H	2	21,391	106,910	-0,630	< 0,001	+6
Izimir	1	14,908	10,722	-0,022	0,932	

(1) Mesure l'intensité de la relation entre la concentration sanguine de FSH (mg /ml) et la luminosité.

(2) Indique, en multipliant par 100, le pourcentage d'erreur que l'on a de se tromper si on accepte la relation.

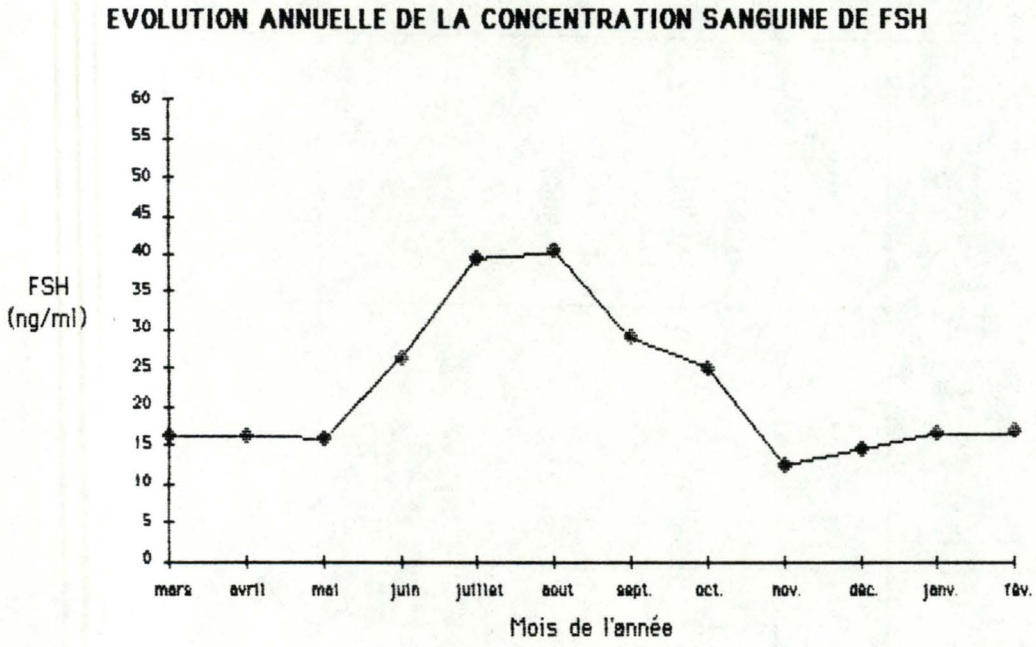


Fig. 69 : Evolution mensuelle de la concentration sanguine de FSH (ng/ml) de dix béliers Texel.

Tableau n° 24 : Paramètres relatifs aux taux de FSH dans le sang des béliers Texel pendant 24 heures de prélèvements (heure par heure) à trois périodes différentes de l'année.

	Prises de sang sériées du mois de mars		Prises de sang sériées du mois de juillet		Prises de sang sériées du mois d'octobre	
Nom des béliers	Moyenne	Variance	Moyenne	Variance	Moyenne	Variance
Eclair	22,302	35,984	44,114	41,270	14,949	4,752
Hollandais	28,073	38,667	46,089	31,088	27,707	30,509
Français	20,408	20,223	58,468	177,506	20,066	14,483
AG 90	13,580	19,906	42,554	25,119	10,804	2,625
Gitan	16,965	19,967	36,109	15,586	9,632	5,342
Difi	25,743	66,253	33,176	41,312	19,875	17,568
Raymond	19,262	35,263	26,555	3,979	10,385	8,317
H	19,846	74,591	36,109	15,586	11,235	4,803
Genetrix	7,895	17,591	17,518	10,408	5,462	5,742
Moyennes	19,33		38,09		14,52	

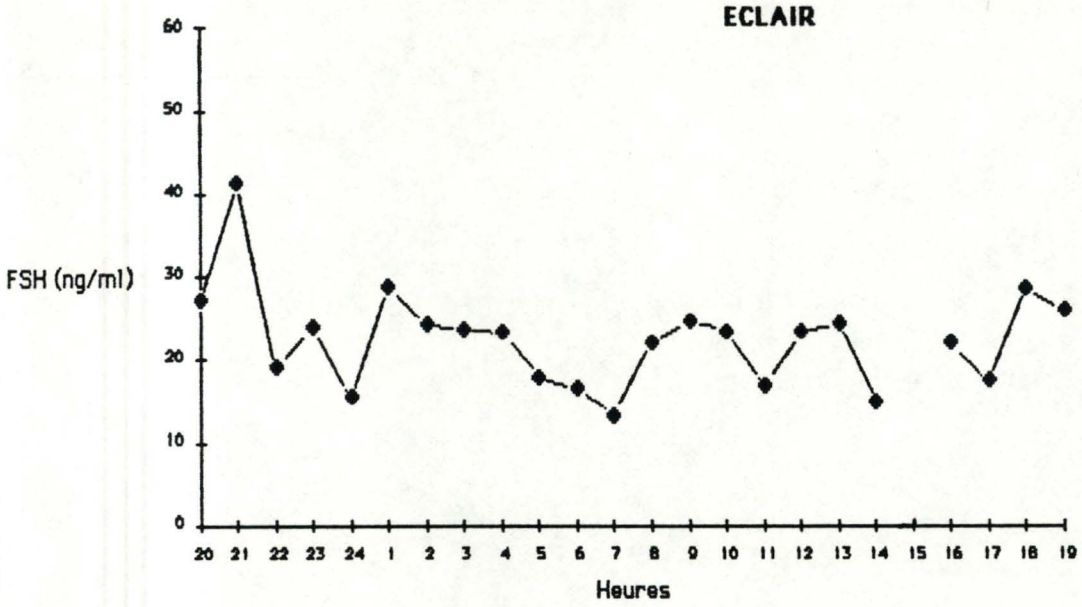
b) Etude fine.

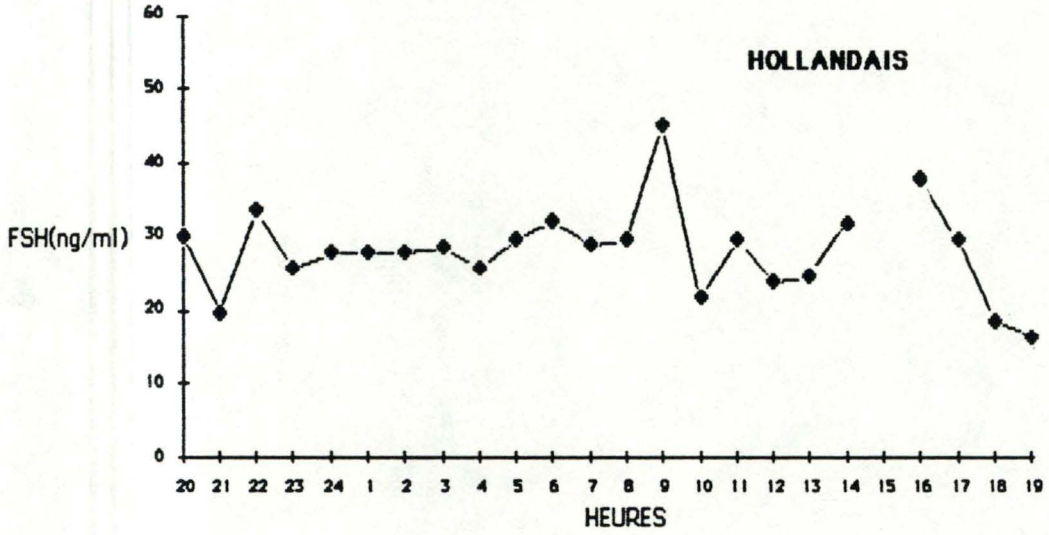
Les figures 70, 71 et 72 représentent, heure par heure, les évolutions individuelles des taux sanguins de FSH.

Par opposition à la testostérone, nous n'observons pas de mode de sécrétion bien défini. Certaines figures présentent des fluctuations de taux caractéristiques d'un mode de sécrétion épisodique périodique (Eclair au mois d'octobre), mais d'autres figures montrent un mélange de pics, de pulses et de fluctuations non précises. Il nous est très difficile de juger du mode de sécrétion de cette hormone.

Le tableau 24 reprend les paramètres individuels relatifs aux concentrations en FSH durant les 24 heures. Les moyennes sont beaucoup plus élevées en juillet; la différence des moyennes de mars et d'octobre est très faible. Nous avons préféré ne pas calculer la fréquence des augmentations ni les taux de base, car dans certains cas nous doutions des valeurs de certaines mesures et nous ne sommes pas parvenus à trouver une définition valable pour les pics observés de FSH.

Fig 70 : Evolution de la concentration en FSH dans le sang de 3 béliers Texel, au cours de 24 heures au mois de mars.





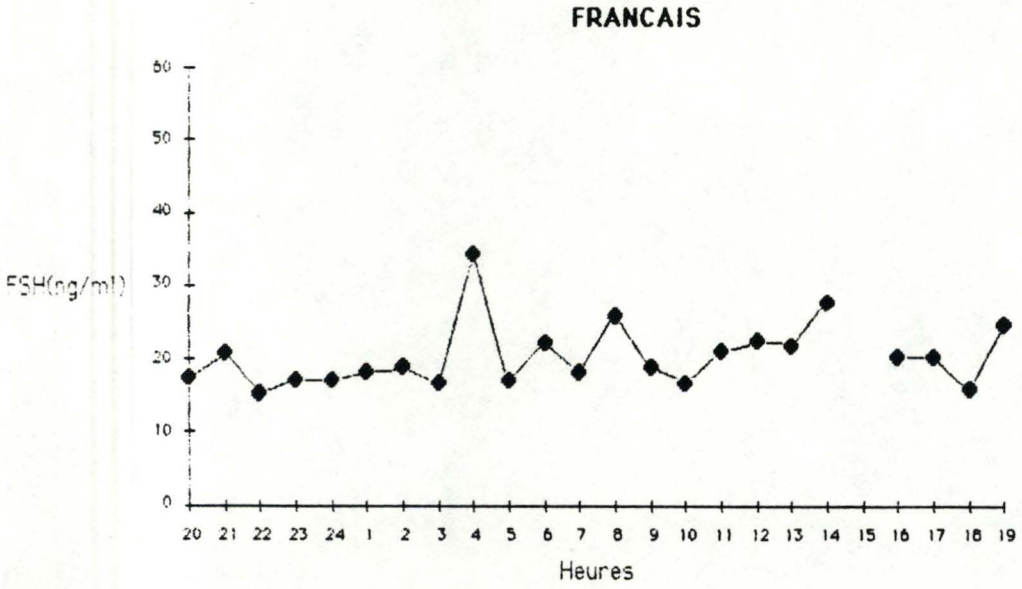


Fig. 71 : Evolution de la concentration en FSH dans le sang de 3 béliers Texels, au cours de 24 heures, en juillet.

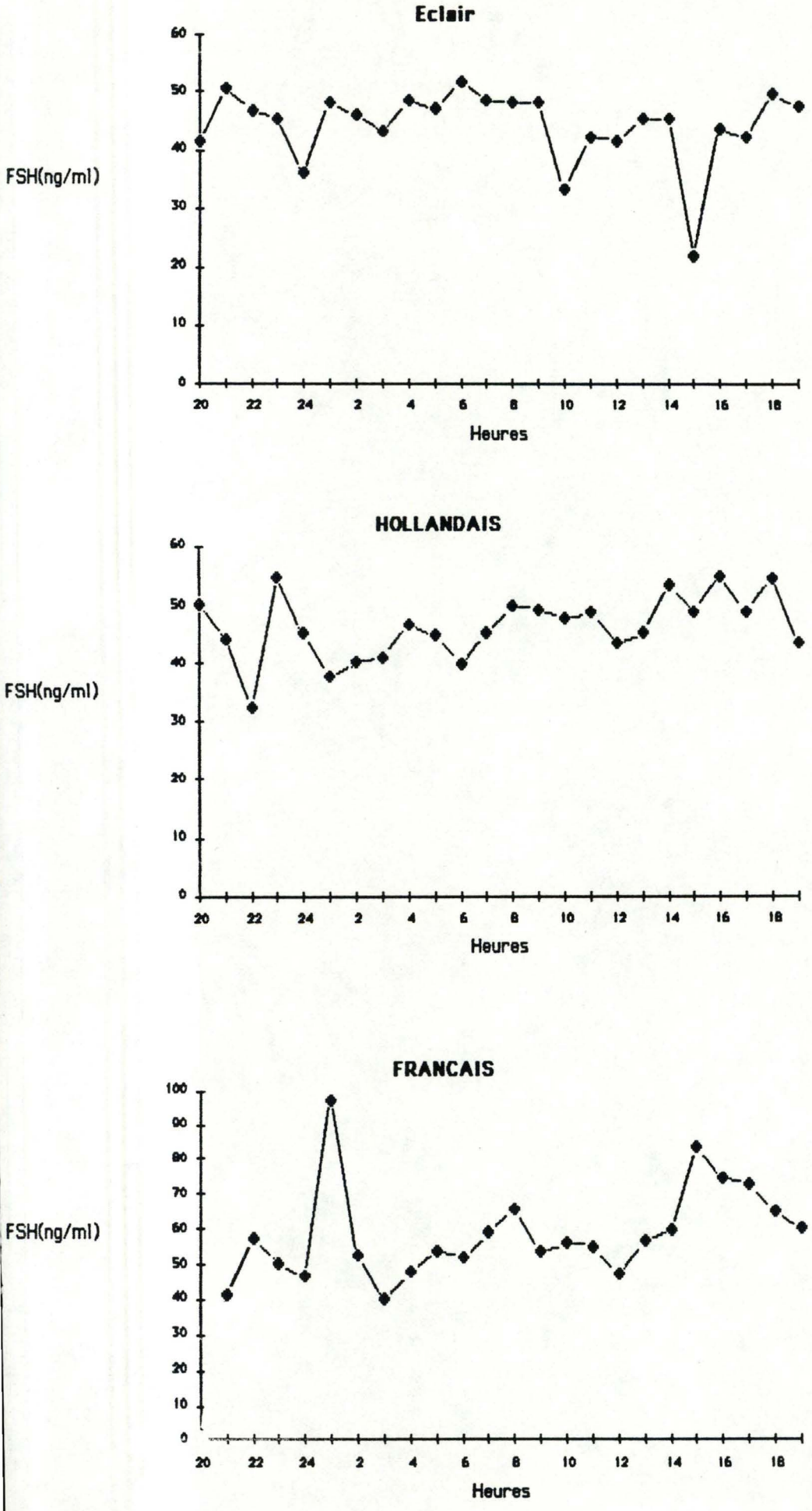
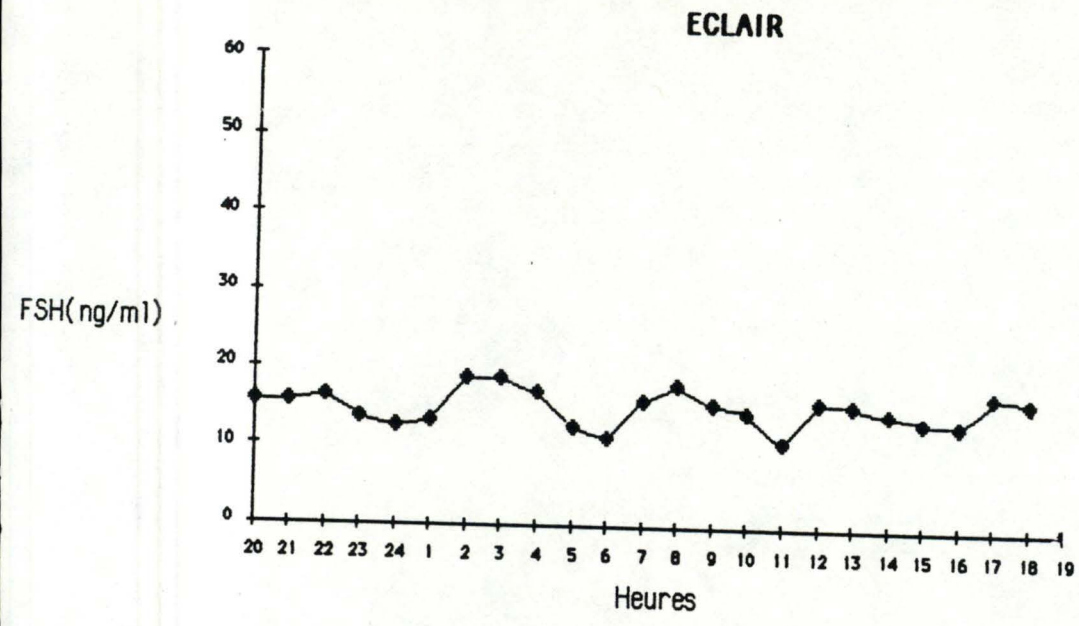
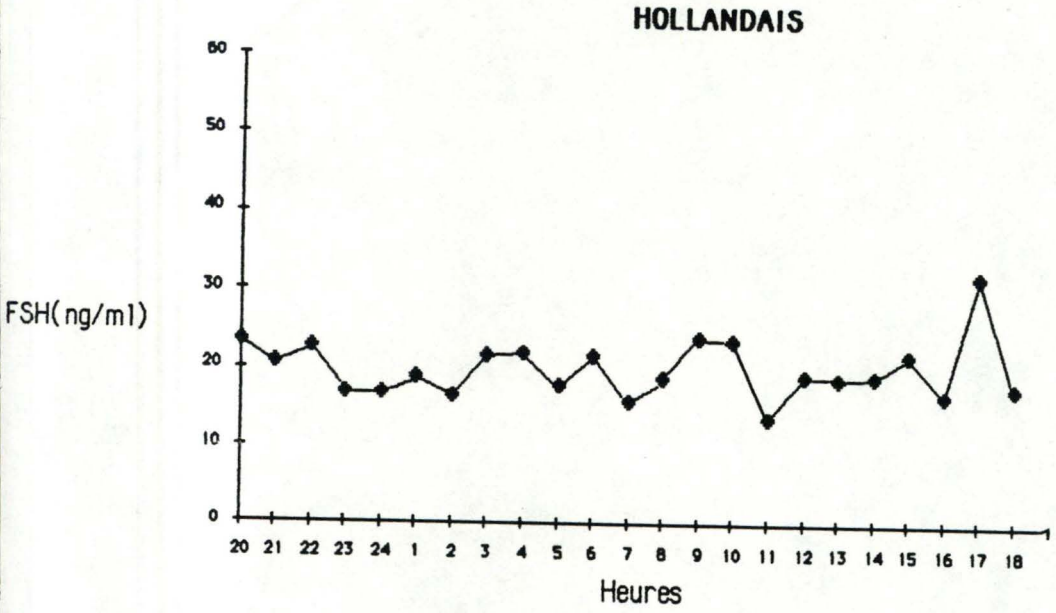
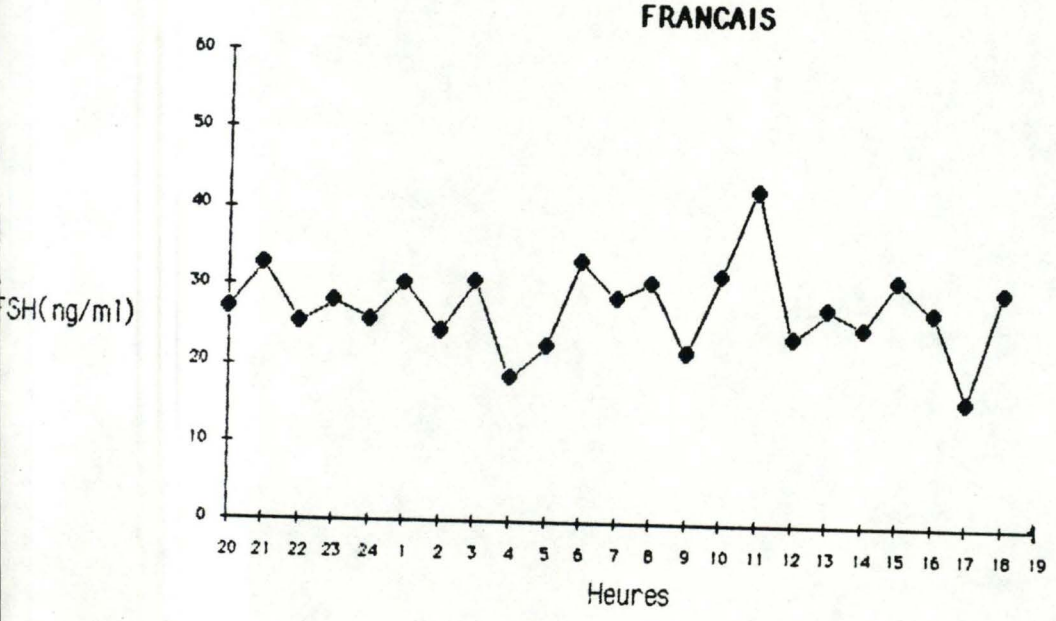


Fig. 72 : Evolution de la concentration en FSH dans le sang de 3 béliers Texels, au cours de 24 heures, au mois d'octobre.







P. Mary
2° licence bio.

ERRATA

- p1 et p76 Lire " Les espèces ovines sont.....", au lieu de " L'espèce ovine est...."

- p65 Formule de la GnRh -Lire " Pyro-glu -- His -- Trp -- Ser -- Try -- Gly..." au lieu de "Pyr -- His -- Trp -- Ser -- Gly..."

- p68 Les androgènes.: 6° ligne et tableaux 20,21,23 et 24. Lire "ng/ml",au lieu de "mg/ml"

- p75 à p92 . Lire "...et al,.." ,au lieu de "...et Al,.."

- p78 Inverser les figures ;lire "Fig 45" ,au lieu de "Fig 44" ; lire "Fig 44" au lieu de "Fig 45".

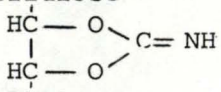
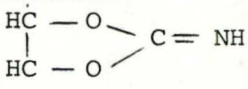
- p87 L'hypothalamus- 5° ligne - Lire "...le diamètre scrotal est minimal.." au lieu de " ...le diamètre scrotal est normal.."

- 9° ligne - Lire "Fig. 47" , au lieu de "Fig. 45"

La température - 9° ligne - Lire "..azoospermie.." , au lieu de "..aspermie."

- p90 -3° § - 13° ligne - Lire "MOULE et al." , au lieu de "MOULE,.."

- p97 LA CONCENTRATION -2° § -dernière ligne- Lire "colorimètre " , au lieu de "spectrophotomètre"

- p102 Lire " cellulose  cellulose " , au lieu de" cellulose  "

- p120 -3° § -3° ligne- Lire"...3.2 10^9 sp.." , au lieu de "...3.2 10 sp.."

- p122 2° § - 3° ligne - Supprimer " exepté Gitan "

- p131 2° § - 3° ligne - Lire "périodique.." , au lieu de "..épisodique.."

- p139 d)Relation.. -premières lignes - Lire "La concentration en spermatozoides peut représenter le nbre de sp./ml ou le nbre de sp./éjac. . En fonction..." Au lieu de "La concentration mesurée chez les béliers Texel est le nombre de sp./éjac. et en fonction..."

- 6° ligne - Lire " 600 10^6 sp./250 ul .." , au lieu de " 600 10^6 sp./ 25 ul .."

- p145 2° §- 5° ligne- Lire "...et sécrète la LH et la FSH .." , au lieu de "...et secrétée par la LH et la FSH .."

- p146 3° ligne - Lire "... chronologie .." , au lieu de "..chronobiologie.."

- p149 Dernier § -Lire"La motilité massale du sperme semble se caractériser par une grande stabilité . Quelques béliers seulement montrent une évolution annuelle avec un décallage de 21 semaines par rapport au solstice d' été.

Le nbre de sp./ml et le nbre de sp./éjac. se caractérisent par..."

Au lieu de " La motilité massale du sperme (nbre de sp./ml et nbre de sp./éjac) se caractérisent par.."

CHAPITRE V : DISCUSSION.

1. Le diamètre scrotal.

Au cours de notre année d'expérience, nous avons observé une nette évolution du diamètre scrotal des béliers Texel. Cette évolution est comparable à celle de la luminosité, mais elle est décalée.

Les valeurs moyennes du diamètre varient de 28,23 cm au mois d'avril à 37, 723 cm en octobre. Ces valeurs sont proches de celles obtenues par TUCKELSEN et al (1981) pour des béliers de race Suffolk, mais nettement inférieures à celles des béliers Soay qui varient de 47 $\pm$ 1.0 à 57 $\pm$ 1,2 cm (LINCOLN et al, 1982).

Les décalages obtenus entre le maximum de luminosité et le diamètre scrotal maximum sont de l'ordre de 19 à 24 semaines, ce qui correspond à la période allant de fin octobre à mi-novembre. LINCOLN (1977) obtient des zones maximales de développement testiculaire entre la 10e et la 18e semaine pour des béliers de race Soay, soit près de 9 semaines avant les béliers Texel. D'OCCHIO et al (1984) étudient des béliers de race Finnish, Rambouillet, Dorset et Suffolk; ils observent une zone maximale plus tardive (fin septembre à fin décembre) pour les béliers de race Suffolk, ce qui confirme les résultats de SANFORD et YARNEY (1983). On peut donc supposer que la race Texel est moins sensible à la luminosité que la race Soay, et plus saisonnée que la race Suffolk.

Beaucoup d'autres publications donnent des résultats relatifs au diamètre scrotal mais, à cause de la latitude influençant la durée du jour, les comparaisons sont parfois difficiles. LINCOLN et DAVIDSON (1977) signalent que, généralement, il faut un minimum de 4 mois pour assurer un développement ou une régression complète des testicules, ce qui concorde avec nos résultats. Le minimum de développement testiculaire s'observe en effet au mois d'avril. A partir de cette date, nous observons des valeurs croissantes de diamètre. Mais le solstice d'été se situe en juin, et si la photopériode stimule comme le prétendent LINCOLN et DAVIDSON (1977), il est étonnant d'observer une augmentation en avril ! Nous y reviendrons plus tard.

Rappelons que les décalages considérés ici sont ceux obtenus par le calcul des meilleurs coéfficients de corrélation. Les zones individuelles de développement testiculaire observées sont beaucoup plus étalées (Tableau 14) et varient de la 9e-10e à la 21-26e semaine.

2. Caractéristiques de la semence.

Les mesures relatives à la semence présentent généralement une très grande variabilité d'une semaine à l'autre et entre les béliers. Il nous semble important de rappeler qu'il faut regarder ces évolutions avec circonspection car beaucoup de valeurs sont manquantes.

a) Le volume de l'éjaculat.

Nous n'avons observé qu'une faible évolution moyenne mensuelle du volume; la valeur moyenne minimale est de 0,965 ml en juin, et la valeur moyenne maximale est atteinte en février (1,4 ml). SANFORD et al (1977) observent une augmentation du volume du mois d'août jusque début novembre, d'une valeur moyenne de 0,72 $\pm$ 0,09 ml à 1,3 $\pm$ 0,14 ml pour des béliers de race Finnish Landrace; soit un écart légèrement plus marqué que le nôtre, mais des décalages différents par rapport au solstice d'été.

La variabilité du volume, d'une semaine à l'autre chez le même bélier, peut certainement s'expliquer en partie par le fait que le bélier doit parfois effectuer plusieurs montes avant l'éjaculation. Il est probable qu'il y ait décharge de testostérone à chaque essai et donc stimulation des glandes. Après plusieurs sauts, le fluide s'accumule et lors de l'éjaculation, un volume plus grand est observé. L'évolution du volume moyen de nos béliers de décembre à février pourrait en partie s'expliquer par une diminution de libido, et donc un plus grand nombre de montes avant l'éjaculation. Nous n'avons pas fait de test sur la libido mais nous avons noté une diminution de l'intérêt de certains béliers pour la brebis à cette période de l'année. Il est probable que d'autres facteurs tels que la distraction par un nouveau local, du bruit... perturbent l'animal et influencent le nombre de montes nécessaires pour l'éjaculation.

b) La motilité massale du sperme.

La figure des moyennes mensuelles de la motilité massale du sperme ne montre presque pas d'évolution au cours de l'année. Trois béliers seulement, Raymond, H, et dans une moindre mesure Français, ont un coéfficient de corrélation significatif entre la luminosité et la motilité.

DUFOUR et al (1984) observent une motilité maximale en octobre-novembre (72 %) et minimale d'avril à mai (50 %) pour des béliers de race Suffolk et DLS (½ Dorset, 1/4 Leicester et 1/4 Suffolk). MICKELSEN et al (1981) observent une évolution ayant un minimum de 61 % et 67 %, et un maximum de 81 % pour les béliers de race Suffolk et 87 % pour des béliers Lincoln élevés aux U.S.A. Le décalage observé sur nos 3 béliers Texel est de 21 semaines, ce qui serait en accord avec DUFOUR et al, mais nous ne pouvons pas dire, avec 3 béliers seulement qui évoluent en fonction de la luminosité, que celle-ci a effectivement un effet sur ce test comme l'observent les auteurs cités.

Il est possible que certaines valeurs plus faibles des béliers soient dues aux conditions de réalisation du test. En effet, les moyennes annuelles des béliers de Faulx-les-Tombes sont légèrement inférieures à celles des béliers de Corroy-le-Grand (tableau 17). Le laboratoire de Faulx est à une distance de 50 m de la bergerie, ce qui pourrait avoir donné l'occasion, surtout en hiver, au sperme de se refroidir (chocs thermiques), et aux valeurs de motilité de baisser.

Aucun de nos béliers ne montre, à quelque moment que ce soit, de motilité nulle, ce qui ne signifie pas que les béliers soient toujours fertiles. Selon COLAS (1981), aucune corrélation ne peut être établie entre la fertilité des béliers et la motilité du sperme. La motilité est pourtant un test très courant qui permet de surveiller l'aspect général du sperme quelques heures après un prélèvement, dans le cas par exemple d'une insémination artificielle.

c) <u>La concentration du sperme et de l'éjaculat</u>.

