



الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
République Algérienne Démocratique et
Populaire
وزارة التعليم العالي و البحث العلمي



Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche
Scientifique

Université Chadli Ben Djedid El-Tarf
Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie
Département de l'Agronomie

جامعة الشاذلي بن جديد الطارف
كلية علوم الطبيعة و الحياة
قسم العلوم الزراعية



Mémoire présenté en vue de l'obtention du diplôme de master 2
en sciences agronomiques

Le diagnostic précoce de la gestation par un signe extérieur : les poils de la commissure inférieure

Option : Production animale

Présenté par : BENTAYEB BEYA

Directeur de mémoire : Mr GHAMRI ABDELAZIZ NADIR MCA

Membres du jury :

◆ Président : Mme BOUDECHICHE. L MCA

◆ Examineur : Mme MAATALLAH. S MCB

.ANNEE UNIVERSITAIRE : 2016/ 2017.

Dédicaces

*Je remercie Allah (mon dieu) qui m'a donné la force, courage et la patience
d'aller jusqu'au bout du rêve.*

Je dédie ce modeste travail

*A mon père MOHSEN, Pour tout ce qu'il a fait pour moi pour que je
sois celle que je suis aujourd'hui, je te demande en m'inclinant devant tes
sacrifices et bonté, de bien vouloir trouver dans ces petits mots toute ma
gratitude ainsi que mon profond dévouement « je t'aime »*

*A ma mère SALIHA , celle qui m'a donnée la vie, le symbole de tendresse,
qui s'est sacrifiée pour mon bonheur et ma réussite, je te prie mère de
trouver ici le témoignage de mes sentiments les plus distingués et s'il ya
quelqu'un au monde envers qui je dois beaucoup, ca serait toi mère « je
t'aime »*

Que dieu les garde et les protège mes adorables parents.

*A ma tante adorable que je considère comme une deuxième maman
MIMIA.*

*A ma sœur MERJEM et son mari LAHCEN et au petit choux
YOUCEF et ma nièce adorable LOUNA.*

A mes frères MED SALAH et YACINE .

A tous mes collègues et amis (e) pour leur soutien moral.

A tous ceux que j'aime.

A tous ceux qui m'aiment.

Beya

REMERCIEMENT

Mes gracieux remerciements s'adressent à DIEU, notre créateur tout puissant qui m'a donnée la volonté, la patience et m'a fourni l'énergie nécessaire pour mener à bien ce travail.

Au terme de ce mémoire, je tiens vivement à remercier toutes les personnes qui m'ont aidé et soutenu à la réalisation de ce modeste travail et en premier lieu mon encadreur ;

A monsieur GHAMRI ABDELAZIZ NADIR, mon promoteur, Enseignant à l'université d'El Tarf, pour son encadrement, sa confiance, ses conseils, pour sa disponibilité et patience surtout pendant les derniers mois de la réalisation de ce travail.

Hommage respectueux,

Mes sincères remerciements s'adressent également :

A Madame BOUDECHICHE LAMIA, Enseignante l'université d'El Tarf, qui nous a fait l'honneur d'accepter la présidence de notre jury.

A Madame MAATALLAH SAIDA, Enseignante l'université d'El Tarf, qui a accepté de participer à notre jury pour examiner ce travail.

Qu'il me soit permis de remercier tous les enseignants respectables qui m'ont enseigné durant toute la période d'étude

Sincères remerciements.

Je tiens par l'occasion également à remercier les directeurs des fermes pilote de ZRIZER (El Tarf), EL BAARAOUIA, (Constantine), et aussi la ferme de HODNA, (Msila) pour leur accueil et leur sympathie, sans oublier les fermes privés de (Souk Ahras) pour leurs accueils très chaleureux et leurs sympathies.

Sans oublier les vétérinaires, techniciens et travailleurs sans lesquels cette étude n'aurait pu voir la lumière.

Liste des figures

Figure 01: Importance des bovins par rapport aux autres espèces.....	01
Figure 02: Schéma du testicule et ses enveloppes selon.....	04
Figure 03: Anatomie de l'appareil génital de la vache.....	10
Figure 04: Schéma du tractus génital chez la vache d'après.....	10
Figure 05: le cycle œstral de la vache.....	14
Figure 06: Ovaire de la vache représentant les étapes du développement folliculaire vers l'ovulation et le corps jaune ou l'atrésie.....	17
Figure 07: Evolution morphologique du follicule au sein du stroma ovarien.....	18
Figure 08 : Développement folliculaire et rôles relatifs des gonadotrophines et des facteurs de croissance.....	20
Figure 09 : Diagramme ovarien représentant les étapes du développement folliculaire vers l'ovulation et le corps jaune ou l'atrésie.....	21
Figure 10 : Changements hormonaux et ovariens durant le cycle œstral de la vache.....	23
Figure 11: Régulation neuro-endocrinienne de la vache lors de son cycle sexuel.....	24
Figure 12 : Placentation épithélio-choriale de la vache.....	30
Figure 13 : Technique récto-vaginale.....	44
Figure 14 : Schéma de la palpation transrectale d'une gestation de 2 mois.....	52
Figure 15: Echographe sur support mobile.....	57
Figure 16 : Image échographique d'une gestation de 29 jours.....	57
Figure 17 : Image échographique d'un fœtus de 52 jours de gestation.....	58

Liste des photos

Photo 01: la vulve et le vagin de vache.....	07
Photo 02: Ecoulement muqueux chez une vache en chaleur.....	13
Photo 03: Ecoulement sanguinolent chez une vache en chaleur.....	13
Photo 04: Congestion cervico vaginale pendant l'œstrus chez la Vache.....	13
Photo 05: Signe de Flehmen pendant l'œstrus chez la vache.....	13
Photo 06: Manifestation d'une monté passive lors des chaleurs d'une vache.....	13
Photo 07: Reniflement de vache en chaleur.....	13
Photo 08: Phase III de la parturition chez la vache.....	32
Photo 09: Divers stades de gestation dans un utérus gravide.....	53
Photo 10: Gestation de 2mois chez la vache.....	54
Photo 11: Gestation de 3mois chez la vache.....	54
Photo 12: Echographe TRINGA LENEAR.....	55

Liste des tableaux :

Tableau 01: Durée des différentes phases du cycle sexuel de la vache et situation de l'ovulation par rapport à l'œstrus.....	15
Tableau 02 : variations morphométrique et pondérale de l'embryon et du fœtus bovin au cours de la gestation.....	32
Tableau 03 : Construction du tableau permettant de situer les résultats d'un test de dépistage par rapport à la réalité.....	48
Tableau 04 : Données anatomiques de l'utérus gestant chez la vache.....	53
Tableau 05: performances de l'échographie en fonction de la date de l'examen.....	56
Tableau n°06 : Techniques usuelles pour le diagnostic de gestation chez la vache : avantages et inconvénients.....	62
Tableau 07 : Nombre d'observations sur l'état du PCI.....	76
Tableau 08 : Classement comparatif entre la DGIEPCI et les DGIE/PR Résultats du test comparés à l'état réel des vaches (pleines ou vides).....	77
Tableau 09 : Résultats du diagnostic de gestation de la méthode par l'intermédiaire de l'état des poils de la commissure inférieure (DGIEPCI) à J16±3.....	78

Liste des abréviations

Abréviations	Significations
%	Pourcent
C°	Degré Celcius
CJ	Corps jaune
cm	Centimètre
DG	Diagnostic de gestation
DGIE	Diagnostic de gestation par l'intermédiaire de l'échographie
DG/PR	Diagnostic de gestation par palpation transrectale
DGIEPCI	Diagnostic de gestation par l'intermédiaire de « l'état des poils de la commissure inférieure ».
E	Echographie
E2	Oestradiol
EPF	Early Pregnancy Factor
FAO	Food and Agriculture Organisation
FSH	Folliculo Stimuline Hormone
FSH-RH	Folliculo-Stimuline-Releasing Hormone
FN	Faux Négatif
GPG	GnRH- Prostaglandine F2 alpha-GnRH ou protocole
g	Symbole de gramme
GnRH	Gonadotropin Releasing Hormone (hormone de libération des gonadotrophines hypophysaires)
Ha	Hectare
IA	Insémination artificielle
IN	Insémination naturelle
IC	Indice de confiance
IGF	Insulin-like Growth Factor
IFNγ	Interféron gamma
J	Jours
Kg	Kilo gramme
LH	Luteinizing Hormone
LH-RH	Luteinizing Hormone-Releasing Hormone
m	Mètre
mm	Millimètre
μm	Micro milimètre
MHz	Mégahertz
Nb	Nombre
ng/ml	Nanogramme par millilitre
Ov	Ovulation
p	Pourcentage d'erreur
PAG	Protéines associés à la gestation
PCI	Poils commissure inférieure
PR	Palpation rectale
PGF 2α	Prostaglandine 2alpha
PRG	Progestérone
Se	Sensibilité
Sp	Spécificité
UZB	Unité zootechnique bovine
VN	Vrai Négatif
VPN	Valeur prédictive négative
VPP	Valeur prédictive positive

Sommaire

SOMMAIRE

Première partie : Synthèse Bibliographique

INTRODUCTION

CHAPITRE 1: IMPORTANCE DE L'ELEVAGE BOVIN EN ALGERIE	01
1.1. Importance de l'élevage bovin	01
1.2. Evolution du cheptel bovin	01
1.3. Répartition géographique du troupeau bovin	02
CHAPITRE2: RAPPELS ANATOMIQUES DES APPAREILS DE REPRODUCTION MALE ET FEMELLE	03
2.1. L'APPAREIL GENITAL MALE	03
2.1.1- Les testicules	03
2.1.2- Les bourses testiculaires	03
2.1.3-L'épididyme	05
2.1.4- Le conduit déférent	06
2.1.5- Les glandes annexes (Les vésicules séminales)	06
2.1.6- Le pénis	06
2.2. L'APPAREIL GENITAL FEMELLE	07
2.2.1. La vulve	07
2.2.2. Le vagin	08
2.2.3. Le col de l'utérus	08
2.2.4. L'utérus	09
2.2.5. Les ovaires	09
CHAPITRE 3 : LA PHYSIOLOGIE DE LA REPRODUCTION CHEZ LA VACHE	11
3.1. LE CYCLE ŒSTRAL CHEZ LA VACHE	11
3.1.1. Le cycle œstral	11
3.1.2. L'œstrus	12
3.1.3. Les étapes du cycle œstral	14
3.1.4. Différents types de cycles	15
3.2. PHYSIOLOGIE DE L'ACTIVITE OVARIENNE CYCLIQUE CHEZ LA VACHE	16
3.2.1. Ovogénèse	16
3.2.2. Phase folliculaire (La folliculogénèse)	17
3.2.2.1. Stades de développement des follicules ovariens	18
3.2.2.2. Folliculogénèse basale	19
3.2.2.3. Folliculogénèse terminale	19

3.2.3. L'ovulation	20
3.2.4. Phase lutéale	21
<i>a) Les phases d'évolution du corps jaune</i>	22
<i>b) Sécrétion de progestérone et facteurs lutéotropes</i>	22
3.3. ENDOCRINOLOGIE SEXUELLE LORS DU CYCLE ŒSTRAL	24
3.3.1. HORMONES HYPOTHALAMO-HYPOPHYSAIRES	24
3.3.1.1. Hormones hypothalamiques	24
3.3.1.2. Gonadotrophines hypophysaires (FSH et LH)	25
<i>a) Les principales fonctions de FSH</i>	26
<i>b) Les principales fonctions de la LH</i>	26
3.3.2. HORMONES STEROÏDIENNES	26
3.3.2.1. L'hinibine	26
3.3.2.2. Œstrogènes	26
3.3.2.3. Progestérone	27
3.4. L'ACCOUPLEMENT ET LA FECONDATION	28
<i>a) L'accouplement</i>	28
<i>b) La fécondation</i>	28
3.5. LA PHYSIOLOGIE DE LA GESTATION	28
3.5.1. Le développement embryonnaire formation des membranes fœtales	29
3.5.2. L'attachement du blastocyste et le développement du placenta	29
3.5.3. La reconnaissance maternelle de la gestation	30
3.5.4. Evolution fœtale au cours de la gestation	31
3.6. LA PARTURITION ET L'INVOLUTION UTERINE	32
3.6.1. Définition de la parturition	32
3.6.2. Détermination de la parturition	33
3.6.2.1. Expulsion du fœtus	33
3.6.2.2. Expulsion des enveloppes	33
<i>a) Définition</i>	33
<i>b) Mécanisme de la délivrance</i>	33
3.6.3. Involution utérine	33
3.6.3.1. Définition	33
3.6.3.2. Mécanisme de l'involution utérine	34
CHAPITRE 4 : LA MAITRISE DE LA REPRODUCTION ET LES BIOTECHNOLOGIES CHEZ LA VACHE	35
4.1. MAITRISE DU CYCLE SEXUEL	35
4.1.1. Définition	35
4.1.2. La détection des chaleurs	35
4.1.2.1. Observation directe	36
4.1.2.2. Observation indirecte	36
4.1.3. La synchronisation des chaleurs	38
4.1.3.1. La synchronisation des chaleurs par des prostaglandines	38

4.1.3.2. La synchronisation des chaleurs par association GnRH– Prostaglandine F2 alpha–GnRH ou protocole GPG	39
4.1.3.3. La synchronisation des chaleurs par les progestagènes	40
4.2. AMELIORATION GENETIQUE ET BIOTECHNOLOGIES	40
4.2.1. Les techniques d'amélioration génétique	40
4.2.2. Les étapes de l'amélioration génétique	41
4.2.3. Les biotechnologies de la reproduction	41
4.2.3.1. Définition	42
4.2.3.2. Intérêt génétique	42
4.2.3.3. Avantages et inconvénients	43
a) <i>Les avantages</i>	43
b) <i>Les inconvénients</i>	43
4.2.3.4. Moment de l'insémination artificielle	43
4.2.3.5. Procédé d'insémination artificielle	44
CHAPITRE 5 : LE DIAGNOSTIC DE GESTATION CHEZ LA VACHE	45
5.1. INTERET DU DIAGNOSTIC DE GESTATION PRECOCE	45
5.2. CRITERES DE QUALITE D'UNE METHODE DE DIAGNOSTIC	46
5.2.1. Définition de la précocité	46
5.2.2. Exactitude et fiabilité	46
5.2.3. Définitions des valeurs statistiques	47
5.2.3.1. La sensibilité d'un test	48
5.2.3.2. La spécificité d'un test	49
5.2.3.3. Valeur Prédictive Positive (VPP)	49
5.2.3.4. Valeur Prédictive Négative (VPN)	50
5.3. LES DIFFERENTES TECHNIQUES DE DIAGNOSTIC DE GESTATION CHEZ LA VACHE	51
5.3.1. Le non retour en chaleur	51
5.3.2. La palpation transrectale	51
5.3.3. L'échographie	55
5.3.3.1. La méthode de l'examen échographique	56
5.3.3.2. Les images échographiques	57
5.3.4. Le diagnostic de laboratoire	59
5.3.4.1. L'early pregnancy factor	59
5.3.4.2. Le dosage de la progestérone	60
5.3.4.3. Le dosage de protéines associées à la gestation	60
5.3.4.4. Dosage de l'hormone lactogène placentaire	61
5.3.4.5. Le dosage de sulfate d'œstrone	61

Deuxième partie : Partie Expérimentale

CHAPITRE 1 : METHODES ET MATERIEL	64
1.1. METHODES	64
a) La sensibilité	66
b) La spécificité	66
c) La valeur prédictive positive	67
d) La valeur prédictive négative	68
1.2. MATERIEL	69
1.2.1. CONSTANTINE	69
a) Situation géographique	69
b) Les bâtiments	69
c) La composition du troupeau	70
d) Conduite de l'élevage	70
e) Conduite de l'alimentation	70
f) Conduite de la reproduction	71
g) Conduite de la traite	71
1.2.2. EL-TARF	71
a) Situation géographique	71
b) Les bâtiments	71
c) Composition du troupeau	72
d) Conduite d'élevage	72
e) Conduite de l'alimentation	72
1.2.3. SOUK AHRAS	73
a) Situation géographique et climatique	73
b) Les bâtiments	73
c) Composition du troupeau	73
d) Conduite d'élevage	73
e) Conduite de l'alimentation	73
1.2.4. MSILA	74
a) Situation géographique et climatique	74
b) Les bâtiments d'élevage	74
c) Composition du troupeau	74
d) Conduite d'élevage	75
e) Conduite de l'alimentation	75
CHAPITRE 2 : RESULTATS ET DISCUSSION	76
2.1. RESULTATS	76
2.2. DISCUSSION	79
CONCLUSION	

Introduction

INTRODUCTION

INTRODUCTION :

Le suivi de la reproduction en élevage laitier constitue l'élément clé de la réussite de la filière élevage lait non obstat les conditions liées à une bonne alimentation et à une bonne prophylaxie médica² le et sanitaire. L'objectif d'un veau par an et par vache ou un écart entre vêlages inférieur à un an garantit une productivité pondérale et numérique en minimisant la phase post- partum (**HANZEN 2005**).

La réussite de la saillie où de l'IA doit être vérifiée dans les plus brefs délais. Ce diagnostic est dit précoce, il est obtenu par observation du retour des chaleurs ou par dosage de progestérone dans le sang ou dans le lait, ou par contrôle échographique.

Pour l'éleveur il est important de savoir le plus tôt possible après l'IA si une vache est gestante ou non, afin de la réinséminer ou pas. En effet il est impératif pour l'éleveur de remettre une femelle à la reproduction dans les meilleurs délais, une fois l'échec constaté, afin qu'il puisse diminuer l'intervalle entre vêlages (**BARBRY 2012**).

Le diagnostic précoce de la gestation a une importance particulière permettant de fixer la valeur reproductive de la femelle ; il a pour objectif de déceler rapidement les femelles vides, afin, soit de les représenter sans tarder à l'insémination, ou à la saillie. Un diagnostic précoce de la gestation est indispensable pour une bonne conduite du troupeau, notamment dans les élevages où la fertilité et la prolificité sont faibles.

Le travail que nous nous sommes proposé de réaliser est le diagnostic précoce de la gestation par observation des signes extérieurs au niveau des poils de la commissure vulvaire. Il a été effectué au niveau de quatre (4) wilaya : (**Wilaya d'El Tarf**) ; (**wilaya de Souk Ahras**) ; (**wilaya de Constantine**) et (**wilaya de Mssila**). Notre travail a commencé très tôt puisqu'on s'est rendu compte que pour avoir des vaches saillies ou inséminées en un temps très court, il fallait rechercher un nombre important de vaches.

INTRODUCTION

Conformément aux études comparatives scientifiques et par conséquent le rayon d'investigation à été très élargi et une organisation scientifique de recherche s'est imposée.

Cette technique est l'objet de notre étude qui s'est basée sur celles utilisés par les anciens éleveurs en se référant à l'état des poils de la commissure inférieure afin d'évaluer sa fiabilité en la comparant aux diagnostics de gestation classique.

A ce propos, il est vrai que plusieurs méthodes sont déjà disponibles et sont utilisées ces derniers temps de façon assez régulière par les praticiens (palpation transrectale, examen échographique, etc.). Par contre rares sont les travaux publiés qui traitent le diagnostic précoce de la gestation par une simple observation diminuant ainsi les pertes économiques et les méfaits d'une mauvaise reproduction, comme l'ont affirmés nos vieux éleveurs : « les poils de la commissure inférieure peuvent servir de signe précurseur de la gestation dans un temps très court ».

La présentation de ce travail se répartie en deux parties, l'une bibliographique synthétisant les différents volets constituant ce travail, et l'autre se rapportant aux travaux personnels avec leurs différentes étapes techniques, la présentation des résultats et leur interprétation.

Première partie :

Synthèse

Bibliographique

1) IMPORTANCE DE L'ELEVAGE BOVIN EN ALGERIE :

1. 1. Importance de l'élevage bovin :

L'élevage bovin est fortement associé avec l'agriculture. Son évolution dépend du développement de l'agriculture (**BENABDELI 1997**).

Selon **SKOURI (1993)** ; **D'AQUINOP et al (1995)** affirment qu'il y a une grande association de l'agriculture avec l'élevage et les forêts.

Cette association permet d'une part d'augmenter le rendement agricole grâce à la fumure animale et d'autre part de créer les postes d'emplois (**SRAIRI et al 2007**).

En Algérie, l'élevage ovin prédomine et il représente 78% du total des effectifs des animaux de rente (bovin, ovin, caprin, et autres).

Les caprins sont situés en deuxième position. Par la suite se positionnent les bovins avec seulement 6% de l'effectif global. Parmi cet effectif, plus de la moitié est représentée par des vaches laitières (**NADJRAOUI 2001** ; **ABDELJALIL 2005** ; **BENDIAB 2012**). La figure n°01 montre la répartition des effectifs bovins, ovins, caprins et autres.

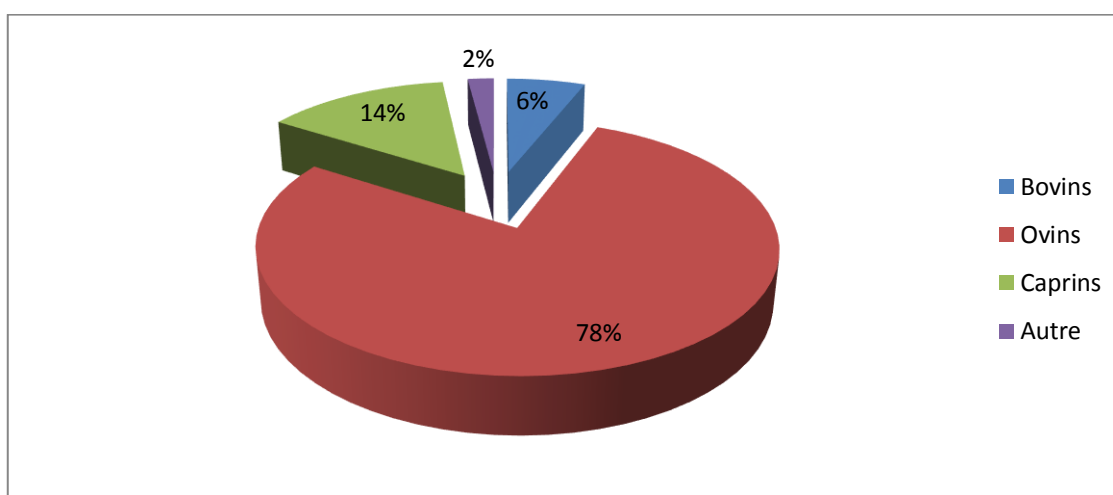


Figure 01 : Importance des bovins par rapport aux autres espèces (**NADJRAOUI 2001**).

1. 2. Evolution du cheptel bovin :

Le cheptel bovin est passé de 865 700 têtes durant la période 1968 -1970 à 1 487 000 têtes entre 1983 -1985 (**YAKHLEF 1989**). Ensuite il a enregistré un total de 1 843 930 en 2012 (**FAO 2014**). Le cheptel bovin dans notre pays reste limité dans ses effectifs comparativement aux autres spéculations, malgré les différences constatées dans les sources de données. Ces différences sont liées principalement aux difficultés de recensement des élevages qui sont majoritairement de type

extensif. Selon **FAO (2014)**, depuis 1990 jusqu'à 2012 l'évolution a connu 2 phases principales :

- Durant la période 1990 -1996, l'effectif bovin accuse une régression en passant de 1 392 700 têtes en 1990 à 1 227 940 têtes en 1996.
- Durant la deuxième période qui s'étale de 1997 à 2012, l'effectif bovin suit une élévation irrégulière en nombre de têtes. Il atteint alors plus de 1 800 000 têtes de bovins.

