

ISPT/Rethy

## **Notes de cours de la Reproduction des Animaux et l'Insémination Artificielle**

Destiné aux étudiants de premier graduat des Sciences Agronomiques et Vétérinaires

### **CONTENU**

#### **INTRODUCTION**

#### **PREMIERE PARTIE : MORPHOLOGIE ET PHYSIOLOGIE D'APPAREIL REPRODUCTEUR**

CHAPITRE I : ANATOMIE DE L'APPAREIL GENITAL MALE

CHAPITRE II : PHYSIOLOGIE D'APPAREIL GENITAL MALE

CHAPITRE III : ANATOMIE D'APPAREIL GENITAL FEMELLE

CHAPITRE IV : PHYSIOLOGIE D'APPAREIL GENITAL FEMELLE

CHAPITRE V : COPULATION

CHAPITRE VI : FECONDATION

CHAPITRE VII : GESTATION

CHAPITRE VIII : PARTURITION

#### **DEUXIEME PARTIE : L'INSEMINATION ARTIFICIELLE CHEZ LES ANIMAUX**

CHAPITRE I : L'OBJET - HISTORIQUE - L'IMPORTANCE

CHAPITRE II : LES METHODES DE LA RECOLTE DE SPERME

CHAPITRE III : LE CONTRÔLE (OU L'EXAMEN DU SPERME)

CHAPITRE IV : DILUTION ET CONSERVATION DU SPERME

BIBLIOGRAPHIE

TABLE DES MATIERES

# **AVANT-PROPOS**

---

# **ABREVIATIONS**

---

g	: gramme
IA	: Insémination Artificielle
PUZ	: Presses Universitaires du Zaïre

## **INTRODUCTION**

---

L'augmentation de la production animale est déterminée d'une part par l'augmentation de la production de chaque animale, et d'autre part par l'augmentation numérique des animaux

domestiques. Pour réaliser ce deuxième desideratum, la reproduction normale des animaux domestiques a un rôle primordial.

Tous les spécialistes biologistes sont unanimement d'accord que la reproduction est le plus important processus qui a lieu en nature vivante. La reproduction représente, par elle-même, une caractéristique de la vie. Toutes les plantes et les animaux se maintiennent dans le cadre d'espèce et maintiennent l'espèce grâce au processus de la reproduction.

Dans la nature, il y a deux formes de reproduction :

- 1) La reproduction asexuée qui est la forme la plus simple. Dans ce cas, il n'y a pas de différenciation entre sexes et la reproduction a lieu par division cellulaire.
- 2) La plus répandue des formes de reproduction est la reproduction sexuée ou l'**amphimixie**. Cette forme de reproduction constitue une caractéristique fondamentale pour les organismes pluricellulaires. Tous les animaux supérieurs se reproduisent par voie sexuée. Ainsi, la reproduction des animaux domestiques étudie la totalité des processus sexuels physiologiques des mâles et des femelles qui concourent à la formation d'un nouvel être.

Elle étudie aussi les méthodes pratiques pour augmenter la fertilité des animaux. On voit que la reproduction sexuée est liée à une différenciation sexuelle des animaux : le mâle et la femelle, et donc elle est liée aussi à l'activité des glandes sexuelles (les gonades) qui élaborent les cellules sexuelles (les gamètes) et les hormones sexuelles qui ont une grande influence sur l'organisme entier.

La reproduction sexuée comprend la combinaison de deux cellules spécialisées (le spermatozoïde et l'ovule) et de deux processus nucléaires : la méiose qui détermine la réduction du nombre des chromosomes jusqu'à la forme haploïde (N) au cours de la gamétogenèse, et la fécondation qui représente l'assimilation réciproque des cellules sexuelles quand a lieu le rétablissement du nombre des chromosomes à la forme diploïde (2N), nombre qui caractérise chaque espèce du point de vue génétique. Entre ces deux processus il y a une différence nette.

Ainsi, au cours de la gamétogenèse (spermatogenèse et ovogenèse) a lieu la multiplication des cellules sexuelles par une reproduction asexuée, tandis qu'au cours de la fécondation a lieu un phénomène totalement contraire à savoir la fusion (l'assimilation) de deux cellules sexuelles pour former une seule nouvelle cellule, qui s'appelle l'œuf ou **zygote** (Œuf fécondé diploïde non encore divisé, chez l'homme et les animaux).

Tenant compte de cette différence contradictoire entre ces deux phénomènes, l'académicien V.K. MILOVANOV (1962) a ramené en discussion la proposition de TIMIRIAZEV d'appeler le premier phénomène - la multiplication (reproduction) proprement-dit des gamètes, qui se réalise chez tous les animaux (inclusivement chez les animaux supérieurs) par la voie asexuée, et le deuxième - processus sexuel ou fécondation.

Ce dernier phénomène, bien qu'il exprime à fond l'aspect biologique contraire au premier est devenu, pour tous les vertébrés, une nécessité et lui-même constitue la prémisse pour la multiplication des gamètes. Ici, il semble plus correct à s'exprimer le fait qu'en réalité nous avons à faire à une reproduction sexuée des animaux (des descendants) et pas à une multiplication sexuée.

Comme on voit, la reproduction des animaux est un processus complexe qui comprend des phénomènes de transmission génétique, de gamétogenèse, d'organogenèse et des interrelations d'organisme avec le milieu. Du point de vue zootechnique, la reproduction des animaux englobe aussi leur perfection par sélection. D'après I.S. POPOV, « la reproduction est la base physiologique de la zootechnie ».

La reproduction des animaux domestiques est une discipline biologique jeune qui a pris naissance par suite du développement de la biologie et des sciences biologiques comme par exemple : l'anatomie et la physiologie, l'histologie, l'embryologie, l'endocrinologie, la biochimie, la génétique, l'immunologie, etc. Les problèmes principaux qu'étudie cette discipline sont les suivants : La maturité sexuelle des mâles et des femelles, le cycle sexuel chez les femelles des

animaux domestiques, l'ovogenèse, la spermatogenèse, les reflexes sexuels tant chez les mâles que chez les femelles, la fécondation, la gestation, et la parturition. Aussi, cette discipline s'occupe de l'étude de la technique d'insémination artificielle chez les animaux domestiques (la récolte, l'examen, la dilution, la conservation, le transport et l'insémination proprement dite du sperme chez les femelles).

La reproduction normale des animaux étudie tous les processus physiologiques des phénomènes qui ont été mentionnés ci-dessus. Mais, la fonction reproductrice des animaux peut présenter différents (divers) troubles. La discipline qui s'occupe avec les aspects pathologiques de la fonction de reproduction s'appelle la « **pathologie de la reproduction" des animaux domestiques**. Elle englobe tant la **gynécologie** que l'**obstétrique vétérinaire**. La gynécologie est la science qui s'occupe de l'étude des processus pathologiques d'organes femelles et principalement des maladies d'appareil génital (gyne=femme ; logos=science) en dehors de gestation. L'obstétrique étudie la pathologie de la gestation, de la parturition (accouchement), de la période puerpérale, les maladies des nouveau-nés et les maladies de la glande mammaires. La gynécologie et l'obstétrique sont liées entre elles, tant par l'objet anatomo-physiologique que par les interdépendances des processus qui ont lieu au niveau d'appareil génital. Ainsi, les maladies gynécologiques peuvent constituer des causes des troubles de la fécondation, de la gestation, de la parturition et de la période puerpérale, tandis que ces derniers peuvent être les causes des maladies gynécologiques. Aujourd'hui la pathologie de la reproduction des animaux domestiques, en réalité, a un spectre d'action plus large. Elle s'occupe aussi de l'étude des troubles de la fonction reproductrice des mâles et à tous les phénomènes qui déterminent la stérilité des animaux.

Dans ce qui suit, nous décrirons les plus importants aspects physiologiques de la fonction reproductrice des animaux. Bien sûr nous n'omettrons pas la base anatomique de cette fonction, l'appareil génital.

# **PREMIERE PARTIE : LA MORPHOLOGIE ET LA PHYSIOLOGIE DE L'APPAREIL REPRODUCTEUR**

## **CHAPITRE I : L'ANATOMIE DE L'APPAREIL GENITAL MALE**

---

Le rôle de l'appareil génital mâle est celui d'élaborer les gamètes mâles (les spermatozoïdes) et de déposer ceux-ci dans les voies génitales de la femelle en chaleur. Il est nécessaire de noter que, lorsqu'on pratique la méthode d'IA chez les animaux, en ce cas, le mâle dépose son sperme dans le vagin artificiel. L'appareil génital mâle élabore aussi l'hormone sexuelle masculine (la testostérone).

Les organes génitaux du mâle, on peut les grouper comme suit :

- 1.- Les testicules ou les glandes sexuelles du mâle, ou les organes essentiels d'appareil génital mâle ;
- 2.- Les canaux excréteurs du sperme à savoir : les canaux efférents, l'épididyme, le canal déférent, le canal éjaculateur et l'urètre ;
- 3.- Les glandes annexes d'appareil génital mâle : les vésicules séminales, la prostate et les glandes bulbo-urétrales ou les glandes de Cowper ;
- 4.- L'organe copulateur : le pénis ou la verge.

Les organes génitaux mâles se développent à partir des formations embryonnaires : la glande génitale, le corps de Wolff et le sinus uro-génital. Dans le tableau I, nous donnons sous forme synthétisée l'origine embryonnaire des organes génitaux mâles.

**Tableau I: L'origine embryonnaire de l'appareil génital mâle**

ORIGINE EMBRYONNAIRE	DIFFERENCIATION MALE
1- Glande génitale :	
- Epithélium germinatif...	- Tubes séminifères
2- Corps de Wolff	
- Partie antérieure ...	- Tubes droits, rete testis, épидидyme.
- Canal de Wolff ...	- Canal déférent et vésicules séminales.
- Canal de Muller ...	- Hydatide pédiculée de Morgagni.
3- Sinus uro-génital :	
- Cavité ...	- Portion membraneuse de l'urètre.
- Tubercule génital ...	- Pénis.
- Sillon génital ...	- Portion caverneuse de l'urètre.
- Bourrelets génitaux ...	- Scrotum et fourreau.

## 1.1. Les testicules

### 1.1.1. Topographie et description anatomique

Les testicules sont des organes pairs. Normalement, chaque mâle a deux testicules. La topographie des testicules diffère en fonction d'espèce. Ainsi, chez le taureau, l'étalon, le bélier, le bouc, les testicules sont suspendus de part et d'autre de la verge, dans le pli de l'aîne et sont rattachés au corps par le cordon testiculaire. Celui-ci, comme formation anatomique, comprend les vaisseaux et les nerfs spermatiques, la portion funiculaire (inguinale) du canal déférent et le muscle crémaster. Chez les autres espèces comme par exemple, chez le ver rat, le chien, le chat, le lapin, les testicules sont situés dans la région périnéale, sous l'an us. Chez les volailles, les testicules se trouvent dans la cavité abdominale en région sous-lombaire. Tous les mammifères (font exceptions : la baleine, l'éléphant, le rhinocéros) ont une topographie externe des testicules.

Les testicules ont une forme ellipsoïde. La forme, la dimension et le poids des testicules diffèrent d'une espèce à l'autre. L'âge des animaux a aussi une grande influence sur les caractéristiques anatomiques mentionnées. Ainsi, chez le taureau adulte, le testicule a une longueur de 10 à 12 cm, une largeur de 5 à 6 cm et pèse environ 500 g. HOOKER (1944) qui a étudié le développement du testicule chez le taureau après la naissance, a constaté une croissance plus intensive de cet organe à l'âge de deux ans. L'Auteur explique ce phénomène par l'influence des cellules interstitielles du testicule (**cellules de Leydig**) qui, à cet âge, commencent la sécrétion plus active d'hormone testostérone. Van - Demark (1956) sur 65 taureaux de races laitières au poids corporel allant de 32 à 975 Kg a trouvé que le poids des testicules a eu une variation de 7,8 à 1.190 g. A l'occasion de cette étude, on a trouvé que le coefficient de la corrélation entre ces deux caractères a une valeur de +0,90. Encore bien avant, Branton (1946) aussi a constaté une corrélation positive entre le poids vif des taureaux et le poids des testicules ( $r = +0,59$ ).

D'après les résultats obtenus par VAN DEMARK et BRANTON, le poids des testicules chez le taureau représente environ 0,09% et respectivement 0,0104% de poids corporel.

Les testicules du verrat pèsent 200 à 300 g et leur développement intensif a lieu à l'âge de 4 à 7 - 8 mois (FEREDEAN, 1972).

La structure anatomique des testicules montre que cet organe est formé par un tissu propre, des vaisseaux et des nerfs qui tous sont couverts et protégés d'une membrane fibreuse ou **albuginée (Tunica albuginea)**. Il est intéressant de savoir que l'albuginée est formée par les fibres du tissu conjonctif très résistantes, bien vascularisées et présentant un dessin caractéristique.

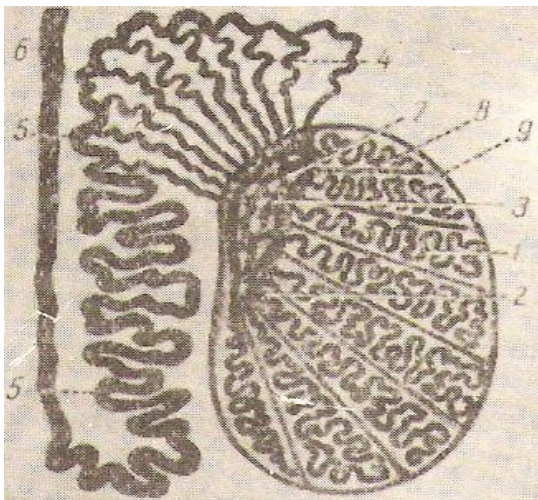
L'albuginée a deux faces : la face extérieure qui vient en contact avec les enveloppes testiculaires internes et la face interne qui est liée directement au parenchyme. De la face interne, l'albuginée envoie vers l'intérieur des lamelles (prolongements) - **septula testis** - de tissu conjonctif qui divisent le parenchyme testiculaire en logettes (lobules). On considère que chaque testicule est divisé en 200 - 300 logettes. Dans chaque logette se trouvent quelques **tubes séminifères (Tubuli contorti ou Tubuli seminifer contortus)** ou canaux sécréteurs intratesticulaires. Tous les prolongements de l'albuginée convergent vers l'intérieur du testicule, se réunissent et forment le **mediastinum testis** ou le **corps d'Highmore**.

Les tubes séminifères ont une longueur de 1 à 3 m.

D'après BASCOM et OSTERUD (1925), la longueur totale des tubes séminifères chez le taureau adulte est d'environ 5 Km mais très récemment Irène SOKOLOVSKAYA (1971) affirme que la longueur totale des tubes séminifères de cette espèce atteint 500 m avec une surface de 1 à 2 m<sup>2</sup>. Quant au diamètre des tubes séminifères, PHILIPS et ANDREWS (1936) l'ont trouvé un peu plus grand de 200 u chez le taureau, mais chez le verrat la littérature de spécialité indique un diamètre maximum de 200 u.

Les tubes séminifères ont une extrémité libre, orientée vers l'albuginée. L'autre extrémité orientée vers le mediastinum testis se réunit aux extrémités d'autres tubes séminifères en formant des tubes de diamètre plus grand qui s'appellent **tubes droits (Tubuli recti)** ou canaux excréteurs intra-testiculaires. Ces derniers canaux traversent le mediastinum testi en formant le **rete testis** ou le **rete de Haller**. Plus loin, les tubes droits se poursuivent par les canaux efférents (**Ductuli efferentes**) et qui forment la tête de l'épididyme.

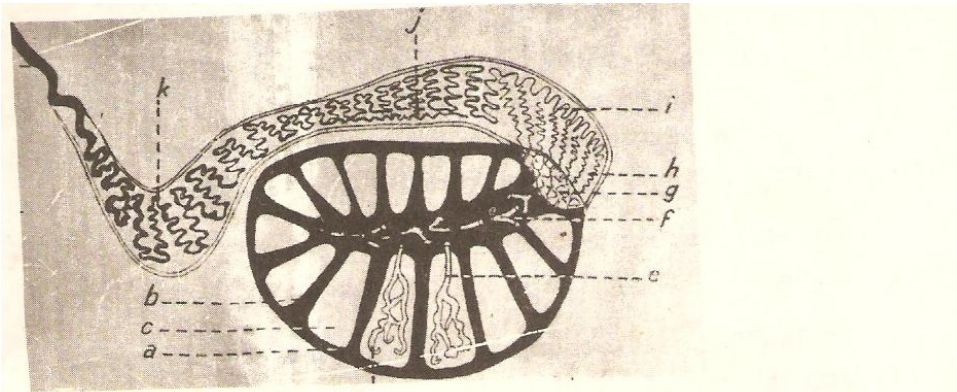
Le nombre des canaux efférents est de 10 à 20 et ils ont une longueur de 10 à 20 cm (BANE et BONADONNA, 1963). Sur les fig. 1 et 2 on peut distinguer les principaux éléments de la structure anatomique du testicule.



Légende :

- 1- tubuli contorti
- 2- tubuli recti
- 3- rete testis
- 4- ductuli efferentes
- 5- ductus epididymis
- 6- vas deferens
- 7- mediastinum testis
- 8- septula testis
- 9- tunica albuginea testis

Figure 1: Schéma de la structure anatomique du testicule et de l'épididyme.



**Fig. 2** : Testicule et voies d'excrétion :

a) l'albuginée; b) cloison interlobulaire; c) lobule testiculaire; d) tube séminifère; e) tube droit; f) corps d'Highmore; g) rete testis; h) cônes efférents; i) tête de l'épididyme; j) vas aberrans de Haller; k) queue de l'épididyme; l) canal déférent.

Figure 2: Testicules et voies d'excrétion

### 1.2.1. Les enveloppes testiculaires

Les testicules sont des organes très bien vasculaires et innervés, d'où, ils présentent une grande sensibilité. Leur fonction a une grande importance pour la perpétuation d'espèces et demande une protection spéciale. Si nous tenons compte de ce que 80% du poids total des testicules sont représentés par le parenchyme, nous comprendrons mieux la nécessité de cette protection.

Les testicules sont protégés par les enveloppes testiculaires. D'après LUNCA et coll. (1964), ces bourses, on peut les diviser en trois couches: externe, moyenne et interne. La couche interne comprend: la séreuse (tunique vaginale) et la fibreuse; la couche moyenne comprend le **fascia de Cowper** ou sous dartoïque; la couche externe comprend le dartos et la peau, appelée ici **serotum** (Fig.3).

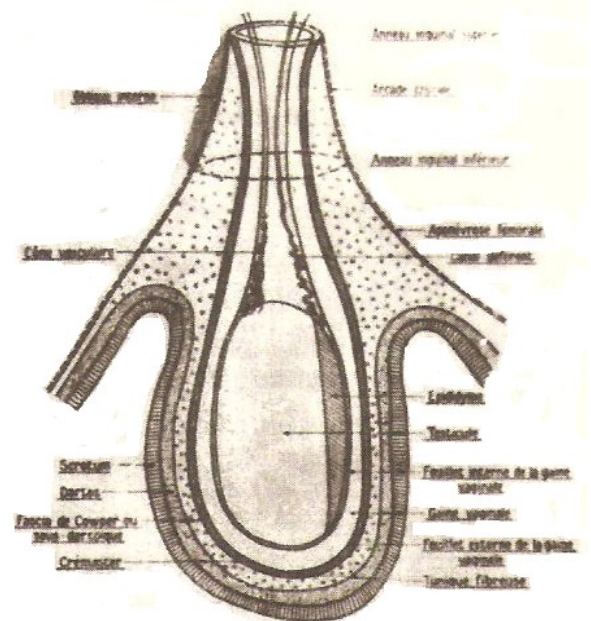


Figure 3: Le testicule et ses enveloppes (D'après Craplet)

#### La séreuse

Résulte de la pénétration du péritoine dans la gaine vaginale. Elle a un feuillet viscéral qui enveloppe étroitement le testicule, l'épididyme et le cordon testiculaire et un feuillet pariétal qui adhère intimement à la tunique fibreuse. Entre ces deux feuillets il y a une sécrétion lubrifiante qui permet un glissement de l'un sur l'autre et le testicule peut se rouler facilement dans la loge séreuse.

#### Le fascia de Cowper

Est formée par du tissu conjonctif lamellaire, lax. En arrière du testicule, elle devient plus condensée, en formant un épaissement fibreux qui s'appelle ***gubernaculum testis***. A ce fascia, est lié le muscle ***crémaster***, formé par le faisceau du muscle abdominal oblique interne. Le muscle crémaster a un rôle très grand en ce qui concerne la fonction thermostatique des bourses testiculaires.

#### Le dartos

Est une couche conjonctive chargée de fibres élastiques et des faisceaux musculaires lisses. Chaque testicule est situé dans une poche *dartoïque*. Pourtant les feuillets dartoïques s'adossent sur la ligne médiane en formant une double cloison dont les lames s'écartent pour livrer passage à la verge.

#### Le scrotum

Où la peau de cette région constitue une poche commune aux deux testicules, en présentant un sillon médiane correspondant à leur intervalle. C'est une peau épaisse, glabre, présentant des cheveux fins et parfois deux à quatre petits mamelons, vestiges des glandes mammaires. Il présente beaucoup de glandes sudoripares et sébacées.

Le rôle des bourses testiculaires est de protéger les testicules contre les différents facteurs traumatiques, d'origine mécanique, physique ou chimique. En même temps, les enveloppes du testicule maintiennent une température intratesticulaire constante, plus basse que la température corporelle, si nécessaire au processus de la spermatogenèse. Le premier qui a supposé que la spermatogenèse a lieu à une température inférieure à celle du corps a été CREW (1922). Mais, sa supposition ultérieurement a été confirmée par d'autres chercheurs (MOOR, 1922-1924 ; YOUNG, 1927 ; PHILLIPS et MC KENZIE, 1934 ; ASDELL et SALISBURY, 1941 ; HAMMOND et ASDELL, 1924).

HARRISON et WEINER (1948) ont communiqué que chez le bouc et le bélier, la différence entre la température de la cavité abdominale et celle des testicules est égale à 5°C. RIEMERSCHMID et QUILAN (1941), en différentes conditions de température de milieu (de 15, 2°C à 37,8°C) ont enregistré, chez le taureau, une augmentation de température corporelle de 38,6°C à 39,1°C et celle du testicule de 34,7°C à 37°C, donc une différence égale à 3,9 et 1,6°C. On constate que la température du scrotum est plus basse que la température du testicule. On comprend que la température du scrotum, et donc du testicule est en fonction des températures du milieu ambiant.

### 1.1.2. La structure histologique

Si nous examinons une préparation histologique du testicule, même au microscope ordinaire, nous observons tant la structure intime de l'albuginée que celle des tubes séminifères qui constituent la base anatomo-physiologique du testicule. L'albuginée est formée par des lamelles fibreuses avec beaucoup de vaisseaux sanguins et des terminaisons nerveuses. Le tube séminifère est constitué par une paroi propre (membrana propria) et un épithélium séminal.

## 1.2. Les voies spermatiques

### 1.2.1. L'épididyme (Ductus epididymis).

C'est l'un des plus intéressants segments de l'appareil génital mâle mais il est encore insuffisamment étudié. L'épididyme est un canal long à beaucoup de replis.

### 1.2.2. Le canal déférent (vas deferens)

C'est un conduit qui s'étend de la queue de l'épididyme jusqu'au col de la vessie. Chez les mammifères, on distingue trois portions de ce canal : une portion testiculaire qui se trouve dans les enveloppes testiculaires, liée au testicule par du tissu conjonctif ; une portion inguinale ou funiculaire, qui concourt à la formation du cordon testiculaire ; une portion abdomino-pelvienne qui se place au dessus de la vessie. Ici, cette portion forme un renflement pelvien, bien évident chez les ruminants. Ce renflement a une orientation d'avant en arrière et est accolé dans la plus grande partie de sa longueur à celui du côté opposé auquel il est attaché, en avant, par un petit méso-péritonéal interdifférentiel.

### 1.2.3. Le canal éjaculateur

C'est un très court canal. Chez l'étalon, il mesure 0,6 cm et résulte de la réunion du canal de la vésicule séminale et du canal déférent du même côté. Quelques auteurs le considèrent presque comme un canal virtuel. Après un trajet très court, ce canal s'ouvre dans l'urètre par deux orifices elliptiques (ostium ejaculatorium) placés au voisinage d'un petit tubercule qui s'appelle **verummontanum**.

### 1.2.4. L'urètre

L'urètre est un canal commun tant pour l'appareil génital que pour l'appareil urinaire. Il s'étend du col de la vessie jusqu'au sommet du pénis, où il s'ouvre par le méat urinaire (meatus urinarius).

L'urètre a deux portions : l'urètre membraneux ou intrapelvien et l'urètre caverneux ou l'urètre extrapelvien et l'urètre caverneux ou l'urètre extrapelvien. Ce dernier entre dans la composition de l'organe copulateur.

## 1.3. Les glandes annexes

Comme on verra plus loin, le sperme est formé par deux composants : les cellules sexuelles, les spermatozoïdes – et le liquide spermatique. Celui-ci est le produit de sécrétion de l'épididyme, du canal déférent et surtout il est constitué par les sécrétions des glandes annexes des vésicules séminales, la prostate, les glandes bulbo-urétrales ou glandes de Cowper et les glandes urétrales.

### 1.3.1. Les vésicules séminales (Glandulae vesiculosae).

Les vésicules séminales sont deux formations paires situées au-dessus de la vessie.

### 1.3.2. La prostate

Toutes les espèces des animaux domestiques ont cette glande. Chez certains, la prostate est formée par deux parties : le corps de la prostate et la prostate disséminée (ex. le taureau) mais, les ruminants de petite taille n'ont que la prostate disséminée et l'étalon, au contraire, présente seulement le corps prostatique bilobé.



Fig. 8 : Structure des vésicules séminales.

Figure 4: Structure des vésicules séminales

### 1.3.3. Les glandes bulbo-urétrales (Glandes de Cowper)

Ces glandes sont situées au commencement de la portion caverneuse de l'urètre, de part et d'autre de celle-ci.