La concentration du sperme et de l'éjaculat se caractérise par une très grande variabilité, entre béliers et chez le même bélier. Les 2 courbes de moyennes montrent des tendances évolutives vers les valeurs minimales au printemps et vers les valeurs maximales en hiver.

Les valeurs minimales moyennes du nombre de sp./éjac. sont de 2,685. 10^9 en juin, et les valeurs maximales sont de 4,55 . 10^9 * DUFOUR et al (1977) observent des évolutions moyennes plus marquées que la nôtre, avec un minimum de 3,5.10^9 sp./éjac. en juillet et en août, et des concentrations de 8,2.10^9 de novembre à janvier,

* en novembre et de 5,02 en février.

chez des béliers de race Suffolk et DLS. Ils notent également une très grande variabilité individuelle. COLAS en 1985 décrit une périodicité annuelle chez les béliers Ile-de-France. Les béliers Texel pourraient être moins sensibles à la photopériode pour ce facteur, mais il serait préférable pour le confirmer, de refaire une seconde expérience avec moins de données manquantes, car certaines de nos valeurs, notamment celles de mai-juin sont à considérer avec circonspection. De plus, l'utilisation des béliers pour la reproduction peut avoir faussé les résultats. En effet, si le bélier avait réintégré la bergerie au maximum 2 à 3 jours avant nos prélèvements, nous observions un sperme plus clair, et donc une concentration très faible. C'est visible sur le graphique des sp./éjac. vers la 22e semaine, ou par exemple Hollandais vers la 39e semaine (rentré la veille des prélèvements).

d) Relation entre le volume et la concentration.

La concentration mesurée chez les béliers Texel est le nombre de sp./éjac. et en fonction du mode de reproduction utilisé on considère l'une ou l'autre concentration comme plus importante. Si la semence du bélier est employée pour des inséminations artificielles (I A), le nombre de sp./ml est plus important. Une paillette de sperme renferme en effet de 400 à 600 10^6 sp./25 µl. Le sperme est dilué dans un dilueur au lait écrémé. En fonction du volume et du nombre de sp./ml, on ajoute une quantité proportionnelle du dilueur, et ainsi on obtient un nombre plus ou moins élevé de paillettes.

Pour des saillies en main, le nombre de sp./éjac a plus de valeur puisqu'il est proportionnel à la fécondité du bélier. Le volume est important dans les 2 cas.

3. La testostérone.

L'émission de la testostérone présente une nette évolution annuelle, caractérisée par une modification du nombre, de l'amplitude et de la fréquence des pulses.

a) Variation annuelle.

La figure 65, représentant l'évolution des moyennes annuelles, montre un maximum de concentration sanguine en octobre (c'est-à-dire pour un décalage de 16 à 20 semaines par rapport au solstice d'été), avec une valeur de 4,71 ng/ml, et un minimum en juin (0,51 ng/ml). SCHANBACKER et LUNSTRA (1976) observent un maximum en octobre pour les béliers Finn et Suffolk (6,86 + 1,18 et 6,0 + 1,25 ng/ml, respectivement), et un minimum en mars. LINCOLN et al (1982) notent des valeurs allant de 1,4 + 0,4 ng/ml à 11,3 + 2,1 ng/ml pour la 15e semaine (dernière semaine d'expérience); LINCOLN et DAVIDSON (1977) généralisent en situant les maximums de concentration de la race Soay entre la 11e et la 17e semaine après le solstice d'été. Le bélier Texel aurait donc une saison de reproduction plus tardive que celle des béliers Soay (ce qui confirme nos observations précédentes), et moins étalée que celle des béliers Finn et Suffolk.

b) Etude fine.

La pulsatilité de la testostérone mise en évidence dans notre expérience, est confirmée par SANFORD et al (1974). La fréquence, le nombre et l'amplitude des pics augmentent fortement au mois d'octobre chez les béliers Texel par rapport au mois de mars et juillet. SANFORD et al (1977) observent les mêmes augmentations entre début août jusque début novembre chez des béliers de race Finn, et SCHANBACKER et LUNSTRA (1976), D'OCCHIO et al (1984), LINCOLN et DAVIDSON (1977).. confirment ces observations sur des races diverses. Les maximums se situeraient entre le mois de septembre et celui de novembre, et atteindraient des valeurs de 8,75 $\pm$ 1,54 ng/ml pour des béliers de race Finn et Suffolk respectivement (SHANBACKER et LUNSTRA, 1977), contre 5,545 ng/ml pour nos béliers Texel. Les béliers Rommey ont une moyenne maximale de 3,77 ng/ml en JC (WILSON et LAPWOOD, 1978); LINCOLN note des valeurs

nettement plus élevées pour des béliers de race Soay (les pics pouvant atteindre 24 ng/ml). Nos béliers Texel ont des valeurs de testostérone relativement basses comparées à celles des béliers Soay ou même Rommey et Finn. Ces écarts pourraient être dus à une différence du mode de sécrétion de la testostérone. D'OCCHIO et al (1984) ont en effet observé des différences dans le nombre de pics/24 heures des béliers Finn, Dorset, Suffolk et Rambouillet (le nombre de pics est supérieur chez les 2 premières races). Ils attribuent ces différences à des variations principalement d'ordre génétique, tel qu'une différence de fécondité des diverses races. SHANBACKER et LUNSTRA (1977) font d'autre part remarquer que si les maximums sont tous atteints vers la même période (fin septembre à novembre), les minimums sont plus variables, dus à des facteurs génétiques mais aussi à des variations d'ordre géographiques.

La sécrétion pulsatile de la testostérone se reflète dans l'évolution de la concentration moyenne annuelle de cette hormone chez chaque bélier. En effet, nous avons analysé le sang une fois par semaine, et en fonction du moment du prélèvement par rapport aux pics de l'hormone, les concentrations auraient pu être totalement différentes (proches du pic ou du taux basal). Le profil hormonal annuel du bélier Eclair en est un exemple : la moyenne obtenue pour les prises de sang sériées du mois d'octobre est de 14,244 ng/ml; le taux basal est de 5,5 ng/ml. Or, le profil annuel nous montre, pour cette même semaine, des concentrations inférieures à 8 ng/ml. Il est clair que notre prise de sang hebdomadaire s'est s'est effectuée dans la phase descendante d'un pic. Le bélier Hollandais montre un profil totalement différent pour la même époque; les prélèvements se seraient produits manifestement au moment ou juste après le pic. Les écart-types obtenus pour les prises de sang sériées devraient être pris en considération pour ces 3 périodes; ils nous indiqueraient les valeurs maximales et minimales entre lesquelles les taux se trouvent. Les coéfficients de corrélations entre la luminosité et les taux de testostérone pourraient alors changer, et le profil annuel aussi. A titre d'essai, nous avons réalisé des moyennes mobiles sur certaines valeurs. Le coéfficient obtenu pour le bélier Hollandais est de 0,738 au lieu de 0,614, et la courbe annuelle plus atténuée. Le décalage par rapport au solstice d'été a augmenté de 2 semaines. Le temps nous a malheureu-

sement manqué pour exécuter ce travail pour tous les béliers. Nous aurions pu le faire aussi pour les caractéristiques de la semence; cela aurait résolu le problème des variabilités de semaines en semaines et peut être aurions nous obtenu plus de valeurs corrélatives avec la photopériode, et des décalages différents.

ECTORS et DERIVAUX (1986) suggèrent une demi-vie de la testostérone de 10 à 20 minutes. Nous observons pourtant des pics bien plus longs, et WILSON et LAPWOOD (1978) notent des pics de plus de 2 heures. Il serait peut être intéressant de vérifier la demi-vie de la testostérone en faisant des prises de sang à des intervalles de quelques minutes.

Selon LINCOLN et al (1982), la testostérone serait sécrétée différemment en fonction du moment du cycle circadien; les taux seraient plus hauts la nuit. Il précise cependant que ce rythme circadien n'est pas forcément visible lorsqu'on étudie de petits groupes d'animaux. Nous n'avons pas observé de rythme circadien sur les béliers Texel, et WILSON et LAPWOOD (1978) n'en ont pas observé non plus sur des béliers de race Rommey.

c) Testostérone et diamètre scrotal.

LINCOLN et al (1977) associent la mesure du diamètre scrotal à l'intensité de l'activité testiculaire, c'est-à-dire à la sécrétion de testostérone et aux divisions cellulaires.

Au cours de notre expérience, les coéfficients de corrélation entre le diamètre scrotal et la testostérone sont tous significatifs (tableau 22). En 1984, DUFOUR et al ont obtenu une moyenne de 65 % de dépendance entre ces 2 facteurs chez des béliers de race Suffolk. Les évolutions moyennes mensuelles nous montrent un certain parallèlisme entre les deux tracés. On voit que le diamètre scrotal moyen (fig. 52) augmente dès le mois d'avril, et la concentration sanguine de testostérone (fig. 65), à partir du mois de juin, ce qui confirme l'hypothèse de LINCOLN et al (1977). Les valeurs maximales des 2 facteurs se situent au mois d'octobre, mais les décalages obtenus grâce aux coéfficients de corrélation maximums montrent que la testostérone atteindrait des valeurs maximales avant le diamètre.

4. La FSH.

Nous avons réussi à montrer une influence de la luminosité sur la concentration sanguine de FSH chez les béliers Texel, mais nous n'avons pas pu déterminer son mode de sécrétion.

a) Variation annuelle.

L'évolution des taux moyens mensuels de FSH montre une augmentation de mai à juillet, un maximum en août et une diminution d'août à novembre. LINCOLN et al (1977) observent des taux maximum de FSH vers la 15e semaine après un passage du régime lumineux 16/8 à 8/16. La même année, LINCOLN et PEET (1977) étudient les effets d'une diminution brusque de luminosité après 4 mois de jours longs : les taux de FSH augmentent le 12e jour, et atteignent des valeurs maximales entre le 33e et le 54e jour, ce qui concorde avec nos résultats.

Nos résultats nous permettent de constater que les taux de FSH augmentent près d'un mois avant le solstice d'été, et diminuent déjà 2 mois après le solstice. Le minimum est observé 1 mois avant le solstice d'hiver. L'évolution des taux moyens de FSH est donc décalée par rapport à celle de la luminosité. D'OCCHIO et al (1984), LINCOLN et al (1977), et LINCOLN et DAVIDSON (1977) observent un décalage semblable. Ils plaident en faveur d'un effet stimulateur de la luminosité décroissante et proposent un rythme endogène du bélier pour la FSH (et la LH), pouvant supplanter les effets de la photopériode. On peut cependant s'interroger, en tout cas en ce qui concerne la FSH, sur le rôle de la luminosité. Il se peut que la longueur du jour décroissante stimule l'émission de FSH, mais on pourrait penser, au contraire, à un effet positif de la luminosité croissante avec un décalage de plusieurs mois. La question reste posée.

b) L'étude fine.

Nous n'avons pas réussi à déterminer un mode de sécrétion précis pour la FSH. LINCOLN et al (1977) observent une émission hormonale épisodique avec des pics transitoires. D'OCCHIO et al (1984) notent également des émissions épisodiques pour des béliers Finnish, Rambouillet, Suffolk et Dorset, avec toutefois des variations de

fréquence dans les émissions entre béliers. Pour notre part, nous constatons soit des tracés proches de ceux d'une émission épisodique, soit des évolutions comparables à des pulses, soit encore des émissions difficiles à définir.

c) FSH et diamètre scrotal.

La FSH est une hormone responsable de la croissance testiculaire. Elle agit au niveau des cellules de Sertoli afin de stimuler la spermatogenèse.

La croissance testiculaire est observée, dans notre expérience (fig.52) à partir du mois d'avril, c'est-à-dire avant le solstice d'été. Selon D'OCCHIO et al (1984), LINCOLN et DAVIDSON (1977), LINCOLN et al (1977), cette augmentation serait due au rythme endogène d'émission de la FSH (et de la LH), qui, par une augmentation précoce de la concentration en FSH du sang stimulerait la croissance testiculaire.

d) FSH et testostérone.

Alors que les concentrations en FSH et en testostérone montrent une nette évolution annuelle, les coéfficients de corrélation établis entre ces deux hormones ne donnent pas les résultats attendus. Il est probable que le manque de valeurs, ou les décalages théoriques de la FSH aient faussé la relation (nous en reparlerons plus loin).

Les figures des tracés moyens mensuels montrent que les maximums de concentration de la FSH sont atteints avant ceux de la testostérone, ce qui est en concordance avec les mécanismes connus du contrôle du système génital mâle. L'hypophyse est d'abord stimulée par la Gn Rh et secrétée par la FSH et la LH. Ces deux hormones stimulent ensuite les gonades. Celles-ci répondent, entre autre, par une sécrétion de testostérone. De plus, les taux de FSH redescendent avant ceux de testostérone. Cette observation pourrait s'expliquer par une moindre stimulation de l'hypophyse par l'hypothalamus et par le feed-back négatif des hormones (dont la testostérone sur l'hypophyse).

Tableau n° 25 : Récapitulation des décalages théoriques retenus pour des coéfficients de corrélation maximums et significatifs entre la luminosité et les divers facteurs étudiés.

Nom des béliers	FSH	Testostérone	Diamètre scrotal	Volume du sperme	Nbre de sp. / ml.	Nbre de sp. / éjac.	Motilité
Eclair	-1	15	21	21		22	
Hollandais	2	17	20				
Français	10	17	20	22		22	21
AG 90	4	17	21		26		
Gitan		18	21			30	
Raymond	9	20	21	21	24		21
Genetrix	15	21	24				
Difi	0	18	21	15			
H	6	21	20		24		21
Izimir			19		12		
Décalages moyens	6	18,2	20,8				

5. Les décalages.

Les décalages obtenus pour les coéfficients de corrélation maximum entre la luminosité et les différents facteurs étudiés sont résumés dans le tableau 25. La chronobiologie des décalages est très bien marquée, la FSH (6e semaine en moyenne après le solstice d'été) est suivie de la testostérone (18e semaine en moyenne) puis du diamètre scrotal (vers la 21e semaine). Les concentrations, volume et motilité ont un décalage approximatif de 22 à 26 semaines. Tous ces décalages sont situés après ceux observés par LINCOLN et DAVIDSON (1977), ce qui prouve bien que le bélier Texel a une saison de reproduction plus tardive que le bélier de race Soay. Pour les autres races, les résultats ne sont pas complets et ne nous permettent pas de comparaison avec la race Texel, néanmoins, la race Rommey nous semble plus tardive et moins sensible à la photopériode (WILSON et LAPWOOD, 1978).

En ce qui concerne le diamètre scrotal, la figure des valeurs moyennes (Fig. 52) nous montre un maximum en octobre, or les décalages obtenus pour le coéfficient de corrélation maximum nous donnent un décalage moyen de 20 à 21 semaines, soit début novembre. Ces contradictions apparentes pourraient s'expliquer par la faible variabilité du diamètre dans ses valeurs maximales.

6. Les animaux expérimentaux.

Les coéfficients de corrélation obtenus entre la luminosité et les différents paramètres étudiés permettent de mettre en évidence une sensibilité variable des béliers à la photopériode. Français et Raymond par exemple ont presque tous leurs coéfficients significatifs. On pourrait donc supposer que ces deux béliers sont plus sensibles que les autres à la luminosité, et conclure que la variabilité entre béliers est très importante. Cette variabilité individuelle pourrait être due soit à une différence de sensibilité des tissus cibles aux hormones, soit directement à une différence de sensibilité à la photopériode ou encore à une différence de sécrétion hormonale.

L'hérédité semble jouer pour certains paramètres mais pas pour d'autres. Le diamètre scrotal par exemple, et dans une moindre mesure le volume du sperme pourraient être 2 facteurs héréditaires.

La tonte des béliers a eu lieu entre le 10 et 20 mai (soit à la 11e et à la 13e semaine d'expérience). Nous n'observons pas d'effet apparent sur les taux sanguins de FSH, ni sur ceux de testostérone.

Nous avons constaté que lorsqu'un bélier a des ennuis de santé ou des problèmes de locomotion, il s'intéresse moins à la brebis, et refuse parfois de la monter (Genetrix du 15.03 au 20.05 et Gitan le 16.10). Le facteur maladie est donc très important et peut parfois supprimer la libido.

L'âge des animaux ne semble pas avoir influencé les paramètres étudiés.

7. Remarques sur la méthode statistique utilisée.

Pour pouvoir évaluer la relation entre la luminosité et les paramètres étudiés, nous avons déterminé les coéfficients de corrélation en procédant par décalages. Nous avons retenu les coéfficients de corrélations les plus élevés. Ils ont été choisis et n'ont donc qu'une valeur descriptive et non statistique.

Lorsque nous qualifions un coéfficient de "significatif", nous nous référons uniquement à la description d'une évolution et non à une inférence statistique possible. Nous ne pouvons donc, dans aucun cas, nous baser sur les coéfficients de corrélation pour dire si toute la population des béliers Texel évolue ou pas (toutefois les décalages restent valables).

Nos conclusions se basent uniquement sur les graphes des moyennes mensuelles.

Dans certains cas, et principalement pour la FSH, nous n'observons pas, sur les graphes, les décalages obtenus par le calcul du coéfficient de corrélation le plus élevé. Ces erreurs proviennent de certaines valeurs beaucoup plus hautes ou plus basses que les autres (par exemple Eclair à la 23e et à la 24e semaine -fig.68 - sur le graphique de l'évolution annuelle de FSH) qui perturbent l'éventuelle relation entre la luminosité et les variables. Pour obtenir de meilleures valeurs de décalage, de FSH par exemple, il aurait fallu avoir moins de valeurs manquantes au niveau de l'augmentation ou, comme pour le bélier Eclair, supprimer les valeurs trop hautes, afin d'obtenir une augmentation plus progressive.

CHAPITRE VI RESUME ET CONCLUSION.

Ce travail a pour premier but de rechercher les effets de la photopériode sur divers paramètres du système reproducteur des béliers Texel : diamètre scrotal, production et caractéristiques du sperme, émission de FSH et de testostérone; le second but est d'étudier le rythme et le type de sécrétion de la FSH et de la testostérone, et de comparer les différents paramètres. Les essais se déroulent aux centres de recherche ovine de Faulx-les-Tombes et de Corroy-le-Grand, sur 10 béliers de race Texel, placés dans des conditions naturelles de luminosité, et nourris de manière à pouvoir extérioriser leurs potentiels génétiques.

Chaque semaine, pendant un an, le diamètre scrotal est mesuré, et un prélèvement du sperme et une prise de sang sont réalisés sur chaque bélier. Trois fois sur l'année, les 19 à 22 mars, les 2 à 4 juillet et les 25 à 27 octobre, des prises de sang sériées sont effectuées toutes les heures pendant 24 heures.

Les résultats sont portés en graphique et analysés statistiquement.

Le diamètre scrotal montre une nette évolution annuelle. Le maximum est observé au mois d'octobre, et le minimum en mars-avril. Le décalage obtenu par les coéfficients de corrélation maximum est de 20 à 21 semaines par rapport au solstice d'été. La variabilité individuelle est faible en ce qui concerne les moyennes. Chez certains béliers, le diamètre scrotal paraît évoluer plus rapidement ou plus lentement que la luminosité à certains moments de l'année.

Le volume moyen de l'éjaculat ne montre qu'une faible évolution annuelle, les valeurs minimales sont atteintes au mois de juin. La variabilité individuelle est très forte entre les béliers et pour le même bélier.

La motilité massale du sperme (nombre de sp./ml et nombre de sp./éjac.) se caractérise par une très grande variabilité entre béliers et pour le même bélier. Une évolution annuelle semble se dessiner avec des décalages moyens théoriques de 22 à 26 semaines par rapport au solstice d'été.

La concentration en testostérone du sang montre une nette évolution annuelle; le minimum se situe en juin, et le maximum en octobre. Les béliers montrent un décalage moyen de 18, 2 semaines par rapport à la luminosité. La testostérone est émise sous forme de pulses dont l'amplitude, et la fréquence augmentent au mois d'octobre par rapport aux mois de mars et juillet. Aucun rythme circadien n'a pu être mis en évidence.

La concentration en FSH du sang montre des valeurs plus faibles en mai et novembre, et plus élevées en juillet-août. Le décalage moyen est de 6 semaines. Les valeurs obtenues lors des prises de sang répétées ne permettent pas de déterminer un mode précis (pulses ou pics épisodiques ou autres) de sécrétion de la FSH, ni de déceler un rythme circadien.

Comparés à ceux obtenus par divers auteurs pour d'autres races, nos résultats nous permettent de conclure :

- Le bélier Texel est fortement saisonné et a une courte période de pleine activité sexuelle.

- Une graduation se produit, en cours d'année dans l'activation ou le développement des paramètres étudiés : émission de FSH, émission de testostérone, puis diamètre scrotal et caractéristiques du sperme.

- Le diamètre scrotal et les émissions de FSH et de testostérone montrent une nette évolution en cours d'année, alors que pour les caractéristiques du sperme, quelques animaux seulement montrent une telle évolution.

BIBLIOGRAPHIE

ALMEIDA O.F.X. and LINCOLN G.A. (1984). Reproductive photoréfractoriness in rams and accompagning changes in the paterns of melatonin and prolactin secretion. Biol.of Reproduction 30 , 143-158.

AMANN R.P. (1970). Sperm production rates. in : "The Testis" vol. 1. edited by : Johnson A.D., Gomez W.R. and Vandemark N.L. Academic Press. New York.

AMANN R.P. and SCHANBACKER B.D. (1983). Physiology of male reproduction. J. of Anim. Sc. 57 (suppl. 2), 380-403.

ARENDT J., SYMONS A.M. andLAUD C. (1981). Pineal function and photoperiod in the ewe. p.219-229. in : "Photoperiod and Reproduction in vertebrates". International Colloquium. Vol.6. edited by : Ortavant R., Pelletier J. andRavault J.P. I.N.R.A. (EDT.) Nouzilly

BANKS W.J. (1974). Male reproductive system. p.232-245. in : "Histology and Comparative Organology : a Text Atlas". edited by : WILLIAM and WILKINS Baltimore.

BARRELL G.K. and LAPWOOD K.R. (1979). Effects of various lighting regimes and pinealectomy on semen production in Rommeys rams. J. Reprod. Fert. 57, 273-279

BARRELL G.K. and LAPWOOD K.R. (1979). Effects of pinealectomy on the secretion of luteinizing hormone testosterone and prolactin in the rams exposed to various lighting regimes. J. endocr. 80, 397-405.

BARRELL G.K., LAPWOOD K.R. and ELGAR H.J. (1985). FSH secretion in pinealectomised rams subject to artificial lighting regimes. J. Endocr. 106, 167-171.

BARENTON B. and PELLETIER J. (1980). Prolactin, testicular growth and LH receptors in the rams following light and ∝-Br-∝-Ergocryptine (CB-154) treatements. Biol. of Reproduction, 22 (4), 781-790.

BARENTON B. and HOCHEREAU deREVIERS M.T. (1981). Effects of photoperiod and induced prolactemia on gonadotrophin receptors in the rams testis. Int. J. Androg., (suppl.), 3, 25.

BARENTON B. and PELLETIER J. (1983). Seasonal changes in testicular gonadotropin receptors and steroid content in the ram. Endocr., 112 (4), 1441-1446.

BARENTON B., HOCHEREAU de REVIERS M.T., PERREAU C. and SAUMANDE J. (1983). Changes in testicular gonadotropin receptors and steroid content through postnatal development until puberty in the lamb. Endocr., 112 (4), 1447-1453.

BARONE R. (1978). Appareil génital mâle. p.92-148. in : "Anatomie comparée des mammifères domestiques. Tome 3. Splanchnologie (fascicule 2). Vigot (Edt.), Lyon.

BARTKE A. (1980). Role of prolactin in reproduction in male mammals. Fed. Proc., 39, 2577-2581.

BARWICK S.A., KILGOUR R.J. and GLEESON A.C. (1985). Ram mating performance in Border Leicester and related breed types. I. Pen test performance and measures of testis diameter. Aust. J. Exp. Agric., 25, 9-16.

BEDFORD J.M. (1975). Maturation, transport, and fate of spermatozoa in the epididymis. p. 303-319. in : "Handbook of Physiology. Section 7, Endocrinology. Vol.V, Male Reproductive System". edited by : HAMILTON D.W. and GREEP R.O. Am. Phys. Joc., Washington, D.C.

BISTER J.L. (1980). Influence de la photopériode sur la physiologie de la reproduction chez la brebis Texel. Thèse de doctorat. F.N.D.P., Namur.

BLANC M.R. and TERQUI M. (1976). Determination of the age of establishment of the inhibin-follicule stimulating hormone feed-back mechanism in the ram lamb. I.R.C.S., Medical Science, 4, 17.

BLANC M.R., DAVEAU A., ORTAVANT R., PELLETIER J., RAVAULT J.P. and de REVIERS M.H. (1981). Variations circadiennes de la LH, FSH et PRL chez le bélier Ile-de-France et Préalpes du Sud. p. 99-115. in : "Photoperiodism and Reproduction in vertebrates. International Colloquium, vol. 6. edited by : ORTAVANT R., PELLETIER J. and RAVAULT J.P. I.N.R.A. (edt.), Nouzilly.

BRADEN A.W.H., TURNBULL K.E., MATTNER P.E. and the late MOULE G.R. (1974). Effect of protein and energy content of the diet on the rate of sperm production in rams. Aust. J. Biol. Sci., 27, 67-73.

CARR W.R. and LAND R.B. (1975). Plasma luteinizing hormone levels and testis diameters of ram lambs of different breeds. J. Reprod. Fert., 42, 325-333.

CHANDRASEKHAR Y., D'OCCHIO M.J., HOLLAND M.K. and SETCHELLB.P. (1985). Activity of the hypothalamo-pituitary axis and testicular development in prepubertal ram lambs with induced hypothyroidism or hyperthyroidism. Endocr., 117 (4), 1645-1651.

CHRISTENSEN A.K. (1975). Leydig cells. p.57-94. in : Handbook of physiology. Section 7, Endocrinology, Volume V, Male reproductive system. in : Hamilton D.W. and Greep R.O. Am. Phys. Soc., Washigton D.C.

COLAS G. (1979). Fertility in the ewe after artificial insemination with fresh ans frozen semen at the induced oestrus, and influence of the photoperiod on the semen quality of the ram. Livestock. Prod. Sci., 6, 153-166.

COLAS G. (1981). Variations saisonnières de la qualité du sperme chez le bélier Ile-de-France. II. Fécondance : relation avec les critères qualitatifs observés in vitro. Reprod. Nutr. Dévelop., 21 (3), 399-407.

COLAS G., GUERIN G., CLANET V. and SOLARI A. (1985). Influence de la durée d'éclairement sur la production et la fécondance des spermatozoïdes chez le bélier adulte Ile-de-France. Reprod. Nutr. Develop., 25 (1A), 101.

COTTA Y., TERQUI M., PELLETIER J. and COUROT M. (1975). Testostérone et LH plasmatique shez l'agneau de la naissance à la puberté. C.R. Acad. Sc. Paris t.280, 1473-1476.

COUROT M., HOCHEREAU de REVIERS, ORTAVANT R. (1970). Spermatogenesis. p.339-433. in : "the Testis" vol.1. edited by : Johnson A.D., Gomez W.R. and Vandemark N.L. Academic Press, New York.

COUROT M., de REVIERS M.M. and PELLETIER J. (1975). Variations in pituitary and blood LH during puberty in the male lamb. Relation to time to birth. Ann. Biol. Anim. Bioch. Biophys., 15 (3), 509-516.

COUROT M. (1980). ABP : la protéine testiculaire de liaison des androgènes. Reprod. Nutr. Develop., 20 (2), 587-591.

COUROT M. and ORTAVANT R. (1981). Endocrine contral of spermatogenesis in the ram. J. Reprod. Fert., suppl., 30, 47-60.

CRAPLET C. and THIBIER M. Le mouton. tome IV. Edition Vigot, Paris.

DACHEUX J.L. and PAQUIGNON M. (1980). Relations between the fertilizing ability, motility and metabolism of epididymal sperlatozoa. Reprod. Nutr. Develop., 20 (4°, 1085-1099.

DAVIS J.R., LANGFORD G.A. and KIRBY P.J., The testicular capsule. p.282-339. in : "The Testis", vol.1. edited by JohnsonA.D., Gomez W.R. and Vandermark N.L. Academic Press, New York.

DERIVAUX F. (1971). Le mâle et l'insémination artificielle. p.16-44. in : "Reproduction chez les animaux domestiques. Tome II". Edt. Deronaux, Liège.

DESJARDIN C. (1981). Endocrine signaling and male reproduction. Biol. of Reprod., 24, 1-21.

D'OCCHIO M.J., SCHANDBACHER B.D. and KINDER J.E. (1982). Relationship between serum testosterone concentration and patterns of luteinizing hormone secretion in male sheep. Endocr., 110, 1547-1554.

D'OCCHIO M.J., SCHANDBAKER B.D. and KINDER J.E. (1982). Testosterone feedback on FSH secretion in male sheep. J. Reprod. Fert., 66, 699-702.

D'OCCHIO M.J. and BROOKS D.E. (1983). Seasonal changes in plasma testosterone concentration and mating activity in Border Leicester, Poll Dorset, Rommey and Suffolk rams. Aust. J. Exp. Agri. Anim. Husb., 23, 248.

D'OCCHIO M.J. and BROOKS D.E. (1983). Seasonal changes in the plasma testosterone profile in Merino rams. Aust. J. Exp. Agric. Anim. Husb., 23, 254-258.

D'OCCHIO M.J., SCHANDBAKER B.D. and KINDER J.E. (1983). Androgenic and oestrogenic steroid participation in feedback control of luteinizing hormone secretion in male sheep. Acta Endocr., 102, 499-504.

D'OCCHIO M.J., SCHANDBAKER B.D. and KINDER J.E. (1984). Profiles of luteinizing hormone, testosterone and prolactin in rams of diverse breeds; effects of constrasting short and long photoperiods. Biol. of Reproduction, 30, 1039-1054.