La croissance du cheptel bovin est très faible. Elle est la résultante des causes recensées et énumérées nous citerons à titre d'exemple, l'insuffisance des mesures de soutien à l'élevage et au développement des cultures fourragères. L'insuffisance des ressources en eau par la faiblesse du développement des périmètres irrigués ont freinés le développement de l'élevage bovin en intensif ou en semi intensif. L'apparition de plusieurs cas de maladies contagieuses (tuberculose, brucellose, fièvre aphteuse, etc.), sont conducteurs négatifs de développement de cet élevage.

1. 3. Répartition géographique du troupeau bovin :

Le cheptel bovin est localisé dans la frange nord du pays (environ 80%), et particulièrement dans la région est, qui dispose de 53 % des effectifs ; alors que les régions centre et ouest, ne totalisent respectivement que 24.5 et 22.5 % des effectifs bovins. Une plus grande disponibilité des prairies dans les wilayas de l'est, due à une meilleure pluviométrie, y explique largement cette concentration (**AMELLAL1995**).

En Algérie du nord, la distribution des troupeaux est fonction de l'altitude; dans les plaines et les vallées, l'élevage bovin est prédominant; jusqu'à 1500 m, on rencontre plutôt des ovins et des caprins, rarement du bovin en saison hivernale; au delà de 1500 m, les prairies d'altitude des massifs ne sont fréquentées que par les bovins, qui ne transhument vers les piedmonts qu'en hiver, à la fonte des neiges (**NADJRAOUI 2001**).

2) RAPPELS ANATOMIQUES DES APPAREILS DE REPRODUCTION MALE ET FEMELLE :

2. 1. L'APPAREIL GENITAL MALE :

2.1.1- Les testicules :

La fonction principale des testicules est la production de la semence et aussi la sécrétion d'hormones sexuelles mâle. Ils sont enveloppés chacun dans un compartiment et forme une unité complète.

PAREZ et al (1987) ont définis les testicules comme étant des organes ovoïdes suspendus aux cordons spermatiques de 10-12 cm de haut et sur 06 à 08 cm de large. Le poids varie entre 250 à 350 g chez le taureau adulte.

Les testicules contenus dans les bourses testiculaires, pendantes entre les cuisses sont suspendus dans le scrotum.

2.1.2- Les bourses testiculaires :

Selon **DRION et al (2005)** elles sont disposées sous la région inguinale, les bourses présentent quelques différences d'aspect extérieur suivant les espèces.

Chaque bourse est constituée par six plans membraneux, deux superficiels formés par le scrotum et le dartos, trois profonds formés par le crémaster, la fibreuse et la séreuse vaginale et un intermédiaire, la tunique celluleuse .

- *Le scrotum* : représente l'enveloppe cutanée, unique, commune aux deux testicules. La peau du scrotum est mince et glabre en s'adhérant au dartos.
- *Le dartos* : est une enveloppe propre à chaque testicule. Il est formé d'un mélange de fibres élastiques, de fibres conjonctives et de fibres musculaires lisses. Il constitue l'appareil suspenseur des bourses où S'épanouissant au pourtour de l'anneau inguinal inférieur et ne s'engageant pas dans le canal inguinal. Les deux sacs dartoïques sont indépendants l'un de l'autre mais s'adosent sur la ligne médiane pour former une double cloison dont les lames s'écartent supérieurement pour livrer passage au pénis (voir figure n°02).

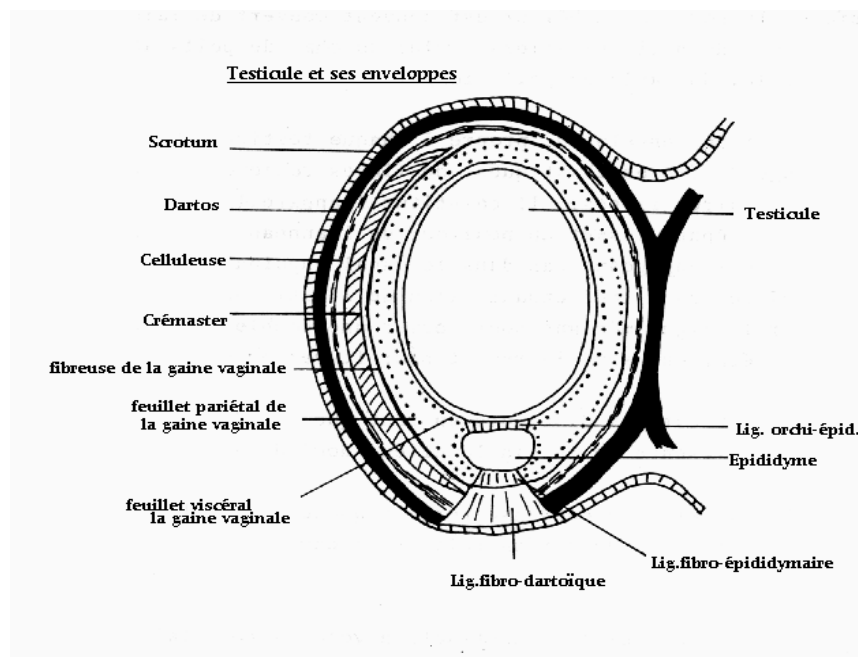


Figure 02 : Schéma du testicule et ses enveloppes selon **DRION et al (2005)**.

- *La celluleuse* : elle n'est pas distincte en tant que membrane séparable; elle représente un fascia lamelleux doué d'une grande mobilité.
- *Le crémaster* est un muscle à contraction volontaire. Il s'étale sur la face externe et les bords de la gaine vaginale. Il s'insère en haut sur la face externe de l'aponévrose lombo-iliaque et en bas sur la face externe de la fibreuse vaginale.
- *Gaine vaginale* : elle représente un diverticule de la cavité abdominale. Elle est constituée d'une partie externe fibreuse, et d'une partie interne séreuse. La gaine vaginale est renflée dans sa partie inférieure où se loge le testicule. La partie moyenne est rétrécie et appliquée sur le cordon testiculaire tandis que la partie supérieure, légèrement écrasée, forme l'anneau vaginal point de communication avec la cavité péritonéale.
- *La séreuse* : est une expansion du péritoine. Elle comprend un feuillet pariétal qui tapisse la face interne de la fibreuse et un feuillet viscéral qui recouvre le testicule et le cordon testiculaire. Le feuillet pariétal et

feuillet viscéral sont réunis l'un à l'autre par un frein séreux formé de 2 lames adossées soutenant le cordon testiculaire qui comprend le canal déférent et les vaisseaux spermatiques.

- *Les ligaments* : dont l'orchi-épididymaire, le fibro-épididymaire et le fibro-dartoïque stabilisent le testicule dans ses enveloppes.

2.1.3- L'épididyme :

D'après **BARONE (1978)** l'épididyme est un organe allongé, solidarisé aux testicules contre lequel il s'applique latéralement anatomiquement. Il est composé d'une tête, d'un corps et d'une queue. L'épididyme est constitué d'un long système caniculaire pelotonné à l'intérieur d'une membrane albuginée ; il reçoit de la glande des canicules efférentes et se continue à son extrémité opposée par le conduit déférent.

L'épididyme donne l'apparence d'encapsuler les testicules, il est rempli d'une sécrétion laiteuse (substance nutritive) et des spermatozoïdes en provenance des testicules (**WATTIAUX 1995**).

DRION et al (2005) relatent que l'épididyme est très développé chez le taureau. La tête recouvre l'extrémité supérieure et même une partie du bord antérieur. Le corps est reporté en dehors et adhère au bord postérieur. La queue forme un appendice bien détaché de l'extrémité inférieure et adhère au fond de la vaginale. La durée du transit épididymaire des spermatozoïdes est remarquablement constante pour chaque espèce et elle a pu être établie par le recours aux radio-isotopes. Elle est de **9 à 13 jours** chez le taureau. Cette durée est fonction de la fréquence des éjaculations et elle peut être raccourcie lors d'une trop grande fréquence de ces dernières ; ceci implique la nécessité d'un rythme optimum à respecter lors des récoltes du sperme. Ce rythme est variable suivant les espèces.

Le rôle de l'épididyme est multiple :

- Il transporte les spermatozoïdes;
- Il est une barrière sélective vis à vis du sang: réalisée par les nombreuses *tight- junctions* présentes;
- Il absorbe d'une grande partie du liquide émanant du *rete-testis* permettant une concentration effective des spermatozoïdes;
- Il fait une absorption sélective de certains ions et molécules organiques;
- Il assure une sécrétion intra-luminale de protéines (glyco-), ions et molécules organiques;

- Réalisation de métabolismes intermédiaires, de synthèse et métabolisation de stéroïdes et d'autres substances telles que prostaglandines...
- Phagocytose et destruction de spermatozoïdes lorsqu'ils sont en quantité excessive ou lorsqu'ils sont anormaux, (Spermiophagie) ;
- La Maturation spermatozoïque : la tête et le corps de l'épididyme assurent cette maturation tandis que la queue a plutôt un rôle de réservoir.

2.1.4- Le conduit déférent :

Il est défini selon **VAISSAIRE (1977)** comme un canal communiquant avec l'urètre par un ronflement pelvien au niveau du sphincter urétral qui commande l'ouverture de la vessie.

Aussi **PAREZ et al (1987)** affirment que son diamètre est environs de 2 à 3mm, il s'étend de la queue de l'épididyme à la partie pelvienne de l'urètre dans laquelle il débouche avec le conduit excréteur de la glande vésiculaire en correspondance par le bref conduit éjaculateur.

2.1.5- Les glandes annexes (Les vésicules séminales) :

Les glandes annexes ont un rôle important dans la formation du liquide séminal :

- Les vésicules séminales ont un rôle dans la facilité de l'éjaculation.
- La prostate est composée d'un corps au niveau du col de la vessie et de l'urètre pelvien.
- Les glandes bulbo-urétrales sont situés dans chaque côté de l'urètre pelvien.
- Le canal urogénital est membraneux en portion pelvienne puis devient spongieux au contour de l'arcade ischiaque (**VAISSAIRE 1977**).

2.1.6- Le pénis :

Le pénis comporte lui-même deux parties :

- ❖ une partie fixe comprise dans la région périnéale entre l'arcade ischiale et les bourses, enveloppée de vaisseaux, nerfs et tissu conjonctif.
- ❖ une partie libre logée dans le fourreau dans l'état d'inactivité de l'organe. Cette partie libre s'exteriorise lors de l'érection et pénètre dans les voies génitales femelles lors de la copulation.

Le pénis est donc formé par : l'urètre pénien, corps spongieux et corps caverneux. La conformation de l'organe est variable suivant les espèces et dépend de la forme,

de l'importance et de la localisation de ces divers constituants (**DRION et al 2005**).

2. 2- L'APPAREIL GENITAL FEMELLE :

2.2.1 – La vulve :

Canal membraneux faisant communiquer le vagin avec l'extérieur, la vulve est une partie commune des appareils urinaire et génital.

On y distingue le vestibule_vaginal formé par le conduit vulvaire, équivalent de l'urètre pelvien du mâle, et l'orifice extérieur ou ouverture vulvaire. Celle-ci forme une fente verticale présentant deux lèvres et deux commissures : les lèvres sont plus ou moins épaisses et recouvertes d'une peau riche en glandes sébacées ; (voir photo n° 01).

- ✚ la commissure supérieure est séparée de l'anus par le périnée.
- ✚ La commissure inférieure loge le clitoris.



Photo 01 : la vulve et le vagin de vache, d'après (HANZEN 2010).

Organe sensitif et érectile celui-ci représente le pénis du mâle et comporte 2 parties une fixe et l'autre libre :

Entre la peau, fine et glabre, et la muqueuse se trouvent le bulbe vaginal, organe érectile, et les muscles de la vulve disposés circulairement et agissant en sphincter de la partie terminale du canal génital.

C'est dans la vulve que débouche le canal de l'urètre, celui-ci est parfois coiffé d'une valvule implantée sur la paroi postérieure du canal et à bord libre dirigé en haut et en arrière que l'on doit éviter lors du cathétérisme de la vessie.

Selon **DRION et al (2005)** ils spécifient que chez certaines espèces (jument-vache-lapine-femme), la paroi latérale vulvaire loge une glande tubulo-alvéolaire, la glande de Bartholin, de structure similaire aux glandes bulbo-urétrales du mâle. La glande de Bartholin sécrète un liquide visqueux particulièrement abondant au moment de l'œstrus.

2.2.2 - Le vagin :

Si on se réfère aux figures 3 et 4 on peut visualiser les différentes composantes de l'appareil génital.

Le vagin est un conduit musculo-membraneux, cylindroïde, le vagin s'étend du col de l'utérus à la vulve ou sinus uro-génital. Il représente, avec la vulve, l'organe copulateur de la femelle et livre passage au fœtus au moment de la mise-bas.

D'après le même auteur cité ci avant le vagin est en rapport en haut avec le rectum et en bas avec la vessie et le canal de l'urètre. Il est codé latéralement avec les coxaux. Aplati de dessus en dessous, sa longueur est variable suivant les espèces mais difficile à apprécier du fait de son extensibilité. La muqueuse vaginale est tapissée de plis muqueux et sans cesse lubrifiée par un mucus abondant. Le fond du vagin renferme le col de l'utérus qui, chez la vache, forme une saillie bien marquée, dénommée fleur épanouie.

2.2.3 – Le col de l'utérus :

D'après **SOLTNER (1989)** le cervix ou col utérin est la partie la plus étroite et la plus dense qui relie le vagin à l'utérus, il est long d'environ 10cm. Il a une forme irrégulière à la palpation à travers le rectum.

Il est constitué d'une paroi épaisse et d'un mince passage (canal cervical) dans lequel se trouvent 3 à 5 replis épais ou canaux circulaires formés à la même structure musculaire épaisse de la paroi du col ; les replis opposés se chevauchent, formant ainsi un petit passage tortueux.

La connaissance du cervix change avec les phases physiologiques du cycle œstral. Il est clos et fermé lorsque la vache n'est pas en chaleur, par contre il est plus mou et ouvert lorsqu'elle est en chaleur.

Durant la période des chaleurs, le canal cervical est dilaté et lubrifié initialement par un mucus clair qui devient plus épais à mesure que l'œstrus progresse.

2.2.4 – L'utérus :

Selon **DIJDOUET (1999)** l'utérus est l'organe où le fœtus se développe. L'utérus d'une vache non gestante est constitué d'un corps de moins de 3cm de longueur et de deux cornes (l'une à droite et l'autre à gauche) qui se courbent comme celle d'un bélier. L'utérus est capable d'une expansion énorme pour accommoder un fœtus en croissance. En fin de gestation, l'utérus contient un veau de 35 à 40 kg de fluides et 5kg de tissu placentaire. Après le vêlage, l'utérus retrouve sa dimension normale grâce à l'involution utérine.

Aussi **BOICHARD, (1998)** le définit comme étant l'organe de gestation ou se fait l'implantation de l'œuf, développement embryonnaire et parturition.

2.2.5 – Les ovaires :

Les ovaires possèdent une double fonction de production des ovocytes, c'est-à-dire des gamètes femelles, et de glande endocrine qui sécrète notamment oestrogènes et progestérone.

L'ovaire de vache présente globalement une forme ovale avec une longueur d'environ 4 à 6 cm à l'âge adulte. Sa surface est rendue irrégulière par la présence et les traces des follicules et des corps jaunes successifs.

Les follicules ont une structure vésiculaire qui contient les ovules et un follicule est sélectionné à chaque cycle en vue de l'ovulation (rupture du follicule et libération de l'œuf). Les structures remplies de liquide croissent de très petits à une grosseur inconstante. Vers la fin du cycle œstral, un follicule se développe plus que les autres et arrive à la maturité. C'est le follicule de **DEGRAFF**. Il se rupture environ 30 à 36 heures après le début de l'œstrus, libérant l'œuf qui est capté par l'infundibulum. Les follicules en développement produisent les œstrogènes, surtout l'œstradiol, responsable de l'extériorisation des chaleurs. (**DRION et al 2005**).

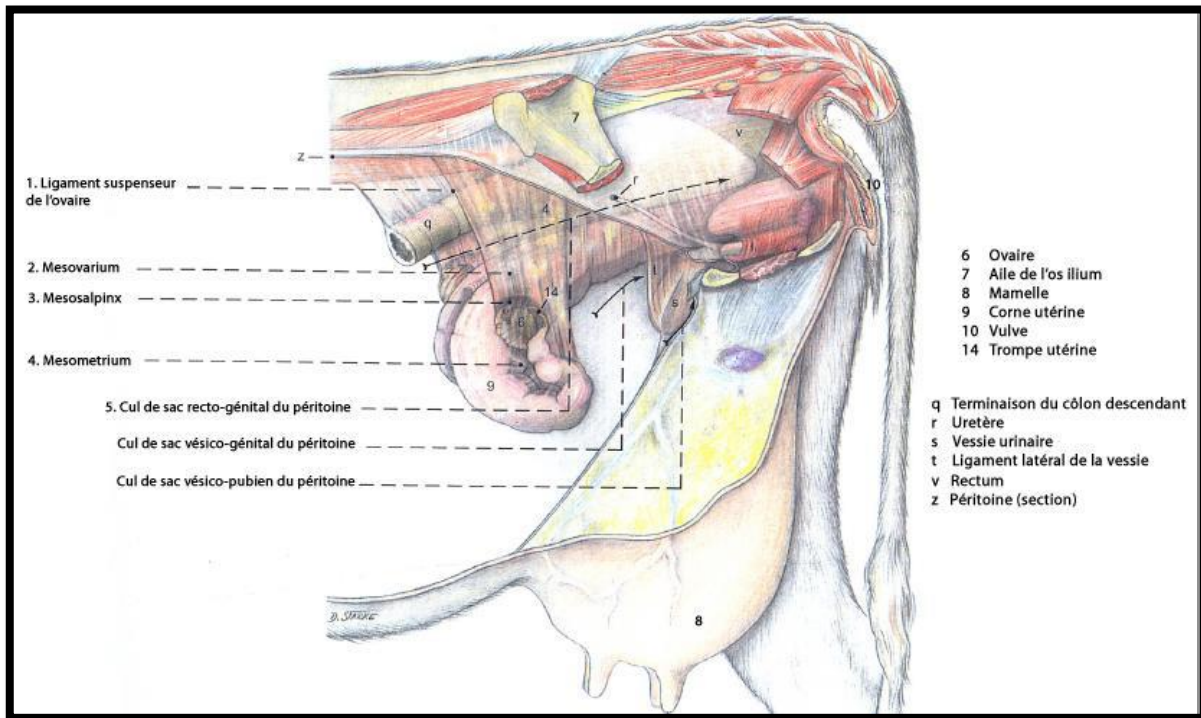


Figure 03 : Anatomie de l'appareil génital de la vache ; (BUDRA 2003).

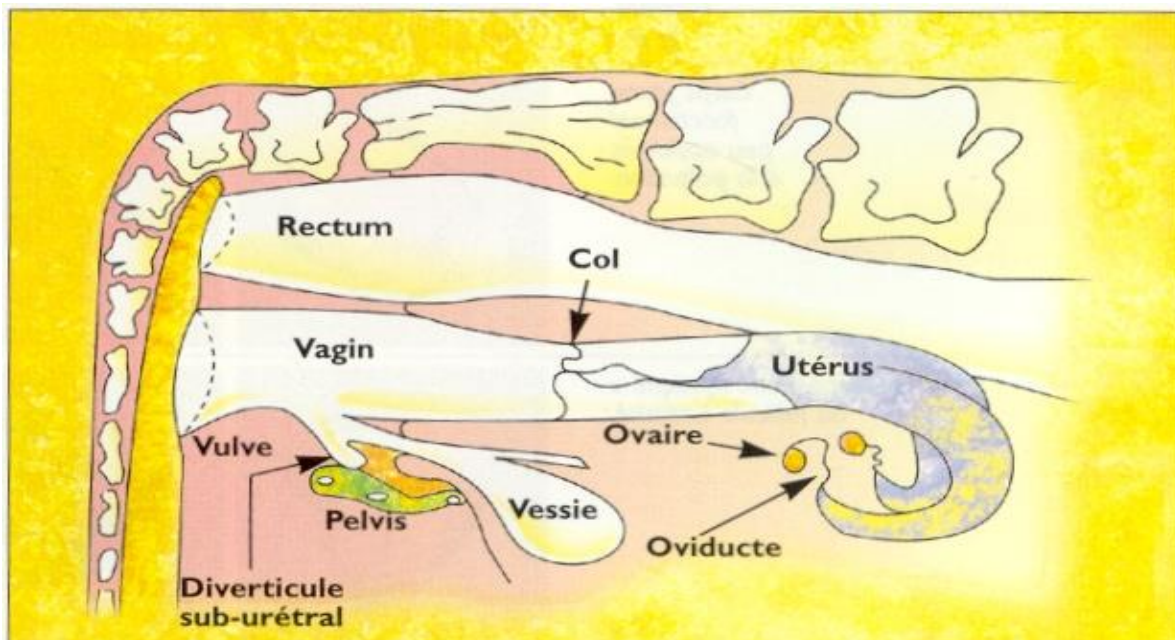


Figure 04 : Schéma du tractus génital chez la vache d'après (HANZEN 2010).

3) LA PHYSIOLOGIE DE LA REPRODUCTION CHEZ LA VACHE :

BOSIO (2006) affirme que chez tous les mammifères, l'appareil génital femelle présente au cours de la période d'activité génitale, des modifications morphologiques et physiologiques se produisant toujours dans le même ordre et revenant à intervalles périodiques. Les modifications suivent un rythme bien défini pour chaque espèce, elles constituent le cycle sexuel ou le cycle œstral. Elles se manifestent à la puberté et elles se poursuivent tout au long de la vie génitale et ne sont interrompues que par la gestation. Elles dépendent de l'activité cyclique de l'ovaire régulée par ses propres sécrétions hormonales, elles-mêmes sous dépendance étroite des hormones gonadotropes hypothalamo-hypophysaires.

D'après **BYISHIMO (2012)** la femelle traverse quatre étapes suivant le développement de l'ovaire et des autres organes :

- L'étape pré-pubertaire : qui va de la naissance à la puberté.
- L'étape pubertaire : caractérisée par la mise en place des fonctions de reproduction ; les premières chaleurs.
- L'étape adulte : caractérisée par les manifestations cycliques répétées appelées « cycles sexuels ».
- L'étape sénile : survient à l'âge avancé de la femelle et se caractérise par l'arrêt des cycles sexuels et l'incapacité de concevoir.

Chez la vache, L'âge à la puberté varie entre 8 et 12 mois, cependant l'aptitude à la reproduction est très influencée par les facteurs externes, l'alimentation, le stress, la saison, mais surtout le poids corporel.

En général, la Génisse est mise à la reproduction quand elle atteint $\frac{3}{4}$ du poids adulte de la race, et ce poids est généralement atteint à 2 ans.

3.1. LE CYCLE ŒSTRAL CHEZ LA VACHE :

3.1.1. Le cycle œstral :

BARBRY (2012) relate que le cycle œstral correspond à l'ensemble des modifications périodiques, morphologiques, histologiques, physiologiques et endocrinologiques des organes génitaux et de la glande mammaire. L'ensemble de ces modifications ont pour but de créer des conditions favorables à la gestation Ce cycle est centré sur l'œstrus.

3.1.2. L'œstrus :

L'œstrus ou chaleur est la période d'acceptation du mâle et de la saillie où l'IA. C'est la période de maturité folliculaire au niveau de l'ovaire, suivie de l'ovulation. Cet œstrus dure de 6 à 30 heures (**DERIVAUX et al 1986 ; BOSIO 2006**).

