

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE
MINISTRE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA
RECHERCHE SCIENTIFIQUE
UNIVERSITE EL-HADJ LAKHDAR BATNA
FACULTE DES SCIENCES
DEPARTEMENT DES SCIENCES DE LA NATURE ET DE LA VIE



MÉMOIRE
Présenté
pour l'obtention du diplôme de
MAGISTER

Filière

Biologie

Option

Biologie animale

Présenté par :
FRIHA SAMIRA

Thème

Étude des variations cycliques de l'activité enzymatique et électrolytique dans les sécrétions intra utérines et oviductaires au cours d'un cycle œstral de la vache

Devant le jury :

Présidente : Mme Hambaba L.
Rapporteur : Mr Yahia M.
Examineur : Mr Kaidi R.
Examineur : Mr Laroui S.

Professeur. Université El-Hadj Lakhdar Batna
Professeur. Université El-Hadj Lakhdar Batna
Professeur. Université Saâd D'Ahlab Blida
Professeur. Université El-Hadj Lakhdar Batna

Année universitaire : 2011-2012

Remerciements

Au nom de DIEU, Omnipotent, Omniscient, qui m'a guidé pour réaliser ce travail.

*Je tiens à remercier vivement le docteur : **Yahia M;** Professeur à L'Université de Batna et lui témoigne ma profonde reconnaissance, pour la proposition du thème de mon mémoire et pour la direction parcimonieuse de mes travaux en dépit des multiples occupations que lui imposent l'enseignement et la recherche tout particulièrement.*

*Puis, j'exprime ma profonde gratitude au Docteur **Yahia Atia;** pour l'aide précieuse qu'il m'a apporté.*

*A **Mme Hambaba L.** Professeur à l'université El-Hadj Lakhdar Batna Qui nous a fait l'honneur d'accepter la présidence du jury de notre mémoire.
Hommages respectueux.*

*A **Monsieur le Professeur Laroui S** Professeur à la faculté de médecine de Batna Qui nous a fait l'honneur de participer à notre jury du mémoire,
Sincères remerciements et profonde reconnaissance.*

*A **Monsieur Kaidi R,** Professeur à l'université de Blida, Malgré vos multiples occupations, vous avez accepté de siéger dans notre jury,
Recevez notre respectueuse considération.*

Par ailleurs, je suis redevable à tous qui m'ont aidé.

Dédicace

A mes parents

A mes sœurs

A mon frère

A Ramdhane, une tendre pensée

A toute ma famille.

A mes amis

A tous ceux qui de près ou de loin, ont participé à la réalisation de ce travail.

Table des matières

Liste des abréviations

Liste des figures

Liste des tableaux

Introduction

Partie théorique

Chapitre I. Rappels anatomo-histologiques du tractus génital de la vache

I.1 Anatomie du système reproducteur de la vache.....	1
I.2 Histologie du système reproducteur de la vache.....	5

Chapitre II. Rappels physiologiques du tractus génital de la vache

II.1 Cycle œstral bovin	9
II.1.1 Notions de vague folliculaire, recrutement, sélection et dominance	11
II.1.2 Régulation hormonale du cycle sexuel.....	13
II.2 Caractéristiques physiologiques du système reproducteur de la vache	15
II.2.1 Caractéristiques physiologiques de l’oviducte	15
II.2.2 Caractéristiques physiologiques de l’utérus	18
II.3 Rôles physiologiques du système reproducteur de la vache	19
II.3.1 Rôles physiologiques de l’oviducte	19
II.3.2 Rôles physiologiques de l’utérus	22

Chapitre III. Propriétés biochimiques des sécrétions génitales de la vache

III.I Sécrétions tubaires	25
III.1.1 Origine du fluide de l’oviducte.....	25
III.1.2 Variations au cours du cycle	25
III.1.3 Caractéristiques biochimiques des sécrétions oviductaires.....	25

III.2 Sécrétions utérines	28
III.2.1 Origine du fluide utérin.....	28
III.2.2 Variations au cours du cycle	28
III.2.3 Caractéristiques biochimiques des sécrétions utérines	28

Partie expérimentale

Chapitre I. Matériel et méthodes

I. 1 Présentation de l'exploitation	35
I.2 Protocole expérimental.....	35
I. 3 Analyses statistiques.....	41

Chapitre II. Résultats et discussion

II.1 Electrolytes dans le sérum et les sécrétions génitales de la vache.....	42
II.2 Propriétés enzymatiques des sécrétions endométriales.....	55
II.3 Protéines totales dans le sérum et dans les sécrétions génitales	59

Conclusion

Bibliographie

Liste des abréviations

ALAT: Alanine Amino-Transférerase

AR: Aldolase Reductase

ASALT: Aspartate Amino-Transférerase

ATPase: Adénosine tri phosphate synthétase

CD: Coefficient de Densité

CK : Créatine kinase

cm : centimètre

CoA: Co enzyme A

DF: Dominance Fonctionnelle

DM: Dominance Morphologique

FSH : Folliculo-Stimuling-Hormone

G6P : Glucose-6-phosphate

G6PDH: Glucose-6-phosphate deshydrogénase

GTPase: Guanosine Tri Phosphate synthétase

HDL: High Density Lipoproteines

J : jour

LDH: Lactate Deshydrogénase

LH : Lutéinisin Hormone

MDH : Malate Deshydrogénase

mEq/l: milli-equivalent/litre

Mg: milligramme

mM: millimolaire

mmHg: millimètre mercure

m mol/l: millimole/litre

Mn: Manganèse

Mo : Molybdène

m osm/l: milli-osmole/litre

mPa/sec : millipascal/seconde

mV: millivolt

NaHCO₃: bicarbonate de sodium

PGF2 α : prostaglandine F2 α

pH: potentiel hydrostatique

RA : Réaction acrosomique

RB : Repeat Breeder

SDH: Sorbitol Deshydrogénase

Se : Sélénium

TGO: Transaminase Glutamo Oxaloacétique

TGP: Transaminase Glutamo Pyruvique

tr/min: tour/minute

Liste des figures

Figure 1: Anatomie du tractus génital de la vache.	1
Figure 2 : Structure de l’ovaire bovin.....	3
Figure 3 : Structure de la trompe utérine de la vache.....	5
Figure 4 : Histologie de la trompe utérine.....	6
Figure 5 : Histologie de l’utérus.....	8
Figure 6 : Différentes phases du cycle œstral de la vache.....	11
Figure 7 : Variations du taux plasmatique des hormones ovariennes chez la vache au cours du cycle oestral.....	11
Figure 8 : Vagues folliculaires, recrutement, sélection et dominance.....	13
Figure 9 : Régulation de la sélection et du développement terminal du follicule ovulatoire pendant la phase folliculaire du cycle ovarien chez une espèce mono-ovulante.	14
Figure 10 : L’axe hypothalamus hypophysaire gonadotrope.....	15
Figure 11 : Détermination de la phase du cycle reproductif bovin.	36
Figure 12 : Technique de collection du fluide tubaire.	37
Figure 13 : Taux de calcium dans le sang et les sécrétions génitales de la vache au cours du cycle œstral.	44
Figure 14 : Variations cycliques du taux de calcium utérin et tubaire en fonction du taux du calcium sérique.....	46
Figure 15 : Taux de phosphore dans le sang et les sécrétions génitales de la vache au cours du cycle œstral.	46
Figure 16 : Variations cycliques du taux de phosphore utérin et tubaire en fonction du phosphore sérique.....	47

Figure 17 : Taux de magnésium dans le sang et les sécrétions génitales de la vache au cours du cycle œstral.	48
Figure 18 : Variations cycliques du taux du magnésium utérin et tubaire en fonction du magnésium sérique.	49
Figure 19 : Taux de sodium dans le sang et les sécrétions génitales de la vache au cours du cycle œstral.	50
Figure 20 : Variations cycliques du taux de sodium utérin et tubaire en fonction du taux du sodium sérique.	51
Figure 21 : Taux de potassium dans le sang et les sécrétions génitales de la vache au cours du cycle œstral.	51
Figure 22 : Variations cycliques du taux de potassium utérin et tubaire en fonction du taux du potassium sérique.	53
Figure 23 : Taux de chlore dans le sang et les sécrétions génitales de la vache au cours du cycle œstral.	53
Figure 24 : Variations cycliques du taux de chlore utérin et tubaire en fonction du taux du chlore sérique.	54
Figure 25 : Taux de l'aldolase, G-6-PDH, SDH dans les sécrétions endométriales de la vache au cours du cycle œstral.....	56
Figure 26 : Taux du TGO et TGP dans les sécrétions endométriales de la vache au cours du cycle œstral.	57
Figure 27 : Taux de protéines totales dans le sérum et les sécrétions génitales de la vache au cours du cycle œstral.	63
Figure 28 : Variations cycliques du taux des protéines totales utérines et tubaires en fonction du taux des protéines totales sérique.	64

Liste des tableaux

Tableau 1 : Dosage des électrolytes utérins, tubaires et sériques au cours des deux phases du cycle œstral.	43
Tableau 2 : Dosage des enzymes des sécrétions utérines au cours des deux phases du cycle œstral	55
Tableau 3. Dosage des protéines totales (mg/l) dans le sérum et les sécrétions utérines et tubaires	59

Introduction

Introduction

La reproduction est un processus essentiel au cycle de la vie. Elle est influencée par les différents facteurs génétiques, nutritionnels et environnementaux qui vont laisser leurs traces sur les performances de la reproduction.

Les voies génitales féminines, milieu de déroulement de ce processus, vont assurer toutes les conditions nécessaires à la bonne mise en marche des différentes étapes aboutissant à la naissance d'un nouveau individu, dès la fécondation jusqu'à son expulsion.

Ces voies génitales fournissent des éléments nutritionnels indispensables aux premières synthèses du fœtus, par leurs sécrétions riches en enzymes et matières premières utilisables dans les différentes voies métaboliques.

Ces sécrétions doivent répondre aux besoins nécessaires pour la réalisation et la réussite d'une gestation, donc elles doivent être modifiées à tout moment.

Sachant que toute gestation est toujours précédée par une activité cyclique préparatrice divisée en une phase oestrogénique et une phase progestéronique, le tractus génital va prendre des aspects et des caractéristiques physiologiques différentes selon la phase du cycle.

Plusieurs études ont décrit les modifications quantitatives et qualitatives des sécrétions de ce tractus génital. A cet effet, notre contribution à travers ce travail s'inscrit dans le cadre de l'étude des variations cycliques de la composition de ces sécrétions au niveau des différentes parties des voies génitales de la vache en comparant leur contenu en éléments minéraux et enzymatiques à celle du sang.

Dans une première partie, une étude théorique, à travers laquelle nous allons mettre le point sur l'anatomo-histologie et la physiologie du tractus génital de la vache et les propriétés biochimique de leurs sécrétions utérines et tubaires.

La deuxième partie, sera consacrée à la description des techniques expérimentales qui consistent à doser les différents paramètres biochimiques ainsi que à la présentation des résultats et leurs discussions.

Partie théorique

Chapitre I
Rappels
anatomo-
histologiques du
tractus génital
de la vache

Chez le bovin, comme chez les autres mammifères, la reproduction comprend un ensemble de mécanismes très complexes regroupant de nombreuses étapes telles que la production et la maturation des gamètes mâles et femelles, l'accouplement, la fécondation, le développement de l'embryon et la parturition.

La diversité de ces étapes implique des organes spécifiques comme l'ovaire, l'oviducte et l'utérus, lesquels sont tous aussi importants les uns que les autres. Les fonctions spécifiques de chacun de ces organes sont assez semblables d'une espèce à l'autre. Par contre, au niveau anatomique, le système reproducteur révèle des différences entre les espèces, autant chez le mâle que chez la femelle.

Alors, bien connaître les caractéristiques anatomiques et physiologiques particulières d'une espèce ciblée pour une étude est de la plus grande importance. Étant donné que la vache est le sujet de la présente recherche, la description suivante portera sur le système reproducteur de celle-ci.

I.1. Anatomie du système reproducteur de la vache

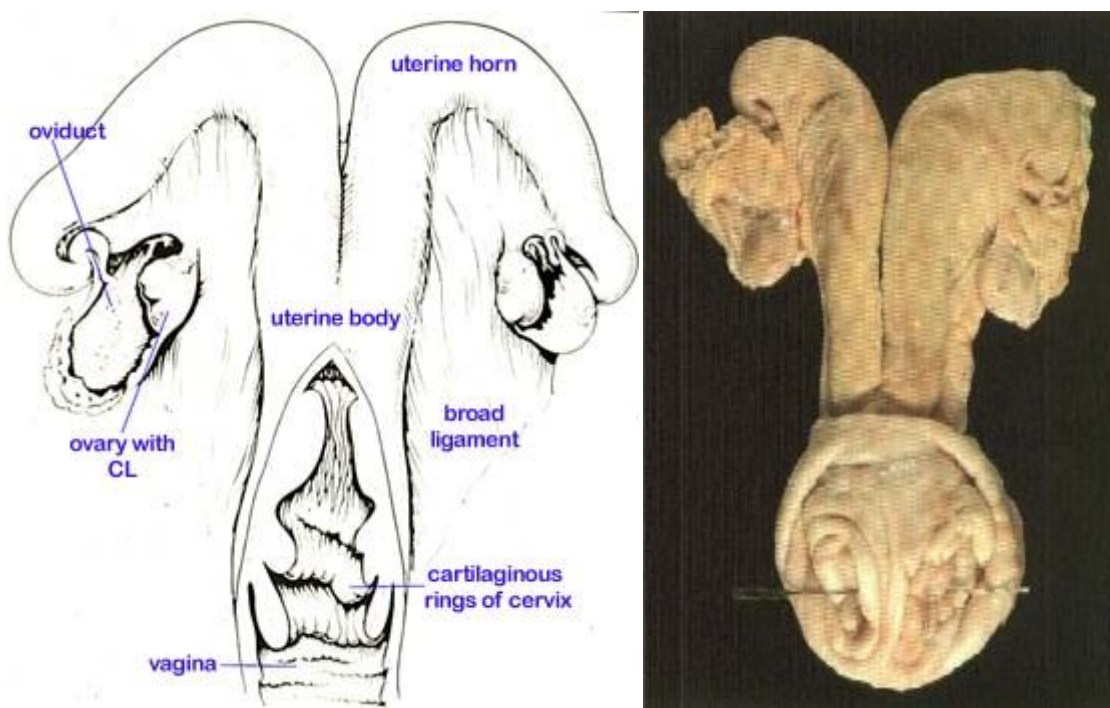


Figure 1. Anatomie du tractus génital de la vache [4].

Au début de la vie embryonnaire, le développement du système génital est identique dans les deux sexes. La différenciation sexuelle chez les bovins est une des

plus précoces dans la série des mammifères. Elle se fait dès le 40ème jour du fœtus [1].

Les cordons sexuels corticaux vont regrouper les gonocytes primordiaux d'où naîtront les cellules ; leur évolution conduira à l'ovule. A la naissance, le nombre d'ovocytes est définitivement acquis. Il ne s'en formera plus de nouveaux [1], [2].

Exception faite de l'orifice d'entrée ou vulve, les organes génitaux de la femelle sont en position pelvi-abdominale [1], [3]. Cet appareil génital n'est pas seulement limité à l'élaboration des gamètes et des hormones sexuelles, mais il est le siège de la fécondation et il assure la gestation et la parturition.

Le système reproducteur femelle de l'espèce bovine est composé de plusieurs organes, lesquels peuvent être divisés en deux catégories, soit les organes sexuels primaires et secondaires [2], [4].

I.1.1. Organes sexuels primaires

I.1.1.1. Ovaires

Sont des organes pairs, situés dans la cavité abdominale et doués d'une double fonction : la fonction exocrine gamétogénèse (ovogénèse) et la fonction endocrine hormonogénèse qui régule la vie génitale par la sécrétion de deux hormones importantes : la progestérone et l'œstrogène [1], [2], [4].

Chez la vache, ils sont petits, ovoïdes, de taille variable selon l'âge et le stade du cycle œstral (3 à 5 cm de long, 2 à 3 cm de large et 1 à 2 cm d'épaisseur), de consistance ferme, leur forme est irrégulièrement bosselée par des structures tels que les follicules à divers degrés de développement et les corps jaunes [1], [3].

Sur une coupe de l'ovaire, on peut observer ces organites spécifiques qui correspondent à l'évolution depuis le follicule primordial jusqu'au follicule mûr qui produira l'ovocyte. Après ovulation, ce follicule va se transformer en corps jaune qui régressera plus ou moins rapidement en fonction de la fécondation ou non fécondation.

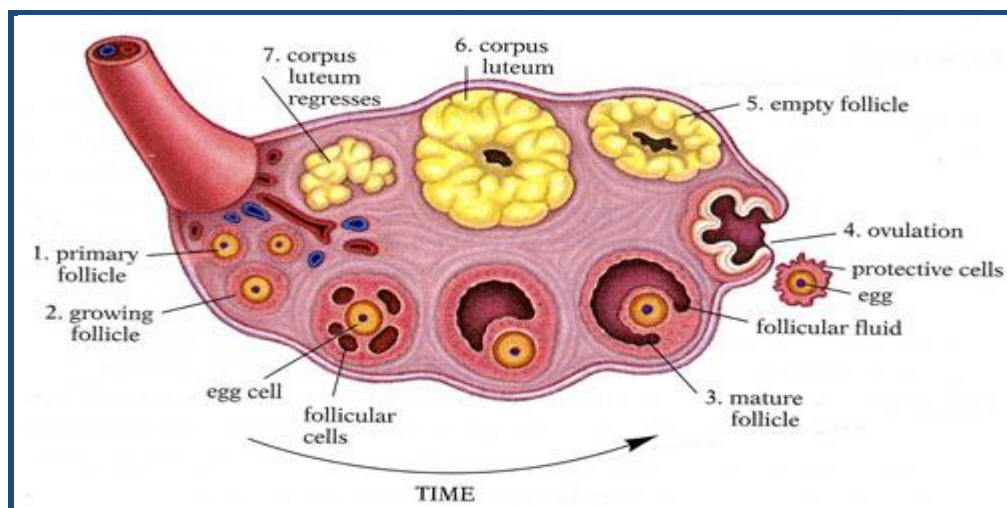


Figure 2. Structure de l'ovaire bovin [4].

I.1.2. Organes sexuels secondaires

I.1.2.1. Le vagin

Qui s'étend du col de l'utérus à la vulve, c'est un conduit cylindroïde musculo-membraneux. C'est avec la vulve, l'organe copulateur de la femelle et il livre passage au fœtus au moment de la mise bas [1], [4].

Contrairement au rat et à la truie où l'utérus est le réceptacle du sperme lors de l'éjaculation, chez la vache, c'est plutôt le vagin qui recevra le sperme suite à l'accouplement [3].

I.1.2.2. L'utérus

C'est l'organe de la gestation, implantation de l'œuf, développement embryonnaire, et parturition. Il est constitué de deux cornes utérines, du corps et du col ou cervix, barrière entre l'utérus et le vagin [2], [4].

L'utérus est l'organe qui présente les plus grandes variations au cours de la vie [3], il est toujours très petit à la naissance et de faible volume jusqu'à la puberté. Chez l'adulte, il change de consistance et de volume au cours des cycles sexuels, puis il régresse dans la vieillesse. Toutefois ces changements sont de faible importance par rapport à ceux qu'il présente au cours de la gestation.

Les ruminants présentent un utérus bipartitus unifié sur une courte partie caudale ou corps, celui-ci possède une communication simple et médiane avec le

vagin et se prolonge cranialement par deux très longues cornes qui forment la majeure partie de l'organe [3], [4].

L'utérus est raccordé au vagin par une partie différenciée ou col, dont la conformation, la structure et les fonctions sont si particulières qu'elles justifieraient de faire un organe distinct [4].

➤ **Cornes utérines**

Elles prolongent le corps de l'utérus et divergent en direction craniale, chacune des deux cornes est cylindroïde et incurvée [3].

➤ **Corps de l'utérus**

Il est cylindroïde un peu déprimé dans le sens dorso-ventral.

➤ **Col de l'utérus (cervix)**

Peu discernable en surface, à peine effilé, un peu plus étroit que les parties qui les séparent, ou seulement délimité par des constructions minimales, il est plus cylindroïde que le corps utérin, et la grande épaisseur de sa paroi permet de le reconnaître sans peine à la palpation [3].

Chez la vache, le col est long de 5-6 cm avant la puberté et d'une dizaine de cm chez l'adulte. Son calibre varie de 4 à 6 cm alors que les parois sont épaisses de 2-5 mm, il est très facilement repérable par la palpation particulière par exemple : l'exploration rectale sur le vivant, en raison de sa consistance dure [3].

Le col utérin est constitué par un très fort épaississement de la paroi entre le corps de l'utérus et le vagin, sa paroi ferme et compacte délimite une très étroite cavité : le canal cervical, il communique avec la cavité du corps de l'utérus par l'ostéum interne de l'utérus et débouche d'autre part au fond du vagin par l'ostéum externe de l'utérus porté au sommet d'un volumineux tubercule, fort saillant, qui constitue la portion vaginale du col, et le reste du col utérin nettement plus long forme la portion pré-vaginale ou supra vaginale [1], [3].

Chez la vache, ce sont les cornes utérines qui hébergent l'embryon lors de la gestation [2].

I.1.2.3. Oviductes

Également au nombre de deux, les oviductes, ce sont deux conduits tubulaires sinueux (20 à 30 cm) qui relient les ovaires au sommet de la corne utérine

[3], [5]. Cet organe peut être divisé en différentes sections : Tout d'abord, la section qui captera l'ovocyte à sa sortie de l'ovaire, le pavillon, organe étroit, mobile, frangé et s'ouvre en ostium abdominal au niveau de l'ovaire [1], [5].

Ensuite, il y a la section de l'ampoule. Accolée à cette section, il y a la jonction isthme-ampoule. C'est dans cette section que se produit la fécondation, d'où l'affirmation que l'oviducte est le site naturel de la fécondation. Par la suite, il y a l'isthme, c'est la section de l'oviducte qui est accolée aux cornes utérines via la jonction utéro-tubaire [5].

Selon, s'ils se situent du côté de l'ovulation ou non, l'oviducte est dit: oviducte ipsilatéral (côté de l'ovulation) ou : oviducte controlatéral (l'autre coté) [4], [5].

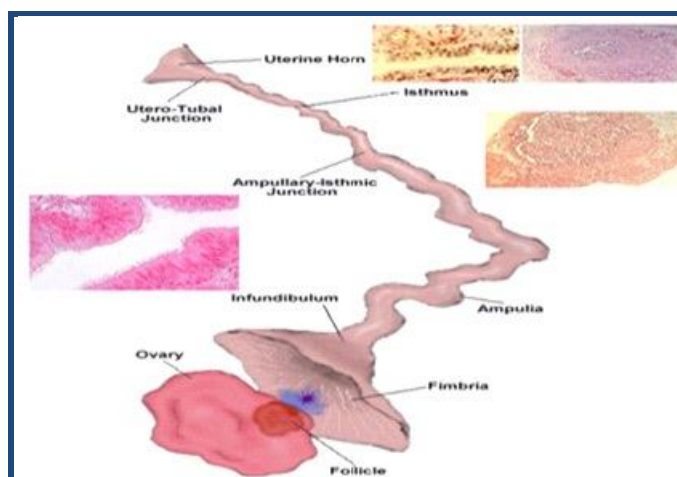


Figure 3. Structure de la trompe utérine de la vache [5].

I. 2. Histologie du système reproducteur de la vache

I.2.1. Histologie de l'oviducte

L'oviducte bovin est composé de différents types de tissus. Tout d'abord, la couche tissulaire extérieure se nomme la séreuse externe [12].

Il y a ensuite un tissu musculaire lisse, ce dernier est composé de deux types de muscles, soit circulaire ou longitudinal. Ensuite, on retrouve la lamina propria, c'est-à-dire une couche de tissu conjonctif. Finalement, il y a la muqueuse, laquelle est constituée de l'épithélium [13].

Cet épithélium est composé de deux types de cellules: les cellules sécrétoires et les cellules ciliées. Ces tissus sont présents dans toutes les différentes sections de l'oviducte [13]. Cependant, leurs proportions relatives varient d'une section à l'autre.