DORRINGTON J.H., FRITZ I.B. and ARMSTRONG D.T. (1978). Control of testicular oestrogen synthesis. Biol. of Reproduction, 18, 55-64.

DUFOUR J.J., FAHMY M.H. and MINVIELLE F. (1984). Seasonal changes in breeding activity, testicular size, testosterone concentration, and seminal characteristics in rams with long or short breeding season. Journ. of Animal Science, 58 (2), 416-422.

ECTORS F. (1982). Notes de cours d'obstétrique, 2° doctorat. Ecole de Cureghem.

ECTORS F. et DERIVAUX (1986). Reproduction chez les animaux domestiques. 3° édition revue. Cabay, Louvain-La-Neuve.

ERIKSON R.P. (1985). La saga des spermatozoïdes. La recherche, n° 169, 16, 1006-1016.

FABRE-NYS Cl., SIGNORET J.P., GARNIER H. and DANIELLE (1983). Etude du comportement sexuel mâle induit par la testosterone chez les brebis adultes ovariectomisées. Effet de la dose et de l'expérience sexuelle antérieure. Reprod. Nutr. Develop., 23 (2A), 273-284.

FAWCETT D.W. (1975). Ultrastructure and function of sertoli cell. p.21-57. in : Handbook of physiology, section 7, Endocrinology (Male Reproductive system), vol.V. edited by : Hamilton D.W. and Greep R.O. Am. Phys. Soc., Washington D.C.

FORBES J.M., DRIVER P.M., SHAHAT A.A.El., BOAZ T.G. and SCANES C.G. (1975). The effect of daylength and level of feeding on serum prolactin in growing lambs. J. Endocr., 64, 549-554.

FOURNIER-DELPECH S., COLAS G., COUROT M., ORTAVANT R. and BRICE G. (1979). Epididymal sperm maturation in the ram : motility, fertility, ability and embryonic survival after uterine artificial insemination in the ewe.

* cfr. p.IV
Ann. Biol. Anim. Bioch. Biophys., 19 (3A), 597-605.

GANONG W.F. (1977). Role of the nervous system in reproductive processes. p.49-79. in : "Reproduction in Domestic Animals", Third Ed. edited by : Cole H.H. and Cupps P.T. Academic Press, New York.

GIER H.T. and MARION G.B. (1970). Development of the mammalian tstis. p.2-47. in : "The Testis", vol. 1. edited by : Johnson A.D., Gomez W.R. and Vandemark N.L. Academic Press, New York.

GIFFROY J.M. (1978). Notes de cours de 3° candidature vétérinaire : Embryologie des animaux domestiques. F.N.D.P., Namur.

GODFREY R.W., RANDEL R.D., FORREST D.W. and SENGER P.L. (1985). The concentration of estradiol-17α in bovine semen. Journ. of Animal Science, 60 n° 3, 760-765.

GOMEZ W.R. and YOYCE MARY C. (1975). Seasonal changes in serum testosterone in adult rams. Journal of Animal Science, 41 (5), 1373-1375.

GOODMAN R.L., BITTMAN E.L., FOSTER D.L. and KARSH F.J. (1981). The endocrine basis of the synergistic suppression of luteinizing hormone by estradiol and progesterone. Endocr., 109 (5), 1414-1417.

GREYLING J.P.C. and GROBBELAAR J.A.N. (1983). Seasonal variation in semen quality of Soay and Angora goat rams using different collection techniques. S. Afr. Anim. Sci., 13, 250-252.

GRAU H. and WALTER P. (1975). Organes génitaux mâles. p.110-121. in : "Précis d'histologie et d'anatomie des animaux domestiques". edited by : Vigo Frères, Paris.

HANEJI T., MAEKAWA M. and NISHI MUN Y. (1981). Vitamin A and Follicule Stimulating Hormone synergistically induce differentiation of type A spermatogonia in adult mouse cryptorchid testes in vitro. Endocr., 114 (3), 801-805.

HENNAU A. (1978). Notes de cours de 3° candidature vétérinaire : Anatomie comparée (supplément ovins et bovins) et splanchnologie. F.N.D.P., Namur.

HENRICKS A.M. and MAYER D.T. (1977). Gonadal hormones and uterine factors. p.79-119. in : "Reproduction in Domestics Animals", Third edition. edited by : Cole H.H. and Cupps P.T. Academic Press, New York.

HOCHEREAU de REVIERS M.T., PERREAU L. and LINCOLN G.A. (1985). Photoperiodic variations of somatic and germ cell populations in the Soay ram testis. J. Reprod. Fert., 74, 329-334.

KARSH F.J., BITTMAN E.L. and LEGAN S.J. (1981). Importance of retinal photoreceptors and the pineal gland to the photoperiodic control of seasonal breeding in the ewe. p.213-318. in : "Photoperiodism and reproduction in vertebrates". Colloque internationnal. I.N.R.A., Paris.

KILGOUR R.J. (1984). Le comportement des béliers en saillie naturelle et prédiction. p.240-252. in : "La reproduction chez les ovins et les caprins". Journées de Recherche Ovines et caprines. I.N.R.A.-I.T.O.V.I.C., Paris.

KILGOUR R.J. (1985). Mating behaviour of rams in pens. Aust. J. Exp. Agric., 25, 298-305.

KILGOUR R.J., BARWICK S.A. and FOWLER D.G. (1985). Ram mating performance in Border Leicester and related breed types. II. Comparison of the performance of rams that were sexually active and inactive in pen test. Aust. J. Exp. Agric., 25, 17-20.

KNIGHT T.W. (1984). Testicular growth and size in rams from flocks of different reproductive potential. New Zealand J. of Agric. Res., 27, 179-187.

KORDON C. and ENJALBERT A. (1980). Prolactin inhibiting and stimulating factors. p.69-77. in : "Central and peripheral regulation of prolactin function". edited by : Mac Leod R.M. and Scapagnini U. Raven Press, New York.

FRANCHIMONT P., CHARIS S. and DEMOULIN A. (1975). Hypothalamus-pituitary-testis interaction. J. Reprod. Fert., 44, 335-350.

* FRASER A.F. (1980). Sexual behaviour. p.197-212. Part V : Reproductive behaviour. in : "Farm Animal behaviour. 2° Edition". Bailliere Tindall, London.

FULKERSON W.J., SYNNOTT A.L. and LINDSAY D.R. (1982). Number of spermatozoa required to effect a normal rate of conception in naturally mated Merino ewes. J. Reprod. Fert., 66? 129-132.

LAND R.B. (1973). The expression of female sex-limited characters in the male. Nature, Lond., 241, 208-209.

LAND R.B. (1978). Reproduction in young sheep : some genetic and environmental sources of variation. J. Reprod. Fert., 52, 427-436.

LANGFORD G.A., AINSWORTH L. and WOLYNETZ M.S. (1982). Reproductive response to progesterone treated sheep in confinement to a single and double insemination. Journal of Animal Science, 54, n° 1,

LECOMTE-YERNA M.J., HAZEE-HAGELSTEIN, CHARLET-RENARD Ch. and FRANCHIMONT P. (1981). Un mécanisme intracellulaire de l'action de l'inhibine sur la secretion de l'hormone folliculo-stimulante et de l'hormone lutéinisante induite par le LH-RH in vitro. C. R. Soc. Biol., 175, 385-388.

LEE V.W.K., WMMING I.A., de KRESTER D.M., FINDLAY J.K., HUDSON B. and KEOGH E.J (1976 a). Regulation of gonadotrophin secretion in rams from birth to sexual maturity. I. Plasma LH, FSH and testosterone levels. J. Reprod. Fert 46, 1-6.

LEE V.W.K., WMMING I.A., de KRESTER D.M., FINDLAY J.K., HUDSON B. and KEOGH E.J (1976 b). Regulation of gonadotrophin secretion in rams from birth to sexual maturity. II. Reponse of the pituiary-testicular axis to LH-RH infusion. J. Reprod. Fert., 46, 7-11.

LELOUP R. (1984). Cours de 3° candidature vétérinaire : Histologie des animaux domestiques. F.N.D.P., Namur.

LINCOLN G.A. (1976)a. Secretion of LH in rams exposed to two different photoperiods. J. Reprod. Fert., 47, 351-353.

LINCOLN G.A. (1976) b. Seasonal variation in the episodic secretion of LH and testosterone in the ram. J. Endocr., 69, 213-226.

LINCOLN G.A. (1977). Changes in pituitary responsiveness to luteinizing hormone releasing hormone in rams exposed to artificial photoperiods. J. Endocr., 73, 519-527.

LINCOLN G.A. and DAVIDSON W. (1977). The relationship between sexual and aggressive behaviour and pituitary and testicular activity during the seasonal sexual cycle of rams, and the influence of photoperiod. J. Reprod. Fert., 49, 267-276.

LINCOLN G.A. and PEET M.J. (1977). Photoperiodic control of gonadotrophin secretion in the ram : a detailed study of the temporal changes in plasma levels of follicule stimulating hormone, luteinizing hormone and testosterone following an abrupt switch from long to short days. J. Endocr., 74, 335-367.

LINCOLN G.A., PEET M.J. and CUNNIGHAM R.A. (1977). Seasonal and circadian changes in the episodic release of follicule-stimulating hormone, luteinizing hormone and testosterone in rams exposed to artificial photoperiods. J. Endocr., 72, 337-349.

LINCOLN G.A. (1978). Hypothalamic control of the testis in the ram. Intern. J. Androl., 1, 331-341.

LINCOLN G.A., MAC NEILLY A.S. and CAMERON C.L. (1978). The effects of a sudden decrease or increase in daylength on prolactin secretion in the ram. J. Reprod. Fert., 52, 305-311.

LINCOLN G.A. (1979). Photoperiodic control of seasonal breeding in the ram : participation of the cranial sympathetic nervous system. J. Endocr. 82, 135-147.

LINCOLN G.A. (1981). Seasonal aspect of testicular function. p.255-302. in : "The Testis". edited by : Burger H. and de Krester D. Raven Press, New York.

LINCOLN G.A. and SHORT R.V. (1980). Seasonal breeding : Nature's contraceptive. p.1-43. in : "Recent progressin hormone research".vol. 36. edited by : Greep R.O. Academic press, New York.

LINCOLN G.A. and ALMEIDA O.F.X. (1981). Melatonin and the seasonal photoperiodic response in sheep. p,231-251. in : "Photoperiodism and reproduction in vertebrates". Colloquium, vol.6, edited by : Ortavant R., Pelletier J. and Ravault J.P. I.N.R.A., Nouzilly.

LINCOLN G.A. and ALMEIDA O.X.F. (1982). Inhibition of reproduction in rams by long daylengths and the acute effect of superior cervical ganglionectomy. J. Reprod. Fert., 66, 417-423.

LINCOLN G.A., ALMEIDA O.X.F., KLANDORF H. and CUNNINGHAM R.A. (1982). Hourly fluctuations in the blood levels of melatonin, prolactin, LH, FSH, testosterone, tri-iodothyronine, thyroxine and cortisol in rams under artificial photoperiods and the effects of cranial sympathectomy. J. Endocr., 92, 237-250.

LINCOLN G.A. (1984). Central effects of photoperiod on reproduction in the ram revealed by the use of a testosterone clamps. J. Endocr., 103, 233-241.

LINCOLN G.A. and EBLING F.J.P. (1985). Effect of constant-release implants on seasonal cycles in reproduction, prolactin secretion and moulting in rams. J. Reprod. Fert., 73, 241-253.

LINCOLN D.W., FRASER H.M., LINCOLN G.A., MARTIN G.B. and NEILLY A.S. (1985). Hypothalamic pulse generators. p.369-419. in : "Recent Progress in Hormone research", Vom. 41. edited by : Greep R.O. Academic Press, Orlando.

LINO B.F., BRADEN A.W.F. and TURBULL K.E. (1967). Fade of unjaculated spermatozoa. Nature, 215, 594-595.

LINO B.F. (1972). The output of spermatozoa in rams II Relationship of scrotal circumference, testis weight and the number of spermatozoa in differents parts of the urogenital tract. Aust. J. Biol. Sci., 25, 359-366.

LINO B.F. and BRADEN A.W.H. (1972). The output of spermatozoa in rams : I. Relationship with testicular output of spermatozoa and the effect of ejaculations. Aust. J. Biol. Sci., 25, 351-358.

MANN T. (1975). Biochemistry of semen. p.461-473. in : "Handbook of physiology, section 7, vol.V, Endocrinology (Male reproductive system)". edited by : Hamilton D.W. and Greep R.O. Am. Phys. Soc., Washington D.C.

MICKELSEN D., PAISLEY L.G., DAHMEN J.J. (1981). The effect of season on the scrotal circumference and sperm motility and morphology in rams. Theriogenology, 16, 45-50.

MOGER W.H. (1980). Direct effects of estrogens on the endocrine function of the mammalian testis. Can. Journ. of Physiol. Pharmacol., 58, 1011-1022.

MOULE G.R., BRADEN A.W.H. and MATTNER P.E. (1966). Effects of season, nutrition and hormone treatement on the fructose content of ram semen. Aust. J. Agric. Res., 17, 923-931.

MAC NEILLY J.R., FORDYCE M., LAND R.D., LEE G.J. and WEBB R. (1986). Endocrine differences in rams after genetic selection for testis size. J. Reprod. Fert., 76, 131-140.

ORGEBIN -CRIST M.C., DANZO B.J. and DAVIES J. (1975). Endocrine control of the development and maintenance of sperm fertilizing ability in the epididymis. p.319-339. in : "Handbook of Physiology, section 7 : Endocrinology, vol.V, Male Reproductive system". edited by : Hamilton D.W. and Greep R.O. Am. Phys. Soc., Washington D.C.

ORGEUR P., VENIER G. and SIGNORET J.P. (1984). Effect de l'environnement social au cours du développement sur l'apparition et l'intensité de l'activité sexuelle du jeune bélier. Ann. Zootech., 33 (1), 1-18.

ORTAVANT R. (1953). Existence d'une phase critique dans la maturation. Comptes Rendus de la Soc. de Biol., 147, 1552-1556.

ORTAVANT R. (1954). Etudes des générations spermatogoniales chez le bélier. Comptes Rendus de la Soc. de Biol., 148, 1958-1961.

ORTAVANT R. (1954). Contribution à l'étude de la durée des processus spermatogéniques du bélier à l'aide du P32. Biol. Comptes Rendus, 148, 804-806.

ORTAVANT R. (1956). Action de la durée d'éclairement sur les processus spermatogéniques chez le bélier. C. R. Soc. Biol., 150, 471.

ORTAVANT R., MAULEON P. and THIBAULT C. (1964). Photoperiodic control of gonadal and hypophyseal activity in domestics animals. Annals of the New York Academy of Sciences, 117, 157-192.

ORTAVANT R. (1973). Influence des radiations solaires thermiques et lumineuses sur l'activité sexuelle des mammifères domestiques. Congrès Intern. Soleil au Service de l'Homme, I.N.R.A. maison UNESCO, Paris.

ORTAVANT R., COUROT M. and HOCHEREAU de REVIERS M.T. (1977). Spermatogenesis in domestic mammals. p.203-224. in : "Reproduction in domestic animals, Third Ed.". edited by : Cole H.H. and Cupps P.T. Academic Press, New York.

ORTAVANT R., DAVEAU A., GARNIER D.H., PELLETIER J., de REVIERS M.M. and TERQUI M. (1982). Diurnal variations in release of LH and testosterone in the ram. J. Reprod. Fert., 64, 347-353.

OSINOWO O.A., BALE J.O., OYEDIPE E.O. and EDUVIE L.D. (1982). Motility and eosin uptake of formaldehyde-treated ram spermatozoa. J. Reprod. Fert., 65, 389-394.

PAQUAY R. (1984). Notes de cours de 2° candidature vétérinaire, Physiologie spéciale. Le système reproducteur, H1-H53. F.N.D.P., Namur.

PARKINSON T.J. (1985). Seasonal variation in semen quality of bull s and correlations with metabolic and endocrine parameters. The Veterinary Record, 117, 303-307.

PAYNE A.H., QUINN P.G. and RANI C.S.S. (1985). Regulation of microsomal cytochrome P-450 enzymes and testosterone production in Leydig cells. p.153-194. in : "Recent Progress in Hormone Research", Vol.41. edited by : Greep R.O., Academic Press, Orlando.

PELLETIER J. and THIMONIER J. (1969). Influence de la durée quotidienne d'éclairement sur l'activité hypothalamique LRF du bélier. C. R. Acad. Sci., 268, 573-576.

PELLETIER J. and ORTAVANT R. (1975). Photoperiodic control of LH release in the ram. Act. Endocr., 78, 435-441.

PELLETIER J., BLANC M.R., DAVEAU A.,GARNIER D.H., ORTAVANT R., de REVIERS M.M. and TERQUI M. (1981). Mechanism of ligth action in the ram : a photo-sensible phase for FSH, testosterone and testis Weight . p.117-134. in : "Photoperiodism and reproduction in vertebrates", International Colloquium, Vol. 6. edited by : Ortavant R., Pelletier j. and Ravault J.P. I.N.R.A., Nouzilly.

PELLETIER J., GARNIER D.H., de REVIERS M.M. et al. (1982). Seasonal variation in LH and testosterone release in rams of two breeds. J. Reprod. Fert., 64 (2), 341-346.

PELLETIER J., BRIEU V. and RAVAULT J.P. (1985). Entrainement et stimulation par la lumière de la secrétion de la prolactine chez le bélier. C.R. Acad. Sc. Paris, 301 (III), n° 6, 323-328.

RATTRAY P.V. (1977). Nutrition and reproductive efficiency. p.553-571. in : "Reproduction in Domestic Animals", Third Ed. edited by : Cole H.H. and Cupps P.T. Academic Press, New York.

RAVAULT J.D. (1976). Prolactin in the ram : seasonal variations in the concentration of blood plasma from birth until three years old. Acta Endocr., 83, 720-725. I.N.R.A., Paris.

RAVAULT J.P., DAVEAU A. and ORTAVANT R. (1981). Evidence for a photosensible phase for prolactin secretion in relation to the dusk in rams. p.135-146. in : "Photoperiodism and reproduction in Vertebrates", International Colloquium, Vol. 6. edited by : Ortavant R., Pelletier J. and Ravault J.P. I.N.R.A., Nouzilly.

RAVAULT J.P., BARENTON B., BLANC M., DAVEAU A., GARNIER D.M., ORTAVANT R., PELLETIER J., de REVIERS M.M. and TERQUI M. (1982), Influence of 2 Br-α-ergocryptine (CB 154) on the secretion of prolactin, LH, FSH and testosterone and on testicular growth in rams subjected to different photoperiods. Reprod. Nutr. Develop., 22 (6), 989-998.

REITER R.J. (1981). Melatonin as mediator of the effects on the pineal gland on reproduction in Syrian hamsters. p.189-200. in : "Photoperiodism and reproduction in Vertebrates", International Colloquium, Vol. 6. edited by : Ortavant R., Pelletier J. and Ravault J.P. I.N.R.A., Nouzilly.

ROSCISZEWSKA Z.E. (1984). Evaluation of sexual behaviour in rams in relation to their reproductive capacity. An. Reprod. Sci., 7, 517-520.

SAACKE R.G. (1982). Components of semen quality. J. Anim. Sci. (suppl, II), 55, 1-13.

SALMON I., COGNIE Y., ORGEUR P., VENIER G. and SIGNORET J.P. (1984). Effet du comportement sexuel et de la production spermatique du bélier sur la fertilité en accouplement naturel. Ann. Zootech., 33 (3), 343-352.

SANFORD L.M., WINTER J.S.D. and PALMER W.M. (1974). The profile of LH and testosterone secretion in the ram. Endocr., 96 (2), 627-631.

SANFORD L.M., PALMER W.M. and HOWLAND (1977). Changes in the profiles of serum LH, FSH and T and in mating performance and ejaculed volume in the ram during the ovine breeding season. J. of Anim. Sc., 45 (6), 1382-1391.

SANFORD L.M., SIMARAKS G., PALMER W.M. and HOWLAND B.E. (1982). Circulating estrogen levels in the ram : influence of season and mating, and their relationship to testosterone levels and mating frequency. Can. J. Anim, Sc., 62, 85-93.

SANFORD L.M., YARNEY T.A. (1983). Cicannual changes in serum levels of pituitary hormones and testosterone and in testis size of sexually active and inactive adult rams. Can. J. Anim. Sci., 63, 811-821.

SANFORD C.S. (1961). The development of the testis of the Merino ram, with special reference to the origin of adult stem cells.Austr. J. Agri. Res., 13, 487-502.

SCHANBACHER B.D. and FORD J.J. (1976). Seasonal pdofiles of plasma luteinizing hormone, testosterone and estradiol in the ram. Endocrinology, 99, 752-757.

SCHANDBACHER B.D. and LUNSTRA D.D. (1976). Seasonal changes in sexual activity and serum levels of LH and testosterone in Finnish Landrace and Suffolk rams. J. of An. Sc., 43 (3), 644-649.

SCHANDBACHER B.D. (1979). The regulation of FSH secretion in rams. J. Reprod. Fert., suppl., 26, 15-16.

SCHANDBACHER B.D. (1979). Increased lamb production with rams exposed to short daylengths during the nonbreeding season. Journ. of Animal Science, 49 (4), 927-932.

SCHANDBACHER B.D. (1984). Regulation of luteinizing hormone secretion in male sheep by endogenous estrogen. Endocr., 115, 944-950.

SCOTT T.W., VOLGLMAYR J.K. and SETCHELL B.P. (1967). Lipid composition and metabolism in testicular and ejaculated ram spermatozoa. Biochem. J., 102, 456-461.

SETCHELL B.P., WAITES G.M.H. and LINDNER H.R. (1965). Effect of undernutrition on testicular blood flow and metabolism and the output if testosterone in the ram. J. Reprod. Fert., 9, 149-162.

SETCHELL B.P. (1967). The blood-testicular fluid barrier in sheep. J. Physiol. 189, 63-65.

SETCHELL B.P. and HINKS N.T. (1967). The importance of glucose in the oxidative metabolism of the testis of the conscious ram and the role of the pentose cycle. Biochem. J., 102, 623-630.

SETCHELL B.P. (1970). Testicular blood supply lymphatic drainage and secretion of fluid. p.101-241. in : "The Testis", vol. 1, edited by : Johnson A.B., Gomez W.R. and Vandermark N.L. p.101-241. Academic Press, New York.

SETCHELL B.P. and WAITES G.M.H. (1975). The blood testis barrier. p.143-173. in : "Handbook of Physiology", section 7, Endocrinology (Male reproductive system), vol. V. Am. Physiol. Soc., Washington D.C.

SETCHELL B.P. (1977). Male reproductive organs and semen. p.229-254. in : "Reproduction in Domestic Animals", Third Ed. edited by : Cole H.H. and Cupps P.T. Academic Press, New York.

SHERWOOD O.D. and MAC SHAN W.H. (1977). Gonadotropins. p.17-48. in : "Reproduction in Domestic Animals", Third Ed. edited by : Cole H.H. and Cupps P.T. Academic Press, NEw York.

SIGNORET J.P., FABRES-NYS C. and ORGEUR P. (1980). Contrôle hormonal de la différenciation sexuelle. Annals d'Endocr., 41, 523-530.

SIGNORET J.P., SALOMON I. and MOLENAT G. (1984). Contrôle des capacités sexuelles et de la production spermatique des béliers avant la lutte et performances obtenues en race Merinos d'Arles. p.252-265. in : "La reproduction chez les ovins et les caprins". Journées de recherche ovine et caprine. I.N.R.A.-I.T.O.V.I.C., Paris.

SIMPSON A.M., SUTTIE J.M. and RAY R.N.B. (1984). The influence of artificial photoperiod on the growth, appetite and reproductive status of male red deer and sheep. Animal Reprod., 6, 291-299.

STEINBERGER E. and STEINBERGER A. (1975). Spermatogenic function of testis. p.1-21. in : "Handbook of Physiology", section 7, Endocrinology (Male reproductive system), vol. V. edited by : Hamilton D.W. and Greep R.O. Am. Phys. Soc., Washington D.C.

SUMATA I.K. and EDEY T.N. (1985). Reproductive development during winter and spring of Merino ram lambs grown at three different rates. Aust. J. Agric. Res., 36, 161-167.

THIBIER M. (1981). Hormonologie de la reproduction. Un nouveau concept : la régulation endocrine par modulation de fréquence. Rec. Med. Vet., 157 (1). 15-28.

TUCKER H.A. and PETITCLERC C.D. (1981). The role of the eye on secretion of prolactin during various photoperiods and season in cattle. p.147-156. in : "Photoperiodism and Reproduction in Vertebrates", Internationnal Colloquium, Vol. 6. edited by : Ortavant R., Pelletier J. and Ravault J.P. I.N.R.A., Nouzilly.

TULLEY D. and BURFENING P.J. (1983). Libido and scrotal circumference of rams as affected by season of the year and altered photoperiod. Theriogenology, 20 (4), 435-448.

TUREK F.W. and CAMPBELL C.S. (1979). Photoperiodic regulation of neuroendocrine-gonadal activity. Biol. of Reprod., 20, 32-50.

TUREK F.N. and PICKARD G.E. (1981). Partial inhibition of short-day induced testicular regression by small lesions of the suprachiasmatic nucleus region in hamster. p.175-187. in : "Photoperiodism and Reproduction in vertebrates", International Colloquium, vol. 6. edited by : Ortavant R., Pelletier J. and Ravault J.P. I.N.R.A., Nouzilly.

VAISSAIRE J.P., HUNT A. and VACHE V. (1977). Hormonologie hypotalamo-hypophysaire, les hormones hypothalamiques. Rec. Med. Vet., 153 (6), 385-394.

VOLGMAYR J.K., SCOTT T.W., SETCHELL B.P. and WAITES G.M.H. (1967). Metabolism of testicular spermatozoa and characteristics of testicular fluis collected from conscious rams. J. Reprod. Fert., 14, 87-99.

VOLGMAYR J.K. and WHITE I.G. (1979). Effects of rete testis and epididymal fluid on the metabolism and motility of testicular and post-testicular spermatozoa of the ram. Biol. of Reprod., 20, 288-293.

VOLGMAYR J.K., SAWYER R.F. and DACHEUX J.L. (1985). Glycoproteins : a variable factor in surface transformation of ram spermatozoa during epididymal transit. Biol. of Reprod., 33, 165-176.

WAITES G.M.H. (1970). Temperature regulation and the testis. p,241-282. in : "The Testis", vol. 1. edited by : Johnson A.D., Gomes W.R. and Vandemark N.L. Academic Press, New York.

WILSON P.R. and LAPWOOD K.R. (1978). Studies of hormone secretion in Ronney rams : luteinizing hormone, testosterone and prolactin plasma profiles, LH/testosterone interrelationship and the influence of seasons, Theriogenology, 9 (3), 279-294.

YEATES N.T.M. (1949). The breeding season of the sheep and particular reference to its modification by artificial means using light. J. Agric. Sci., 39, 1-43.

ANNEXES

ANNEXES 1 et 2: Evolution du diamètre scrotal au cours d'une année pour 6 béliers Texel.

ANNEXES 3 et 4: Evolution du volume du sperme au cours d'une année pour 6 béliers Texel.

ANNEXES 5 et 6: Evolution de la motilité massale du sperme au cours d'une année pour 6 béliers Texel.

ANNEXES 7 et 8: Evolution du nbre de sp./ml des éjaculats au cours d'une année pour 6 béliers Texel.

ANNEXES 9 et 10: Evolution du nbre de sp./éjac. au cours d'une année pour 6 béliers Texel.

ANNEXES 11 et 12: Evolution de la concentration en FSH du sang au cours d'une année pour 6 béliers Texel.

ANNEXES 13 et 14: Evolution de la concentration sanguine de FSH (ng/ml) au cours de prises de sang sériées toutes les heures pendant 24h en mars.

ANNEXES 15 et 16: Evolution de la concentration sanguine de FSH (ng/ml) au cours de prises de sang sériées toutes les heures pendant 24h en juillet.

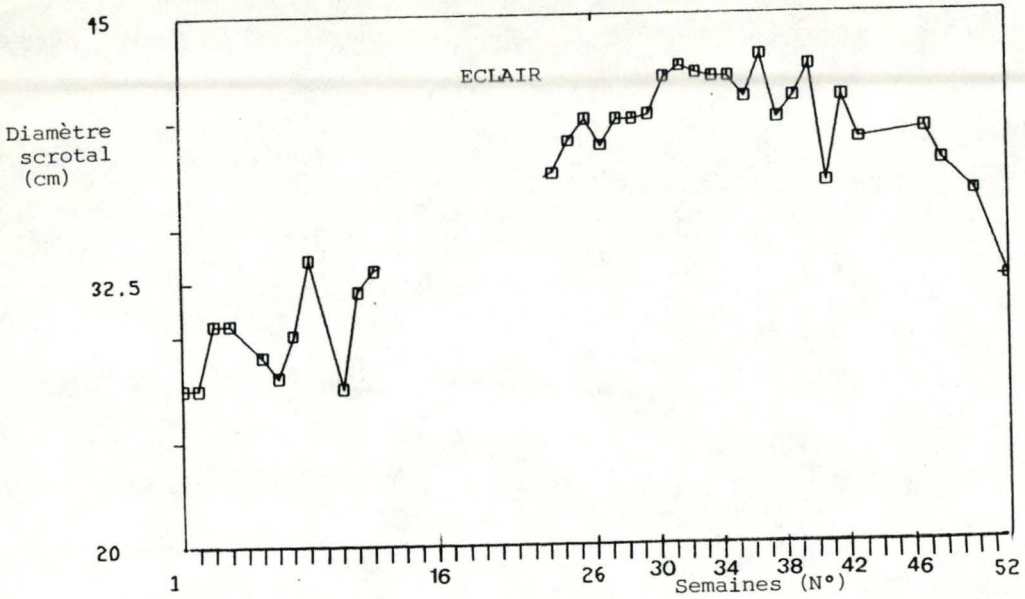
ANNEXES 17 et 18: Evolution de la concentration sanguine de FSH (ng/ml) au cours de prises de sang sériées toutes les heures pendant 24h en octobre.