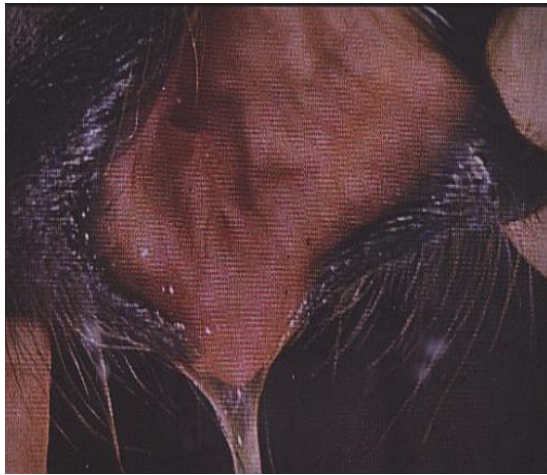
Contrairement à la brebis dont le rythme saisonnier de reproduction dépend du rythme circadien au cours de l'année (**THIMONIER et al 2000 ; THIBAUT et al 2001; BOUTELIS 2012**), la vache est une espèce poly-œstrienne de type continu avec une durée moyenne de cycle de 21/22 jours chez la femelle multipare et de 20 jours chez la génisse. L'activité sexuelle débute à la puberté, puis elle est marquée par cette activité cyclique, caractérisée par l'apparition périodique de l'œstrus. (**MIALOT et al, 2001**).

La mise en place des cycles ovariens se fait au moment de la puberté et débute à l'âge de 6 à 18 mois. Après la puberté, les cycles œstraux se déroulent en continu sauf interruptions : gestation, période post-partum (interruption de 3 à 6 semaines), période de forte production laitière, pathologies (anœstrus permanent, carences alimentaires, etc.) (**BARBRY 2012**).

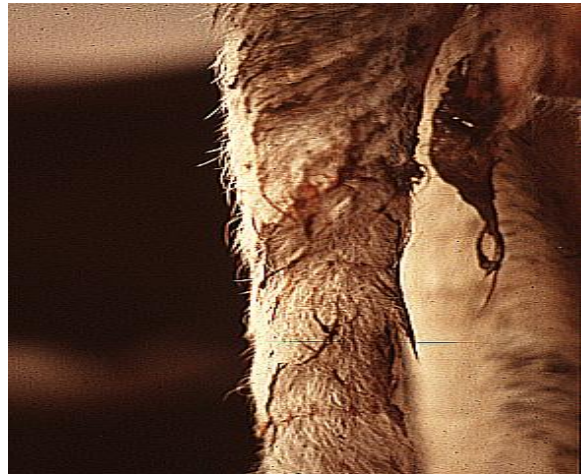
Parmi les signes de l'œstrus ou chaleur :

- ◆ Mucus (écoulement entre les lèvres vulvaires),
- ◆ Monte active (la vache monte sur les autres),
- ◆ Monte passive (la vache se laisse monter par d'autres),
- ◆ Relever de la tête et flehmen (retroussis de la lèvre supérieure),
- ◆ Nervosité (beuglements, mouvements des oreilles...),
- ◆ Renflements vulvaires,
- ◆ Placement de la tête sur l'encolure ou le bassin d'autres vaches,
- ◆ Chute de production laitière,
- ◆ Écoulement de sang au niveau de la vulve,

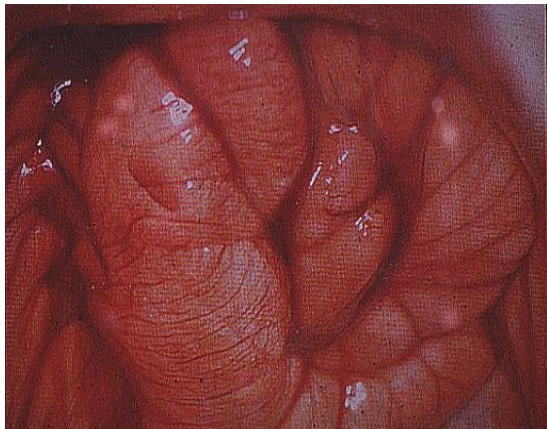
Voici quelques photos qui nous montrent les signes de chaleur chez une vache : Photos (02, 03, 04, 05, 06,07) d'après (**HANZEN 2010**).



*Photo 02 : Ecoulement muqueux
Chez une vache en chaleur.*



*Photo 03 : Ecoulement sanguinolent
chez une vache en chaleur.*



*Photo 04 : Congestion cervico vaginale
Pendant l'œstrus chez la vache.*



Flehmen

*Photo 05 : Signe de Flehmen
Pendant l'œstrus chez la vache.*



*Photo 06 : Manifestation d'une monté passive
Lors des chaleurs d'une vache.*



*Photo 07: Reniflement de vache en
Chaleur.*

3.1.3. Les étapes du cycle œstral :

En 1900, Walter Heape a été le premier à utiliser le terme «œstrus » pour décrire la période d'acceptation du mâle. Les différentes phases du cycle étaient alors décrites en utilisant le suffixe œstrus et les préfixes pro-, met- et di-.

Selon **BARBRY (2012)** une autre terminologie est régulièrement utilisée pour caractériser les différentes phases du cycle.

Le cycle ovarien est ainsi divisé en 2 phases :

- **Une phase folliculaire** : qui correspond à la période qui s'étend de la fin de la croissance folliculaire à l'ovulation (phases de pro-œstrus et d'œstrus).
- **Une phase lutéale** : qui débute après l'ovulation et s'achève avec la régression du ou des corps jaunes (phases de met-œstrus et de di-œstrus).

Le cycle est classiquement divisé en quatre (4) périodes : Pro-œstrus, œstrus, met-œstrus, di-œstrus, la figure n°05 nous montre les différentes phases du cycle.

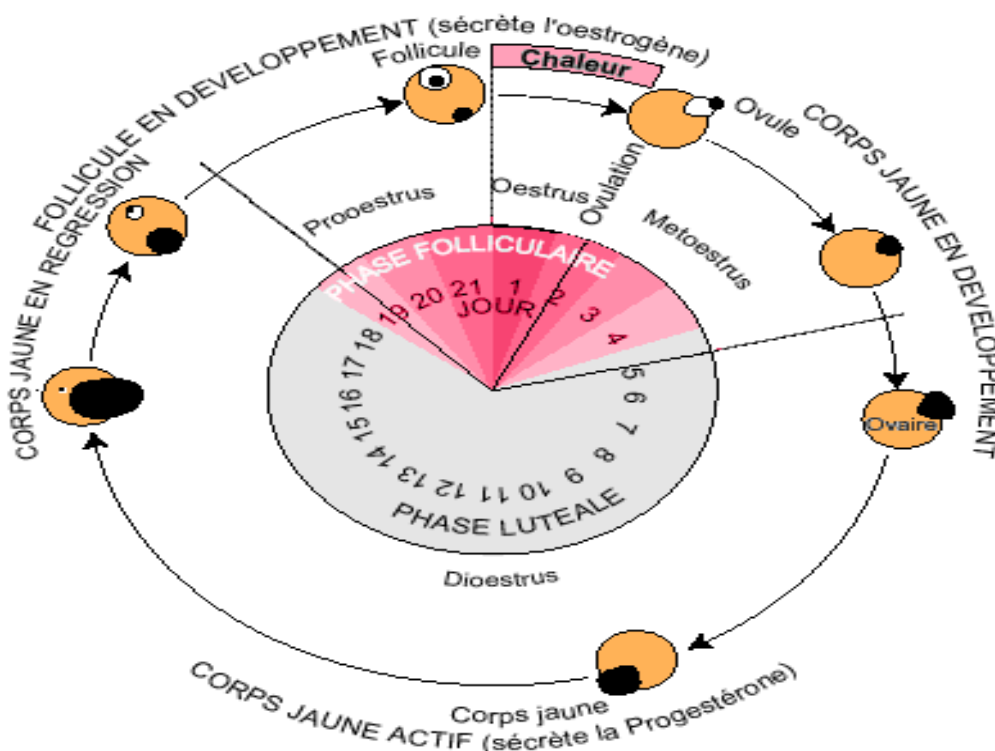


Figure 05 : le cycle œstral de la vache (Source : WATTIAUX 2006).

- Le pro-œstrus, qui précède l'œstrus et correspond à la croissance terminale du follicule pré-ovulatoire, dure 3 jours.
- L'œstrus, qui correspond à la période d'acceptation du mâle et est suivi de l'ovulation dans les 12 à 15 heures qui suivent.
- Le met-œstrus qui correspond à la mise en place du corps jaune à partir du follicule qui a ovulé.
- Le di-œstrus, qui est la période de maturation et de maintien du corps jaune (TAVEAU et al 2013).

Le tableau ci-dessous rapporte la durée de chaque période (Tableau n° 01).

Tableau n° 01 : Durée des différentes phases du cycle sexuel de la vache et situation de l'ovulation par rapport à l'œstrus.

Phases du cycle	Pro-œstrus	œstrus	Met-œstrus	Di-œstrus	Durée de cycle	Moment de l'ovulation
Durée de cycle	2-3 jours	12-18 heures	2jours	15 jours	21jours	10-12 heures post-œstrus

(BARBRY 2012).

3.1.4. Différents types de cycles :

Il existe plusieurs types de cycles selon le nombre de vagues qu'ils contiennent. Selon les animaux, il est possible de distinguer de 2 à 4 vagues de croissance (voire 6 exceptionnellement). En pratique, il est impossible de savoir pour une vache donnée quel est le nombre de vagues dans un cycle.

Lors de cycles à trois vagues : Si on considère J0 le jour de l'ovulation, une nouvelle vague émerge à J1, J6 et J16.

Lors de cycles à deux vagues : Si on considère toujours J0 comme le jour de l'ovulation, une nouvelle vague émerge à J1 et à J9 ou J10.

La durée de la vague ovulatoire est différente selon les types de cycles : si l'intervalle de temps entre le recrutement et la sélection est toujours de 2,5 jours, il s'écoule ensuite six à sept jours avant l'ovulation dans les cycles à deux vagues, contre 4 jours dans les cycles à trois vagues.

La durée du cycle varie également en fonction du nombre de vagues : 21 jours avec deux vagues, 24 jours avec trois vagues (Ennuyer 2000).

3.2. PHYSIOLOGIE DE L'ACTIVITE OVARIENNE CYCLIQUE CHEZ LA VACHE :

3.2.1. Ovogénèse :

L'ovogénèse est le processus de la formation, de la croissance et de la maturation du gamète femelle (ovule). Ce processus ne peut être distingué de l'évolution du follicule ovarien au sein duquel il se déroule en grande partie. L'évolution du follicule, à son tour, est indissociable de l'activité cyclique de l'ovaire (ou cycle ovarien) à laquelle elle contribue par sa participation à un contrôle endocrinien particulièrement perfectionné (**GAYRARD 2007**).

HANZEN et al (2000) relatent que l'ovogénèse qui débute pendant la vie foetale correspond aux étapes de divisions des cellules germinales primordiales et à la méiose qui va conduire à la formation de l'ovule. L'ovogénèse comporte trois phases :

- Une phase de multiplication,
- Une phase d'accroissement,
- Une phase de maturation.

L'ovogénèse, débutée lors du développement embryonnaire, s'est arrêtée à la prophase méiotique, laissant les ovocytes I entourés de cellules folliculeuses. Le nombre de ces follicules primordiaux, 235 000 à la naissance chez la vache, diminuera avec l'âge par dégénérescence. Au cours de la succession des cycles, certains ovocytes iront jusqu'à la maturation et la ponte ovulaire, tandis que la majorité dégénèrera dans les follicules atrésiques (**MIALOT et al 2001**).

Les mêmes auteurs à savoir **MIALOT et al (2001)** précisent que seulement quelques centaines d'ovocytes primordiaux achèveront ainsi la première division de la méiose pour évoluer en ovocyte II avec émission du premier globule polaire, suivie de la seconde division méiotique. C'est au stade métaphase de cette division qu'a lieu l'ovulation, et la maturation finale se déroulera lors de la fécondation, avec émission du second globule polaire.

3.2.2. Phase folliculaire : (La folliculogénèse)

Selon **FIENI et al (1995)** et **MIALOT et al (2001)** la folliculogénèse est un phénomène continu, succession des différentes étapes du développement du follicule, structure endocrine temporaire, depuis le moment où il sort de la réserve constituée lors du développement embryonnaire, jusqu'à sa rupture au moment de l'ovulation. Aussi **HANZEN et al (2000)** relate que la folliculogénèse débute également durant la vie fœtale. A la naissance, il existe une réserve intra-ovarienne d'environ 70000 follicules primordiaux chez la vache. La phase de croissance ne concernera qu'un nombre réduit de ces follicules, la plupart d'entre eux subissant l'atréisie.

Si on se réfère à une coupe d'ovaire, (figure n° 06) on visualise avec précision les follicules ovariens présents depuis leur stade initial, ou follicule primordial, jusqu'au stade de follicule mûr ou dominant (follicule de **De Graaf**), libérant l'ovocyte (**FIENI et al 1995, MIALOT et al 2001**).

Cette coupe révèle aussi la présence de deux couches, au centre se trouve une zone très richement vascularisée que l'on nomme *la médulla*. La zone plus superficielle, appelée *cortex*, est constituée par un tissu conjonctif dense contenant les follicules et les corps jaune. Le cortex renferme également les cellules interstitielles assurant en partie la fonction endocrine des ovaires (**FRANDSON 2009**).

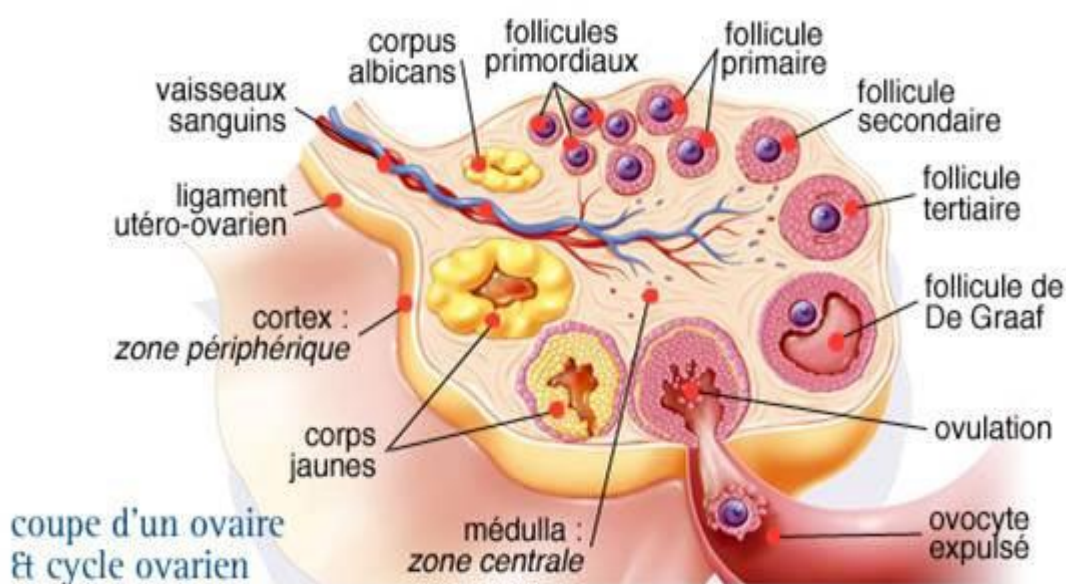


Figure 06 : Coupe d'un ovaire représentant les étapes du développement folliculaire vers l'ovulation et le corps jaune ou l'atréisie (**Net 1**).

3.2.2.1. Stades de développement des follicules ovariens :

A la puberté, chaque jour, environ 80 follicules primordiaux (diamètre 30 μ m) débutent leur croissance par multiplication des cellules folliculaires et développement de l'ovocyte (FIENI et al 1995, MIALOT et al 2001).

L'ovocyte I s'entoure d'une couche simple de cellules aplaties pour constituer le follicule primordial. Les cellules folliculeuses prolifèrent pour former une structure pluristratifiée : la granulosa. L'assise cellulaire la plus interne conserve sa morphologie épithéliale cubique et prend le nom de *corona radiata*. Pendant ce temps, l'ovocyte I entre en accroissement, le follicule est qualifié de follicule primaire (Figure 07).

La prolifération des cellules de la granulosa se poursuit activement, augmentant le diamètre du follicule. Une cavité se différencie au sein de la granulosa, l'antrum. Le follicule prend le nom de follicule secondaire.

La condensation des cellules du stroma ovarien autour du follicule se différencie en deux couches distinctes : la thèque interne et la thèque externe. L'ovocyte est refoulé à un pôle de l'antrum, entouré de sa zone pellucide et de quelques assises de cellules folliculeuses. L'ensemble, qui fait saillie dans l'antrum, prend le nom de cumulus oophorus (Figure 07). Au cours de cette maturation, les cellules de la thèque interne du follicule acquièrent des récepteurs à LH et les cellules de la granulosa acquièrent des récepteurs à FSH. Le follicule secondaire poursuit sa croissance pour devenir un follicule tertiaire atteignant une taille de 3 à 4 mm et l'ovocyte un diamètre compris entre 100 et 130 μ m (BARBRY 2012).

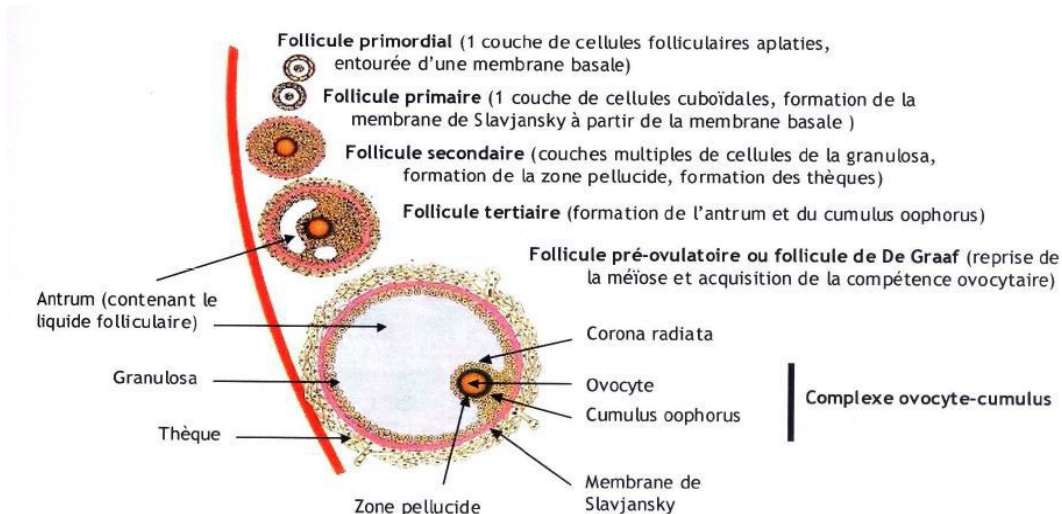


Figure 07 : Evolution morphologique du follicule au sein du stroma ovarien (D'après BARBRY2012).

3.2.2.2. Folliculogenèse basale :

La folliculogenèse basale correspond aux premières étapes de la maturation folliculaire. Les follicules, bien que sensibles à la FSH, peuvent poursuivre leur évolution indépendamment de la production des hormones gonadotropes (**SAINT-DIZIER et al 2014 ; EDSON et al 2009**).

Ce développement folliculaire initial se poursuit jusqu'à ce que les follicules atteignent une taille définie, qui est estimée à 3-4 mm dans l'espèce bovine (**MONNIAUX 2009**). Au-delà de cette taille, la folliculogenèse entre dans sa phase terminale.

3.2.2.3. Folliculogenèse terminale :

Cette phase est strictement dépendantes de la production des hormones gonadotropes, de la FSH d'abord, puis de la LH. Elle se déroule en trois étapes successives :

■ Le recrutement : sous l'effet de la FSH, de dix à quinze follicules tertiaires sont recrutés et entrent dans une phase de croissance (**McGee et al 2000**).

■ La sélection : lorsque la taille de la majorité des follicules est d'environ 6 mm, l'inhibition de la FSH par l'œstradiol engendre une dégénérescence des follicules recrutés. Un seul follicule, dont la taille est légèrement supérieure aux autres (environ 8 mm), est alors sélectionné et acquiert des récepteurs à la LH qui lui permettent de poursuivre sa croissance malgré la faible concentration en FSH (**HOPPER 2014, JOLY 2015**).

■ La dominance : le follicule sélectionné termine sa croissance grâce à la présence de LH. Cette croissance se poursuit jusqu'à environ 15-20 mm.

La figure n°08 montre les différentes étapes de la folliculogenèse depuis la folliculogenèse basale jusqu' à la phase terminale, et les rôles relatifs des gonadotrophines et des facteurs de croissance pendant le développement folliculaire.

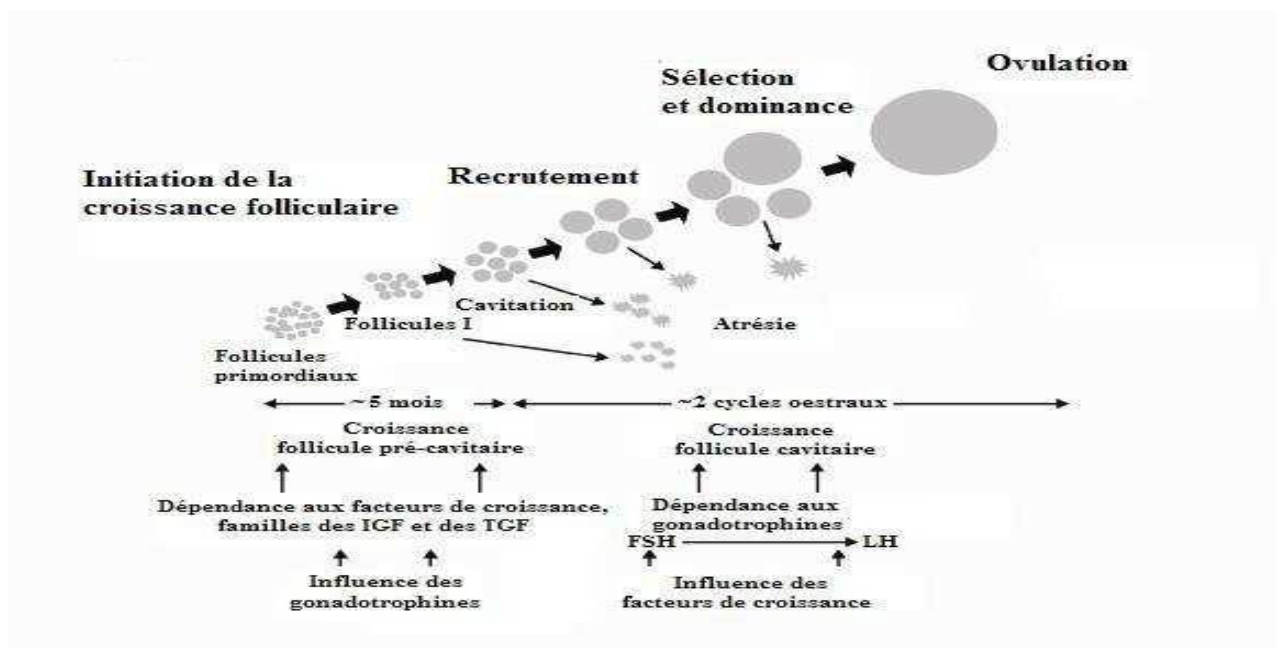


Figure 08 : Développement folliculaire et rôles relatifs des gonadotrophines et des facteurs de croissance (d'après WEBB 1999).

3.2.3. L'ovulation :

L'ovulation symbolise le devenir folliculaire (la fréquence des ovulations multiples chez la vache serait de 3 à 6 % (BRUYAS 1991 ; DISKIN et *al* 2000).