### 1.3.4. Les glandes urétrales (la verge, le pénis)

Les glandes urétrales se trouvent dans la paroi de l'urètre pelvien et pénien, à savoir, dans la couche muqueuse.

## 1.4. L'organe copulateur (la verge, le pénis)

L'organe copulateur chez toutes les espèces joue le rôle de déposer le sperme dans les voies génitales de la femelle en chaleurs ou dans le vagin artificiel. Le pénis est constitué par l'urètre extra-pelvien

## 1.5. Les particularités anatomiques des organes génitaux du mâle, à différentes espèces

### 1.5.1. Taureau

Chez le taureau, les testicules sont assis presque en position verticale, dans la région inguinale.

### 1.5.2. Bélier et bouc

L'appareil génital de ces espèces est semblable à celui du taureau.

### 1.5.3. Verrat

La topographie des testicules est différente de celles des espèces décrites ci-dessus

### 1.5.4. Etalon

Les testicules sont situés en région inguinale et ont une orientation oblique.

### 1.5.5. Chien

Situés en région inguinale, les testicules sont relativement petits et ont une forme sphéroïdale.

### 1.5.6. Chat

Le chat présente la même topographie des testicules.

### 1.5.7. Lapin

Les testicules sont situés en région inguinale.

### 1.5.7. Volailles

Une première caractéristique de l'appareil génital mâle chez les volailles est sa topographie.

## CHAPITRE II : PHYSIOLOGIE DE L'APPAREIL GENITAL MALE

---

### 2.1. La maturité sexuelle

Nous avons déjà relaté que le rôle de l'appareil génital mâle est de produire des cellules sexuelles (spermatozoïdes) et des hormones androgènes.

### 2.2. La spermatogenèse

A la puberté, dans les tubes séminifères se trouvent deux catégories de cellules : les spermatogonies et les cellules de Sertoli.

### 2.3. Le spermatozoïde

#### 2.3.1. Formation des spermatozoïdes

Pour la première fois, le spermatozoïde a été vu par l'étudiant en médecine HAMM.

#### 2.3.2. Morphologie interne du spermatozoïde

Le spermatozoïde mûr se présente comme une cellule flagellée mobile.

#### 2.3.3. Composition chimique du spermatozoïde

D'après Irène SOKOLOVSKAYA (1971), le spermatozoïde contient 25% de substances sèches et 75% d'eau.

### 2.4. Le sperme

Le sperme est un produit biologique complexe tant en ce qui concerne sa formation que sa composition chimique.

#### 2.4.1. Caractères physiques

##### 2.4.1.1. pH du sperme

Le pH du sperme varie suivant les espèces animales.

#### 2.4.1.2. Poids spécifique

Le poids spécifique moyen du sperme du taureau, d'après ALLARD (1947) est égal à  $1,036 \pm 0,0086$  et d'après ANDERSON (1986) à  $1,034 \pm 0,009$ .

#### 2.4.1.3. Pression osmotique

La pression osmotique du sperme du taureau à la température de  $37^{\circ}\text{C}$  est de 7,6 atm.

#### 2.4.1.4. Viscosité

D'après PARSHUTIN et coll., la viscosité du sperme d'étalon est de 1,509.

#### 2.4.1.5. Sédimentation

Sédimentation ou la séparation en deux couches lorsque le sperme est laissé au repos.

#### 2.4.1.6. Charge électrique

La charge électrique des spermatozoïdes est négative.

#### 2.4.1.7. Tension superficielle

S'exprime en dynes, et a une valeur de 68 pour le sperme d'étalon (PARSHUTIN), 67 à 72 chez le taureau et de 75 à 79 chez le verrat (GLUHOVSKI).

#### 2.4.1.8. Couleur du sperme

En général, le sperme des animaux domestiques a une coloration blanchâtre et son opacité est en fonction de la concentration spermatique.

#### 2.4.1.9. Odeur du sperme

Les uns considèrent que le sperme a une odeur d'os bouilli et rasé.

#### 2.4.1.10. Volume du sperme

C'est un caractère très important.

### 2.4.2. Caractères biochimiques

Les caractères biochimiques sont déterminés par la composition chimique du sperme.

## 2.5. Mécanisme endocrinien de la spermatogenèse

Toutes les fonctions d'organisme sont sous la dépendance des systèmes nerveux et endocriniens.

## CHAPITRE III : ANATOMIE D'APPAREIL GENITAL FEMELLE

---

### 3.1. Rôle physiologique des segments composants l'appareil génital femelle et l'origine embryonnaire

Le rôle de l'appareil génital femelle est d'élaborer les cellules sexuelles femelles – les ovules et de sécréter les hormones sexuelles féminines : les oestrogènes et le progestérone.

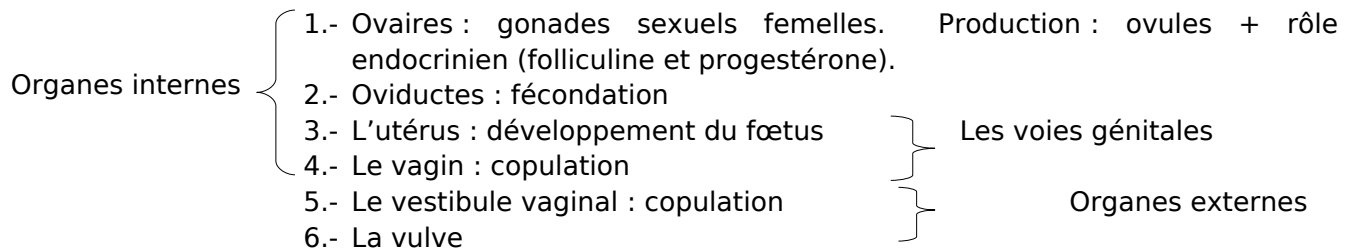
## 3.2. Les ovaires

### 3.2.1. Topographie et description anatomique

Les ovaires sont des organes pairs.

#### 3.2.1.1. Topographie des organes génitaux femelles

Les organes génitaux de la femelle se composent des parties suivantes :



La topographie varie suivant l'espèce, l'âge et en fonction de l'état physiologique.

#### 3.2.1.2. Anatomie et morphologie des organes génitaux femelles

- 3.2.1.2.1. Les ovaires
- 3.2.1.2.2. Les oviductes
- 3.2.1.2.3. L'utérus Matrice)
- 3.2.1.2.4. Le vagin
- 3.2.1.2.5. Le vestibule vaginal

#### 3.2.1.3. La lapine

#### 3.2.1.4. La volaille

### 3.2.2. Structure histologique

La surface de l'ovaire est recouverte par un épithélium cubique, qui se continue au niveau du hile avec le péritoine. La ligne de démarcation s'appelle **ligne lépithélio-péritonéale** ( de Farre – Waldeyer) (margo limitans peritonei).

## 3.3. Les voies génitales

### 3.3.1. L'oviducte

L'oviducte ou trompe utérine, ou trompe de Fallope ou salpinx, ou tuba.

### 3.3.2. L'utérus

C'est un sac musculo-membraneux qui dérive comme l'oviducte, des canaux de Müller.

### 3.3.3. Le vagin

Le vagin est un canal musculo-membraneux qui dérive des canaux de Müller.

### 3.3.4. Le vestibule vaginal et la vulve

Le vestibule vaginal s'étend du méat urinaire à la vulve qui constitue sa limite postérieure.

### 3.4. Les particularités anatomiques des organes génitaux chez les femelles, suivant l'espèce

#### 3.4.1. Vache et bufflonne

Une première caractéristique d'appareil génital de la vache est sa topographie.

#### 3.4.2. Brebis et chèvre

La topographie de l'appareil génital chez la brebis et chez la chèvre est la même que chez la vache.

#### 3.4.3. Truie

L'appareil génital de la truie présente de grandes et nombreuses différences comparativement aux espèces mentionnées jusqu'ici.

#### 3.4.4. Jument

L'appareil génital chez la jument est situé dans la cavité abdominale en face de l'ouverture (ou étroite) antérieure du bassin.

#### 3.4.5. Chienne et chatte

Les ovaires sont situés dans la cavité abdominale, en région sous-lombaire.

#### 3.4.6. Lapine

L'appareil génital est situé presque en totalité dans la cavité abdominale.

#### 3.4.7. Volailles

Chez aucune espèce des mammifères, la production n'est pas aussi liée à l'activité de l'appareil reproducteur comme elle l'est chez les volailles.

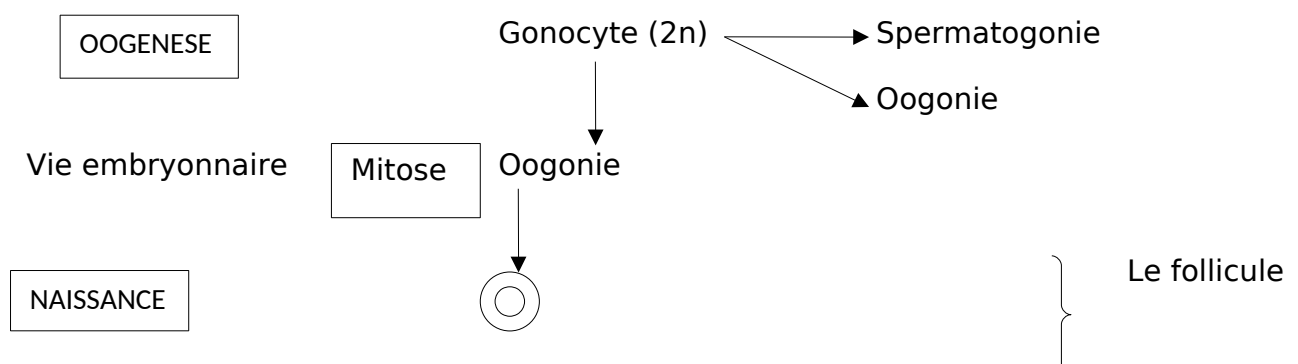
## CHAPITRE IV : PHYSIOLOGIE D'APPAREIL GENITAL FEMELLE

### 4.1. La maturité sexuelle

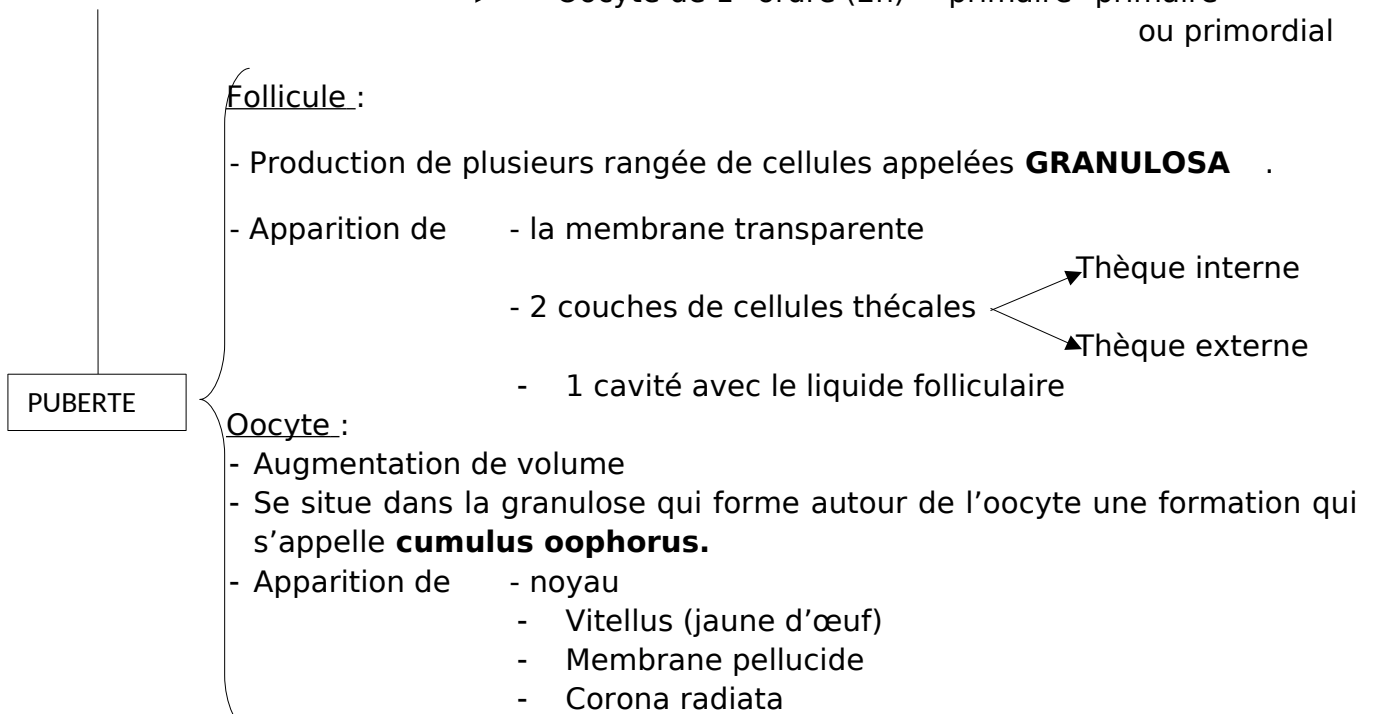
Dans le deuxième chapitre nous avons déjà exposé les principales données concernant l'âge de l'apparition de la puberté et l'âge normal pour la reproduction (tableaux 2 et 3) chez les espèces taurine, chevaline, ovine et suine.

### 4.2. Ovogenèse ou oogenèse

L'oogenèse est un processus de la production de gamètes femelles. L'oogenèse ainsi que la spermatogenèse commencent par la multiplication des mêmes cellules germinales primordiales qui s'appellent **gonocytes**.



Oocyte de 1<sup>er</sup> ordre (2n) = primaire primaire  
ou primordial



Dans cette période (naissance - puberté), l'oocyte forme une ovule qu'on peut nommer immature. Puisque c'est toujours l'oocyte de 1<sup>er</sup> ordre mais préparé à la division méiotique qui aura lieu après la maturité sexuelle.

L'ovogenèse – gamétogenèse des cellules sexuelles féminines – est un processus ressemblant à celui de la spermatogenèse.

### 4.3. Le cycle sexuel

La vie des femelles des animaux domestiques peut se partager en trois périodes bien distinctes.

#### 4.3.1. Stades et phases du cycle sexuel

Il y a plus de 70 ans, HEAPE (1900) a établi, suite aux recherches histologiques, que le cycle sexuel comprend plusieurs stades à savoir

1 – le pro-œstrus ou période préparatoire au rut

2 – l'œstrus ou période de rut

3 – le post-œstrus ou met-œstrus qui suit le rut

4 – le dioestrus caractérisé par le repos sexuel

#### 4.3.2. Modifications morphologiques et fonctionnelles d'appareil génital femelle au cours du cycle sexuel

Pendant le cycle sexuel tous les segments du tractus génital subissent l'action des différentes hormones hypophysaires et ovariennes.

### 4.3.3. Particularités du cycle sexuel chez les femelles suivant l'espèce.

**VACHE** : La durée moyenne du cycle sexuel, chez les vaches adultes, est de  $21, 28 \pm 0,06$  jours, mais chez les génisses elle est de  $20,23 \pm 0,05$

#### 4.3.3.1. BUFFLONNE

Les manifestations de la vie sexuelle chez la bufflonne sont en général semblables à celles de la vache

#### 4.3.3.2. CHAMELLE

L'activité sexuelle chez la chamelle a un caractère saisonnier.

#### 4.3.3.3. JUMENT

Le cycle sexuel a une durée de 21 jours.

#### 4.3.3.4. ANESSE

La durée du cycle sexuel est semblable à celle de la jument.

#### 4.3.3.5. BREBIS

Cette espèce a un cycle sexuel plus court que les autres.

#### 4.3.3.6. CHEVRE

La chèvre a un cycle sexuel de 20 à 21 jours.

#### 4.3.3.7. TRUIE

La truie est un animal polyoestrien, les cycles oestriens se succédant presque sans interruption pendant toute l'année.

#### 4.3.3.8. CHIENNE

La chienne est un animal à activité sexuelle intermittente, saisonnière.

#### 4.3.3.9. CHATTE

La chatte a aussi un cycle œstral saisonnier.

#### 4.3.3.10. LAPINE

Dans le cadre de cette espèce, il faut faire une différence entre les lapines domestiques et sauvages.

## 4.4. Mécanisme endocrinien de la vie sexuelle des femelles

Les processus de la reproduction sont dirigés par le **système nerveux central** et le **système endocrinien**. A présent, on sait que les hormones gonadotropes hypophysaires et les hormones ovariennes (œstrogènes et progestérones) interviennent dans le mécanisme du cycle sexuel.

L'hypophyse est un petit corps arrondi, brun, aplati de dessus en dessous. Elle est située dans la selle turcique et suspendue au tubercule cendré par l'intermédiaire d'une petite tige. Le poids de l'hypophyse est de 1 à 3 grammes.

Comme la décrit LESBOURIES (1949), l'hypophyse a un lobe antérieur (pars anterior), un lobe postérieur (pars nervosa) et un lobe intermédiaire (pars intermedia) (voir fig.43).

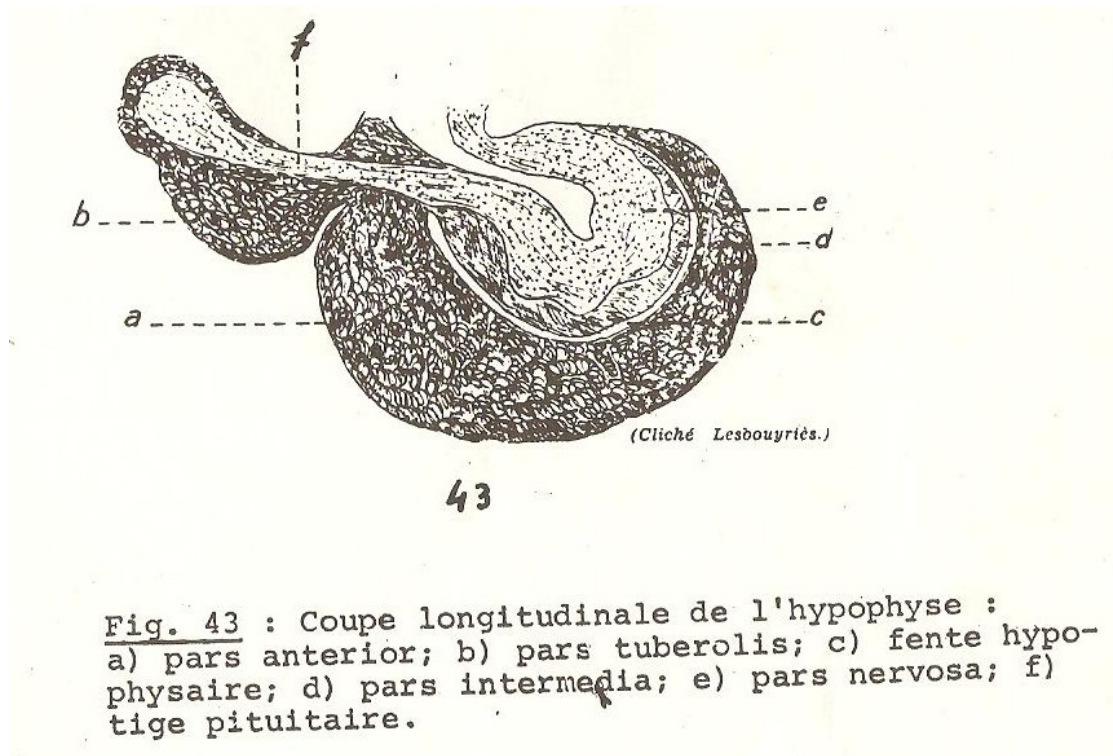


Figure 5: Coupe longitudinale de l'hypophyse: a) pars anterior; b) pars tuberolis; c) fente hypophysaire; d) pars intermedia; e) pars nervosa; f) tige pituitaire.

Le lobe antérieur est plus grand

## 4.5. L'ovulation

**L'ovulation** c'est la mise en liberté des ovules c'est-à-dire la sortie des ovules des follicules de Graaf ou de l'ovaire. Dans ce stade, le follicule est plein de liquide qui provoque la distension des parois de follicule. La

On a vu que toutes les deux phases du cycle sexuel, la phase folliculaire et la phase progestéronique, sont séparées par le phénomène de l'ovulation ou la déhiscence folliculaire, c'est-à-dire la mise en liberté de l'ovule. L'ovulation a été observée chez la lapine par WALTON et HAMMOND (1932) et HILL, ALLEN et KRAMER (1935). Mc KENZIE et TERRIL (1937) ont observé l'ovulation chez la brebis. La déhiscence folliculaire se produit lorsque le follicule (ou les follicules chez les espèces multipares) est complètement développé et lorsque l'ovule a déjà subi la division de maturité.

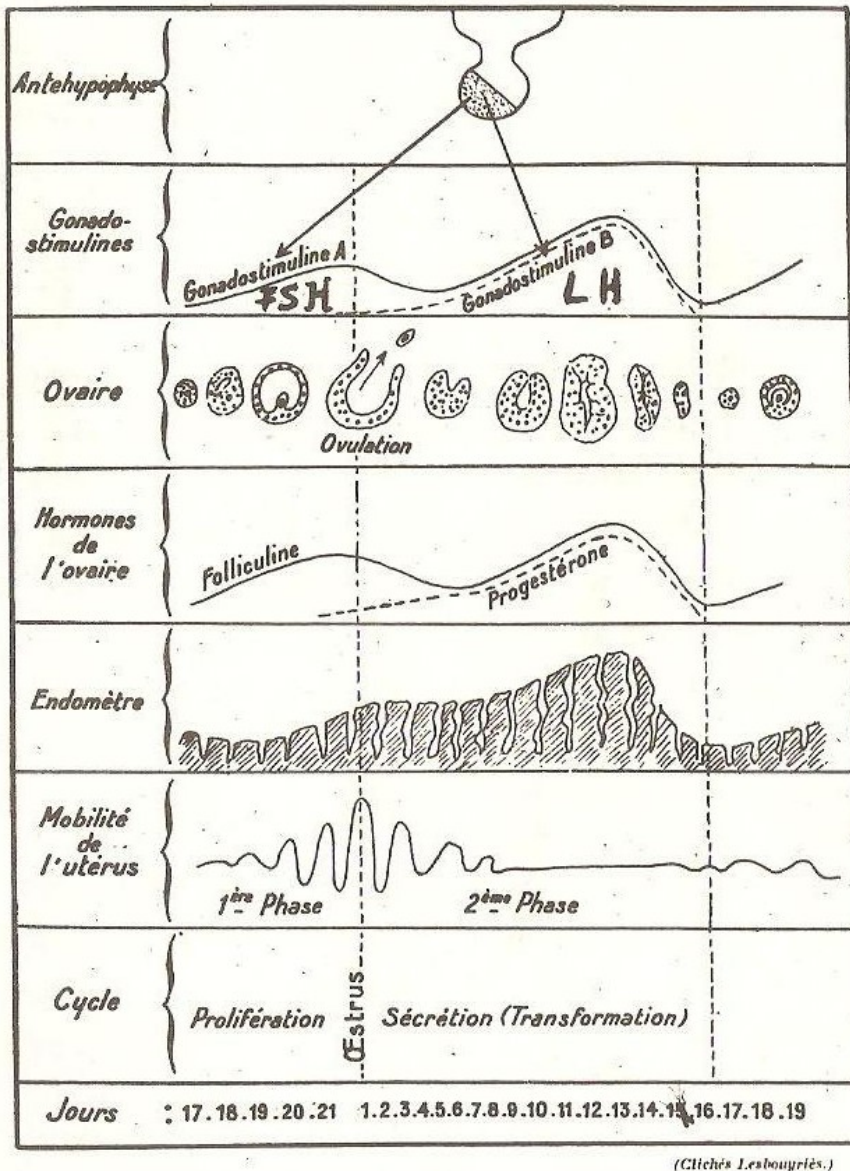


Fig. 45 : In-  
traction hypo-  
physo-ovarienne  
(d'après H. SPOR-  
RI) †

Figure 6: Intraction hypophyso-ovarienne (d'après H. SPORRI)

Le rapport entre les hormones hypophysaires

## CHAPITRE V : COPULATION

Arrivés à l'état de la maturité sexuelle, les animaux, les mâles et les femelles, peuvent se reproduire. La copulation ou le coït est un acte pendant lequel le mâle dépose le sperme dans le vagin (ou l'utérus de la femelle).

## CHAPITRE VI : FECONDATION

### 6.1. Mécanisme de la fécondation

La fécondation est l'assimilation réciproque de deux gamètes sexuels : le spermatozoïde et l'ovule. La fécondation résulte de la pénétration du spermatozoïde dans l'ovule et est suivie de la fusion (amphimixie), les éléments nucléaires et cytoplasmiques de deux gamètes formant le zygote. La fécondation a lieu à la partie ampullo-isthmique de l'ovule.

### 6.2. Facteurs qui influencent la fécondation

La fécondation est l'un des processus les plus complexes de la nature vivante.

### 6.3. Migration du zygote (migration de l'œuf) et les premiers phénomènes morphologiques

Dans le tiers antérieur (la portion ampullaire) de l'oviducte, l'œuf (le zygote) avance vers l'utérus grâce aux mouvements des cils de l'épithélium, mais dans la dernière portion, grâce aux contractions musculaires de l'isthme.

### 6.4. Super ovulation, superfécondation, super gestation, polyspermie, parthénogenèse

#### 6.4.1. Superovulation

#### 6.4.2. Superfécondation

#### 6.4.3. Supergestation ou gestation supplémentaire

#### 6.4.4. Polyspermie

#### 6.4.5. Parthénogenèse

## CHAPITRE VII : GESTATION

---

La période de développement et de la croissance du nouvel être qui a pris naissance au cours de la fécondation, dans l'utérus maternel, porte le nom de gestation.