Au niveau des repliements longitudinaux de la muqueuse, la quantité et l'ampleur des cellules sécrétrices augmentent lorsqu'on observe l'oviducte de l'isthme vers l'ampoule [14].

En ce qui concerne les cellules ciliées, il n'y a pas vraiment de différence quand au nombre de ces cellules entre les trois sections de l'oviducte. Par contre, l'activité de ces cellules semble plus importante dans la section de l'isthme que dans l'ampoule [12], [13].

Concernant le tissu musculaire, il y a aussi des variations selon les sections de l'oviducte [12]. En effet, l'isthme est la section de l'oviducte ayant le plus de muscle, tandis que l'ampoule est le segment qui en a le moins.

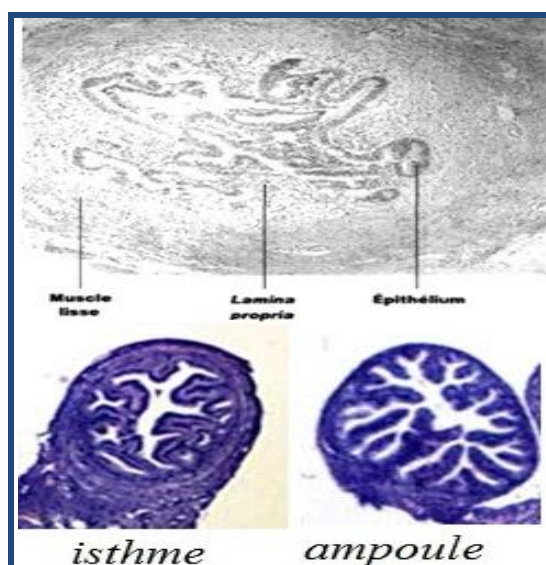


Figure 4. Histologie de la trompe utérine [13].

Toutes ces variations entre les sections ont pour conséquences que l'isthme est une section plutôt épaisse avec une petite lumière, tandis que l'ampoule est plutôt mince avec une grande lumière. Pour sa part, la jonction isthme-ampoule est plutôt une section intermédiaire [12], [13].

Des variations au niveau des tissus de l'oviducte ne sont pas seulement observables entre les sections de l'oviducte, mais aussi durant le cycle œstral. En effet,

c'est à l'œstrus que les cellules sécrétrices sont les plus grosses [12]. Il se produit donc un changement au niveau de l'épithélium durant le cycle œstral.

En ce qui concerne les cellules ciliées de l'isthme et de l'ampoule, contrairement à d'autres espèces animales, il ne semble pas y avoir d'effet de cycle sur leur nombre. Néanmoins, ces prolongements vibratiles sont plus tendus au moment de l'œstrus [12].

I.2.2. Histologie de l'utérus

L'utérus se compose de deux régions anatomiques distinctes, le corps (cavité utérine) tapissé par la muqueuse endométriale et le col (canal endocervical) tapissé par la muqueuse endocervicale [13].

La paroi utérine est formée de trois couches: une tunique séreuse externe, le périmètre, une tunique musculaire épaisse, le myomètre, et un revêtement muqueux interne, l'endomètre [13].

L'endomètre, site de l'implantation, subit des modifications morphologiques et fonctionnelles étroitement liées aux hormones sexuelles [2], [13].

La paroi proprement dite de l'utérus comprend : le myomètre ; musculaire lisse, l'endomètre ; muqueuse.

I.2.2.1. Le myomètre

Il comprend, de l'extérieur vers l'intérieur, trois couches :

- Le périmyomètre constitué de fibres à disposition longitudinale.
- Le néomyomètre constitué de: fibres à disposition plexiforme (couche la plus épaisse).
- Le paléomyomètre comprend deux couches de fibres : circulaire interne et longitudinale externe. Il est plaqué contre l'endomètre.

C'est à partir de ces fibres musculaires lisses du myomètre que se développent les fibromes utérins ou fibroléiomyomes (tumeurs bénignes). Ceux-ci peuvent être très gros (jusqu'à 10kg) et très nombreux [13].

I.2.2.2. L'endomètre

L'endomètre se compose d'un épithélium superficiel qui s'invagine dans le chorion cytogène. Cet épithélium se retrouve également au niveau des glandes endométriales. Il est de type Müllérien et comprend donc des cellules ciliées et des cellules glandulaires [13].

Les glandes endométriales varient dans leur forme et leur architecture selon la période du cycle, mais restent des glandes tubuleuses simples [13].

L'endomètre présente deux régions successives : une interne qui est la zone fonctionnelle et une externe qui est la zone résiduelle (située contre le myomètre). Chez les primates, lors de la menstruation la zone fonctionnelle se détache et sera éliminée. La zone résiduelle reste en place pour reconstituer la muqueuse [13].

L'endomètre est constitué par un épithélium prismatique unistratifié (cilié ou non selon le stade fonctionnel) avec sa lame basale, des glandes utérines, un tissu conjonctif (stroma) hautement spécialisé riche en cellules contenant les vaisseaux sanguins, notamment les artères spiralées branches des artères utérines, ainsi qu'un système de drainage veineux [13].

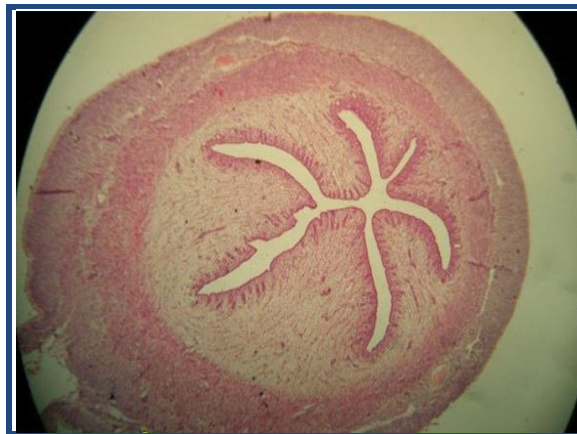


Figure5. Histologie de l'utérus [13].

Chapitre II
Rappels
physiologiques
du tractus
génital de la
vache

II.1. Cycle œstral bovin

Plusieurs auteurs ont montré que chez tous les mammifères, l'appareil génital femelle présente au cours et pendant toute la période d'activité génitale, des modifications morphologiques et physiologiques se produisant toujours dans le même ordre et revenant à intervalles périodiques, suivant un rythme bien défini pour chaque espèce [1], [2], [3].

Ces modifications, connues sous le nom de cycle sexuel ou cycle œstral, commencent au moment de la puberté, se poursuivent tout au long de la vie génitale et ne sont interrompues que par la gestation [3], [6].

Elles dépendent de l'activité fonctionnelle cyclique de l'ovaire régulée par ses propres sécrétions hormonales, elles-mêmes sous dépendance étroite des hormones gonadotropes hypothalamo-hypophysaires [7].

La vache est une espèce polyœstrienne de type continu avec une durée moyenne de cycle de 21/22 jours chez la vache multipare et de 20 jours chez la génisse [1]. L'activité sexuelle débute à la puberté, quand l'animal a atteint 40 à 45 % de son poids adulte, puis elle est marquée par cette activité cyclique, caractérisée par l'apparition périodique de l'œstrus. Son cycle œstral est classiquement divisé en 4 périodes.

La première correspond à l'œstrus ou chaleur, phase d'acceptation du mâle et de la saillie. C'est la période de maturité folliculaire au niveau de l'ovaire, suivie de l'ovulation [7].

Cet œstrus dure de 6 à 30 heures, et se caractérise par des manifestations extérieures: excitation, inquiétude, beuglements, recherche de chevauchement de ses compagnes et acceptation passive de la monte par un taureau ou une autre vache, écoulement de mucus [1].

C'est durant cette période que l'hypophyse sécrète beaucoup de FSH (hormone folliculo-stimulante). À ce stade, il y a aussi une forte sécrétion d'œstradiol par le follicule dominant. Cette augmentation d'œstradiol amène une forte sécrétion de LH (hormone lutéinisante) par l'adéno-hypophyse. Cette hormone cause la rupture du follicule. Il y a alors ovulation [3], [4].

Le métoestrus, d'une durée de 6 jours lui fait suite. Cette phase correspond d'une part à l'ovulation et d'autre part au développement lutéal [6].

L'ovulation ou ponte ovulaire a lieu 6 h à 14 h après la fin de l'œstrus et est suivie par la formation du corps jaune et l'installation d'un état pré-gravidique de l'utérus, correspondant à la période d'installation de la fonction lutéale caractérisée par la sécrétion de progestérone qui a pour action d'empêcher la sécrétion de LH et de FSH. De plus, cette hormone a un effet important sur l'utérus puisqu'il le prédispose à la gestation [6], [7].

La troisième phase est le dioestrus, sa durée est d'environ 12 jours. Elle correspond au développement maximal du corps jaune. Métoestrus et dioestrus sont donc des phases d'imprégnation progestéronique [6], [7], [8].

Le corps jaune complète son développement aux jours 8 à 10. La quantité de progestérone sécrétée reste élevée jusqu'aux jours 16 à 18 [8], [9]. À ce moment du cycle œstral, s'il n'y a pas eu fécondation, le corps jaune régresse [4]. Cette dégénérescence du corps jaune cause une diminution de la sécrétion de progestérone, laquelle ne peut plus réprimer la sécrétion de FSH.

Le cycle se termine par la quatrième phase ou proœstrus, au cours de laquelle en 3 jours environ, on assiste d'une part à la régression du corps jaune et au développement du follicule préovulatoire [1], [4].

Les phases d'imprégnation oestrogénique (proœstrus et surtout œstrus) se traduisent cliniquement par la présence d'un écoulement muqueux de plus en plus abondant et filant, l'augmentation de la consistance des cornes (ferme puis tonique) et la présence d'un follicule préovulatoire ou de De Graaf [4], [7].

Les phases d'imprégnation progestéronique se caractérisent par la présence sur l'ovaire d'un corps jaune haémorragique puis d'un corps jaune, d'un écoulement muco-sanguinolent (en début de métoestrus), d'une absence de sécrétions muqueuses (en dioestrus) et d'une consistance flasque des cornes utérines [7], [9].

La manifestation de cette activité cyclique n'est observée chez la génisse qu'après la puberté et chez la vache qu'après une période dite d'anoestrus physiologique. De même n'est-elle pas observée au cours de la gestation ou lors d'états pathologiques d'origine ovarienne (kystes) ou utérine (pyomètre) [7], [8], [9].

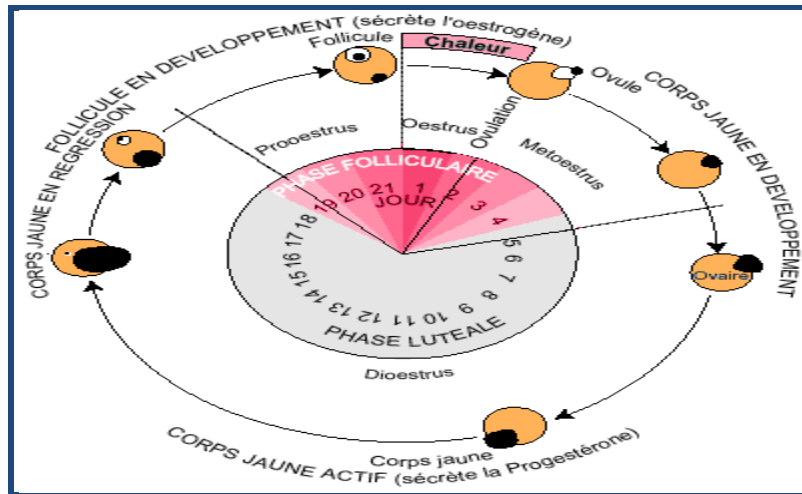


Figure 6. Différentes phases du cycle œstral de la vache [4].

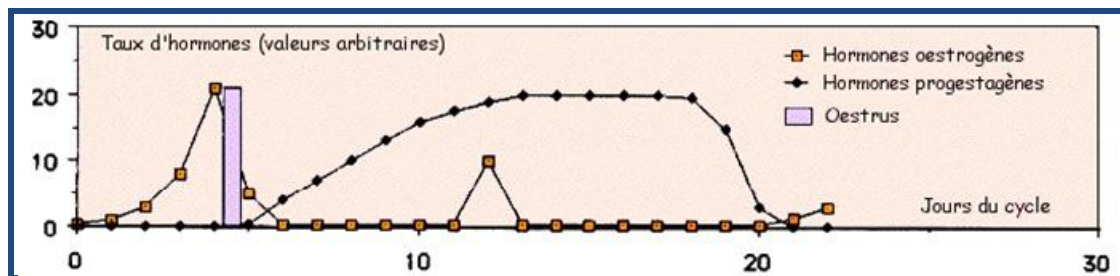


Figure 7. Variations du taux plasmatique des hormones ovariennes chez la vache au cours du cycle œstral [4].

II.1.1. Notions de vague folliculaire, recrutement, sélection et dominance

Selon [2], [4], l'augmentation de FSH cause alors la croissance d'un autre follicule, lequel sécrète de plus en plus d'œstradiol au fur et à mesure de son développement. Ainsi, le cycle recommence lorsque l'œstradiol revient en quantité importante.

Il y a, durant le cycle, plusieurs vagues folliculaires [4]. Ces vagues sont caractérisées par des follicules qui se développent, mais qui régressent pour laisser qu'un seul follicule mature.

C'est l'échographie qui a permis de confirmer la théorie des vagues folliculaires selon laquelle le développement folliculaire apparaît non pas de manière aléatoire mais sous la forme de croissances et de régressions synchrones de plusieurs follicules appelées vagues.

Le nombre de vagues folliculaires durant le cycle œstral, chez la vache, peut être de deux ou de trois [7], [8]. De plus, de légères augmentations d'œstradiol, hormone sécrétée par le follicule, sont observables et attribuables à ces vagues [9].

Chaque vague consiste en l'émergence, tous les 7 à 9 jours environ [9], de plusieurs follicules, de diamètre égal ou supérieur à 5 mm, parmi lesquels, au bout de quelques jours, apparaîtra un follicule dit dominant.

Ce schéma de croissance folliculaire a également été décrit lors d'autres états physiologiques tels que les 45 voire 70 premiers jours de la gestation, la période prépubertaire et le post-partum [7].

Chez la vache, une à quatre vagues par cycle ont été décrites [4]. Habituellement cependant, un cycle ne comporte que 2 voire plus rarement 3 vagues [8], le follicule préovulatoire étant issu de la dernière vague. Si trois vagues sont observées, elles débutent habituellement aux jours 2, 9 et 16 du cycle. Si celui-ci n'en comporte que deux, elles apparaissent aux jours 2 et 11 du cycle.

Au cours d'une vague de croissance folliculaire, le follicule est susceptible de passer par plusieurs étapes dites de recrutement, sélection et dominance [8], [9].

Le terme "**recrutement**" s'applique à tout follicule qui a dépassé le stade auquel habituellement la plupart des follicules de la réserve folliculaire deviennent atériques. Il concerne 2 à 5 follicules de taille comprise entre 3 et 6 mm [6], [9].

La **sélection** fait référence au processus par lequel parmi les follicules recrutés, seuls arriveront au stade pré-ovulatoire des follicules en nombre caractéristique de l'espèce ou de la race [6], [9].

La **dominance** est tout à la fois morphologique (DM) et fonctionnelle (DF). Elle est qualifiée de morphologique (DM) parce qu'elle est exercée par le plus gros follicule présent sur l'un ou l'autre ovaire [6], [9].

Le follicule dominant a été défini comme une structure folliculaire qui croît à au moins 11 mm de diamètre et excède le diamètre des autres follicules au sein d'une même vague de croissance [6].

Elle est également fonctionnelle (DF) parce que le follicule dominant est le seul qui soit capable de provoquer la régression de follicules en croissance ou d'inhiber la croissance d'autres follicules et d'ovuler dans un environnement hormonal approprié [6], [9].

L'intégration des notions de recrutement, sélection et dominance à celle de vagues de croissance folliculaire permet de répartir les follicules d'une même vague de croissance folliculaire en 4 classes. La première concerne les follicules recrutés : leur taille comprise entre 3 et 5 mm est inférieure à la taille minimale requise pour observer une ovulation [4], [6].

Pendant les 2 au 3 premiers jours d'une vague, le nombre de ces follicules diminue tandis que celui des follicules de la classe 2 augmente [7]. Les follicules de la classe 2 peuvent potentiellement devenir le follicule ovulatoire. Leur taille est comprise entre 6 et 10 mm.

Vers le 4ème jour de la vague, apparaît le follicule dominant (classe 3) [6], [9]. Sa taille est comprise entre 10 et 15 mm : il est virtuellement capable d'ovuler. Sa présence s'accompagne au cours des jours suivants d'une diminution du nombre des follicules de la classe 2.

Progressivement apparaît le follicule préovulatoire de la classe 4 de taille supérieure à 15 mm qui persistera sur l'ovaire pendant 5 à 7 jours avant d'ovuler ou de s'atrésier [7], [9].

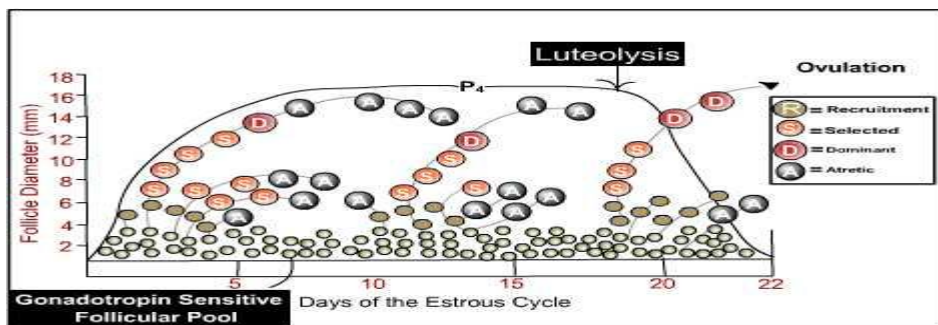


Figure 8. Vagues folliculaires, recrutement, sélection et dominance [7].

II.1.2. Régulation hormonale du cycle sexuel

Après l'oestrus, au cours du metoestrus, on observe le développement du corps jaune et l'augmentation de la progestérone. La concentration en oestradiol diminue au cours des 48 premières heures suivant l'oestrus [2], [9].

Il en résulte une augmentation progressive de la FSH responsable du développement de follicules de diamètre supérieur à 4 mm au cours de la première vague de croissance folliculaire [2], [4].

Ces follicules en croissance synthétisent de l'oestradiol mais aussi de l'inhibine [2], [9]. L'action conjointe de ces deux hormones se traduit par une

réduction de la synthèse de FSH et est responsable de la sélection progressive d'un follicule dominant, l'excédent de follicules s'atrépissant.

La phase finale de la période de dominance se traduit notamment par une augmentation très nette des oestrogènes que le follicule soit (première vague) ou non (deuxième vague) sous imprégnation progestéronique [9].

Cependant si le follicule dominant se trouve en période d'imprégnation progestéronique maximale (phase dioestraltre), cette synthèse d'oestradiol ne se prolonge pas dans le temps [4], [6].

La dominance prend fin, le follicule s'atrépisse et une nouvelle vague de croissance folliculaire peut apparaître, précédée d'une nouvelle augmentation de FSH. Les modifications hormonales décrites lors de la première vague se répètent durant la deuxième vague [2], [9].

Une différence essentielle est néanmoins observée. Elle concerne la prostaglandine F2alpha. L'imprégnation progestéronique jusqu'ici observée a permis la synthèse de phospholipides par l'endomètre [2], [9].

Les oestrogènes sécrétés par les follicules de la deuxième vague, vont stimuler la synthèse des enzymes phospholipase et prostaglandine synthétase responsables de la synthèse de la PGF2a [2], [4], [9].

Celle-ci induit la diminution de la concentration en progestérone et l'apparition de la phase prooestraltre. Le follicule dominant, libéré de l'imprégnation progestéronique peut ainsi poursuivre sa croissance sous l'effet de la libération cyclique de la FSH. Il en résulte une synthèse maximale d'oestradiol, l'apparition d'un oestrus, une libération cyclique de LH et l'ovulation [9]

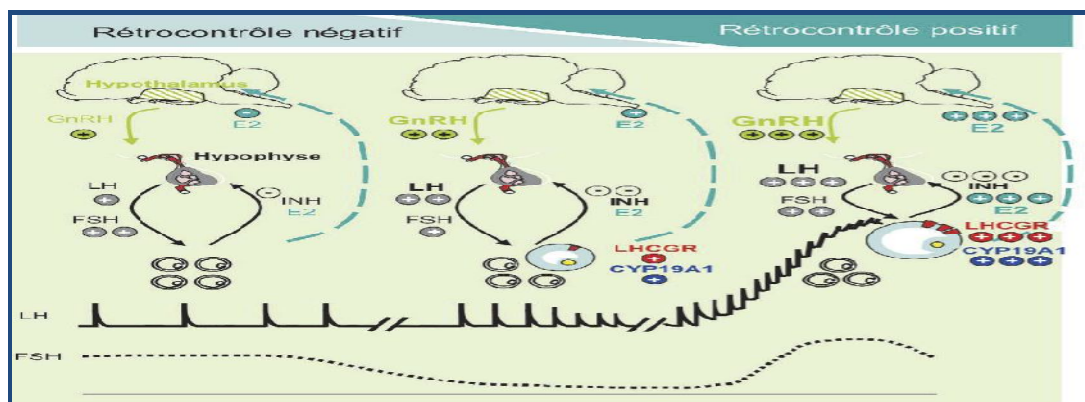


Figure 9. Régulation de la sélection et du développement terminal du follicule ovulatoire pendant la phase folliculaire du cycle ovarien chez une espèce mono-ovulante [11].

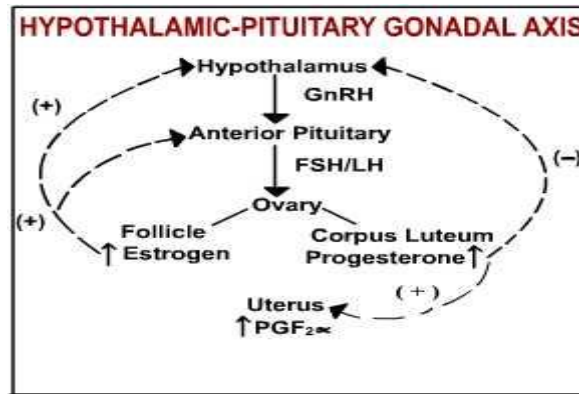


Figure 10. L'axe hypothalamus hypophysaire gonadotrope [9].

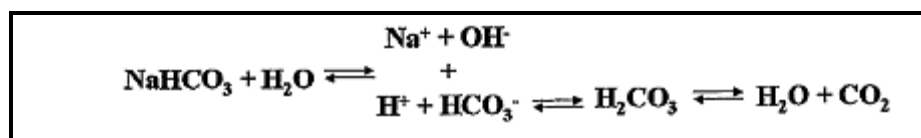
II.2. Caractéristiques physiologiques du système reproducteur de la vache

II.2.1. Caractéristiques physiologiques de l'oviducte

II.2.1.1. PH de l'oviducte

L'oviducte à un pH de 7,60. Il est plus élevé que celui de l'utérus et du sang qui d'une valeur de 7,41. Il est également intéressant de noter qu'il n'y a pas de variation du pH de l'oviducte durant le cycle œstral [15].

Le système tampon principal des sécrétions tubaires est constitué par le bicarbonate de sodium (NaHCO_3) en équilibre avec du dioxyde de carbone (CO_2) dissous [15].



Ce pH interne est l'un des aspects vitaux de l'homéostasie. Il conditionne notamment l'activité des systèmes enzymatiques [15].

II.2.1.2. Luminosité et humidité

L'obscurité est complète et le taux d'humidité maximal : le milieu est saturé à 100% en eau dans tout le tractus génital femelle [15].

II.2.1.3. Température

C'est un milieu thermostaté qui ne connaît que de très faibles variations : sa température est égale à la température centrale de l'organisme comprise entre 37° et 39° selon l'espèce considérée [15].

II.2.1.4. Environnement microbien

L'asepsie est primordiale pour la conduite et la réussite du développement embryonnaire [15].