L'ovulation correspond à la rupture du follicule ovulatoire permettant la libération d'un ovocyte fécondable, dans les 12 heures après la fin de l'œstrus suite au pic pré ovulatoire de LH (BENCHARIF et *al* 2003 ; BARBRY 2012).

L'ovulation a lieu 6 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 (DERIVAUX et *al* 1986 ; BOSIO 2006).

La rupture du follicule et l'expulsion de l'ovocyte résultent de la séquence des événements suivants :

- Augmentation du flux sanguin,
- Augmentation du volume de l'antrum par suite d'un appel d'eau sous l'action de la FSH/LH,
- Dissociation des faisceaux de fibres de collagène de la thèque externe sous l'action d'une collagénase,

- Les cellules de la granulosa se détachent de la lame basale. Seules les cellules qui ont assuré la jonction entre la granulosa et l'ovocyte restent plus ou moins longtemps attachées à l'ovocyte et forment la corona radiata,
- Rupture de la lame basale.

3.2.4. Phase lutéale :

La phase lutéale est débutée après l'ovulation, tout follicule rompu est le siège de remaniements cytologiques et biochimiques qui conduisent à la formation du tissu lutéal. Cet organe contient des grandes cellules issues de la granulosa et des petites provenant de la thèque interne (Voir figure n° 09). Il atteint 20 mm de diamètre en fin de croissance. (MIALOT *et al* 2001 ; BOSIO 2006).

Il sécrète essentiellement :

- ◆ La progestérone,
- ◆ Les œstrogènes,
- ◆ La relaxine,
- ◆ L'ocytocine.

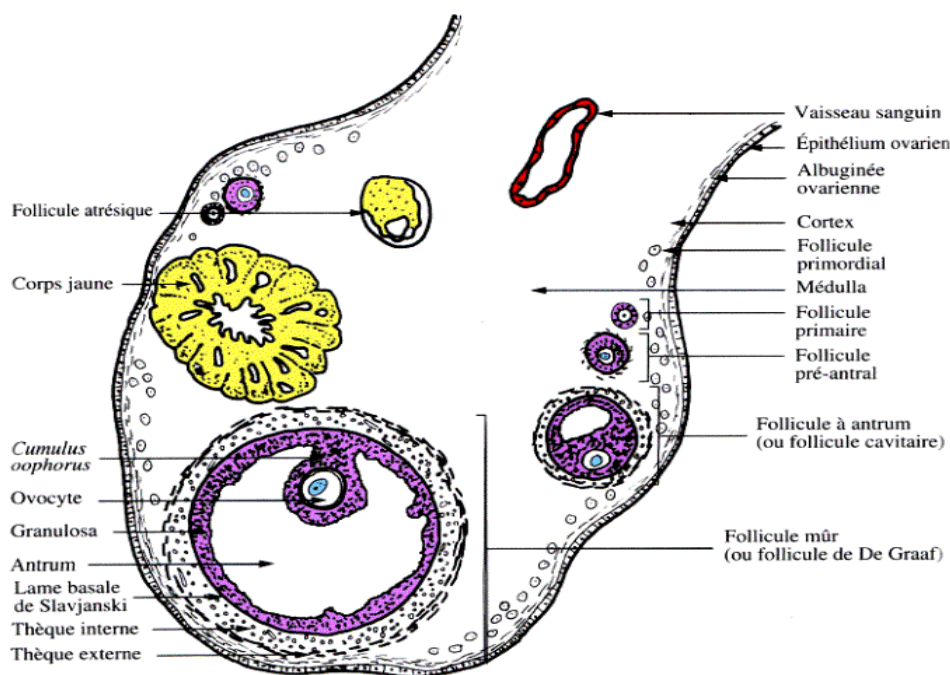


Figure 09 : Diagramme ovarien représentant les étapes du développement folliculaire vers l'ovulation et le corps jaune ou l'atrésie (BENHIZIA 2015).

a) Les phases d'évolution du corps jaune :

- Une période de croissance de 4 à 5 jours, au cours de laquelle il est insensible aux prostaglandines ;
- Une période de maintien d'activité (lutéotrophie) dure 8 à 10 jours ;
- Une période de lutéolyse ; s'il n'y a pas eu de fécondation, observable macroscopiquement à partir du 17^{ème}-18^{ème} jour du cycle, aboutissant à la formation d'un reliquat ovarien, le corps blanc (**FIENI et al 1995**).

b) Sécrétion de progestérone et facteurs lutéotropes :

Le corps jaune sécrète de la progestérone en plateau et de l'œstradiol. Il reste fonctionnel jusqu'à la lutéolyse.

- S'il n'y a pas eu fécondation, cette lutéolyse survient vers le 17^{ème} jour, au moment où l'endomètre sécrète une prostaglandine : PGF2 α . Le corps jaune reste cependant présent pendant plusieurs semaines sous la forme d'un organite de petite taille. Cette régression est suivie d'un nouveau cycle ovarien (Voir figure n°10).
- S'il y a eu fécondation et formation d'un embryon, un signal provenant de l'embryon inhibe la production de PGF2 α et permet le maintien du corps jaune. Le corps jaune continue de sécréter de la progestérone en plateau ce qui est nécessaire au maintien de la gestation (**RATHBONE et al 2001**).

La progestérone et l'œstradiol, par leur action synergique, exercent un rétrocontrôle négatif sur le fonctionnement hypophysaire, ce qui provoque une diminution des pulses de GnRH et une inhibition de la croissance d'autres follicules (**ENNUYER 2000 ; BARBRY 2012**).

La dominance des sécrétions de progestérone pendant la phase lutéale induit une inhibition des contractions utérines et favorise l'implantation de l'œuf.

La phase lutéale est une étape critique pour l'établissement de la gestation car c'est entre le J14-J20 qu'on rencontre le plus fort taux de mortalité embryonnaire alors que l'embryon doit empêcher le processus de la lutéolyse pour assurer sa survie (**MIALOT et al 2001 ; CARRIERE 2012**).

La figure ci-dessous montre les événements cellulaires, endocriniens et comportementaux du cycle œstral de la vache (figure n° 10).

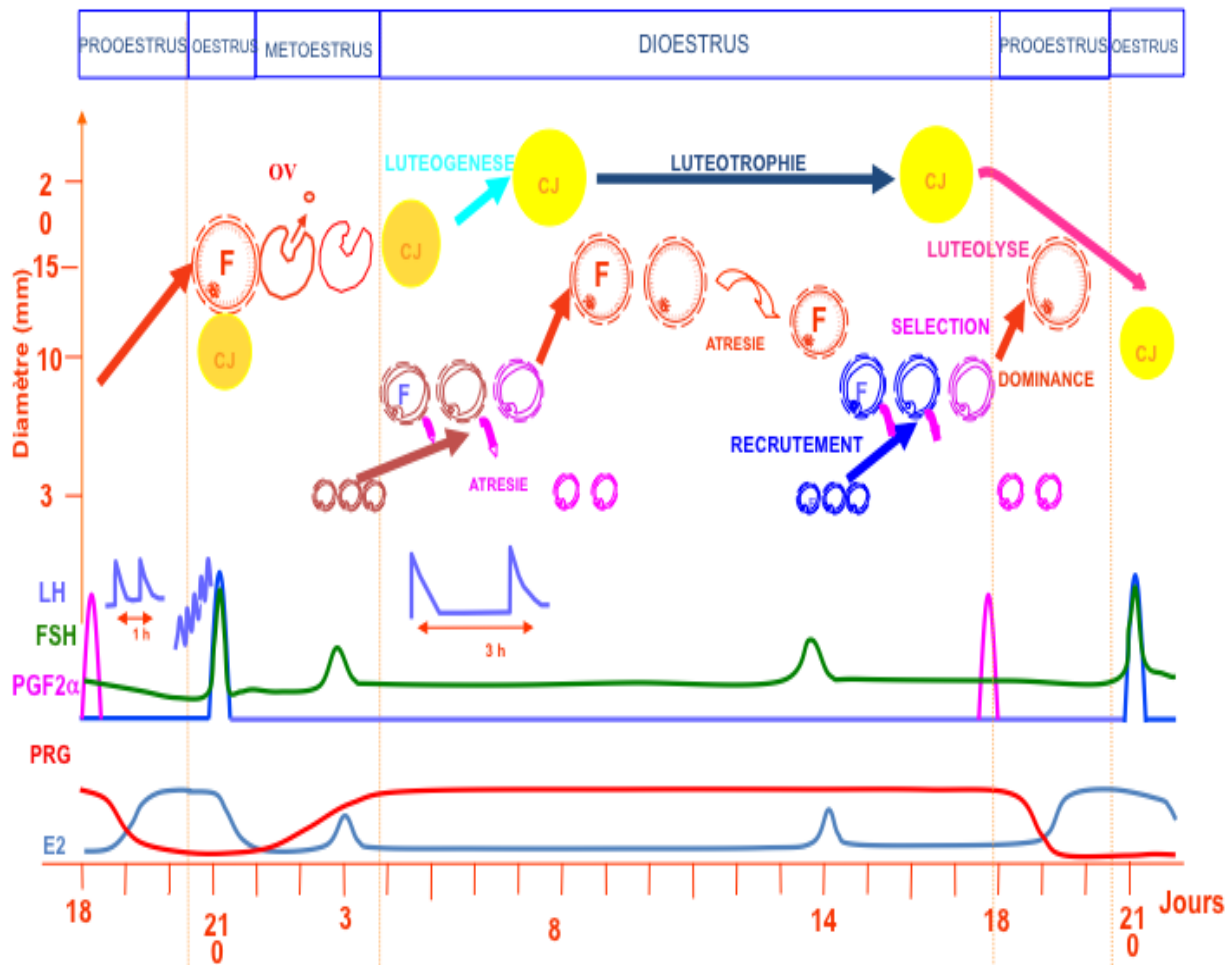


Figure 10 : Changements hormonaux et ovariens durant le cycle œstral de la vache SI : (GAYRARD 2008).

En se référant à la figure n° 10, pendant un cycle œstral de 18 à 25 jours, il y a toujours un corps jaune présent sur les ovaires (en formation mature ou en régression). Deux ou trois vagues folliculaires se développent au cours du cycle et un follicule dominant de 12-15mm émerge de chacune des vagues. Le follicule dominant des premières vagues est voué à l'atrésie en raison de l'insuffisance de pulsativité de LH. En l'absence de gestation, l'augmentation de PGF2α induit la lutéolyse, entraînant une diminution de la concentration en progestérone (PRG) produite par le corps jaune. Le follicule dominant de la dernière vague termine son développement pour devenir le follicule ovulatoire, synthétisant de plus en plus d'œstradiol (E2). Le pic de LH induit l'ovulation (OV) du follicule ovulatoire (TAVEAU et al 2013).

3.3. ENDOCRINOLOGIE SEXUELLE LORS DU CYCLE ŒSTRAL :

La physiologie du cycle sexuel est complexe et fait intervenir le système nerveux central (axe hypothalamo-hypophysaire) et l'appareil génital (ovaires et utérus). Les interactions entre ces organes au cours d'un cycle sont représentées sur la Figure n°11 (PETERS et *al* 1994).

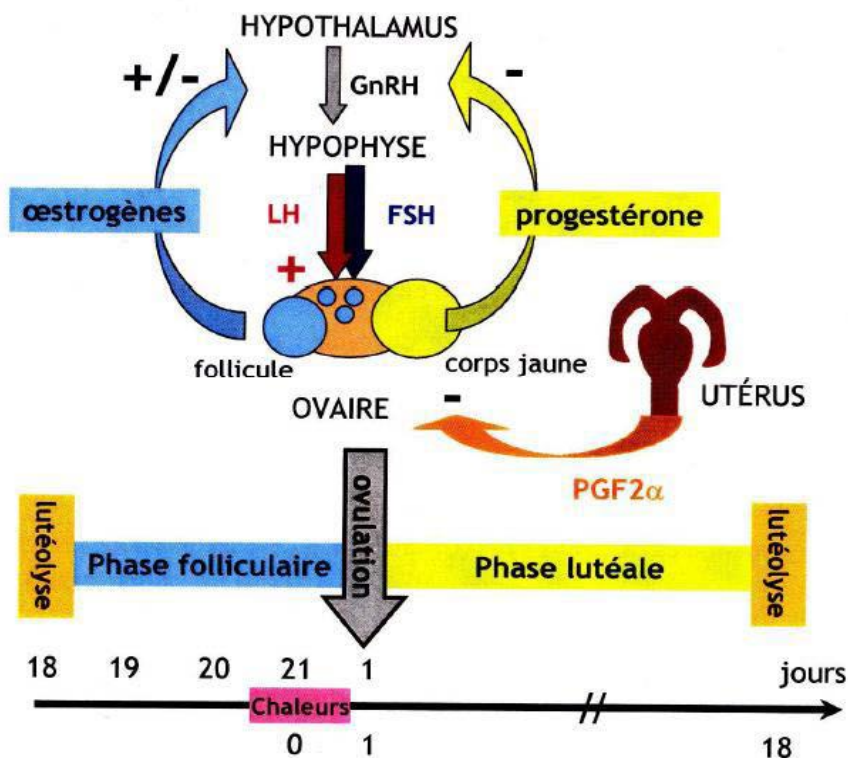


Figure 11 : Régulation neuro-endocrinienne de la vache lors de son cycle sexuel SI : UNCEIA, 2006).

3.3.1. HORMONES HYPOTHALAMO-HYPOPHYSAIRES :

3.3.1.1. Hormones hypothalamiques :

Selon GRUYTER, (1988) la GnRH est l'hormone de décharge ou encore l'hormone de libération (libérins) d'autres hormones. Cette hormone est également nommée :

- FSH-RH (Folliculo-Stimuline-Releasing Hormone)
- LH-RH (Luteinizing Hormone-Releasing Hormone) (HAFEZ 1993).

La suppression de la sécrétion de la GnRH par des expériences a montré son importance dans la synthèse et la libération de FSH et LH (**FILICORI et al 1994**). La GnRH joue manifestement un rôle pivot dans :

L'initiation, la régulation et la suppression de la fonction reproductrice.

Elle a une sécrétion pulsatile. Chaque pulse est formée de la somme de petites quantités de GnRH, libérées chacune par un neurone (**CARATY et al 2001**).

Le pulse peut être défini comme un épisode bref de libération hormonale dans le sang (**PELLETIER 1983**).

3.3.1.2. Gonadotrophines hypophysaires (FSH et LH) :

Au début de l'œstrus, se produit une décharge de gonadotropines qui entraîne l'ovulation, marquant la fin de la phase folliculaire et le début de la phase lutéale (**DRIANCOURT et LEVASSEUR 2001 ; MEDAN et al 2005**).

Les gonadotrophines jouent un rôle central dans la régulation de la fonction de la reproduction tant chez le mâle que chez la femelle.

Elles sont en effet les intermédiaires essentiels du système nerveux central sur les activités endocrines et gamétogéniques des gonades (**MEDAN et al 2005**).

La FSH et LH sont des hormones glycoprotéiques à action directe et unique sur les gonades chez le mâle et la femelle (**BONNES et al 1988**).

La LH et la FSH confèrent à l'hypophyse une fonction de relai amplificateur dans le contrôle de la fonction de reproduction par :

- Le système nerveux central sous l'impulsion de la GnRH (**MOENTER et al 1991; BARTOLOME et al 2005**).
- Des hormones périphériques et notamment les stéroïdes sexuels via la circulation générale
- Divers facteurs produits localement par les cellules folliculaires comme l'inhibine, l'activine et IGF (facteurs de croissance) ainsi que leurs protéines de liaison telle que la follistatine.

a) Les principales fonctions de FSH :

- ❖ La FSH accompagne la croissance du follicule secondaire en follicule dominant dans les ovaires des mammifères.
- ❖ La FSH contrôle le développement des follicules (**ERTKSON et DANFORTH 1995**).
- ❖ Elle stimule l'activation de l'aromatase et accélère la production des œstrogènes (**BAO et al 1997**).

Selon le même auteur, il dit que c'est l'hormone de la phase folliculaire précoce, d'autres auteurs **TANAKA et al (2001)** affirment aussi que chez les bovins, il ressort que la FSH joue un rôle important dans l'initiation du développement folliculaire.

b) Les principales fonctions de la LH :

- ❖ La stimulation de la croissance folliculaire,
- ❖ La maturation finale du follicule dominant par la stimulation de la production d'œstradiol,
- ❖ L'induction de l'ovulation et la stimulation de la sécrétion de progestérone par le corps jaune (**BENHIZIA 2015**).

3.3.2. HORMONES STEROÏDIENNES :

D'autres facteurs interviennent dans la régulation hormonale de la reproduction. C'est le cas de l'inhibine et de l'œstradiol sécrétés par les follicules ovariens, ainsi que de la progestérone.

3.3.2.1. L'inhibine :

L'inhibine est synthétisée par les cellules de la granulosa des follicules ovariens. Elle exerce un rétrocontrôle négatif sur la synthèse de FSH par l'adénohypophyse (**NEILL 2005 ; NORRIS et al 2010**).

3.3.2.2. Œstrogènes :

L'œstradiol est également sécrété par les follicules. Ses effets varient selon le climat hormonal :

- Dans le cas d'une progestéronémie basse associée à une concentration sanguine en œstradiol élevée, le rétrocontrôle sera positif sur l'hypophyse avec l'induction d'un pic de LH (**ROCHE 1996 ; FORDE et al 2011**).
- En revanche, dans un contexte de forte concentration en progestérone associée à une teneur en œstradiol faible, l'œstradiol exerce un rétrocontrôle négatif sur libération de GnRH par l'hypothalamus (**NORRIS et al 2013 ; JOLY 2015**).

D'autres auteurs à savoir **COLAZO et al (2005)** rapportent que l'œstradiol a un effet lutéolytique. Une perfusion d'œstradiol induit l'atrésie folliculaire suite à la baisse du taux circulant de FSH. A partir du moment où la concentration en œstradiol décline, un redressement du taux de FSH a lieu et une nouvelle vague folliculaire émerge 24 heures après.

3.3.2.3. Progestérone :

D'après **GRAHAM et CLARKE (1997)** affirment que la progestérone signifie permet la gestation, elle est sécrétée essentiellement par le corps jaune de l'ovaire et la progestérone est :

- ❖ Responsable du maintien de la gestation.
- ❖ Exerce un rétrocontrôle négatif sur la production de GnRH, FSH et LH (Voir figure n°11).
- ❖ Exerce une action inhibitrice au niveau de l'adénohypophyse (**NORRIS et al 2013**).

En fin de cycle, s'il n'y a pas eu de fécondation, l'utérus secrète la prostaglandine F2 α (PGF 2 α), qui est responsable de la lutéolyse et de la contractilité utérine. Cette production de prostaglandines par l'utérus serait influencée par les œstrogènes qui agissent sur l'expression des récepteurs à l'ocytocine au niveau du muscle lisse utérin. L'ocytocine stimule alors les contractions utérines et la production d'acide arachidonique, précurseur de la prostaglandine. La chute de progestérone en fin de di-œstrus stimule la production de FSH par l'hypophyse et initie un nouveau cycle (**KATILA 2007 ; BENHIZIA 2015**).

3.4. L'ACCOUPLEMENT ET LA FECONDATION :

a) *L'accouplement* :

KOLB (1975) stipule que l'accouplement est le moment de l'introduction du pénis dans le vagin de la femelle pour y déposer le sperme. Les glandes du vagin produisent une sécrétion destinée à faciliter l'intromission du pénis.

b) *La fécondation* :

Selon **WATTIAUX (2000)** la fécondation est définie comme l'étape de l'union d'un spermatozoïde avec un ovule pour former la première cellule de l'embryon.

VAISSAIRE (1977) affirme que la fécondation résulte de l'adaptation de deux gamètes (mâle et femelle) l'un à se déplacer et l'autre à assurer l'autonomie de début de développement. Le contact spécifique entre les membranes des deux gamètes puis leur fusion conduisent à l'incomparable du spermatozoïde dans l'ovocyte pour la formation d'un zygote.

Les différentes étapes de la fécondation sont comme suite :

- Franchissement des enveloppes ovulaires.
- Attachement de spermatozoïde à la membrane cytoplasmique.
- Gonflement de la tête des spermatozoïdes, pénétrât de la pièce intermédiaire et émission du 2° globule polaire.
- Formation des pronucléus et apparition du spermaster .
- Duplication ADN
- Acculement central et subcentral des pronucléus.

Les transferts des spermatozoïdes peuvent être faits de deux manières :

- Par saillie naturelle
- Par insémination artificielle

3.5. LA PHYSIOLOGIE DE LA GESTATION :

La gestation dure environ 9 mois et demi (275-290 Jours). Cette dernière peut être divisée en deux périodes successives :

- ***La période embryonnaire*** : c'est la période comprise entre la fécondation et la fin de l'organogenèse, soit le 42ème jour de gestation,
- ***La période fœtale*** : à partir du 46ème jour.

D'après **DRAME (1996)** ; **MUMPOREZE (2007)** ; **BARTOLOME (2009)** la durée de gestation est influencée par des facteurs génétiques et environnementaux maternels et fœtaux, cette variation est en fonction de :

- La taille de la portée (chez la vache, la durée de la gestation est plus courte en cas de naissance gémellaire de 3 à 6 jours),
- L'âge de la femelle (la durée de la gestation est plus courte chez les primipares de 2 à 3 jours),
- Sexe du fœtus (chez la vache, la gestation est allongée de 2 à 3 jours chez les fœtus mâles).

3.5.1. Le développement embryonnaire formation des membranes Fœtales :

La fécondation marque le début de la période embryonnaire. Elle a lieu dans l'ampoule de l'oviducte environ 20 heures après l'ovulation.

La première division a lieu vers la 8^{ème} heure après la fécondation (**BENCHARIF et al 2003**).

Les premières différenciations vont conduire au stade blastocyste 6 jours après la fécondation ;

- ✓ Au 9^{ème} jour, la zone pellucide disparaît, le blastocyste perd sa forme sphéroïde (0.2mm de diamètre) et devient oblong.
- ✓ Au 12^{ème} jour, le blastocyste mesure 1,5 à 3,3 mm sur 0,9 à 1,7 mm, et les parties extra-embryonnaires s'allongent de façon considérable, la forme du blastocyste devient filamenteuse.
- ✓ Au 17^{ème} jour le conceptus envahit la cavité utérine, il occupe la totalité de la corne ipsilatérale au corps jaune ou il atteint 40cm.
- ✓ Au 35^{ème} jour, le conceptus arrive à sa différenciation définitive il a alors son aspect définitif, sa longueur atteint 30 cm alors que sa dilatation maximale n'excède pas 3cm (**HAGEN 2012**).

3.5.2. L'attachement du blastocyste et le développement du placenta

L'attachement c'est les contacts étroits qui s'établissent entre les tissus embryonnaires et utérins, aboutissant à la mise en place des structures placentaire. Chez les ruminants, l'invasion de l'endomètre est limitée à un nombre restreint de cellules binucléées du trophoblaste. Elles fusionnent avec quelques cellules

utérines pour former un syncytium alternant avec un épithélium simple. Cela aboutit à l'installation d'un placenta épithélio-chorial (Voir figure n°12).

La figure ci-dessous montre que le placenta épithélio-chorial constitue une barrière anatomique entre les systèmes circulatoires de la mère et du fœtus, permettant les échanges fœto-maternels.