Théoriquement la gestation s'étend du moment de l'ovulation jusqu'à la parturition. Mais comme le moment de la fécondation ne peut être connu exactement, on considère comme durée de gestation, l'intervalle de temps s'écoulant entre la dernière saillie ou IA jusqu'à l'accouchement. C'est un processus complexe, continu, et le plus comparativement à tous les phénomènes du cycle génératif (cycle sexuel, œstrus, parturition, etc.).

Tenant compte des moments essentiels de la formation et du développement du nouveau produit de conception, WINTERS et coll. (1942) et GREEN et WINTERS (1945), partagent la durée de gestation en trois périodes, à savoir : la période ovulaire (ou la période du zygote), la période embryonnaire et la période fœtale.

### 7.1. Période du zygote

C'est une période courte qui s'étend de la fécondation jusqu'à 12 jours après celle-ci. Elle se caractérise par un métabolisme et une division intensive de l'œuf. On connaît déjà que les processus de la fécondation ont une durée moyenne de 14 à 16 heures (LUNCA et coll. 1964)

WINTERS et coll. (1942), chez la vache, ont trouvé dans l'oviducte l'ovule fécondé, 18 heures après l'ovulation. Après la fécondation, commence la division de l'œuf

### 7.2. Période embryonnaire

Cette période s'étend du 13<sup>e</sup> jour jusqu'au 45<sup>e</sup> jour de la gestation. Maintenant se forment la plupart des parties et organes, c'est-à-dire, au cours de la période embryonnaire a lieu le processus de l'organogenèse et de la formation des enveloppes fœtales.

La première modification qui apparaît dans cette période est l'apparition de la gastrula avec toutes les trois membranes embryonnaires : l'endoderme, le mésoderme et l'ectoderme. Le phénomène de la gastrulation chez la truie a été étudié par PATTEN (1948) et il apparaît 14 à 16 jours de la gestation. Chez la vache, selon les recherches de GREENSTEIN et POLEY (1958), la gastrulation a lieu à 5 - 7 jours plus tard.

### 7.3. Période fœtale

Comparativement avec les deux premières périodes, la période fœtale est la plus longue. Dans cette période a lieu la croissance des dimensions du fœtus et la croissance différentielle des organes déjà formés dans la période embryonnaire. Les plus importants moments de la croissance et du développement du fœtus bovin sont présentés dans le tableau 17.

Période	L'âge (jours)	Modification
Zygote (0 – 12 jours)		

### 7.4. Les modifications de l'utérus dans la période de gestation

Une étude complète sur cette question a été effectuée par SWEET W.W. et coll. (1948). On a constaté qu'en moyenne les organes génitaux (vagin, utérus, oviducte, ovaires) chez les vaches non gestantes (100 sujets) pèsent 1574 g chez la race Holstein-Frisonne, le tractus génital pèse 270 g et plus, tandis que chez la race Jersey, 270 g et moins.

On mentionne le fait qu'au commencement le poids du fœtus augmente lentement, mais dans les derniers deux mois cette augmentation dépasse plus que deux fois et représente presque 60% de tout l'utérus gestant. Le poids des enveloppes fœtales et du liquide fœtal à la fin de la gestation représente 10% et respectivement 25% de tout l'utérus gestant. Dans le tableau 19 sont présentées les données obtenues par SWETT W. W. et coll. (1948).

### 7.5. Dynamique des hormones et les modifications de la glande mammaire au cours de la gestation.

L'évolution normale de la gestation et l'accouchement se trouvent dans une grande mesure sous dépendance du système endocrine. On connaît que la progestérone constitue un facteur indispensable dans l'installation et la régulation de la gravidité. Pour avoir cette action, elle réclame l'action antérieure de la folliculine. Au cours de la gestation, la progestérone inhibe les ovulations antérieures, et au niveau du myomètre, elle inhibe les contractions musculaires.

L'ovariectomie ou énucléation du corps jaune, chez la vache gestante, jusqu'à 200 jours, détermine l'avortement. Dans la première partie de la gestation, la progestérone est sécrétée par le corps jaune, mais plus tard le rôle de celui-ci est pris par le placenta.

## 7.6. Types de gestation.

Il y a beaucoup de critères pour classer la gestation. Ainsi, chez les *femelles unipares (monotociques)*, qui d'habitude donnent la naissance à un descendant, la gestation prend le nom de gestation *simple* (jument, vache, brebis, chèvre). Au contraire chez les espèces *pluripares (polytociques)* qui par chaque vêlage donnent naissance à beaucoup de descendants, la gestation s'appelle *multiple* (troupe, chienne, chatte, lapine).

Quand les femelles unipares présentent une gestation multiple, celle-ci, en ce cas, prend le nom de gestation gémellaire.

La gestation peut être primaire, chez les femelles primipares c'est-à-dire les femelles qui accouchent pour la première fois. Chez les femelles qui répètent la parturition (ce sont les femelles multipares), la gestation prend le nom de gestation répétée. Les femelles qui n'ont pas accouché ni une fois s'appellent nulipares.

Tenant compte du mode d'évolution, la gestation peut être : normale ou physiologique ; pathologique et supergestation ou gestation supplémentaire

## 7.7. Durée de la gestation

La durée de la gestation est un caractère d'espèce. En même temps, elle peut subir l'influence de beaucoup de facteurs (voir le sous chapitre suivant). Les valeurs normales de ce caractère sont mentionnées dans le tableau 19, d'après les données synthétisées par JAY L. LUSH (1965) et LUNCA et coll. (1964).

## 7.8. Facteurs qui influencent la durée de la gestation

Les données présentées dans le tableau 19, montrent qu'un premier facteur qui influence la durée de la gestation est l'espèce. Dans le cadre d'une même espèce, la race est un facteur qui détermine des différences plus ou moins significatives. Quelques exemples pour chaque espèce illustreront cette affirmation (Tableau 20).

On voit qu'un autre facteur est l'individualité. Dans le cadre d'une même race il y a des variations individuelles. Parmi les facteurs qui ont une influence sur la durée de la gestation, citons aussi : l'âge de la femelle, le sexe des descendants, le nombre de descendants par vêlage, le poids vif à la naissance, l'alimentation, le climat, etc.

Ainsi, les femelles primipares ainsi que les femelles vieilles ont une gestation plus longue comparativement avec les femelles d'un âge moyen. Aussi, les gestations gémellaires sont plus courtes, tandis que les femelles qui donnent naissance à des descendants mâles ont une gestation plus longue.

## 7.9. Les jumeaux et le rapport des sexes (sex ratio).

Les femelles unipares donnent naissance d'habitude à un descendant par vêlage. Quand chez ces femelles la gestation est multiple, elle prend le nom de gestation gémellaire, mais les descendants s'appellent des jumeaux.

Tableau 2: la durée moyenne de la gestation

Espèce	LUSH (1965)			LUNCA et coll. (1964)			Obs.
	Nombre des gestations étudiées	Durée moyenne de gestation (jours)	Déviation standard (jours)	La durée moyenne		Variations externes (jours)	
				Mois	Jours		
Jument	28.456	335,9	Environ 10-11	11 ½	340	307-412	
Anesse	14	366,9	12	12	360	348-390	
Jument Ane	2.338	350	Environ 19	-	-	-	
Vache	27.810	282,1	Environ 5	9 ½	283	240-311	
Bufflonne	-	-	-	10 ½	315	300-	
Zébu	-	-	-	-	-285 <sup>xx</sup>		<sup>xx</sup> Cit. par COLE et CUPPS, 1965
Troupe	6.535	114,3	2,2	4	115-110	110-140	
Brebis	4.417	149,1	2,4	5	150	140-160	
Chèvre	6.761	150,8	3,3	5	150	142-162	
Chienne	147	61,3	3,1	2	62	59-65	chatte

Chatte	-	-	-	2	58	55-60	
Lapine	1.540	31,4	1,1	1	30	28-33	
Chinchilla	-	111	-	-	-	-	
Cobaye	-	69	-	2	60	59-62	
Hamster	-	15	-	-	-	-	
Souris	-	21	-	-	22	-	
Rat	-	21	-	-	22	-	
Renard argentée	797	52,2	0,9	2	62	59-65	
Castor	-	4 mois <sup>x</sup>	-	-	-	-	<sup>x</sup> un autre auteur indique 65 jours.
Chamelle	-	13 mois	-	-	-	-	
Dromadaire	-	12 mois	-	12	360	-	
Éléphant	-	20-24	-	22	630	-	
Girafe	-	14 mois	-	15	450	-	
Baleine	-	-	-	15	456	-	
Lion	-	-	-	-	110	-	
Tigre	-	22 semaines	-	-	154	-	
Loup	-	60-63 jours	-	-	-	-	
Vison	-	51 jours	-	-	42	-	
singe	-	7 mois	-	-	-	-	
Hypopotame	-	140 jours	-	-	-	-	
Puma	-	79 jours <sup>xx</sup>	-	-	-	-	<sup>xx</sup> un autre chercheur indique 15 semaines

Les gestations gémellaires peuvent être dans une corne utérine, et en ce cas, elles prennent le nom de gestation unilatéral ou unicornes. Mais lorsque les jumeaux se développent dans toutes les deux cornes utérines, la gestation s'appelle bilatérale ou bicorne. Quand dans l'utérus se développent trois jumeaux, la gestation s'appelle triple, quand sont quatre fœtus - quadruple et quand sont cinq descendants - quintuple.

Les jumeaux peuvent résulter à la suite de la fécondation d'un seul ovule. Ce sont des jumeaux monoovulaires ou monovitelins. Ils résultent à la suite d'un dédoublement du bouton embryonnaire au stade de blastocyte. Ils ont un chorion commun mais l'amnios et l'allantoïde sont séparées, individuelles.

## 7.10. Diagnostic de la gestation.

La connaissance de l'état physiologique des femelles et notamment leur état de gestation, présente une grande importance pratique. On connaît que le régime alimentaire et de travail, tout comme l'administration de différents médicaments, tiennent compte toujours de l'état de gestation et notamment du stade de celle-ci.

Aussi connaissant l'état de gestation on peut planifier correctement la production du lait ou de viande, comme on peut éviter le sacrifice des femelles gestantes.

Il y a deux méthodes de détermination de l'état de gestation : la méthode clinique et la méthode de laboratoire.

La méthode clinique comprend un examen externe et un examen clinique interne. Le premier se réalise par l'inspection, l'auscultation et la palpation. Chez les femelles gestantes, notamment dans la dernière partie de la gestation, à l'inspection se constate des modifications du bassin, la croissance et l'oedémation des organes génitaux externes et des extrémités. Le but de la palpation est de saisir la présence du fœtus. Elle s'exécute sur la paroi abdominale droite (vache, bufflonne, brebis, chèvre), gauche (jument, ânesse), ou sur le plan inférieur chez la chienne, la chatte et la lapine.

L'auscultation se pratique d'habitude chez les espèces de grande taille, et a comme but de saisir les battements du cœur du fœtus. L'auscultation s'applique sur les zones de palpation, suivant l'espèce.

L'examen clinique interne peut se faire par l'exploration vaginale (à main ou avec le speculum vaginal) et par l'exploration rectale. L'exploration vaginale a en vue les modifications de la sécrétion vaginale (quantité, consistance, couleur), tandis que l'exploration rectale tient compte des modifications de la topographie, forme, grandeur et consistance des organes génitaux en cas de gestation.

**La sécrétion vaginale est en grande quantité et a un aspect et une consistance caractéristique dans le stade de l'œstrus. Elle est plus dense au cours de la gestation. A la fin de la gestation, grâce à l'augmentation des hormones œstrogènes dans l'organisme, la sécrétion vaginale devient aussi plus fluidifiante.**

## **CHAPITRE VIII : PARTURITION**

---

### **1.1. Rangement du fœtus et les symptômes prodromales de la parturition**

prodrome = (lat. *prodromus*, précurseur ; mot gr.). 1. Symptôme de début d'une maladie. 2. Fait qui présage quelque événement, signe avant-coureur. *Les prodromes d'une révolution*

Pour comprendre la physiologie et la pathologie de la parturition, il est nécessaire de connaître le rangement du fœtus dans l'utérus et le mode d'accommodation de celui-ci, immédiatement avant la mise-bas, pour pouvoir sortir dans le milieu extérieur.

Ainsi, chez la vache en gestation, le veau est situé dans la corne utérine avec son axe longitudinal parallèlement avec l'axe longitudinal de l'utérus. Le veau est assis en décubitus latéral (côté-abdominale), orienté avec la tête vers l'ouverture antérieure du bassin et avec ses membres fléchis sur le sternum.

Le poulain a le même rangement, mais il se trouve en décubitus dorsal avec ses membres fléchis sur la région sterno-abdominale. La tête normalement est orientée vers l'étréite antérieure du bassin (voir plus loin les rapports fœto-maternels).

Chez les ruminants de petite taille, le rangement du fœtus est la même que chez la vache. Au cas où la gestation est gémellaire, les fœtus sont arrangés dans toutes les deux cornes utérines. Chez les espèces pluripares (trouie, chienne, chatte), les fœtus sont orientés avec la tête tant vers l'ouverture antérieure du bassin que vers la cavité abdominale. Ainsi que chez les animaux unipares, les fœtus chez les espèces pluripares sont arrangés dans un rangement longitudinal et en décubitus latéral.

Dans le premier stade de la parturition, les fœtus, notamment chez les espèces unipares, subissent le processus d'accommodation. Celui-ci consiste en une rotation du corps fœtal de 90° (veau, agneau) et de 180° (poulain), quand la région dorsolombaire du fœtus vient en contact avec la région sacro-lombaire de la mère.

Ainsi, le fœtus a les membres antérieurs orientés en avant, vers la cavité pelvienne et la tête assise sur eux. Cette accommodation détermine la formation du con fœtal qui va faciliter la sortie du fœtus dans le milieu extérieur (voir fig.63).

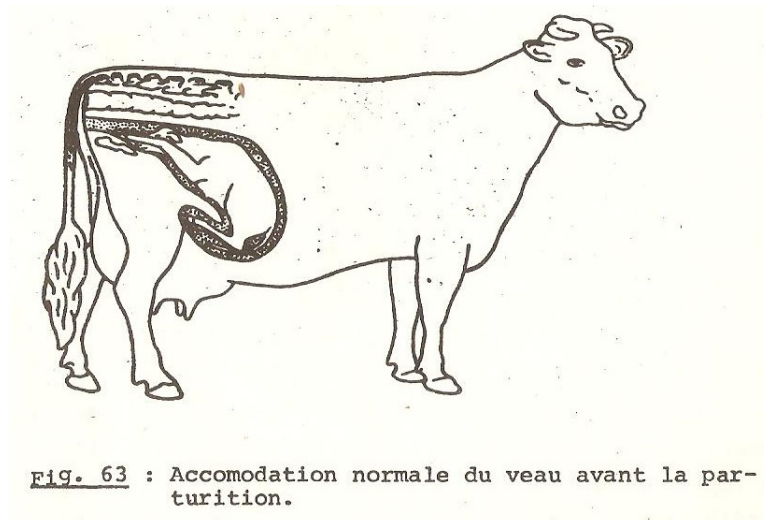


Figure 7: Accommodation normale du veau avant la parturition.

On a déjà relaté que la femelle parturientes, un peu avant la mise-bas, présente certains symptômes prodromales. Ainsi apparaît la tuméfaction des organes génitaux : cervix, vagin, vulve, et aussi apparaît l'œdème périvulvaire et mammaire. La glande mammaire se développe intensivement. Avec 1 à 2 jours avant la parturition, chez la jument apparaît une sécrétion gluante qui subit la coagulation et reste au sommet du mamelon sous forme d'une goutte séro-blanchâtre. La sécrétion du colostrum apparaît d'habitude 12 à 24 heures avant la parturition. Chez la vache, notamment se produit la relaxation des ligaments larges et la mobilité de toute l'articulation du bassin, grâce à l'infiltration du plasma sanguin et à l'action de l'hormone relaxine. On considère que celle-ci produirait une décalcification des articulations et du squelette du bassin qui permettra une mobilité accentuée de ceux-ci (l'expérience sur le cobaye).

## 1.2. La parturition et les théories qui expliquent l'acte de la parturition

La parturition est l'acte physiologique normal, qui a lieu à la fin de la gestation et qui consiste en l'élimination du fœtus dans le milieu extérieur, spontanément, sans l'intervention de l'homme.

La parturition est le seul acte physiologique accompagné des douleurs, et quand il découle spontanément, il s'appelle **l'eutocie**. Quand l'accommodation du fœtus est anormale, ou

interviennent différentes autres causes qui déterminent l'intervention de l'homme pour faciliter l'élimination du fœtus, la parturition est anormale ou pathologique et prend le nom de **dystocie**.

L'acte de la parturition est expliqué par différentes théories. Ainsi, certaines d'entre celles-ci considèrent que l'élimination du fœtus est causée par l'augmentation de la pression interne de l'utérus, ou par l'insuffisance nutritive du fœtus. Cette dernière serait liée à l'incapacité du placenta d'assurer les échanges métaboliques entre le fœtus et le sang maternel.

Les autres théories expliquent l'acte de la parturition par le mécanisme endocrinien. Ainsi, on connaît que dans la deuxième moitié de la gestation commence l'augmentation de la concentration des hormones œstrogènes tant dans le sang que dans l'urine. D'après CSAPO (1950), le niveau élevé des œstrogènes détermine l'augmentation de l'actomyosine dans les fibres musculaires lisses de l'utérus (l'actomyosine est la substance contractile de la fibre musculaire). Aussi, l'influence de l'œstrogène, l'activité du corps jaune et du placenta diminue et donc la quantité de la progestérone sera de plus en plus réduite.

Les hormones œstrogènes sensibilisent la fibre musculaire lisse de l'utérus à l'action de l'hormone post-hypophysaire, l'ocytocine, qui déterminera la contraction de la musculature utérine.

L'acte de la parturition est très complexe et aucune théorie prise séparément ne peut expliquer en totalité le déclenchement de celle-ci. Il est plus que possible que tous ces facteurs hormonaux et mécaniques contribuent à l'acte de la mise-bas.

GRAHAM et DRACY (1953) ont montré que la relaxine et les œstrogènes inoculés chez la vache gestante, déterminent l'ouverture et le relâchement du cervix.

### **1.3. Stades et le mécanisme de la parturition**

MARSHALL et coll. (1953) et ROBERTS (1956), tenant compte des modifications qui ont lieu en cas de parturition normale, partagent cet acte physiologique en trois stades, à savoir : l'ouverture du cervix, l'élimination du fœtus et l'élimination des enveloppes fœtales.

Le premier stade ou le stade préparatoire commence par des contractions fortes de l'utérus. Il a une durée moyenne de 2 à 4 heures mais il y a des variations de 30 minutes à 24 heures. Les contractions utérines sont accompagnées de sensations douloureuses et se répètent à chaque 15 minutes. Elles ont une durée courte. Grâce à ces contractions, les enveloppes fœtales commencent à avancer vers la cavité pelvienne et pénètrent par l'orifice cervical.

Au fur et à mesure que les enveloppes fœtales pénètrent dans le canal cervical, celui-ci s'ouvre de plus en plus. Au cas où le stade d'ouverture du cervix a une durée plus que 6 à 12 heures, il faut aider la femelle parturiente.

Le deuxième stade commence quand le fœtus est déjà engagé dans le canal cervical et se termine quand il quitte l'ouverture vulvaire. Au cours de ce stade, les contractions utérines sont plus fréquentes après chaque 2 minutes. Les contractions ont une durée plus longue, de quelques minutes. A l'élimination du fœtus contribue aussi les contractions de la musculature abdominale. Au cours de ce stade a lieu l'élimination des liquides fœtales ; à la première fois sort le sac allantoïdien et après celui-ci, le sac amniotique. Les liquides fœtaux assurent la lubrification des voies génitales.

Chez la vache, ce stade s'étend de 30 minutes jusqu'à 4 heures, mais d'habitude il se termine 0,5 à 1 heure. Chez les génisses il est un peu plus long. Chez les juments, il a une durée très courte de 2 à 3 à 10 minutes ; chez les truies 4 à 5 heures et même plus. (BANE et BONADONNE, 1963).

Le troisième stade : l'élimination des enveloppes fœtales, a une durée suivant l'espèce parce que le type du placenta facilite plus ou moins vite le détachement des villosités choriales de la muqueuse (cryptes) utérine.

Chez la vache, les enveloppes s'éliminent au cours de 8-10 heures, un peu plus vite chez les petits ruminants. Chez la jument, ce processus a une durée de 30 à 60 minutes. Chez la truie, d'habitude l'élimination des enveloppes fœtales a lieu à l'élimination de chaque porcelet.

Chez la vache, si 8 à 10 heures après l'élimination du fœtus, celle des enveloppes n'a pas eu lieu, on considère qu'il s'agit d'un cas pathologique, à savoir la rétention des enveloppes (ou rétention du placenta). La fréquence de la rétention du placenta chez la vache présente une variation de 5 à 15% suivant les conditions d'alimentation et d'entretien des femelles. Le mouvement des femelles gestantes avant la parturition, joue un grand rôle préventif de ce trouble.

#### 1.4. Particularités de la parturition chez les animaux domestiques

Les particularités de la parturition chez différentes espèces se réfèrent principalement à la durée des stades de celle-ci. ROBERTS (1956) et KENEDY (1947) ont réussi à synthétiser ces particularités comme suit dans le tableau 22.

Tableau III: La durée de différents stades de la parturition (heures)

Espèce	Spécification	Premier stade (ouverture du cervix)	Deuxième stade (Élimination du fœtus)	Troisième stade (Élimination des enveloppes)
Vache	-Variation - Moyenne  - On considère anormal quand est plus que	0,5 - 24 2 - 6  6 - 12	0,5 - 4 0,5 - 1 et 2 - 3 en cas de gestation gémellaire -	0,5 - 8 4 - 5  12
Brebis	-Variation - Moyenne - On considère anormal quand est plus que	0,5 - 24 2 - 6 6 - 12	0,5 - 2 - 2-3	0,5 - 8 - 12
Truie	-Variation - Moyenne - On considère anormal quand est plus que	2 - 12 - 6 - 12	1 - 4 - 6 - 12	Difficile à préciser. -
Jument	-Variation - Moyenne - On considère anormal quand est plus que	1 - 4 - 4	10 - 30 minutes - 20 - 30 minutes	0,5 - 12 0,5 - 3 12

Il convient de mentionner que normalement les particularités de la parturition sont déterminées d'une part par la conformation du bassin, et d'autre part par le type du placenta. Chez les espèces avec un type de placentation cotylédonaire (ruminants), les enveloppes s'éliminent plus difficilement que chez la truie ou chez la jument. Chez ces dernières, même la conformation du bassin favorise plus l'acte de parturition parce qu'il est plus court, a l'ouverture antérieure plus oblique et l'axe plus droit.

#### 1.5. L'involution utérine et la période puerpérale

Après la parturition, l'utérus revient à l'état d'avant la gestation par le processus de l'involution utérine. La période de temps pour réaliser l'involution utérine porte le nom de **période puerpérale** (ou puerperium). Depuis l'élimination du placenta, les contractions utérines continuent encore quelques jours.

Ainsi, dans le premier jour après la parturition, les contractions se répètent à chaque 3 minutes, mais plus tard (vers 3 à 4 jours), à chaque 8 à 12 minutes. Grâce à ces contractions, les liquides utérins spécifiques pour cette période, qui s'appellent **lochies** s'éliminent dans les premiers 8 - 12 jours après le vêlage. Ces liquides, au commencement de la période puerpérale, ont une couleur rougeâtre, sanguinolente ; mais plus tard ils deviennent jaunâtres - blanchâtres, jusqu'à la couleur normale blanchâtre et l'aspect séreux-muqueux.

Chez les espèces avec un type de placentation cotylédonaire ou zonaire, la période puerpérale a une durée plus longue et les caroncules utérins chez les ruminants reviennent à la forme et à la dimension d'avant la gestation.

Chez la vache, l'étude de l'involution utérine a constitué l'objet de plusieurs recherches et observations. A ce but on a employé différentes méthodes d'études : clinique, anatomique, biochimique et bactériologique. Les données obtenues par différents chercheurs sont très contradictoires, en fonction de l'état de santé du troupeau ou en fonction de la méthode d'étude.

Ainsi, MISKIN (1931), BESHLEBNOV (1952), MINCEV et PROKOPANOV (1957) écrivent que l'involution utérine se termine 3 à 6 semaines. D'après les données de CASIDA et VENZKE (1936), MIRSKAJA et coll. (1940), RASBECH (1950), CASIDA et WISNICHY (1950), BENESCH (1952), LAING (1955), LUNCA et coll. (1955 et 1957), JURAVO (1958), VOLOSKOV (1959), STUDENTOV (1961), BOCIAROV (1967), etc. qui ont étudié l'involution utérine par l'examen clinique transrectal, celle-ci se termine de 17 à 30 jours après la parturition.

MIRSKAJA et coll. (1940) et RASBECH ont trouvé que l'involution utérine chez les vaches multipares se termine entre 20 et 25 jours. RASBECH mentionne que chez les génisses, ce processus se termine de 18 à 20 jours. Les autres auteurs, comme par exemple BUCH, TYLER et CASIDA (1950) ont constaté que chez les 252 vaches avec des parturitions eutociques, l'involution utérine a été terminée 47 jours après le vêlage. Les chercheurs histologiques concernant ce processus (BENESCH - 1952, SCHULTH et GRUNERT - 1959, SALISBURY et VAN DEMARK, POPESCU P. et coll. - 1967, SOKOLOVSKAYA - 1971) ont montré que l'involution utérine chez la vache se termine 35 à 45 et même 50 à 60 jours après la parturition. Seulement, vers cette période, les glandes utérines sont revenues à la forme et à la grandeur normale, capable de sécréter à nouveau des substances nécessaires pour la nourriture du zygote (voir Fig.64).