II.2.1.5. Pression osmotique

La pression osmotique est immuable et de l'ordre de 280 à 300 mosm/Kg d'eau. L'osmolarité d'un milieu est fonction de la concentration et du taux des solutés dissous [15].

II.2.1.6. Pression oncotique

La pression oncotique est elle aussi invariable et légèrement inférieure à celle du sérum car la teneur en protéines est plus faible [15].

II.2.1.7. Environnement gazeux

La pression partielle en oxygène est comprise entre 60 et 90 mmHg (soit environ 10 μ mol/L), celle du gaz carbonique est légèrement plus basse entre 40 et 60 mmHg.

Ainsi la concentration en oxygène de l'oviducte est environ égale à 1/3 voire 1/4 celle de l'air atmosphérique [15].

II.2.1.8. Potentiel redox

Le milieu est légèrement réducteur avec un potentiel redox évalué à - 0,1 mV [17].

II.2.1.9. Viscosité

La viscosité du liquide tubaire est d'environ 1,8 mPa/sec (ou centipoises) : elle avoisine ainsi la viscosité sérique [15].

II.2.1.10. Contraction et relaxation de l'oviducte

Lorsqu'il s'agit de contraction et de relaxation, on se réfère souvent au système musculaire et au système nerveux. En effet, ce dernier est impliqué dans la coordination des activités de l'ensemble des muscles [16].

Les terminaisons nerveuses, de type adrénargique, de l'isthme innervent le muscle circulaire lisse de cette section. Le neuromédiateur le plus libéré à ce niveau est la noradrénaline [16].

L'hypothèse associée à la relaxation post-œstrus causée par la noradrénaline serait reliée à la possibilité que l'embryon puisse sortir de l'oviducte pour aller s'implanter dans les cornes utérines [12].

En plus de l'innervation des muscles circulaires lisses, il a été démontré, chez le lapin, qu'il y avait quelques terminaisons nerveuses dans le muscle longitudinal et dans la muqueuse [13].

Le niveau d'innervation dans ces tissus de l'isthme est similaire à celui retrouvé dans l'ampoule. De plus, dans l'ampoule, les régions les plus innervées sont sous la séreuse et autour des vaisseaux sanguins. Quant à la jonction isthme-ampoule, elle est aussi bien innervée et, comme dans l'isthme, c'est dans le muscle circulaire lisse qu'elle est la plus innervée [16].

En ce qui concerne les contractions musculaires proprement dites, [12] c'est lorsque l'œstrus approche que les contractions augmentent dans l'isthme. De plus, il s'avère qu'à cette période du cycle du œstral, c'est dans l'oviducte ipsilatéral (côté de l'ovulation) qu'il y a le plus de contractions.

II.2.1.11. Circulation sanguine de l'oviducte

L'oviducte est situé entre deux autres organes importants en reproduction, soit l'utérus et les ovaires. C'est d'ailleurs de ces organes que vient l'origine de son

système vasculaire artériel. En ce qui concerne le système veineux, il semblerait être uniquement relié à celui de l'ovaire [12].

En effet, chez le porc un lien existe entre la circulation veineuse de l'ovaire et celle de l'isthme de l'oviducte. Durant le cycle œstral, un plus grand débit sanguin est observé lors de l'œstrus [16].

II.2.2. Caractéristiques physiologiques de l'utérus

II.2.2.1. PH de l'utérus

Bien que l'utérus et l'oviducte soient intimement liés via leur circulation artérielle, le pH de l'oviducte à une valeur plus élevée que celui de l'utérus qui est d'environ 6,96 [12].

II.2.2.2. Environnement microbien

L'utérus est fermé et donc protégé des contaminations extérieures. Tout sepsis est un risque d'interruption de la gestation et d'échec de la nidation [15].

II.2.2.3. Environnement gazeux

L'environnement utérin à un taux d'oxygène encore inférieur à celui de l'oviducte [15].

II.2.2.4. Vascularisation de l'utérus

Elle est assurée par les artères utérines (branches de l'artère hypogastrique) qui cheminent sur les bords latéraux de l'utérus. De ces artères naissent des artérioles sous la séreuse d'où vont partir des artères perforantes pour le myomètre [2], [3].

Celles ci sont très nombreuses et présentent une média très réduite (car ces artères n'ont pas besoin de se contracter : les contractions du myomètre vont les fermer lors de l'accouchement) [3].

A partir de ces artères perforantes, on a les artères destinées à la muqueuse qui sont de deux types :

- Artères basales rectilignes : dans la couche résiduelle.
- Artères spiralées : dans la couche fonctionnelle.

Ces dernières sont disposées en spires dont le nombre varie pendant le cycle

On utilise la section de ces vaisseaux pour dater à quel stade de l'imprégnation hormonale on se trouve.

II.3. Rôles physiologiques du système reproducteur de la vache

II.3.1. Rôles physiologiques de l'oviducte

II.3.1.1. Capture de l'ovocyte

Une étape essentielle à la reproduction est la capture de l'ovocyte une fois qu'il est libéré lors de la rupture du follicule de De Graaf [12]. Cette capture se fait par l'infundibulum de l'oviducte [18]. Chez la plupart des mammifères, le cumulus qui entoure l'ovocyte est très important pour cette capture. En effet, une interaction entre le cumulus de l'ovocyte et les cellules ciliées de l'infundibulum est nécessaire à la capture de l'ovocyte.

Le battement des cils est également impliqué dans la réalisation de cette fonction [12], [18]. Ceci a d'ailleurs été mis en évidence dans le syndrome de Kartagener. En effet, ce problème caractérisé par des cils ne pouvant plus bouger peut causer l'infertilité chez la femme [19], [20].

II.3.1.2. Acheminement de l'ovocyte

Une fois que l'ovocyte est rendu à l'intérieur de l'oviducte, il doit être transporté au site de la fécondation, c'est-à-dire dans la jonction isthme-ampoule. La durée de ce transport varie selon les différentes espèces. En effet, chez certaines espèces, ce passage peut être relativement rapide. Par exemple, chez le porc la transition se fait entre 30 à 45 minutes et chez le lapin entre 6 à 15 minutes. Par contre, chez la vache, le transport est plus long, c'est-à-dire qu'il prend de 8 à 10 heures [12]. Dans l'ampoule, le transport de l'ovule est encore principalement dû aux cellules ciliées, car les contractions musculaires de cette section de l'oviducte sont dirigées vers l'ovaire et non vers la jonction isthme-ampoule [12].

Alors, ce sont les cils de l'épithélium qui créent un mouvement dans la bonne direction, c'est-à-dire vers le lieu de la fécondation [21].

II.3.1.3. Réservoir de spermatozoïdes

Chez la vache, le vagin est le premier organe où se retrouve le sperme suite à la copulation [22]. Les spermatozoïdes ont donc un long chemin à parcourir avant de se rendre à l'oviducte. Alors, malgré qu'il y a des millions de spermatozoïdes déposés dans le tractus reproducteur femelle, il y en a que quelques milliers qui se retrouvent dans l'oviducte. La première section de l'oviducte rencontrée par les spermatozoïdes est l'isthme. C'est dans cette même section que leur parcours s'arrête jusqu'au moment de la fécondation. En effet, l'isthme est considéré, chez le bovin et chez plusieurs autres espèces animales, comme un réservoir de spermatozoïdes [23].

L'existence de ce réservoir est de la plus grande importance afin d'assurer le succès de la reproduction. En effet, il permet d'éviter qu'un trop grand nombre de spermatozoïdes se rendent au site de fécondation, ce qui diminue les probabilités de polyspermie. De plus, le réservoir permet aux spermatozoïdes de conserver leur pouvoir à féconder jusqu'au moment où aura lieu l'ovulation puisque, chez la vache, la période où elle accepte le mâle précède l'ovulation [23], [22], [25].

Aussi, les meilleurs spermatozoïdes sont choisis au niveau du réservoir, c'est-à-dire ceux ayant un acrosome indemne et n'ayant pas été capités [24], [26]. Dans l'isthme, les spermatozoïdes ne sont pas libres dans la lumière de l'oviducte. En effet, ils sont attachés, via leur acrosome, à l'épithélium de l'isthme [23], [24]. Plus spécifiquement, ce sont surtout aux cellules ciliées qu'on les retrouve le plus souvent associés [23].

Les spermatozoïdes se lient à l'épithélium grâce à un hydrate de carbone présent sur ce dernier. Cet hydrate de carbone n'est pas le même chez toutes les espèces animales et, chez le bovin, il s'agit d'un fucose [24], [27]. Alors, l'isthme joue un rôle important en maintenant les spermatozoïdes relativement immobiles et en leur permettant de demeurer viables en attente de l'ovulation et de la fécondation [17].

Par contre, lorsque le moment opportun est arrivé, il faut que les spermatozoïdes soient relâchés pour qu'il y ait fécondation. Cette étape serait, entre autre, due à la capacitation des spermatozoïdes qui se produit dans l'oviducte. En

effet, la capacitation aurait pour effet de diminuer l'affinité du spermatozoïde pour l'épithélium de l'oviducte, car les spermatozoïdes capités ont moins d'affinité pour les hydrates de carbone impliqués dans la liaison avec l'épithélium bovin [24]. Par la suite, grâce à l'activité musculaire accentuée ainsi qu'au mouvement du fluide de l'oviducte, les spermatozoïdes vont se rendre jusqu'à la jonction isthme-ampoule pour y rencontrer l'ovocyte [12].

II.3.1.4. Fécondation

La section de l'oviducte nommée jonction isthme-ampoule est le lieu où se produit la fécondation [12]. Lorsque les gamètes se rencontrent, il y a liaison entre le spermatozoïde et la zone pellucide de l'ovocyte induisant la réaction d'acrosome du spermatozoïde. Cette étape est essentielle, car uniquement les spermatozoïdes ayant subi cette réaction peuvent traverser la zone pellucide et compléter la fécondation [28]. Cette étape est donc très importante et elle nécessite que le spermatozoïde soit préalablement capité [29].

Alors, le succès de la fécondation dépend des étapes préalablement effectuées dans les différentes sections de l'oviducte. De plus, un autre élément essentiel, afin d'assurer la réussite de la fécondation, est la synchronisation entre l'accouplement et l'ovulation. En effet, l'accouplement doit avoir lieu au bon moment puisque, chez la vache, l'ovule demeure viable que 10 à 12 heures et les spermatozoïdes que 24 à 48 heures [25].

II.3.1.5. Amorce du développement embryonnaire

La dernière étape, mais non la moindre, dans laquelle est impliqué l'oviducte, c'est l'amorce du développement de l'embryon. En effet, jusqu'au stade de 8 à 16 cellules, l'oviducte sera le site du développement de l'embryon [12]. La principale section de l'oviducte impliquée dans cette fonction est la jonction isthme-ampoule puisque l'embryon y séjourne de 2,5 à 3 jours [12].

Une fois cette étape de développement complétée, le lumen de l'isthme va s'agrandir afin de laisser passer l'embryon jusqu'aux cornes utérines, où il va aller s'implanter. L'activité des cellules ciliées est alors importante afin de permettre à l'embryon de se rendre à ce lieu au moment opportun [12].

II.3.1.6. Sécrétion de l'oviductine

L'oviductine est une protéine spécifique à l'oviducte. Elle est sécrétée par l'épithélium et elle est plus abondante durant la période entourant l'ovulation [12], [17]. Cette protéine interagit avec les gamètes. Chez le spermatozoïde, elle se lie à la tête et à la pièce intermédiaire [30]. De plus, l'oviductine faciliterait la capacitation [31].

Il a été démontré, *in vitro*, que le taux de fécondation est augmenté lorsque l'ovocyte est incubé avec l'oviductine [32], [33], [34]. De même, cette protéine est également importante pour l'embryon puisqu'elle aiderait ce dernier à se développer [17].

II.3.2. Rôles physiologiques de l'utérus

II.3.2.1. Dans la capacitation

➤ Rôle de la glaire cervicale

Chez l'humain, le mucus cervical est une des premières barrières sélectives rencontrées par le spermatozoïde. Son influence sur le spermatozoïde s'exerce de multiples façons : retrait des spermatozoïdes de l'environnement hostile que constitue la cavité vaginale, élimination du plasma séminal et initiation de la capacitation, élimination sélective de spermatozoïdes anormaux et tri des spermatozoïdes mobiles et stockage des spermatozoïdes en préservant leur fertilité [36].

Le contact étroit entre le spermatozoïde et le mucus cervical, riche en albumine, aboutirait, d'une part, à l'élimination de facteurs décapacitants comme la ferritine et, d'autre part, à la perte de plusieurs lipides membranaires dont le cholestérol, deux événements précoces de la capacitation [36].

➤ Rôle de l'utérus

Les spermatozoïdes remontent rapidement le corps utérin et arrivent à la jonction utéro-tubaire. Dans cette région, les sécrétions muqueuses remplissent la lumière, formant une barrière empêchant tout retour en arrière. Certaines protéines de la famille ADAM, comme ADAM1a, ADAM2 et ADAM3, exprimées en surface du

spermatozoïde, semblent nécessaires pour le franchissement de cette jonction utéro-tubaire [37].

II.3.2.2. Réservoir pour héberger l'embryon

L'utérus a pour fonction principale de recevoir et d'héberger l'embryon, puis le fœtus, au cours de la grossesse.

Pendant la période génitale active, l'utérus se prépare à l'implantation d'un ovule fécondé à chaque cycle par la prolifération et la différenciation de sa muqueuse. Lorsque l'implantation n'a pas lieu, la partie fonctionnelle (superficielle) de l'endomètre sera éliminée [4].

II.3.2.3. Nutrition de fœtus

➤ Rôle de la muqueuse

Les sécrétions de la muqueuse utérine varient sous l'effet des hormones qui agissent sur elle. Durant les chaleurs, elle produit des glaires translucides [3].

Lorsqu'un corps jaune situé sur les ovaires produit de la progestérone, dans les semaines qui suivent les chaleurs, les cellules utérines sont reprogrammées et produisent le lait utérin, un mucus nutritif, riche en graisses et en protéines et qui joue un rôle décisif dans la survie de l'embryon dans la phase précoce [4].

Après 17 jours déjà, les embryons des vaches qui reviennent toujours en chaleurs ont accumulé un retard dans le développement, par rapport aux embryons des vaches qui attestent une bonne fécondité. Cette observation permet d'affirmer que l'approvisionnement en lait utérin du minuscule embryon n'est pas suffisant chez les vaches qui reviennent en chaleurs. Divers essais ont permis de démontrer que seules les vaches qui bénéficient d'une alimentation optimale sont en mesure de nourrir correctement leurs embryons [4].

II.3.2.4. Expulsion de bébé

Le rôle de l'utérus est maintenant d'expulser votre bébé vers le monde extérieur [2].

La production, par l'hypophyse, d'une nouvelle hormone, l'ocytocine, déclenche les contractions de l'utérus. Les contractions ont comme but l'effacement du col et sa dilatation afin de rendre possible le passage du bébé [3]. La puissance dégagée par l'utérus est considérable et explique la douleur ressentie lors des contractions [4].

Chapitre III
Propriétés
biochimiques
des sécrétions
génitales de la
vache

III.I. Sécrétions tubaires

III.1.1. Origine du fluide de l'oviducte

Le fluide présent dans l'oviducte est formé, en partie, des sécrétions libérées par les cellules de la muqueuse ainsi que par le sang qui traverse les membranes de l'oviducte. De plus, l'utérus, le follicule dominant ainsi que la cavité péritonéale peuvent contribuer à la création du fluide de l'oviducte [31].

III.1.2. Variations au cours du cycle

Le fluide de l'oviducte montre des variations selon les sections et côtés de l'oviducte et également en fonction du cycle œstral. En effet, tout au long du cycle œstral de la vache, la quantité de fluide dans l'isthme est toujours inférieure à celle présente dans l'ampoule.

De plus, c'est durant l'œstrus que la quantité de fluide est la plus importante et ce, autant dans l'isthme que dans l'ampoule [31]. Par ailleurs, durant cette période du cycle, il y a également plus de fluide dans l'oviducte situé du même côté que l'ovulation [12].

III.1.3. Caractéristiques biochimiques des sécrétions oviductaires

III.1.3.1. Électrolytes

Grâce à la perméabilité sélective de l'épithélium de l'oviducte, le liquide tubaire se caractérise par une concentration élevée en ions potassium (25mM), surtout dans l'ampoule, et en bicarbonates alors que les ions Na^+ , Ca^{2+} , Mg^{2+} et Cl^- sont en concentrations voisines dans les deux compartiments sanguins et tubaires [32].

III.1.3.2. Glucose, lactate et pyruvate

Ils constituent les composés majeurs, ils proviennent du sérum et d'une synthèse par les cellules tubaires. Le taux de lactate est plus élevé que dans le sérum du fait du catabolisme du glucose par l'oviducte. Les nutriments sont donc plutôt moins concentrés que dans le plasma sanguin [32].

De l'acétate, du citrate et certains d'autres métabolites intermédiaires sont présents. Le métabolisme des sucres est l'un des aspects les plus complexes du développement embryonnaire précoce [31].

III.1.3.3. Acides aminés

L'originalité de l'aminogramme du liquide tubaire par rapport à celui du sérum est plus évidente que celle du liquide folliculaire. La plupart des acides aminés méthionines, leucine, isoleucine, phénylalanine, lysine, asparagine, alanine, tyrosine, glutamique+glutamine, hypotaurine et taurine et surtout la glycine sont présents dans les sécrétions tubaires en quantité plus importante que dans le sérum. Seuls les acides aminés hydroxylés (thréonine, sérine et hydroxyproline) sont peu représentés [32].

Tout déséquilibre de milieu extérieur entrainera des anomalies dans le « pool » endogène, qui pourront avoir d'effets délétères lors des synthèses protéiques [32].

Les aminoacides sont plus impliqués, lors du transit tubaire, dans des systèmes de « *house-keeping* » que dans la synthèse de protéines qui est quantitativement faible. La teneur en protéines de l'embryon n'augmente pas du stade 1-cellule jusqu'au stade jeune blastocyste [32].

III.1.3.4. Vitamines

La présence et l'effet des vitamines lors du transit tubaire ne sont pas documentés. Les vitamines liposolubles A et E jouent, in vivo comme in vitro, un rôle protecteur contre les radicaux libres. Leur non solubilité en milieu aqueux rend cependant leur incorporation difficile dans les milieux de culture [27].

III.1.3.5. Lipides

Phospholipides, triglycérides, acides gras libres, cholestérol libre et estérifié sont présents mais à bien plus faible concentration que dans le sérum [12], [33], [34]. L'albumine et les HDL (*high density lipoproteines*) sont les principaux transporteurs des lipides [32].

L'embryon est confronté rapidement à des besoins en lipides importants pour assurer ses synthèses membranaires [34]. Il incorpore des acides gras et du cholestérol et les synthétise à partir du glucose et de plus petits précurseurs comme l'acétate, le pyruvate (après décarboxylation) qui sont présents dans l'oviducte.

Le pool endogène de cholestérol est théoriquement suffisant pour assurer les divisions jusqu'au stade blastocyste [30]. Les inhibiteurs de la synthèse du cholestérol bloquent l'embryon à la transition morula/blastocyste.

La choline présente dans l'oviducte peut servir de base à la synthèse de phospholipides [35].

III.1.3.6. Précurseurs de l'ADN et de l'ARN

Les précurseurs sont présents dans l'oviducte sous forme de bases libres, mais aussi sous forme de nucléosides (adénosine). L'embryon est capable de synthétiser des bases et bien sûr de l'ADN et de l'ARN [35].

C'est seulement après activation du génome embryonnaire que les transcriptions massives, impliquant toute la machinerie cellulaire (« house-keeping »), se mettent en place. Il faut noter, qu'au passage de l'œuf fécondé, la synthèse de l'ARN augmente au sein de l'épithélium tubaire [36].

III.1.3.7. Protéines

La teneur en protéines est faible: 5 à 10 % de celle du sérum. Ces protéines sont essentiellement d'origine plasmatique. L'albumine, la transferrine et les immunoglobulines G sont de loin les plus abondantes. L'aptitude des protéines sériques à passer dans la lumière de l'oviducte est inversement corrélée à leur poids moléculaire, comme dans le follicule [2].

Les cellules épithéliales tubaires synthétisent un petit nombre de glycoprotéines sulfatées. L'albumine peut passer librement de l'oviducte ou du milieu de culture dans l'embryon. Par cette voie passent également des lipides et de petits peptides [37]. Aucune protéine tubaire n'apparaît réellement indispensable au développement embryonnaire.

De très nombreux facteurs de croissance sont présents dans l'oviducte: citons, chez la femme, l'IGF-I, le LIF, le TGF α , le PDGF, l'IL6 et le GMCSF [2].

L'insuline augmente l'endocytose des protéines et limite leur dégradation. Certains récepteurs aux facteurs de croissance se mettent en place au moment du passage de l'embryon dans l'utérus. Le site d'action des facteurs de croissance se situe plutôt in utéro [37].

III.2. Sécrétions utérines

III.2.1. Origine du fluide utérin

La composition chimique résulte de l'activité sécrétrice de l'épithélium endométrial et de la filtration de composés sériques [32].

III.2.2. Variations au cours du cycle

Le volume de la sécrétion utérine est très faible [2]. Le volume sécrété par jour n'est que de quelques dizaines de microlitres (brebis, femme), il diminue au fur et à mesure que le taux de progestérone augmente.

L'environnement biochimique est bouleversé pour la morula : la formation de blastocœle implique un changement fondamental de la physiologie cellulaire. La morula rencontre un tau de potassium plutôt plus élevé que dans la trompe [2].

Le volume des sécrétions utérines est maximal au moment de l'œstrus (quelques mL).

III.2.3. Caractéristiques biochimiques des sécrétions utérines

La nature des sécrétions utérines a été peu étudiée [2]. La sécrétion utérine doit dans un premier temps participer au lavage et au conditionnement du spermatozoïde qui a séjourné pendant un temps parfois long dans un environnement qui est le produit des sécrétions testiculaires et des glandes annexes, fortement inhibitrices de son métabolisme [3], [4].

III.2.3.1. Sucres

Le sucre est un élément très important pour le développement embryonnaire précoce [38]. Le liquide retrouvé dans l'oviducte, chez la femme et la vache, se

compose majoritairement de glucose, lactate et pyruvate. Toutefois, le lactate se retrouve en plus grande concentration dans l'oviducte *versus* le sérum et l'utérus en début de cycle œstral [38], [39].

Le lactate résulte du catabolisme du glucose réalisé dans l'oviducte [2]. La présence de lactate en grande quantité s'explique par les besoins de l'embryon. Jusqu'au stade de blastocyte, la source d'énergie principale pour ce dernier est le lactate et le pyruvate.

L'embryon serait, à ce stade, inhabilité à métaboliser le glucose dû au manque et ou quantité insuffisante d'hexokinase et de pyruvate kinase [38].

Une fois l'entrée en fonction du génome embryonnaire (stade 8 cellules), le glucose devient un substrat clef.

Ce genre de glucide, constituant la source essentielle d'énergie pour l'organisme, permet la synthèse des lipides, des acides aminés et du matériel nucléaire [38]. Ainsi, ceci expliquerait la concentration supérieure de glucose dans la lumière utérine comparativement à celle de l'oviducte lors du passage de l'embryon de l'oviducte vers l'utérus [39].

De plus, la concentration de glucose intra-utérine serait toujours supérieure à celle du plasma tout au long du cycle œstral. Aucune association entre la concentration utérine et le sang n'est observée [40]. Ceci suggère un mécanisme de sécrétion utérine autre que la diffusion facilitée [39], [40]. Un mécanisme actif de sécrétion serait possible puisqu'il existe une activité enzymatique dans la lumière utérine.

III.2.3.2. Urée

Composé produit par mécanisme de protection contre l'accumulation d'ammoniac en circulation, peut être retrouvée facilement dans les sécrétions utérines de vaches nourries avec des grandes concentrations de protéines dégradables [41]. Des modifications dans les concentrations d'urée et du pH utérin, suite à l'utilisation de diètes avec des quantités excessives de protéines dégradables, sont reliées à des problèmes d'infertilité chez la vache [40]. Il semblerait que l'urée fragiliserait la survie de l'embryon et d'autant plus celui de l'ovocyte [42]. Des embryons récupérés de vaches avec une concentration d'urée plasmatique élevée *versus* une concentration basse ont produit significativement un taux de gestation inférieur (11.1 % *versus*

35.1% respectivement; $P < 0.02$). Pourtant, aucune différence n'a été retrouvée dans la quantité d'embryons, leur qualité ou le stade de développement. La présence excessive d'urée dans l'environnement embryonnaire induirait des problèmes intrinsèques de l'embryon [43].