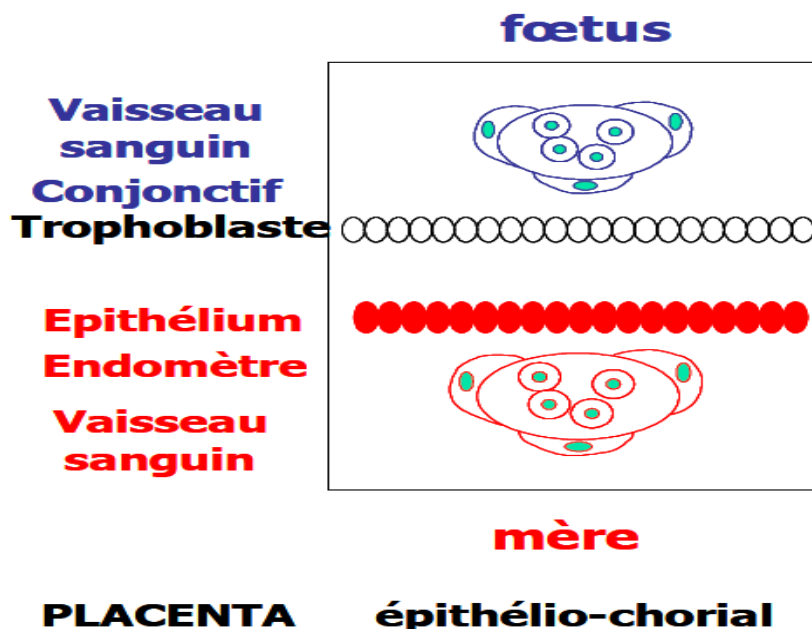


Figure 12 : Placentation épithélio-choriale de la vache SI : (BARBRY 2012)

- Au 19^{ème} jour démarre l'attachement des annexes embryonnaires à l'utérus,
- Au 20^{ème} jour les premières ébauches de villosités placentaires apparaissent,
- Les placentomes se développent tout d'abord à proximité de l'embryon, puis 100 à 120 placentomes sont distribués en quatre ou six rangées parallèles sur toute la surface du chorion (HAGEN 2012).

3.5.3. La reconnaissance maternelle de la gestation :

La reconnaissance maternelle de la gestation implique une communication biochimique entre le conceptus et l'organisme maternel qui permet le maintien de l'intégrité fonctionnelle et structurelle du corps jaune qui normalement régresse à la fin du cycle œstral.

Le signal émis par le trophoblaste du conceptus, a été identifié comme étant l'interféron γ (IFN γ) qui permet le maintien de la fonction lutéale à travers l'inhibition de la sécrétion utérine de prostaglandines (PGF 2α). Le moment de la

sécrétion de ce signal est critique car il doit être présent à des concentrations adéquates entre le 14ème et 17ème jour du cycle pour inhiber la luteolyse.

La diminution de la synthèse des $PGF2\alpha$ résulte de l'inhibition de la synthèse des récepteurs à l'ocytocine et de l'induction d'un inhibiteur de la synthèse endométriale de $PGF2\alpha$. Il a été montré que l'établissement de la gestation dépend du développement de l'embryon qui détermine la production adéquate d'IFN γ (**BARTOLOME 2009 ; HAGEN 2012 ; BENHIZIA 2015**).

3.5.4. Evolution fœtale au cours de la gestation :

- Au 28ème jour, la taille de l'embryon est d'environ 8 mm.
- La taille est de 18 mm au 35ème jour.
- A 70 jours de gestation, le diamètre de la corne gravide atteint jusqu'à six fois celui de la corne vide (**BALL et al 2008**).
- A 90 jours, le fœtus mesure environ 15 cm, la distension de l'utérus est évidente. Sauf quelques individus multipares dont l'utérus est très relâché, l'utérus gravide reste à ce stade à l'entrée du bassin (**NOAKES et al 2009**).
- A 3mois les cotylédons se développent et ils peuvent être mis en évidence à la palpation transrectale (**CHRISTIANSEN 2014**).
- A partir du 5ème mois de gestation, l'augmentation de volume et de masse de l'utérus entraîne la descente de l'organe dans la cavité abdominale, le fœtus et l'utérus sont difficilement palpables par voie trans-rectale (**KÖNIG et al 2014 ; JOLY 2015**).

Pendant le troisième trimestre de la gestation survient la plus grande partie de la croissance (jours 190 à 282). Et le poids du fœtus augmente de 4 à 40-45-50 kg et les besoins nutritionnels de la vache augmentent aussi.

Les principales caractéristiques du conceptus bovin au cours de son évolution sont regroupées dans le tableau ci-dessous.

Tableau n° 02 : variations morphométrique et pondérale de l'embryon et du fœtus bovin au cours de la gestation.

Stade de gestation (J)	Longueur du fœtus (Cm)	Poids de l'embryon et du fœtus en (g) et (Kg)
20	0,3-0,4	0,3-0,5
40	1,7-2,5	25-100
60	6-8	200-400
70	7-10	1-2 Kg
90	13-17	5-10 Kg
150	30-45	15-25 Kg
180	40-60	20-50 Kg
210	55-75	20-50 Kg
240	60-85	20-50 Kg

Inspiré de HAGEN (2012).

3.6. LA PARTURITION ET L'INVOLUTION UTERINE :

3.6.1. Définition de la parturition :

La parturition est définie comme l'expulsion hors des voies génitales maternelles du fœtus et ses annexes. Le déclenchement de la parturition, initié par le fœtus, résulte d'une cascade d'événements endocriniens fœtaux et maternels.

La parturition comporte 3 stades dont le stade préparatoire (stade I) qui consiste en des adaptations anatomiques, physiologiques et comportementales de la femelle et les stades successifs d'expulsion du fœtus (stade II) et du placenta (stade III) (GAYRARD 2012). La photo ci-dessous montre l'expulsion placentaire.



Photo n° 08 : Expulsion placentaire (phase III de la parturition) SI : (HANZEN 2010)

3.6.2. Détermination de la parturition :

3.6.2.1. Expulsion du fœtus :

L'expulsion du ou des fœtus est la conséquence du développement d'une activité Utérine efficace et de l'ouverture simultanée du col (**BOSC 1982**).

3.6.2.2. Expulsion des enveloppes :

a) Définition :

La délivrance chez la vache est différée par rapport à l'expulsion du fœtus. Elle se produit normalement entre 2 et 6 heures après la naissance du veau. Elle correspond au décollement des épithéliums maternel et fœtal, les villosités choriales (fœtus) quittent les cryptes cotylédonaires (mère) (**BADINAND 1982**).

b) Mécanisme de la délivrance :

Les cotylédons au nombre de 60 à 120 par gestation, recouverts des houppes placentaires, sont le siège principal du processus physiologique de séparation placentaire qui débute une semaine environ avant la mise bas (**GRUNERT 1982**). Le mécanisme conduisant par la suite à l'expulsion totale des enveloppes fœtales, sous l'action des faibles contractions utérines qui persistent 48 à 72 heures après le vêlage, est représenté par le désengrènement utéro-chorial (**SLAMA et al 1991; SLAMA 1996 ; SLAMA et al 1999**). Celui-ci implique des phénomènes hémodynamiques (**BADINAND et al 1984**), cellulaires (**EILER et al 1992**) et immunologiques (**SLAMA et al 1994 ; ZIDANE 2008**).

Après l'expulsion du fœtus, l'hémorragie du cordon ombilical est à l'origine de l'affaissement des villosités choriales alors que les contractions utérines qui se poursuivent quelques heures favorisent le désengrènement placentaire (**BADINAND 1982**).

3.6.3. Involution utérine :

3.6.3.1. Définition :

L'involution utérine consiste en une phase de récupération par l'utérus d'un état physiologique compatible avec une nouvelle gestation (**HANZEN 2003**).

L'involution utérine se définit comme étant, le retour de l'utérus à son poids et à sa

taille normale après la parturition, c'est-à-dire à un état pré-gravidique autorisant à Nouveau l'implantation de l'œuf fécondé (**BENCHARIF et al 2000**). Normalement, l'involution macroscopique de l'utérus chez la vache est complète en trois à quatre semaines postpartum.

3.6.3.2. Mécanisme de l'involution utérine :

Elle résulte de :

- Premièrement : de petites contractions utérines persistent, pendant les 24 à 48 heures suivant la mise bas. Elles vont aboutir à une rétraction de l'organe et une diminution de la taille des myofibrilles.
- Deuxièmement : L'épithélium et les cotylédons se nécrosent, à la suite d'une diminution de la vascularisation de l'organe et sont phagocytés.
- Troisièmement : Une partie de l'utérus va se résorber. Cependant, la réduction du volume et du poids s'effectuent selon une courbe logarithmique puisque :
 - En 5 jours, le diamètre a diminué de moitié;
 - En une semaine, le poids a diminué de moitié;
 - En 10 jours, la longueur a diminué de moitié.

La régression de la matrice est très rapide au cours des 15 premiers jours du *post-partum* puis elle devient plus lente. En pratique, l'utérus est contournable à la main par voie transrectale à 15 jours post-partum; à un mois après le vêlage, les cornes utérines sont regroupables dans le creux de la main, l'involution étant terminée.

Le poids de la matrice, passe de 9 kg juste après l'accouchement à 500 g 30 jours plus tard. Par contre, l'involution du col utérin est plus longue que celle de l'utérus, puisqu'il retrouve sa taille normale au 45ème jour post partum (**BENCHARIF et al 2000 ; MEZIANE 2011**).

4) LA MAITRISE DE LA REPRODUCTION ET LES BIOTECHNOLOGIES CHEZ LA VACHE :

4.1. MAITRISE DU CYCLE SEXUEL :

4.1.1. Définition :

La maîtrise de la reproduction est un ensemble de techniques qui concourent à la réduction des périodes improductives chez les animaux d'élevage. Ces techniques sont :

- La surveillance des chaleurs est fondamentale car elle permet d'optimiser la productivité unique et pondérale de la production par vache pendant sa vie.

En effet une surveillance accrue permet d'optimiser l'intervalle entre vêlages par un taux de réussite de la saillie ou de l'IA.

- L'organisation du travail d'élevage et l'application de nouvelles techniques confortant la maîtrise de la reproduction à savoir :
 - Synchronisation des chaleurs,
 - Transfert embryonnaire,
 - Progrès génétique et sélection (**OUMATE 2009**).

4.1.2. La détection des chaleurs :

HANSEN, (2000) affirme que la détection des chaleurs est une étape nécessaire de la maîtrise de la reproduction. Cette dernière, affecte les critères de fécondité et de fertilité d'un élevage bovin. C'est aussi le premier facteur responsable des variations des résultats de reproduction. Bien évidemment, elle conditionne le succès et le profit de tout programme d'insémination artificielle.

La non détection d'une période de chaleurs conduit à un retard systématique de la durée d'un cycle, soit environ trois semaines. Elle augmente alors indirectement les frais liés à l'insémination artificielle (**HANZEN 2005 ; MUMPOREZE 2007**).

La première cause d'infécondité dans un troupeau laitier, est la mauvaise surveillance des chaleurs. Pour une bonne détection des chaleurs avec précision il faut :

- ✓ L'enregistrement de l'activité sexuelle des animaux ;
- ✓ Prévoir deux ou trois périodes d'observation chaque jour, avec une durée de 20 minutes au minimum, pour au moins l'une de ces périodes (**MURRAY 1996 ; ABDELJALI 2005**).

Selon **RUKUNDO (2009)** Il affirme qu'une bonne détection des chaleurs conditionne la rentabilité de l'élevage bovin.

La non maîtrise de la détection des chaleurs par l'éleveur constitue un facteur de risque important d'infertilité. Ainsi, pour une meilleure détection, des solutions existent ; soit par des observations directes où indirectes.

4.1.2.1. Observation directe :

- L'observation continue : L'éleveur doit suivre continuellement son troupeau et ceci pose un problème de disponibilité.

Néanmoins c'est la méthode de choix permettant de détecter 90 à 100 % de vaches en chaleurs (**Diop 1995**).

- L'observation discontinue : Les chaleurs sont détectées à des moments précis comme au moment de la traite, au moment du repos à l'étable, pendant l'alimentation, etc. Celle ci permet de détecter 88% de vaches en chaleurs (**Diadhiou 2001**).

4.1.2.2 Observation indirecte :

Elle utilise des marqueurs ou révélateurs de chevauchement; outils permettant une détection efficace de chaleurs. Une détection de chaleurs manquée fait perdre 3 semaines dans la vie productrice d'une vache (**COURTOIS 2005**).

- **Application de peinture ou de vernis :**

La simple application de peinture ou de vernis émaillé sur le sacrum et les premières vertèbres coccyennes des femelles constituent un système efficace et peu onéreux (**WILLIAMSON 1980**).

- **Le système Kamar :**

Plus coûteux que le précédent ce système consiste en un réservoir de liquide coloré entouré d'un tissu spongieux. Il est fixé sur le sacrum. Lors de la monte, la pression de quelques secondes exercée par l'animal chevauteur, entraînera l'extrusion du liquide coloré vers le tissu spongieux. Révélant ainsi l'acceptation du chevauchement.

- **Le système Mate-Master :**

Basé sur le même principe que le précédent, il permet une quantification du nombre et de la durée des chevauchements. Le liquide coloré obtenu dans un réservoir, progressera de façon plus ou moins importante suivant le nombre et l'intensité des chevauchements.

- **Les Licols marqueurs :**

Ces systèmes s'adressent aux animaux détecteurs.

-De bons résultats ont été obtenus en induisant chaque matin le sternum et la face interne des membres antérieurs de l'animal détecteur au moyen d'une substance colorée.

-La fixation d'un crayon marqueur par l'intermédiaire d'un harnais au sternum de l'animal détecteur.

-Le marquage peut également s'effectuer lors de la monte à l'aide d'un réservoir encreur dont l'orifice intérieur est fermé par une bille maintenue en place par un ressort interne lorsqu'aucune pression n'est effectuée (**WILLIAMSON 1980**).

En résumé **HANZEN (2005)** relate que les systèmes d'identification du comportement œstral constituent des aides précieuses à la détection de l'activité sexuelle des animaux au sein d'un troupeau. Ces systèmes de détection s'appliquent aux animaux détecteurs ou à ceux dont on attend le retour éventuel en œstrus.

Aussi **MICHOGAN (2011)** ; **MANISHIMWE (2012)** affirment qu'il n'est pas rare que dans un élevage, les vaches soient fertiles, mais que le niveau de reproduction soit faible à cause du problème de détection des chaleurs.

4.1.3. La synchronisation des chaleurs :

La synchronisation des chaleurs vise à :

- ✓ Obtenir des chaleurs dans le temps voulu,
- ✓ Et vise à limiter les effets de mauvaise surveillance cités déjà afin d'optimiser les critères techniques de la reproduction,
- ✓ Eviter les risques des chaleurs silencieuses ou incomplètes et leurs répercussions sur le troupeau de vaches.

D'après **Grimard et al (2003)** trois types de traitements hormonaux permettent de synchroniser les chaleurs chez les bovins:

- ❖ Les traitements à base de prostaglandine PGF2 a ou ses analogues.
- ❖ Les traitements associant Gn RH et PGF2 a.
- ❖ Les traitements à base de progestagènes (dispositif libérant de la progestérone ou du Norgestomet).

4.1.3.1. La synchronisation des chaleurs par des prostaglandines :

Selon **PAREZ, (1993)** les prostaglandines entraînent la lutéolyse du corps jaune, cette méthode est applicable chez les animaux cyclés en phase lutéale. En pratique, pour éviter l'inefficacité des prostaglandines sur le corps jaune avant le cinquième jour du cycle « CJ insensible aux prostaglandines ». Il est réalisé deux injections à 11 jours d'intervalle :

La première injection ;

- Les vaches qui se trouvent en phase lutéale vont perdre leurs corps jaunes et démarrer un nouveau cycle.
- Les vaches qui ne sont pas en phase lutéale poursuivront leur cycle.
- 11 jours plus tard, les deux lots seront au même rythme,

- ✚ **La deuxième injection** ; entraîne le groupage des œstrus. Les chaleurs apparaissent dans un délai de 48 à 72 heures.

4.1.3.2. La synchronisation des chaleurs par association GnRH– Prostaglandine F2 alpha–GnRH ou protocole GPG :

D'après **CHASTANT-MAILLARD et al (2005)** le protocole permet de provoquer la venue d'une nouvelle vague folliculaire puis de l'ovulation à des moments choisis. Il ne nécessite donc pas de surveillance des chaleurs avant l'insémination. La vache doit toutefois être cyclée. Le protocole GPG peut être divisé en trois étapes :

- ❖ A J0, une première injection de GnRH provoque l'ovulation et la lutéinisation de tout follicule dont la taille est supérieure à 10 mm. Il y a ainsi formation d'un corps jaune secondaire issu de l'ovulation et émergence d'une nouvelle vague folliculaire environ 48 heures après l'injection.
- ❖ A J7, une injection de PGF2 α lyse le corps jaune secondaire ainsi qu'un éventuel corps jaune principal préexistant. Il y a donc chute de l'inhibition de LH. L'injection de prostaglandine ne doit pas être faite avant le 7^{ème} jour pour que le corps jaune secondaire soit sensible.
- ❖ A J9, une seconde injection de GnRH ou d'analogue permet d'imposer l'ovulation au follicule dominant de la vague nouvellement déclenchée. Le follicule dominant est âgé de 7 jours ce qui semble être favorable à une bonne fertilité. L'insémination peut ensuite être faite en aveugle 12 à 18 heures après la deuxième injection ce qui impose de faire celle-ci le soir (passage de l'inséminateur dans la journée du lendemain).

Le protocole GPG comporte toutefois une limite : un follicule dominant doit nécessairement être présent lors de la première injection de GnRH ce qui n'est le cas que sur 70% de la durée d'un cycle. Dans les 30% restants, l'absence de follicule dominant empêche l'émergence d'une

Nouvelle vague folliculaire et le protocole GPG est inefficace. Ceci est en particulier le cas entre J1 et J4 et entre J13 et J15 (J0 étant le jour de l'ovulation).

4.1.3.3. La synchronisation des chaleurs par les progestagènes :

Les progestagènes sont des molécules à activité progestéronique ils bloquent la sécrétion de LH. Afin d'inhiber le pic ovulatoire de LH et empêcher l'ovulation du follicule dominant jusqu'au retrait des progestagènes. Ce protocole est applicable chez les femelles cyclées et non cyclées, la présence d'un corps jaune préexistant n'étant pas requise. Il ne nécessite par ailleurs par de surveillance des chaleurs avant l'insémination. Il existe deux types de dispositifs permettant l'utilisation des progestagènes :

- ❖ Des implants que l'on place en position sous-cutanée dans l'oreille
- ❖ Des spirales vaginales **CHASTANT** et *al* (2005) ; **BRUYERE** (2009).

4.2. AMELIORATION GENETIQUE ET BIOTECHNOLOGIES :

4.2.1. Les techniques d'amélioration génétique :

Selon **LHOSTE** et *al* (1993) l'amélioration génétique permet d'augmenter les performances zootechniques des races en modifiant les aptitudes génétiques des animaux.

Il existe 2 techniques d'amélioration génétique : la sélection et le croisement de races (**IEMVT/CIRAD 1989**).

- ❖ La sélection augmente la valeur moyenne d'un ou de plusieurs caractères dans une population, et améliore le potentiel génétique des animaux de cette population.
- ❖ Le croisement des espèces permet de combiner les avantages de différentes races.

Ces deux méthodes peuvent se faire sur chaleurs naturelles ou chaleurs induites (synchronisation des chaleurs). **MICHOGAN**, (2011).

4.2.2. Les étapes de l'amélioration génétique :

D'après **BONNES et al (1991)** l'amélioration génétique des caractères quantitatifs comporte quatre (4) étapes qui se succèdent toujours dans le même ordre :

- Le choix du (ou des) caractère(s) génétiques à améliorer;
- La description de la population cible ;
- L'évaluation génétique des reproducteurs ;
- Le choix d'une méthode d'amélioration génétique.

L'amélioration génétique va donc contribuer à une augmentation de la production laitière des vaches locales à travers une méthode : l'insémination artificielle. Cette dernière, donne une pleine satisfaction, avec des taux de réussite équivalents à ceux de la saillie naturelle de l'ordre de 60 à 70% de gestation (**MICHOGAN 2011 ; MANISHIMWE 2012**).

4.2.3. Les biotechnologies de la reproduction :

Les biotechnologies de la reproduction visent à produire des individus possédant un potentiel de production supérieur à celui des parents, et dans des conditions de moindre coût (**DIOP 1989 ; SERE 1989**). Elles comptent classiquement quatre générations :

- L'insémination artificielle ;
- Le transfert d'embryon ;
- Le sexage des embryons, la fécondation in vitro et le clonage;
- Le transfert de gènes ou la transgénése.

Seul le protocole lié à l'insémination artificielle qui sera exposé dans ce mémoire. L'insémination artificielle c'est la méthode la plus courante, facile à mettre en œuvre et son efficacité est prouvée en milieu rural.

Cette technique de reproduction permet aujourd'hui de maîtriser le progrès génétique, elle permet aussi une utilisation rationnelle dans l'espace et dans le temps des hautes capacités génétiques d'un mâle par le biais de la récolte et de la conservation de son sperme. Elle constitue la

clé de voûte de tout système d'amélioration génétique susceptible d'être mis en place dans les pays en développement, (**THIBIER 1994**) et représente l'un des outils de diffusion rapide du progrès génétique (**LOFTI et al 1996**).

Elle assure l'amélioration génétique rapide et sûre des animaux domestiques (**BENLEKHAL 1993**). Deux cent taureaux sélectionnés suffisent pour féconder plus de trois millions de vaches laitières (**BODEN et al 1988**).

4.2.3.1. Définition :

L'insémination artificielle (I.A) est une technique qui consiste à récolter du sperme sur un mâle (taureau), par des moyens appropriés et à injecter une fraction de l'éjaculat après examen, conservation, dans l'appareil génital d'une femelle en chaleurs (**BOUZEBDA 2007**).

4.2.3.2 Intérêt génétique :

L'IA représente un moyen pour l'introduction de nouveaux gènes améliorateurs des productions et s'est révélée comme étant une technique d'appoint pour l'utilisation de la semence des reproducteurs issus d'un programme de progeny test ou sélection sur descendance.

En effet, la semence des taureaux peut être stockée durant les périodes de testage de la descendance du taureau et lorsque sa bonne valeur génétique est confirmée, la semence peut être décongelée et utilisée même en absence de taureau. Cela permet une accélération du progrès génétique et est à l'origine des performances actuelles de l'élevage laitier soumis aux programmes rigoureux de croisement avec les mâles améliorateurs.

L'IA est un moyen aisé de diffusion du progrès génétique car les meilleurs mâles peuvent procréer des dizaines de milliers de descendants alors qu'ils ne peuvent en procréer que quelques dizaines en monte naturelle (**MUMPOREZE 2007**).

4.2.3.3. Avantages et inconvénients :

a) Les avantages :

- Supprime l'accouplement (contrôle des maladies vénériennes),
- Amélioration génétique (taureaux à potentiel génétique élevé) ;
- Lutte contre certains cas de stérilité ;
- Insémination d'un grand nombre de femelles ;
- Exportation / importation de semence ;
- Facilite la gestion des exploitations (planning de reproduction) ;
- Supprime l'entretien des taureaux au sein de la ferme ;
- La semence peut être utilisée même après la mort du taureau ; d'après **(LEVASSEUR et al 1980 ; GYAWU 1989)**.

b) Les inconvénients :

- Nécessite une bonne technicité dans les centres d'IA;
- L'erreur lors de la préparation de la semence, peut avoir des répercussions importantes sur le cheptel ;
- Les éleveurs doivent avoir une bonne expérience pour détecter les vaches en chaleurs ;
- L'IA des vaches non observées en chaleurs entraîne une infertilité et peut causer une endométrite et l'avortement si la vache est gestante ;
- La présence d'agents infectieux non détruits par les antibiotiques ajoutés à la semence (sperme congelé contenant le virus IBR/IPV) peut être à l'origine de pathologies **(HANZEN 2004 ; BOUZEBDA 2007)**.