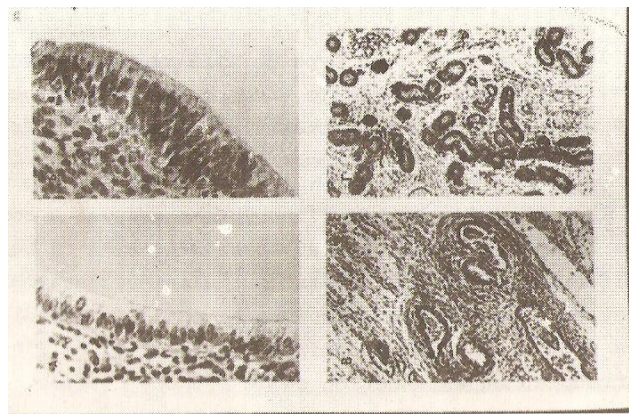


Fig. 64 : Différents aspect de l'involution utérine.

Figure 8: Différents aspects de l'involution utérine.

## 1.6. Rapports foëto-maternels qui déterminent l'eutocie et la dystocie. Autres causes des dystocies et les méthodes d'y remédier.

### 1.6.1. Bassin chez les femelles

La connaissance du bassin chez les femelles des animaux domestiques est nécessaire, parce qu'on a vu qu'il constitue le lieu topographique pour l'appareil génital (partiellement ou totalement) et aussi, à ce niveau passe le foëtus au cours de la parturition. La forme et la grandeur du bassin suivant l'espace, et ces deux caractéristiques déterminent dans une grande mesure la physiologie et la pathologie de la parturition.

En général, le bassin peut être comparé avec un conduit d'une forme cylindrique ou tronconique, aplatie d'un côté et de l'autre. A la formation du bassin concourent les éléments osseux et cartilagineux suivants :

- Les deux os coxaux
- L'os sacrum
- Les premières vertèbres coccygiennes
- Les ligaments sacro-schiatiques.

Les articulations du bassin sont les suivantes :

1. articulation lombo-sacrée
2. articulation sacro-iliaque droite
3. articulation sacro-iliaque gauche
4. articulation sacro-coccygienne
5. articulations inter coccygienne
6. articulation ischio-pubienne (symphyse ischio-pubienne).

Toutes ces articulations sont semi-mobiles (**amphiarthroses**) ou fixes (**synarthroses**), ce qui détermine un agrandissement réduit du bassin au cours de la parturition.

Le bassin présente à l'étude les éléments plus importants suivants :

- deux ouvertures : antérieure et postérieure
- l'axe du bassin
- les diamètres du bassin.

L'ouverture ou étroite antérieure est formée seulement par les éléments osseux, donc elle a la même grandeur tant à l'état de gestation qu'à l'état de non gestation et au cours de la parturition. Elle est orientée vers la cavité abdominale, de haut en bas, d'avant en arrière. Le degré d'inclinaison est plus élevé chez la jument, chez la brebis, chez la truie et chez la chienne que chez la vache ; d'où l'acte de parturition est plus facile pour les premières femelles énoncées.

L'ouverture (ou étroite) postérieure est formée tant par les éléments osseux que par les éléments ligamenteux ; exemple : ligament sacro-schiatiques. Ceux-ci avant la parturition et au cours de celle-ci, subit l'action de la relaxine et l'infiltration du plasma sanguin et deviennent très mobiles, en se relâchant, ce qui permet la modification du volume de l'ouverture postérieure au cours du vêlage. Par ce niveau, le fœtus passe plus facilement qu'au niveau de l'ouverture antérieure.

L'axe du bassin est la ligne imaginaire qui passe par le centre du conduit pelvien, d'avant en arrière à égale distance des parois intérieures du bassin. L'axe du bassin a une forme différente (ligne droite, ligne courbe ou ligne rompue) suivant l'espèce et il indique le mode traction sur le fœtus en cas de dystocie.

Les principaux diamètres du bassin sont les suivants :

1. diamètre sacro-pubien ou **conjugata vera**
2. diamètre bis-iliaque supérieur
3. diamètre bis-iliaque inférieur
4. diamètre vertical ou **pekten verticalis**
5. diamètre diagonal
6. diamètre transversal de l'ouverture postérieure.

Les premiers trois diamètres situés sur la circonférence de l'ouverture antérieure peuvent se voir dans la figure 65.

Les diamètres du bassin indiquent la grandeur (hauteur, largeur et longueur) des ouvertures et du conduit pelvien. Au cours de la parturition, sur les premiers diamètres du bassin se superposent les diamètres suivants du corps fœtal :

1. diamètre dorso-sternal

2. diamètre biscapulo-huméral
3. diamètre bihuméro-radio-ulnaire  
ou
  1. diamètre sacro-pubien
  2. diamètre bicoxo-fémorale
  3. diamètre bifémuro-tibio-rotulien

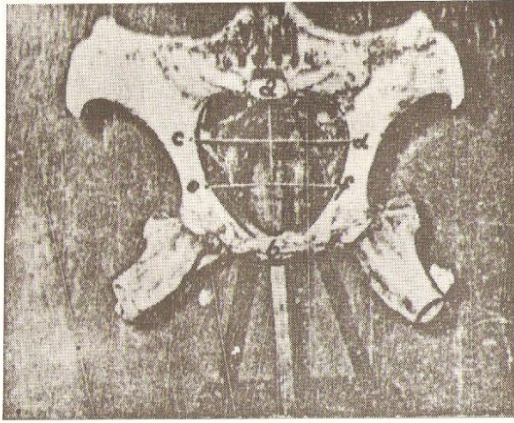


Fig. 65 : Bassin de la vache. On voit l'ouverture antérieure et les diamètres : a - b : sacro-pubien  
c - d : bis iliaque supérieur  
e - f : bis iliaque inférieur

Figure 9: Bassin de la vache. On voit l'ouverture antérieure et les diamètres: a - b : sacro-pubien ; c - d : bis iliaque supérieur ; e - f : bis iliaque inférieur

Cette superposition est en fonction de la présentation du fœtus (antérieure ou postérieure) et elle détermine toujours l'eutocie (voir plus loin les rapports fœto-maternels).

### 6.1.1. Rapport fœto-maternels

Par rapports fœto-maternels, on comprend le rapport entre le corps fœtal et le corps maternel (l'utérus et la cavité pelvienne) au cours de la parturition. Ces rapports sont connus sous les noms suivants : le **rangement**, la **présentation**, la **position** et la rétention.

#### 6.1.1.1. Le rangement

Est le rapport fœto-maternel entre l'axe longitudinal du fœtus et l'axe longitudinal de l'utérus ou bassin.

Quand ces deux axes sont parallèles, le rangement est longitudinal ; quand l'axe longitudinal du fœtus est perpendiculaire à l'axe longitudinal de l'utérus, le rangement est transversal. Dans le premier cas, le rangement est normal ou **eutocique**, tandis que dans le deuxième cas, il est anormal ou **distocique**.

#### 6.1.1.2. La présentation

Est le rapport fœto-maternel entre l'ouverture antérieure du bassin et différentes régions corporelles du fœtus. Ainsi, en cas de rangement longitudinal, le fœtus peut se présenter à l'ouverture

antérieure soit avec le train antérieur, soit avec le train postérieur. Le premier cas est une présentation antérieure (voir les figures 66a et 66b).



Fig. 66 : Rapports fœto-maternels normaux.

66 a : Rangement longitudinal  
Présentation antérieure  
Position dorso-sacrale.

66 b : Rangement longitudinal  
Présentation postérieure  
Position lombo-sacrale.

Figure 10: Rapports fœto-maternels

En cas de rangement transversal, le fœtus peut se présenter à l'ouverture antérieure avec 4 régions corporelles à savoir :

- région sterno-abdominale
- région dorso-abdominale
- région costo-abdominale droite
- région costo-abdominale gauche.

Chaque situation ci-dessus va donner une présentation qui prendra le nom de la région corporelle du fœtus. Il faut retenir le fait que, le rangement longitudinal et les présentations antérieures et postérieures sont eutociques, tandis que le rangement transversal et ses présentations sont dystociques.

### 6.1.1.3. La position

Est le rapport fœto-maternel entre différents points du corps fœtal et différents points de la surface intérieure du bassin. Dans le cadre du rangement longitudinal pour définir les positions, on prend deux points sur la surface corporelle du fœtus, à savoir :

- Le point dorsal,
- Le pont lombaire.

Dans le cadre du rangement transversal, pour ce but, on prend un seul point, céphalique. Les points de la surface intérieure de la cavité pelvienne sont les suivants :

- point sacral
- point pubien
- point sus cotyloïdien droit
- point sus cotyloïdien gauche
- point iliaque droit
- point iliaque gauche

Réunissant les points du corps fœtal avec les points de la circonférence du bassin, on obtient la dénomination des positions à savoir :

- |  |   |   |
|--|---|---|
| <ul style="list-style-type: none"> <li>- dorso-sacral</li> <li>- dorso-pubienne</li> <li>- dorso-sus cotyloïdien droit</li> <li>- dorso-sus cotyloïdien gauche</li> <li>- dorso-iliaque droite</li> <li>- dorso-iliaque gauche</li> </ul>  | } | Présentation antérieure                         |
| <ul style="list-style-type: none"> <li>- lombo-sacrée</li> <li>- lombo-pubienne</li> <li>- lombo-sus cotyloïdien droite</li> <li>- lombo-sus cotyloïdien gauche</li> <li>- lombo-iliaque droite</li> <li>- lombo-iliaque gauche</li> </ul> | } | Présentation antérieure                         |
| <ul style="list-style-type: none"> <li>- céphalo-iliaque droite</li> <li>- céphalo-iliaque gauche</li> </ul>   | } | Rangement transversal; toutes les présentations |

Il faut souligner que seulement deux positions sont eutociques (normales) : la position dorso-sacrée et la position lombo-sacrée. Toutes les autres positions sont anormales ou dystociques.

Dans la figure 67, nous présentons quelques rapports fœto-maternels anormaux.

Tous les rapports fœto-maternels anormaux constituent des causes de dystocies. Celles-ci sont des dystocies fœtales. Près des rangements, présentations et positions dystociques, les retentions de différentes régions corporelles peuvent aussi constituer des causes de dystocies.

Ainsi, dans le cadre du rangement longitudinal, les retentions de la tête ou celles des membres antérieurs ou postérieurs, déterminent très souvent des parturitions dystociques (voir Fig. 68).

### 6.1.2. Autres causes des dystocies et les méthodes pour y remédier

Les dystocies fœtales sont causées non seulement par les rapports foeto-maternels anormaux, mais elles sont aussi déterminées par le développement anormal du corps fœtal, par exemple le gigantisme total ou partiel, ou l'hydrocéphalie, etc.

D'autre part, la femelle parturiente peut présenter des défauts qui déterminent des dystocies. Ainsi, les défauts de conformation du bassin comme on les voit dans la figure 69, constituent des causes des dystocies. Les femelles parturientes peuvent présenter une hyperkinésie utérine (contractions fortes et continues) ou une hypokinésie, ou même une akinésie utérine (contractions moins fortes ou absence totale des contractions utérines), toutes celles-ci constituant aussi des causes de dystocies. Toutes les dystocies qui sont déterminées de la part de la femelle parturiente, prennent le nom de dystocies maternelles.

Donc les dystocies peuvent avoir une nature fœtale ou une nature maternelle. Elles peuvent être plus ou moins graves, simples ou associées (déterminées par plusieurs causes : présentation, position, rétention, excès de volume, hyperkinésie ou hypokinésie, etc.).

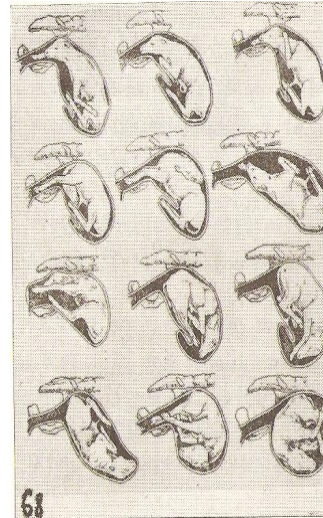


Fig. 68 : Différents rapports foeto-maternels anormaux : rétentions de la tête et des membres, positions, présentations et rangements dystociques.

Toutes les dystocies peuvent se remédier par deux méthodes : non sanglante et sanglante (ou embryotomie, ou foetotomie). La méthode non sanglante emploie un instrument simple tandis que la méthode sanglante emploie un instrument plus complexe, adéquat pour sectionner le corps fœtal. Toutes les deux méthodes usent les façons obstétriques suivantes : la traction, la répulsion, la rotation et la version (voir travaux pratiques).

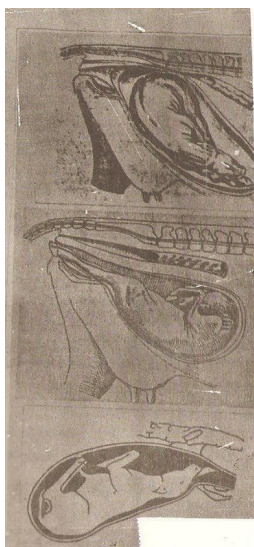


Fig. 67 : Rapports foeto-maternels anormaux.

a) rangement transversal, présentation dorso-lombaire position céphalo-iliaque droite.

b) position lombo-pubienne.

c) position dorso-pubienne.

Figure 11 : Rapports foeto-maternels anormaux

La foetotomie peut être partielle ou totale et aussi elle peut être per-cutanée et sous-cutanée. La rémédiation sanglante est une opération qui entre strictement dans les devoirs du Médecin vétérinaire.

## DEUXIEME PARTIE : L'INSEMINATION ARTIFICIELLE CHEZ LES ANIMAUX

## CHAPITRE I : L'OBJET - L'HISTORIQUE - L'IMPORTANCE

Strictement parlant, l'IA consiste à déposer du sperme par voie instrumentale dans les voies génitales des femelles qui sont en chaleurs. La technique de l'IA des animaux domestiques comprend quatre opérations principales à savoir :

- 1) La récolte du sperme ;
- 2) L'examen du sperme ;
- 3) La dilution et la conservation du sperme et
- 4) L'insémination proprement dite du sperme.

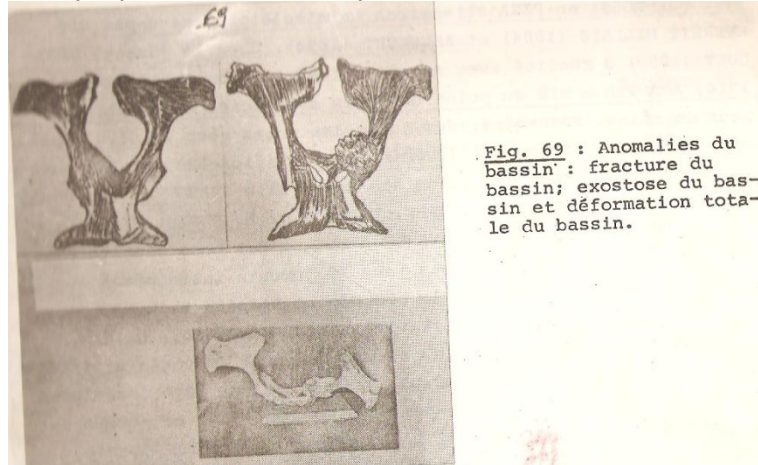


Figure 12: Anomalies du bassin: Fracture du bassin; exostose du bassin et déformation totale du bassin

L'idée générale qui a été à la base de cette technique de reproduction des animaux a été la suivante : un éjaculat a beaucoup de spermatozoïdes mais pour la fécondation il en faut seulement un nombre réduit, environ 5% de spermatozoïdes de l'éjaculat.

D'après la légende, il semble que la méthode de l'IA a été employée pour la première fois par les Arabes au XIV<sup>ème</sup> siècle (vers les années 1332). Plus tard, JACOBI (1725) a inséminé des œufs de poisson avec de la laitance, fait qui est répété encore en 1763 par Von WELZHEIM. Ces expériences sont continuées par le biologiste italien LAZARO SPALLANZANI (1729-1799), qui a effectué en 1779, la première IA scientifique. Il a réussi à inséminer une chienne avec du sperme récolté par l'excitation mécanique (masturbation). 62 jours après l'insémination, la chienne a donné naissance à deux petits chiens normaux. L'expérience de SPALLANZANI est répétée à 1782 par ROSSI en PISA et environ un siècle plus tard par Sir EVERETT MILLAIS (1884) et ALBRECHT (1894). Chez la jument, REPIQUET (1890) a réalisé avec succès l'IA. En 1914, AMANTEA a mis au point un vagin artificiel en caoutchouc pour le chien. Néanmoins, des nouvelles voies pour le développement de la technique de l'IA ont été ouvertes avec les travaux du biologiste russe Elie IVANOV et son école (KUSNETSOVA, SELIVANOVA, NAGAEV, LIPATOV, I.M. RODIN, SKATKIN, SOKOLOVSKAYA etc.). Elie IVANOV a obtenu de bons résultats chez la jument (31 conceptions pour 39 juments inséminées) et il a cherché ensuite à étendre la méthode au bovin et au mouton. Vers les années 1930-1931, LIPATOV, RODIN, MILOVANOV, NEIMAN, KUZNETSOVA, NAGAEV et SKATKIN ont mis au point le vagin artificiel pour le taureau. En 1932, 500 000 brebis étaient déjà inséminées en Union soviétique (93% de conception) ; en 1936, ce nombre est passé à 6 450 000 brebis et 230 000 vaches. Dès cette dernière année, la technique de l'IA commence à se développer dans le monde entier. Au Danemark, SORENSEN avait déjà inséminé en 1935 des vaches par la méthode russe. Dans la même année, l'IA était introduite en Italie par TELESFORO BONADONNA et en Suède en 1936 par LAGERLOF. Les premières expériences concernant l'IA ont été organisées aux Etats Unis d'Amérique en 1938. La première station d'IA est organisée en Allemagne en 1942 mais seulement en 1946 en Angleterre et en France.

Actuellement, beaucoup de pays à élevage industriel pratiquent l'IA sur plus de 50% de cheptel bovin et ovin. Les données présentées dans le tableau 1 sont beaucoup plus que convaincantes.

Dans 45 pays du monde, 71 millions des vaches ont été inséminées artificiellement. D'après V.K. MILOVANOV (1962), plus de 50 000 000 d'animaux (vaches, brebis, truies, juments) ont été inséminés artificiellement en Union soviétique en 1960.

Ces dernières années, on commence à pratiquer cette méthode chez les porcins, notamment en Angleterre, en Norvège, au Japon, en Union Soviétique, en Roumanie.

Table 1: Situation de l'IA chez les vaches dans le monde.

<b>Pays</b>	<b>Nombre des vaches inséminées</b>	<b>% du cheptel bovin</b>
<b>Union Soviétique</b>	23 000 000	61
<b>Etats-Unis d'Amérique</b>	7 930 000	20
<b>France</b>	7 500 000	63
<b>Pologne</b>	4 000 000	66
<b>R.D.A.</b>	3 500 000	67
<b>R.F.A.</b>	3 000 000	47
<b>Angleterre</b>	2 500 000	56
<b>Inde</b>	2 340 000	1
<b>Italie</b>	1 890 000	28
<b>Tchécoslovaquie</b>	1 880 000	88
<b>Danemark</b>	1 500 000	98
<b>Japon</b>	1 380 000	95
<b>Hollande</b>	1 230 000	62
<b>Roumanie</b>	1 110 000	30
<b>Cuba</b>	1 060 000	50
<b>Canada</b>	1 030 000	19
<b>Australie</b>	1 000 000	15
<b>Finlande</b>	176 000	16,5
<b>Irlande (1954)</b>	178 000	14
<b>Yougoslavie (1954)</b>	70 000	-
<b>Norvège (1955)</b>	70 000	12
<b>Suède (1955)</b>	406 000	28
<b>Suisse (1954)</b>	7 000	0,8
<b>Israël</b>	-	60
<b>Turquie (1951)</b>	7 276	-
<b>Algérie (1951)</b>	3 049	-
<b>Kenya (1950)</b>	1 333	-
<b>Afrique du Sud (1951)</b>	11 007	-
<b>Argentine (1952/53)</b>	150 000 - 300 000	-
<b>Brésil</b>	25 392	-

D'après MILOVANOV (1962), SOKOLOVSKAYA (1971), BANE et BONADONNA

A sa base, la méthode de l'IA est née en vue d'éradiquer les maladies se transmettant par le coït (la durina et le horse-pox chez le cheval, la brucellose, la tuberculose génitale, la vaginite contagieuse, la trichomonose, la virose, l'épididymo-vaginite contagieuse chez les bovins). Elie IVANOV est le premier chercheur à savoir lancer l'idée d'appliquer la méthode d'IA dans l'amélioration génétique des animaux. En effet, il a pensé qu'on pouvait fragmenter l'éjaculat ou le diluer et inséminer, avec le même volume de sperme d'un mâle, plusieurs femelles.

L'importance de la méthode d'IA peut se traduire par les avantages suivants : zootechnique, économique, sanitaire-vétérinaire et scientifique.

Aujourd'hui, le but principal de l'IA est l'amélioration génétique du cheptel, donc l'augmentation de la production animale (lait, beurre, viande). Les résultats obtenus dans la plupart des pays, notamment du point de vue laitier et beurrier, justifient les espoirs mis dans la méthode. Ainsi, les résultats obtenus dans l'Etat de Louisiane aux Etats-Unis d'Amérique montrent que la production moyenne en matières grasses était dans l'ensemble inférieure à 175 livres par an ; l'IA, à partir des taureaux éprouvés, a permis de la porter à 459 livres (DERIVEAUX, 1958).

L'IA permet de multiplier le nombre de fécondations d'un reproducteur d'élite. On sait que par la saillie naturelle, un taureau est capable de féconder en moyenne 50 - 70 - 120 vaches par an. Avec le même nombre d'éjaculations, il y a possibilité d'inséminer artificiellement plus de 3 000 - 5 000 vaches. A présent, on considère que la méthode n'est pas économique si le nombre de vaches inséminées par an, avec le sperme d'un taureau, est moins que 1 000. Il est déjà connu que le taureau Neptun, aux Etats-Unis d'Amérique a eu dans sa vie plus de 150 000 descendants soit 19 000 - 21 000 descendants par an. Cette possibilité se réalise en pratique par la fragmentation de l'éjaculat brut, mais surtout par les méthodes modernes de dilution et de conservation de sperme. A présent, il est possible de faire une dilution de sperme de 1 : 20 - 1 :

60. Ce qui permet d'inséminer un nombre de 100 à 300 vaches avec un volume de 5 ml d'un éjaculat de bonne qualité.

Cet avantage est d'une grande importance économique parce qu'il permet de réduire le nombre des taureaux, la consommation des fourrages, la main-d'œuvre, etc., en même temps qu'il permet de faire une sélection plus sévère et donc d'accélérer le processus d'amélioration du cheptel. La méthode rend possible le contrôle rapide des reproducteurs d'après les descendants.

Les méthodes actuelles de conservation de sperme permettent le transport de celui-ci à des grandes distances ; ce qui autorise une plus grande diffusion et une plus large utilisation dans l'espace d'une semence de qualité. La conservation du sperme à basse température donne la possibilité d'employer plus rationnellement les mâles et d'utiliser le sperme même longtemps après leur mort. Aujourd'hui, il y a de grands dépôts de sperme conservé par congélation à moins 185 - 196°C. (H<sub>2</sub> liquide).

La méthode permet d'utiliser certains mâles qui présentent l'**impotensia coeundi**, c'est-à-dire incapable d'effectuer le cabrage et la saillie naturelle, grâce aux méthodes du sperme obtenu par excitation électrique ou par massage des vésicules séminales.

L'application de l'IA constitue un moyen prophylactique contre les maladies infectieuses et parasitaires (vibriose, durina, trichomonose, brucellose, etc.), transmises par le coït. Elle donne la possibilité et oblige en même temps de contrôler rigoureusement la valeur biologique du sperme.

La technique d'IA présente un grand intérêt et une préoccupation permanente pour les pays où l'acclimatation des animaux domestiques hors de leur milieu d'origine y est souvent difficile. Le transport du sperme à de grandes distances supprime cette difficulté.

L'IA constitue une méthode scientifique en ce qui concerne l'hybridation entre différentes espèces, c'est-à-dire ouvre la voie à l'étude des unions interspécifiques chez les mammifères et les oiseaux. Elle donne aussi la possibilité de créer des races nouvelles. Grâce à cette méthode, on peut obtenir les hybrides entre le bétail domestique et le yak, le bison américain et le bison européen, le taurin et le zébu. Ce dernier fournit des descendants très rustiques et très résistants aux diverses maladies tropicales.

Pour la reproduction des animaux sauvages qui se trouvent dans les jardins zoologiques, l'IA présente aussi un grand intérêt.

Tous les avantages mentionnés ci-dessus peuvent avoir un effet contraire si on ne s'assure pas un contrôle rigoureux sur les qualités zootechniques des reproducteurs, et sur l'état de santé de ceux-ci. La méthode de l'IA impose aussi d'avoir un personnel technique bien instruit, une organisation et une évidence zootechnique parfaite. Le nombre réduit des reproducteurs mâles crée la possibilité d'avoir un degré de consanguinité étroit, mais une évidence stricte d'emploi des mâles et une rotation des ceux-ci excluent ce danger.

## CHAPITRE II : LES METHODES DE LA RECOLTE DE SPERME

La récolte du sperme constitue la première opération à réaliser dans la technique de l'IA. Il existe de nombreuses méthodes de récolte à savoir :

- La méthode de vagin artificiel (chez tous les mammifères).
- La méthode de l'électro-éjaculation (chez le bélier, le taureau, le chien et la volaille).
- La méthode du sac ou condom (chez l'étalon).
- La méthode directe dans le vagin (chez l'étalon, le taureau, le bélier).
- La méthode de la récolte du sperme par excitation mécanique
  - o Par massage des vésicules séminales et des ampoules des canaux déférents (chez le taureau).
  - o Par massage direct du pénis (chez le chien).
  - o Par massage abdominal ou dorsolombaire (chez la volaille).
- La méthode de l'éponge (chez l'étalon).
- La méthode des fistules (ponction directe du testicule ou de l'épididyme).

La méthode courante et habituelle est celle du vagin artificielle.