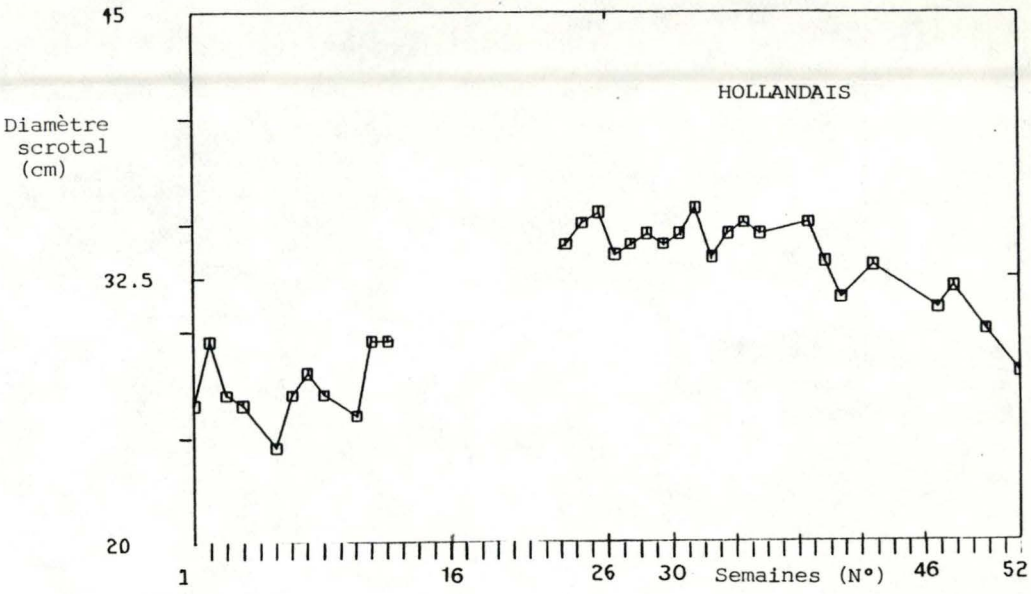
ANNEXES 19 et 20: Evolution de la concentration en testostérone du sang au cours d'une année pour 6 béliers Texel.

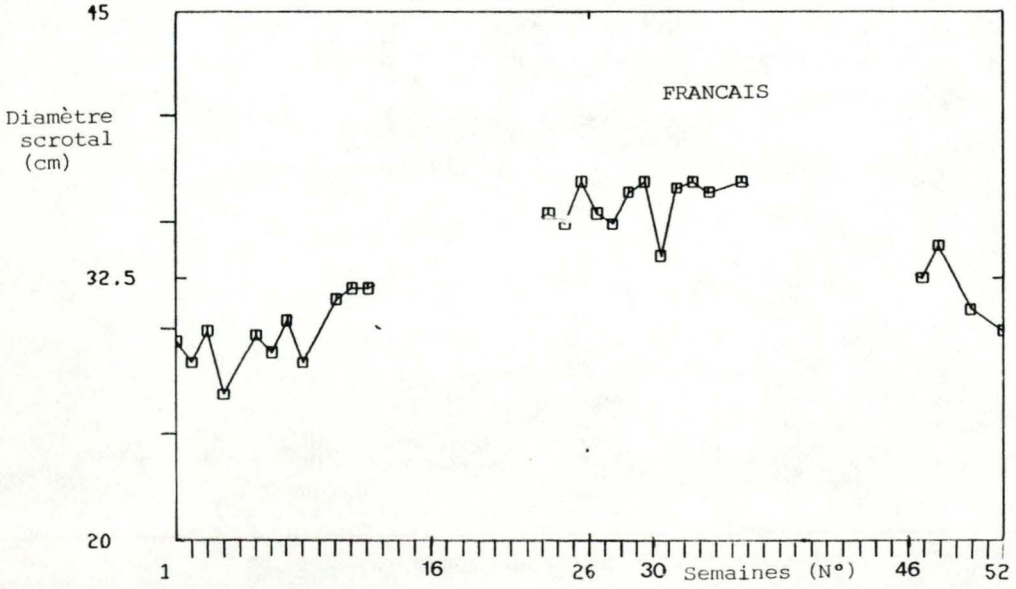
ANNEXES 21 et 22: Evolution de la concentration en testo. du sang (ng/ml) au cours de prises de sang sériées toutes les heures pendant 24h en mars.

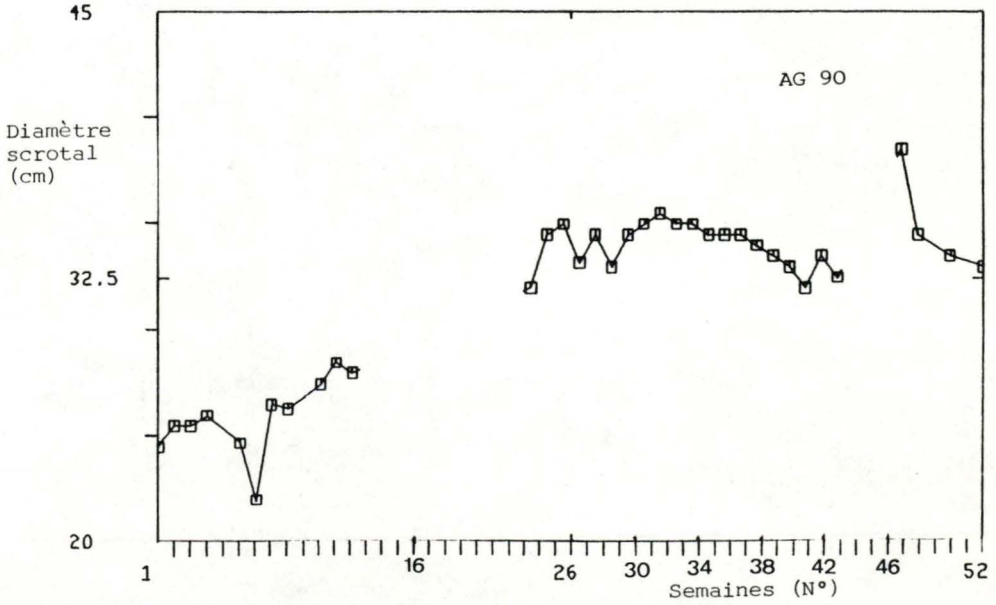
ANNEXES 23 et 24: Evolution de la concentration en testo. du sang (ng/ml) au cours de prises de sang sériées toutes les heures pendant 24h en juillet.

ANNEXES 25 et 26: Evolution de la concentration en testo. du sang (ng/ml) au cours de prises de sang sériées toutes les heures pendant 24h en octobre.

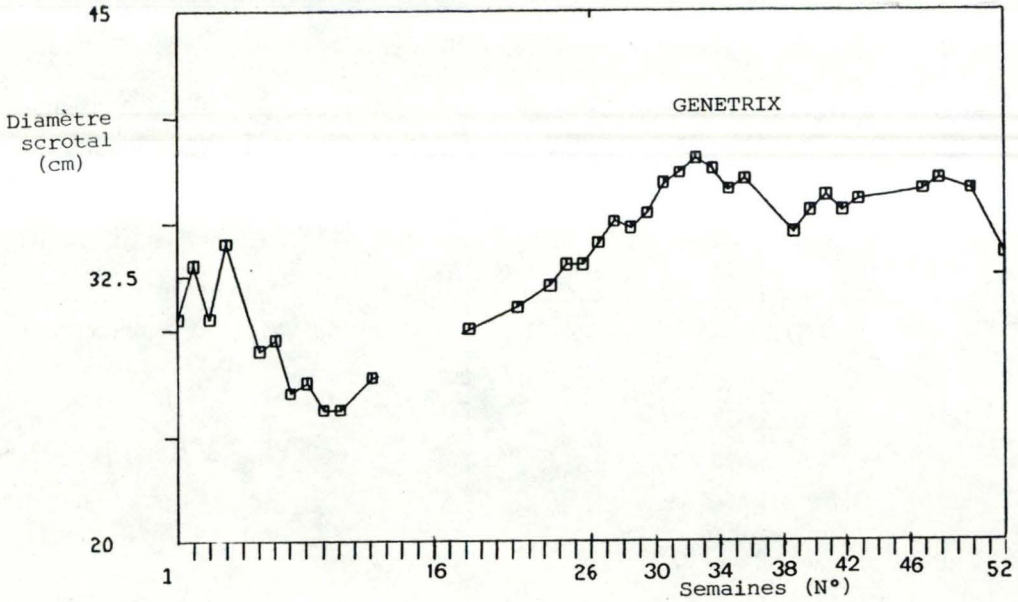

ECLAIR
Diamètre scrotal (cm)
15
32.5
20
1
16
26
30
34
38
42
46
52
Semaines (N°)

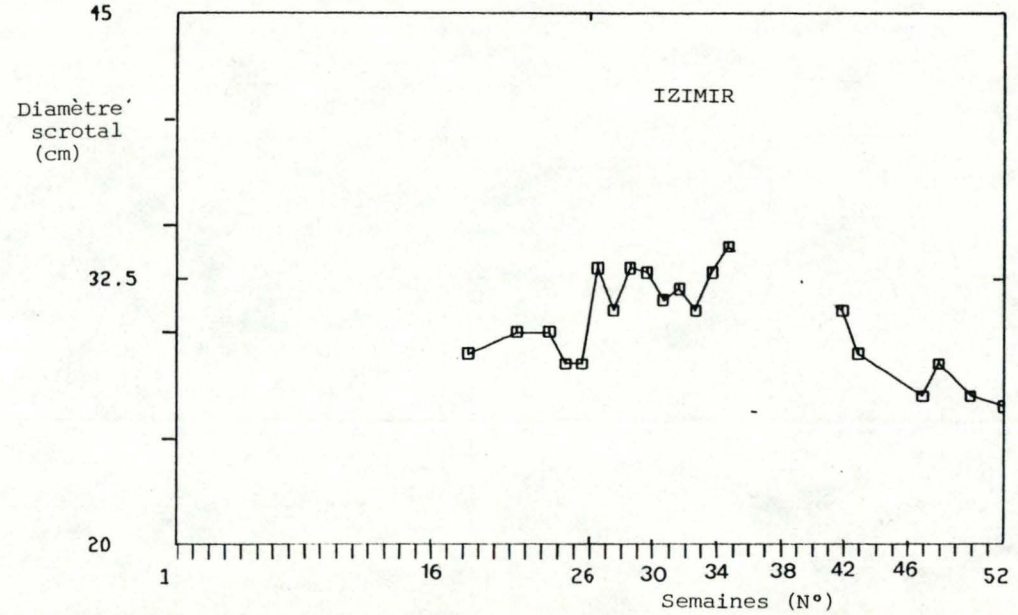

HOLLANDAIS
Diamètre scrotal (cm)
15
32.5
20
1
16
26
30
Semaines (N°)
46
52

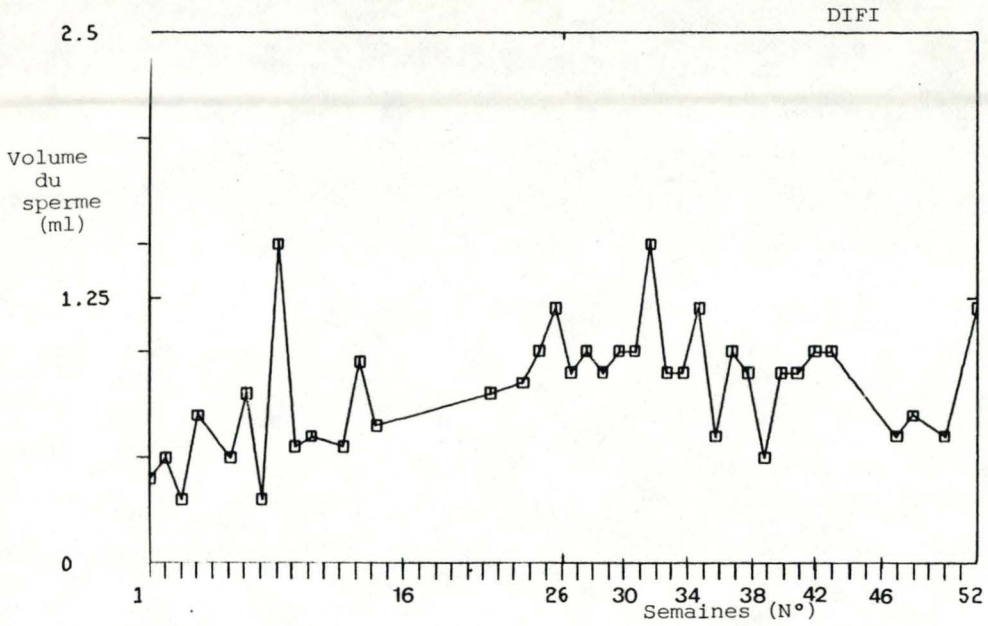

FRANCAIS
Diamètre scrotal (cm)
15
32.5
20
1
16
26
30
Semaines (N°)
46
52

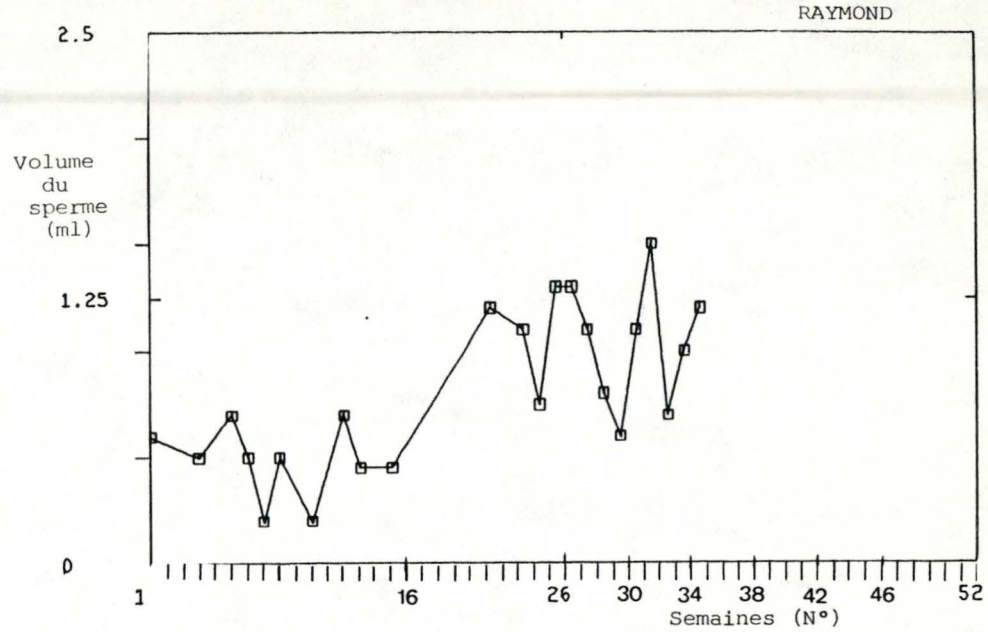

AG 90
Diamètre scrotal (cm)
15
32.5
20
1
16
26
30
34
38
42
46
52
Semaines (N°)

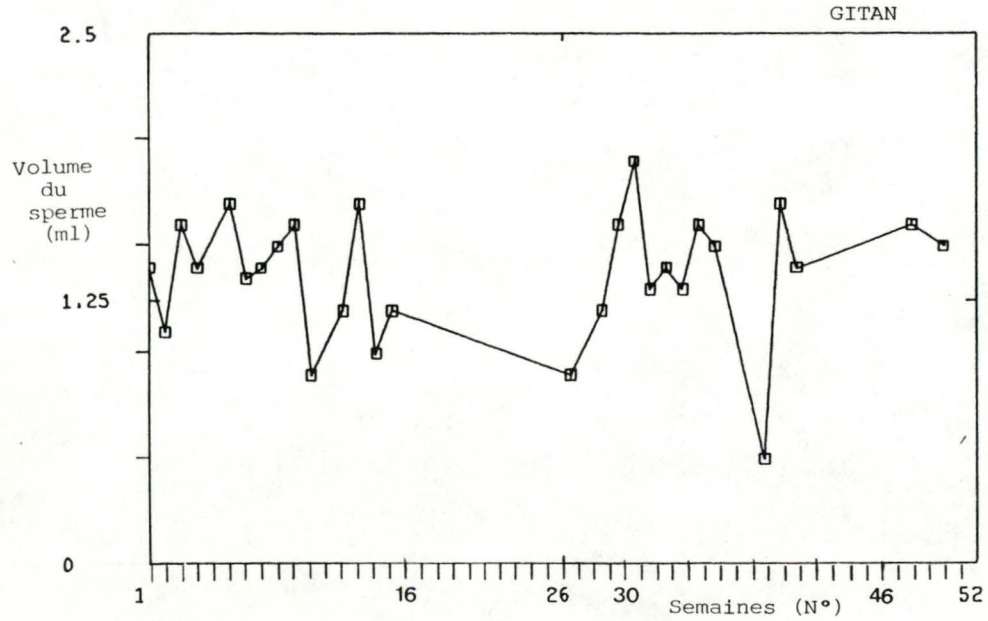
- ANNEXE I -

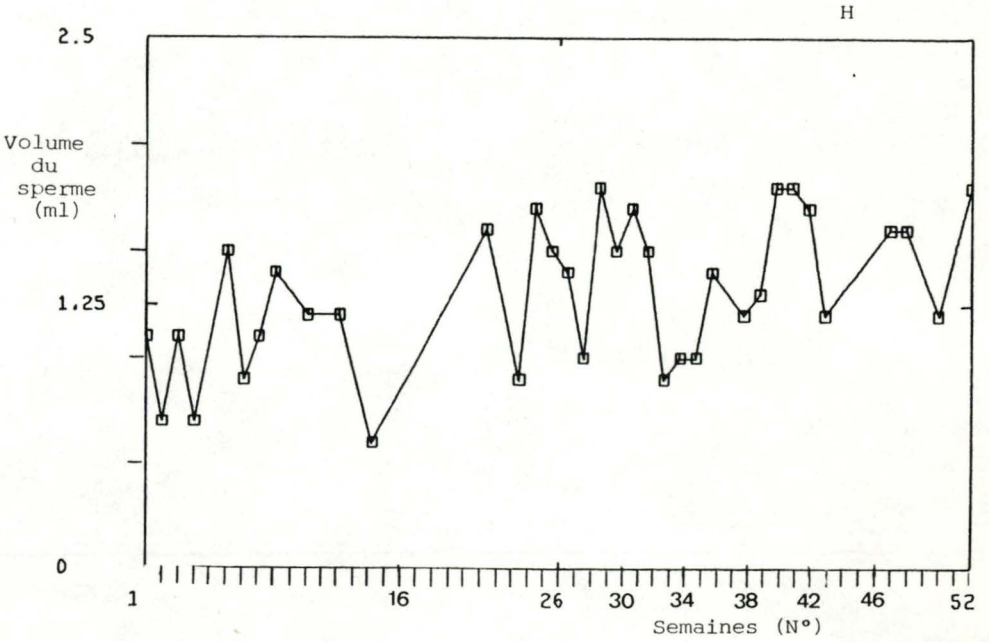

GENETRIX
Diamètre scrotal (cm)
45
32.5
20
1
16
26
30
34
38
42
46
52
Semaines (N°)


IZIMIR
Diamètre scrotal (cm)
45
32.5
20
1
16
26
30
34
38
42
46
52
Semaines (N°)

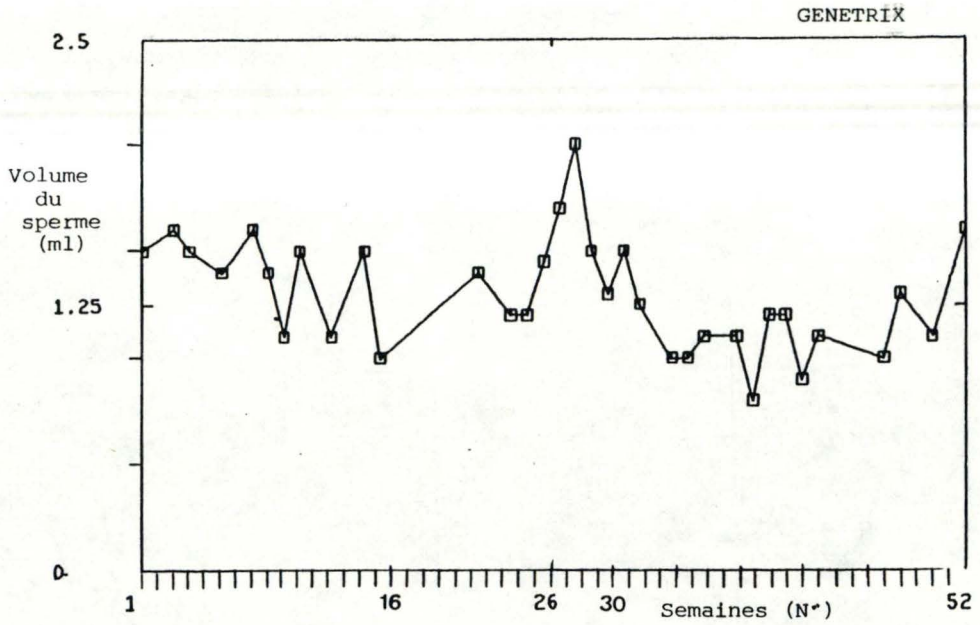

DIFI
2.5
1.25
0
Volume du sperme (ml)
1
16
26
30
34
38
42
46
52
Semaines (N°)

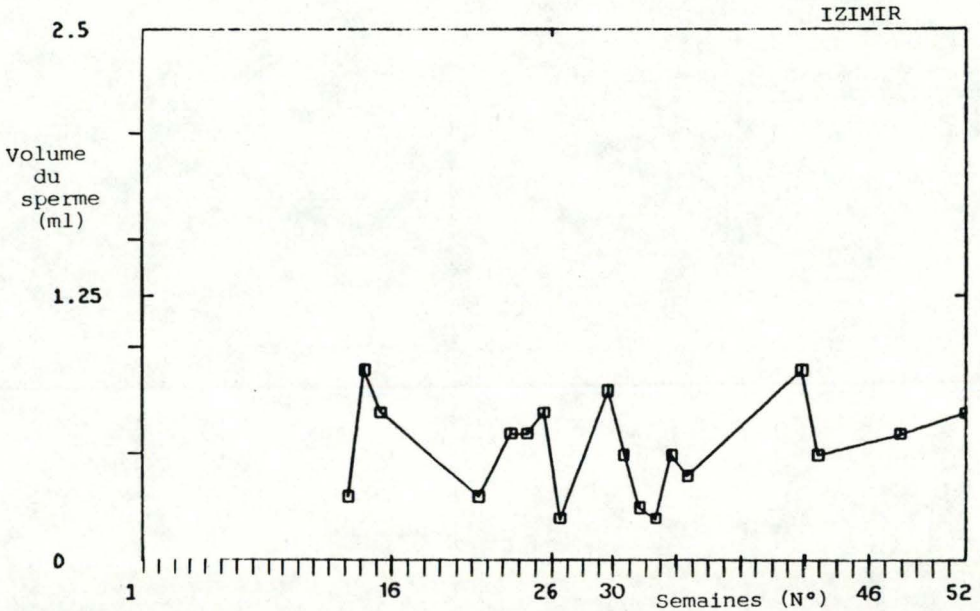

RAYMOND
2.5
1.25
0
Volume du sperme (ml)
1
16
26
30
34
38
42
46
52
Semaines (N°)

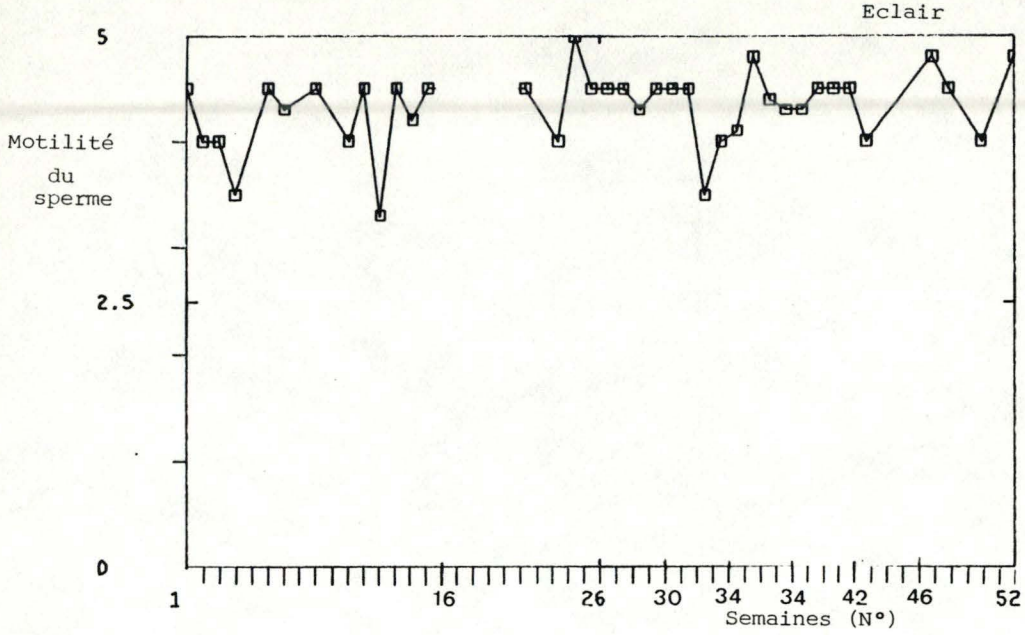

GITAN
2.5
1.25
0
Volume du sperme (ml)
1
16
26
30
46
52
Semaines (N°)

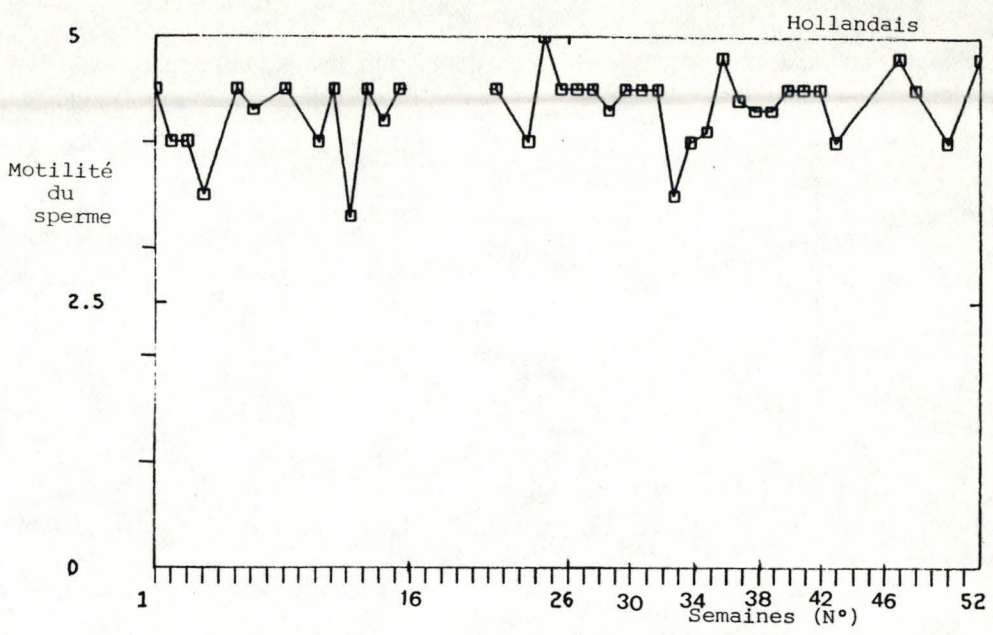

H
2.5
1.25
0
Volume du sperme (ml)
1
16
26
30
34
38
42
46
52
Semaines (N°)