4.2.3.4. Moment de l'insémination artificielle :

L'insémination doit être pratiquée à un moment assez proche de l'ovulation. Le meilleur moment pour obtenir une insémination fécondante est la deuxième moitié de l'œstrus **(HASKOURI 2001)**.

DIOP, (1994) conseille de réaliser des inséminations 9,5 + 3,5 heures après le début des chaleurs. Dans la pratique, les vaches reconnues en chaleurs le matin sont inséminées le soir et celles reconnues en chaleurs le soir sont inséminées le matin **(BROERS 1995 ; OUMATE 2009)**. Par ailleurs, cette insémination doit de préférence être réalisée pendant les périodes fraîches de la journée.

4.2.3.5. Procédé d'insémination artificielle :

Dans la pratique de l'IA, les précautions suivantes doivent être prises :

- le matériel doit être en bon état pour ne pas blesser la femelle ;
- le matériel doit être stérile ;
- l'intervention doit être faite avec douceur car l'utérus est fragile.

La semence en paillettes est décongelée dans l'eau tiède (35°- 37°C) pendant 15-30 secondes. Puis elle est introduite dans le pistolet; le bout thermo soudé vers l'avant est sectionné et le pistolet est revêtu d'une gaine plastique puis d'une chemise sanitaire.

Dans sa réalisation, une main gantée saisit le col de l'utérus par la voie rectale pendant que l'autre main saisit le pistolet et l'introduit au travers des lèvres vulvaires. Le col de l'utérus est ainsi cathétérisé et la semence est déposée au niveau du corps utérin (Voir la figure n° 13).

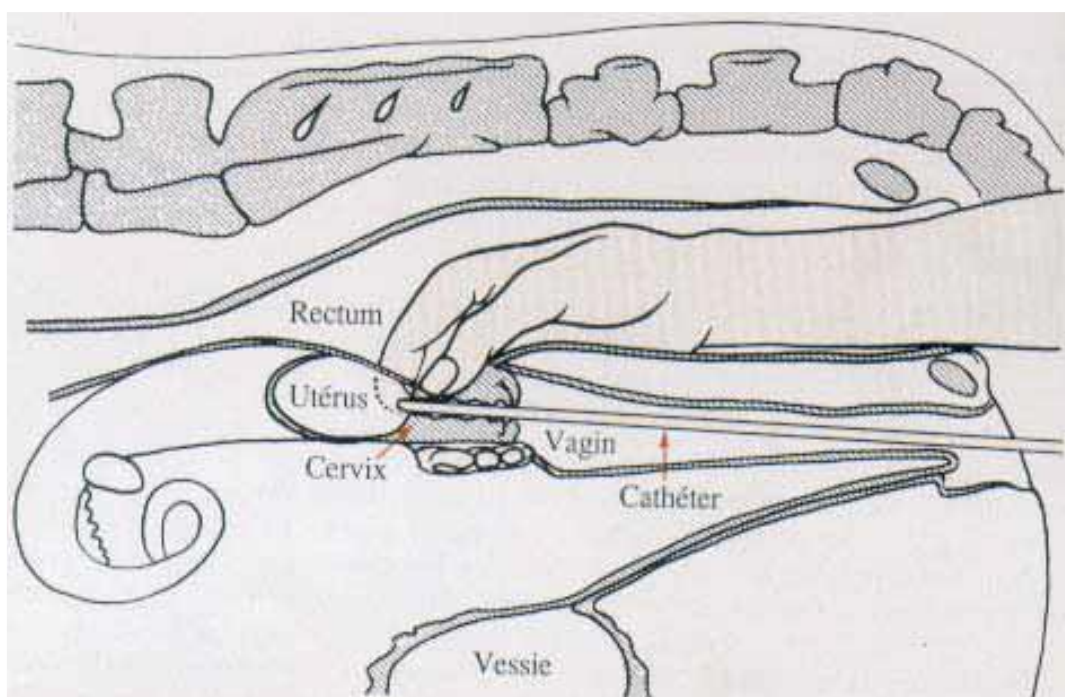


Figure 13 : Technique récto-vaginale (Source : BARRET 1992).

5) LE DIAGNOSTIC DE GESTATION CHEZ LA VACHE :

OLTENACU et al (1990) affirment que le diagnostic de la gestation est considéré comme un outil important et nécessaire, à tout programme de gestion de la reproduction, ce dernier se justifie pour des raisons techniques et économiques. « Le diagnostic précoce de la gestation s'avère très important pour l'éleveur du point de vue économique, et ce dernier ne peut plus à présent se passer, et ce pour une parfaite conduite de son élevage. Il est essentiel de détecter précocement les vaches non gestantes ».

Le diagnostic de gestation chez la vache peut être établi vers le 30ème jour de gestation, par fois quelques jours plus tôt, surtout chez la génisse dès le 26ème-27ème jour post insémination (**TAINTURIER et al 2000**).

Le non retour en chaleur après la saillie ou l'IA évoquent l'existence d'une gestation. Cependant les chaleurs peuvent être frustrées ou réapparaître tardivement. A l'inverse, la vache peut présenter des fausses chaleurs, les faisant présumer vide à tort (**BENCHARIF et al 2003**).

D'après **ROELOFS et al (2010)** le non retour en chaleur à J21 n'est pas suffisant pour confirmer la gestation.

5.1. INTÉRÊT DU DIAGNOSTIC DE GESTATION PRÉCOCE :

La gestion de la reproduction dans un troupeau nécessite une bonne connaissance et avec certitude de l'état physiologique des femelles. Le diagnostic précoce de gestation permet de :

- ✓ Prévoir les animaux à réformer;
- ✓ Réduire les périodes improductives ;
- ✓ Planifier la vente des animaux non gestants ;
- ✓ Remédier aux problèmes d'infécondité ;
- ✓ Faire un bon choix des médicaments administrés aux femelles ;
- ✓ Alimenter les femelles en fonction du stade physiologique (**OUMATE 2009**).
- ✓ Améliorer les performances de reproduction en réduisant l'intervalle mise bas saillie fécondante) ;
- ✓ Faciliter la constitution des lots d'animaux ayant des états physiologiques voisins afin d'optimiser leur alimentation;
- ✓ Éviter l'emploi de certains médicaments susceptibles de provoquer l'avortement;
- ✓ Éviter l'abattage des femelles gestantes (**MUMPOREZE 2007**).

5.2. CRITERES DE QUALITE D'UNE METHODE DE DIAGNOSTIC :

LE ROUX, (2009) affirme qu'il existe différents critères objectifs pour l'évaluation des méthodes de diagnostic de gestation. Ces critères sont :

- ❖ La précocité pour la détection rapide des animaux vides,
- ❖ L'exactitude et la fiabilité (**BISSON 1992**).

BARBRY (2012) précise mieux :

- ❖ La valeur prédictive positive (VPP). C'est la probabilité pour une vache diagnostiquée gestante d'être effectivement gestante,
- ❖ La valeur prédictive négative (VPN). C'est la probabilité pour une vache diagnostiquée non gestante d'être effectivement non gestante,
- ❖ La sensibilité (Nombre de DG positifs exacts/Nombre de vaches réellement gestantes),
- ❖ La spécificité (Nombre de DG négatifs exacts / Nombre de vache réellement non gestantes),
- ❖ L'innocuité vis-à-vis de la gestation en cours, et le coût.

5.2.1. Définition de la précocité :

La précocité c'est la capacité de l'éleveur à détecter le plus tôt que possible après l'IA si la vache est gestante ou non, afin de réinséminer, voir la réformer. Il est impératif pour l'éleveur, de remettre une femelle à la reproduction dans les meilleurs délais, une fois l'échec constaté, afin qu'il puisse diminuer l'intervalle entre vêlages.

5.2.2. Exactitude et fiabilité :

- L'exactitude positive d'une méthode de diagnostic de gestation est définie comme étant la probabilité qu'une vache soit diagnostiquée gestante, sachant qu'elle est effectivement gestante (**BISSON 1992**). Cette notion peut être traduite selon la formule suivante :

$$\text{Exactitude positive} = \frac{\text{Nombre de diagnostics positifs exacts}}{\text{Nombre de vaches réellement gestantes}}$$

De la même façon, pour l'exactitude négative :

$$\text{Exactitude négative} = \frac{\text{Nombre de diagnostics négatifs exacts}}{\text{Nombre de vaches réellement vides}}$$

- La fiabilité positive, quant à elle, représente la probabilité pour qu'une vache soit effectivement gestante, sachant qu'elle est diagnostiquée gestante, soit :

$$\text{Fiabilité positive} = \frac{\text{Nombre de diagnostics positifs exacts}}{\text{Nombre de vaches gestantes pour le test}}$$

Et pour la fiabilité négative :

$$\text{Fiabilité négative} = \frac{\text{Nombre de diagnostics négatifs exacts}}{\text{Nombre de vaches vides pour le test}}$$

Au vu de ces définitions, l'exactitude cerne mieux théoriquement la valeur d'une méthode, comme l'a montré (BISSON 1992). Mais la difficulté pratique pour affirmer de façon certaine la gestation (ou la non gestation) au moment du test, est telle qu'elle ne permet pas toujours d'obtenir une valeur d'exactitude rigoureuse. Plus la méthode de référence sera proche dans le temps de la méthode à tester, plus l'exactitude calculée reflètera rigoureusement cette dernière, car elle ne sera pas modifiée, et corrélée à d'éventuelles interruptions de gestation (qui augmentent le nombre de faux positifs).

5.2.3. Définitions des valeurs statistiques :

Sont présentées ici les définitions des valeurs, elles sont proposées par le manuel d'Epidémiologie appliquée à la lutte collective contre les maladies animales transmissibles majeures (TOMA et al, 2001).

5.2.3.1. La sensibilité d'un test :

La sensibilité est définie comme l'aptitude d'un test à fournir une réponse positive quand celle-ci est réellement positive.

Pour calculer la sensibilité, il faut disposer d'un test de référence sensé fournir les résultats correspondant exactement à la réalité.

La sensibilité d'un test de dépistage sera d'autant plus élevée que le nombre d'erreurs par défaut (*FN*) sera faible.

L'aptitude d'un test de dépistage à fournir une réponse positive (*VP*) chez un nombre élevé d'animaux réellement positifs est qualifiée de sensibilité du test.

Plus un test est sensible, plus la proportion de réponses positives (*VP*) parmi une population d'éléments positifs est élevée (et plus le nombre d'erreurs par défaut est faible).

Pour visualiser les résultats, on peut construire le tableau n°03.

Tableau 03 : Construction du tableau permettant de situer les résultats d'un test de dépistage par rapport à la réalité.

		Echographie (Situation réelle)		
		Présence	Absence	Totaux
Observation d'un signe extérieur (Réponse du test)	Présence	VP	FP	
	Absence	FN	VN	
	Totaux			

(*VP = vrai positif, VN = vrai négatif, FP = faux positif, FN = faux négatif*) ;(TOMA et al, 2001).

La sensibilité (*Se*) d'un test de dépistage correspond à la proportion des vrais positifs (*VP*) sur l'ensemble des positifs (*VP+FN*) soit :

$$Se = VP / (VP+FN)$$

5.2.3.2. La spécificité d'un test :

La spécificité est donc l'aptitude d'un test à fournir une réponse négative chez un animal non gestant.

La spécificité (Sp) du test correspond à la proportion des vrais négatifs (VN) sur l'ensemble des indemnes (VN+FP) :

$$Sp = VN / (VN+FP)$$

Enfin, le choix d'une bonne sensibilité se fait toujours au détriment de la spécificité et réciproquement.

5.2.3.3. Valeur Prédictive Positive (VPP) :

On peut distinguer deux catégories selon le *tableau n° 03*:

- Ceux qui sont effectivement positifs, c'est-à-dire ceux présentant effectivement une gestation (VP),
- Ceux qui ne présentent en réalité pas de gestation (FP).

En présence d'une réponse positive fournie par un animal, il est impossible de dire si cette réponse positive correspond à un animal réellement gestant ou s'il s'agit d'une erreur par excès (FP). On peut simplement avoir une idée de la proportion de réponses positives à juste titre (VP) par rapport à l'ensemble des réponses positives (VP+FP), et par conséquent de la probabilité que la réponse positive obtenue corresponde à un animal effectivement gestant.

La « confiance » que l'on peut accorder à un résultat positif est appelée : Valeur Prédictive Positive et calculée de la façon suivante :

$$VPP = VP / (VP+FP).$$

Pour un test de dépistage donné, la VPP est fonction de la sensibilité du test, de sa spécificité.

En effet, plus le test est sensible, plus le nombre de vrais positifs sont élevé et donc plus la VPP est élevée.

Le principe est le même pour la spécificité du test. Le dénominateur de la fraction sera d'autant plus faible, et par conséquent la VPP élevée, que le nombre de faux positifs sera faible, c'est-à-dire que le test est spécifique.

5.2.3.4. Valeur Prédictive Négative (VPN) :

Comme pour les réponses positives, parmi les réponses négatives à un test de dépistage, on identifie deux catégories :

- Les animaux effectivement « Non gestants » = les vrais négatifs (*VN*)
- Les animaux « infectés » mais non identifiés comme tels = les faux négatifs (*FN*).

En présence d'une réponse négative donnée pour un animal, on ne peut donc savoir si cette réponse négative correspond à un animal « non gestant » (*VN*) ou s'il s'agit d'une erreur par défaut (*FN*).

Comme pour la VPP, on peut simplement avoir une idée de la proportion de réponses négatives à juste titre (*VN*) par rapport à l'ensemble des réponses négatives (*VN+FN*), et par conséquent de la probabilité que la réponse négative obtenue corresponde bien à un animal « non gestant » (**FRANCONY 2011**). Par analogie avec la VPP, la « confiance » que l'on peut accorder à un résultat négatif est appelée valeur prédictive négative (*VPN*) et se calcule de la façon suivante :

$$VPN = VN / (VN+FN).$$

Comme la VPP, pour un test de dépistage donné, la VPN est fonction de la sensibilité, de la spécificité.

Après avoir expliqué les termes statistiques permettant d'évaluer la Fiabilité d'un examen, nous allons présenter les différentes techniques diagnostiques chez la vache.

5.3. LES DIFFERENTES TECHNIQUES DE DIAGNOSTIC DE GESTATION CHEZ LA VACHE :

Il existe différentes techniques de diagnostic de gestation, telles que la Détermination du taux de non retour en chaleur, la palpation transrectale, l'échographie, les dosages de témoins de la gestation (progestérone, PAG ou œstrogènes).

5.3.1. Le non retour en chaleur :

D'après **INRAP, (1989)** l'observation des retours en chaleurs c'est la méthode la plus utilisée en pratique. L'absence d'œstrus après l'IA est généralement utilisée comme indicateur de gestation. Cependant la fiabilité de cette méthode dépend de la précision de la détection des chaleurs dans le troupeau (**NGOM 2002**).

Le retour en chaleurs des femelles trois semaines après l'IA est le signe le plus fréquent d'un non gestation. Il consiste à observer les chaleurs entre le 18ème et le 23ème jour après IA (**THIAM 1996**). Cependant, c'est un moyen peu fiable, étant donné qu'il existe des chaleurs silencieuses chez beaucoup de races bovines et des femelles gestantes peuvent aussi présenter des manifestations de chaleurs. Par ailleurs, une vache peut ne pas revenir en chaleur pour d'autres raisons: un kyste ovarien ou un autre cas pathologique.

DIEDHIU (2002) affirme que près de 7% des vaches gestantes extériorisent des manifestations de chaleurs pendant leur pseudo gestation. L'insémination de ces vaches peut provoquer la mortalité embryonnaire ou la mort du fœtus.

5.3.2. La palpation transrectale :

La palpation transrectale est la principale technique employée pour examiner le tractus génital de la vache depuis 1900. Elle reste actuellement la base de l'examen de l'appareil génital, même si elle peut être complétée par d'autres méthodes (**FRANCONY 2011**).

Selon **BARRETT (1992)** la palpation transrectale de l'utérus est réalisée par un manipulateur expérimenté (vétérinaire ou inséminateur).

Le col utérin, l'utérus, le corps utérin, les artères utérines et éventuellement les ovaires doivent être contrôlés. Il faut être très prudent dans l'examen et la manipulation des organes génitaux au cours de cette période (**BARBRY 2012**).

RYCHEMBUSCH (2001) confirme que cette technique s'effectue à partir du deuxième mois de gestation, elle consiste à faire une fouille transrectale du tractus génital de la femelle, afin d'apprécier les modifications morphologiques de l'appareil génital qui apparaissent de manière chronologique, à des stades déterminés de la gestation (Voir figure n° 14).

.Cette technique est possible dès le 40^{ème} jour chez les génisses et entre le 55^{ème} et 60^{ème} jour chez les vaches. L'utérus est palpé à travers la paroi rectale pour déceler son élargissement, la présence d'un fœtus et de membranes fœtales (**JAINUDEEN et al 2000**).

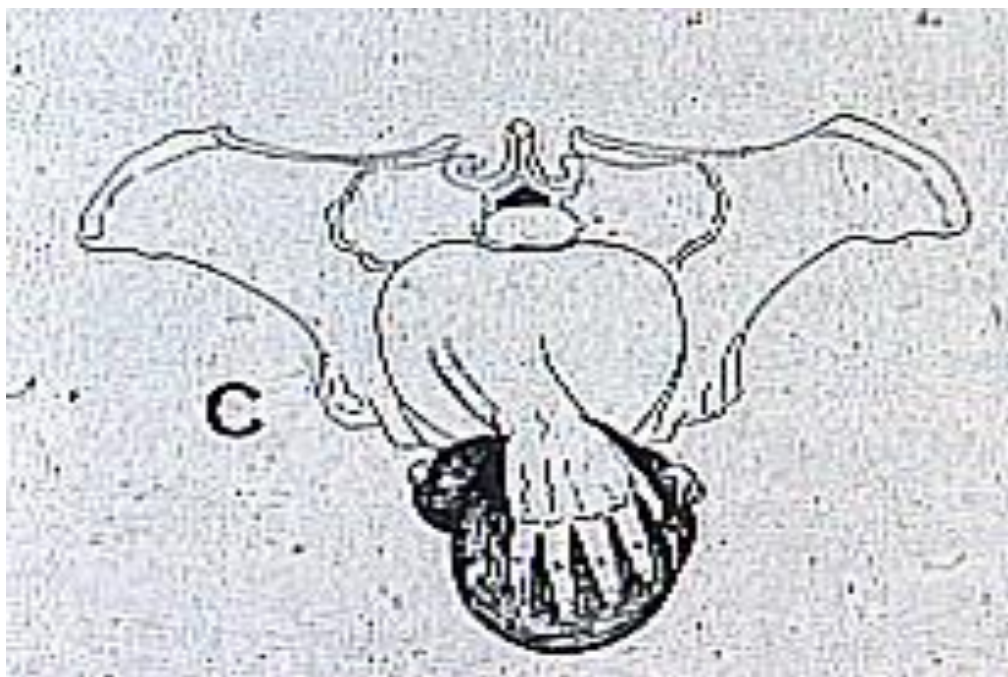


Figure 14 : Schéma de la palpation transrectale d'une gestation de 2 mois ; d'après (**HANZEN 2010**).

Le tableau ci-dessous illustre la longueur du fœtus et du tractus génital en fonction des jours.

Tableau n° 04 : Données anatomiques de l'utérus gestant chez la vache.

J	Corne utérine	Cotylédon	A. utérine	Longueur Fœtus	Longueur de la tête
30	2-4 Cm		4-6Cm	1Cm	
40	4-6 Cm		4-6	2	
50	5-7		4-6	3,5-5,5	
60	6-9		4-6	6-8	
70	7-10	0,5-0,75Cm	5-7	7-10	1,5Cm
80	9-12	0,5-1,0	5-7	8-13	3,5
90	10-13	1,0-1,5	5-7	13-17	5,5
120	13-18	1,5-2,5	7-9	22-32	10,5
150	18-23	2,5-4,0	7-10	30-45	
180	4,0-5,0	9-13	40-60		
210	5,0-7,5	13-15	55-75		
240	6,0-9,0	13-15	60-85		
270	8,0-12,0	15-19	70-100		

D'après (HANZEN 2010).

Voici quelques Photos (09 ; 10 ; 11) de divers stades de la gestation chez la vache de 1 à 3 mois selon (HANZEN 2009).



Photo 09 : Divers stades de gestation dans un utérus gravidés (1 à 3 Mois)

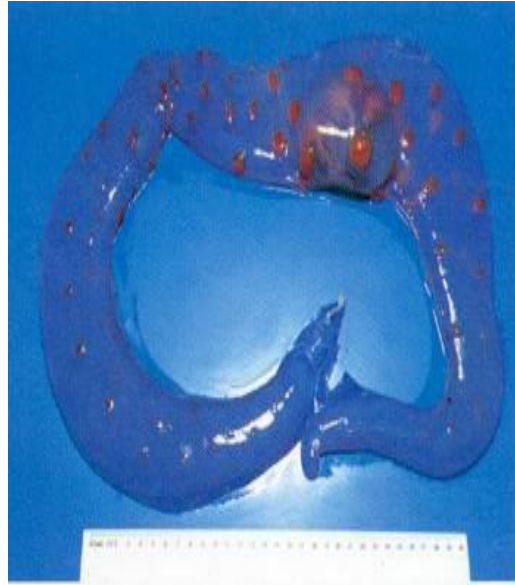


Photo 10 : Gestation de 2mois chez la vache



Photo 11 Gestation 3mois chez la vache

5.3.3. L'échographie :

D'après OUMATE, (2009) l'échographie permet la visualisation des structures fœtales grâce à un écran. La survie d'un embryon chez les bovins est appréciée par la détection des battements cardiaques, ceci dès la 4ème semaine après IA. C'est également un moyen fiable qui donne 96% d'exactitude à 40 jours après IA. Cependant, son coût élevé empêche son utilisation courante chez les bovins. L'échographie utilise des ultrasons de 1 à 10 MHz, leurs utilisation permet un diagnostic rapide vers le 26ème jour, les tests effectués plus précocement, comportent des risques de diagnostic faux négatif. L'utilisation des ultrasons permet en outre le diagnostic des gestations gémellaires, la détermination du sexe du fœtus, les pathologies ovariennes et utérines (FRICKE 2002 ; ABDELJALIL 2005).



Photo 12 : Echographe TRINGA LENEAR SI : (BENHIZIA 2015)

Ce diagnostic par échographie a une sensibilité de 97,7% et une spécificité de 87,7% entre 26 et 33 jours de gestation. La sensibilité peut atteindre jusqu'à 100% à partir du 29e jour (FILTEAU et al 1998). D'autres auteurs SILVA et al, (2007) affirment aussi qu'il y a un maximum de sensibilité et meilleur valeur prédictive négative à partir du 26e jour chez la génisse et du 30e jour chez la vache. Les vétérinaires expérimentés seront capables de détecter précocement la gestation, mais

la sensibilité et la VPN de l'échographie seront diminuées (voir tableau n°05).

Tableau 05: performances de l'échographie en fonction de la date de l'examen.

Date échographie	J24	J25	J26	J27	J28	J29	J30
Nombre de vaches	150	155	162	153	157	151	151
Sensibilité	74,5%	90,5%	97,8%	93,8%	97,6%	100%	100%
Spécificité	90,3%	86,9%	97,4%	96,2%	95,6%	96,3%	97,4%
VPN	88,6%	93%	99,1%	97,1%	99,1%	100%	100%
VPP	77,8%	82,6%	93,6%	91,8%	89,1%	91,3%	91,9%

D'après (ROMANO et al, 2006).