Le principe du vagin artificiel a été mis au point par MILOVANOV. C'est un appareil simple qui se compose d'éléments suivants :

- Un tube (ou cylindre) en caoutchouc ou en fer à l'extérieur ; c'est le vagin proprement dit.

- Un cylindre en caoutchouc, mince, simple, introduit dans le premier : (la chemise vaginale).
- Les anneaux fixateurs en caoutchouc.
- Le collecteur en verre ou en caoutchouc.

Le tube vaginal a une longueur variable avec l'espèce. Le vagin artificiel pour le taureau a une longueur d'environ 40 cm et un diamètre de 7 - 8 cm. Ces dimensions sont de 55 et 8,5 -12 cm pour l'étalon ; de 21 et 5 - 6 cm pour le bélier et pour le bouc ; de 28 - 32 et 6 - 8 cm pour le verrat.

La chemise vaginale est plus longue que le tube vaginal et est fixée à celui-ci par des anneaux fixateurs. Entre le tube et la chemise se forme une cavité. Le tube présente un trou qu'on peut fermer avec une vis et par lequel on peut introduire de l'eau et de l'air dans la cavité vaginale. Le collecteur est fixé par des anneaux spéciaux à une extrémité de celui-ci. L'autre extrémité reste ouverte (Fig. 1).

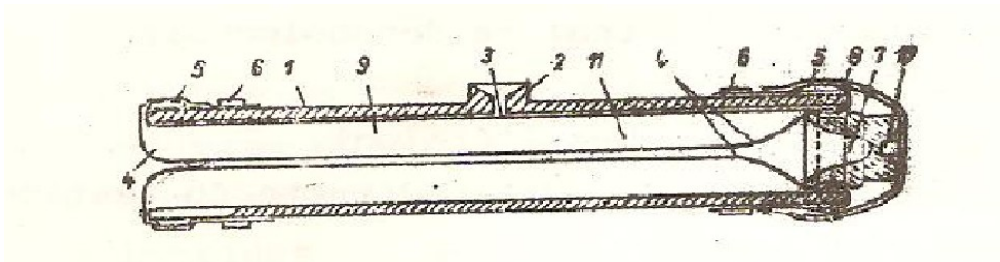


Figure 13: Section du vagin artificiel pour taureau

Légende :

- 1- Tube vaginal ; 2- orifice à filet pour introduire l'eau ; 3- soupape ; 4-chemise vaginale ; 5-6- anneau en caoutchouc ; 7- collecteur ; 8- fixateur du collecteur ; 9 et 11- l'eau d'entre le tube et la chemise ; 10- l'eau d'entre les parois doubles du collecteur.

Le collecteur est en verre pour la plupart des espèces. Le vagin artificiel pour l'étalon a le collecteur en caoutchouc. La forme et la capacité de celui-ci sont différentes : cylindre ou conique de 5 - 10 ml pour le bélier ou le taureau ou de 50 à 200 ml pour l'étalon et l'âne ; de 200 à 500 ml pour le verrat. Le collecteur peut être gradué ou non. Dans le premier cas, on peut mesurer la quantité du sperme directement dans le collecteur.

Le principe de vagin artificiel est d'imiter le vagin naturel des femelles dans le stade de l'œstrus. On sait que le vagin naturel dans ce stade se caractérise par une certaine température, pression et lubrification. La température vaginale est plus élevée que la température corporelle de 0,5 - 1°C mais la pression est aussi plus grande grâce à la congestion des parois du vagin. Ceux-ci sont enduits de mucus cervico-vaginal qui est sécrété en grande quantité au cours de l'œstrus. Le vagin artificiel doit remplir ces conditions sinon le mâle ne donne pas de sperme.

Il faut faire attention à ce que toutes les opérations de la méthode d'IA chez les animaux soient exécutées aseptiquement. Toutes les parties composantes du vagin artificiel ainsi que tous les objets du laboratoire doivent être stérilisés. Il faut travailler toujours et partout en conditions stériles puisqu'en cas d'infection du sperme par une flore microbienne, la capacité fécondante du sperme diminue, les résultats d'IA sont aussi bas. Après chaque utilisation, il faut laver l'appareillage à l'eau chaude, le passer pendant 5 - 10 minutes dans une solution d'alcool éthylique à 65 - 70°C, rincer au sérum physiologique et sécher à l'étuve ; le maintenir tel jusqu'à utilisation.

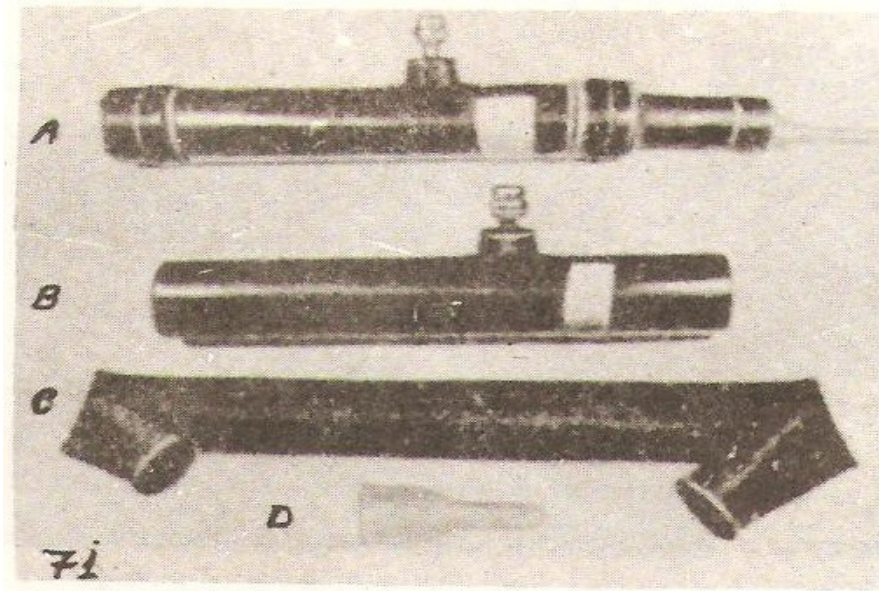


Figure 14: Vagin artificiel pour taureau (D'après BANE et BONADONNA, 1963).

Légende :

A- Vagin déjà préparé ; B- tube vaginal ; C- chemise vaginale ; D- collecteur

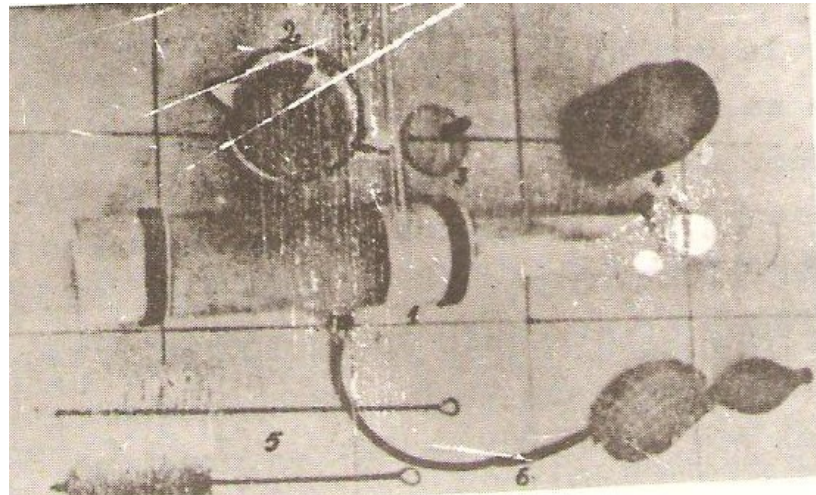


Figure 15: Vagin artificiel pour verrat (D'après DUMITRESCU, MIASNICOV, TUDORASCU, 1972)

Légende :

1- Le vagin artificiel préparé ; 2- vase à eau et thermomètre ; 3- entonnoir pour introduction d'eau ; 4- bocal à vaseline neutre ; 5- brosses pour lavage du vagin ; 6- appareil pour introduction d'air

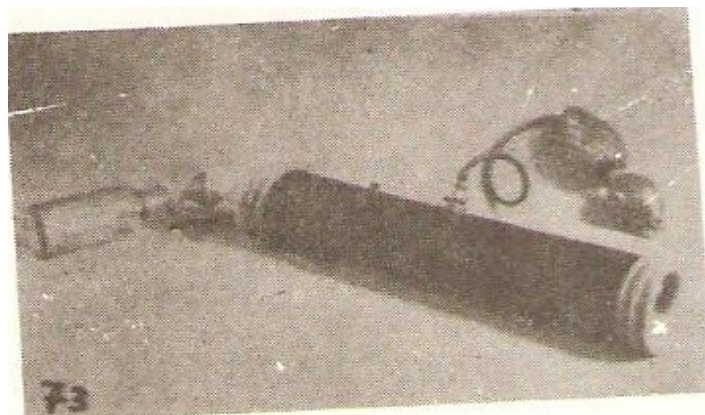


Figure 16: Vagin artificiel pour verrat (D'après DERIVEAUX, 1958)

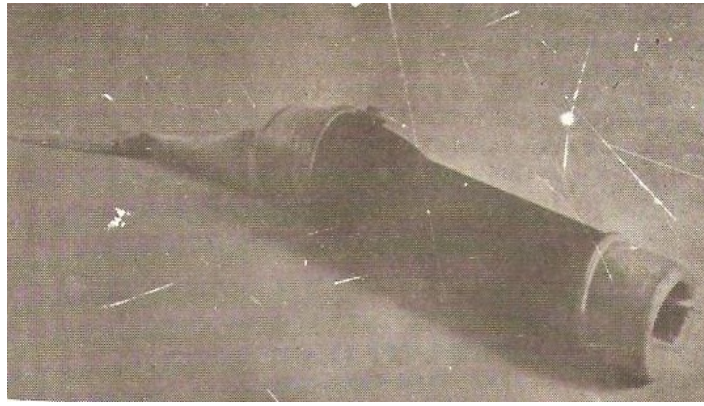


Figure 17: Vagin artificiel pour taureau (D'après DERIVEAUX, 1958)



Figure 18: Vagin artificiel pour bélier (D'après DERIVEAUX, 1958)



Figure 19: Vagin artificiel pour chien (D'après HARROP cité par DERIVEAUX)

La préparation du vagin artificiel commence par la fixation de la chemise avec des anneaux fixateurs. Suit alors l'introduction de l'eau chaude à 45 - 50°C pour avoir au moment d'emploi 40 - 42°C. Après celle-ci, se fixe le collecteur, se fait la lubrification avec la vaseline neutre et stérilisée, s'introduit de l'air et enfin se mesure la température du vagin avec un thermomètre centigrade. On constate donc, que la température du vagin artificiel s'assure par l'eau chaude, la pression par l'eau et l'air et la lubrification par de la vaseline. En général, dans le vagin pour taureau, s'introduit 300 à 500 ml d'eau. La pression est après complétée avec de l'air. Théoriquement, la pression du vagin artificiel est de 40 - 60 mm Hg ; en pratique, on ne mesure pas cette pression mais on sait que la pression du vagin artificiel est normale quand les parois de la chemise s'approchent à se toucher. Pour la récolte du sperme chez le verrot, il y a un système de mensuration et de maintien de pression dans les limites normales. C'est un manomètre à eau (Fig. 3). La mensuration de la température se fait 1 à 2 minutes avant la récolte. Chaque laboratoire ou station d'insémination doit avoir des ustensiles et des substances chimiques pour assurer ce travail spécial en bonnes conditions.

La récolte du sperme a lieu dans une salle spécialement aménagée salle de récolte de sperme. Celle-ci est en liaison directe avec la salle de laboratoire où se fait le contrôle et la dilution de sperme. Pour la récolte du sperme, on utilise une femelle en chaleurs, une nymphomane, voire même un taureau ou un bœuf maintenu dans un appareil de contention (montoir) construit en bois ou mieux en tubes métalliques. On peut aussi recourir à l'emploi d'une femelle fantôme (mannequin).

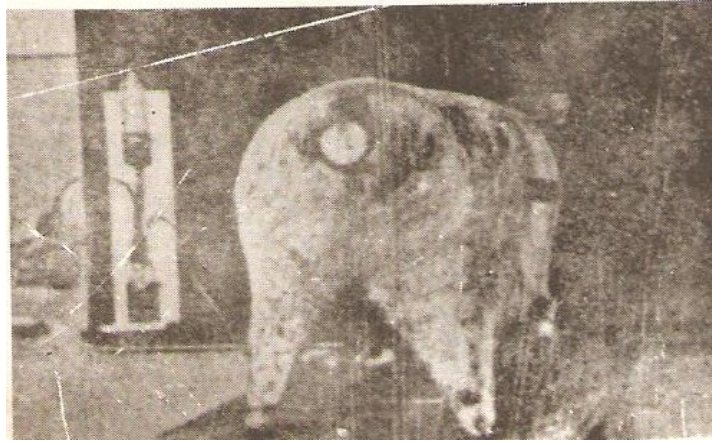


Figure 20: Manequin de truie pour la récolte de sperme chez le verrat. On voit déjà le vagin fixé et celui-ci en liaison avec le manomètre à eau (D'après DUMITRESCU, MIASNICOV et TUDORASCU, 1972).

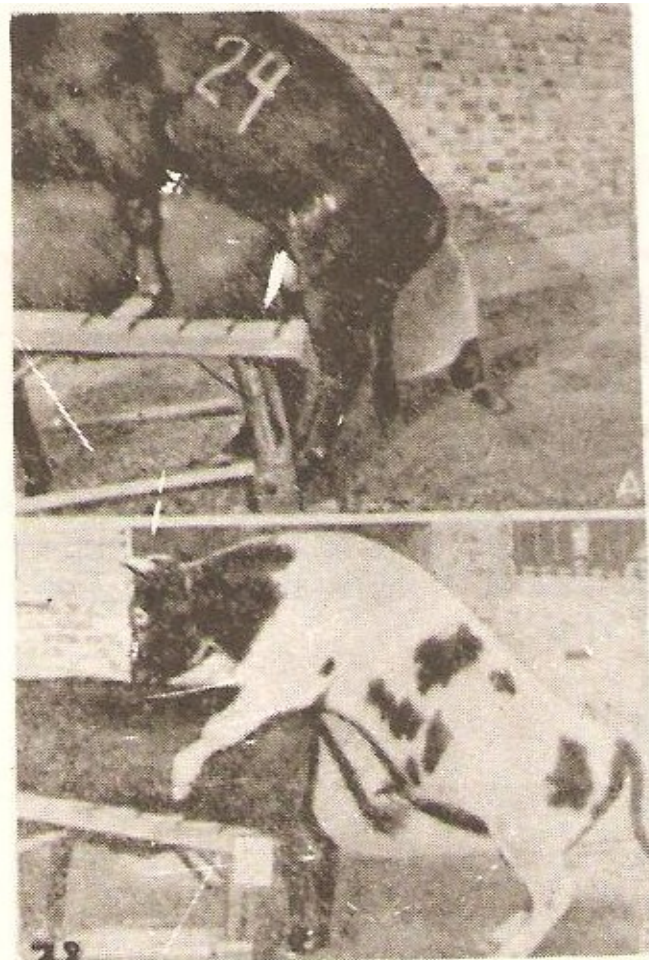


Figure 21: La position en cours de la récolte du sperme.

Légende :

A- Normale ; B- anormale, le taureau présentant l'impotentia coeundi (D'après BANE, 1954)

L'opérateur chargé de la récolte se tient à droite du taureau et maintient le vagin artificiel de la main droite : au moment du cabrage, il place le vagin en arrière du membre antérieur, l'ouverture dirigée vers le pénis suivant un angle de  $35 - 45^\circ$  tandis que la main gauche, appliquée sur le fourreau, dirige le pénis vers l'ouverture du vagin.

Chez le taureau, chez le bélier et chez le bouc l'éjaculation se produit dès que le pénis arrive au contact du vagin. Chez l'étalon, chez le verrat et notamment chez le chien l'éjaculation a une durée plus longue (chez le verrat, l'éjaculation a une durée moyenne de 7 à 8 minutes, mais chez le verrat âgé, ce réflexe peut se prolonger jusqu'à 20 - 30 minutes) ; chez le chien, le réflexe d'éjaculation a une durée de 30 - 40 minutes. La récolte du sperme par la méthode du vagin artificiel s'emploie chez le taureau, chez l'étalon, chez le bélier, chez le bouc, chez le verrat, chez

le chien et chez le lapin. Par cette méthode s'obtient un éjaculat normal tant quantitativement que qualitativement. Pour obtenir un sperme normal, il faut éviter toutes les fautes qui sont possibles au cours de la préparation du vagin ou même au cours de la récolte. Ainsi, en cas d'une température trop élevée (60 - 70°C), la muqueuse du pénis ne supporte pas cette température, le mâle refusera de faire l'intromission. Dans le cas contraire où la température est moins de 40 - 42°C, le vagin sera froid et bien que l'intromission ait lieu, l'éjaculation n'aura pas lieu ou la durée de ce reflexe sera un peu plus longue. Au cas où la pression du vagin artificiel est plus forte, l'intromission sera difficile ou n'aura pas lieu. Si le mâle parvient à introduire le pénis, l'éjaculation sera difficile, douloureux puisque la pression du vagin exerce une compression sur la surface de l'organe copulateur et sur l'urètre, d'où, une certaine quantité du sperme reste sur le trajet de celle-ci.

Au cas où la pression est moins forte, le contact avec la surface du pénis n'a pas lieu et l'éjaculation ne se fait pas ou se fait difficilement. Quand la chemise est moins tendue, elle constitue des obstacles qui rendront l'intromission impossible. Au contraire, quand la chemise est plus tendue, elle n'a pas d'élasticité et ne peut pas créer la pression voulue au sein du vagin artificiel. Au cas d'une position anormale du vagin artificiel au moment de la récolte, les reflexes d'intromission et d'éjaculation seront affectés des sensations douloureuses.

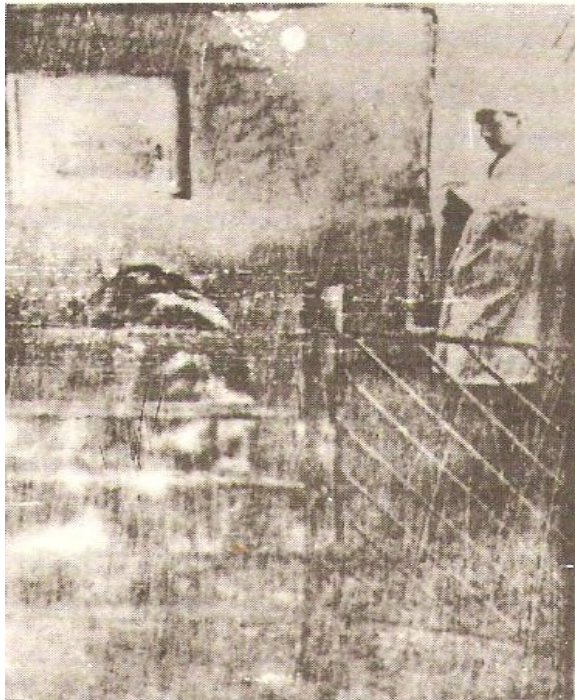


Figure 22: Récolte du sperme chez le verrat

En ce qui concerne l'électro-éjaculation, celle-ci a à la base l'excitation par voie électrique du centre nerveux de l'éjaculation qui se trouve dans la moelle lombaire. ECKHARDT (1863) a été le premier à provoquer l'érection chez le chien au moyen du courant électrique. BUTELI (1922) a obtenu l'éjaculation chez le cobaye en plaçant une électrode sous la peau de la nuque et l'autre dans la bouche. GUNN (1936) adapte la méthode au bélier.

Cet auteur a employé un électro-éjaculateur avec deux électrodes : une électrode anale (tige en cuivre) s'introduit dans le rectum, l'autre (aiguille métallique) est piquée dans l'ilio-spinal au niveau de la troisième vertèbre lombaire. BRADY et GILDOW (1939), BONADONNA (1938), TERILL (1940), VOLOSKOV et MIHAÏLOV (1963 - 64) apportent des perfectionnements à l'appareil. LAPLAUD et CASSOU (1945) transforment l'appareil, substituant aux deux électrodes une électrode unique.

L'électro-éjaculateur est formé par une source de courant électrique, un transformateur, un rhéostat, un voltamètre et les électrodes (ou électrode unique). La durée totale de l'opération dure de 5 - 10 minutes.

DERIVAUX (1958) décrit le procédé utilisé par ORTOVANT et THIBAUT chez le taureau, de la façon suivante : « le taureau est placé dans un appareil de contention, la tête maintenue et poitrine légèrement soutenue au moyen d'une sangle de manière à éviter au maximum les déplacements latéraux. L'appareil de contention ne nous paraît pas indispensable. Le fourreau est convenablement nettoyé et les poils garnissant l'ouverture sont coupés ; deux à trois litres d'eau salée (3 - 5 % de Na Cl) sont introduits dans le rectum de manière à provoquer le rejet des excréments et à assurer une meilleure conductivité électrique. L'électrode bipolaire, enduite de vaseline, est introduite dans le rectum ; attendre 5 minutes pour laisser à l'animal le temps de s'habituer à l'électrode. Dans une période préparatoire, l'opérateur fait passer une série des stimulations d'environ 100 Ma toutes les 2 à 3 secondes ; cette excitation est répétée une vingtaine de fois et augmentée progressivement et légèrement d'après les réactions de l'animal, notamment la contraction du crémaster avec remontée des testicules et les faibles contractions du train postérieur. Après 15 à 30 excitations en moyenne, les sécrétions accessoires commencent à s'écouler et sont recueillies séparément ; l'excitation est alors portée à 800 -1500 Ma (5 à 6 volts) et la durée de passage de courant maintenue pendant 5 à 6 secondes ; l'éjaculation se produit à chaque excitation et le sperme est recueilli soit à l'état pur, soit dans un dilueur chaud (citrates de soude - jaune d'œuf). La durée totale de l'opération varie de 5 à 10 minutes et la quantité de sperme recueillie de 10 à 30 cm<sup>3</sup>.

Chez le bélier peut aussi s'employer l'électro-éjaculateur à l'électrode unique. Au cas où s'utilise la technique de GUNN, l'animal est solidement maintenu sur une table de contention, pattes et tête allongées. On fait un lavage rectal avec eau et savon pour éliminer toutes les matières fécales. Après, on fait un lavage avec une solution salée de Na Cl (5 à 10%) qui est bon conducteur de courant électrique. La région lombaire est tondu sur une surface de 10 cm<sup>2</sup>. La région tondu est aussi lavée avec une solution salée. La cavité du fourreau se lave aussi avec une solution de bicarbonate de Na 3%. L'électrode anale s'introduit dans l'anus jusqu'à la région lombaire (environ 10 cm). L'électrode lombaire se pose sur la région lombaire tondu. On fait passer entre les deux pôles une série de 10 à 20 stimulations d'un courant de 30 volts, d'une durée de 5 - 10 secondes. Une récolte journalière ou tous les deux jours permet d'obtenir un sperme de bonne qualité.

Chez le chien, s'utilise un courant alternatif de 30 volts.

Une électrode se place dans le rectum et l'autre est soit une pièce fixée sur la paroi des bourses, soit une tige métallique qui s'applique au niveau de la région lombaire. Dans ce dernier cas, les stimulations sont de l'ordre de 140 Ma et sont lancées de 10 à 20 secondes pendant 3 à 4 minutes.

SOROBROWSKY et SOKOLOWSKY ont utilisé l'électro-éjaculation chez les oiseaux. L'électrode positive est placée au niveau des lombes tandis que l'électrode négative est représentée par une solution acidulée dans laquelle plonge le bec de l'oiseau.

La méthode de l'électro-éjaculation se justifie chez les taureaux et les béliers qui ne peuvent pas effectuer le cabrage et la saillie normale, et quand ceux-ci sont d'une grande valeur zootechnique.

La même justification vaut pour la méthode de la récolte de sperme par excitation mécanique c'est-à-dire par le massage des vésicules séminales et des ampoules des canaux déférents chez le taureau.

La méthode de la récolte du sperme par le massage abdominal chez les oiseaux a été mise au point par BURROW et QUINN. Les auteurs de langue anglaise définissent cette méthode sous le nom de « méthode de la traite des canaux spermatiques » ou « milking of spermatic-tubes ».

VLAD C. (1965-1968) a obtenu des bons résultats employant chez le coq la méthode de massage dorsolombaire.

Par le massage abdominal, le coq fournit de 0,2 à 0,3 cm<sup>3</sup>, le dindon 0,1 à 0,8 cm<sup>3</sup>, le pigeon de 0,01 à 0,02 cm<sup>3</sup>.

Les autres méthodes de la récolte du sperme n'ont pas une grande importance pratique, beaucoup d'entre elles ayant seulement un intérêt historique.

## CHAPITRE III : LE CONTRÔLE (OU L'EXAMEN DU SPERME)

Dans toutes les stations d'IA, le contrôle du sperme est obligatoire pour toutes les espèces et pour chaque catégorie d'âge. Ce contrôle comprend :

- un examen macroscopique
- un examen microscopique

L'examen macroscopique se réfère au volume de l'éjaculat, à la couleur du sperme, à la densité du sperme et l'odeur du sperme.

L'examen microscopique se réfère à la mobilité (activité) des spermatozoïdes, à la concentration des spermatozoïdes dans le sperme, au pH du sperme, à l'activité métabolique des spermatozoïdes, à la résistance à la chaleur et à différentes solutions d'électrolytes et aussi à la morphologie des spermatozoïdes.

### 3.1. L'examen macroscopique du sperme

#### 3.1.1. Volume d'éjaculat

Ce caractère, comme vu auparavant, varie en fonction d'espèces, de races, de l'âge, de l'état d'entretien, du régime d'exploitation, etc.

Dans le tableau suivant sont présentées quelques données concernant le volume de l'éjaculat chez différentes espèces des mammifères et des volailles.