Une concentration élevée en urée suite à l'apport excessif en protéines dégradables dans la ration s'associe à plusieurs modifications: une réduction de magnésium, potassium et du phosphore à l'intérieur des sécrétions utérines [41].

De plus, cet apport démesuré de protéines peut être corrélé avec une acidification du pH utérin [44]. L'embryon serait très susceptible à une réduction du pH dans son environnement allant jusqu'à en diminuer la survie [44].

Le maintien du pH interne de l'embryon est critique pour la conservation de l'homéostasie. Le pH retrouvé dans l'utérus bovin, +/- jour 7 du cycle oestral, chevauche un degré légèrement acide soit 6.96 à légèrement alcalin 7.13 [45]. L'embryon semble plus résistant à des variations alcalines grâce à l'échangeur $\text{HCO}_3^-/\text{Cl}^-$. Les stress acides peuvent être délétères pour les embryons [46].

III.2.3.3. Protéines

Servent en général d'enzymes, de molécules de transport des vitamines, d'hormones stéroïdiennes et de minéraux et possiblement de modulateurs de l'activité génétique [47].

La signification biologique de ces dernières au niveau du tractus reproducteur reste toutefois encore énigmatique. La majorité des protéines retrouvées dans le liquide utérin sont des protéines du sérum dont les plus fréquentes sont l'albumine, la transferrine et l'immunoglobuline [48], [38].

Globalement, les acides aminés compétitionnent entre eux pour être transportés à l'intérieur de l'embryon. Un nombre réduit de transporteurs et des affinités différentes augmentent la rivalité [38]. La glycine, l'alanine et le glutamate sont impliqués dans la normalisation du pH cellulaire et potentiellement dans la protection de l'embryon contre les stress osmotiques [49].

Il est démontré, entre autres, chez le rat et le lapin [47], qu'une petite quantité de protéines spécifiques à l'utérus, nommée blastokinine ou utéroglobuline,

serait indispensable pour le développement embryonnaire [50]. En ce qui concerne les ruminants, la situation est beaucoup moins claire.

Une sécrétion active de la part de l'utérus est suspectée due aux concentrations élevées de protéines retrouvées dans la lumière utérine versus celles provenant du sang en début de cycle œstral [51].

Cependant, aucune protéine spécifique n'a été identifiée. Un transfert sélectif de composés plasmatiques et/ou une synthèse locale demeurent équivoques [52]. La synthèse locale est certainement possible puisqu'il est démontré que les cellules épithéliales tubaires de vache en culture sont capables de sécréter l'hypotaurine et la taurine [52].

Il existe des changements majeurs de concentration des protéines à l'intérieur du milieu utérin selon le jour du cycle oestral. Les résultats d'une étude relative à l'évaluation du niveau de protéines dans le liquide de lavage utérin /oviductes en regard des vaches contrôles versus les «*Repeat Breeder*» aux jours 6 à 8 démontre que la concentration de protéines totales est significativement plus élevée dans le liquide de lavage des vaches «contrôles» en comparaison aux vaches Repeat Breeder (contrôles : $166 \pm 6.45 \mu\text{g/ml}$ versus Repeat Breeder : $114 \pm 1.48 \mu\text{g/ml}$; $P < 0.001$) [53].

La mesure du niveau des protéines à l'intérieur de biopsies endométriales, lors de la fin de l'œstrus, se démarque en étant supérieure chez les vaches fertiles versus les «*Repeat Breeder*» [54]. Par contre, relativement aux résultats d'une autre étude, aucune différence significative dans la concentration des protéines intra-utérines entre les groupes de vaches (normale: $11.5 \pm 2.3 \text{ mg (J5)}$, RB : $6.7 \pm 5.4 \text{ mg (J5)}$) et les jours du cycle oestral (J0-15) n'existait [55].

Il ne semble pas y avoir de synthèses de protéines spécifiques à rôle clairement défini, lors de la remontée des spermatozoïdes dans l'utérus. L'équipement enzymatique du fluide utérin est très complet [2]. Les enzymes protéolytiques présentes aident sans doute à l'élimination des composés de surface du spermatozoïde, préparant ainsi le processus de capacitation.

Les estérases et osidases peuvent permettre une fourniture permanente de composés de faible poids moléculaire, directement assimilables par le spermatozoïde

[2]. Le volume de liquide, relativement important, associé à son mouvement de va et vient sous l'effet des contractions, augmente l'efficacité des actions enzymatiques.

III.2.3.4. Lipides

Sont représentés par les phospholipides, les triglycérides, les acides gras libres, le cholestérol libre et estérifié [2]. L'embryon nécessite l'apport de lipides pour assurer la synthèse de ses membranes. Des changements concernant les lipides retrouvés dans les milieux composant l'oviducte et/ou l'utérus pourraient altérer le développement embryonnaire.

In vitro, les inhibiteurs de la synthèse de cholestérol bloquent la transition de l'embryon du stade morula à blastocyste) [38]. Théoriquement, l'apport endogène de cholestérol est suffisant pour assurer les divisions embryonnaires jusqu'au stade de blastocyste [38].

III.2.3.5. Ions

Jouent un rôle essentiel dans la formation du liquide provenant de l'oviducte et de l'utérus [56].

Les activités enzymatiques de même que le pH de l'oviducte et du lait utérin seraient en partie régulés par la concentration et le mouvement des ions. D'après des études biochimiques sur les sécrétions génitales bovines, le magnésium, le chlore, le sodium, le sulfate, le calcium, le potassium, le phosphore et le zinc seraient présents et mesurables [53], [57], [58].

Le magnésium jouerait probablement le rôle de coenzyme dans le métabolisme des hydrates de carbone [57]. Son importance au niveau du développement fœtal est aussi soulevée du fait que des malformations fœtales sont rapportées lors de déficiences sévères en magnésium [41].

Le chlore et le sodium constitueraient les deux éléments majeurs dans la composition du lait utérin. Le chlore se traduirait comme l'électrolyte responsable en grande partie de la sécrétion de liquide à l'intérieur de la lumière utérin tandis que le sodium, quant à lui, serait la substance fondamentale pour l'expansion du blastocyste expliquant sa concentration supérieure dans l'utérus entre les jours 6 et 8 du cycle œstral [56].

L'éventuelle formation du blastocèle demande des transformations importantes dans la physiologie cellulaire: la pompe à sodium (ATPase Na⁺/K⁺) et l'antiport Na⁺/H⁺ fonctionnent conjointement de manière à garder le rapport interne K⁺/Na⁺ stable tout en augmentant la masse aqueuse pour établir la formation du blastocèle [56].

Concernant les anomalies de concentration de sodium, la quantité de sodium contenue dans les sécrétions prélevées au niveau cervical, au moment de l'oestrus chez les vaches anormales en termes de reproduction, s'avère plus basse que celui des sujets normaux [57].

Les concentrations de phosphore, de magnésium, de potassium et de calcium semblent osciller distinctement entre les vaches avec reproduction «normale» versus les vaches avec reproduction «anormale». Des différences de concentration sont répertoriées à plusieurs périodes distinctes du cycle œstral [58].

Des concentrations de calcium, phosphore, potassium et de zinc sont supérieures dans le liquide de lavage utérin de vaches avec embryons anormaux J7 [53]. Des résultats similaires, dix ans plus tard, sont repris dans un autre article où les concentrations de Ca, Mg et de K se montrent encore une fois supérieures de façon significative ($p < 0.03$) chez les vaches avec des embryons anormaux [59].

En ce qui a trait au potassium, des concentrations légèrement élevées, en milieu de culture, améliorent le taux de développement embryonnaire chez la souris [38]. On souligne l'importance de la présence du K intra-utérin pour la modification des membranes (blastocyte et épithélium utérin) nécessaires au processus d'implantation embryonnaire [56].

Malgré cela, pour contredire son effet bénéfique, un niveau de potassium in vitro égal à celui in vivo provoque un effet délétère sur les embryons [38]. À l'exception du Ca, le P, le Mg, le K et le Na possèdent une concentration supérieure dans les sécrétions utérines versus le sérum. Un mécanisme de sécrétion et ou de concentration active est donc plausible [57].

Tels que l'aluminium, le cobalt, le cuivre, le fer, et le manganèse à l'intérieur du lait utérin [57]. De plus, certains composés semblent préjudiciables pour l'embryon tels les ions Fer (Fe²⁺) et Cuivre (Cu²⁺).

La présence de vitamines liposolubles telles que la vitamine A et la vitamine E jouent, *in vivo* comme *in vitro*, un rôle protecteur contre les radicaux libres [38]. Le bêta-carotène antioxydant, présent au niveau de l'ovaire et de l'utérus, suggère un rôle de protection contre les dommages oxydatifs au niveau de l'utérus assurant un environnement utérin adéquat pour le développement embryonnaire [60].

Partie
expérimentale

Chapitre I
Matériels et
méthodes

Notre étude pratique a été débutée le mois de décembre 2010 sur 20 vaches (pie noir) multipares destinées à l'abattage dont l'âge moyen est de 3-10 ans.

I. 1. Présentation de l'exploitation

La récupération des prélèvements été déroulée au niveau de l'abattoir publique de la wilaya du Batna où s'effectue un 1^{er} examen sur l'animal debout puis un 2^{ème} après abattage, cet abattoir présente des conditions climatiques identiques à celles de l'environnement ambiant de la wilaya. Et qui reçoit des vaches de la région Est de l'Algérie où l'alimentation est basée principalement sur la paille, fourrage vert et concentré...etc.

I.2. Protocole expérimental

I. 2. 1. Réalisation des prélèvements

➤ prélèvement sanguin

Les prises de sang sont réalisées au niveau de la veine caudale : dans des tubes héparinés, avant l'abattage, ces tubes sont transportés dans des glacières au laboratoire où ils seront centrifugés à 3 000 tr/min pendant 10 minutes.

Le plasma est récupéré dans des tubes secs de 5cc à l'aide des pipettes de 1000cc puis conservé à (-26°C) jusqu'à son utilisation.

➤ Collecte des sécrétions utérines

Après abattage on récupère les matrices puis on les transporte sur la glace au laboratoire à moins de 4 h;

On détermine à quelle phase du cycle reproducteur a été chaque vache par un examen visuel des ovaires dont il est basé sur l'aspect des follicules kystiques et de stade évolutif du corps jaune comme décrit par [61];



Figure 11. Détermination de la phase du cycle reproductif bovin [10].

Comme nous nous intéressons à des sécrétions du corps et des cornes utérines, nous avons réalisé une fissure (dissection) à ces deux niveaux par une lame bistouri, à partir du corps utérin et en montant vers les cornes ; Les matrices ont été examinées et celles avec des anomalies ont été éliminées ;

A l'aide d'une curette, nous avons raclé superficiellement la surface interne de l'utérus et on dépose la substance collectée dans des tubes secs en verre de 5cc et l'ensemble des prélèvements sera conservé à (-26°C) jusqu'à leur utilisation.

➤ collecte des sécrétions tubaires

On isole les trompes utérines du reste du tractus génital et on les dissèque pour enlever les vaisseaux sanguins et d'autres tissus de contamination, puis on introduit une pipette dans l'ampoule oviductaire et on applique une pression mécanique ascendante (de la jonction utero-tubaire à l'ampoule) pour rassembler le fluide oviductaire. Le fluide s'accumule dans l'ampoule et est aspiré avec la pipette puis déposer dans des tubes secs en verre de 5cc.

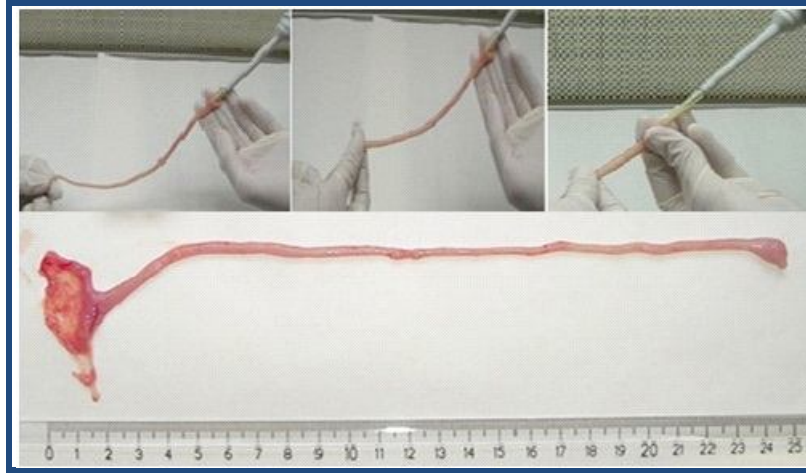


Figure12. Technique de collection du fluide tubaire [10].

Après cette opération les échantillons sont conservés à (-26°C) jusqu'à leur utilisation.

I. 2. 3. Dosage des paramètres biochimiques

Pour le dosage des différents éléments minéraux (Na, K, Cl, Ca, Mg et P); ainsi la mesure de l'activité catalytique des enzymes au niveau du tractus génital de la vache, une préalable homogénéisation et dilution des sécrétions ont été faites.

En premier temps, une dilution qui consiste à additionner 2300 μ l à 200 μ l des sécrétions donne un degré de dilution qui égale à 8% été effectuée.

Par la suite, une homogénéisation suivie d'une centrifugation 3000tr/5 min et finalement la récupération de surnageant dans des tubes secs en verre de 5cc à l'aide d'une pipette.

I.2.3.1. Dosage des électrolytes

Nous avons étudié le Na, le K, le Cl, le Ca, le Mg et le P du plasma et des sécrétions intra-utérines et intra-oviductaires chez 20 femelles bovines qui se reproduisent normalement.

Le dosage de ces éléments minéraux a été fait par un système clinique entièrement automatique METROLAB 2300 pour le Ca, un ionogramme EX-D JOKOH ELECTROLYTES ANALYSER pour Na ; K ; Cl, et un spectrophotomètre à absorption atomique BIOSYSTEME BTS-300 pour le Mg.

➤ **Calcium :**

Le calcium présent dans l'échantillon réagit avec le bleu de méthylthymol en milieu alcalin, pour donner un complexe coloré quantifiable. La présence d'hydroxyquinoléine dans le réactif évite l'interférence du magnésium.

➤ **Phosphore :**

Le phosphore inorganique présent dans les l'échantillon réagit avec le molybdate en milieu acide, pour donner un complexe quantifiable.

➤ **Magnésium**

Le magnésium présent dans l'échantillon réagit avec la calmagite en milieu alcalin, pour donner un complexe coloré quantifiable. La présence d'EGTA dans le réactif évite l'interférence du calcium ;

➤ **Sodium**

La méthode est basée sur des modifications dans lesquels le sodium est précipité comme sel triple, acétate d'uranyle de magnésium de sodium, avec de l'uranium excessif alors étant mis à réagir avec le ferrocyanure, produisant un chromophore dont l'absorbance varie inversement à la concentration de sodium dans le spécimen d'essai.

➤ **Potassium**

Le dosage du potassium a été fait, après une précipitation des protéines, en utilisant le tétraphénylboron dans un milieu alcalin qui produit une suspension colloïdale et dont la turbulente est proportionnelle à la concentration du potassium.

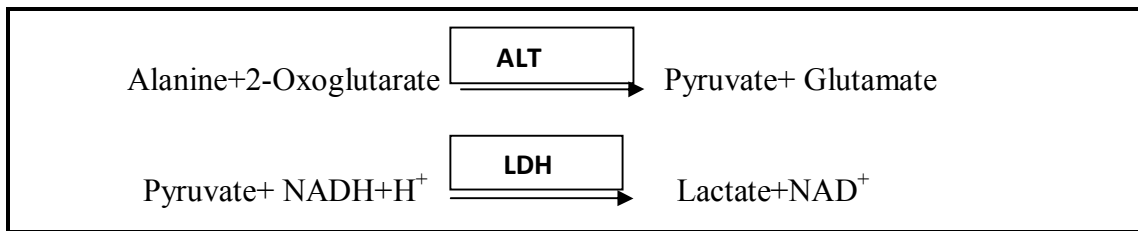
I.2.3.2. Dosage des enzymes

Pour la mesure de l'activité catalytique des enzymes : TGO, TGP, SDH, G-6-PDH et aldolase, nous avons utilisé comme appareil un analyseur automate METROLAB 2300. Cet automate possède 9 longueurs d'onde situées entre 340 et 750 nm.

➤ **Alanine aminotransférase : TGP**

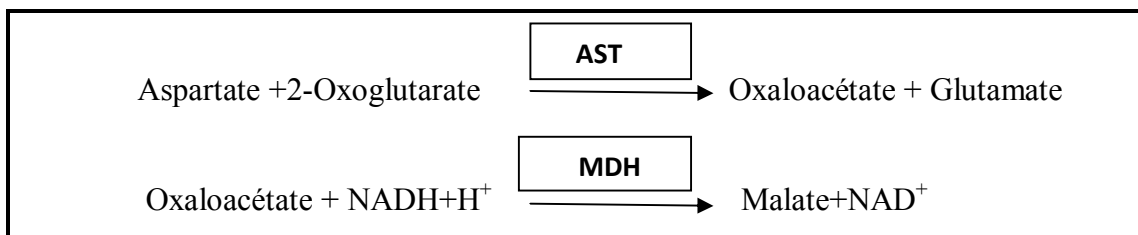
L'alanine aminotransférase catalyse le transfert du groupement amino de l'alanine au 2-oxoglutarate, en formant le pyruvate et le glutamate. La concentration catalytique est déterminée en utilisant la réaction couplée de la lactate-

déshydrogénase (LDH), à partir de la vitesse de disparition du NADH, mesuré à 340 nm.



➤ **Aspartate aminotransférase : TGO**

L'aspartate aminotransférase catalyse le transfert du groupement amino de l'aspartate au 2-oxoglutarate, en formant l'oxaloacétate et le glutamate. La concentration catalytique est déterminée en utilisant la réaction couplée de la malate-déshydrogénase (MDH), à partir de la vitesse de disparition du NADH, mesuré à 340 nm.



➤ **Aldolase**

Enzymes dont le centre actif est la lysine. Elles catalysent, dans la voie métabolique d' E. Meijerhof, la scission du Fructose-1,6-diPhosphate en deux trioses-Phosphate ou en du Fructose-1-Phosphate.

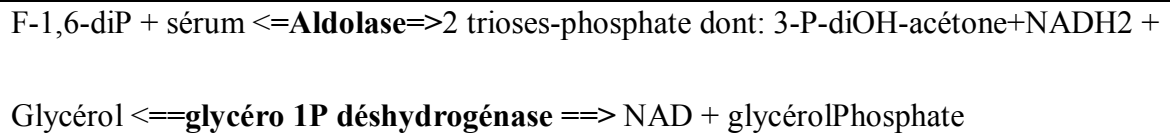
Exemple:

Substrat: Fructose-1,6-diPhosphate

F-1,6-diP \rightleftharpoons Aldolase \rightleftharpoons 3-phosphoGlycéraldéhyde + 3 phosphoDihydroxyAcétone

Enzyme essentiellement cytoplasmique. Existe dans tous les tissus à activité glycolytique ou glycogenolytique.

Substrat: F-1,6-diP + sérum du malade contenant l'aldolase



Lecture au spectroscope à 240 nm (détection du NAD).

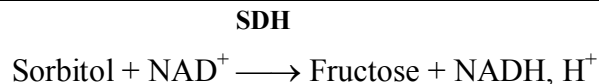
➤ **Glucose 6 phosphate déshydrogénase G-6-PDH**

La glucose-6-phosphate déshydrogénase est le premier enzyme spécifique de la voie des pentoses phosphate.



➤ **Sorbitol déshydrogénase SDH**

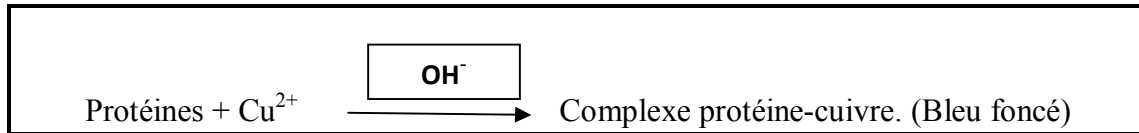
Dans la voie des polyols (encore appelée voie du sorbitol), le glucose est d'abord réduit en sorbitol par l'aldose réductase, le sorbitol étant ensuite oxydé par la sorbitol déshydrogénase en fructose, avec réduction parallèle du cofacteur NAD⁺ en NADH.



I.2.3.2. Dosage des protéines totales

Le dosage des protéines totales est réalisé par une méthode colorimétrique décrite par Gornall et all. Les liaisons péptidiques des protéines réagissent avec le Cu²⁺ en solution alcaline pour former un complexe coloré dont l'absorbance, proportionnelle à la concentration des protéines dans le spécimen, est mesurée à 550 nm.

Le réactif Biuret contient du sodium potassium tartrate qui complexe les ions cuivriques et maintient leur solubilité en solution alcaline.



I. 3. Analyses statistiques

L'analyse statistique a été réalisée à l'aide du logiciel Graphpad prism 5.

Le test T (Student) a été employé pour comparer les doses des différents paramètres au niveau des sécrétions étudiées au cours des deux phases du cycle œstral ; Les résultats sont exprimés en (moyenne \pm SEM).

La différence statistique a été considérée significative quand $P < 0,05$.

Chapitre II
Résultats et
discussion

Au cours de l'expérimentation, les résultats obtenus après dosage des électrolytes dans les sécrétions utérines et tubaires sont multipliés $\times 1/\text{coefficient de dilution (CD)}$.

Sachant que $CD=0.08$.

II.1. Electrolytes dans le sérum et les sécrétions génitales de la vache

Afin de mieux comprendre ce qui se passe au cours du cycle œstral, nous avons étudié les variations des éléments minéraux dans le sang et dans les sécrétions génitales.

De nombreux troubles de la reproduction demeurent sans explication chez nos femelles domestiques; dans bien des cas aucun agent infectieux n'est décèle et ces femelles ne peuvent se reproduire.

La composition chimique des sécrétions génitales joue certainement un rôle dans l'etiopathogénie de certains de ces troubles.

Il est plausible, comme le mentionne [62] que la composition chimique des sécrétions génitales soit néfaste pour le spermatozoïde et le zygote, et empêche même son implantation ou la croissance de l'embryon.

Plusieurs éléments s'intègrent au milieu utérin et leurs variations pourraient causer de l'infertilité chez la femelle bovine. Il serait plausible de relier certains de ces cas d'infertilité chez des sujets apparemment normaux à une incompatibilité entre la composition chimique des sécrétions génitales et le spermatozoïde ou le conceptus.

La détermination des variations cycliques normales ainsi que la corrélation des électrolytes sanguins et œstral est le premier pas à faire avant d'étudier les changements que cet élément pourrait subir soit dans le sang ou dans les sécrétions génitales lors de certains troubles de la reproduction.

Tableau 1. Dosage des électrolytes utérins, tubaires et sériques au cours des deux phases du cycle œstral.

	sérum		Sécrétions utérines		Sécrétions tubaires	
	Phase folliculaire n=10	Phase lutéale n=10	Phase folliculaire n=10	Phase lutéale n=10	Phase folliculaire n=10	Phase lutéale n=10
Ca(mg/l)	47.4±9.4	247.9±69.6 P=0.0021	144.3±42.3	41.3±11.7 P=0.143	119.3±2.8	457.2±325.7 P=0.0934
P(mg/l)	1183.0±111.9	1761.0±395.7 P=0.0820	1107,0±79.4	1980.0±758.0 P=0.1680	67.8±4.7	94.6±9.1 P=0.0199
Mg(mg/l)	14.8±5.7	0.4±0.9 P=0.0930	2.6±1.2	1.9±0.9 P=0.7224	0.027±0.001	0.033±0.003 P=0.0802
Na(mM/l)	197.0±4.9	172.0±18.6 P=0.1213	99.1±8.6	88.2±6.1 P=0.4016	134.8±0.7	131.7±3.5 P=0.2448
K(mM/l)	56.2±4.6	63.2±7.8 P=0.4262	46.1±4.2	47.4±8.8 P=0.8842	6.9±0.5	9.9±1.5 P=0.0439
Cl(mM/l)	198.4±6.3	189.3±15.1 P=0.5564	132.1±5.0	121.8±7.6 P=0.2623	105.0±0.9	105.1±0.6 P=0.9233

n : Nombre des échantillons utilisés.