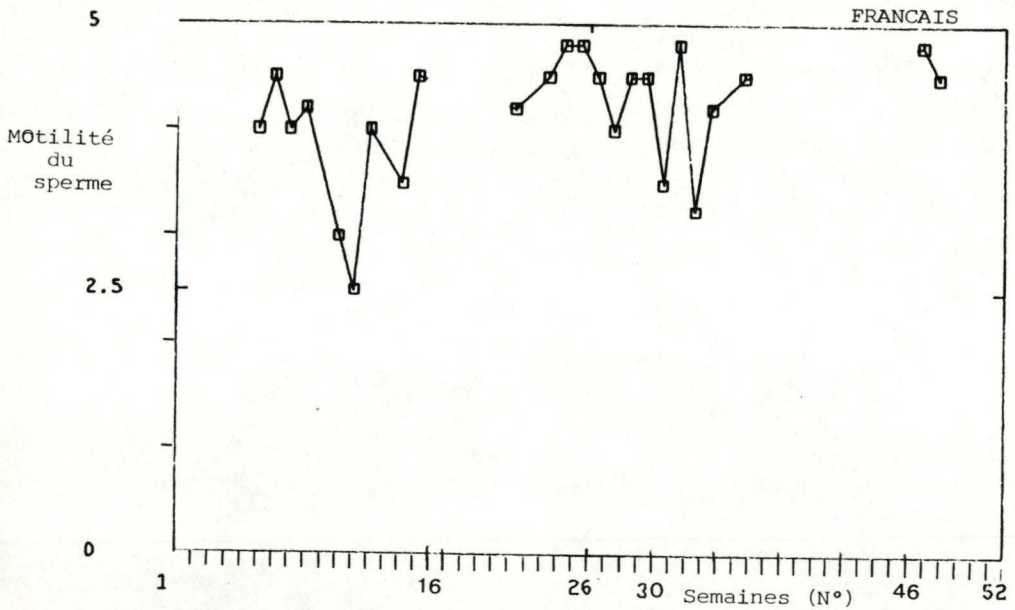
ANNEXE 3

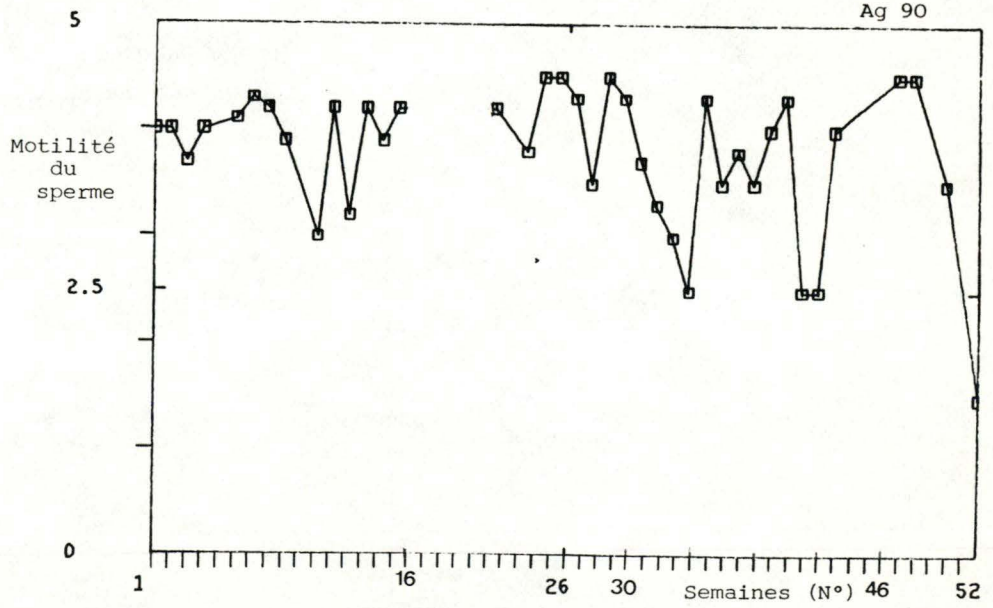

GENETRIX
2.5
Volume du sperme (ml)
1.25
0
1
16
26
30
Semaines (N°)
52


IZIMIR
2.5
Volume du sperme (ml)
1.25
0
1
16
26
30
Semaines (N°)
46
52

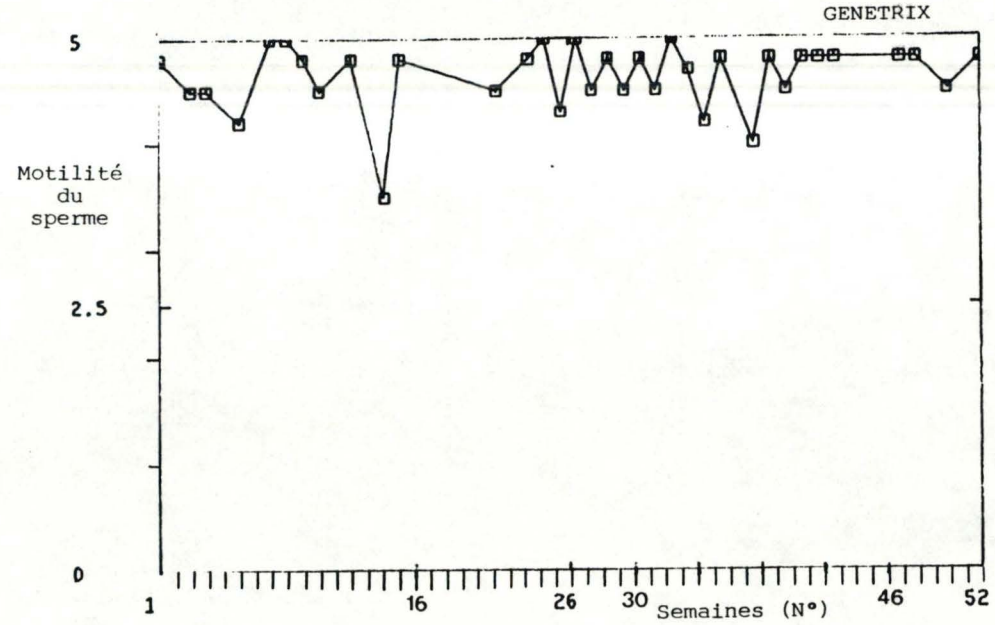

Eclair
5
Motilité
du
sperme
2.5
0
1
16
26
30
34
34
42
46
52
Semaines (N°)

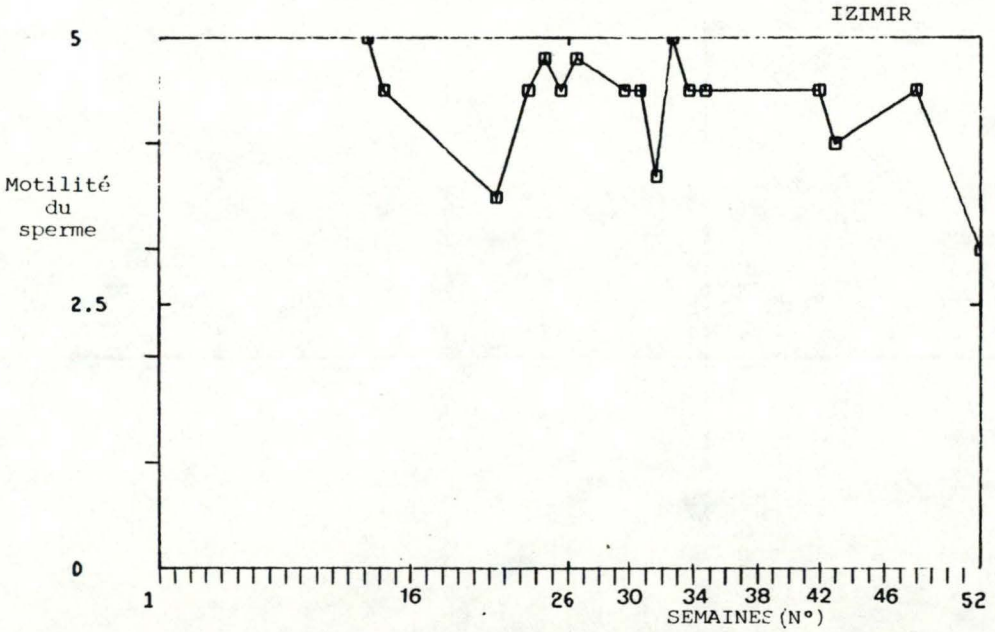

Hollandais
5
Motilité
du
sperme
2.5
0
1
16
26
30
34
38
42
46
52
Semaines (N°)


FRANCAIS
5
Motilité
du
sperme
2.5
0
1
16
26
30
Semaines (N°)
46
52

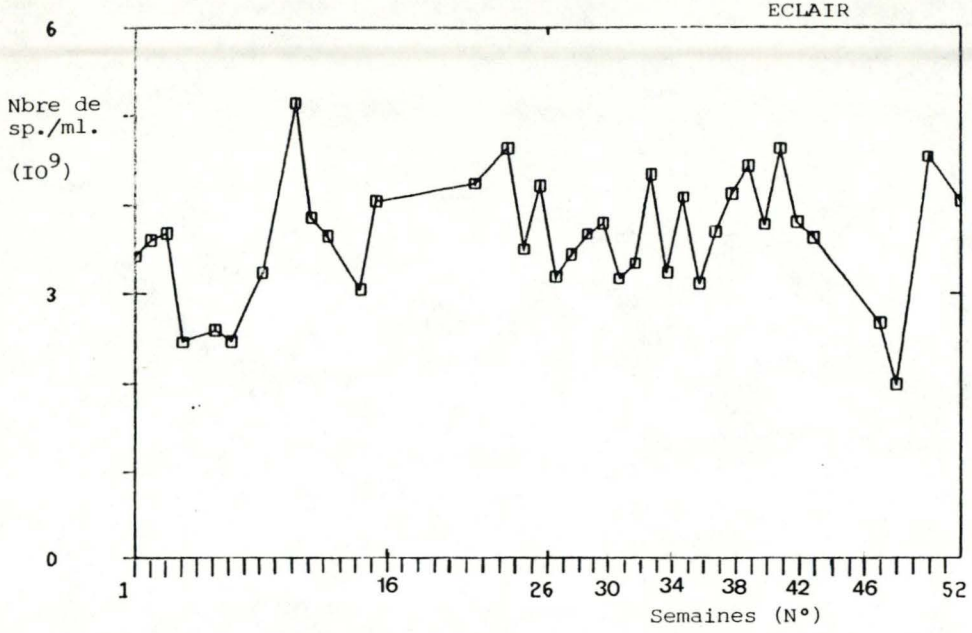

Ag 90
5
Motilité
du
sperme
2.5
0
1
16
26
30
Semaines (N°)
46
52

- ANNEXE 5 -

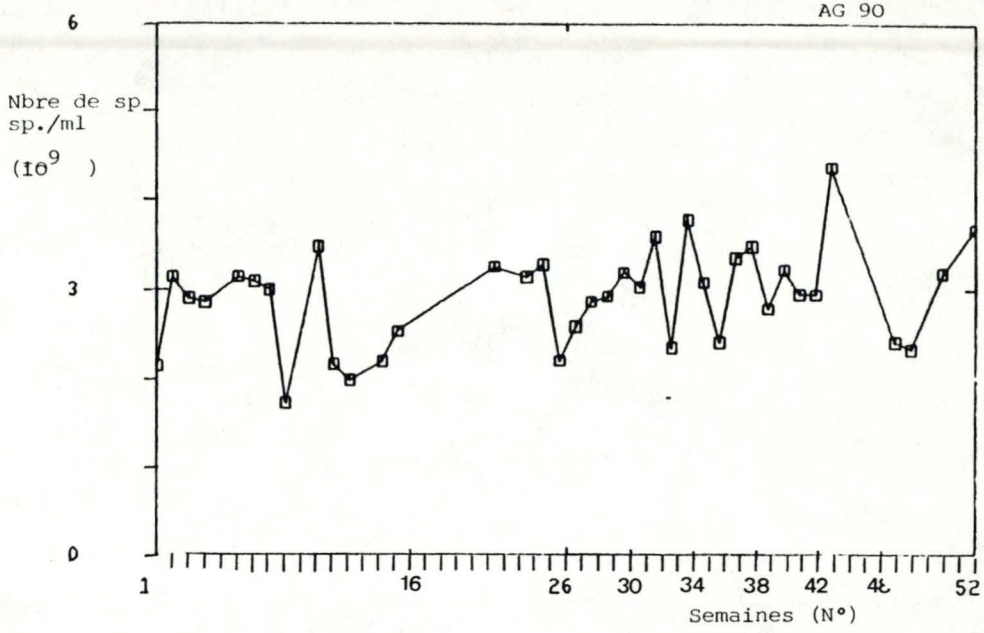

GENETRIX
5
2.5
0
Motilité du sperme
1
16
26
30
Semaines (N°)
46
52


IZIMIR
5
2.5
0
Motilité du sperme
1
16
26
30
34
38
42
46
52
SEMAINES (N°)

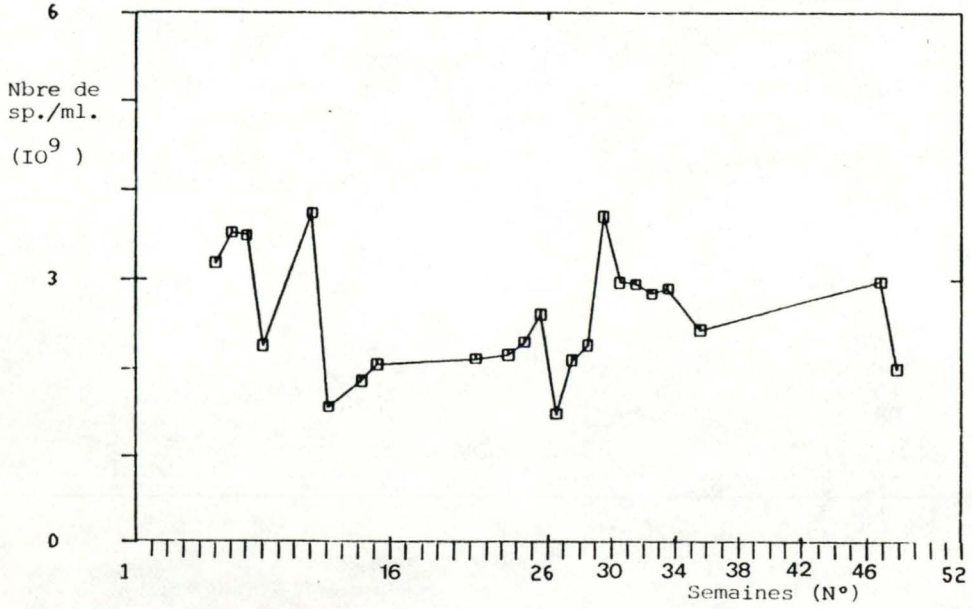
ECLAIR



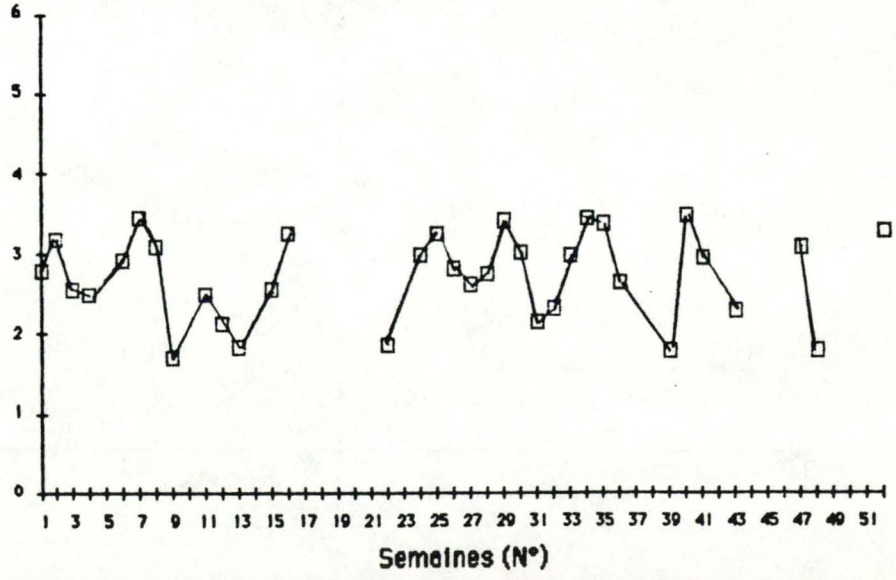
AG 90

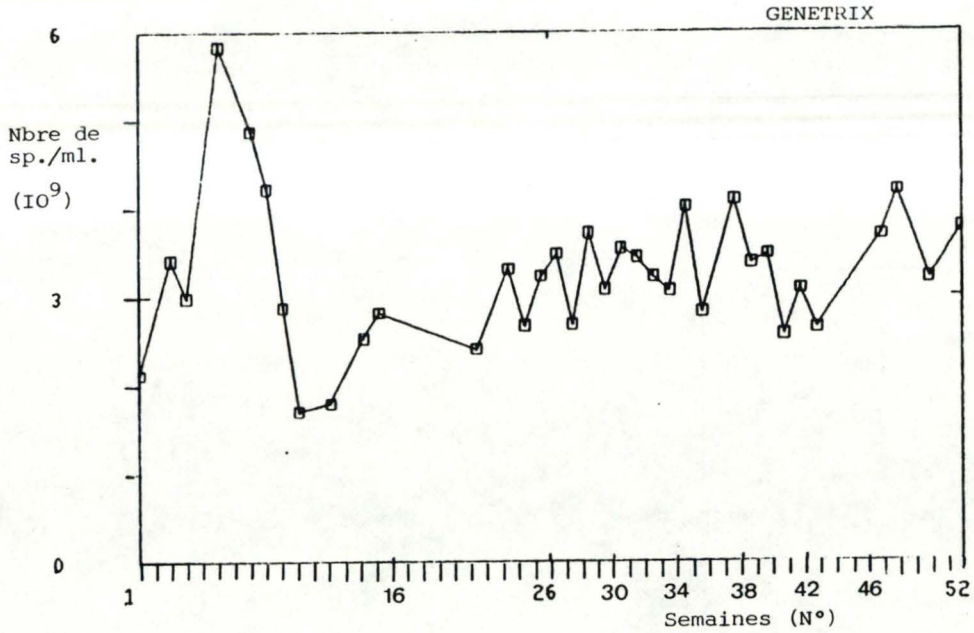


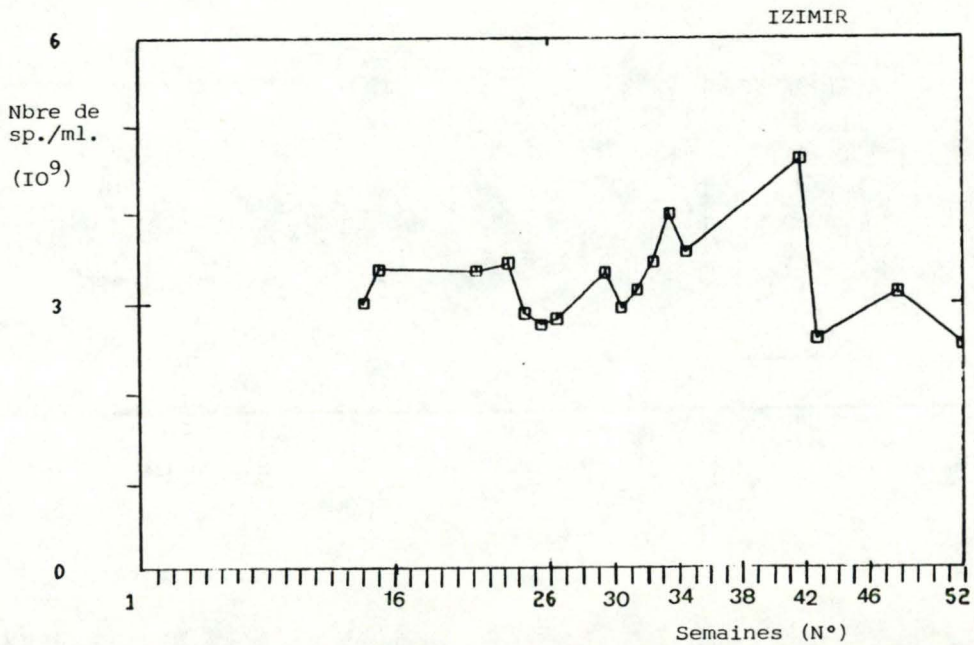
FRANCAIS



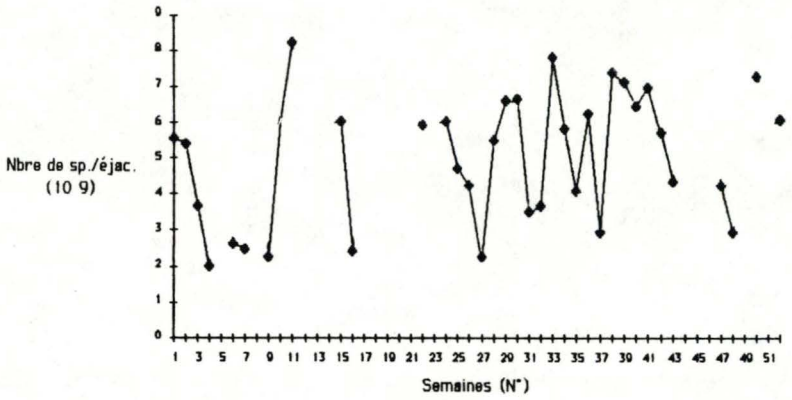
HOLLANDAIS



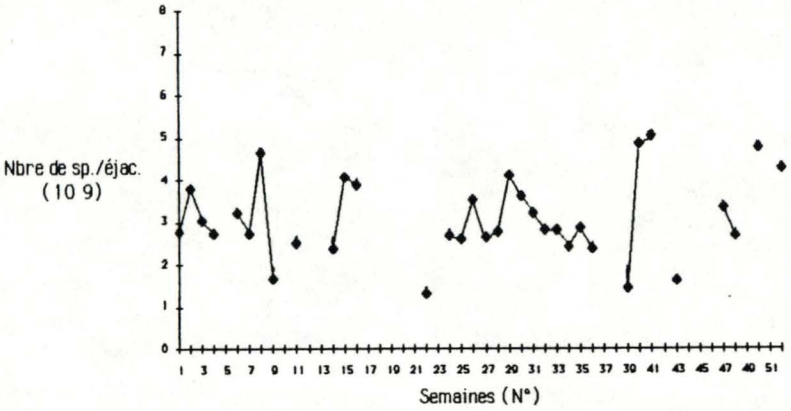

GENETRIX
6
3
0
Nbre de sp./ml. (IO^9)
1
16
26
30
34
38
42
46
52
Semaines (N°)


IZIMIR
6
3
0
Nbre de sp./ml. (IO^9)
1
16
26
30
34
38
42
46
52
Semaines (N°)