Table 2: Le volume de l'éjaculat chez différentes espèces des mammifères et des volailles

Espèces	Volume (ml)	moyen	Extrême (ml)	Maximum connu (ml)*	D'après
Taureau	3 - 4		0,5 - 15	-	Dérivaux Jj., 1958
	4 - 5		-	14 - 20	Dumitrescu I., Measnicov i., Tudorascu R. (1972)
	-		1,5 -15	-	Cole H.H. et Cupps T.P., 1959
	8,0		-	-	Hafs et coll., 1958
Bélier	0,8		0,5 - 2	-	
	1 - 2		-	5	Idem
	-		0,5 - 2,5	-	
	1,5		-	-	Tudorascu et coll., 1972
Bouc	1,2 - 1,5		-	-	Dumitrescu et coll., 1972
Verrat	200		100	-	Dérivaux Jj., 1958
	200 - 250		500	1000 - 1300	Dumitrescu et coll., 1972
	-		-	-	Cole H.H. et Cupps T.P., 1959
			150	-	
		400			
Etalon	75 - 150		40 -320	-	Idem
	45 - 100		-	250 - 600	
	-		50 - 200	-	
Ane	40 -100		-	-	Dumitrescu et coll., 1972
Chien	7		2 - 15	-	Dérivaux J., 1958
	7 - 10		-	40	Dumitrescu et coll., 1972
	9,5		-	-	Cole H.H. et Cupps T.P., 1959
Chat	1		-	-	Dumitrescu et coll., 1972
Lapin	0,7		0,4 - 4	-	Dérivaux J., 1958
	0,7		-	4 - 6,5	Dumitrescu et coll., 1972

Coq	0,8	0,2 - 1,5	-	Dérivaux J., 1958
	0,7	-	2	Dumitrescu et coll., 1972
Dindon	0,3	0,2 - 0,8	-	Dérivaux J., 1958
	0,3	-	0,8	Dumitrescu et coll., 1972

Le volume du sperme peut se mesurer directement dans le collecteur quand celui-ci est gradué ou dans un cylindre gradué de laboratoire. Il faut un minimum de 1,5 ml d'éjaculat chez le taureau.

### 3.1.2. Couleur du sperme

Chez la plupart d'espèces animales, le sperme a une coloration blanchâtre et son opacité est fonction de sa concentration en spermatozoïdes. Toutefois, il existe des différences entre les espèces. Ainsi, chez le taureau et le bélier, le sperme a une couleur blanc-jaunâtre comme de la crème. L'étalon a un sperme grisâtre tandis que celui du coq est blanc.

On peut avoir des couleurs anormales : rouge, rose, jaune. Ces modifications interviennent en cas de lésions sur le tractus génital ou des maladies. La couleur du sperme peut être modifiée par une cause autre qu'une maladie ou lésion, par exemple par des substances médicamenteuses comme la pipérazine, le bleu de méthylène. La couleur jaune peut être liée à l'alimentation riche en carotène et en riboflavine. Quand le sperme contient de l'urine ou du pus, la couleur devient jaune-verdâtre.

### 3.1.3. Densité du sperme

Le sperme est une suspension de spermatozoïdes dans un milieu appelé plasma séminal. La densité ou consistance et l'aspect du sperme sont fonction de la concentration en spermatozoïdes. Le taureau et le bélier ont un sperme de consistance laiteuse ou lacto-crémuse, tandis que le cheval donne un sperme opaque. L'aspect aqueux du sperme indique un nombre réduit des spermatozoïdes. Le sperme de verrat est de consistance gélatineuse ; il contient des nombreux flocons d'aspect grumeleux ressemblant à du "tapioca " provenant des glandes de Cowper et des vésicules séminales. La prostate sécrète un enzyme - la vésiculase - qui provoque la précipitation de la vésiculine, substances sécrétée par les vésicules séminales. Au cours de la monte naturelle, cette substance gélatineuse se trouve à la base des cornes utérines, dans le cervix et dans le vagin. Au niveau de ce segment, par précipitation, elle forme une sorte de bouchon vaginal qui obture la lumière du vagin et empêche le sperme de sortir en dehors.

Pour le taureau et le bélier qui ont un sperme dense, en conditions normales on peut observer les mouvements des spermatozoïdes dans le collecteur. Ces mouvements impriment un courant continu de haut en bas et inversement qui peut se voir macroscopiquement en regardant le collecteur dans lequel se trouve le sperme.

### 3.1.4. Odeur du sperme

Le sperme des animaux a une odeur caractéristique des substances protéiques. La présence des substances de putréfaction ou de l'urine dans le sperme modifie l'odeur du sperme.

## 3.2. L'examen microscopique et biochimique du sperme

### 3.2.1. Mobilité (ou l'activité) des spermatozoïdes

C'est un critère d'appréciation très important. Il se base sur les mouvements rectilignes qui déterminent un mouvement unidirectionnel, progressif. Les spermatozoïdes des mammifères et des volailles peuvent avoir des mouvements anormaux : mouvement autour de leur propre axe, mouvements en arrière, mouvements oscillatoires sur place. Ces mouvements sont propres aux spermatozoïdes des batraciens et poissons chez lesquels la fécondation est externe. L'examen de la mobilité peut déjà se faire macroscopiquement comme nous l'avons dit. L'examen microscopique de la mobilité peut se faire par l'examen simple entre lame et lamelle ou

en goutte pendante. Cet examen se fait en conditions normales quand la préparation a une température de 38 - 40°C. En général, la mobilité, excellente à la température du corps, diminue avec l'augmentation de la température et cesse pratiquement au-dessus de 45°C. Les spermatozoïdes sont généralement immobiles à 0°C et tués en dessous de cette température à moins qu'ils n'aient été conservés dans un milieu spécial (glycérol), suivant une technique appropriée.

Pour l'examen microscopique à la température de 38 - 40°C, il y a des platines chauffantes ou autres dispositifs confectionnés pour ce but (Voir les fig.11 et 12).

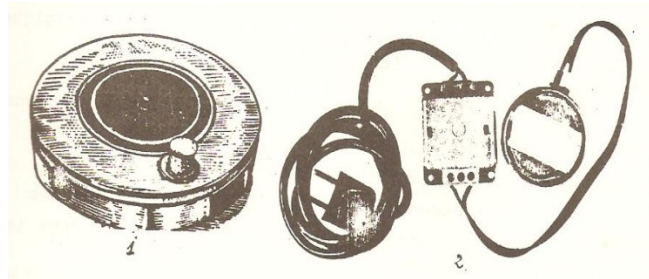


Figure 23: Platines chauffantes

1) Type Morozov ; 2) type Popovici Gh. Et coll.

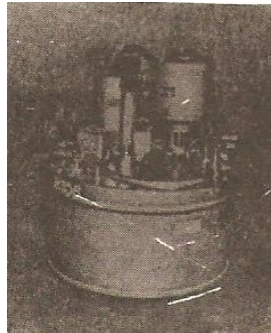


Figure 24: Ultrathermostat

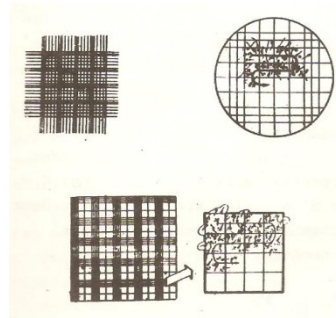


Figure 25: Hématimètres et le mode de numération des spermatozoïdes

La probe du sperme qui a été récolté se conserve, aussi, jusqu'à la fin de l'examen, dans des conditions de température constante de 38 - 40°C dans un thermostat (Fig. 12).

L'examen microscopique se fait à un agrandissement de 300 à 400 X ; il n'est pas nécessaire d'utiliser l'objectif à immersion.

L'appréciation de la mobilité se fait par le système des notes de 5 à 1 ou de 1 à 0 comme on le voit dans le tableau ci-dessous :

Table 3: L'appréciation de la mobilité d'après le système des notes de 5 à 1 et 1 à 0

Note numérique	% des spermatozoïdes mobiles	Note	% des spermatozoïdes mobiles	Note	% des spermatozoïdes mobiles
5	100	1	100	0,5	50
4	80	0,9	90	0,4	40

			46		
3	60	0,8	80	0,3	30
2	40	0,7	70	0,2	20
1	20	0,6	60	0,1	10

Tout de suite après la récolte, le sperme doit présenter au minimum 80% de spermatozoïdes en mouvement rectiligne. L'éjaculat qui a en dessous de 80% de spermatozoïdes en mouvement énergétique, est considéré de qualité inférieure.

La vitesse de progression varie considérablement, comme nous l'avons déjà relaté, suivant les espèces, l'état du sperme, le milieu et surtout la température. Rappelons ici que la vitesse de progression en mm par seconde, est estimée à environ 5,22 chez l'étalon, 4,02 chez le taureau, 3 chez le bélier et 2,08 chez le chien.

### 3.2.2. Concentration des spermatozoïdes dans le sperme

La concentration exprime le nombre de spermatozoïdes par l'unité de volume, d'habitude par  $\text{mm}^3$  et  $\text{cm}^3$  ou (ml). Au cours de la mobilité de l'examen simple entre lame et lamelle, peut se faire une appréciation relative de la densité des spermatozoïdes dans le sperme. D'après cet examen, le sperme peut se classer comme suit :

- Sperme dense (symbole D) : quand l'espace entre deux spermatozoïdes est plus court que la longueur d'un spermatozoïde. Ce sperme a, en général, une concentration en spermatozoïdes supérieur à 1 000 000 000/ml (soit 1 000 000/ $\text{mm}^3$ ). Les espèces taureau, bélier, bouc et volaille se caractérisent par un sperme dense.
- Sperme moyen (symbole M) : quand l'espace entre deux spermatozoïdes est égale à la longueur d'un spermatozoïde. Ce sperme a, en général, une concentration de 500 000 000 à 1 000 000 000/ml. On rencontre souvent ce sperme chez le taureau.
- Sperme rare (symbole R) : quand l'espace entre deux spermatozoïdes est plus grand que la longueur d'un spermatozoïde. En ce cas, la concentration a une valeur de 60 000 000 à 500 000 000 par ml. Le verrat et l'étalon se caractérisent par un sperme rare comparativement aux espèces mentionnées ci-dessus.
- Sperme très rare ou oligospermie (symbole O) : quand dans le champ microscopique, on ne voit que quelques spermatozoïdes.
- Necrospermie : quand la totalité ou la plupart des spermatozoïdes sont morts. En ce cas, le symbole est « N » et il faut chercher la cause de ce phénomène.
- Azoospermie : (symbole Az) : c'est l'absence des spermatozoïdes dans le préparat.

Au cas où le mâle a effectué les réflexes sexuels mais n'a pas donné de sperme, on dit qu'il y a un phénomène d'aspermie (symbole A).

Toutes les données de l'examen du sperme sont consignées dans un spermogramme. Dans ce spermogramme, tous les résultats de l'examen macro et microscopique, sont en général codifiés. Ainsi, un sperme dense à mobilité très bonne se note dans le spermogramme par le symbole  $D_5$  ou  $D_1 - D_{0,9}$ .

Aujourd'hui, dans les laboratoires de spermatologie, on utilise différents appareils tels par exemple le photo colorimètre ou le densimètre. Une méthode simple et moins chère qui s'utilise dans les stations d'insémination artificielle est la numération à l'aide de l'hématimètre de Thomas (Fig. 13).

L'hématimètre de Thomas de 1  $\text{mm}^2$  qui est divisé en 256 petits carrés. Ceux-ci sont groupés en 16 carrés moyens ( $16 \times 16 = 256$ ), chacun d'entre eux étant séparé par trois lignes, tant sur la verticale que sur l'horizontale. Les petits carrés sont séparés par des lignes simples d'orientation. La profondeur de ce dessin sur la surface de la lame est de 1/10 de mm, mais le côté d'un petit carré est égal à 1/400 mm.

Pour déterminer la concentration par l'hématimètre, il est encore besoin d'une pipette Potain, d'une liqueur de dilution (d'habitude une solution 3% NaCl) et d'un microscope. La technique proprement dite est la même que celle de la numération sanguine (numération des globules rouges). Rappelons que la pipette Potain a une capacité d'un ml et est pourvue d'un

tube capillaire qui représente 1/100 ml. Le tube est divisé en 10 parties mais à la moitié, il porte le chiffre 0,5. Pour effectuer la numération des spermatozoïdes, on aspire le sperme dans la pipette jusqu'à la division 0,5 du tube capillaire. Ensuite, s'aspire le liquide de dilution jusqu'à la division 101. On a réalisé une dilution du sperme de 1/200. On homogénéise doucement entre les mains. Les premiers 4 - 5 gouttes du mélange s'éliminent et ensuite une goutte de celui-ci est déposée sur la chambre de Thomas. Cette goutte diffuse par capillarité entre la chambre de Thomas et la lamelle. En même temps, se diffusent aussi les spermatozoïdes. Etant donné qu'ils sont tués par le liquide de dilution, le comptage se fait facilement. On compte les spermatozoïdes qui se trouvent dans les 5 carrés moyens dont 4 se trouvant en diagonale et le 5<sup>ème</sup> étant choisi au hasard. Les 5 carrés moyens ont 80 petits carrés. La formule du calcul est la suivante :

$$C = \frac{N \times D \times S \times I}{n} \text{ dans laquelle : } C = \text{concentration ; } N = \text{Nombre des spermatozoïdes}$$

comptés dans les 80 petits carrés ; D = dilution ; S = surface d'un petit carré ; I = profondeur de la chambre ; n = nombre de petits carrés comptés.

$$\text{Ex : } C = \frac{N \times 200 \times 400 \times 10}{80} = C = \frac{N \times 800\,000}{80} = N \times 10\,000/\text{mm}^3 \text{ ou } N \times 10\,000 \times 1\,000/\text{ml} (\text{cm}^3)$$

Milovanov a proposé une formule plus simple à savoir  $C = \frac{N}{100}$  dans laquelle :

C = concentration et N = Nombre de spermatozoïdes comptés. Le résultat s'exprime directement en million/mm<sup>3</sup> ou en milliard/ml (cm<sup>3</sup>) du sperme.

La concentration des spermatozoïdes d'après l'espèce :

- Taureau : 800 000 000 - 1 000 000 000/ml      - Étalon : 60 000 000 - 200 000 000/ml
- Bélier : 1 000 000 000 - 3 000 000 000/ml      - Verrat : 100 000 000 - 200 000 000/ml
- Bouc : 1 680 000 000 - 2 000 000 000/ml      - Volaille : 3000 000 000 - 5 000 000 000/ml

GOETZE (1949), indique une concentration moyenne de 1 milliard/ml chez le taureau, de 3,5 milliards/ml chez le bélier et le bouc, de 0,14 milliards chez l'étalon et de 0,25 milliards/ml chez le verrat. COLLE et CUPPS (1959) donnent la concentration suivante du sperme : taureau : 600 - 2 500 millions/ml ; étalon : 50 - 200 millions/ml ; verrat : 100 - 150 millions/ml ; bélier : 1500 - 3000 millions/ml ; chien : 10 - 400 millions/ml.

Il est intéressant de souligner que HAFS et coll. (1958) sur 4 groupes de taureaux (en total 68 sujets) ont trouvé une concentration moyenne de 1 710 millions/ml.

### 3.2.3. pH du sperme

Le pH du sperme varie suivant les espèces animales. La recherche de sperme s'opère par la méthode du papier indicateur universel, par le potentiomètre ou les méthodes calorimétriques. Les valeurs normales du pH chez les animaux domestiques sont les suivantes : taureau 6,5 - 6,8 ; bélier 6,85 ; étalon 7,0 - 7,8 ; verrat 7,3 - 7,9 ; lapin 6,8 - 7,5 ; coq 7,3 - 7,8. D'après HENDERSON, la concentration en ion H est un test d'appréciation excellente du sperme bovin. La réaction alcaline est caractéristique d'une faible fertilité et elle va généralement de pair avec une diminution de la concentration de la mobilité.

On sait que le sperme du taureau et du bélier est riche en fructose. On sait aussi que la glucose est considérée comme la source principale de l'énergie des spermatozoïdes tant en milieu aérobie qu'anaérobie. Les spermatozoïdes riches en fructose accusent une diminution rapide du pH due à l'accumulation de l'acide lactique par suite de fructolyse. D'ici, il résulte que le rythme de l'augmentation de l'acidité (diminution du pH) après l'éjaculation présente une signification plus précise pour l'estimation de la valeur du sperme que la valeur initiale du pH.

### 3.2.4. Activité métabolique du sperme

L'activité métabolique du sperme se traduit en principal, par l'activité respiratoire des spermatozoïdes et par la glycolyse. **L'activité respiratoire s'exprime habituellement par le**

coefficient  $ZO_2$  qui correspond aux  $mm^3$  d'oxygène absorbés par  $10^8$  spermatozoïdes au cours d'une heure à  $37^\circ C$ . D'après LARDY et PHILLIPPS (1943) cités par DERIVEAUX (1858), la valeur de  $ZO_2$  est de 21 chez le taureau et de 22 chez le bélier. La mesure de l'activité respiratoire est réalisée par le respiromètre de Warburg. On considère qu'il y a une corrélation positive entre le coefficient  $ZO_2$  et la longévité et la capacité fertilisante des gamètes mâles.

On a relaté plus haut que MANN a montré que le sucre réducteur présent dans le plasma séminal est le fructose et non le glucose. Le fructose est sécrété par les vésicules séminales et constitue le substrat énergétique des spermatozoïdes après la récolte. En condition d'anaérobiose, le taux de fructose diminue progressivement, tandis que simultanément augmente l'acide lactique. Donc, a lieu le phénomène de la fructolyse qui est utilisé comme méthode d'appréciation de la valeur spermatique. Elle est définie par « l'index de fructolyse » comme étant la quantité de fructose exprimée en mg utilisée en une heure, à  $37^\circ C$ , par  $10^9$  spermatozoïdes. Le dosage du fructose se fait d'heure en heure après la récolte pendant 5 heures par la méthode colorimétrique ou photométrique. Le taux moyen de l'index de fructolyse d'un sperme de bonne qualité est d'environ 1,55 mg (1,4 à 2 - Anderson).

Le phénomène de la glycolyse peut être mis en évidence et par la réaction de décoloration du bleu de méthylène ou par le test de bleu de méthylène.

Dans le sperme se trouvent des déshydrogénases qui décomposent le sucre et mettent en liberté l'ion H. Ceux-ci sont acceptés par le bleu de méthylène, lesquels transforment dans un leucodérivat. Il devient incolore.

MILOVANOV et SOKOLOVSKAYA (1947) et BROCHART (1948) réalisent le test en introduisant le sperme mélangé à la solution de bleu de méthylène dans un tube capillaire et observant la décoloration de la partie centrale de la colonne. En pratique, on prélève 0,2 ml de sperme et 0,2 ml de solution 1% de sérum physiologique dans le bleu de méthylène. Un mélange se fait dans un verre de montre. On introduit le tube capillaire dans ce mélange et dès qu'il est plein, on l'introduit dans un thermostat à  $40^\circ C$ . On peut le laisser à la température de laboratoire. Dans le premier cas, on juge l'intensité du métabolisme directement en mesurant le temps qui s'écoule du moment de l'introduction dans le thermostat jusqu'à la décoloration du bleu de méthylène. BROCHART a trouvé une corrélation positive entre le temps de décoloration, l'intensité du métabolisme et le nombre de spermatozoïdes vivants comme on le voit ci-dessous (tableau 4).

Table 4: Corrélation entre le temps de décoloration et le nombre de spermatozoïdes vivants par  $mm^3$

Temps de décoloration	Nombre des spermatozoïdes vivants/ $mm^3$
<b>3 minutes</b>	1 000 000
<b>3 - 5 minutes</b>	700 000 à 1 000 000
<b>5 - 7 minutes</b>	500 000 à 700 000
<b>7 - 10 minutes</b>	300 000 à 500 000

Dans le cas où le tube capillaire est laissé à la température de laboratoire, l'appréciation de l'intensité métabolique peut se faire par la formule :

$$T = \frac{t}{(T_t - T_1) \times 0,16} \text{ dans laquelle :}$$

T = durée de décoration

t = temps enregistré au laboratoire durant lequel s'est produite la décoloration.

$T_t$  = température du thermostat ( $40^\circ C$ )

$T_1$  = température du laboratoire

0,16 = un coefficient fixe.

Cette méthode s'applique avec des bons résultats pour l'appréciation du sperme de bélier et de taureau pour lesquels l'H mis en liberté est en grande quantité.

### 3.2.5. Résistance des spermatozoïdes

C'est la capacité des spermatozoïdes de rester vivants et avec une mobilité énergétique, en présence d'une solution de Na Cl 1%. Les outils nécessaires sont les suivants : verre Erlenmeyer ou bé (Berzelius), micropipette, burette et microscope (Fig. 83).

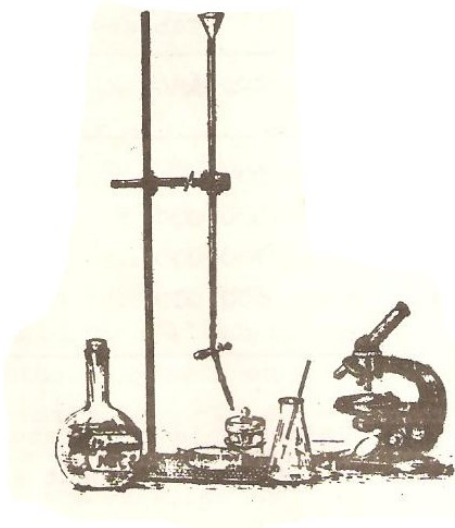


Figure 26: Outils de laboratoire, nécessaires pour l'appréciation de la résistance des spermatozoïdes (D'après MILOVANOV)

Dans un verre Erlenmeyer on prélève 0,02 ml de sperme et ensuite on commence le titrage fractionné par 10 ml de solution saline, jusqu'à ce qu'on ne trouve plus des spermatozoïdes vivants. Après chaque portion de 10 ml de solution saline se fait un examen microscopique du sperme. Le résultat du titrage se calcule par la formule suivante :

$$R = \frac{V}{v} \text{ dans laquelle :}$$

R = résistance ; V = le volume de la solution saline consommée ; v = la quantité de sperme.

La résistance normale du sperme d'après cette méthode, est la suivante : taureau : 3 000 ; bélier : 5 000 ; verrat : 1 000 ; étalon : 500. **On voit que les spermés plus concentrés ont une résistance plus grande tandis que les spermés rares ont une résistance moindre.**

### 3.2.6. L'examen morphologique des spermatozoïdes

Dans le sperme des animaux domestiques, la plupart de spermatozoïdes sont normaux. En même temps, dans chaque éjaculat se trouvent des spermatozoïdes qui présentent différentes anomalies ou ils sont immatures. BLOM, à la suite de MILOVANOV, distingue des anomalies primaires et secondaires. Parmi les anomalies primaires, les formes anormales de la tête (macrocéphalie, microcéphalie ou « micro-têtes », les têtes doubles, détachement de la coiffe céphalique, l'anomalie de l'acrosome) sont plus connues. Les pièces intermédiaires et les queues multiples sont considérées aussi comme les anomalies primaires. Parmi les anomalies secondaires, les plus fréquentes sont les suivantes : détachement de la tête, de la queue ou de la pièce intermédiaire. Les queues fortement fléchies entourant plusieurs fois la tête, sont considérées comme anomalies graves. Une anomalie fréquente est aussi les queues fléchies à 180° sur la partie moyenne.

Dans le sperme se trouvent les spermatozoïdes avec les anomalies du col : l'implantation anormale de la queue, fracturée » du col, la perte de la queue, la persistance de la gouttelette protoplasmique. Celle-ci, la dernière, est considérée comme signe de l'immaturité des spermatozoïdes. LAGERLOF considère que la présence de 2 à 3% des spermatozoïdes immatures est un indice de troubles pathologiques.

Les anomalies primaires indiquent la présence des lésions dégénératives testiculaires épидидymaires. D'après ROLLINSON (1951), les anomalies de la tête et de la pièce intermédiaire sont de beaucoup plus importantes que celle de la queue. Les anomalies secondaires ont leur origine dans les voies spermatiques.

Les anomalies des spermatozoïdes entraînent une diminution de la fertilité car leur nombre augmente au fur et à mesure que s'accroît l'infertilité.

L'examen morphologique des spermatozoïdes nécessite la réalisation de préparations colorées des spermatozoïdes, capable de faire ressortir leur morphologie. Dans les laboratoires, s'exécutent des frottis : une goutte de sperme déposée à l'extrémité d'une lame porte-objet est étendue en couche mince, par étirement, à l'aide d'une deuxième lame inclinée à 45°. Le frottis séché à l'air, puis fixé par immersion dans une solution d'alcool méthylique ou alcool rectifié à 96° est, en final, coloré par différentes méthodes de colorations vitales, totales, simples, doubles, etc. Les colorations vitales mettent en évidence toutes les formes anormales ainsi que le nombre de spermatozoïdes vivants et morts, dans l'éjaculat. Les spermatozoïdes vivants au moment de la coloration restent clairs, non colorés dans le frottis, tandis que toutes les cellules spermatiques mortes après la coloration seront intensivement colorées. Elles permettent aux colorants de pénétrer la membrane, puisque la capsule lipoprotéique des spermatozoïdes est détruite.

On examine le frottis au microscope d'une extrémité à l'autre et se fait la numérotation de tous les spermatozoïdes rencontrés dans le champ microscopique, puis la numérotation des formes anormales. Pour obtenir une estimation valable, il importe que le calcul porte au moins sur 500 spermatozoïdes. Le total des spermatozoïdes et les formes anormales de ceux-ci sont inscrits sur un tableau ; après le comptage, on emploie la formule suivante :  $X = \frac{n \times 100}{N}$ , dans laquelle :

n = le nombre des spermatozoïdes anormaux  
N = le nombre total de spermatozoïdes comptés.

Ainsi, si sur 500 spermatozoïdes, 50 sont anormaux, la formule sera :  $\frac{50 \times 100}{500} = \frac{5000}{500} = 10\%$

D'après MILOVANOV, dans le sperme normal se trouvent les pourcentages de spermatozoïdes anormaux et immatures suivants : bélier 10 à 14% anormaux et 1 à 2% immatures ; taureau 14 à 18% et 1 à 2% ; verrat et étalon 20 et 10%.