P : Différence statistique entre colonne ($P < 0,05$).

Lors de la collecte des sécrétions génitales, nous avons noté que :

La production du liquide tubaire a été affectée par la phase du cycle œstral. Les valeurs étaient plus grandes pendant les phases folliculaires du cycle [63]. Cependant, le volume de fluide oviductaire collecté du buffle par [63], dans les deux phases folliculaires et lutéales du cycle, étaient inférieurs à celui rapporté par [64], [65] pour le bovin et par [66] pour le porc.

Une faible production du fluide tubaire est enregistrée dans l'ampoule. Cependant, on observe une augmentation progressive de volume de liquide tubaire jusqu'à l'ovulation.

Ces résultats sont en accord avec des rapports précédents dans les bétails [64], [66].

De même, les volumes des fluides utérins rassemblés au cours des différents stades du cycle œstral sont variables.

Ils ont arrivés à collecter un volume moyen global de 2 -9 ml de fluide utérin au 4^{ème} jour du cycle œstral. Alors que la période entre les jours 5 et 10 du cycle œstral était moins productive en termes de volumes rassemblés [67].

D'après nos observations, à n'importe phase du cycle, le volume des sécrétions s'accroît du corps utérin vers l'extrémité tubaire des cornes.

Les échantillons du liquide utérin prélevés étaient de même nature et il n'y avait apparemment aucune augmentation de viscosité au cours de n'importe quelle période particulière du cycle. Bien que quelques caillots de sang aient été présents dans le fluide rassemblé au cours de la phase lutéal du cycle

Comme prévu, les échantillons rassemblés pendant le metoestrus se sont uniformément avérés rouges et brunâtre-rouges en présence des éléments de sang. Autre qu'au cours de cette période, aucune couleur particulière des fluides n'a caractérisé n'importe quelle phase du cycle œstral. Selon ce que rapportent les auteurs sur la rate, la lapine, la truie et la brebis [78], [69], [70], [71], [72], nous présumons qu'il existait des variations cycliques éventuelles des minéraux dans les sécrétions endométriales, chez la femelle bovine.

➤ Calcium

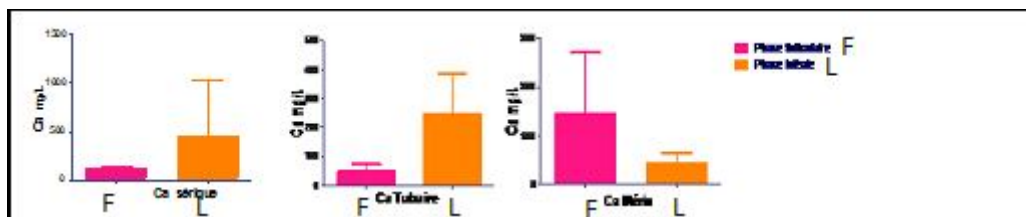


Figure 13. Taux de calcium dans le sang et les sécrétions génitales de la vache au cours du cycle œstral.

Le calcium est le constituant principale du squelette, des dents, il participe dans la coagulation du sang (par la transformation de la prothrombine en thrombine, agent de la coagulation du sang) ; et la contraction musculaire (diminution de l'excitabilité neuromusculaire)

Il intervient aussi dans la perméabilité des membranes cellulaires et il agit sur l'équilibre acido-basique du sang (électrolyte des liquides corporels et des sécrétions digestives) et il favorise le sommeil (et donc la récupération).

Lorsqu'il est question de contractions musculaires, et sachant que l'utérus est constitué d'une paroi de tissu musculaire lisse, on peut dès lors faire le lien: Vêlage difficile (contractions pas efficaces pour assurer l'expulsion du veau); Rétention placentaire (contractions pas efficaces pour assurer l'expulsion du placenta dans des délais raisonnables); Prolapsus utérin chez les multipares et retard de l'involution utérine.

D'après notre étude expérimentale, Les concentrations du calcium ne varient pas de la même façon dans les différentes structures du tractus génital de la vache au cours des deux phases du cycle dont leur augmentation non significative lors de la phase oestrogénique au niveau du liquide utérin accompagnée d'une diminution dans le liquide tubaire où ces concentrations n'étaient pas différentes significativement au cours des deux phases ($P > 0,05$). En outre, ces valeurs étaient semblables à ceux rapportées chez le bovin par [73], [63] mais inférieurs à celles enregistrées chez l'ovine [74].

Pour le sérum, les concentrations en calcium sont plus élevées au cours de la phase lutéale avec des valeurs supérieures à celles dans le fluide endométriale. Il semble donc logique de croire que le calcium récolté dans l'utérus est un transsudat.

Le calcium est l'élément clef de la fécondation ; c'est la raison pour laquelle il est présent dans l'endomètre à des concentrations très élevées.

Beaucoup d'études ont montré que le calcium joue un rôle principal dans la capacitation et dans la réaction acrosomique (RA) [83]. On lui a suggéré que la RA soit un formulaire spécial de fusion de membranes cellulaires calcium-dépendante, beaucoup d'exemples dont exister [76].

Un rapport antérieur a indiqué que les spermatozoïdes de cobaye pré-incubés dans le milieu déficit en Ca^{2+} peuvent exprimer une hyperactivation et une exocytose acrosomique dans les minutes de l'introduction du Ca^{2+} extracellulaire [75].

Cependant, d'autres études ont démontré ce traitement semblable de hamster [77], souris [78]; [79] et humain [80] ; [81], les spermatozoïdes n'ont pas déclenchés l'augmentation marquée de la perte d'acrosome.

En outre, de tels spermatozoïdes dans le milieu de Ca^{2+} libre sont moins fertiles que ceux incubés continuellement dans un milieu complété en calcium [77] ; [78].

Il est courant que l'intériorisation du calcium extracellulaire, causant une élévation dans la concentration intracellulaire en calcium, soit exigée pour la capacitation et l'exocytose acrosomique. Ceci suggère un mécanisme différent pour le règlement du calcium intracellulaire pendant l'acquisition de la capacité fonctionnelle.

Actuellement, trois systèmes possibles incluent : Ca^{2+} ATPase capable de pomper le Ca^{2+} hors des cellules ; un échange Ca^{2+}/Na^+ ; et des canaux de calcium permettant un afflux rapide de Ca^{2+} [82].

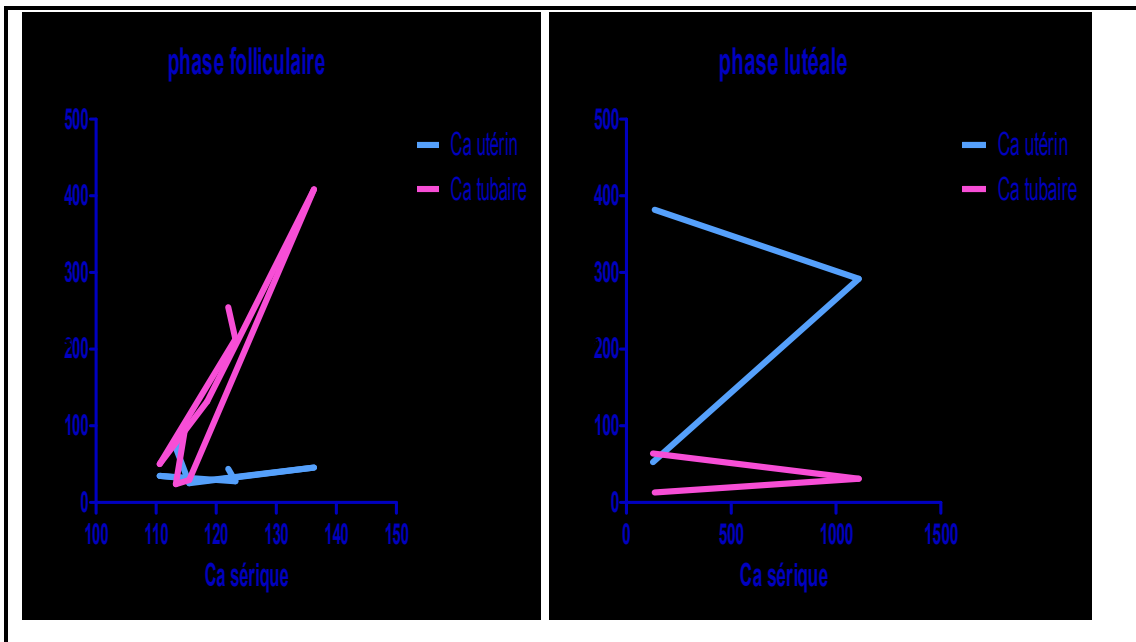


Figure 14. Variations cycliques du taux de calcium utérin et tubaire en fonction du taux du calcium sérique.

Au cours de la phase folliculaire du cycle, on assiste à une corrélation hautement spécifique entre le taux du calcium sérique et oviductaire dont un $r=0,9567$ ($P=0,0002$). Par ailleurs il n'existe aucune corrélation significative.

➤ Phosphore

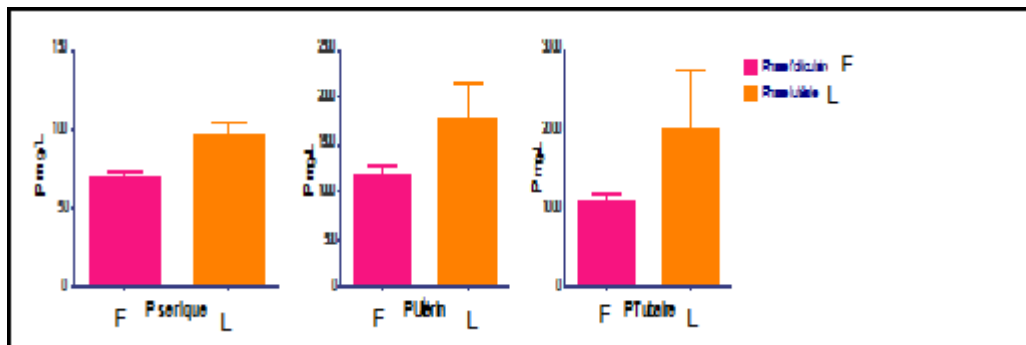


Figure 15. Taux de phosphore dans le sang et les sécrétions génitales de la vache au cours du cycle œstral.

Le phosphore est un constituant des os et des dents sous forme de phosphate (hydroxyapatite), a un rôle aussi dans le métabolisme (phosphorylation, équilibre acido-basique) ; il se combine, sous forme de phosphate, avec le calcium pour la formation et le durcissement des tissus osseux et dentaires [82].

Il intervient dans le transfert d'énergie, donc dans l'utilisation des glucides et des lipides; et dans le maintien de l'équilibre acido-basique et dans le pouvoir tampon du rumen.

Une déficience du phosphore influence la reproduction dont on observe [4]: un taux de conception réduit ; des chaleurs irrégulières ou absence de chaleurs ; une diminution de l'activité ovarienne et une augmentation de l'incidence des kystes folliculaires.

Il ressort de nos résultats que la concentration du phosphore dans les sécrétions endométriales est plus importante que celle du sérum, donc il s'agit d'une libération par les cellules épithéliales et non pas d'un simple passage du phosphore sérique vers les voies génitales.

Au cours des deux phases du cycle, nous avons constaté que la concentration de cet élément est plus élevée durant la phase lutéale dont une augmentation significative au niveau des sécrétions tubaires ($P < 0,05$).

Il est admis que le phosphore contenu dans les sécrétions utérines joue un rôle dans le métabolisme du spermatozoïde; en effet ce dernier épuise son énergie dans le milieu utérin même afin d'atteindre l'oviducte [62].

Le phosphore semble l'élément vital du gamète male, et c'est certainement la raison pour laquelle les sécrétions utérines présentent des taux très élevés de cet élément à la phase lutéale. Ces variations cycliques seraient alors nécessaires à la "capacitation" du spermatozoïde.

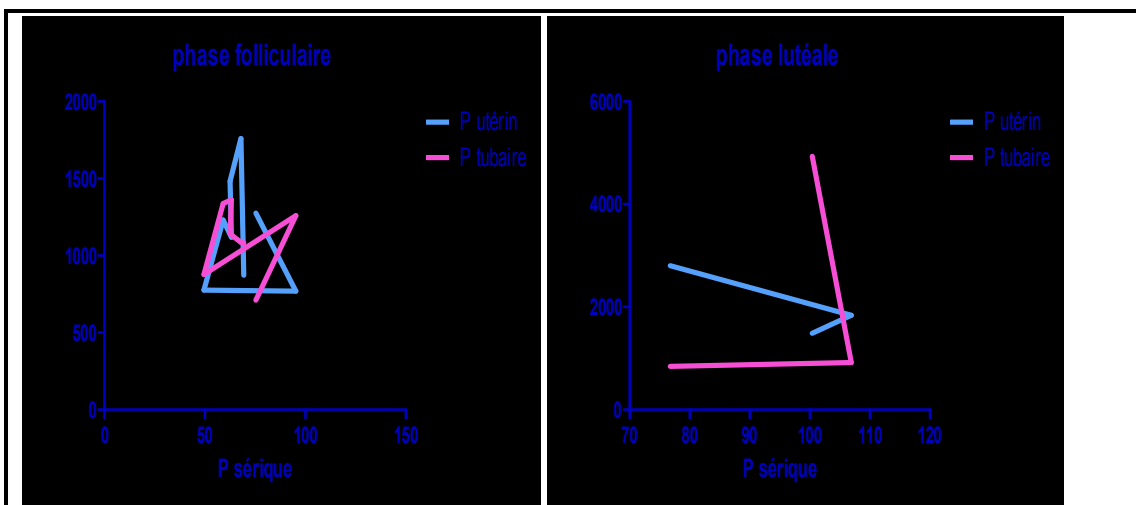


Figure 16. Variations cycliques du taux de phosphore utérin et tubaire en fonction du phosphore sérique.

➤ Magnésium

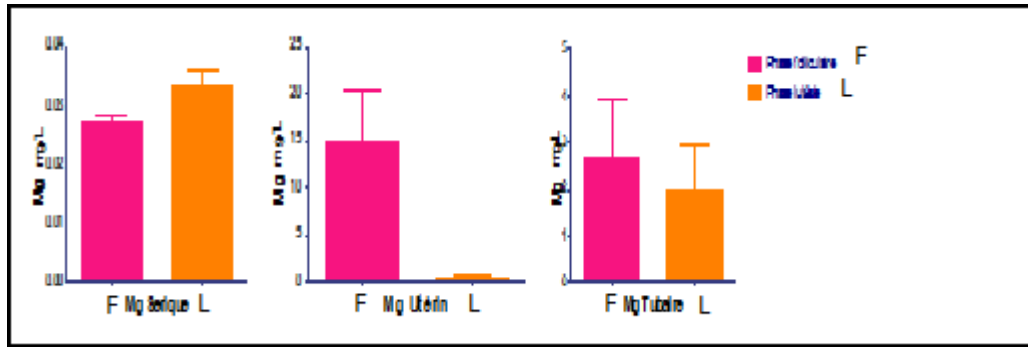
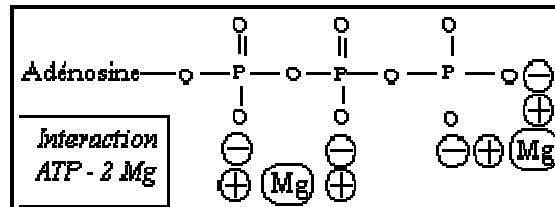


Figure 17. Taux de magnésium dans le sang et les sécrétions génitales de la vache au cours du cycle œstral.

Etant donné que le magnésium est un électrolyte des liquides corporels et des sécrétions digestives reconnu comme constituant et activateur de nombreux enzymes (cofacteur), comme il est le composant central de la chlorophylle présente dans les végétaux, il est nécessaire, comme le calcium à l'ossification [63].

Il intervient dans de multiples réactions cellulaires dont il forme des complexes avec l'ATP, l'ADP, l'orthophosphate, le GTP... Il s'intercale, par des liaisons électrostatiques, entre deux atomes d'oxygène portant chacun une charge négative du fait de leur ionisation [62].



Le magnésium active les enzymes impliquées dans le transfert d'un groupe phosphate : glucokinase, phosphofruktokinase, phosphoglycérate-kinase, pyruvate-kinase, DNA-polymérase, ribonucléases, adénylcyclase, phosphodiéstérase, guanylate-cyclase, ainsi que GTPases et ATPases dont la Na^+/K^+ -ATPase [62].

C'est le magnésium qui fixe le calcium et intervient, dans le métabolisme calcique sur les glandes parathyroïdes. Au niveau cellulaire, il contrôle et régule l'entrée du calcium dans la cellule et les liquides intra cellulaires [63] ; Comme il augmente la solubilité du calcium, principalement dans les urines, le magnésium a un effet préventif sur les calculs rénaux.

Le magnésium inhibe la transmission neuromusculaire par diminution de la libération d'acétylcholine et par diminution des effets de cette dernière ; de ce fait il renforce l'effet des médicaments curarisants [81].

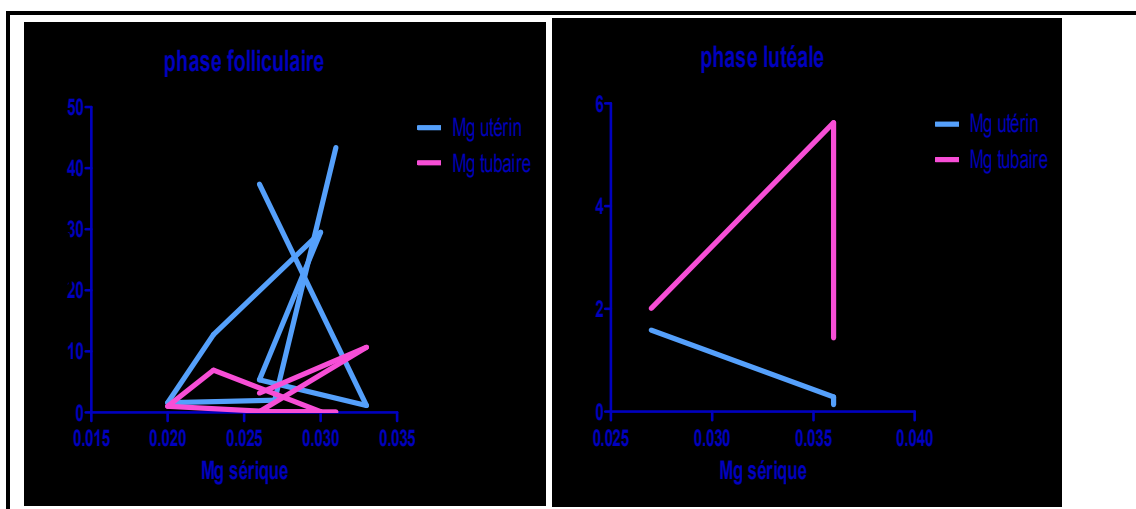
Il protège les mitochondries contre les surcharges en calcium et il stimule la phagocytose c'est à dire l'action de « digestion » et d'élimination des agents indésirables [81].

En ce qui concerne son influence sur la reproduction, certains cas de paralysie au vêlage s'expliquent par une déficience en magnésium. La vache qui paralyse risque: d'avoir un vêlage difficile, de ne pas délivrer et de faire une infection utérine et par conséquent d'avoir des problèmes de reproduction [80].

Nos résultats révèlent que, comme le phosphore, le magnésium des sécrétions génitales est le produit d'une libération locale par les cellules épithéliales, mais avec des concentrations plus élevées durant la phase folliculaire du cycle.

Il est en effet logique de rencontrer du Mg dans ces sécrétions. Nous connaissons le rôle de coenzyme que joue le Mg dans le métabolisme des hydrates de carbone. Nous savons, d'autre part, que le spermatozoïde doit se nourrir au cours de sa capacitation et de son transport pour conserver sa vitalité dans le tractus génital; le magnésium pourrait être un des facteurs nécessaires à ces processus [84].

Cette augmentation au cours de la phase folliculaire nous suggère fortement d'établir un lien entre ce coenzyme et l'utilisation des hydrates de carbone par les spermatozoïdes lorsqu'ils sont déposés dans le milieu utérin [85], [86].



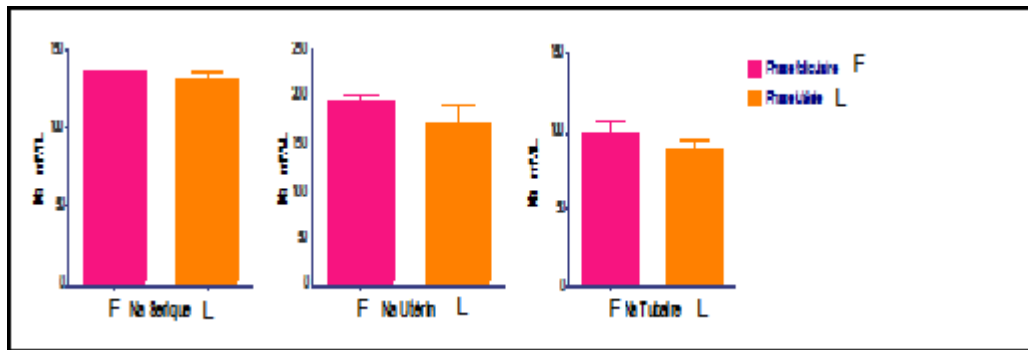
➤ **Sodium**

Figure 19. Taux de sodium dans le sang et les sécrétions génitales de la vache au cours du cycle œstral.

Nous connaissons tous le rôle vital du sodium qui est principalement de situation extracellulaire dont le maintien de la pression osmotique (équilibre hydrique) et régulation de l'équilibre acido-basique, activation d'enzyme comme l'amylase [62];

Saler les aliments est plus une affaire de goût qu'une exigence physiologique, car la plupart des aliments contiennent suffisamment de sodium pour couvrir les besoins ; comme il joue un rôle important dans l'absorption intestinale [63].

Un excès régulier de sodium peut aboutir au développement de l'hypertension ;

Chez les humains, le sodium sanguin atteint son taux maximum au moment de l'ovulation [87]. Cependant, il s'en trouve aussi qui ne reconnaissent qu'une corrélation minime entre les hormones ovariennes et la concentration du sodium contenu dans le sérum sanguin [88], [89].

En 1964, les travaux de deux chercheurs prouvent que les œstrogènes ne modifient pas le taux de la filtration glomérulaire ou la concentration électrolytique du sérum [90], [99].

Des recherches ont été effectuées depuis longtemps sur les changements qui se produisent chez la femelle, au cours du cycle œstral [91], [92], [93].

Chez la vache, d'autres chercheurs estiment que 80% de la pression osmotique des sécrétions génitales est due au sodium et au potassium [94].

D'après notre expérimentation, le taux de sodium sérique et des sécrétions génitales n'est pas affecté par la phase du cycle, ces concentrations sont presque constantes.

Il semble que le sodium utérin vient des cellules épithéliales, alors que celui de l'oviducte est le résultat de diffusion de sodium sérique vers la lumière tubaire.