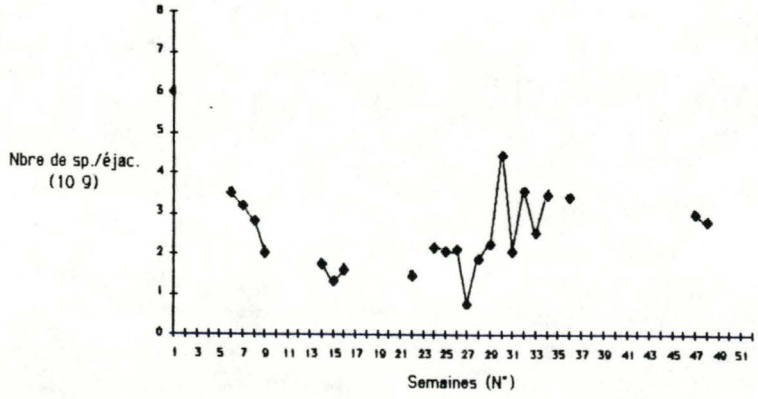
ECLAIR



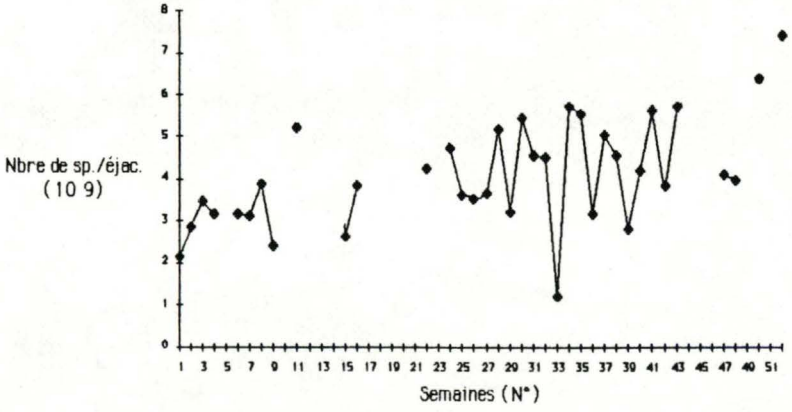
HOLLANDAIS



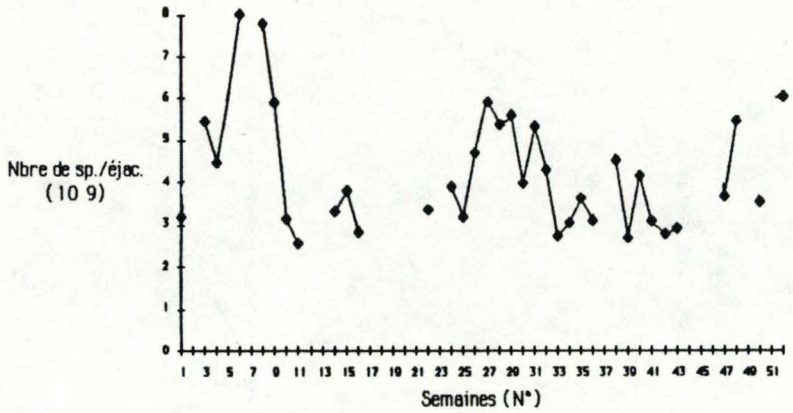
FRANCAIS



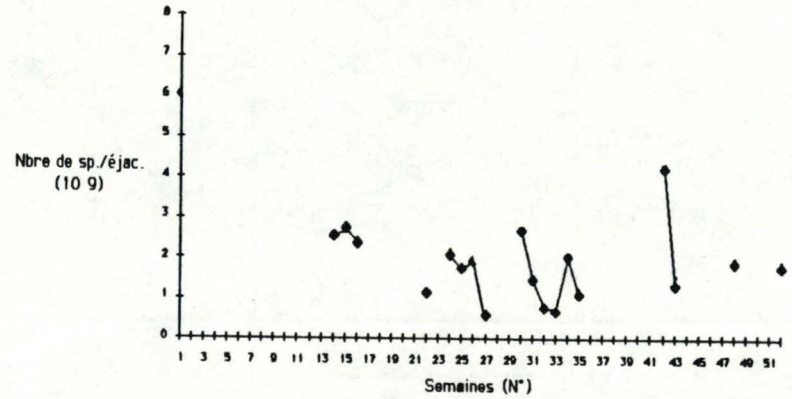
AΘ 90



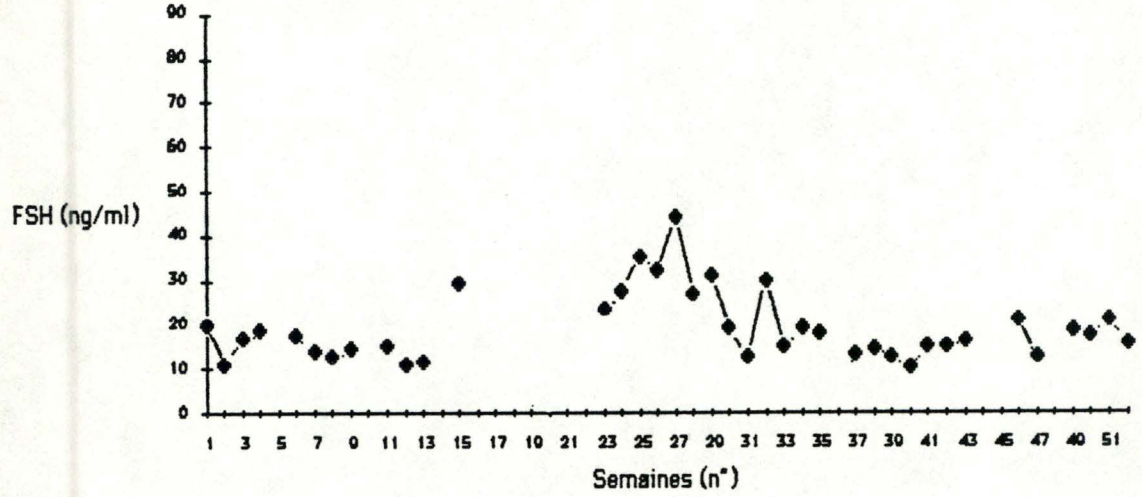
BENETRIX



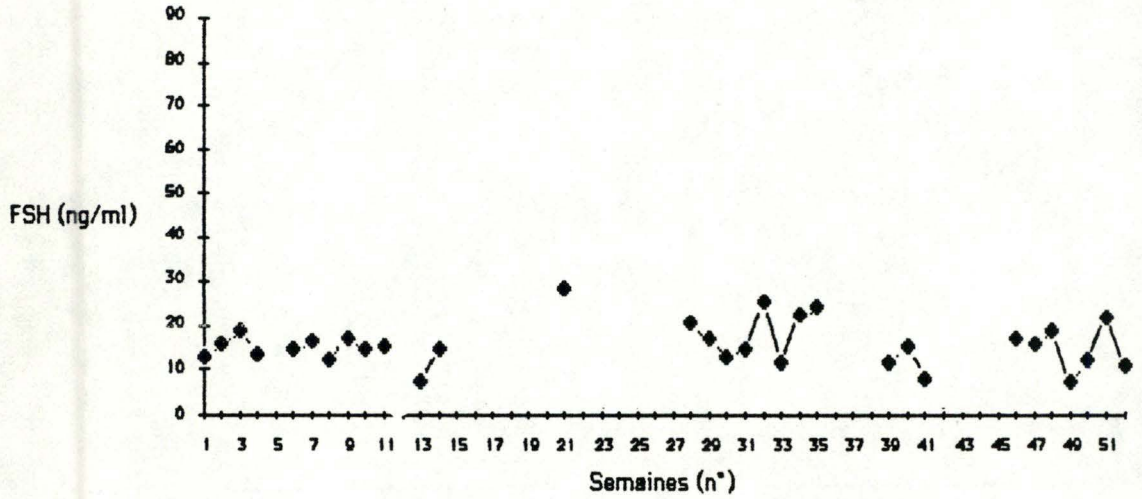
IZIMIR



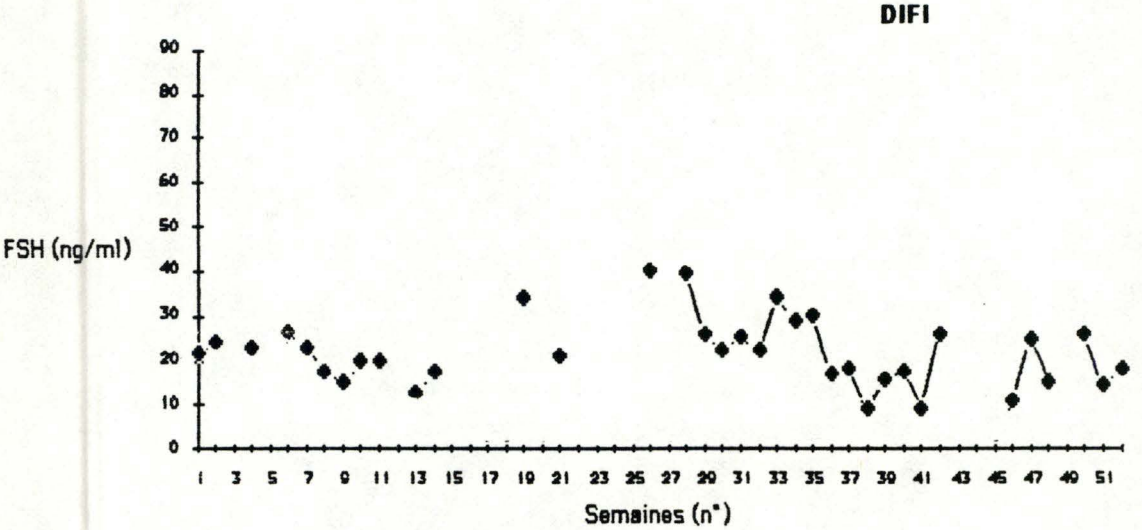
AG 90

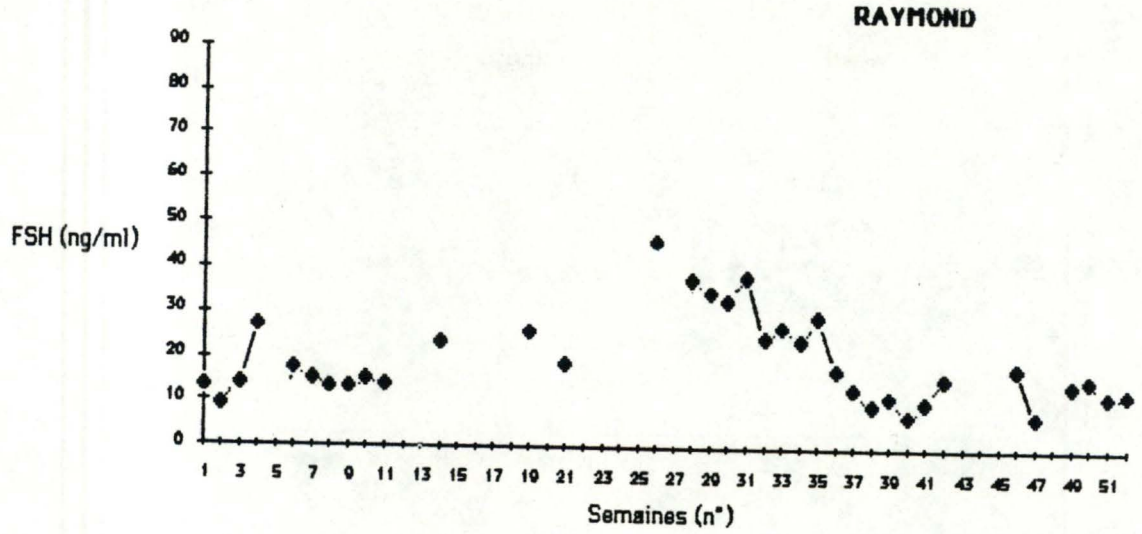


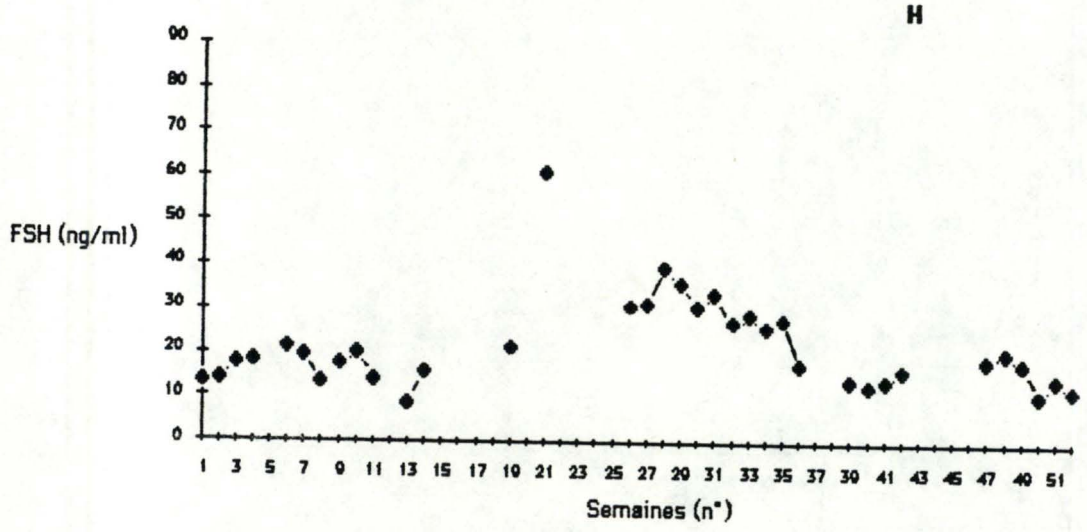
GITAN

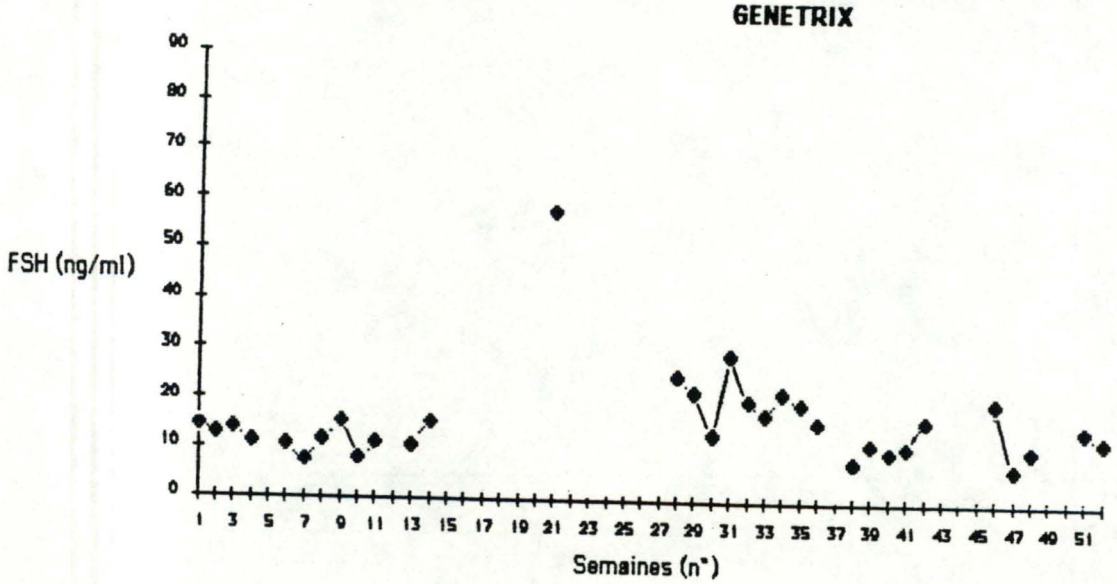


DIFI

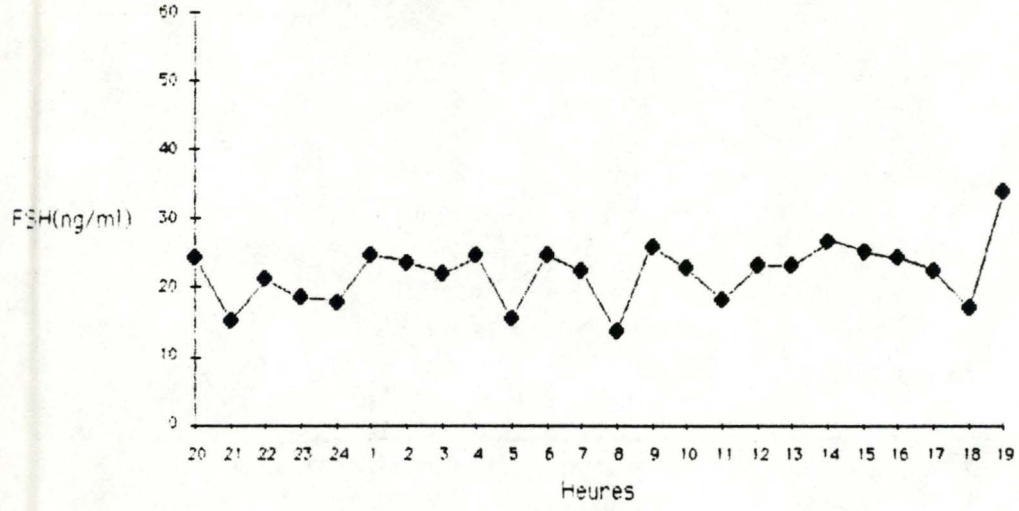



RAYMOND
FSH (ng/ml)
0 10 20 30 40 50 60 70 80 90
1 3 5 7 9 11 13 15 17 19 21 23 25 27 29 31 33 35 37 39 41 43 45 47 49 51
Semaines (n°)

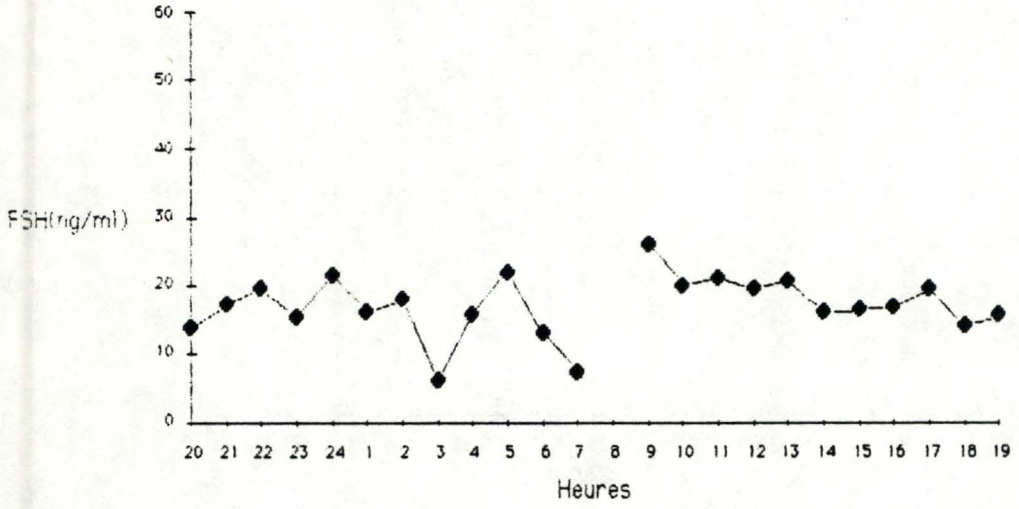

H
FSH (ng/ml)
0 10 20 30 40 50 60 70 80 90
1 3 5 7 9 11 13 15 17 19 21 23 25 27 29 31 33 35 37 39 41 43 45 47 49 51
Semaines (n°)


GENETRIX
FSH (ng/ml)
0 10 20 30 40 50 60 70 80 90
1 3 5 7 9 11 13 15 17 19 21 23 25 27 29 31 33 35 37 39 41 43 45 47 49 51
Semaines (n°)