Ci-dessous nous présentons quelques colorants et les méthodes de colorations. Ainsi, les plus employés dans la spermatologie sont les colorants suivants : l'éosine extra-bleulich (Bayer), l'éosine-nigrosine (Blom), bleu de méthylène, bleu de toluidine, violet de gentiane, fushsine, l'encre de chine, l'opale bleu, le vert de bromocrésol, le bleu de bromo-phénol, l'érythrosine.

La coloration à l'éosine-nigrosine se fait avec une solution aqueuse à 5% d'éosine-bluisch (Grubler) et une solution aqueuse à 10% de nigrosine. On mélange une goutte de sperme à deux gouttes de solution d'éosine et une goutte de solution de nigrosine. Après quelques dizaines de secondes de contact, une faible quantité du mélange est étalée et rapidement séchée par agitation à l'air.

THERET utilise une solution d'éosine-nigrosine répondant à la composition suivante : solution tamponnée ou citrate (diluante ordinaire) 50 cm<sup>3</sup> ; éosine 0,4 g ; solution de nigrosine à 5% 5 cm<sup>3</sup>.

BONADONNA trouve la méthode au bleu de bromo-phénol-nigrosine plus avantageuse car le colorant est absorbé immédiatement par toutes les cellules mortes ou fortement altérées et le contrôle des spermatozoïdes colorés et non colorés est plus net. La formule de ce colorant est la suivante :

- 0,2 g de bleu de bromo-phénol
- 0,4 g de citrate de Na

- dans 100 cm<sup>3</sup> d'eau distillée.



Figure 27: Spermatozoïdes du taureau

Légende :

- A- normaux ;
- B- gouttelettes protoplasmiques libres ;
- C- queues doubles ;
- D- têtes détachées.

## CHAPITRE IV : DILUTION ET CONSERVATION DU SPERME

La dilution du sperme suit après l'examen microscopique et biochimique. Elle a pour objet d'accroître le volume total du sperme dans le but de pouvoir, à partir d'un seul éjaculat, inséminer le plus grand nombre possible de femelles. En même temps, par la dilution se réalise l'adjonction des substances nutritives et de substances protectrices pour les spermatozoïdes. Les milieux de dilution en association avec une température de conservation, créent un milieu favorable à la survivance des spermatozoïdes in vitro.

La dilution et la conservation du sperme, permettent d'exploiter rationnellement les mâles. Dans l'introduction de cette partie, on a relaté que, en employant le sperme dilué et conservé surtout par la méthode à basse température (Prosen-semen) on crée la possibilité de faire une sélection plus sévère des reproducteurs mâles et accélérer l'amélioration génétique du cheptel. En ce cas, le sperme peut être employé mâle après la mort du mâle.

Dans les dernières 30 -40 années, on a trouvé beaucoup de milieux de dilution. Ceux-ci doivent avoir des qualités suivantes :

- 1) qu'ils aient la même pression osmotique que le sperme, c'est-à-dire ils doivent être isotoniques avec le sperme ;
- 2) qu'ils aient le même pH avec le sperme ;
- 3) ils doivent contenir des substances nutritives (protéines, hydrocarbonates) ;
- 4) ils doivent être stériles ;
- 5) ils doivent avoir des propriétés bactériostatiques et bactéricides ;
- 6) ils doivent être isothermiques avec le sperme ;
- 7) ils doivent contenir des substances tampons ;
- 8) ils doivent renfermer des électrolytes et des non-électrolytes, cations ou anions, non toxiques.
- 9) Ils doivent être simples à préparer et d'un prix peu élevé.

On sait que le sperme est un produit biologique très sensible à l'action des conditions extérieures ; fait qui impose le maximum de soins au cours de la récolte, dilution et conservation. En ce but :

- 1) n'utiliser que des récipients stériles ;
- 2) éviter les chocs thermiques par températures trop basses ou trop élevées ;
- 3) éviter tout contact avec l'eau et les agents chimiques ;
- 4) de le mettre à l'abri de la lumière solaire et de l'air.

Les diluants peuvent être classés d'après leur rôle de protection, en milieu à base de tartrate, sulfate, phosphate, citrate, etc. On utilise également le lait et pour la conservation à très basse température, le glycérol. LUNCA et coll. (1964) classifie les diluants en : a) diluants salins ou cristalloïdes ; b) diluants à base de lait et c) diluants synthétiques.

En fait, les diluants salins sont des solutions à base de tartrate, sulfate, phosphate, citrate etc, qui ont une action tampon. A ceux-ci s'ajoutent des hydrocarbonates (le glucose, le fructose, etc.) et le jaune d'œuf frais. Celui-ci, par la lécithine et la céphaline a un effet protecteur sur les spermatozoïdes. Les formules (la composition chimique) des diluants suivant l'espèce. Nous présentons ci-dessous les plus employés ces derniers temps.

### Taureau

- 1) Diluant au jaune d'œuf citraté (egg- yalk - citrate - diluter)
  - Aqua distilata : 100 ml
  - Citrate de sodium : 2,9 g
  - Dihydropenicilline : 500 U.I./ml diluant (ou 500 à 1 000 U.I./ml)
  - Streptomycine : U.I./ml diluant (ou 500 à 1 000 U.I./ml)
  - Jaune d'œuf frais : 20 ml/80 ml diluant salin
  - pH : 6,7 - 6,8
- 2) Diluant au jaune d'œuf gluco-citraté

- Aqua distilata : 100 ml
  - Citrate de sodium : 1,4 g
  - Glucose anhydre : 3 g
  - Jaune d'œuf frais : 20 ml/80 ml diluant salin
  - Streptomycine : U.I./ml diluant (ou 500 à 1 000 U.I./ml)
  - Dihydropenicilline : 500 à 1 000 U.I./ml
  - pH : 6,7 – 6,8
- 3) Diluant au jaune d'œuf phosphaté (egg- yalk - phosphate - diluter)
- Eau distillée bouillie : 100 ml
  - K.H<sub>2</sub>.PO<sub>4</sub> chimiquement pur : 0,2 g
  - Na<sub>2</sub>. H.PO<sub>4</sub>.12H<sub>2</sub>O : 2 g
  - Jaune d'œuf frais : 20 ml/80 ml diluant salin
  - Streptomycine : U.I./ml diluant (ou 500 à 1 000 U.I./ml)
- 4) Diluant à base de lait frais
- Lait écrémé, stérilisé : 90 ml
  - Jaune d'œuf frais : 10 ml
  - Pénicilline et streptomycine : 500 à 1 000 U.I./ml

Tous ces diluants permettent une conservation du sperme sous forme liquide, à la température de 0 - 5°C, 48 à 72 heures. VAN DEMARK a expérimenté avec de bons résultats un diluant synthétique qui donne la possibilité de conserver le sperme du taureau à la température de laboratoire (18-22°C). Ce diluant a le symbole (I.V.T. (Illinois Variable Température). Sa composition chimique est la suivante :

- Bicarbonate de Na : 0,21 g
- Citrate de Na : 2,00 g
- Chlorure de K : 0,04 g
- Glucose : 0,30 g
- Sulfamide : 0,30 g
- Jaune d'œuf frais : 10,00 ml
- pH : 6,35

La diminution du pH s'obtient à l'aide de l'acide carbonique (CO<sub>3</sub>H<sub>2</sub>) obtenu à partir du bioxyde de carbone (CO<sub>2</sub>) dans le diluant (CO<sub>2</sub> + H<sub>2</sub>O → CO<sub>3</sub>H<sub>2</sub>). Dans ce cas les spermatozoïdes se trouvent dans un état d'anabiose acide et présentent une viabilité et une capacité fécondante plus longues (5 à 7 jours).

### **Bélier**

- 1) Diluant au jaune d'œuf gluco-citraté
- Aqua distilata : 100 ml
  - Citrate de Na : 2,8 g
  - Glucose : 0,8 g
  - Jaune d'œuf frais : 20 à 25 ml/80 ml diluant salin
  - Streptomycine et pénicilline : 500 à 1 000 U.I./ml
- 2) Diluant au jaune d'œuf glyocol-citrate
- Aqua distilata : 100 ml
  - Citrate trisodique : 2,71 g
  - Glyocol : 0,34 g
  - Jaune d'œuf frais : 20 ml/80 ml diluant salin
  - Streptomycine et pénicilline : 500 à 1 000 U.I./ml

Pour KUZNETSOV, le meilleur milieu de dilution pour le sperme de bélier répondrait à la composition suivante :

- Solution isotonique de citrate de Na : 90 cm<sup>3</sup>
- solution isotonique de Glucose (fructose) : 10 cm<sup>3</sup>
- jaune d'œuf frais : 20 à 25 ml/80 ml diluant salin
- Streptomycine et pénicilline : 500 à 1 000 U.I./ml

**Verrat**

- 1) - Eau distillée : 100 ml
    - Glycocol : 4,5 g
    - Jaune d'œuf frais : 50 g
    - Antibiotiques : 500 à 1 000 U.I./ml
  - 2) - Eau distillée : 100 ml
    - Citrate de Na : 1 g
    - Glycine : 0,5 g
    - Jaune d'œuf frais : 30%
    - Antibiotiques : 500 à 1 000 U.I./ml
  - 3) - Lait écrémé : 80 ml
    - jaune d'œuf frais : 20 ml
    - Antibiotiques : 500 à 1 000 U.I./ml
  - 4) - Solution aqueuse à 0,2% de bicarbonate de soude
    - Solution aqueuse à 4% de glucose
    - Solution aqueuse à 4% de glucose
    - Lait écrémé
    - Pénicilline : 240 mg
    - Streptomycine : 400 mg
- } 75%
- } 25%

**Etalon**

- 1) - Eau distillée : 100 ml
  - Glucose anhydre : 7,0 g
  - Jaune d'œuf frais : 7,0 - 8,0 g
  - Antibiotiques : 500 à 1 000 U.I./ml
- 2) - Eau distillée : 100 ml
  - Glucose anhydre : 5,76 g
  - Tartrate de K : 0,67 g
  - Jaune d'œuf frais : 30 g
- 3) - Eau distillée : 100 ml
  - Glucose anhydre : 3,0 g
  - Lactose : 2,0 g
  - Tartrate de K et de Na : 1,0 g
  - Acide para-amino-benzoïque ; sol. 10% : 6 ml
  - Jaune d'œuf frais : 20ml
  - Antibiotiques : 500 à 1 000 U.I./ml

**Volailles**Coq

- NaCl : 68 g
- KCl : 17,33 g
- Cl<sub>2</sub>Ca : 2,50 g
- Na CO<sub>3</sub> : 24,50 g
- Eau : 10 litres
- Degré de dilution : 1 ml sperme + 9 ml diluant

Dindon

- Eau distillée : 100 ml
- Citrate de Na : 0,25 g
- Acide L-glutamique : 2,5 g
- Chlorure de Mg : 0,07 g
- Glucose : 0,3 g
- M-inositol : 0,1 g
- S-Mannitol : 0,2 g

- Sorbitol : 0,2 g
- Adonitol : 0,1 g
- Erytritol : 0,5 g
- Bacto-gélatine : 0,25 g
- Oxytétracycline : 0,009 g
- Sulfate de dihydrostreptomycine : 0,000 9 g

Degré de dilution : 1 ml sperme + 1,5 ml de diluant.

Le diluant salin se prépare plus avant la dilution du sperme et se conserve en bouteilles bien fermées à la température de 0 à 5°C. Immédiatement après la récolte se prépare le diluant total, en ajoutant le jaune d'œuf frais. Les œufs doivent provenir des poules saines, aussi le lait - de vache indemne des maladies transmissibles par la sécrétion laitière.

La dilution proprement dite, en vue d'une dilution de sperme sous forme liquide comprend deux temps : une dilution initiale en rapport 1 :1 à la température de 37°C, immédiatement après la récolte et l'examen du sperme, et une dilution finale, 20 - 30 minutes après la première. Celle-ci a lieu à la température de laboratoire (18-20°C).

Le degré de dilution finale est fonction d'espèce et de pratiques des différents pays. Ainsi, BANE et BONADONNA (1963) indiquent que dans l'Allemagne fédérale, le degré de dilution pour le sperme de taureau est de 1 :2 - 1 :6 ; en Suède - 1 :20 ; aux USA - 1 :50 - 1 :100. Il faut faire attention que le degré de dilution est établi en fonction de la qualité du sperme (de l'activité, concentration, résistance, etc.). Le degré de dilution pour le sperme du bélier et du bouc est de 1 :2 - 1 :6 - 1 :8, tandis que le sperme d'étalon et de verrat peut être dilué respectivement en rapport de 1 :2 et 1 :4 - 1 :9.

Le sperme peut se conserver sous forme solide. Le sperme liquide peut se conserver sous forme brute et diluée. Celui-ci se conserve soit à la température 0 - 5°C soit à la température plus élevée 16 à 17°C ou 18 à 22°C. La durée de conservation du sperme liquide est courte : 2 à 3 ou 5 à 7 jours maximum. Le sperme dilué est réparti en fioles contenant d'habitude, une dose d'inoculation et on conserve au frigo. Après 2 heures de conservation au frigo, on fait le contrôle du sperme. Au cas où le sperme est de bonne qualité, il peut être diffusé dans les fermes. Le transport du sperme se fait dans le thermos contenant de la glace.

Le sperme qui est conservé sous forme solide peut être congelé ou séché. Et dans un cas ou dans l'autre, le sperme est dilué auparavant. Le milieu de dilution pour conserver du sperme à basse température a la composition suivante :

#### 1<sup>re</sup> solution

- Eau distillée : 100 ml
- Citrate de soude : 2,9 g
- Jaune d'œuf frais : 20 ml/80 ml diluant

#### 2<sup>e</sup> solution

- Contient les mêmes ingrédients et encore du glycérol (glycérine en proportion de 14 à 16%. Celle-ci se met au frigo à la température de 0 - 4°C.

Le diluant sans glycérine se partage en deux : une partie est maintenue à la température de 37°C, et une autre est maintenue à la température de laboratoire (18-22°C).

La dilution proprement dite comprend trois temps :

- 1) Une dilution initiale en proportion 1 :1 à 37°C qui se fait avec la première partie du diluant non glyciné.
- 2) 20 à 30 minutes après la première dilution, suit la deuxième, à la température du laboratoire, en proportion de moitié de la dilution finale. Cette dilution se fait aussi avec le diluant sans glycérine. Le sperme ainsi dilué est mis au frigidaire et laissé à refroidir jusqu'à 5°C pendant 2 à 5 heures.

- 3) Dilution finale : se fait avec le diluant glycéринé en proportion 1 :1 par rapport à la proportion de la deuxième dilution. D'ici résulte que la concentration de glycérine dans le sperme dilué est de 7 - 8% (au lieu de 14 - 16%). Le degré de dilution finale est aussi, pour le taureau, de 1 :15 - 1 :30.

Les conditions d'iso thermie sont assurées car la glycérine et le sperme dilué en deuxième temps ont la même température (0 - 5°C). Le mélange du sperme pré dilué avec le diluant glycéринé se fait doucement. La glycérine protège les spermatozoïdes contre les effets dangereux des basses températures, elle empêche la formation des cristaux de glace dans les cellules spermatiques.

Après la dilution, suit une période d'équilibration entre le sperme et le diluant glycéринé. Cette équilibration dure de 4 à 6 heures. Puis a lieu la congélation proprement dite. Le refroidissement progressif s'obtient par addition de petits morceaux de glace carbonique dans l'alcool, ou dans de containers de grande capacité contenant l'N ou l'air liquide.

Le régime de congélation a une première étape (critique) quand la température diminue avec 1°C/minute. Elle a une durée de 15 - 20 minutes allant de 0 - 4°C à -15°C. La deuxième étape a une vitesse de diminution de température de 3 - 5°C/minute. Au cours de 8 - 12 minutes le sperme atteint une température de - 50 - 70°C quand il est possible déjà de plonger les fioles dans l'N liquide à -196°C.

Le sperme congelé se conserve dans des containers avec l'N ou l'air liquide. La durée de la conservation est pratiquement sans limites. La température basse a le rôle de diminuer au maximum les échanges métaboliques des cellules spermatiques et prolonger la vie de celles-ci.

Pour inséminer les femelles avec le sperme congelé, il faut d'abord faire la décongélation du sperme. Cette décongélation peut être rapide, dans l'eau à t° 37 -38°C, ou lente à la température de laboratoire. Avant de faire l'insémination, se fait obligatoirement l'examen de la mobilité du sperme. En général, l'activité du sperme congelé est de 30 à 50%.

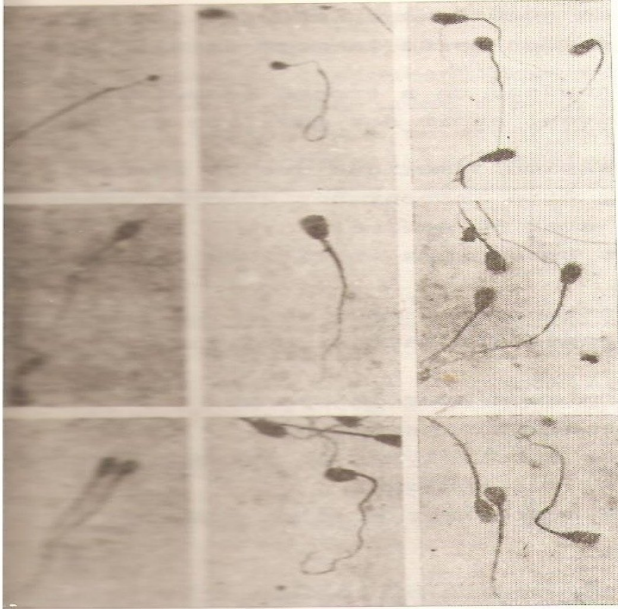
## **CHAPITRE V : L'IA DU SPERME CHEZ LES FEMELLES**

L'IA proprement dite, consiste à déposer le sperme dans les organes génitaux des femelles qui se trouvent en chaleurs. L'insémination ou l'inoculation du sperme enlèvent quelques problèmes principaux concernant la vie sexuelle des femelles et aussi de technique proprement dite à savoir : le moment optimum d'insémination, la dose du sperme, le nombre d'insémination dans une période d'œstrus, le nombre de spermatozoïdes par chaque dose de sperme, le type d'insémination, la technique d'insémination.

Brièvement, les réponses à ces problèmes sont présentées dans le tableau 27.

Comme on voit, chez les ruminants le sperme est déposé dans le cervix à l'aide d'une seringue spéciale ou avec une pipette. L'inoculation du sperme chez la vache peut se faire par voie vaginale, avec le speculum vaginal, ou par voie recto-vaginale quand on n'a pas besoin du speculum vaginal (Fig. ).

Les femelles en chaleurs, avant d'être inséminées, sont contentonnées dans un appareil de contention. On fait la toilette des organes génitaux externes et seulement après cette toilette, on peut faire l'insémination.



**Figure 28: Formes anormales des spermatozoïdes (taureau)**

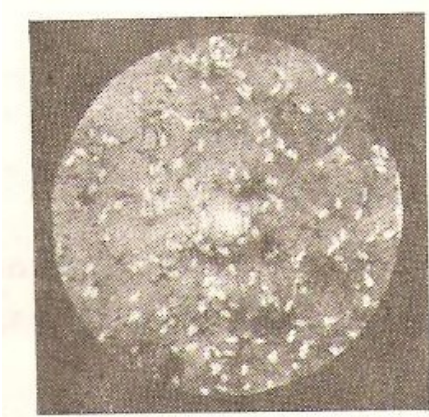
Légende : De gauche à droite

1<sup>er</sup> rang : « micro-tête » ; « micro-tête » ; tête ronde.

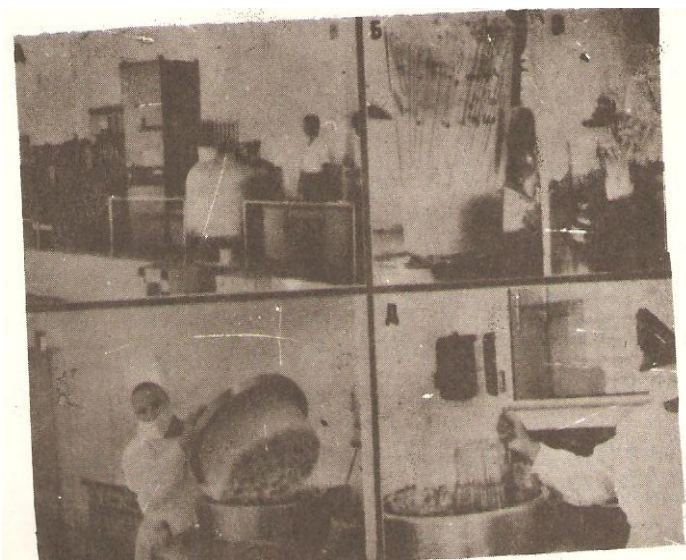
2<sup>e</sup> rang : tête asymétrique, macrocéphalie, tête courte asymétrique, tête courte pyramidale.



**Figure 29: Frottis de sperme (taureau).  
Coloration à l'encre de Chine.**



**Figure 30: Frottis. Sperme de taureau.  
Coloration à l'opale bleu**



**Figure 31: Laboratoire et dépôt de sperme congelé dans la Station Centrale d'Insémination artificielle - Moscou (D'après Irenne SOKOLOVSKAYA, 1971).**

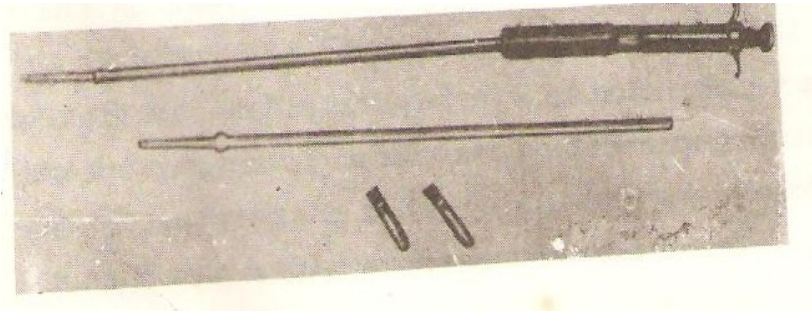


Figure 32: Seringue et sa pipette pour l'insémination artificielle de la vache.

Table 5: Particularités concernant l'insémination artificielle chez les femelles

Espèce	Dose de sperme		Nombre de spermatozoïdes par dose	Nombre d'inséminations au cours des chaleurs	Moment d'insémination	Type d'insémination	Technique d'insémination
	Brut ml	Dilué ml					
<b>Vache</b>	0,5	1 - 1,5	$50 \cdot 10^6$	2	1 <sup>re</sup> : quand on découvre la femelle en chaleurs 2 <sup>e</sup> : à 10 - 12 h	Cervical	- Avec le spéculum - Recto-vaginal
<b>Brebis</b>	0,05	0,1 - 0,2	$60 \cdot 10^6$ $100 \cdot 10^6$	2	Idem	Cervical	- Avec spéculum
<b>Chèvre</b>	0,05	0,1 - 0,2	$80 \cdot 10^6$ $100 \cdot 10^6$	2	Idem	Cervical	Avec spéculum
<b>Jument</b>	15 - 20	30	$3 \cdot 10^6$	2-3	Les inséminations répétées à partir de 3 <sup>e</sup> jour de l'œstrus de 24-48 heures jusqu'à la fin des chaleurs	Utérin	Avec le spéculum
<b>Truie</b>	50	100 - 150	$4 \cdot 10^9$ $5 \cdot 10^9$	2	A la fin du premier jour ou au début du 2 <sup>e</sup> jour de chaleur. On répète dans le 3 <sup>e</sup> jour de chaleur.	Utérin	Directement avec le cathéter.
<b>Poule</b>	0,05 - 0,1	0,1 - 0,2	-	-	A chaque 7 - 8 jours, l'insémination se répète.	Tubaire	Directement avec une pipette

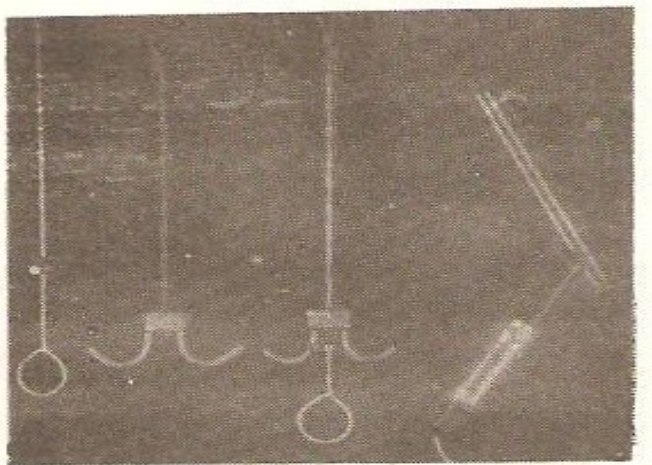


Figure 33: Spéculum vaginal et différents types de pipettes pour l'insémination des brebis.