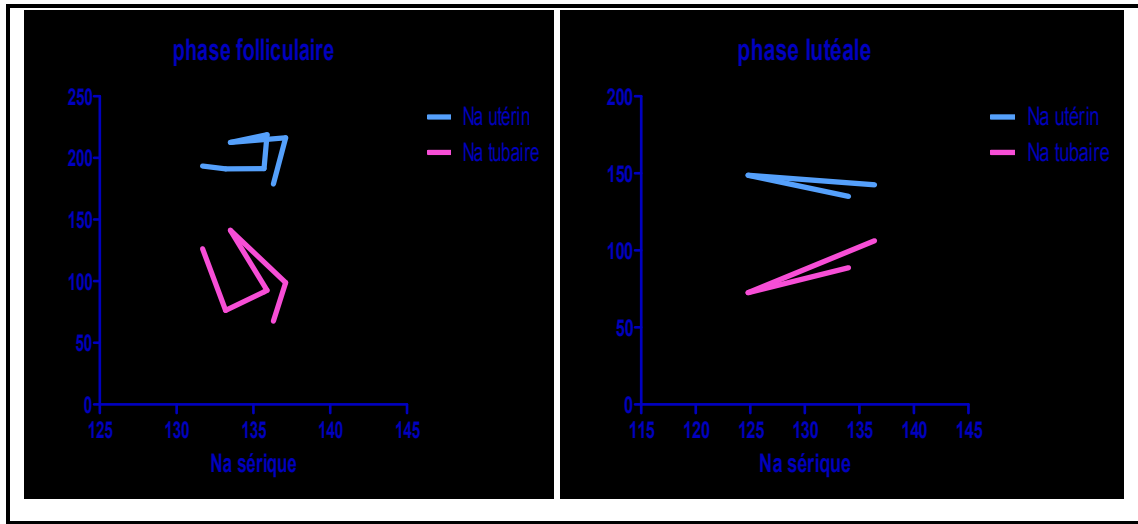


Figure 20. Variations cycliques du taux de sodium utérin et tubaire en fonction du taux du sodium sérique.

➤ Potassium

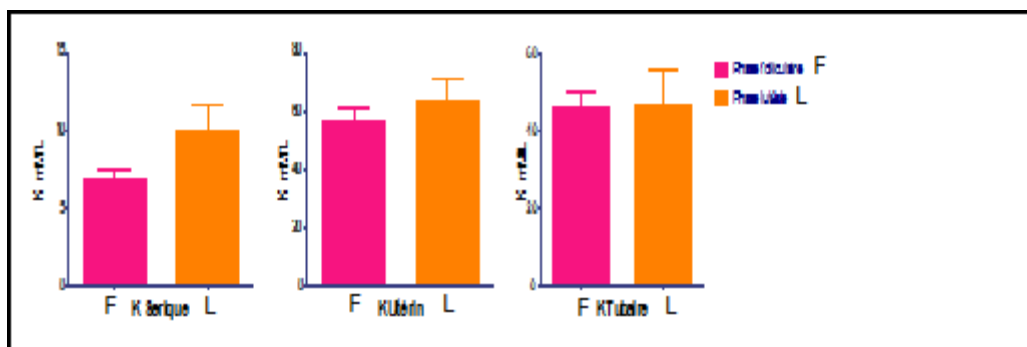


Figure 21. Taux de potassium dans le sang et les sécrétions génitales de la vache au cours du cycle œstral.

Le potassium est le cation qui existe en plus grande concentration dans la cellule au sein de laquelle il joue un rôle vital. Cet électrolyte participe activement à l'utilisation de l'oxygène et du glucose par la cellule [62].

Si le métabolisme est excessif il y aura passage du potassium dans le liquide extracellulaire et son taux pourra alors devenir élevé dans le sérum. Normalement, le potassium s'éliminera dans l'urine mais si l'organisme souffre de déshydratation il pourra être retenu dans le sérum, même si une déficience se produit dans la cellule [62].

Ainsi l'hyperkaliémie ne reflète pas nécessairement une concentration cellulaire élevée de cet élément.

Chez les humains, certains chercheurs sont d'avis que le potassium sanguin atteint son taux maximum au moment de l'ovulation [95]. Cependant, il s'en trouve aussi qui ne reconnaissent qu'une corrélation minime entre les hormones ovariennes et la concentration de cet élément dans le sérum sanguin [96], [97], [98].

Chez la vache, 80% de la pression osmotique des sécrétions génitales est due au sodium et au potassium [100]. Le potassium sanguin ne subit pas de variations constantes au cours du cycle oestrien et il semble que, dans les limites observées, le potassium sanguin n'est pas un élément déterminant pour l'apparition de l'œstrus ou de l'ovulation.

Les dosages que nous avons réalisé montrent que l'épithélium des voies génitales libère du potassium au cours des deux phases du cycle d'une façon régulière et continue au niveau de l'utérus et croissante significativement au niveau de l'oviducte pour la phase lutéale ($P < 0,05$).

L'explication la plus plausible des augmentations lutéales du potassium serait la présence en grand nombre de cellules et de débris cellulaires qui concourent formées le milieu utérin et tubaire.

Connaissant la haute teneur intracellulaire en potassium, il est logique de penser que ces cellules jouent un rôle important dans l'augmentation du potassium, il est possible que les échanges régis par la loi de la pression osmotique s'avèrent fatales aux spermatozoïdes à la suite du débalancement électrolytique consécutif [101].

On peut même se demander si ces concentrations élevées du potassium ne peuvent pas être fatales au zygote, sachant que le spermatozoïde peut transporter le

potassium contre le gradient de concentration du milieu qu'il habite, la fertilisation pourrait alors être compromise [102].

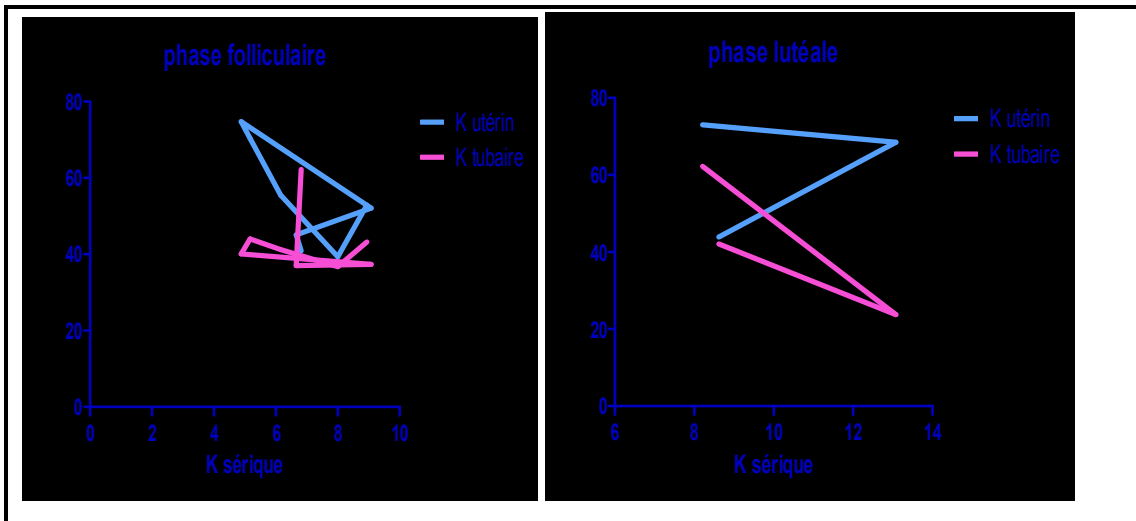


Figure 22. Variations cycliques du taux de potassium utérin et tubaire en fonction du taux du potassium sérique.

➤ Chlore

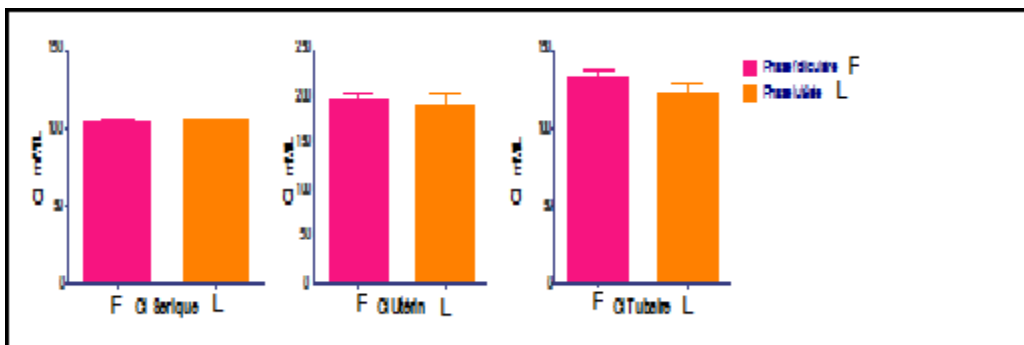


Figure 23. Taux de chlore dans le sang et les sécrétions génitales de la vache au cours du cycle œstral.

Le chlore est un élément de localisation essentiellement extracellulaire, c'est un contre ion pour le sodium dans le liquide extracellulaire et pour le proton dans le suc gastrique, il est absorbé sous forme NaCl, et il est indispensable à la synthèse de l'acide chlorhydrique du suc gastrique [103].

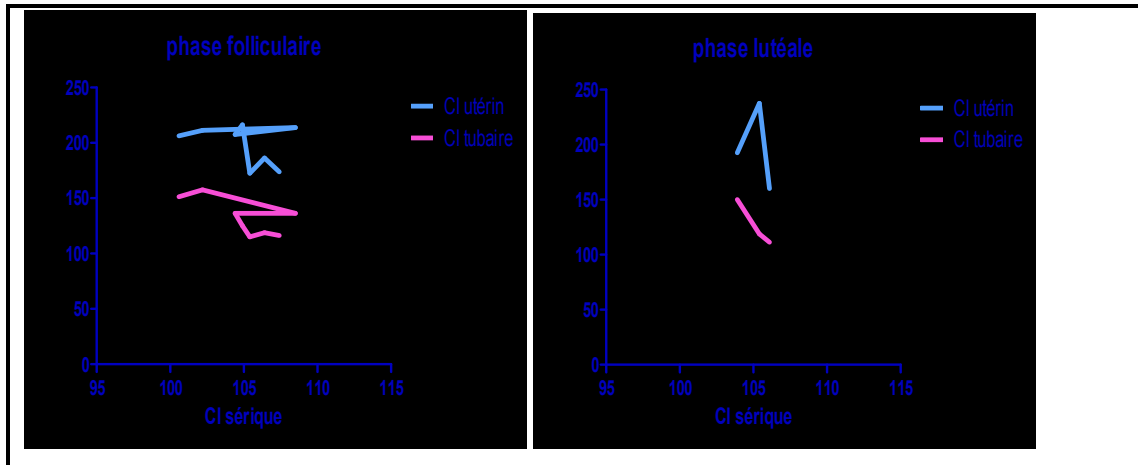


Figure 24. Variations cycliques du taux de chlore utérin et tubaire en fonction du taux du chlore sérique.

En ce qui concerne sa présence dans le tractus génitale femelle bovin, nos résultats démontrent qu'il existe à des doses importantes surtout au niveau utérin avec une distribution un peu inégale au cours des deux phases du cycle, dont la phase folliculaire présente plus de chlore.

De plus, il n'existe pas de corrélations significatives entre sa présence dans le sang et dans les sécrétions endométriales (phase folliculaire : $r = -0,3346$; $p = 0,4179$ / phase lutéale : $r = -0,2219$; $p = 0,8575$) et tubaires (phase folliculaire : $r = -0,7002$; $p = 0,0531$ / phase lutéale : $r = -0,9911$; $p = 0,0848$).

Enfin, à tout moment du cycle, Le sang contribuerait activement à former le milieu utérin et le préparer pour des moments bien précis.

II.2 Propriétés enzymatiques des sécrétions endométriales

Tableau 2. Dosage des enzymes des sécrétions utérines au cours des deux phases du cycle œstral.

Paramètres biochimiques	Phase folliculaire	Phase lutéale	P
	N=10	N=10	
Aldolase(UI/l)	8.618 ± 1.539	6.253 ± 1.138	0.2448
TGO(UI/l)	8.750 ± 1.836	8.040 ± 1.105	0.7472
TGP(UI/l)	1.640 ± 0.3211	1.515 ± 0.5777	0.8538
G-6-PDH(UI/l)	2.295 ± 0.8093	4.938 ± 1.761	0.3223
SDH(UI/l)	0.2990 ± 0.0647	0.220 ± 0.033	0.3604

N : Nombre de matrice utilisé.

P : Différence statistique entre colonne (P<0,05).

➤ Aldolase, G-6-PDH, SDH

Nous savons que les sécrétions utérines se composent d'une quantité relativement importante de glucose qui va être utilisé comme source d'énergie pour la morula avant son implantation et le spermatozoïde lors de sa remonté [103]. Le catabolisme du glucose à ce niveau se fait soit directe par la glycolyse révélée par l'activité de l'aldolase ou, en plus, par la voie des pentoses indiquée par l'activité de la G-6 PDH en participant ainsi à la synthèse des acides gras et des nucléotides [104], [107].

Soit indirecte, après transformation du glucose en fructose, par l'action de la SDH sur le sorbitol [106], [108]. Cette activité fournirait le fructose nécessaire non seulement au métabolisme des spermatozoïdes du taureau, mais également à leur capacitation et à leur cheminement jusqu'a l'ovule.

Le fait d'avoir décelé une activité des enzymes étudiés suggère que le métabolisme intra-utérin du glucose est actif. D'après [109], l'évaluation de cette activité enzymatique à différentes phases du cycle nous aide à estimer la capacité d'une étape particulière du catabolisme glucidique au cours de telle ou telle phase.

De plus [106], apporte que chez les vaches qui se reproduisent normalement, le milieu utérin possède tout le matériel nécessaire à l'utilisation de ces substrats.

Nos analyses statistiques ont démontré des variations cycliques non significatives de l'activité de ces enzymes dans les sécrétions utérines; mais elles ont quand même une tendance à être différent entre les deux phases dont :

- l'activité de l'aldolase est légèrement élevée durant la phase oestrogénique que dans la phase progestéronique ce qui infirme les résultats obtenus par [110]

- la G-6-PDH présente une activité plus grande à la phase progestéronique, ce qui concorde avec les travaux faits chez la lapine par [111] et chez la vache par [110]. La période dioestrals du cycle correspond à celle où le blastocyste est descendu dans l'utérus, alors que les glandes secrètent très activement ;

- La SDH est plus élevée durant la phase oestrogénique; c'est à ce moment que le spermatozoïde du taureau pourrait utiliser la SDH des sécrétions utérines pour la transformation du glucose en fructose et son oxydation en acide lactique; de là, une source possible d'énergie pour les cellules [112].

Les variations observées peuvent être le résultat d'une régulation du métabolisme cellulaire au niveau de l'utérus par les hormones ovariennes.

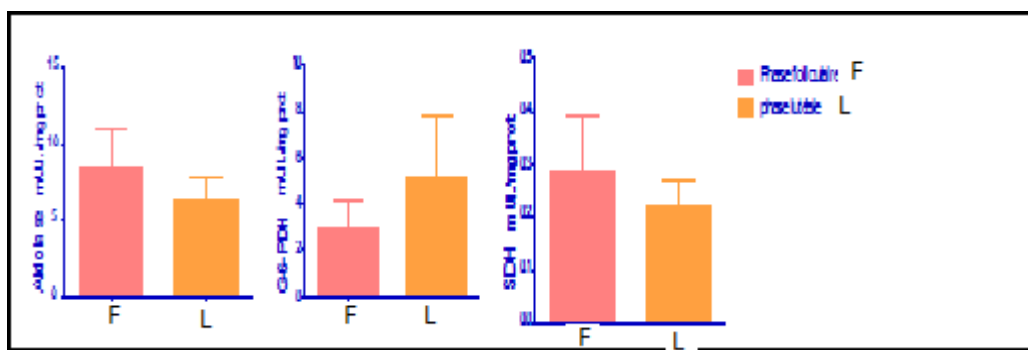


Figure 25. Taux de l'aldolase, G-6-PDH, SDH dans les sécrétions endométriales de la vache au cours du cycle œstral.

➤ TGO, TGP

Comme le glucose, [113] ont trouvé que les sécrétions utérines se composent d'une quantité importante d'acides aminés.

la TGO et de la TGP agissent, en plus, comme intermédiaires dans les réactions de transamination, afin de fournir à l'utérus les principes nécessaires à son activité physiologique [106].

Les résultats révèlent la présence de ces enzymes, sans toutefois présenter de variations significatives. Mais leur présence dans les sécrétions utérines pourrait favoriser la capacitation du spermatozoïde du taureau qui utilise les acides aminés à cette fin [113].

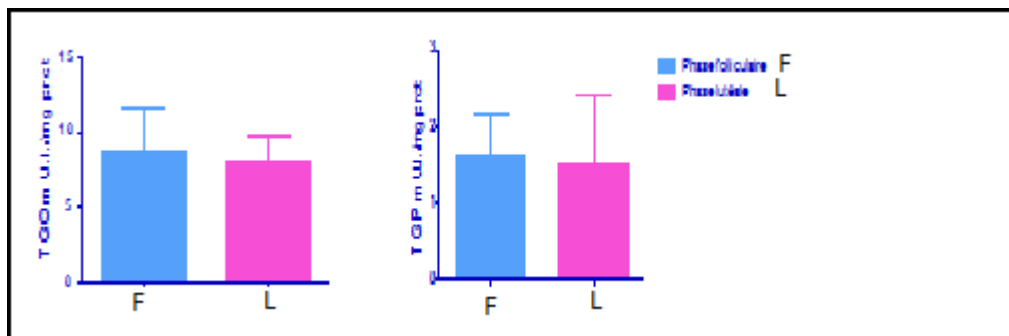


Figure 26. Taux TGO et TGP dans les sécrétions endométriales de la vache au cours du cycle œstral.

En ce qui concerne l'oviducte, de l'attachement spermatozoïdes-épithélium tubaire à la liaison spermatozoïde-zone pellucide et la pénétration de l'ovocyte, le processus complet de la fertilisation mammifère est un événement hydrate de carbohydrate-dépendant [114].

Tous ces processus sont modulés dans l'oviducte et le fait qu'il existe des enzymes actives peuvent modifier la structure des oligosaccharides impliqués (c.-à-d. composition, ordre, enchainement, etc.) est important.

Les résultats obtenus par [115], ont démontré l'activité de : α -l-fucosidase, β -N-acetyl-glucosaminidase, β -d-galactosidase, α -d-mannosidase et β -N-acetyl-galactosaminidase dans le liquide tubaire des génisses pendant les phases luteal et folliculaires du cycle œstral au pH neutre.

Les spermatozoïdes de Taureau se lient à un ligand d'oligosaccharide sur l'épithélium tubaire qui ressemble à l'oligosaccharide de Lewis-a (α -l-Fuc [1-4] - [β -d-Gal- (1-3) - d-GlcNAc] [116], et on a proposé le α -l-fucose actuel dans les annexins

pour être l'hydrate de carbone responsable de la liaison spermatozoïdes-épithélium tubaire [117] ; [118]; [116].

Le L-fucose, pendant la fertilisation bovine *in vitro* a produit une réduction de 50% de la pénétration des spermatozoïdes [119]. Selon [120], [121]; [122], la β -N-acetyl-glucosaminidase dans des spermatozoïdes de porc a l'activité de dispersion de cumulus à un pH physiologique, suggérant qu'il joue un rôle dans le passage des spermatozoïdes par des cellules de cumulus avant de se lier à la zone pellucide. [120] attribut ce rôle à l'enzyme acrosomique.

D'après[115], il est possible que β -D-galactosidase oviductaire participe au dégagement des spermatozoïdes de taureau du réservoir d'isthme, comme proposé pour le α -L- fucosidase, la β -D-galactosidase pourrait également enlever des résidus de β -D-galactose de l'épithélium oviductaire, déchargeant cet hydrate de carbone dans le fluide et le rendant disponible pour le métabolisme par les spermatozoïdes [123].

Il a été suggéré que des résidus de mannose contenus dans les glycoprotéines bovines de la zone pellucide soient impliqués dans la fertilisation [124], et le α -D-mannose affecte la fusion *in vitro* entre les gamètes bovines, l'opinion courante est qu'il y a des ligands multiples impliqués dans l'interaction spermatozoïdes-zone pellucide [125], et que l'acide sialique peut avoir un rôle plus essentiel que le α -D-mannose dans des interactions spermatozoïde-ovocyte [126].

Concernant un rôle possible de α -D-mannose oviductaire dans la capacitation, l'incubation des spermatozoïdes de taureau en fluide oviductaire non-lutéal a produit un déclin de 76% pour l'affinité de lectine de la concanavaline A [127]. Nous proposons que cette diminution puisse être provoquée par α -D-mannosidase oviductaire.

Ainsi le mannosidase oviductaire peut transformer les composants de sucre, de ce fait affectant des interactions avec des spermatozoïdes. Ensemble, ces observations suggèrent un rôle possible pour cette enzyme dans la capacitation des spermatozoïdes à l'intérieur de l'oviducte, bien que le mécanisme demeure inconnu.

Dans une étude récente, on a proposé que la N-acétyl-neuraminidase soit présente dans les granules corticaux des ovocytes bovins [126]. À la fertilisation, et

après la réaction corticale, la neuraminidase fendrait l'acide sialique terminal de la zone pellucide, qui servirait autrement de substrat de liaison des spermatozoïdes [128]; [126].

Cette hypothèse est compatible à la réduction de la liaison spermatozoïdes-zone pellucide et à la diminution des taux de fertilisation observés par [126] quand des ovocytes ou la zone pellucide isolée ont été incubés avec de la neuraminidase.

II.3 Protéines totales dans le sérum et dans les sécrétions génitales

Tableau 3. Dosage des protéines totales (mg/l) dans le sérum et les sécrétions utérines et tubaires.

sérum		Sécrétions utérines		Sécrétions tubaires	
Phase folliculaire n=10	Phase lutéale n=10	Phase folliculaire n=10	Phase lutéale n=10	Phase folliculaire n=10	Phase lutéale n=10
74.17 ± 11.30 [mg/l]	70.34 ± 2.532 [mg/l]	49.21 ± 29.59 [mg/l]	28.22 ± 12.86 [mg/l]	49.56 ± 7.063 [mg/l]	33.68 ± 12.24 [mg/l]
P= 0,7577		P= 0,5025		P= 0,4474	

n : nombre d'échantillons utilisés.

P : variation significative entre colonnes (P<0,05).

Le fluide utérin est nécessaire pour la capacitation des spermatozoïdes et le développement embryonnaire précoce, particulièrement chez les ruminants, chez lesquels les blastocystes passent une période prolongée dans l'utérus avant leur attachement, et augmente remarquablement après la hachure de la zone pellucide. La plupart des protéines utérines sont d'origine sérique. Mais il existe des protéines synthétisées localement contribuent à la formation du fluide utérin pendant la grossesse précoce [129].

Le besoin de synchroniser des animaux récepteurs avec les donneurs dans des expériences de transfert d'embryon a prouvé que l'environnement utérin est soumis à un changement rapide, et les changements qui se produisent dans l'utérus pendant le cycle œstral mènent à la préparation d'un milieu fortement spécifique pour la fertilisation des ovules. [130] et [131] étaient les premiers pour isoler les protéines utérines en rinçant l'utérus de la vache

Dans des circonstances normales, l'utérus est protégé par les mécanismes de défense locaux et systémiques ; tous les deux sont influencés par les hormones stéroïdes, l'œstrogène et la progestérone reproducteurs. Généralement on le considère

que la région génitale est plus résistante à l'infection quand elle est sous la dominance d'œstrogène tandis que sous la dominance de progestérone elle est plus susceptible [132].

Il n'est pas étonnant qu'au coït ou à l'insémination, quand des entraves physiques de la région sont surmontées, la région génitale soit dans son état plus résistant, puisqu'elle est sous la dominance des œstrogènes, et la concentration en progestérone est basse.

Les concentrations élevées en œstrogène qui se produisent aux cours de l'œstrus causent des changements du nombre et de la proportion de globules sanguins blancs circulatoires, avec une relative neutrophilie et entrée de jeunes globules sanguins blancs dans la circulation (soi-disant « décalage vers la gauche »).

D'ailleurs, à l'œstrus, la fourniture de sang à l'utérus est augmentée sous l'influence des œstrogènes, et ceci, ajoutés à la migration des cellules blanches de la circulation au lumen utérin, permet une phagocytose vigoureuse et active des bactéries [132].

En plus des composants cellulaires, le système immunitaire inné de l'utérus inclut également des protéines telles que les compléments, qui favorisent la phagocytose et la lyse des microbes, et la lactoferrine, qui peut empêcher la croissance bactérienne [133].

Une recherche sur la teneur en protéines du lumen utérin pendant les différentes étapes du cycle œstral aide à comprendre les mécanismes responsables de contrôler la production et la sécrétion de protéine utérines, les groupes de protéines d'importance majeure pour une fonction utérine normale dans chaque phase du cycle, et quels facteurs peuvent affecter leur activité. Ceci aurait comme conséquence des mesures entreprenantes d'optimiser l'efficacité de fertilité pour le bovin.