5.3.3.1. La méthode de l'examen échographique :

Selon **DECANTE, (1990)** avant de procéder à l'examen échographique il faut vérifier l'absence de la lumière solaire sur l'écran. Les reflets sont en effet un frein à la bonne visualisation de l'image. L'obscurité donne une qualité optimale à l'image, il convient donc de placer l'appareil à l'ombre et à gauche de l'opérateur s'il est droitier (voir figure n°15).

La sonde de l'échographe est introduite dans le rectum de sorte que le côté cristal émetteur soit orienté vers le bas, Une bande noire verticale (résultant de la non transmission des ultrasons) peut apparaître sur l'écran si des matières fécales sont collées sur le côté émetteur de la sonde, il est alors nécessaire de passer son doigt entre la sonde et la muqueuse rectale pour obtenir un contact maximal **MERCIER et al, (1991)**.

Après le franchissement de l'anus, les organes pelviens postérieurs comme le vestibule et le vagin ne sont pas clairement visualisables. En avant d'eux, on voit ensuite la vessie, facile à reconnaître car elle présente l'image typique d'un organe rempli de liquide et donc anéchogène (noir). On découvre généralement le col utérin à la hauteur du col de la vessie

chez la vache non gestante. Le corps et les cornes de l'utérus se voient immédiatement en avant, généralement à droite de la ligne médiane. Après avoir perçu l'utérus, on peut découvrir les ovaires en inclinant davantage la sonde latéralement (HANZEN et *al*, 1993).

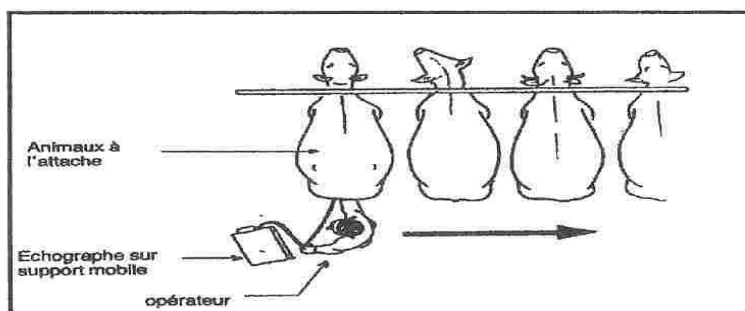


Figure 15: Echographe sur support mobile (DECANTE 1990).

5.3.3.2. Les images échographiques :

A J 25, la vésicule embryonnaire a un diamètre de 10 mm ; l'embryon de 8-9 mm de long est appliqué contre la paroi utérine. La présence de liquide dans les cornes de l'utérus est visible à l'échographie, ainsi que la vésicule souvent présente dans la partie libre des cornes (ALVES et *al*, 2012). Entre le 25e et le 30e jour, l'embryon est visualisé sous la forme d'une tache claire dans une poche liquidienne, souvent plaqué contre la paroi utérine (voir figure n° 16).

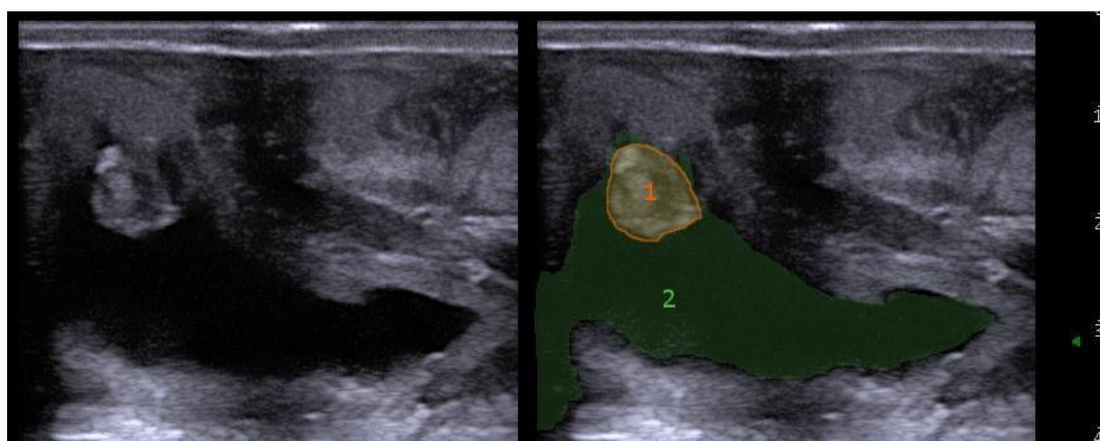


Figure 16 : Image échographique d'une gestation de 29 jours
1 : embryon - 2 : lumière utérine contenant le liquide du conceptus (Echelle : une graduation correspond à 0,5 cm) source (TAVEAU et *al*, 2013).

Après 30 jours de gestation, le diamètre de la vésicule allantoïde croît rapidement. Elle renferme l'amnios, membrane fœtale la plus interne délimitant la cavité amniotique dans laquelle baigne l'embryon. Parallèlement, l'embryon croît de 1 mm par jour environ entre le 25^e et le 50^e jour de gestation.

A partir du 30^e jour, il est possible de visualiser la membrane amniotique sous forme d'un trait fin échogène, puis au 40^e jour on peut identifier l'attache du cordon ombilical et les différents organes, cette fin de l'organogenèse marque le passage au stade fœtal.

A partir du 45^e jour, l'apparence du liquide fœtal doit être homogène, anéchogène et en quantité.

A partir de 45-50 e jours, les premiers centres d'ossification sont observés sur le fœtus au niveau des côtes, des vertèbres, du bassin, du crâne... Voir la (figure n° 17).

Afin de s'assurer de la viabilité du conceptus, on observe les battements de l'ébauche cardiaque dès le 25^e jour de gestation.

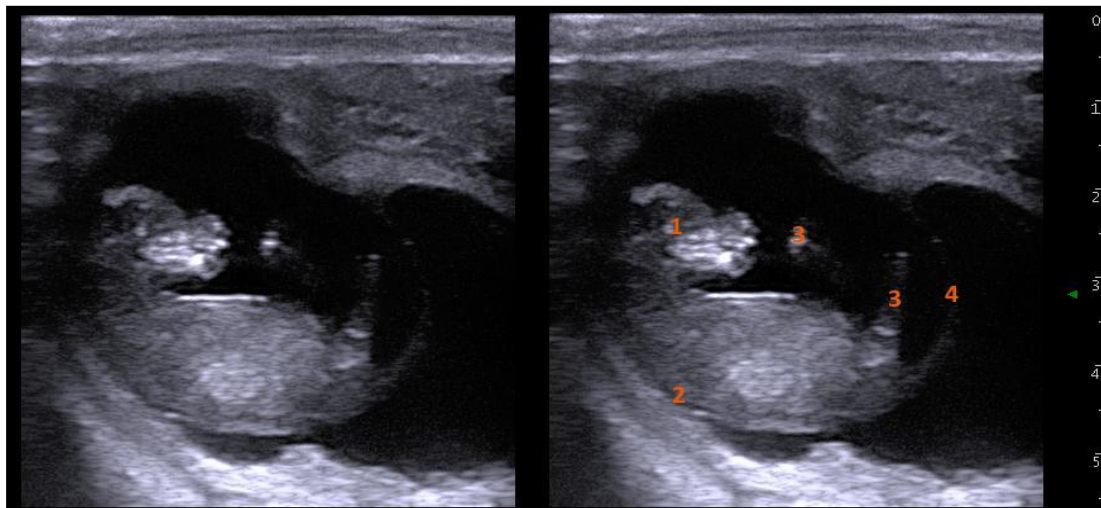


Figure 17 : Image échographique d'un fœtus de 52 jours de gestation – coupe sagittale 1 : tête ; 2 : dos ; 3 : membres ; 4 : queue (Echelle : une graduation correspond à 0,5 cm). Source (TAVEAU et al, 2013).

En conclusion, l'examen échographique permet de réaliser un diagnostic précoce de gestation à partir des 28 e–30 e jours post insémination. Cet examen est fondé sur 3 critères principaux :

- ❖ La présence de liquide dans les cornes (sous forme de zones anéchogènes)
- ❖ La mise en évidence de l'embryon de quelques millimètres
- ❖ L'examen de sa viabilité en visualisant ses battements cardiaques.

5.3.4. Le diagnostic de laboratoire :

Le Diagnostic de gestation de laboratoire repose sur la détection des marqueurs dans le sang ou dans le lait, il est réalisé à partir de dosages hormonaux de :

- Sulfate d'œstrone,
- Progestérone,
- L'early pregnancy factor,
- Hormone lactogène placentaire,
- Protéines spécifique ou associés a la gestation.

5.3.4.1. L'early pregnancy factor:

L'early pregnancy factor De nature glycoprotéique, l'early pregnancy factor (EPF) encore appelé early conception factor (ECP) apparaît quelques heures après la fécondation dans le sang de la plupart des espèces animales dont la vache. Ce facteur existe en fait sous deux formes:

- ❖ Une sécrétée par l'ovaire ipsilatéral à la come gestante (EPF-B)
- ❖ L'autre synthétisée par l'oviducte (EPF-A).

La détermination de sa concentration constituerait un bon moyen d'identification d'une mortalité embryonnaire si ce n'était le manque de reproductibilité de son évaluation plasmatique, imputable au fait qu'elle est influencée par de nombreux facteurs biologiques (MUMPOREZE 2007).

Pour la qualité Cette méthode semble très intéressante puisqu'il s'agit d'une méthode simple, peu coûteuse et précoce. Malheureusement, les études les plus récentes font apparaître un manque flagrant de fiabilité de ce test chez les bovins (**BARBRY 2012**).

5.3.4.2. Le dosage de la progestérone :

La technique consiste à estimer les taux de progestérone dans le sang ou dans le lait. Elle est utilisable entre le 21^{ème} et 23^{ème} jour après IA.

Si le taux de progestérone est :

- Supérieur à 1ng/ml dans le sang et 3,5ng/ml dans le lait : Les vaches supposées gestantes.
- Inférieur à 1ng/ml dans le sang ou 2ng/ml dans le lait indique l'absence du CJ et exclut par conséquent la gestation (**VANDEPLASSCHE 1985**).

Pour la qualité **OUMATE (2009)** relate que ce diagnostic constitue une technique de certitude pour la non gestation et seulement une présomption pour une gestation positive. Par conséquent, le diagnostic positif par dosage de progestérone doit être confirmé par exploration rectale vers la fin du 2^{ème} mois de gestation.

Un autre auteur **BARBRY (2012)** affirme lui aussi que l'exactitude est donc de 90% et les valeurs de diagnostic de non gestation approchent les 100%, néanmoins il faut connaître avec précision la date de saillie ou de l'insémination, sinon il y'aura des erreurs de diagnostic de gestation.

5.3.4.3. Le dosage de protéines associées à la gestation:

Selon le même auteur cité auparavant il affirme que le diagnostic de gestation par dosage des PAG est une technique récente qui n'est pas encore très utilisée en Afrique. En pratique, les prélèvements sont réalisés à 35 jours de l'insémination; avec un seuil de positivité compris entre 0,5-0,8 ng/ml, cette concentration continue d'augmenter

progressivement dans le sang maternel pour atteindre la valeur de $6 \pm 4,2$ ng/ml au bout de la 8ème semaine (**SOUSA 2003**).

Pour la qualité les PAG apparaissent comme de bons indicateurs de l'état du déroulement de la gestation, parce que le niveau de concentration des PAG dans la circulation périphérique maternelle renseigne sur la mortalité embryonnaire et l'avortement (**BREUKLMAN 2005**).

5.3.4.4. Dosage de l'hormone lactogène placentaire :

Cette hormone qui intervient dans le développement du fœtus et dans l'activité des glandes mammaires est déversée dans la circulation maternelle dès le 30ème jour de gestation. Elle est détectable dans le sérum de la vache à partir du 60ème jour de gestation. Cette apparition tardive dans le sang maternel prive ce dosage d'intérêt pour un diagnostic précoce de la gestation (**HAGEN 2012 ; BENHIZIA 2015**).

5.3.4.5 Le dosage de sulfate d'œstrone :

CHAVATTE et al (2006) précisent que le sulfate d'œstrone est la principale hormone œstrogène circulant dans le sang maternel durant la gestation, ce dernier est détecté dans le plasma maternel à partir du 100ème jour de gestation. Sa concentration dans le sang maternel augmente de façon linéaire dans le temps, pour atteindre un plateau dans les dix derniers jours avant la mise bas.

Les concentrations maternelles sont diminuées lors d'avortements ou de mortalité fœtale. Le dosage est réalisé par une technique de radio-immunologie avec un seuil de détection du taux plasmatique de :

- 100 pg/mL à 120 jours ;
- 250 pg/mL après le 120^e jour ;
- 520 pg/mL au 221^e jour ;
- Supérieur à 4000 pg/mL à la mise basse (**BENCHARIF et al, 2004**).

Selon le même auteur, sur le point qualité, ce test est fiable à partir du 120^e jour de gestation avec un taux d'exactitude de l'ordre de 96% à

97%. Néanmoins, ce diagnostic de gestation par évaluation de la concentration en œstrogènes est qualifié de tardif. De plus un résultat négatif peut aussi bien signifier un état non gestant qu'une gestation débutante. Par conséquent, cette méthode est peu utilisée. Ce type de dosage constitue toutefois un bon indicateur de la viabilité fœtale durant les deux derniers tiers de la gestation.

Le tableau ci-dessous résume les différentes techniques de diagnostic de gestation déjà cités avec leurs avantages et inconvénients.

Tableau n°06 : Techniques usuelles pour le diagnostic de gestation chez la vache : avantages et inconvénients.

Techniques	Facilité	Coût	Précocité	Fiabilité	Information(s)
Palpation transrectale	+	- Peu cher	± Dépend de l'expérience du vétérinaire	++ Très fiable à partir de J35	
Echographie transrectale	± Formation nécessaire	+++ Coût élevé de l'équipement	++ Dépend de l'expérience du vétérinaire	++ Très fiable à partir de J26	+++ Permet d'évaluer : le Nb de conceptus leur développement une éventuelle souffrance (+++ : fréquence cardiaque diminuée)
Dosage de L'EPF	+	- Peu cher	+++	-- Le moins fiable	
Dosage de la Progestéron e	+	- Peu cher	+++	- Fiable en cas de diagnostic négatif Non fiable en cas de diagnostic positif	Test de non gestation
Dosage des PAG-	± Délai d'attente	- Peu cher	++	++ Très fiable à partir de J25	Détection de mortalité embryonnaire en association avec la progestéronémie
Dosage du Sulfate d'œstrone	+	-	- Le plus tardif	+ Fiable si test positif	Viabilité du fœtus en fin de gestation

SI : (BARBRY 2012).

Deuxième partie :

Etude expérimentale

Premier chapitre
MATERIEL ET METHODES

1. METHODES ET MATERIEL :

1.1. METHODES :

Nous nous sommes limités à porter un jugement ou la méthode de diagnostic par l'état des poils de la commissure inférieure dans l'espèce bovine et plus précisément chez l'élevage laitier.

L'élevage viandeux n'est pas concerné par le fait que le mode d'élevage n'est pas en stabulation pour faciliter l'observation de l'état des poils de la commissure inférieure.

L'observation de l'état des poils de la commissure inférieure (PCI) a porté sur des vaches de races :

- Holstein 70% (n=130)
- Prim- Holstein 21% (n=40)
- Mont- Béliarde 9% (n=15)

Pour mettre en exergue l'état des (PCI) qui porte un jugement sur le diagnostic de la gestation ou non de la vache examinée; méthode employée par des anciens éleveurs à J16±3jours [J0 correspond à la date de l'insémination artificielle (IA) ou saillie (IN)]

Cette méthode a été testée ou comparée à d'autres méthodes de diagnostics de gestation classiques.

Le diagnostic fixé à J16±3 sous entend une précocité élevée par le fait que **TAINTURIER** et *al* (2000) précisent que le plus précoce est vers le 30ème jour de gestation.

Dans notre cas on a fait recours aux diagnostics de gestation par :

- ❑ L'intermédiaire de l'échographie (DGIE) réalisée à J45 (cas des grandes exploitations d'élevage 80% de l'effectif).
- ❑ La palpation rectale (PR) à J60 chez les petites exploitations.

L'échographie et la palpation rectale ont été effectuées par les techniciens de l'exploitation sauf chez les privés de Souk-Ahras, l'état de la gestation ou de non gestation a été constaté par nous même à la (PR)

Donc chez les vaches inséminés (IA) ou saillies (IN) nous avons réalisés sur elles des observations sur l'état des PCI à $J16 \pm 3$.

L'observation de l'animal de l'arrière doit être suivie d'un soulèvement de la queue pour examiner la zone péri anale.

L'examen de la commissure inférieure permet de repérer des traces d'écoulement ou non en provenance de l'appareil génital.

L'état des poils va permettre de dire :

- ◆ Si les poils sont cassants et secs c'est que la vache est gestante ou le test est positif.
- ◆ Si les poils sont flexibles et humides avec un liquide huileux c'est que la vache n'est pas gestante ou le test est négatif.

Les observations à $J16 \pm 3$ ont été effectuées avec une plage d'observation inférieure ou supérieure à 3jours ($J16 \pm 3$). Cette plage de 6jours présente un intervalle lié à notre présence à l'exploitation pour le choix des vaches qui feront l'objet de notre recherche ou observation. C'est-à-dire qu'on admet 3jours avant ou 3Jours après J16 pour observer les (PCI) avec répétition le long de la plage.

Nous tenons à signaler que l'observation du jour si elle est effectuée sur une vache où les (PCI) sont mouillés par l'urine, l'observateur sera obligé de ré effectuer après un certain temps.

Les résultats de l'état du PCI (J16±3) vis-à-vis du diagnostic de gestation vont nous permettre d'évaluer leur exactitude et leurs fiabilités en les comparant aux tests du diagnostic de gestation de l'échographie (J45) ou de la palpation rectale (J60).

On a ensuite classé chaque résultat de l'état des (PCI) dans les catégories suivantes :

-Les vrais positifs (VP) : test positif et vache pleine à l'échographie ou à la palpation rectale.

-Les vrais négatifs (VN) : test négatif et vache vide à l'(E) ou à la (PR).

-Les faux positifs (FP) : test positif mais vache vide l'(E) ou à la (PR).

-Les faux négatifs (FN) : test négatif et vache pleine à l'(E) ou à la (PR) **LABUSSIÈRE et al (1992) ; QUENET et al (2007).**

Selon **HANZEN (2009) ; BARBRY et al (2012)** ce résultat permet de calculer :

- La sensibilité (Se)= $VP / (VP+FN)$
- La spécificité (Sp)= $VN / (VN+FP)$

La sensibilité et la spécificité déterminent le degré d'exactitude des diagnostics de gestation et de non gestation.

a) La sensibilité du test :

La sensibilité est définie comme l'aptitude du test à fournir une réponse positive quand celle-ci est réellement positive.

La sensibilité d'un test de dépistage sera élevée si l'indice de confiance est restreint dans sa plage pour sa confiance et donc le nombre d'erreurs sera faible.

b) La spécificité du test :

Composé uniquement d'animaux négatifs (avec un signe extérieur huileux du PCI) fournira une réponse négative parmi les vrais négatives

(vaches) et l'IC lui aussi est au même diapason que la sensibilité et l'erreur doit être faible.

Afin de mettre en relief la plage de l'exactitude ou de la sensibilité ou d'erreur le calcul de l'indice de confiance (IC) à 95% à été effectué et cela conformément à la convention :

$$Se = VP / (VP + FN) \text{ avec IC95\% (Se)} = \pm 1,96 \sqrt{Se \times (1 - Se) / Nb \text{ gestantes}}$$

$$Sp = VN / (VN + FP) \text{ avec IC95\% (Sp)} = \pm 1,96 \sqrt{Sp \times (1 - Sp) / Nb \text{ non gestantes}}$$

Parmi les animaux qui ont été testés et ont donnés une réponse positive au test (gestants) par les PCI il y'a deux catégories de mise en évidence d'accorder une valeur prédictive pour évaluer la fiabilité de la méthode par l'utilisateur :

- Valeur prédictive positive (VPP) : est une réponse positive au test chez les animaux réellement positifs.
- Valeur prédictive négative (VPN) : est par analogie aussi une réponse au test négatif avec une confiance accordée.

Pour évaluer l'utilisateur de cette méthode ou sa fiabilité une valeur prédictive a été estimée par une valeur pronostique à savoir :

c) Valeur Prédictive Positive (VPP) :

$$VPP = VP / (VP + FP) \text{ avec IC95\% (VPP)} = VPP \pm 1,96 \sqrt{VPP \times (1 - VPP) / nb \text{ de positives}}$$

d) Valeur Prédictive Négative (VPN) :

$$VPN = VN / (VN + FN) \text{ avec } IC_{95\%}(VPN) = VPN \pm 1,96 \sqrt{VPN \times (1 - VPN) / nb \text{ négatives}}$$

Ces 4 critères qui évaluent la méthode de diagnostic de gestation par l'intermédiaire d'un signe extérieur l'état du PCI à J16 c'est-à-dire de façon précoce :

- ❖ Les deux premières évaluent une méthode qui a une capacité à détecter les animaux gestants positivement ou négativement à savoir respectivement la sensibilité et la spécificité.
- ❖ Les deux dernières évaluent l'utilisateur de la méthode pour voir la fiabilité dans la détection de gestation ou non, et qui sont respectivement la valeur prédictive positive et la valeur prédictive négative.

D'autres auteurs tels que **PITALA et al, (2003)** simplifient ce résultat mais reste plus vigoureux à savoir :

- ❑ Exactitude des DG positifs : $VP / (VP + FN)$
- ❑ Exactitude des DG négatifs : $VN / (VN + FP)$
- ❑ Fiabilité des DG positifs : $VP / (VP + FP)$
- ❑ Fiabilité des DG négatifs : $VN / (VN + FN)$

Cependant cette équipe rajoute l'état d'exactitude globale :

$$VP + VN / (VP + FN + VN + FP)$$

Elle n'est pas rigoureuse par le fait qu'on n'a pas déterminé la marge de confiance ou d'erreur de chaque résultat.

1.2. MATERIEL :

Quatre grandes régions ont été choisies pour étudier le sujet de notre recherche (Constantine, El Tarf , Souk Ahras, Msila) :

1.2.1. CONSTANTINE :

La ferme d'EL BAARAOUIA représente cette région.

a) Situation géographique :

La ferme EL BAARAOUIA est un établissement public à caractère industriel et commercial doté de la personnalité morale et de l'autonomie financière. Elle est créée en 1981 sous l'appellation de « la ferme pilote d'El BAAROUIA ».

Elle est située à 14 km au sud de la ville de Constantine et à 2 km d'El Khroub (Latitude : 36° 16' 20,28'' Nord et Longitude : 6° 40' 15,51'' Est. Voir photo ci-dessous).

Sa mission principale est la production du matériel végétal et animal nécessaire à la production de semence et des géniteurs.

La ferme s'étend sur une surface totale de 1100 hectares, dont 900 hectares sont représentés par une surface agricole utile (SAU). Elle est située à une altitude de 640 mètres. On y enregistre une pluviométrie moyenne de 450 ml/an. Les sols de la surface agricole utile sont de nature argilo lumineuse (45 %) et calcaire (50 %).

b) Les bâtiments :

L'unité d'exploitation de la ferme est un ensemble homogène et bien articulé. Elle est constituée de six étables, quatre box réservés aux bovins qui nécessitent des soins particuliers (vêlage), sept bergeries, cinq box de mise en quarantaine, deux magasins de stockage d'aliment, une laiterie, un bureau pour les responsables d'élevage et une pharmacie.

Le tout donnant sur une grande cour faisant état d'une première aire d'exercice pour les animaux avec un abreuvoir collectif au centre.