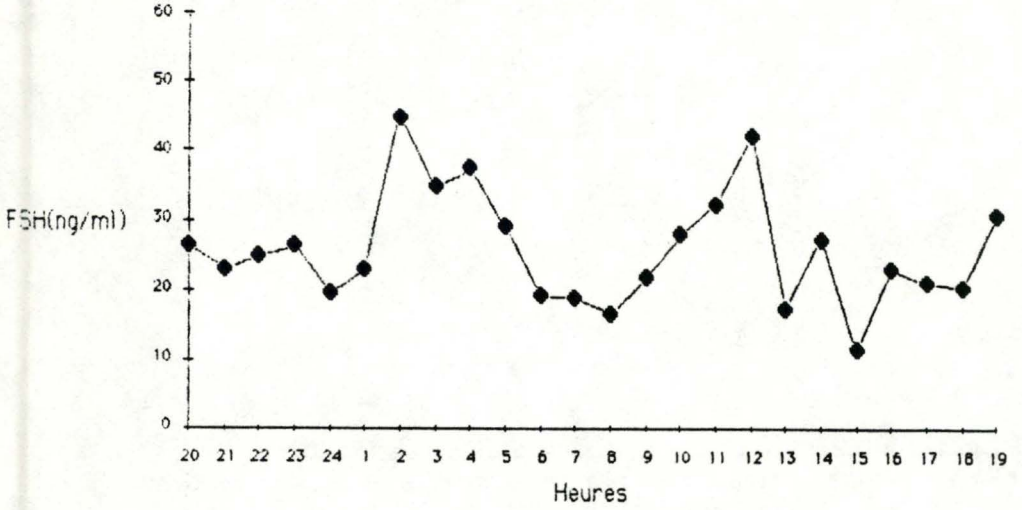
AG 90



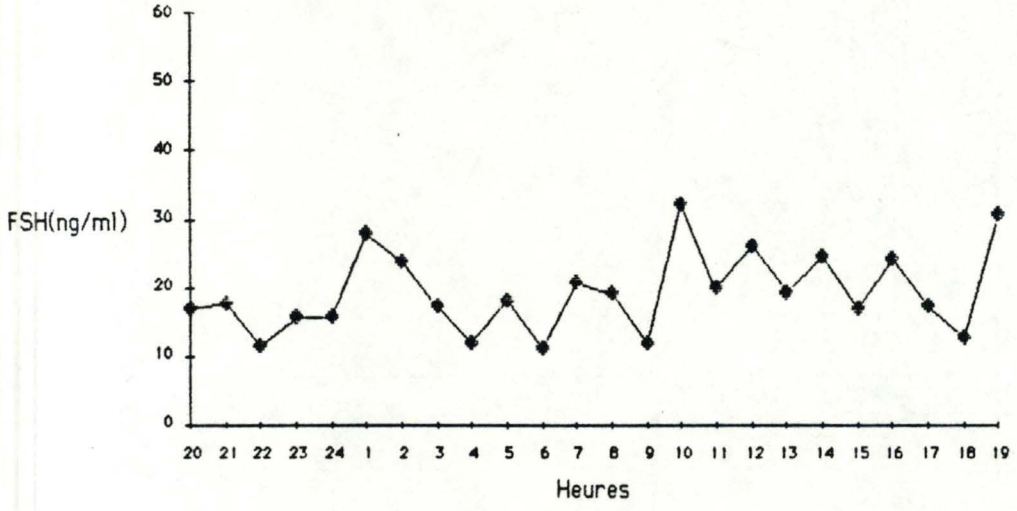
GITAN



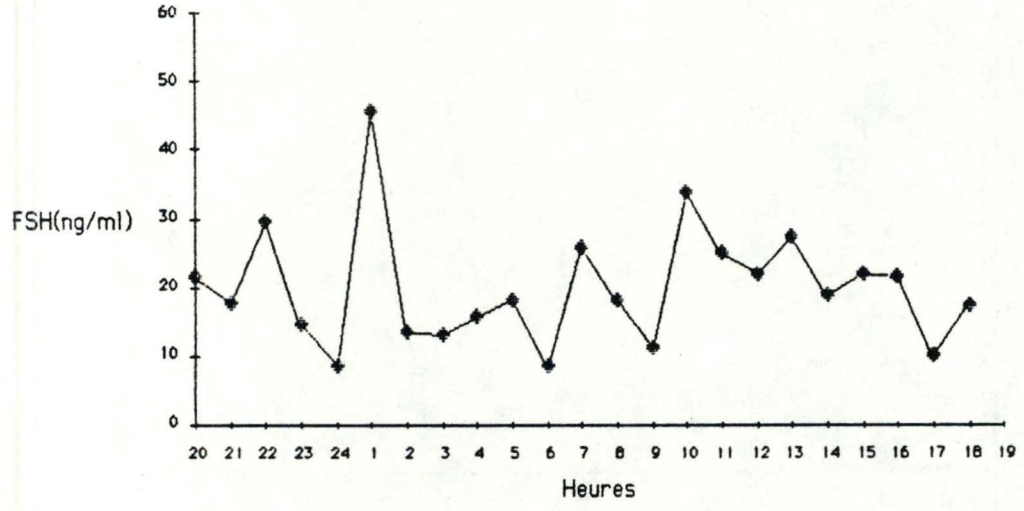
DIFI



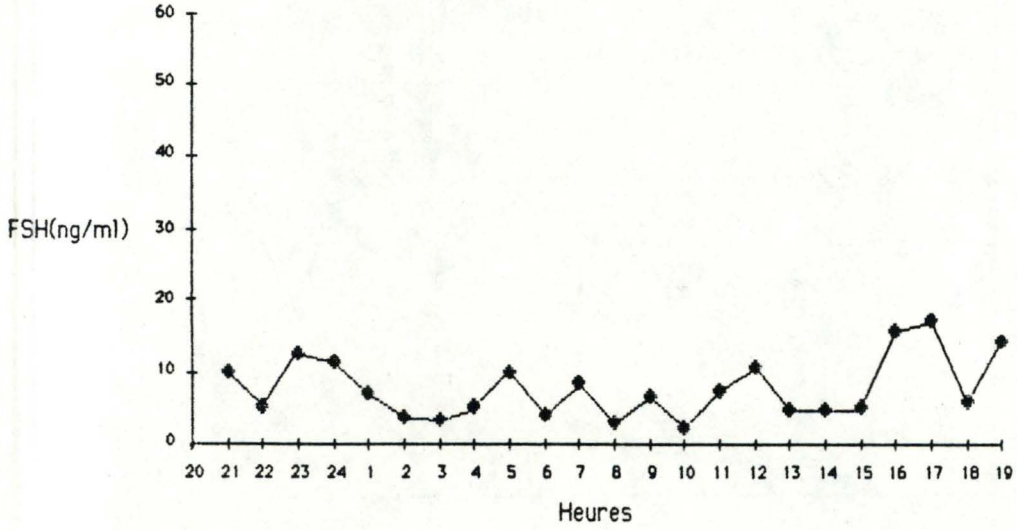
RAYMOND



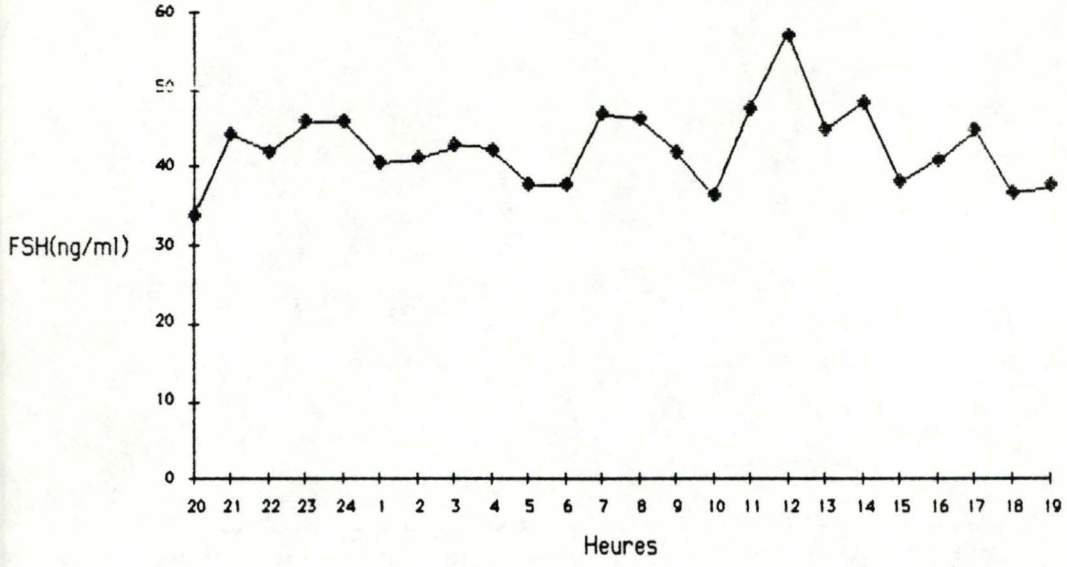
H



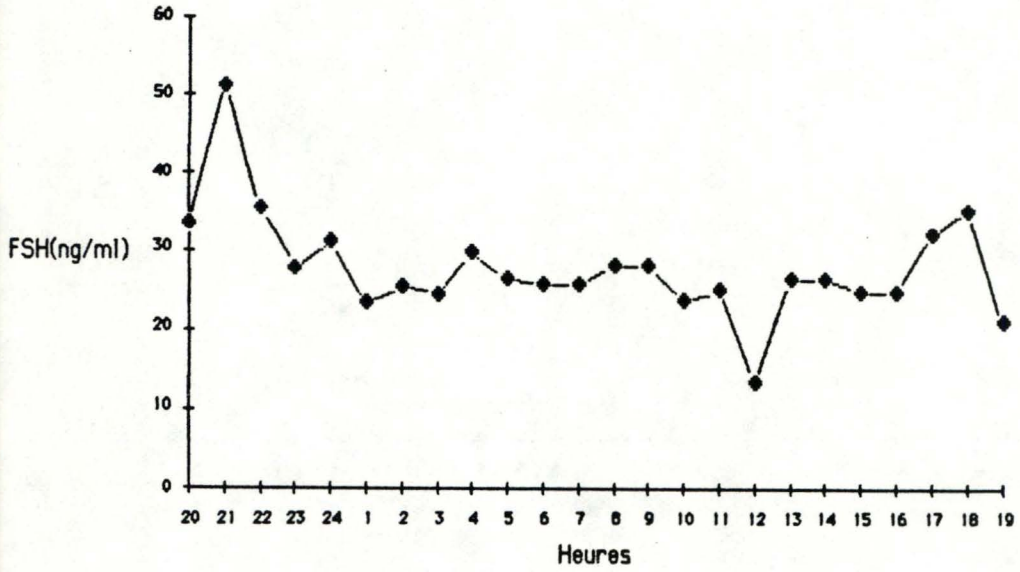
GENE



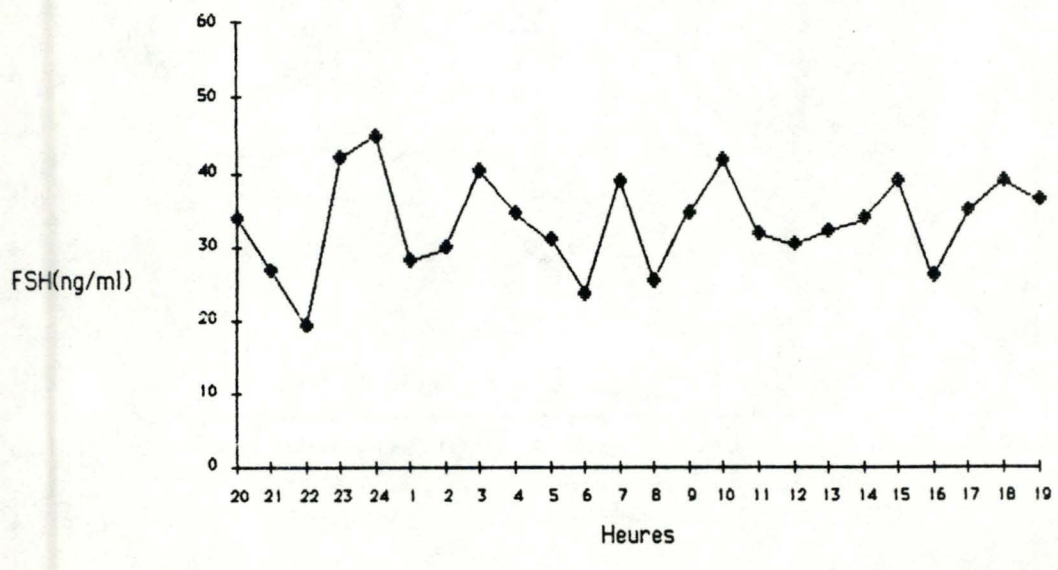
AG 90



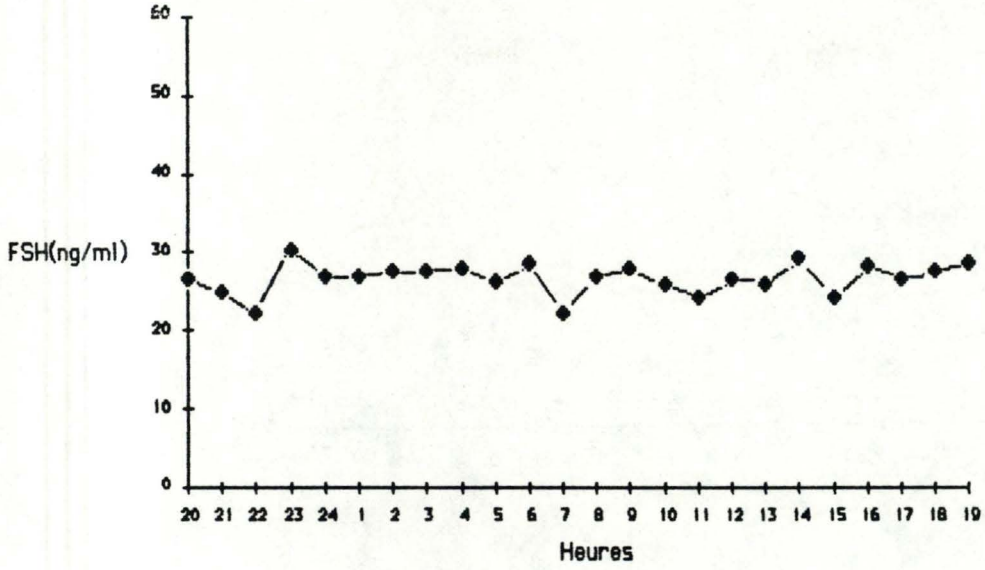
GITAN



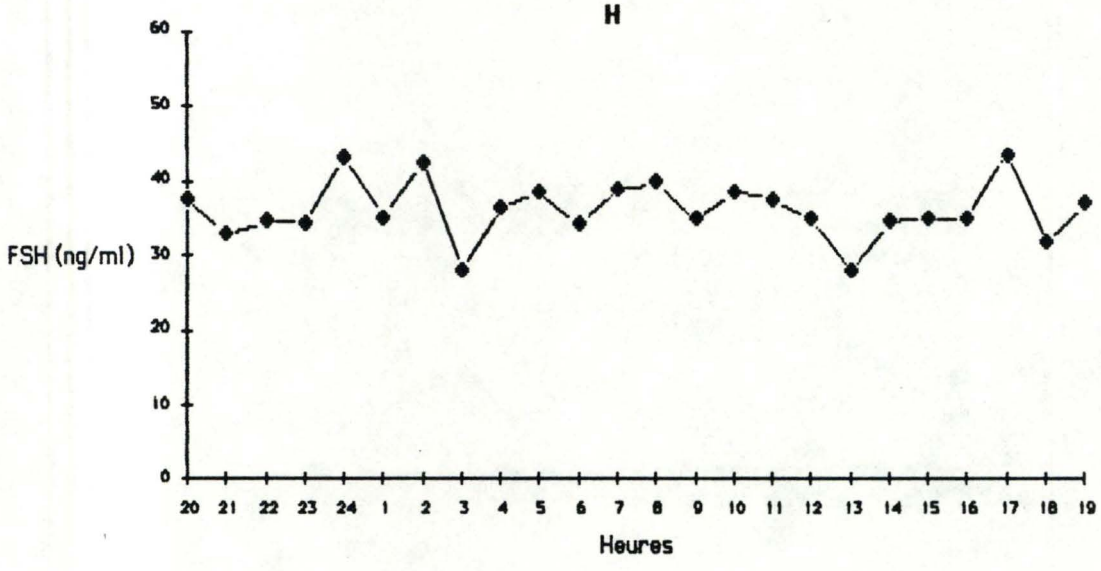
DIFI



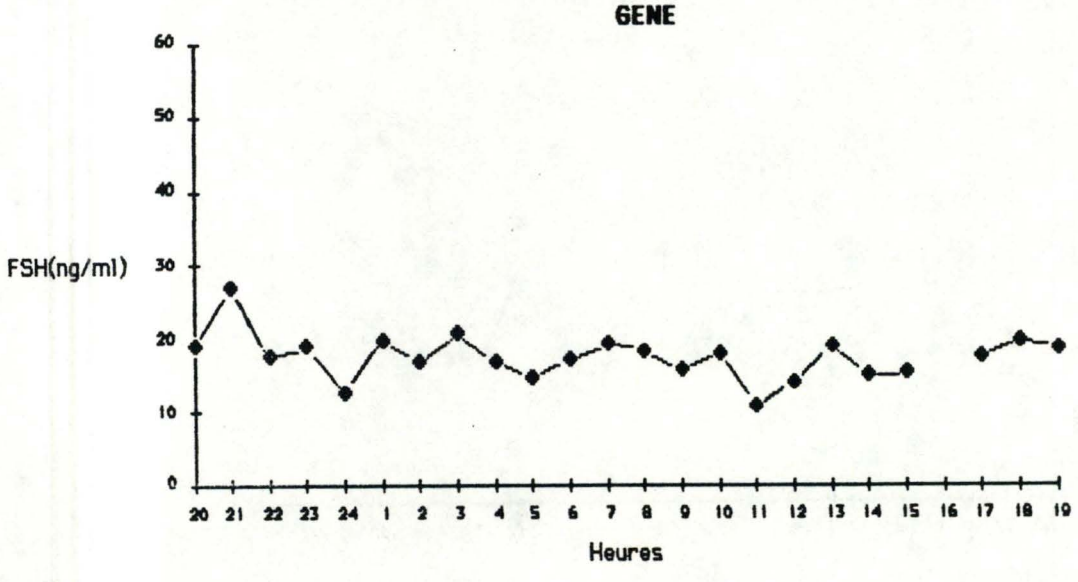
RAYMOND



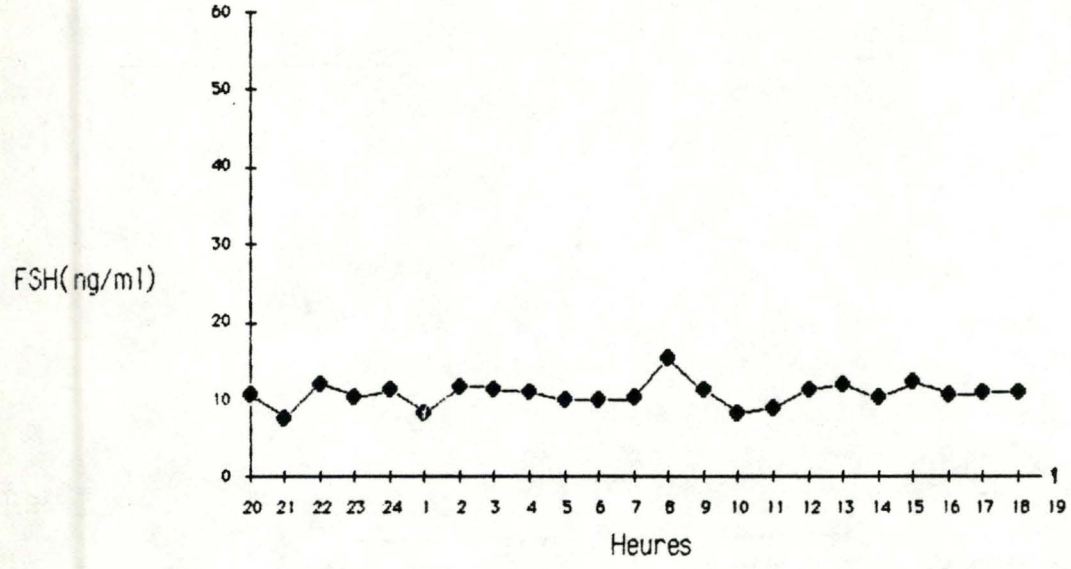
H



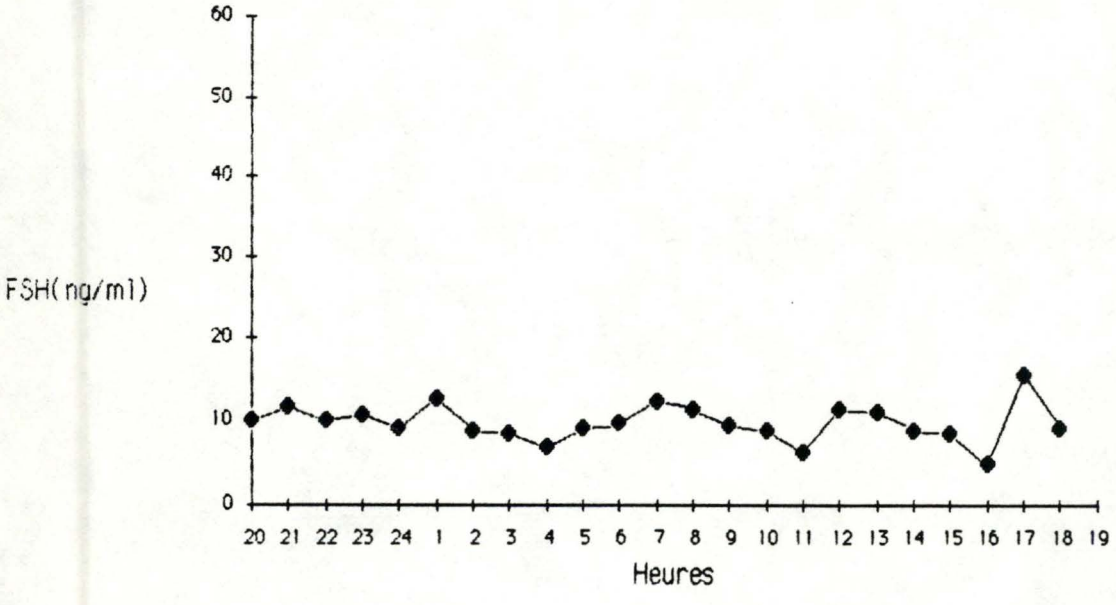
GENE



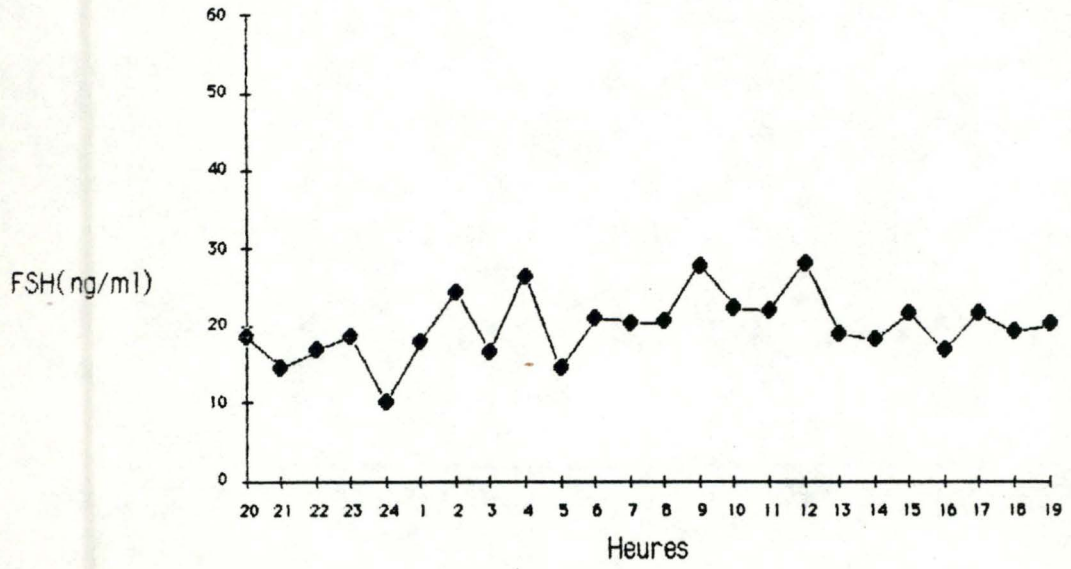
AG 90



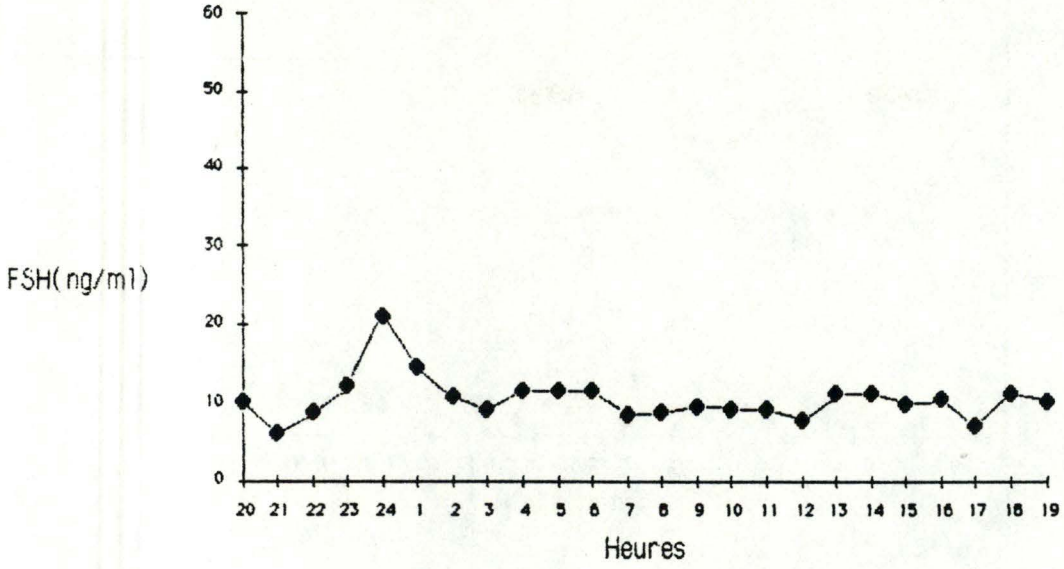
GITAN



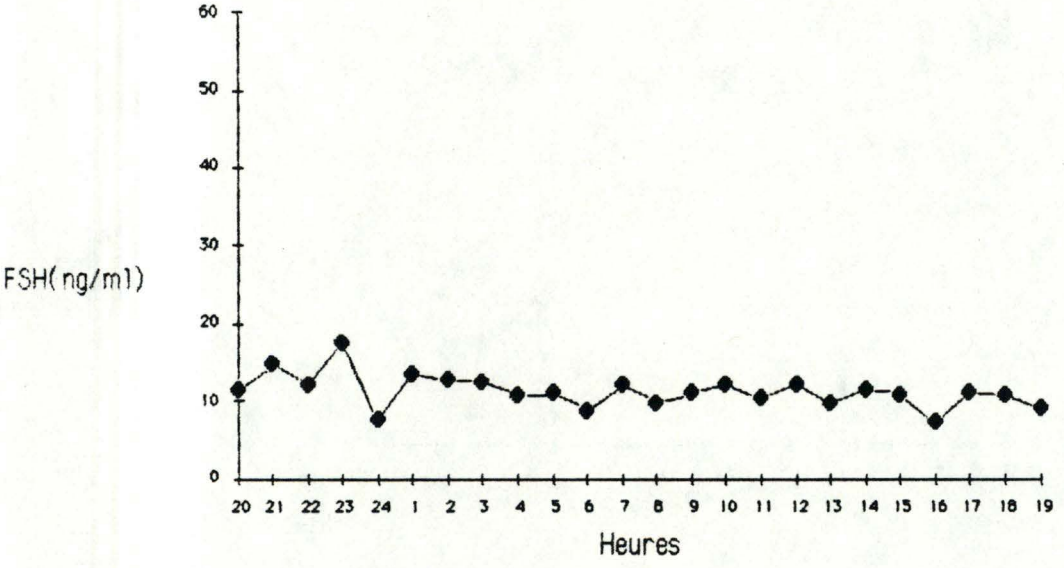
DIFI



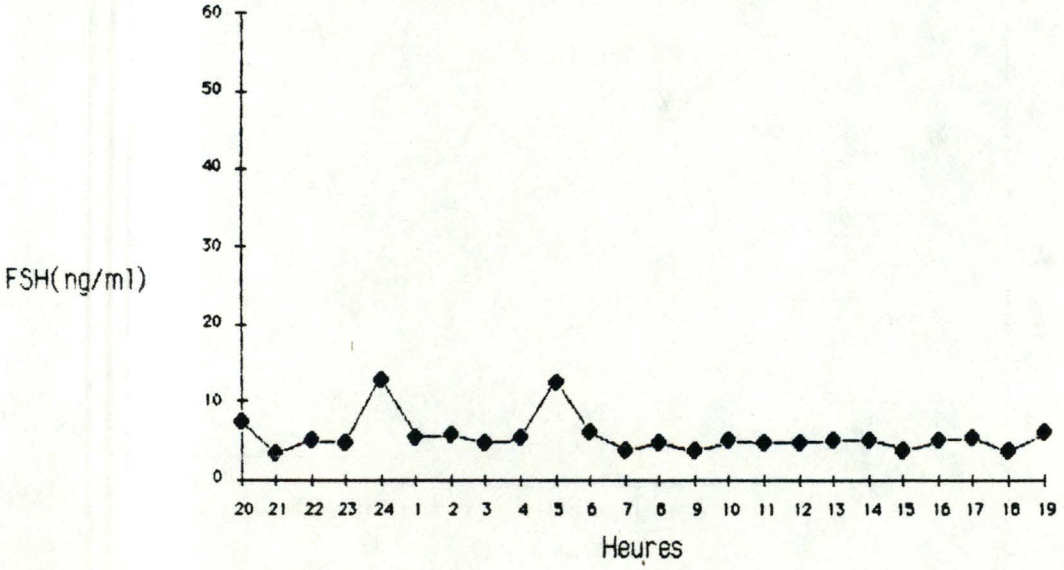
RAYMOND



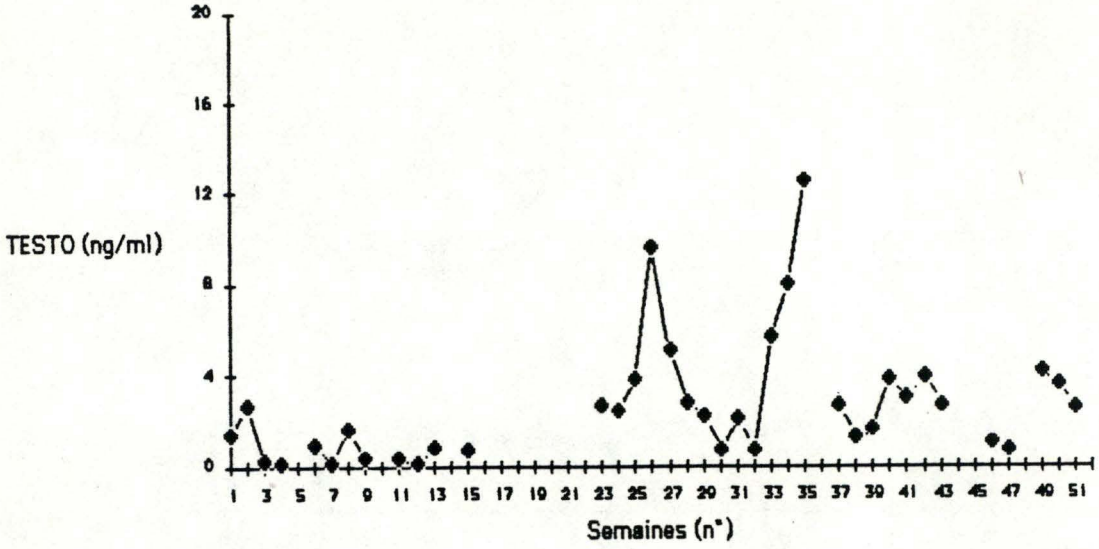
H



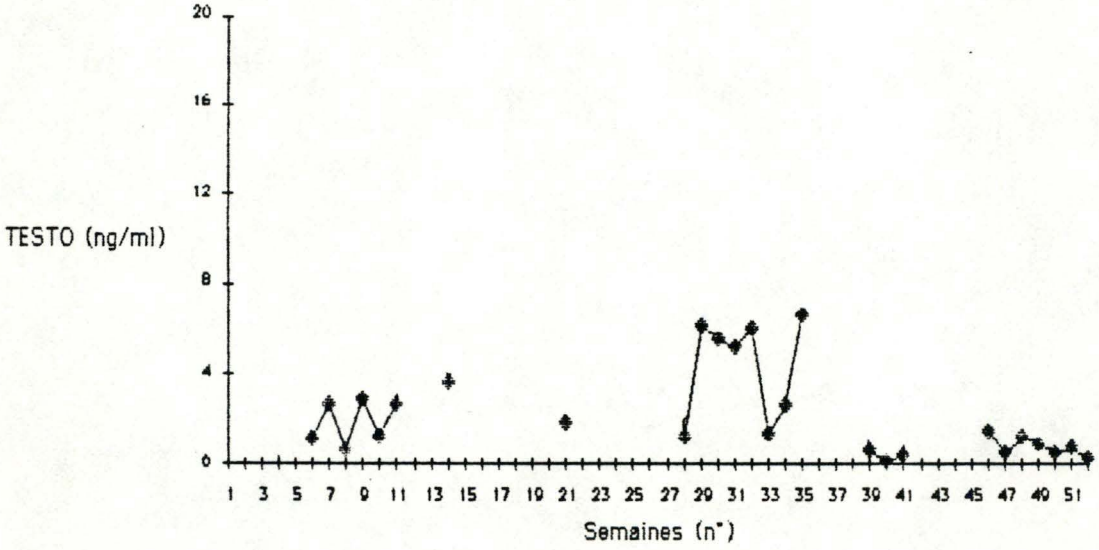
GENETRIX



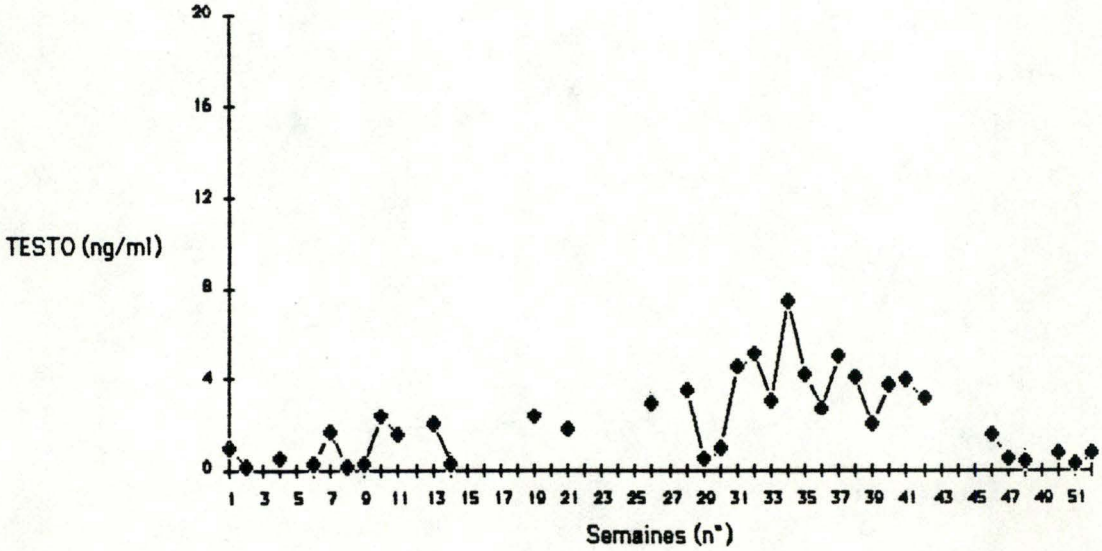
AG 90



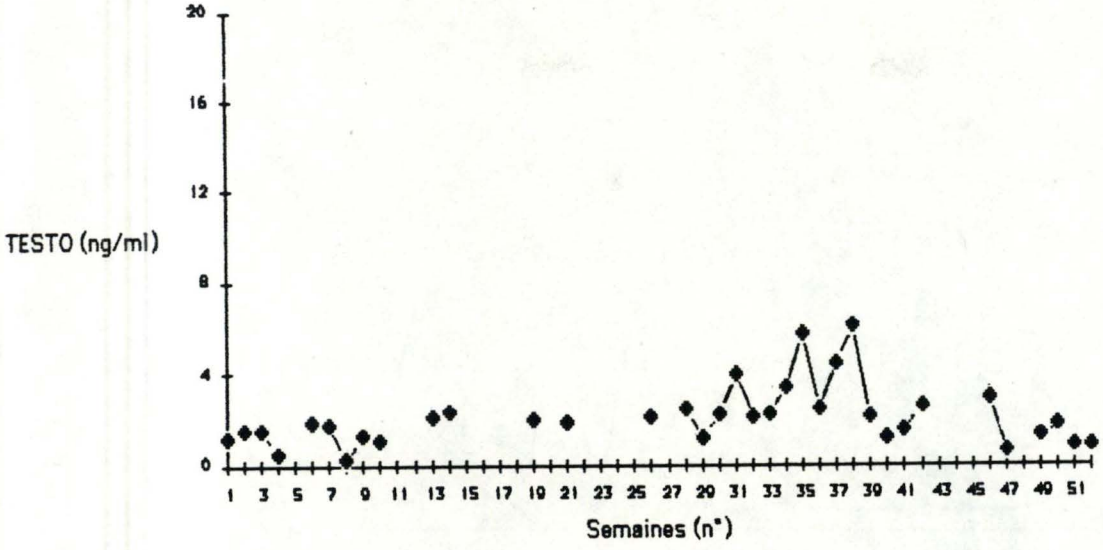
GITAN



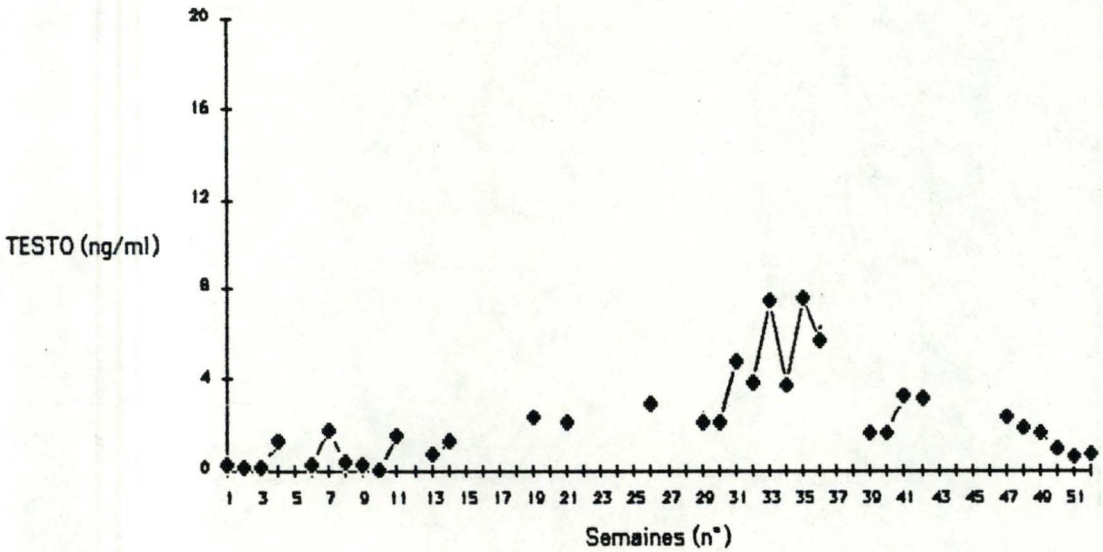
DIFI



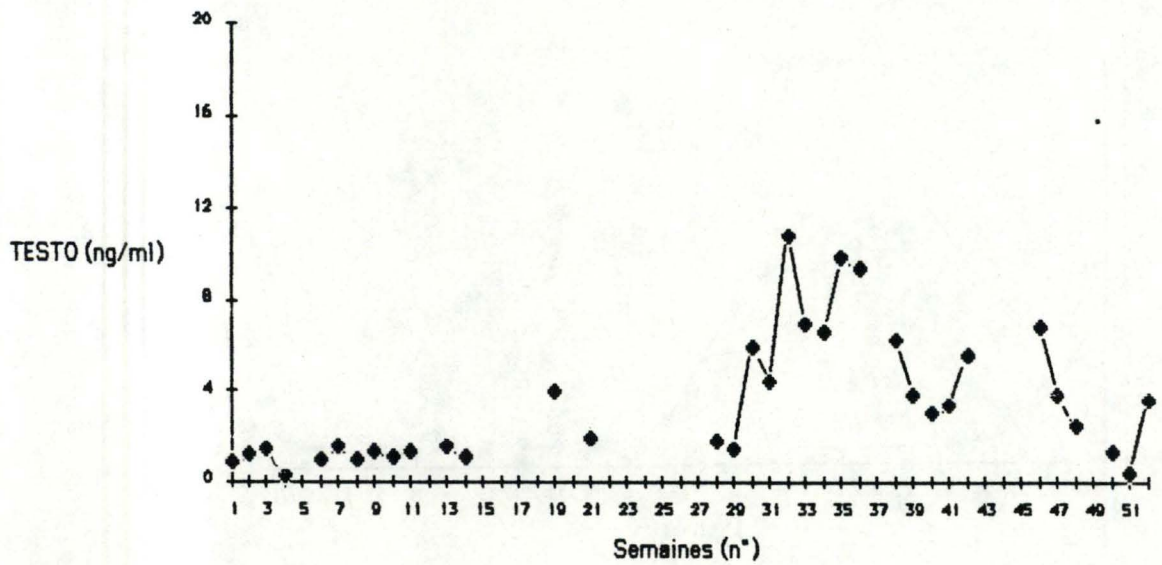