La détermination du poids moléculaire a pu être la première étape dans l'identification d'une protéine, et aide dans la prévision de ses autres propriétés et fonctions.

Des cultures d'explants endométriales, préparées par [134], de vaches tuées les jours 0, 2, 5 ou 8 du cycle œstral n'ont présenté aucun changement des types importants de polypeptides sécrétés au-dessus des jours 0-8 du cycle, néanmoins, elles ont observé que la sécrétion endométriale globale des protéines était plus grande au jour 0 et diminué ensuite. Ils ont proposé que la sécrétion endométriale de protéine

change quantitativement pendant le début du cycle oestral et il y a une influence locale de l'ovaire soutenant le corps jaune sur la fonction endométriale.

Les mêmes auteurs, cependant, constatés que parmi les quatre bandes principales des protéines observées dans les sécrétions de l'oviducte bovin lors d'une culture de cellules (97, 85-97, 55 et 30 kDa), les protéines de 97 kDa étaient les produits principaux à l'oestrus [135].

17 bandes de protéine ont été identifiées par [138], dans les milieux de culture des cellules endométriales bovines obtenues aux jours de l'oestrus (0) et 9, 14 et 18 du cycle par des procédures de SDS-PAGE. Des bandes spécifiques de 21.400, de 55.000, de 74.600 et de 88.100 Da ont été distribuées à la proximité de l'emplacement de l'ovulation, et aux bandes de 12.700, de 19.100, de 21.400, de 32.000 et de 66.500Da étaient affecté par des jours de cycle œstral ou par la concentration de progestérone dans les milieux. .

Dans l'identification des mécanismes moléculaires responsables des changements intra-caronculaires de l'endomètre bovin dans deux étapes du cycle oestral [oestrus en retard (basse progestérone) et de diestrus (haute progestérone)], ils ont trouvé une expression élevée des gènes liés à l'adhérence de cellules et à la motilité dans l'oestrus, et une expression plus élevée du codage d'ADN messenger pour une série d'enzymes et de protéines de transport, en particulier les canaux d'ion, dans le diestrus. Ils ont proposé que des processus physiologiques et des cascades de signalisation, par exemple : le facteur de croissance de transformation- β (TGF- β) et les voies de signalisation de l'acide rétinoïque, sont potentiellement impliquées dans les changements de l'endomètre (et de ses sécrétions) pendant le cycle œstral. Ceux-ci peuvent être les mécanismes par lesquels la synthèse de protéine dans l'utérus bovin change pendant les différentes phases du cycle oestral et peut être la manière par laquelle la progestérone exerce son action [137].

L'oviducte fournit l'environnement correct pour le transport d'ovule, la fertilisation et le développement précoce. Les tentatives de reproduire quelconque d'entre ces événements en dehors de son lumen ont invariablement rencontré une diminution sensible dans l'efficacité et/ou la viabilité.

En dépit du manque d'évidence indisputable, elle est néanmoins a largement pensé que l'environnement d'oviducte exerce un rôle fonctionnel actif dans certains des événements tôt du développement embryonnaire [138].

En particulier, la fraction de protéine semble jouer un rôle actif d'autant plus qu'elle lie à la zone pellucide. C'est particulièrement évident chez le lapin où des couches épaisses de 60mm sont déposées à moins de 48 h après ovulation [139], mais on lui a montré également dans la souris [140], le porc [141], et le hamster [142], [143]. Chez la souris, une protéine est également trouvée dans l'espace perivitelline fournissant de ce fait un micro-environnement spécialisé pendant la fertilisation et l'embryogenèse précoce [144].

Les protéines oviductaires dérivent de deux sources principales : le sérum et les cellules sécrétrices rayant le lumen. La première source explique la majeure partie de la teneur en protéines du fluide oviductaire et consiste principalement en albumine et immunoglobulines [145].

Le passage des protéines du sérum dans le lumen de l'oviducte, bien que non compris en détail, est vraisemblablement un cas de transsudation sélectif avec la capacité de la protéine d'atteindre le lumen avec une vitesse inversement proportionnel à sa taille moléculaire [146]. On lui suggère en outre que l'endocytose joue un rôle important dans ce processus sélectif de transsudation [147]. Les sécrétions directs des cellules épithéliales de l'oviducte fournissent la deuxième source des protéines intra-luminales dans une large variété d'espèces (moutons : [148]; souris : [140]; babouin : [149]; humain : [150]).

Dans des expériences précédentes, ils ont démontré que l'effet positif exercé par l'oviducte sur le développement embryonnaire est imité in vitro par co-culture avec les cellules épithéliales oviductaires mais pas avec d'autres types de cellules [151]. Ceci a fortement suggéré que des facteurs embryotrophiques chez les moutons soient produits sélectivement par l'épithélium lui-même sans condition pour des composants de sérum.

Des milieux de culture d'Explant des oviductes des babouins recyclés ont été obtenus après 24 h de culture en présence de la leucine marquée [149], de la méthionine ou de la glucosamine [150], et analysés par l'électrophorèse dodécylque réduite de gel de sulfate-polyacrylamide de sodium unidimensionnel (SDS-PAGE), suivie de fluorography. Trois produits importants, avec une masse moléculaire approximative de 160 000, 110 000-130 000 et 90 000 Da, ont été synthétisés et déchargés dans le milieu de culture. La bande du 160 kDa était présente pendant toutes les étapes du cycle menstruel, mais semble diminuer dans l'intensité pendant l'étape lutéale tardive. La bande du 110-130 kDa était la plus intense pendant l'étape

folliculaire tardive, et a formé une bande diffuse intense autour de la période de l'ovulation. La bande du kDa 90 était la plus intense pendant l'étape mi-lutéale et était seulement légèrement discernable à l'étape lutéale tardive.

Des oviductes ont été également obtenus à partir des babouins ovariectomisés et de ceux plus tard traités avec des stéroïdes ovariens et cultivés en présence de la méthionine ou de la glucosamine marquée [150]. L'activité synthétique a été essentiellement limitée aux mêmes régions observées sur les fluorographs unidimensionnels de SDS-PAGE des animaux intacts. On a observé l'étiquetage le plus intense avec de la méthionine et la glucosamine chez les animaux traités avec de l'oestradiol. La bande du 110-130 kDa était absente dans les sécrétions des animaux ovariectomisés non traités, oestradiol-amorcé et pour les animaux traités par l'association progestérone-œstradiol.

Chez les animaux traités par l'œstradiol, la bande du 110-130 kDa était résolue dans deux variantes isoélectriques importantes sur la mise au point isoélectrique (IEF) SDS-PAGE bidimensionnel, une protéine du 120-130 kDa avec $p_i \sim 8$, et une protéine du kDa 110-120 avec $p_i \sim 4.5$ [150]. Ces protéines ont été considérablement réduites en intensité ou absentes chez les animaux oestradiol-amorcés, ou traitée par l'association oestradiol-progestérone.

Nos résultats illustrés dans le tableau ci-dessus montrent qu'il n'existe aucune variation significative de protéines totales entre les deux phases du cycle, ni au niveau du sérum, ni au niveau des sécrétions génitales ($P > 0,05$).

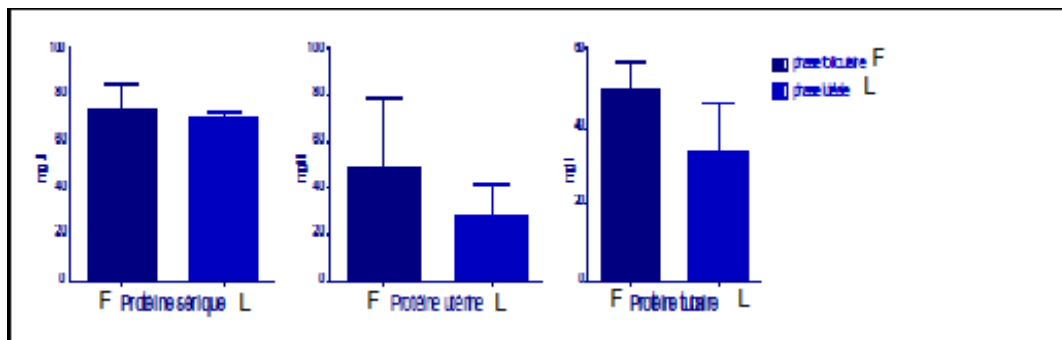


Figure 27. Taux de protéines totales dans le sérum et les sécrétions génitales de la vache au cours du cycle œstral.

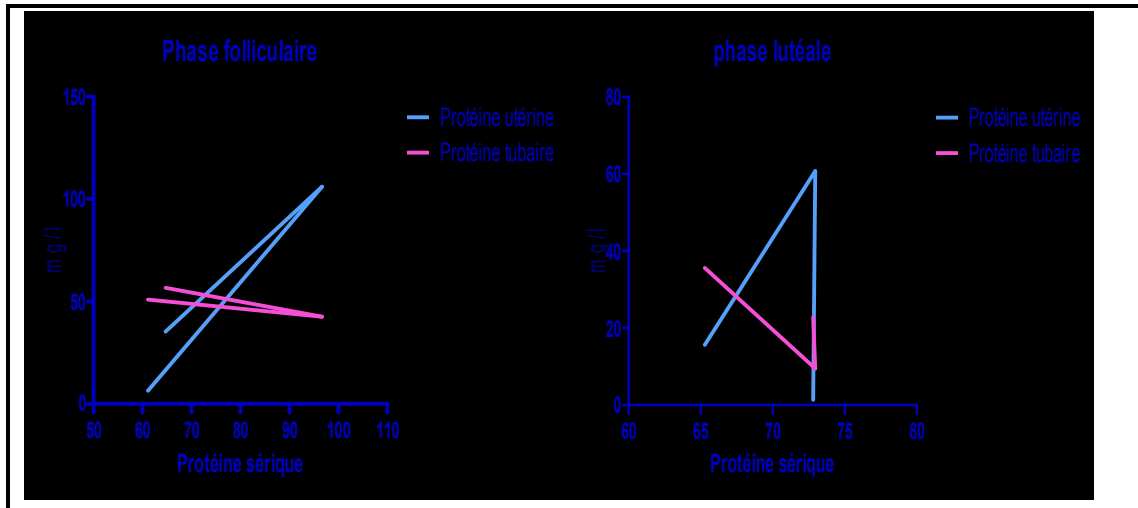


Figure 28. Variations cycliques du taux des protéines totales utérines et tubaires en fonction du taux des protéines totales sérique.

De même, aucune corrélation n'est significative entre les protéines totales sériques et celles des sécrétions génitales ni au cours de la phase folliculaire (utérus : $r = 0,9814$; $p = 0,1230$ / oviducte : $r = -0,8742$; $p = 0,3228$) ni au cours de la phase lutéale (utérus : $r = 0,3039$; $p = 0,8034$ / oviducte : $r = -0,8681$; $p = 0,3307$).

Conclusion

Conclusion

L'étude a été réalisée dans l'abattoir, sur des sécrétions génitales des vaches cyclées qui ne présentent aucune maladie. Cette expérimentation a permis de révéler que :

Au cours des différentes phases du cycle reproducteur de la vache, le contenu de tractus génital se change quantitativement et qualitativement.

Parmi les paramètres étudiés seulement quelques composés minéraux présentent des différences significatives, malgré la tendance de tous les éléments dosés à varier au cours du cycle.

D'après nos résultats, nous concluons que les paramètres biochimiques des sécrétions génitales sont influencés par la phase du cycle.

Dans les sécrétions tubaires, seuls le P et le K présentent des variations cycliques significatives, tous les deux en augmentant à la phase lutéale du cycle.

A l'exception du calcium, tous les autres minéraux étudiés sont en concentration plus élevée dans le sérum que dans les sécrétions tubaires.

Pour les sécrétions endométriales, Les concentrations des éléments minéraux étudiés ne présentent pas de variations cycliques significatives ($p > 0,05$). Mais on peut observer une importante élévation dans la sécrétion du phosphore à la phase lutéale accompagné d'une chute dans la sécrétion du magnésium.

De plus, on note une faible augmentation de la concentration du potassium accompagnée d'une diminution de la sécrétion de sodium et du chlore dans la phase lutéale.

Dans le sérum, que le calcium présente une variation cyclique très significative ($P < 0,01$), en augmentant à la phase lutéale.

Les autres électrolytes sériques présentent une distribution beaucoup plus homogène; aucune variation cyclique significative n'a pu être mise en évidence, quoique le phosphore augmente brusquement dans la phase lutéale.

Pour les protéines totales, aucune variation cyclique significative n'a été détectée.

Pour les enzymes utérines, il n'existe pas de variations cycliques significatives, mais on peut noter une élévation des concentrations de l'aldolase au cours de la phase folliculaire et celle du G-6-PDH au cours de la phase lutéale.

*Références
bibliographiques*

Références bibliographiques

1. Deletang F, Roche – M JF, Hivorel Ph, J.P. Mialot, Vagneur M, Drew B, Duclos P, Enguehard M, Van Giessen R.C, Hahn J. Physiologie de la reproduction. 2002. BRID.
2. Thibault C and Levasseur M-C. La Reproduction chez les mammifères et l'homme. Nouv. éd. ent. ref. ed.Paris: INRA : Ellipses, 2001:928 p. de pl.
3. Barone, R.; Anatomie comparée des mammifères domestiques. Tome III. Ed: (1978). Vigot frères. Lyon 1851.897p
4. Parker, Mathis C: Reproductive Tract Anatomy and Physiology of the Cow. 2003. http://www.cahe.nmsu.edu/pubs/_b/b-212.pdf.
5. Muglia, Motta PM: A new morpho-functional classification of the Fallopian tube based on its three-dimensional myoarchitecture. *Histol Histopathol* 2001, 16:227-37.
6. Duby RT, Prange RW: Physiology and endocrinology of the estrous cycle. 2003. <http://www.wvu.edu/~exten/infores/pubs/livepoul/dirm2.pdf>.
7. Ginther OJ, Knopf L, Kastelic JP: Temporal associations among ovarian events in cattle during oestrous cycles with two and three follicular waves. *J Reprod Fertil* 1989,87:223-30.
8. Savio JD, Keenan L, Boland MP, Roche JF: Pattern of growth of dominant follicles during the oestrous cycle of heifers. *J Reprod Fertil* 1988, 83:663-71.
9. Whittier JC: Reproductive Anatomy and Physiology of the Cow. 1993. <http://extension.missouri.edu/xplor/agguides/ansci/g02015 .htm>.
10. Luis Cesar Carrasco A,B, Pilar CoyA, Manuel AvilésC, Joaquin GadeaA and Raquel RomarA,D:Glycosidase determination in bovine oviducal fluid at the follicular and luteal phases of the oestrous cycle. *Reproduction, Fertility and Development*, 2008, 20, 808–817.
11. Monniaux D., Caraty A., Clément F., Dalbiès-Tran R., Dupont J., Fabre S., Gérard N.,Mermillod P., Monget P et Uzbekova S., Développement folliculaire ovarien et ovulation chez les mammifères. *Inra Prod. Anim.*, 2009. 22 (2), 59-76.
12. Ellington JE: The bovine oviduct and its role in reproduction: a review of the literature. *Cornell Vet* 1991, 81:313-28.

Références bibliographiques

13. Wolfgang Kühnel; Atlas de poche d'histologie. 3^{ème} édition. Médecine-sciences. Flammarion 2003.
14. Lapointe J: Caractérisation de l'expression des enzymes impliquées dans le contrôle du statut redox de l'oviducte chez le bovin. Ste-Foy: Université Laval; 2005.
15. Porret Céline : Aspects physico-chimiques des milieux utilisés pour la production d'embryon in vitro chez les mammifères : Université CLAUDE-BERNARD-LyonI ; 2004.
16. Yaniz JL, Lopez-Gatius F, Santolaria P, Mullins KJ: Study of the functional anatomy of bovine oviductal mucosa. *AnatRec* 2000, 260:268-78.
17. Hugentobler S, Morris DJ, Kane MT, Sreenan JM: In situ oviduct and utérine pH in cattle. *Theriogenology* 2004, 61:1419-27.
18. Brundin J: Distribution and function of adrenergic nerves in the rabbit fallopian tube. *Acta Physiol Scand Suppl* 1965, 259:1 -57.
19. Ceccaldi PF, Carre-Pigeon F, Youinou Y, Delepine B, Bryckaert PE, Harika G, Quereux C, Gaillard D: Kartagener's syndrome and infertility: observation, diagnosis and treatment. *JGynecol Obstet Biol Reprod (Paris)* 2004, 33:192-4.
20. Lin TK, Lee RK, Su JT, Liu WY, Lin MH, Hwu YM: A successful pregnancy with in vitro fertilization and embryo transfer in an infertile woman with Kartagener's syndrome: a case report. *J Assist Reprod Genét* 1998, 15:625-7.
21. Blandau RJ: Comparative aspects of tubal anatomy and physiology as they relate to reconstructive procedures. *J Reprod Med* 1978, 21:7-15.
22. Muglia U, Motta PM: A new morpho-functional classification of the Fallopian tube based on its three-dimensional myoarchitecture. *Histol Histopathol* 2001, 16:227-37.
23. Lefebvre R, Chenoweth PJ, Drost M, Leclear CT, Maccubbin M, Dutton JT, Suarez SS: Characterization of the oviductal sperm réservoir in cattle. *Biol Reprod* 1995,53:1066-74.
24. Suarez SS: Formation of a réservoir of sperm in the oviduct. *Reprod Domest Anim* 2002,37:140-3.
25. Duby RT, Prange RW: Physiology and endocrinology of the estrous cycle. 2003. <http://www.wvu.edu/~exten/infores/pubs/livepoul/dirm2.pdf>
26. Hunter RH. The Fallopian tubes (their rôle in fertility and infertility). Berlin, Heidelberg, and New York: Springer-Verlag. 1988.

Références bibliographiques

27. Mwanza AM, Einarsson S, Madej A, Lundeheim N, Rodriguez-Martinez H, Kindahl H. Postovulatory effect of repeated administration of prostaglandin F_{2α} on the endocrine status, ova transport, binding of accessory spermatozoa to the zona pellucida and embryo development of recently ovulated sows. *Theriogenology*. 2002. 58:1111-1124.
28. Bennett WA, Watts TL, Blair WD, Waldhalm SJ, Fuquay JW. Patterns of oviducal motility in the cow during the oestrous cycle. *J Reprod Fertil*. 1988. 83: 537-543.
29. Ellington JE. The bovine oviduct and its role in reproduction: a review of the literature. *Cornell Vet*. 1991. 81:313-328.
30. King RS, Anderson SH, Killian GJ: Effect of bovine oviductal estrus-associated protein on the ability of sperm to capacitate and fertilize oocytes. *J Androl* 1994, 15:468-78.
31. Stone SL, Hamner CD: Biochemistry and physiology of oviductal sécrétions. *Gynecol Invest* 1975, 6:234-52. 566.
32. Kavanaugh JF, Grippo AA, Killian GJ: Cannulation of the bovine ampullary and isthmic oviduct. *J Invest Surg* 1992, 5:11-7.
33. Charles Thibault ; Marie-Claire Levasseur. La reproduction chez les mammifères et homme. Edition INRA ;2002.
34. Ehrenwald E, Foote RH, Parks JE: Bovine oviductal fluid components and their potential rôle in sperm cholestérol efflux. *Mol Reprod Dev* 1990, 25:195-204.
35. Holm P, Callesen H: In vivo versus in vitro produced bovine ova: similarities and différences relevant for practical application. *ReprodNutr Dev* 1998, 38:579-94. 1003.
36. Begin ME. Effects of polyunsaturated fatty acids and their oxidation products on cell survival. *Lipids*, 1987,45, 269-313.
37. Freeze VE, Orman S, Paulos O. An autoradiographic investigation of epithelium egg interaction in the mouse oviduct . *Am J Obs Gyn*, 1973, 117, 364-370.
38. Ménézo Y, Khatchadourian Ch. Peptides bound to albumin . *Life Sciences*, 1986, 39, 1751-1753.
39. Hugentobler SA, Humpherson PG, Leese HJ, Sreenan JM, and Morris DG. Energy substrates in bovine oviduct and uterine fluid and blood plasma during the oestrous cycle. *Mol Reprod Dev* 2008;75 (3): 496-503.

Références bibliographiques

40. Lamothe P, Guay P, and Tremblay A. Blood glucose and endometrial glucose secretion in 2 groups of cows one which is affected by infertility sine materia. *Can Vet J* 1972; 13 (2): 29-32.
41. Jordan ER, Chapman TE, Holtan DW, and Swanson LV. Relationship of dietary crude protein to composition of uterine secretions and blood in high-producing postpartum dairy cows. *J Dairy Sci* 1983;66 (9): 1854-1862.
42. Ocon OM and Hansen PJ. Disruption of bovine oocytes and preimplantation embryos by urea and acidic pH. *J Dairy Sci* 2003;86 (4): 1194-1200.
43. Bode M.L., Gilbert R.O, and W.R. B. Effect of high plasma urea nitrogen levels on bovine embryo quality and development. *J Dairy Sci* 2001;84 (supp 1): 116.
44. Elrod CC, Van Amburgh M, and Butler WR. Alterations of pH in response to increased dietary protein in cattle are unique to the uterus. *J Anim Sci* 1993;71 (3): 702-706.
45. Hugentobler S, Morris DG, Kane MT, and Sreenan JM. In situ oviduct and uterine pH in cattle. *Theriogenology* 2004; 61 (7-8): 1419-1427.
46. Coleman DA, Thayne WV, and Dailey RA. Factors affecting reproductive performance of dairy cows. *J Dairy Sci* 1985;68 (7): 1793-1803.
47. Bazer FW. Uterine protein secretions: Relationship to development of the conceptus. *J Anim Sci* 1975;41 (5): 1376-1382.
48. Roberts GP and Parker JM. Macromolecular components of the luminal fluid from the bovine uterus. *J Reprod Fertil* 1974;40 (2): 291-303.
49. Bavister et al, 1983, Van Winkle et al 1990.
50. Beier HM. Oviducal and uterine fluids. *J Reprod Fertil* 1974; 37 (1): 221-237.
51. Hugentobler SA, Diskin MG, Leese HJ, et al. Amino acids in oviduct and uterine fluid and blood plasma during the estrous cycle in the bovine. *Mol Reprod Dev* 2007;74 (4): 445-454 .
52. Guérin P, Gallois E, Croteau S, et al. Techniques de récolte et aminogrammes des liquides tubaires et folliculaire chez les femelles domestiques. *Rev Med Vet* 1995;146 (12): 805-814.
53. Ayalon N. A review of embryonic mortality in cattle. *Reprod Fertil* 1978;54 (2): 483-493.

Références bibliographiques

54. Bugalia NS, Sharma RD, Biswas RK, and Chauhan FS. Biochemical constituents of endometrium in fertile and repeat breeder cows. *Arch Exp Veterinarmed* 1988;42 (1): 96-99.
55. Guise MB and Gwazdauskas FC Profiles of uterine protein in flushings and progesterone in plasma of normal and repeat-breeding dairy cattle. *J Dairy Sci* 1987;70 (12): 2635-2641.
56. Guay P and Lamothe P. Biochemical study of the genital secretions of sterile bovine females presenting normal estrus cycles. *Can J Comp Med* 1969; 33 (2): 93-97.
57. Guay P and Lamothe P. Biochemical study of the genital secretions of sterile bovine females presenting normal estrus cycles. *Can J Comp Med* 1969; 33 (2): 93-97.
58. Lamothe P and Guay P. Electrolytes in bovine intrauterine secretions in infertility sine material. *Can J Comp Med* 1970;34 (3): 167-176.
59. Wiebold JL .Embryonic mortality and the uterine environment in first-service lactating dairy cows. *J Reprod Fertil* 1988;84 (2): 393-399.
60. Young FM, Luderer WB, and Rodgers RJ. The antioxidant beta-carotene prevents covalent crosslinking between cholesterol side-chain cleavage cytochrome P450 and its electron donor, adrenodoxin, in bovine luteal cells. *Mol Cell Endocrinol* 1995;109 (1): 113-118.
61. Arosh JA, Parent J, Chapdelaine P, Sirois J, Fortier MA. Expression of cyclooxygenases 1 and 2 and prostaglandin E synthase in bovine endometrial tissue during the estrous cycle. *Biol Reprod* 2002;67: 161-169.
62. Kao, C. Y. Ionic basis of electrical activity in uterine smooth muscle. In: *Cellular biology of the uterus*. Edited by R. M. Wynn. pp. 386-448. New-York:Appleton-Century-Crofts.
63. Vecchio¹ D, Gasparini¹ B, Di Palo¹ R, Iemma¹ L, Balestrieri ML, Killian JG, Zicarelli¹ L, Campanile¹ G. Preliminary results on the composition of oviductal fluid in buffalo. 2007.
64. Kavanaugh JF, Grippo AA, Killian GJ. Cannulation of the bovine ampullary and isthmic oviduct. *J Invest Surg.*1992. 5:11-17 1992.
65. Olds D, Vandemark NL. Composition of luminal fluids in bovine female genitalia. *Fertil Steril.* 1957. 8:345-354.