Figure 34: Appareil de contention des vaches au cours de l'insémination artificielle

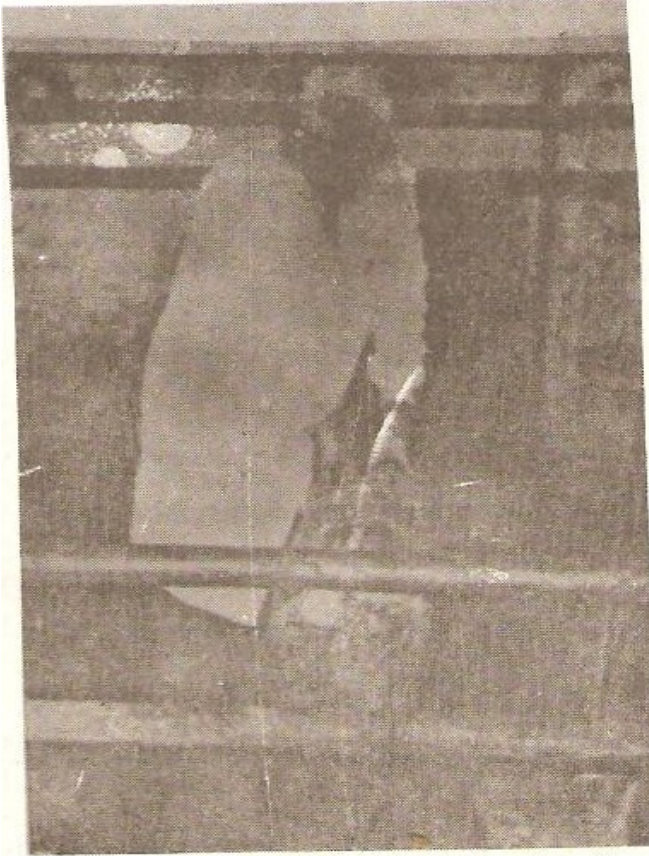


Figure 35: Truie en chaleurs, manifestant le reflexe d'immobilité

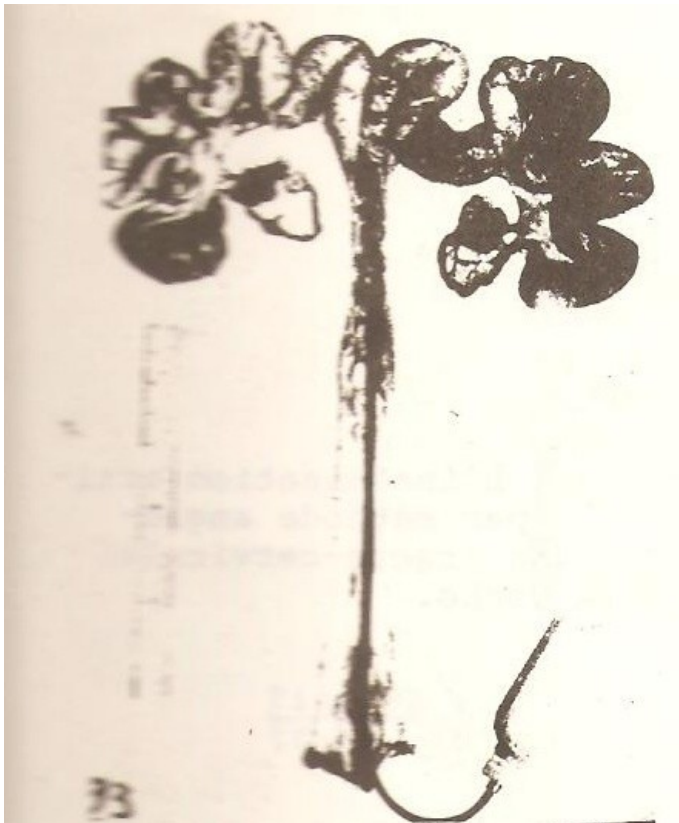


Figure 36: Le mode d'introduction du cathéter dans l'utérus chez la truie. (D'après COLE et CUPPS, 1959)

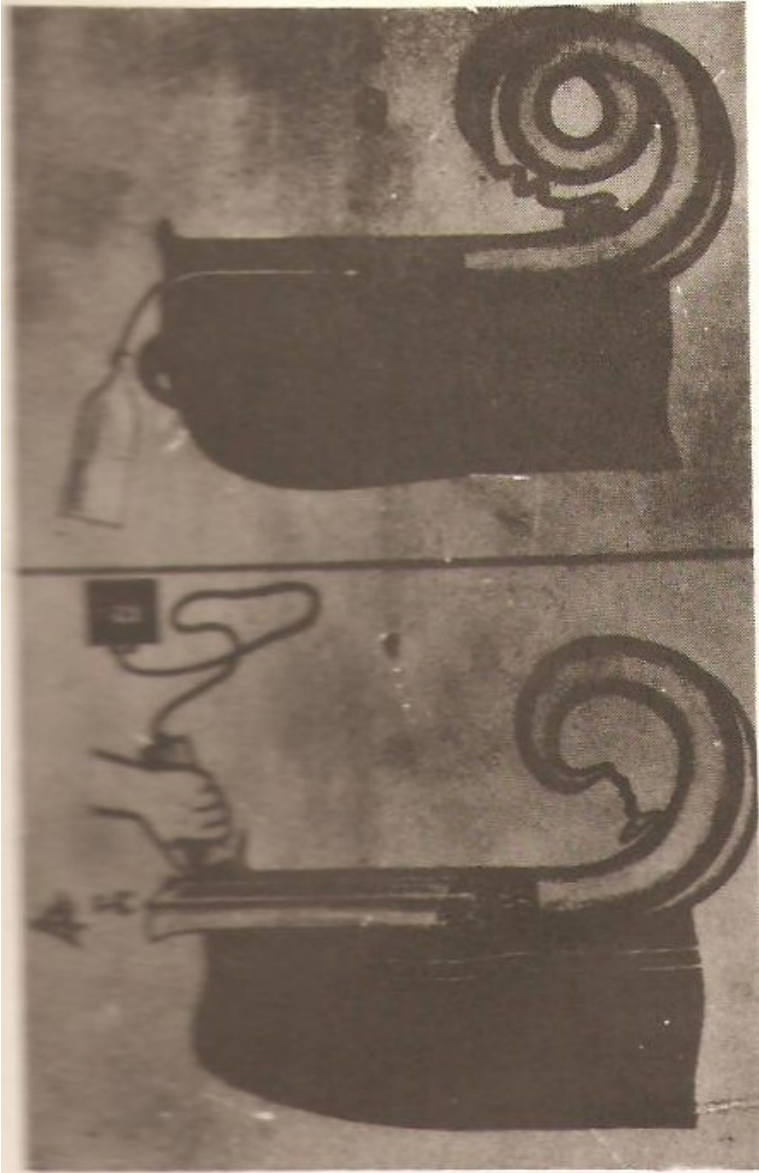
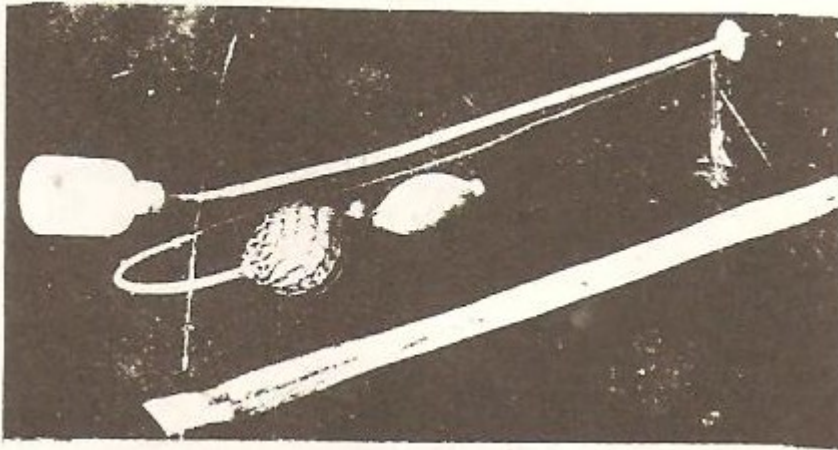


Figure 37: Pipettes en matière plastique pour l'insémination artificielle de la truie. (D'après AAMDAL et HOGSET - 1957)



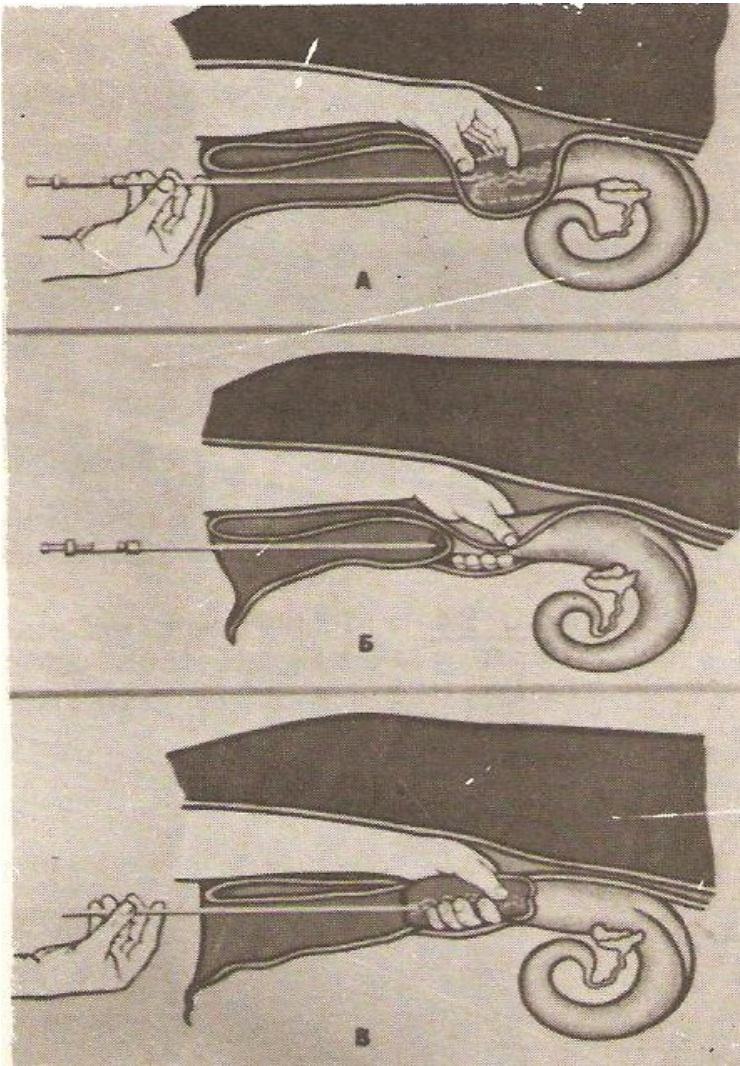


Figure 39: l'IA par la méthode anglo-américaine (recto-cervicale) chez la vache.

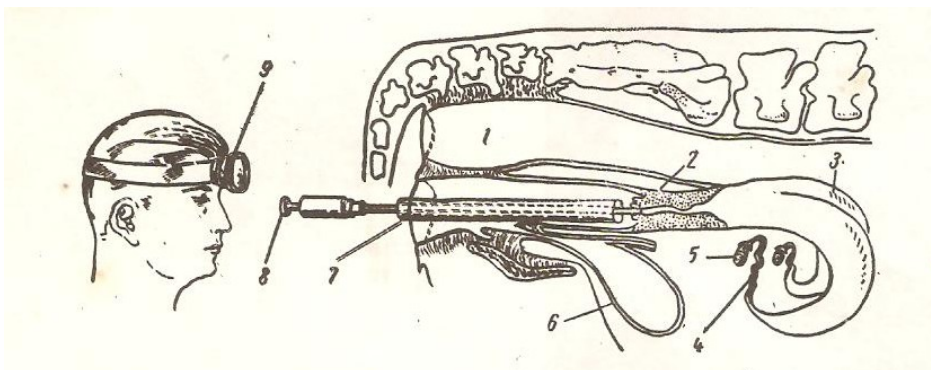


Figure 40: L'IA chez la vache par la méthode avec le speculum

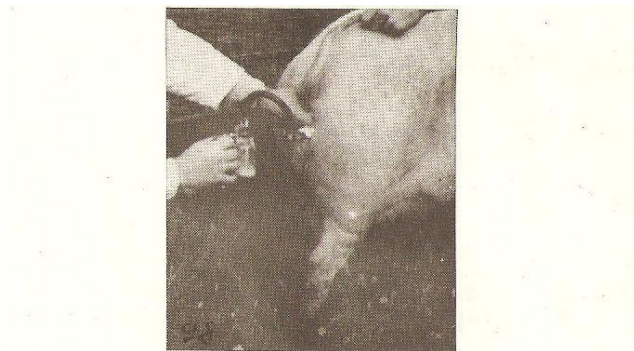


Fig. 98 : L'insémination artificielle chez la truie. (D'après POLGE C., 1956)

Figure 41: L'insémination artificielle chez la truie (D'après POLGE C., 1956)

## BIBLIOGRAPHIE

---

1. AAMDAL J., - J. An. Vet. Med. Assoc., 131, 59, 1957
2. TUDORASCU, R. - *Reproduction normale et l'insémination artificielle des animaux domestiques*, 2<sup>e</sup> édition, PUZ, Faculté des Sciences Agronomiques, Yangambi, 1975, 234 p.
3. AMANTRA, G. - Investigation en the spermatic secretion. Trans. Title. Arch.

## TABLE DES MATIERES

1.1.	Les testicules.....	7
1.1.1.	Topographie et description anatomique.....	7
1.2.1.	Les enveloppes testiculaires.....	9
1.1.2.	La structure histologique.....	10
1.2.	Les voies spermatiques.....	10
1.2.1.	L'épididyme (Ductus epididymis).....	10
1.2.2.	Le canal déférent (vas deferens).....	10
1.2.3.	Le canal éjaculateur.....	11
1.2.4.	L'urètre.....	11
1.3.	Les glandes annexes.....	11
1.3.1.	Les vésicules séminales (Glandulae vesiculosae).....	11
1.3.2.	La prostate.....	11
1.3.3.	Les glandes bulbo-urétrales (Glandes de Cowper).....	12
1.3.4.	Les glandes urétrales (la verge, le pénis).....	12
1.4.	L'organe copulateur (la verge, le pénis).....	12
1.5.	Les particularités anatomiques des organes génitaux du mâle, à différentes espèces.....	12
1.5.1.	Taureau.....	12
1.5.2.	Bélier et bouc.....	12
1.5.3.	Verrat.....	12
1.5.4.	Etalon.....	13
1.5.5.	Chien.....	13
1.5.6.	Chat.....	13
1.5.7.	Lapin.....	13
1.5.7.	Volailles.....	13
2.1.	La maturité sexuelle.....	13
2.2.	La spermatogenèse.....	13
2.3.	Le spermatozoïde.....	13
2.3.1.	Formation des spermatozoïdes.....	13
2.3.2.	Morphologie interne du spermatozoïde.....	13
2.3.3.	Composition chimique du spermatozoïde.....	13
2.4.	Le sperme.....	13
2.4.1.	Caractères physiques.....	14
2.4.1.1.	pH du sperme.....	14
2.4.1.2.	Poids spécifique.....	14
2.4.1.3.	Pression osmotique.....	14
2.4.1.4.	Viscosité.....	14
2.4.1.5.	Sédimentation.....	14
2.4.1.6.	Charge électrique.....	14
2.4.1.7.	Tension superficielle.....	14
2.4.1.8.	Couleur du sperme.....	14
2.4.1.9.	Odeur du sperme.....	14
2.4.1.10.	Volume du sperme.....	14
2.4.2.	Caractères biochimiques.....	14

2.5.	Mécanisme endocrinien de la spermatogenèse.....	14
3.1.	Rôle physiologique des segments composants l'appareil génital femelle et l'origine embryonnaire.....	15
3.2.	Les ovaires.....	15
3.2.1.	Topographie et description anatomique.....	15
3.2.1.1.	Topographie des organes génitaux femelles.....	15
3.2.1.2.	Anatomie et morphologie des organes génitaux femelles.....	15
3.2.1.3.	La lapine.....	15
3.2.1.4.	La volaille.....	15
3.2.2.	Structure histologique.....	15
3.3.	Les voies génitales.....	15
3.3.1.	L'oviducte.....	15
3.3.2.	L'utérus.....	15
3.3.3.	Le vagin.....	16
3.3.4.	Le vestibule vaginal et la vulve.....	16
3.4.	Les particularités anatomiques des organes génitaux chez les femelles, suivant l'espèce.....	16
3.4.1.	Vache et bufflonne.....	16
3.4.2.	Brebis et chèvre.....	16
3.4.3.	Truie.....	16
3.4.4.	Jument.....	16
3.4.5.	Chienne et chatte.....	16
3.4.6.	Lapine.....	16
3.4.7.	Volailles.....	16
4.1.	La maturité sexuelle.....	16
4.2.	Ovogenèse ou oogenèse.....	17
4.3.	Le cycle sexuel.....	17
4.3.1.	Stades et phases du cycle sexuel.....	17
4.3.2.	Modifications morphologiques et fonctionnelles d'appareil génital femelle au cours du cycle sexuel	18
4.3.3.	Particularités du cycle sexuel chez les femelles suivant l'espèce.....	18
4.3.3.1.	BUFFLONNE.....	18
4.3.3.2.	CHAMELLE.....	18
4.3.3.3.	JUMENT.....	18
4.3.3.4.	ANESSE.....	18
4.3.3.5.	BREBIS.....	18
4.3.3.6.	CHEVRE.....	18
4.3.3.7.	TRUIE.....	18
4.3.3.8.	CHIENNE.....	18
4.3.3.9.	CHATTE.....	18
4.3.3.10.	LAPINE.....	18
4.4.	Mécanisme endocrinien de la vie sexuelle des femelles.....	19
4.5.	L'ovulation.....	19
6.1.	Mécanisme de la fécondation.....	20
6.2.	Facteurs qui influencent la fécondation.....	20
6.3.	Migration du zygote (migration de l'œuf) et les premiers phénomènes morphologiques.....	21
6.4.	Super ovulation, superfécondation, super gestation, polyspermie, parthénogenèse.....	21
6.4.1.	Superovulation.....	21
6.4.2.	Superfécondation.....	21
6.4.3.	Supergestation ou gestation supplémentaire.....	21
6.4.4.	Polyspermie.....	21
6.4.5.	Parthénogenèse.....	21

7.1.	Période du zygote.....	21
7.2.	Période embryonnaire.....	21
7.3.	Période fœtale.....	22
7.4.	Les modifications de l'utérus dans la période de gestation.....	22
7.5.	Dynamique des hormones et les modifications de la glande mammaire au cours de la gestation.....	22
7.6.	Types de gestation.....	23
7.7.	Durée de la gestation.....	23
7.8.	Facteurs qui influencent la durée de la gestation.....	23
7.9.	Les jumeaux et le rapport des sexes (sex ratio).....	23
7.10.	Diagnostic de la gestation.....	24
1.1.	Rangement du fœtus et les symptômes prodromales de la parturition.....	26
1.2.	La parturition et les théories qui expliquent l'acte de la parturition.....	27
1.3.	Stades et le mécanisme de la parturition.....	27
1.4.	Particularités de la parturition chez les animaux domestiques.....	28
1.5.	L'involution utérine et la période puerpérale.....	29
1.6.	Rapports fœto-maternels qui déterminent l'eutocie et la dystocie. Autres causes des dystocies et les méthodes d'y remédier.....	30
1.6.1.	Bassin chez les femelles.....	30
6.1.1.	Rapport fœto-maternels.....	31
6.1.1.1.	Le rangement.....	31
6.1.1.2.	La présentation.....	31
-	région sterno-abdominale.....	32
6.1.1.3.	La position.....	32
6.1.2.	Autres causes des dystocies et les méthodes pour y remédier.....	33
<b>DEUXIEME PARTIE : L'INSEMINATION ARTIFICIELLE.....</b>		<b>34</b>
<b>CHEZ LES ANIMAUX.....</b>		<b>34</b>
CHAPITRE I : L'OBJET - HISTORIQUE - L'IMPORTANCE.....		34
CHAPITRE II : LES METHODES DE LA RECOLTE DE SPERME.....		36
La récolte du sperme constitue la première opération à réaliser dans la technique de l'IA. Il existe de nombreuses méthodes de récolte à savoir :.....		36
CHAPITRE III : LE CONTRÔLE (OU L'EXAMEN DU SPERME).....		43
6.2.	3.1. L'examen macroscopique du sperme.....	43
3.1.1.	Volume d'éjaculat.....	43
3.1.2.	Couleur du sperme.....	44
3.1.3.	Densité du sperme.....	44
3.1.4.	Odeur du sperme.....	44
3.2.	L'examen microscopique et biochimique du sperme.....	44
3.2.1.	Mobilité (ou l'activité) des spermatozoïdes.....	44
3.2.2.	Concentration des spermatozoïdes dans le sperme.....	46
3.2.3.	pH du sperme.....	47
3.2.4.	Activité métabolique du sperme.....	47
3.2.5.	Résistance des spermatozoïdes.....	49
3.2.6.	L'examen morphologique des spermatozoïdes.....	49
CHAPITRE IV : DILUTION ET CONSERVATION DU SPERME.....		51
CHAPITRE V : L'IA DU SPERME CHEZ LES FEMELLES.....		55

## TABLE DES MATIERES

---

INTRODUCTION

PREMIERE PARTIE : MORPHOLOGIE ET PHYSIOLOGIE D'APPAREIL REPRODUCTEUR

## CHAPITRE I : ANATOMIE DE L'APPAREIL GENITAL MALE

1. Les testicules
  - 1.1. Topographie et description anatomique
  - 1.2. Les enveloppes testiculaires
  - 1.3. La structure histologique
2. Les voies spermatiques
  - 2.1. L'épididyme
  - 2.2. Le canal déférent
  - 2.3. Le canal éjaculateur
  - 2.4. L'urètre
3. Les glandes annexes
  - 3.1. Les vésicules séminales
  - 3.2. La prostate
  - 3.3. Les glandes bulbo-urétrales
  - 3.4. Les glandes urétrales
4. L'organe copulateur
5. Les particularités anatomiques des organes génitaux du mâle, à différentes espèces
  - 5.1. Taureau
  - 5.2. Bélier et bouc
  - 5.3. Verrat
  - 5.4. Etalon
  - 5.5. Chien
  - 5.6. Chat
  - 5.7. Lapin
  - 5.8. Volailles

## CHAPITRE II : PHYSIOLOGIE D'APPAREIL GENITAL MALE

1. La maturité sexuelle
2. La spermatogenèse
3. Le spermatozoïde
  - 3.1. Formation du spermatozoïde
  - 3.2. Morphologie interne du spermatozoïde
  - 3.3. Composition chimique du spermatozoïde
4. Le sperme
  - 4.1. Caractères physiques
  - 4.2. Caractères biochimiques
5. Mécanisme endocrinien de la spermatogenèse

## CHAPITRE III : ANATOMIE D'APPAREIL GENITAL FEMELLE

1. Rôle physiologique des segments composants l'appareil génital femelle et l'origine embryonnaire
2. Les ovaires
  - 2.1. Topographie et description anatomique
  - 2.2. Structure histologique
3. Les voies génitales
  - 3.1. L'oviducte
  - 3.2. L'utérus
  - 3.3. Le vagin
  - 3.4. Le vestibule vaginal et la vulve
4. Les particularités anatomiques des organes génitaux chez les femelles, suivant l'espèce
  - 4.1. Vache et bufflonne
  - 4.2. Brebis et chèvre
  - 4.3. Truie
  - 4.4. Jument
  - 4.5. Chienne et chatte
  - 4.6. Lapine
  - 4.7. Volailles

## CHAPITRE IV : PHYSIOLOGIE D'APPAREIL GENITAL FEMELLE

1. La maturité sexuelle
2. Ovogenèse
3. Le cycle sexuel
  - 3.1. Stade et les phases du cycle sexuel
  - 3.2. Modifications morphologiques et fonctionnelles d'appareil génital femelle au cours du cycle sexuel
  - 3.3. Particularités du cycle sexuel chez les femelles suivant l'espèce
4. Mécanisme endocrinien de la vie sexuelle des femelles
5. L'ovulation

## CHAPITRE V : COPULATION

## CHAPITRE VI : FECONDATION

1. Mécanisme de la fécondation
2. Facteurs qui influencent la fécondation
3. Migration du zygote et les premiers phénomènes morphologiques
4. Super ovulation, superfécondation, super gestation, polyspermie, parthénogenèse

#### CHAPITRE VII : GESTATION

1. Période ovulaire
2. Période embryonnaire
3. Période fœtale
4. Modifications de l'utérus dans la période de gestation
5. Dynamique des hormones et les modifications de la glande mammaire au cours de la gestation.
6. Types de gestation.
7. Durée de la gestation
8. Facteurs qui influencent la durée de la gestation
9. Les jumeaux et le rapport des sexes (sex ratio).
10. Diagnostic de la gestation.

#### CHAPITRE VIII : PARTURITION

1. Rangement du fœtus et les symptômes prodromales de la parturition  
prodrome = (lat. *prodromus*, précurseur ; mot gr.). 1. Symptôme de début d'une maladie.  
2. Fait qui présage quelque événement, signe avant-coureur. *Les prodromes d'une révolution*
2. Parturition et théories qui expliquent l'acte de la parturition
3. Stades et le mécanisme de la parturition
4. Particularités de la parturition chez les animaux domestiques
5. L'involution utérine et la période puerpérale
6. Rapports fœto-maternels qui déterminent l'eutocie et la dystocie. Autres causes des dystocies et les méthodes d'y remédier.
  - 6.1. Bassin chez les femelles
  - 6.2. Rapport fœto-maternels
  - 6.3. Autres causes des dystocies et les méthodes pour y remédier

#### DEUXIEME PARTIE : L'INSEMINATION ARTIFICIELLE CHEZ LES ANIMAUX

##### CHAPITRE I : L'OBJET - HISTORIQUE - L'IMPORTANCE

##### CHAPITRE II : LES METHODES DE LA RECOLTE DE SPERME

##### CHAPITRE III : LE CONTRÔLE (OU L'EXAMEN DU SPERME)

1. L'examen macroscopique du sperme
  - 1.1. Volume d'éjaculat
  - 1.2. Couleur du sperme
  - 1.3. Densité du sperme
  - 1.4. Odeur du sperme
2. L'examen microscopique et biochimique du sperme
  - 2.1. Mobilité (ou l'activité) des spermatozoïdes
  - 2.2. Concentration des spermatozoïdes dans le sperme
  - 2.3. pH du sperme
  - 2.4. Activité métabolique du sperme
  - 2.5. Résistance des spermatozoïdes
  - 2.6. L'examen morphologique des spermatozoïdes

##### CHAPITRE IV : DILUTION ET CONSERVATION DU SPERME

##### BIBLIOGRAPHIE

##### TABLE DES MATIERES