RAYMOND



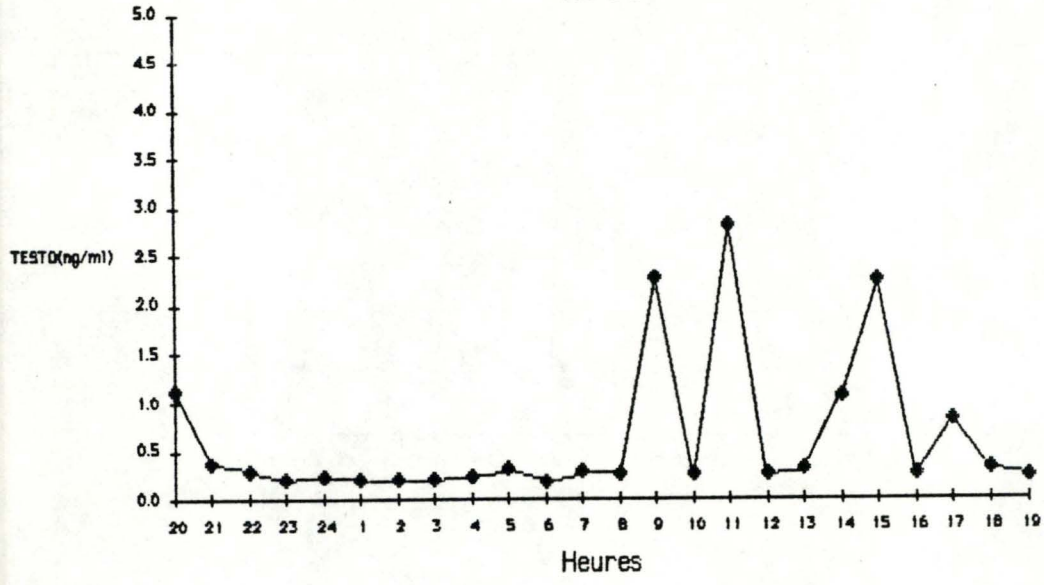
H



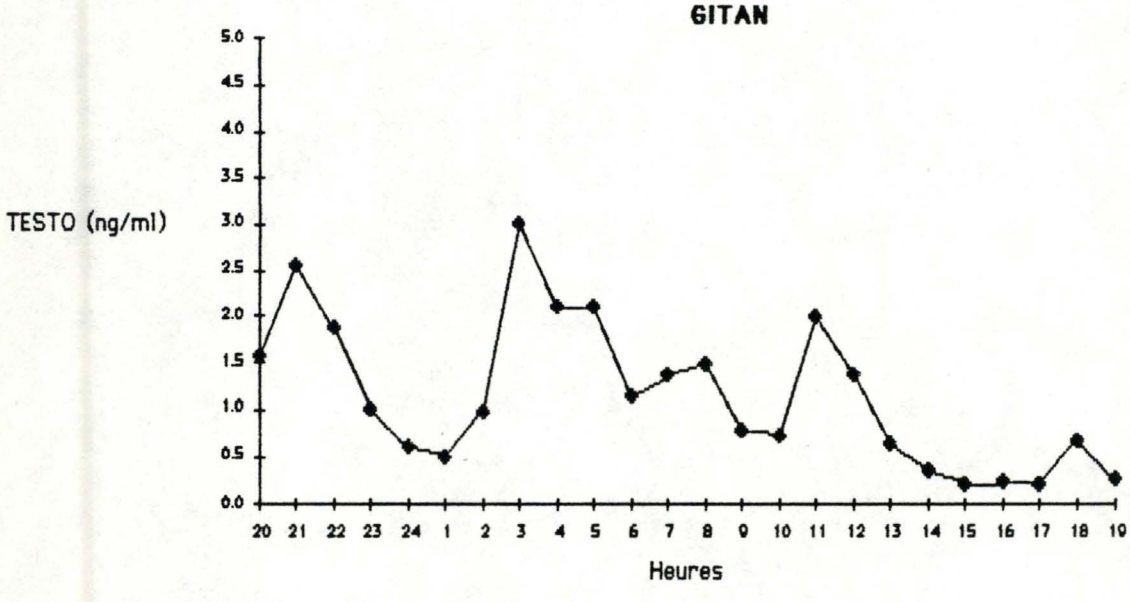
GENETRIX



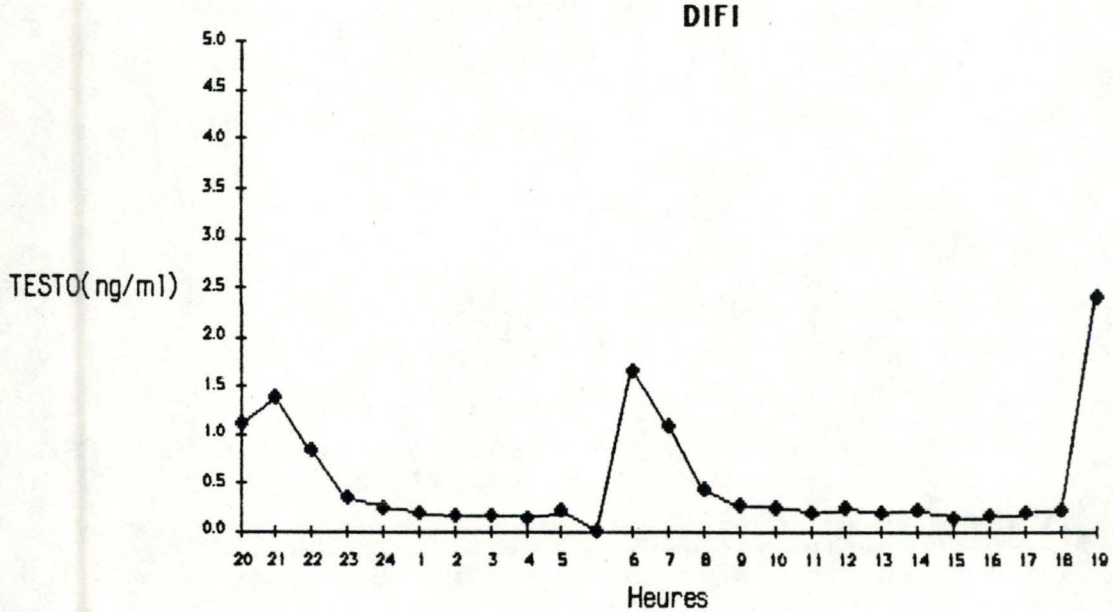
AB 90



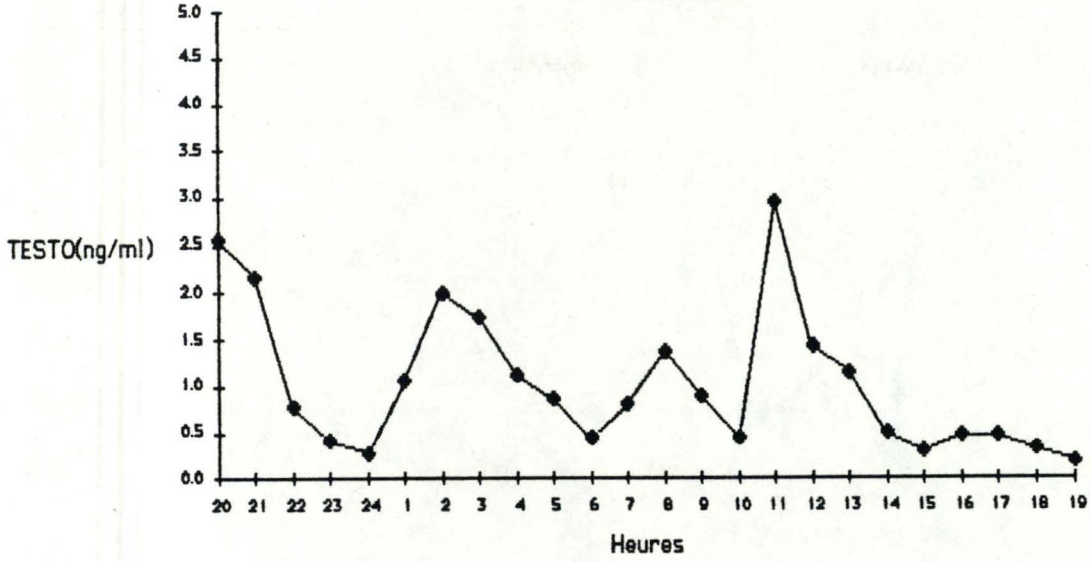
GITAN



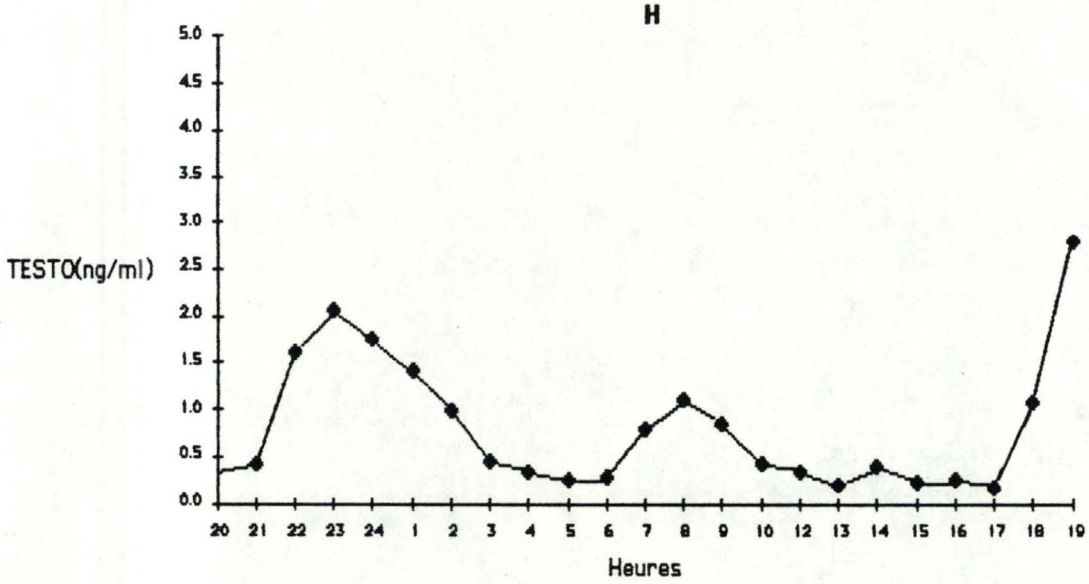
DIFI



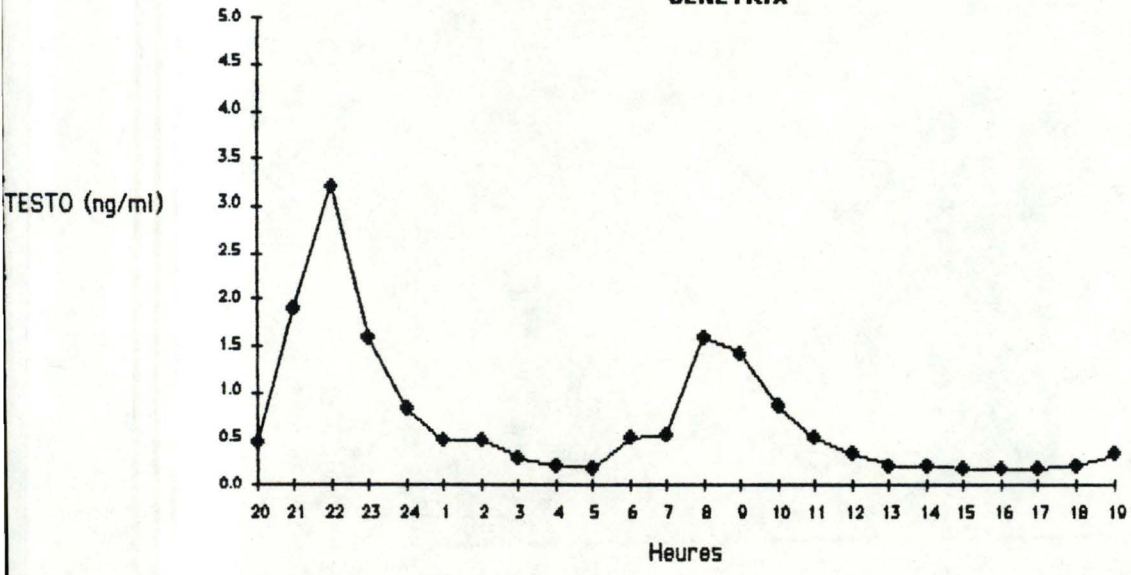
RAYMOND



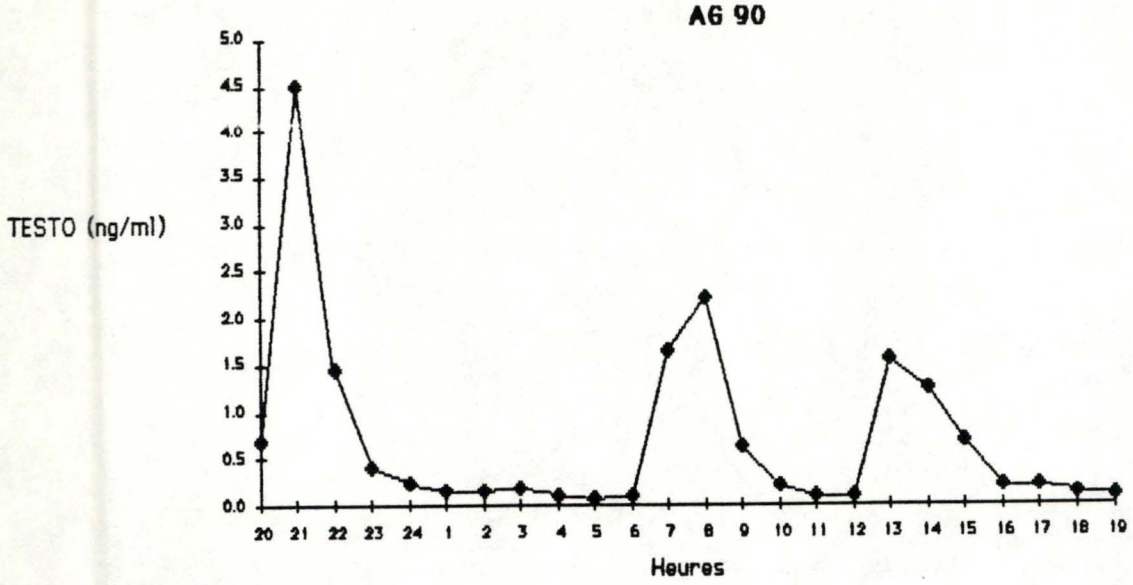
H



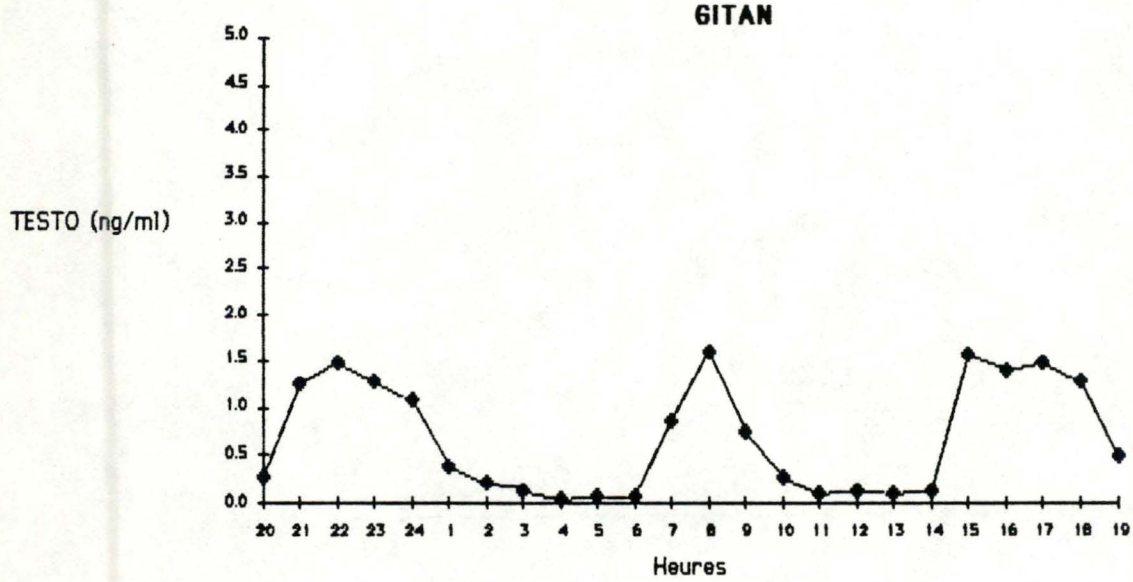
GENETRIX



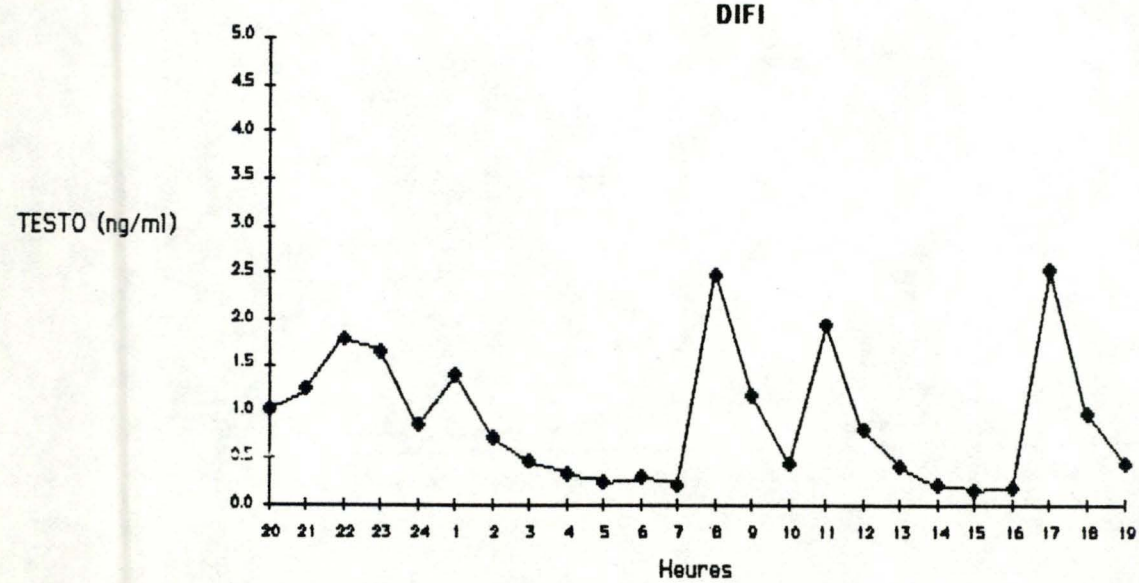
AG 90



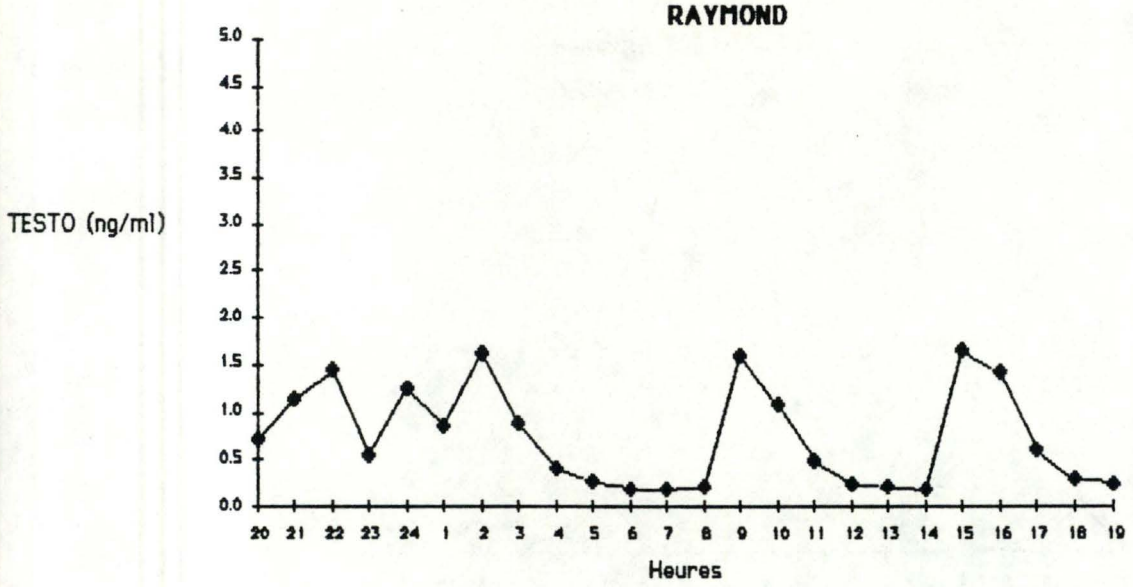
GITAN



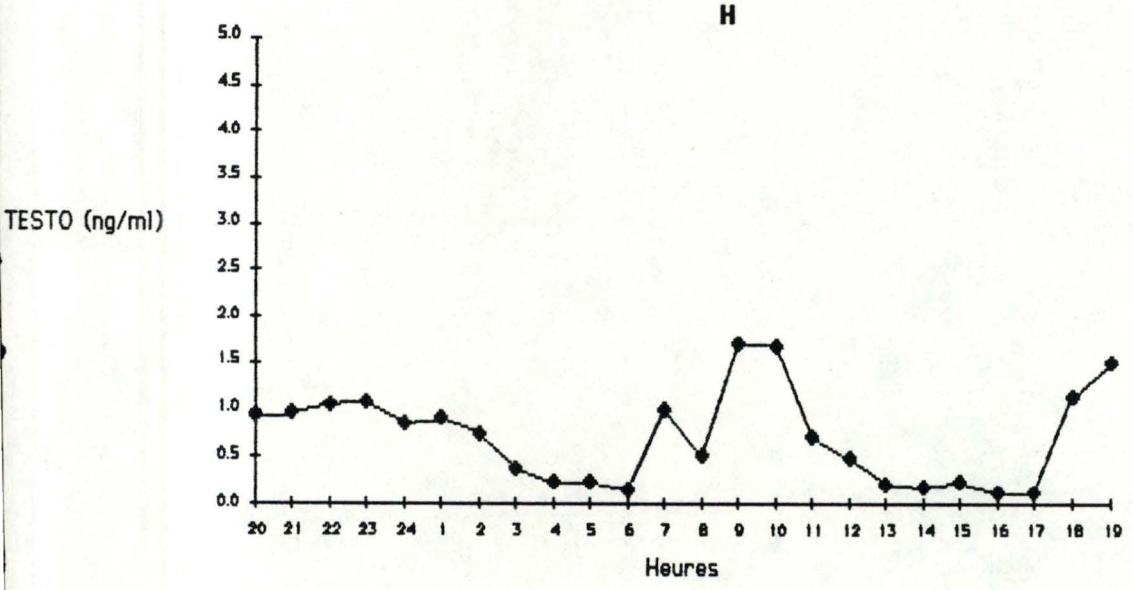
DIFI



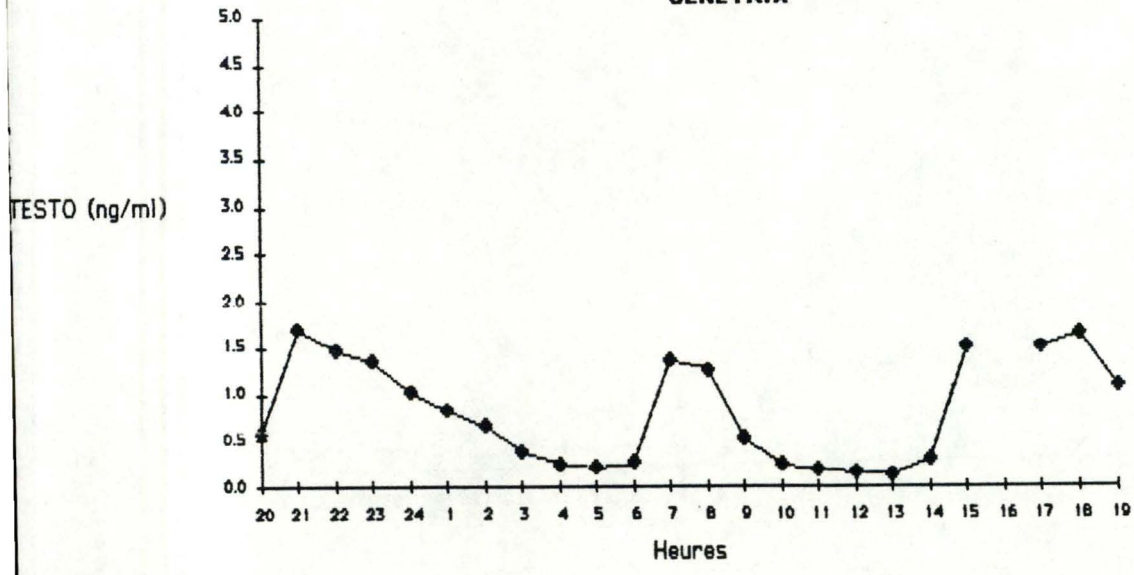
RAYMOND



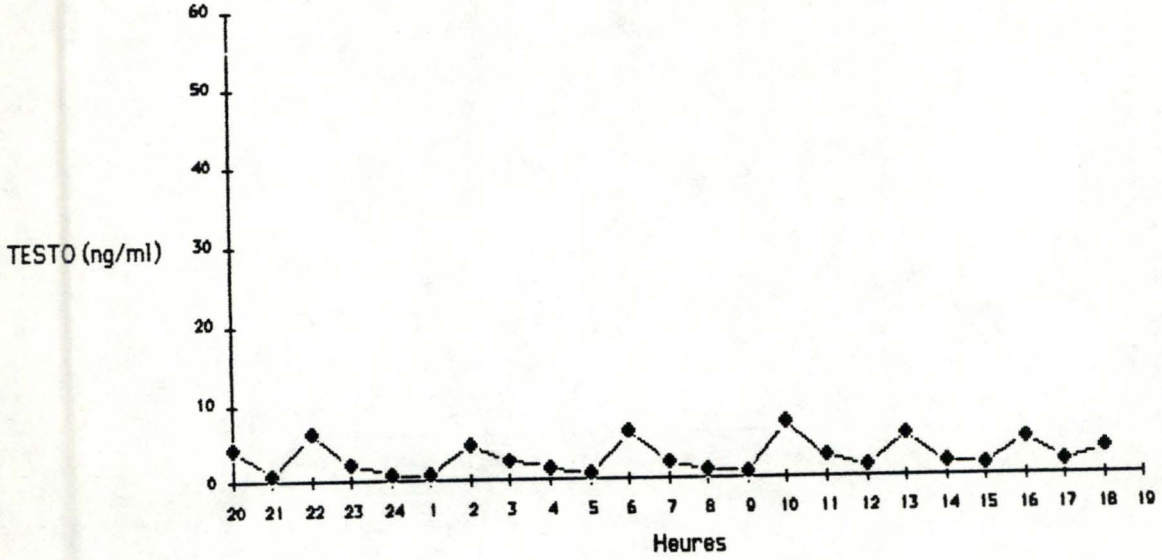
H



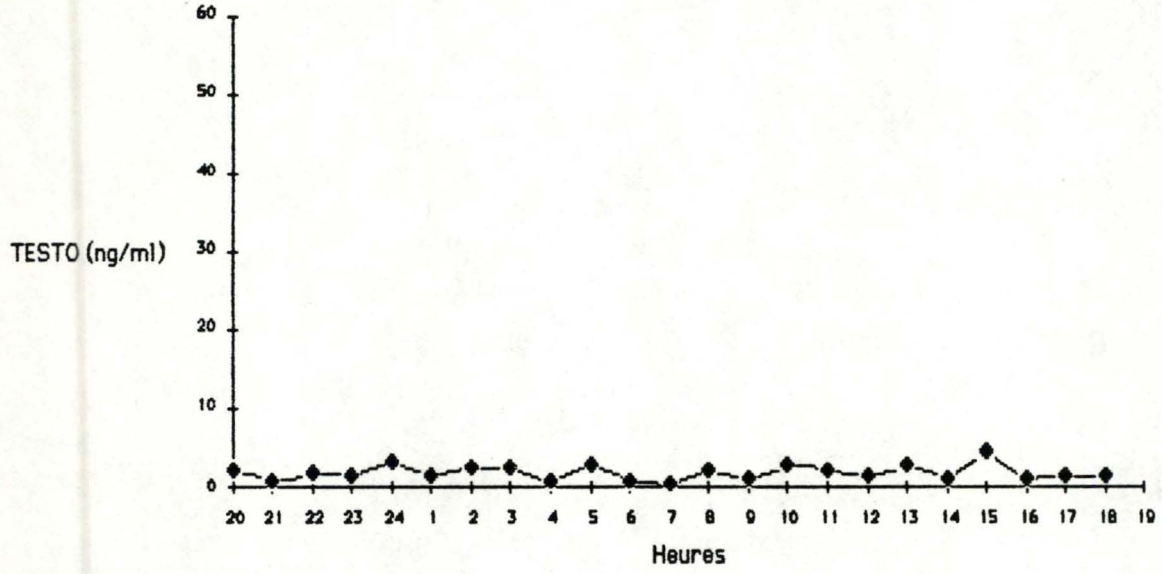
GENETRIX



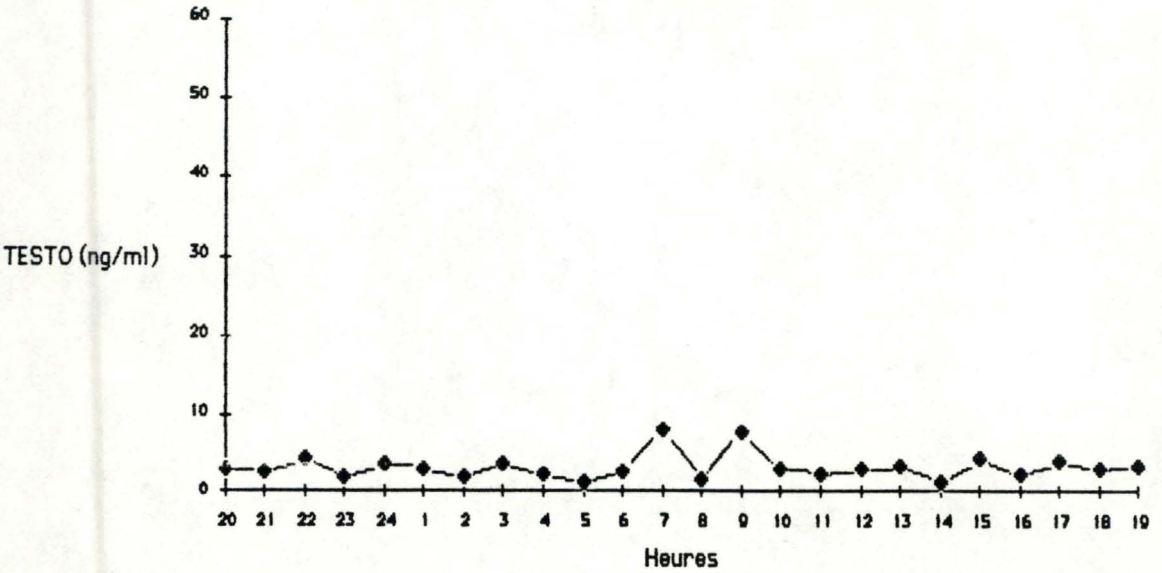
AG 90



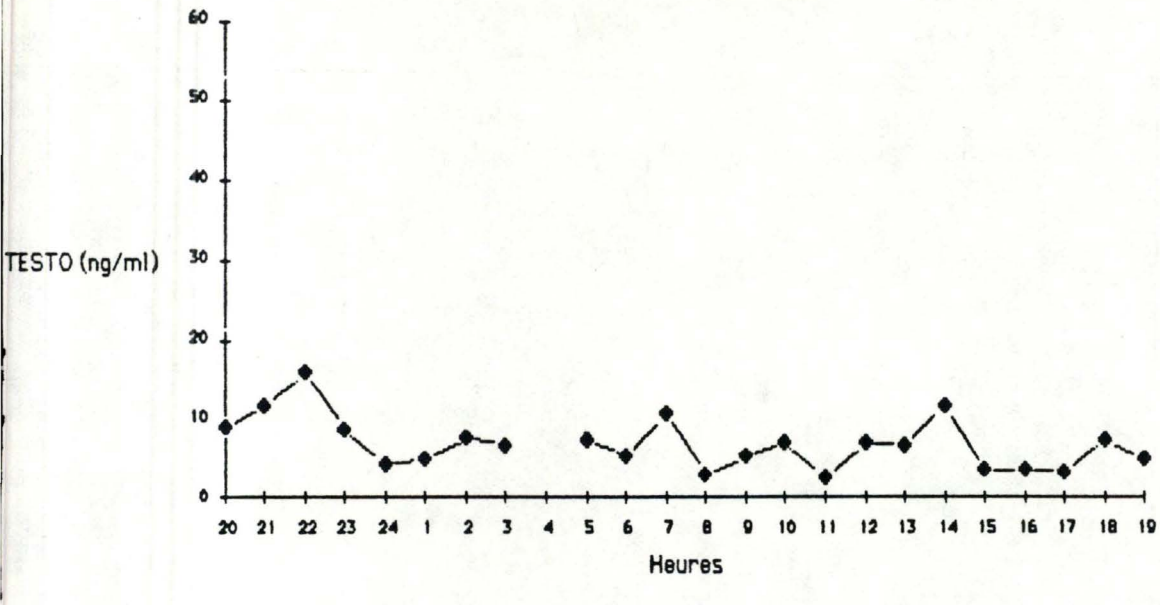
GITAN



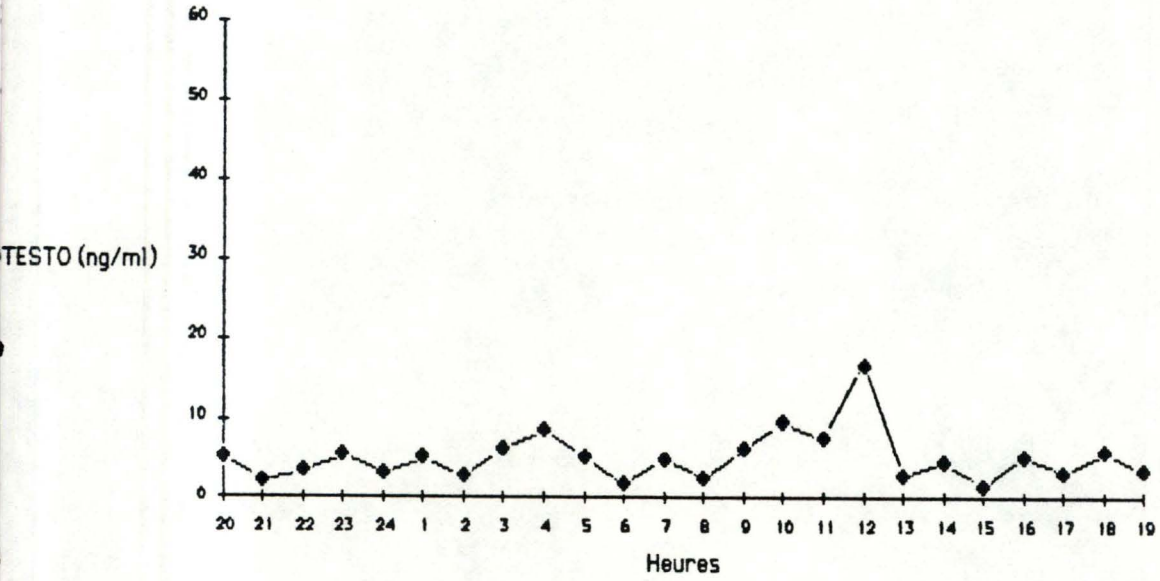
DIFI



RAYMOND


TESTO (ng/ml)
60
50
40
30
20
10
0
20 21 22 23 24 1 2 3 4 5 6 7 8 9 10 11 12 13 14 15 16 17 18 19
Heures

H


TESTO (ng/ml)
60
50
40
30
20
10
0
20 21 22 23 24 1 2 3 4 5 6 7 8 9 10 11 12 13 14 15 16 17 18 19
Heures