Références bibliographiques

66. Wiseman DL, Henricks DM, Eberhardt DM, Bridges WC. Identification and content of insulin-like growth factors in porcine oviductal fluid. *Biol Reprod.* 1992. 47:126-132. 1992.
67. Schultz RH, Fahning ML and Grahama EF. Chemical study of uterin fluid and blood serum of normal cow during the oestrous cycle. 1970.
68. Fahning M. L, Schultz RH and Graham EF. The free amino acid content of uterine fluids and blood serum in the cow. *J. Reprod. Fert.* 1967. 13: 229-236.
69. Heap, R. B. Some chemical constituents of uterine washings: a method of analysis with results from various species. *J. Endocr.* 1962. 24: 367-378.
70. Heap, R. B. and G. Lamming E. The influence of ovarian hormones on some chemical constituents of the uterine washing of the rat and the rabbit. *J. Endocr.* 1962. 25: 57-68.
71. Homburger FP, Bernfeld, Tregier A, Grossman MS and Harpel P. Endometrial secretions. *Ann. N.Y. Acad. Sci.* 1967. 106: 683-691.
72. Howard E. and De Feo VJ. Potassium and sodium content of uterine and seminal vesicle secretions. *Am. J. Physiol.* 1959. 196: 65-68.
73. Grippo A.A., Henault MA, Anderson SH, Killian GJ. Cation concentrations in fluid from the oviduct ampulla and isthmus of cows during the estrous cycle. *J Dairy Sci.* 1992. 75:58-65.
74. Restall BJ. The fallopian tube of the sheep. I. Cannulation of the fallopian tube. *Aust J Biol Sci.* 1966. 19:181-186.
75. Buruiana L. M. and Hadarag E. The effect of Na⁺ and K⁺ ions on the pyrophosphate-phosphohydrolase activity of semen. *Anim. Breed. Abstr.* 1965. 33:326.
76. Quinn PJ and Iwhite IG. The transport of cations by ram and bull spermatozoa. *Aust. J. biol. Sci.* 1968. 21: 781-787.
77. Murdoch RN. and White IG. The metabolism of glucose, fructose, acetate lactate and pyruvate by ram, bull, dog and rabbit spermatozoa. *J. Reprod. Fert.* 1966. 12: 271-278.
78. Kao CY. Ionic basis of electrical activity in uterine smooth muscle. In: *Cellular biology of the uterus.* Edited by R. M. Wynn. 1967. pp. 386-448. New-York: Appleton-Century-Crofts.

Références bibliographiques

79. Hafez E. S. E. Reproduction in farm animals. 2nd Ed. 1968. Pp. 326-327. Philadelphia: Lea & Febiger.
80. Yanagimachi R. Mammalian Fertilization. The Physiology of Reproduction, Second Edition, Edited by E. Knobil and J.D. Neil, Raven Press, Ltd., New York, 1994; pp 189-317.
81. Trifaro JM, Vitale ML, Rodriguez Del Castillo A. Cytoskeleton and molecular mechanisms in neurotransmitter release by neurosecretory cells. Eur J Pharmacol. 1992; 225:83-104.
82. Yanagimachi R. Requirements of extracellular calcium ions for various stages of fertilization and fertilization-related phenomena in the hamster. Gamete Res. 1982; 5:323-344.
83. Fraser LR. Ca²⁺ is required for mouse sperm capacitation and fertilization in vitro. J. Andrology. 1982; 3:412-419.
84. Fraser LR. Minimum and maximum extracellular Ca²⁺ requirements during mouse sperm capacitation and fertilization in vitro. J. Reprod. Fert. 1987; 81:77-89.
85. Kriegsfeld LJ, Demas GE, Huang PL, Burnett AL, Nelson RJ. Ejaculatory abnormalities in mice lacking the gene for endothelial nitric oxide synthase (eNOS). 1999. Physiol Behav 67:561-566.
86. MURDOCH, R. N. and I. G. WHITE. The metabolism of glucose, fructose, acetate lactate and pyruvate by ram, bull, dog and rabbit spermatozoa. J. Reprod. Fert. 1966.12: 271-278.
87. Dasgupta S, Mills CL, Fraser LR. Ca²⁺ related changes in the capacitation state of human spermatozoa assessed with a chlortetracycline fluorescence assay. J. Reprod Fert. 1993; 99:135-143.
88. Fraser LR. Cellular biology of capacitation and the acrosome reaction. Human Reproduction. 1995a; 10 (supp.1):22-30.
89. Fraser LR. Ionic control of sperm function. Reprod Fertil Dev. 1995b; 7:905-925.
90. Mohri, H. and J. Masaki. Glycerokinase and its possible role in glycerol metabolism of bull spermatozoa. J. Reprod. Fert. 1967. 14: 179-194.

Références bibliographiques

91. Miller E. R, Ulirey D. E, Ackerman I, Schmidt D. A, Hoefler J. A and Luecke. W. Swine hematology from birth to maturity. I. Serum proteins. *J. Anim. Sci.* 1961. 20: 31-35.
92. Phillips, Robert S, Augusta B. McCoord, and Pommerenke W. T. Serum electrolytes in the menstrual cycle. *Fert. Steril.* 1952. 3: 402.
93. Biancmil, Nestor O., Arturo Cabarro, Caino H. V, I. Domuo, and FernandezJ. Action of progesterone on renal mechanisms of reabsorption and excretion of sodium and potassium. (Translated title.) *Revista dela Asociacion medica argentina.* 1961. 75: 684.
94. Latorretta, Paladini G. A. Serum and salivary concentrations of sodium and potassium during the different phases of the menstrual cycle. (Translated title.) *Archivio di ostotriciae ginecologia.* 1960. 65: 173. 1960.
95. Nocenti, Gizek MR and LG. Influence of estrogens on electrolyte and water exchanges in the ovariectomized rat. *Am. J. Physiol.* 1964. 206: 476.
96. Pommerenke W. T. Cyclic changes in the physical and chemical properties of cervical mucus. *Am. Gynec. Soc. Trans.* 1946. 29: 79.
97. Pommerenke, Breckenridge W. T., and M. A. . Biochemical studies of the female genital tract. *N.Y. Acad. Sci. Ann.* 1952. 54: 786.
98. Smith, W. T. The pathology and treatment of leucorrhoea. Philadelphia: Blanchard and Lea. 1855.
99. Olds, Vandemark D., and N. L. Composition of luminal fluids in bovine female genitalia. *Fert. Steril.* 1957. 8: 345.
100. Phillips, Robert S., Auggusta B. Mc-Coord, and W. T. Pommerenke WT. Serum electrolytes in the menstrual cycle. *Fert. and Steril.* 1952. 3: 402.
101. Buruiana, Hadarag L. M. and E. The effect of Na⁺ and K⁺ ions on the pyrophosphate-phosphohydrolase activity of semen. *Anim. Breed. Abstr.* 1965.33:326.
102. Quinn, White P. J. and I. G.. The transport of cations by ram and bull spermatozoa. *Aust. J. biol. Sci.* 1968. 21: 781-787.
103. Biancm, Nestor O., Arturo Cabarro, Caino, Domio I, and Fernandez JB. Action of progesterone on renal mechanisms of reabsorption and excretion of sodium and potassium. (Translated title.) *Rev. Assoc. med. argent.* 1961.75: 684.
104. Stock CE and Fraser LR. Divalent cations, capacitation and the acrosome reaction in human spermatozoa. *J. Reprod Fert.* 1989; 87:463-478.

Références bibliographiques

105. Lamothe PP, GuayP et Tremblay A. Le glucose du sang et des secretions endometriales chez deux groupes de femelles bovines dont l'un est atteint d'infertilité sine materia. *Can. vet. J.*1972. 13:29-32.
106. Harper, Precis HA de Biochimie. 3ième édition française.1973. pp. 275-419. Quebec: Les Presses de l'Université Laval.
107. Schapira G, Elements de Biochimie Generale. 6ème édition.1973. pp. 190-193. Paris: Flammarion, Médecine-Science.
108. Shreeve W. W. Physiological Chemistry of Carbohydrates in Mammals. 1974. pp. 180, 198-199. Toronto: W. B. Saunders Co.
109. Brinster R. L. Protein synthesis and enzyme constitution of the preimplantation mammalian embryo. In *The Regulation of Mammalian Reproduction*. 1973. pp. 302-310. Springfield, Illinois: Charles C. Thomas.
110. Bousquet D, LamotheP et Guay P. Profil enzymatique des sécrétions utérines de la vache au cours du cycle oestral. 1975.
111. Murdoch, WHITE R. N. and I. G. The activity of enzymes in the rabbit uterus and effect of progesterone and oestradiol. *J. Endocr.*1969. 43: 167-174.
112. Cole, Cupps H. H. and P. T. *Reproduction in Domestic Animals*. 2nd Edition. 1969. pp. 277-312. New York: Academic Press.
113. Fahning, M. L., Schultz R. H. and E. F, Graham. The free amino acid content of uterine fluids and blood serum in the cow. *J. Reprod. Fert.*1967.13: 229-236.
114. Guyton, Artur C. *Textbook of medical physiology*. 2nd edition. Philadelphia, Pa.: W. B. Saunders Company. 1961.
115. Latorretta A, Paladini G., and A. . Serum and salivary concentrations of sodium and potassium during the different phases of the menstrual cycle. (Translated title.) *Arch. Ostet. Gynec.* 1960. 65: 173.
116. Nocenti, Cizex M. R., and L. J. . Influence of estrogens on electrolyte and water exchanges in the ovariectomized rat. *Am. J. Physiol.* 1964.206: 476.
117. Olds, Vandemark D., and N. L. . Composition of luminal fluids in bovine female genitalia. *Fert. and Steril.* 1957.8: 345.
118. Jean-Blain C. *Introduction à la nutrition des animaux domestiques*. E.M.Inter., Edition TEC et DOC., 2002.424p.

Références bibliographiques

119. Talbot, P., Shur, B. D., and Myles, D. G. Cell adhesion and fertilization: steps in oocyte transport, sperm–zona pellucida interactions, and sperm–egg fusion. *Biol. Reprod.* 68, (2003). 1–9. doi:10.1095/BIOLREPROD.102.007856.
120. Glycosidase determination in bovine oviducal fluid at the follicular and luteal phases of the oestrous cycle Luis Cesar CarrascoA,B, Pilar CoyA, Manuel AvilésC, Joaquin GadeaA and Raquel RomarA,D *Reproduction, Fertility and Development*, 2008, 20, 808–817.].
121. Suarez, S. S., Revah, I., Lo, M., and Kolle, S. Bull sperm binding to oviductal epithelium is mediated by a Ca²⁺-dependent lectin on sperm that recognizes Lewis-a trisaccharide. *Biol. Reprod.* 59, 1998. 39–44. doi:10.1095/BIOLREPROD59.1.39.
122. Ignatz, G. G., Cho, M. Y., and Suarez, S. S. Annexins are candidate oviductal receptors for bovine sperm surface proteins and thus may serve to hold bovine sperm in the oviductal reservoir. *Biol. Reprod.* 77, 2007. 906–913. doi:10.1095/BIOLREPROD.107.062505.
123. Lefebvre, R., Lo, M. C., and Suarez, S. S. Bovine sperm binding to oviductal epithelium involves fucose recognition. *Biol. Reprod.* 56, 1997. 1198–1204. doi:10.1095/BIOLREPROD56.5.1198.
124. Tanghe, S., Van Soom, A., Duchateau, L., Nauwynck, H., and de Kruif, A. Carbohydrates and glycoproteins involved in bovine fertilization in vitro. *Mol. Reprod. Dev.* 68, 2004b. 492–499. doi:10.1002/MRD.20095.
125. Takada, M., Yonezawa, N., Yoshizawa, M., Noguchi, S., Hatanaka, Y., Nagai, T., Kikuchi, K., Aoki, H., and Nakano, M. pH-sensitive dissociation and association of beta-N-acetylhexosaminidase from boar spermacrosome. *Biol. Reprod.* 50, 1994. 860–868. doi:10.1095/BIOLREPROD 50.4.860.
126. Fazeli, A., Hage, W. J., Cheng, F. P., Voorhout, W. F., Marks, A., Bevers, M. M., and Colenbrander, B. Acrosome-intact boar spermatozoa initiate binding to the homologous zona pellucida in vitro. *Biol. Reprod.* 56, 1997. 430–438. doi:10.1095/BIOLREPROD56.2.430.
127. Topper, E. K., Killian, G. J., Way, A., Engel, B., and Woelders, H. Influence of capacitation and fluids from the male and female genital tract on the zona binding ability of bull spermatozoa. *J. Reprod. Fertil.* 1999.115, 175–183.
128. Fleming, C., Maldjian, A., Da Costa, D., Rullay, A. K., Haddleton, D. M., St John, J., Penny, P., Noble, R. C., Cameron, N. R., and Davis, B. G. A

Références bibliographiques

carbohydrate–antioxidant hybrid polymer reduces oxidative damage in spermatozoa and enhances fertility. *Nat. Chem. Biol.* 2005. 270–274. doi:10.1038/NCHEMPIO73.

129. Fischer, B., Beier, H.M., Uterine environment in early pregnancy. In: Sreenan, J.M., Diskin, M.G. (Eds.), *Embryonic Mortality in Farm Animals*. Martinus Nijhoff Publishers, Dordrecht, 1986. pp. 93–109.

130. Roberts, G.P., Parker, J.M., Macromolecular components of the luminal fluid from the bovine uterus. *J. Reprod. Fertil.* 1974.40, 291–303.

131. Dixon, S.N., Gibbons, R.A., Proteins in the uterine secretions of the cow. *J. Reprod. Fertil.* 1979. 56, 119–127.

132. Noakes, D.E., Parkinson, T.J., England, G.C., *Arthur's Veterinary Reproduction and Obstetrics*, eighth ed. W.B. Saunders, London, 2001. pp. 399–400.

133. Hansen, P.J., Immunology of reproduction. In: Hafez, B., Hafez, E.S.E. (Eds.), *Reproduction in Farm animal*, seventh ed. Lipincott Williams and Wilkins, Philadelphia, 2000. p. 345.

134. Malayer, J.R., Hansen, P.J., Buhi, W.C., Effects of days of the estrous cycle, side of the reproductive tract and heat shock on in vitro protein secretion by bovine endometrium. *J. Reprod. Fertil.* 1988a. 84, 567–578.

135. Malayer, J.R., Hansen, P.J., Buhi, W.C., Secretion of proteins by cultured bovine oviducts collected from estrus through early diestrus. *J. Exp. Zool.* 1988b. 248, 345–353.

136. Williams, B.L., Gwazdauskas, F.C., Pearson, R.E., The effect of day of the estrous cycle, location of ovulatory structure, and progesterone on in vitro bovine endometrial secretions. *J. Dairy Sci.* 1992.75, 2112–2118.

137. Bauersachs, S., Ulbrich, S.E., Gross, K.S., Schmidt, S.E.M., Meyer, H.H.D., Einspanier, R., Wenigerkind, H., Vermehren, M., Blum, H., Sinowatz, F., Wolf, E., Gene expression profiling of bovine endometrium during the estrous cycle: detection of molecular pathways involved in functional changes. *J. Mol. Endocrinol.* 2005.34, 889–908.

138. Bavister, B. D. Role of oviductal secretions in embryonic growth in vivo and in vitro. *Theriogenology* 1988.29, 143-154.

139. Kane, M. T. Inhibition of zona shedding of rabbit blastocysts in culture by the presence of a mucin coat. *J. Reprod. Fert.* 1975. 44, 539-542.

140. Kapur, R. P. & Johnson, L. V. An oviductal fluid glycoprotein associated with ovulated mouse ova and early embryos. *Devi Biol.* 1985. 112, 89-93.

Références bibliographiques

141. Brown, C. R. & Cheng, W. K. T. Changes in composition of the porcine zona pellucida during development of the oocyte to the 2- to 4-cell embryo. *J. Embryol. exp. Morph.* 1986. 92, 183-191.
142. Leveille, M. C., Roberts, K. D., Chevalier, S., Chapdelaine, A. & Bleau, G. Uptake of an oviductal antigen by the hamster zona pellucida. *Biol. Reprod.* 1987. 36, 227-238.
143. Oikawa, T., Sendai, Y., Kuratam, S. & Yanagimachi, R. A glycoprotein of oviductal origin alters biochemical properties of the zona pellucida of hamster egg. *Gamete Res.* 1988. 19, 113-122.
144. Kapur, R. P. & Johnson, L. V. Selective sequestration of an oviductal fluid glycoprotein in the perivitelline space of mouse oocytes and embryos. *J. exp. Zool.* 1986. 238, 249-260.
145. Leese, H. J. The formation and function of oviduct fluid. *J. Reprod. Fert.* 1988. 82, 843-856.
146. Oliphant, G., Bowling, A., Eng, L. A., Keen, S. & Randall, P. A. The permeability of rabbit oviduct to proteins present in the serum. *Biol. Reprod.* 1978. 18, 516-520.
147. Parr, E. L., Tung, H. & Parr, M. B. Endocytosis in the epithelium of the mouse oviduct. *Am. J. Anat.* 1988. 181, 393-400.
148. Sutton, R., Nancarrow, C. D., Wallace, A. L. C. & Rigby, N. W. Identification of an oestrus-associated glycoprotein in oviducal fluid of the sheep. *J. Reprod. Fert.* 1984. 72, 415-422.
149. Fazleabas, A. T. & Verhage, H. G. The detection of oviduct-specific proteins in the Baboon (*Papio anubis*). *Biol. Reprod.* 35, 1986. 455-462.
150. Verhage, H. D., Fazleabas, A. T. & Donnelly, K.. The in vitro synthesis and release of proteins by the human oviduct. *Endocrinology.* 1988. 122, 1639-1645.

Résumé

Nous avons étudié durant une année les effets des variations hormonales des deux phases du cycle œstral (folliculaire, lutéale) sur la composition des sécrétions génitales en enzymes, protéines totales et électrolytes (Ca, P, Mg, Na, K, Cl) ainsi les variations de la concentration des électrolytes dans le sérum chez des vaches abattues au niveau de l'abattoir public de la Wilaya de Batna. Les prélèvements (sang, sécrétions utérines et tubaires) ont été répartis selon la phase du cycle en deux groupes: le premier correspond à ceux de la phase folliculaire tandis que le deuxième représente ceux de la phase lutéale.

D'après nos résultats, l'activité enzymatique (aldolase, G-6-PDH, SDH, TGO, TGP) ne présente aucune différence significative entre les deux phases du cycle ($P>0.05$), alors que le calcium sérique été de (47.41 ± 9.40 mg/l) durant la phase folliculaire contre (247.9 ± 69.63 mg/l) durant la phase lutéale ($P < 0.01$). Aucune variation significative n'a été constaté concernant les électrolytes des sécrétions endométriales ($P>0.05$). Dans les sécrétions tubaires: le P (67.8 ± 4.7 vs 94.6 ± 9.1) et le K (6.9 ± 0.5 vs 9.9 ± 1.5) présentent des variations cycliques significatives ($p<0,05$).

Pour les protéines totales, il n'existe aucune variation significative de leurs sécrétions dans le tractus génital au cours du cycle reproducteur des vaches ($P>0.05$).

L'usage de certains indicateurs biochimiques et électrolytiques des sécrétions utérines et tubaires s'est révélé être un moyen intéressant pour contrôler la physiologie de reproduction de l'animal.

Mots clés: cycle œstral, sécrétion, phase folliculaire, phase lutéale, sérum, utérus, oviducte, enzyme, électrolyte, protéines totales, vaches.

Abstract

We studied during one year the effects of the hormonal variations of the two phases of the estrous cycle (follicular, luteal) on the composition of genital secretions in enzymes, total proteins and electrolytes (Ca, P, Mg, Na, K, Cl) thus the variations of the concentration of the electrolytes in the serum in cows slaughtered on the level of the slaughter-house public of Wilaya of Batna as of December 2010. The specimens (blood, uterin and tuber secretions) were distributed according to the phase of the cycle in two groups: the first one corresponds to those of the follicular phase while the second represents those of the luteal phase.

According to our results, the enzymatic activity (aldolase, G-6-PDH, SDH, TGO and TGP) does not present any significant difference between the two phases of the cycle ($P>0.05$), whereas the serum calcium be of (47.41 ± 9.40 mg/l) during the follicular phase against (247.9 ± 69.63 mg/l) during the luteal one ($P < 0.01$). Any significant variation was noted concerning the electrolytes in uterin secretions ($P>0.05$). In tuber secretions: P (67.8 ± 4.7 vs 94.6 ± 9.1) and K (6.9 ± 0.5 vs 9.9 ± 1.5) does present significant difference ($p<0,05$).

For total proteins, there does not exist any significant variation in their secretions in the genital tract during the reproductive cycle of the cows ($P>0.05$).

The use of certain biochemical and electrolytic indicators of uterine and tuber secretions proved to be a means interest to control the physiological state of the animal.

Key words: estrous cycle, secretion, follicular phase, luteal phase, serum, uterus, oviduct, enzyme, electrolyte, total proteins, cows.

المخلص

قمنا بدراسة مدى تأثير تغيرات هرمونات مرحلتي الدورة الشبقية (جريبية, أصفرية) على مكونات الإفرازات الجنسية من إنزيمات و شوارد وبروتينات كلية (Ca,P,Mg, Na, K, Cl) بالإضافة إلى معايرة تركيز الشوارد الموجودة في المصل لدى الأبقار المذبوحة على مستوى المذبح البلدي لولاية باتنة ابتداء من شهر ديسمبر 2010. تم تصنيف العينات (دم, إفرازات الرحم والقناة المبيضية) حسب مرحلة الدورة الشبقية إلى مجموعتين: الأولى توافق المرحلة الجريبية أما الثانية فهي خاصة بالمرحلة الأصفرية.

من خلال النتائج التي تحصلنا عليها, فإن النشاط الإنزيمي لكل من (aldolase, G-6-PDH, SDH, TGO, TGP) لم يبدي أي تغير محسوس خلال مرحلتي الدورة ($p > 0.05$). بينما كان تركيز الكالسيوم خلال المرحلة الجريبية (47.41 ± 9.40 مغ/ل) مقابل (247.9 ± 69.63 مغ/ل) خلال المرحلة الأصفرية ($p < 0.01$) في المصل. كما أننا لم نلاحظ أي تغير محسوس في تركيز الشوارد على مستوى إفرازات الرحم. ($P>0.05$). على مستوى إفرازات القناة المبيضية: وجدنا أن تركيز الفوسفور (67.8 ± 4.7 مقابل 94.6 ± 9.1) وتركيز البوتاسيوم (6.9 ± 0.5 vs 9.9 ± 1.5) ميلي مول/ل يتغير بشكل محسوس ($p < 0.05$).

بالنسبة للبروتينات الكلية, لا يوجد أي تغير محسوس في إفرازها على مستوى الأعضاء التكاثرية خلال الدورة الشبقية ($P>0.05$). تعتبر دراسة المؤشرات البيوكيميائية و الشاردية في الرحم والقناة المبيضية وسيلة هامة لمراقبة الحالة الفيزيولوجية للحيوان.

الكلمات الرئيسية: الدورة الشبقية, افراز, المرحلة الجريبية, المرحلة الأصفرية, مصل, رحم, قناة مبيضية, انزيم, بروتينات كلية, شاردة, ابقار