Le personnel comporte, 2 techniciens, un chef d'étable, 4 vachers trayeurs et 3 bergers qui travaillent à plein temps.

c) La composition du troupeau :

La ferme est constituée de 3 types d'élevages :

- ✓ Ovin,
- ✓ Bovin
- ✓ Poulets de chair.

De par le passé, le cheptel bovin était estimé à 71 têtes alors qu'actuellement il est passé à 100 têtes. Les animaux sont issus essentiellement de populations Prim Holstein (60 %) et Tarentaise (40 %).

d) Conduite de l'élevage :

Le mode d'élevage est semi-intensif dans cette exploitation.

La ferme est marquée par un système d'élevage en stabulation entravée dans lequel les vaches laitières sont logées avec les génisses dans le même bâtiment.

e) Conduite de l'alimentation :

La ferme EL BAARAOUIA suit un programme annuel d'alimentation basé sur la mise en pâture des vaches durant sept heures par jour et à la distribution du foin (2 à 2,5 kg/VL/J). Par ailleurs, il est procédé à une distribution d'ensilage d'orge de Novembre à Mars

 Pour les vaches en production

Distribution du concentré 8 à 9 kg/VL /J de type VLB17, cette dernière se fait manuellement au niveau des auges collectives.

 Pour les vaches tarées

L'alimentation est composée principalement de la paille, du concentré de type VLB15.

L'abreuvement est de deux types : collectif dans un bassin situé au centre de la zone de repos et automatique par abreuvoir individuel au niveau des étables.

f) Conduite de la reproduction :

Dans la ferme EL BAARAOUIA ; la reproduction est assurée seulement par l'insémination artificielle. En effet, la ferme importe aussi des génisses pleines.

Le diagnostic de gestation est tardif (40 jours après l'insémination) basé sur l'échographie.

Les événements de la reproduction sont toujours enregistrés : dates des chaleurs, dates des saillies, dates de vêlage et dates de tarissement.

Au 9ème mois les vaches sont transportées au box de vêlage jusqu'à la mise bas. À la naissance, tous les veaux subissent une désinfection de l'ombilic, ils sont séparés de leurs mères 24 heures après.

g) Conduite de la traite :

La ferme EL BAARAOUIA suit un système lactoduc dont la traite se fait au niveau des étables. Le lait produit au niveau de la ferme est complètement destiné à la production des dérivés laitiers. La production laitière de l'exploitation est en moyenne de 17 à 18 litres/jour.

1.2.2. EL-TARF :

La ferme CNIAAG (ex ZRIZER) à été choisie pour représenter cette Wilaya.

a) Situation géographique :

Elle est située à proximité du chef-lieu de la commune de ZRIZER (Daira de Besbes).

Le climat est sub humide de 690mm,

Les sols sont de structure argilo-limono-sableux,

Les températures annuelles suivent l'influence maritime. L'hiver est doux et l'été est chaud.

L'humidité est relativement élevée.

b) Les bâtiments :

Une bâtisse selon le modèle californien à été érigé par les américains, 6 bâtiments ou modules abritent 204 têtes, des abreuvoirs automatiques

collectifs plus un système de cornadis et des airs d'exercices avec logettes caractérisent ce genre de bâtiment.

Les bâtiments ont été lotis selon le stade physiologique des vaches :

- ❖ Vaches en début de lactation,
- ❖ Vaches en milieu de lactation,
- ❖ Vaches en fin de lactation,
- ❖ Vaches tarées.

c) Composition du troupeau :

De race Holstein la composition en unité zootechnique est en moyenne de 70 UZB avec 40 génisses de + 12 mois et 7 vaches de 0 à 3 mois.

d) Conduite d'élevage :

La traite est mécanique et le mode de reproduction est assuré par l'IA, la prophylaxie sanitaire et médicale est programmée selon les normes

e) Conduite de l'alimentation :

Les cultures fourragères en 2015 sont :

- e) Foin de vesce avoine,
- f) trèfle,
- g) orge ensilé,
- h) orge en vert,
- i) sorgho.

Les foins, les ensilages et les fourrages verts assurent toute l'année l'affouragement en tenant compte des critères alimentaires, zootechniques, des conditions de récolte des fourrages et des maladies de combinaison des fourrages.

Les aliments concentrés sont fabriqués sur place.

1.2.3. SOUK AHRAS :

a) Situation géographique et climatique :

Plus de quatre vingt exploitations sont situées dans l'axe routier de (Ain Sanyour) à Souk-Ahras. L'effectif moyen de chaque exploitation est de 8 vaches laitières.

Dix huit exploitations ont acceptés de collaborer sur le sujet.

Les températures sont basses en hiver et élevées en été.

L'humidité est très faible.

b) Les bâtiments :

La plupart des bâtiments des exploitations visités présentent des étables très anciennes et la construction est d'avant l'indépendance pour la majorité des étables.

Une traite mécanique déplaçable existe dans chaque étable et la force de travail est pour la plupart familiale (élevage familial).

c) Composition du troupeau :

Les vaches laitières sont accompagnées en moyenne d'une ou deux génisses de remplacement, d'un troupeau reproducteur pour la plus part et d'1 ou 2 veaux et vèlles pour l'élevage.

d) Conduite d'élevage :

- La traite est mécanique,
- Un tank régulièrement existe dans chaque étable,
- La reproduction est naturelle,
- La prophylaxie sanitaire et médicale est assurée par un vétérinaire de la région.

e) Conduite de l'alimentation :

Toutes les exploitations pâturent leur bétail, le pâturage dure toute la journée sur des prairies naturelles.

- Les foins sont stockés et distribués dans l'étable.
- Les concentrés sont distribués au cours de la traite.

1.2.4. MSILA :

Dans cette région les exploitations des groupes HODNA et de GHOFI ont été choisies ; ils ont acceptés de collaborer.

Respectivement 144 et 350 vaches laitières sont élevées par ces deux exploitations.

a) Situation géographique et climatique :

Les deux exploitations se situent autour de la périphérie de Msila.

Sur les hautes plaines Msila subit un climat de steppe : peu de précipitations avec une température moyenne de 18°C les précipitations moyennes sont de 229mm. Ce climat est tempéré chaud avec un hiver froid et peu humide.

b) Les bâtiments d'élevage :

Pour les deux exploitations les bâtiments sont en logettes avec air d'exercice, l'affouragement est automatique ainsi que le nettoyage des aires.

Les jeunes et les génisses sont en stabulation entravée dans les bâtiments d'élevage qui leurs sont réservés.

La traite est mécanique chez les deux troupeaux.

c) Composition du troupeau :

La ferme du groupe HODNA qui a 144UZB (Unité Zootechnique Bovine). La composition de l'unité est :

1vache laitière ; 0,95veaux et vêlles ; 0,45génisses ; 0,45taurillons et 0,02 taureaux (Race Pie noir, Holstein et Montbéliarde).

Celle de GHOFI elle tourne autour de 350UZB et l'unité est :

1vache laitière ; 0,2 veaux et vêlles ; 0,2 génisses (remplacement) et 0,02 taureaux (Race Pie noir et Holstein).

d) Conduite d'élevage :

La conduite d'élevage chez les deux exploitations est en intensif. L'affouragement en vert est limité surtout en hiver où la luzerne est en hibernation.

Les deux sont respectivement 60ha et 9ha ;

- Le premier fait appel à ses exploitations sises dans plusieurs Wilaya pour produire des fourrages et pour produire le lait pour son unité de production de lait et de ses dérivés.

- Le deuxième fait appel à la location des terres pour cultiver les fourrages et commercialiser sa production laitière à « la société Danone ».

e) Conduite de l'alimentation :

L'alimentation est distribuée automatiquement. L'affouragement en vert est surtout composé de luzerne verte pendant l'automne et le printemps, les autres périodes du sorgho pour l'été et l'hiver c'est du foin de prairie.

Deuxième chapitre
RESULTATS ET DISCUSSION

2. RESULTATS ET DISCUSSION :

2.1. RESULTATS :

Après notre prospection et passage auprès des exploitations citées auparavant dans le chapitre méthodes et matériel, le nombre d'observations sur l'état des PCI suite à l'état pseudo gestation J16±3 sur les vaches laitières est le suivant :

Tableau 07 : Nombre d'observations sur l'état du PCI

Exploitation	Nombre de troupeaux	Nb de Vaches laitières	Dates d'observation de l'état de PCI
Ferme CNAAG (El-Tarf)	1	36	16.11.2016 au 30.03.2017
Fermes privés (Souk-Ahras)	18	58	24.11.16 au 28.03.2017
Ferme BARAAOUIA (Constantine)	1	24	24.12.2016 au 30.01.2017
Fermes HODNA et GHOFI(Msila)	2	67	16.11.2016 au 30.03.2017

Les résultats du classement sont :

- VP=130 VP= Vrais positifs
- FP= 20 FP= Faux positifs
- VN= 34 VN= Vrai négatifs
- FN= 01 FN= Faux négatifs

Les résultats d'expression du diagnostic de gestation DGIEPCI à J16±3 (entre le 14 et les 19 jours).

Se=99,23% (0,958 ; 0,9987)

Sp=63% (0,496 ; 0,745)

Le résultat de la Se 99,23% sous-entend que si la vache est gestante il y a 99,23% de chances que le test par l'état du sec des poils de la commissure inférieure détermine une gestation positive avec une marge d'erreur faible (voir son IC).

Pour celui de la Sp 63% indique que si la vache est non gestante il y a 63,0% de chances que le test de l'état humide des poils de la commissure détermine une gestation négative (avec une marge d'erreur moyenne).

VPP=86,7% (80,29 ; 91,71) et VPN=97,14% (91,54 ; 100)

Le résultat de la VPP de 86,7% signifie que dans notre population, la probabilité d'avoir une vache gestante quand le DGIEPCI est positif est de 86,7% avec une marge d'erreur faible (IC compris entre 80 et 91). La probabilité d'erreur d'avoir une vache non gestante est de 13,3%.

Et celui de la VPN 97,14% indique que dans notre population, la probabilité d'avoir une vache non gestante quand le DGIEPCI est négatif est de 97,14% avec une marge d'erreur faible avec un IC : (96 ; 100).

En d'autre terme nous pourrions établir nos résultats sous d'autres formes. Comme le précisent **PITALA et al (2003)**, (voir tableau 8).

*Tableau 08 : Classement comparatif entre la DGIEPCI et les DGIE/PR
Résultats du test comparés à l'état réel des vaches (pleines ou vides)*

	Etat de la vache	En gestation	Vide	Total	Pourcentage
Résultat du test	Bon Mauvais	VP = 130 FP = 20	VN = 34 FN = 1	164 21	88.6 % 11.4%
Total		150	35	185	

VP : Vrais positifs ; FP : Faux positifs ; VN : Vrais négatifs ; FN : Faux négatifs.

Le taux global d'erreur est de 11.4%.

Après le classement comparatif nous pourrions calculer les résultats du diagnostic de gestation DGIEPCI à J16±3 (Voir tableau n°09).

Tableau 09 : Résultats du diagnostic de gestation de la méthode par l'intermédiaire de l'état des poils de la commissure inférieure (DGIEPCI) à J16±3.

Valeurs	Résultats en % et intervalle de confiance (IC)
Se	99,2% (95 ; 99)
Sp	63,0% (49 ; 74)
VPP	86,7% (80 ; 91)
VPN	97,14% (96 ; 100)

Se : Sensibilité ; Sp : Spécificité ; VPP : Valeur prédictive positive ; VPN : Valeur prédictive négative.

Le résultat de la Se 99,2% sous-entend que si la vache est gestante il y a 99,2% de chances que le test par l'état du sec des poils de la commissure inférieure détermine une gestation positive avec une marge d'erreur faible (voir son IC en tableau 09).

Pour celui de la Sp 63,0% indique que si la vache est non gestante il y a 63,0% de chances que le test de l'état humide des poils de la commissure détermine une gestation négative (avec une marge d'erreur moyenne).

Par contre les résultats de la VPP de 86,7% signifient que dans notre population, la probabilité d'avoir une vache gestante quand le DGIEPCI est positif est de 86,7% avec une marge d'erreur faible (IC compris entre 80 et 91). La probabilité d'erreur d'avoir une vache non gestante est de 13,3%.

Et celui de la VPN 97,14% indique que dans notre population, la probabilité d'avoir une vache non gestante quand le DGIEPCI est négatif est de 97,14% avec une marge d'erreur faible avec un IC : (96 ; 100).

Le taux global d'erreur est de 11,4% (voir tableau 08).

Il est possible d'évaluer l'exactitude globale de la DGIEPCI comme il a été signalé en méthodes :

$$\text{Exactitude globale} = \frac{VP+VN}{VP+VN+FP} = 88,6\%$$

Ce résultat met en évidence le taux total d'échecs de 11,4%.

2.2. DISCUSSION :

A J16±3 le test DGIEPCI est capable de fournir un résultat de diagnostic. Cela veut dire que c'est un résultat qui s'exprime précocement. Donc la méthode est concluante et les résultats pour diagnostiquer une vache gestante ou positive grâce à la sensibilité est de 99,23% avec un indice de confiance très concluant]95 ; 99[avec $p=0,05$.

Donc la marge d'erreur est très faible au point de vue exactitude de la méthode.

Par contre la spécificité qui décèle une vache non gestante a un résultat faible 63% et son indice de confiance en pourcent est ample]49 ; 74[avec $p=0,05$ et la marge d'erreur est relativement grande.

Cette situation entraîne une erreur de **11,14%** et une exactitude de la méthode de **88,6%**.

Si on se réfère à la valeur prédictive de cette méthode ou à la fiabilité de cette dernière, la VPP et la VPN qui évaluent l'aptitude de l'utilisateur de cette méthode pour voir la fiabilité en révélant la probabilité respectivement de la vache :

- ❖ Soit gestante si le test est positif,
- ❖ Soit non gestante si le test est négatif.

Les résultats sont encourageants pour estimer la probabilité du fait analysé.

En ce temps d'analyse l'utilisateur de la méthode ou sa fiabilité ;

- La VPP est de 86% précise la probabilité de la méthode DGIEPCI à détecter des vaches gestantes parmi toutes les gestantes de la population étudiée ;
- la VPN est de 97,14% détermine la probabilité de la méthode DGIEPCI à détecter des vaches non gestantes parmi toute les non gestantes.

La VPP avec un indice de confiance en pourcent]80 ; 91[

La VPN avec un indice de confiance]96 ; 100[

Avec $p=0,05$ et donc la marge d'erreur de la fiabilité est relativement faible.

Ces valeurs prédictives qui évaluent l'utilisateur comme le précise **HANZEN, (2009)** sont intéressantes au point de vue résultats alors qu'on sait que le diagnostic précoce est antagoniste habituellement avec le degré d'exactitude des diagnostics positifs.

C'est pour cette raison afin de la rendre plus exacte sur le résultat de la vache non gestante il faut continuer de tester cette méthode facile et précoce en précisant mieux les modalités pratiques d'appréciation de l'état des poils de la commissure inférieure quand ils sont huileux et flexibles.

Conclusion

Conclusion

CONCLUSION :

Le diagnostic de gestation constitue un critère essentiel du zootechnicien ou du vétérinaire soucieux d'améliorer la reproduction. La précocité, l'exactitude, la fiabilité et les conditions pratiques simples de l'aspect financier sont les plus recherchés pour choisir une méthode de diagnostic de gestation utilisable en reproduction bovine.

Le diagnostic de gestation par l'intermédiaire des poils de la commissure inférieure répond à cela avec une précocité forte, une exactitude très élevée 99,2% ; cependant une spécificité ou exactitude de négativité relativement faible, avec une erreur de 11,4% mais l'aspect pratique est simple et surtout financier peu coûteux.

Les modalités pratiques sont à affiner afin d'ajuster l'exactitude de la méthode pour rehausser le coefficient de détermination de la méthode :

« Diagnostic de gestation par l'intermédiaire des poils de la commissure inférieure » : DGIEPCI et la rendre plus fiable.

References

Bibliographiques

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

1-ABDELJALIL, M. C. (2005). Suivi sanitaire et zootechnique au niveau d'élevages de vaches laitières. *Thèse de magister en médecine vétérinaire. Université de Constantine*, pp (26-28).

2-ALVES DE OLIVIERA L, AUBRY P, BADINAND F, BAREILLE N, BERTHELOT X, BOUCHARDE, BOUSQUET D, BRODEUR M, BUCZINSKI S, CARRIERE PD, CHANVAILLON A, CHASTANT S, COLLOTON J, DESCÔTEAUX L, DISENHAUS C, DORE M, DUBUC C, ENJALBERT F, GAYRARD V, HANZEN C, HARVEY D, LEFEBVRE R, NOUVEL X, OPSONER G, PICARDHAGEN N, ROY JP, SEEGER S, STOCK A, TAINURIER D, VAILLANCOURT D (2012). *VADE-MECUM de la gestion de la reproduction des bovins laitiers*. Paris : Med' com. 240 p. ISBN : 978-2-35-403-0933.

3-AMELLAL R., (1995). La filière lait en Algérie : Entre l'objectif de la sécurité alimentaire et la réalité de la dépendance. In: Les agricultures maghrébines à l'aube de l'an 2000. Options Méditerranéennes, Série B, Etudes et Recherches, n° 14, 229-238.

4-BADINAND F., 1982 - L'utérus de la vache au cours du post-partum : physiologie et pathologie périnatales des animaux de ferme. XIV journées du Grenier de Theux, 15-16-17 dec. 1982. INRA, Station de Physiologie de Reproduction. Tours –Nouzilly.

5-BADINAND F. et SENSENBRENNER A., 1984- Non délivrance chez la vache. Données nouvelles à propos d'une enquête épidémiologique. *Point Vet.*, 16, 483-496.

6-BALL, Peter J. H., PETERS, Andy R., 2008. *Reproduction in Cattle*. 3rd edition. Blackwell Publishing, Oxford, 242p.

7-BAO, B; GARVERICK, H.A; SMITH, G.W; SMITH, M.F; SALFEN, B.E; YOUNGQUIST, R.S. (1997). Changes in mRNA encoding LH receptor, cytochrome P450 side chain cleavage and aromatase are associated with recruitment and selection of bovine ovarian follicles. *Biology of reproduction*. 56, pp 1158-1168.

8-BARBRY, JB; VELEK, K; PUN, S; RICE, A; EGLI, C; LETERME, S; COMMUN, L (2012). Diagnostic précoce de la gestation chez le bovin: un nouveau teste à réaliser sur le sang ou le lait. *Séance. Reproduction. 22eme Édition congrès international francophone. INRA*.

9-BARBRY, J, B (2012) Diagnostic de gestation chez la vache : dosage des protéines associées à la gestation dans le sang et le lait par méthode ELISA Idexx. *Thèse vétérinaire Lyon. 132 p. (76-77)*.

10-BARONE, J (1978) : Anatomie comparée des mammifères domestiques. Tome 3, Fasc. 2 France P 915.

11-BARRET J. P., 1992. Zootechnie générale. -Paris : -180 p (Agriculture d'aujourd'hui, Sciences, Techniques, Applications).

12-BARTOLOME, J.A; MELENDEZ, P; KELBERT, D; SWIFT, K; MCHALE, J; HERNANDEZ, J; SILVESTRE, F; RISCO, C.A; ARTECHE, A.C.M; THATCHER, W.W. ; ARCHBALD, L.F. (2005). Strategic use of gonadotrophin-releasing hormone (GnRH) to increase pregnancy rate and reduce pregnancy loss in lactating dairy cows subjected to synchronization of ovulation and timed insemination. *Theriogenology*, 63, pp 1026- 1037.

13-BARTOLOME, A; TAURUS, B.S. (2009). Endocrinología y fisiología de la gestación y el parto en el bovino. *Tandil, provincia de Buenos Aires. 11(42)*, pp 20-28.

14-BENABDELI, K. (1997). Évaluation de l'impact des nouveaux modes d'élevage sur l'espace et l'environnement steppique: Cas de Ras El Ma (Sidi Bel Abbes - Algérie). In Rupture : Nouveaux enjeux, nouvelles fonctions, nouvelle image de l'élevage sur parcours. *Options Méditerranéennes, Série A, Séminaires Méditerranéens*, 39, pp 129-141.

15-BENCHARIF D., TAINTURIER D., SLAMA H., BRUYAS J. F., BATTUT I. et FIENI F., 2000- Prostaglandines et post-partum chez la vache. *Rev. Méd. Vét.*, 151, 5, 401-408.

16-BENCHARIF, D et TAINTURIER, D. 2003. Le diagnostic clinique de gestation chez la vache. *L'Action vétérinaire*. 2003, N° 1660, p.17-19.

17-BENCHARIF, D et TAINTURIER, D. 2003. Le diagnostic clinique de gestation chez la vache. *L'Action vétérinaire*. 2003, N° 1660, p.17-19.

18-BENCHARIF, D et TAINTURIER, D. 2004. Le diagnostic indirect de gestation chez la vache. *L'Action Vétérinaire*. 2004, N°1666, p.25-27.

19-BENDIAB, N. (2012). Analyse de la conduite d'élevage bovin laitier dans la région de Sétif, *Mémoire de magister. Université Ferhat Abbas-SETIF*, pp 6-15.

20-BENLEKHAL A., 1993. L'insémination artificielle : Bilan et perspectives (38-42).-In : Gestion de la reproduction et amélioration.- Kenitra: ANVSP.-120p.

21-BENHIZIA, S 2015 : Suivi des modifications hormonales et biochimiques chez la vache laitière au cours de la gestation et en post partum. *Thèse de magister en médecine vétérinaire. Université de Constantine*, pp (3-17).

22-BISSON B. 1992 : Diagnostic de gestation chez la vache par dosage d'une protéine bovine trophoblastique : la protéine bovine associée à la gestation (b PAG : Th. Méd-Vét. Nantes 1992-(6).

23-BOICHARD, D (1998) : Impact économique d'une mauvaise fertilité chez la vache laitière. INRA Production Animale.

24-BODEN J.; CLOARE J.; FLOCH et GONDIN B., 1988. Amélioration des espèces : Bilan (324-325).-In: Biologie. -Paris: Imprimerie Moulde et Renou. 1564 p - (Collection Tavernier).

25-BONNES, G; DESCTAUDE, J; DROGOUL, C; GADOUD, R ; LE LOC'H, A ; MONTMEAS, L. (1988). Reproduction des mammifères d'élevage, *1ère édition*, Paris, pp 239.

26-BONNES G. ; AFKE A. ; DARRE ; FUGIT G. et GADOUD R. ,1991. Amélioration génétique des animaux domestiques. – Paris: Foucher.287p.

27-BOSC M., 1982 -Les mécanismes de la naissance chez la brebis, la chèvre, la truie et la vache. XIV journées du Grenier de Theix, 15-16-17 dec. 1982. INRA, Station.

28-BOSIO, L. (2006). Relations entre fertilité et évolution de l'état corporel chez la vache laitière : le point sur la bibliographie. *Mémoire de fin d'étude. Université CLAUDE-BERNARD - LYON I*, pp23.

29-BOUTELIS, S. (2012). Étude des changements cytologiques et histologiques des tractus génitaux de la vache et de la brebis au cours d'un cycle oestral. *Mémoire de magister. Université de Batna*, pp 2-11.

30-BOUZEBDA-AFRI, F. (2007). Performances zootechniques et structure d'élevage dans la population bovine de type local (Est algérien), *Thèse de doctorat d'état en sciences vétérinaires*, pp 25-42. 90-91

31-BREUKELMAN, S.P. (2005). Plasma concentrations of bovine pregnancy-associated glycoprotein (bPAG) do not differ during the first 119 days between ongoing pregnancies derived by transfer of in vivo and in vitro produced embryos. *Theriogenology*. 63, pp 1378-1389.

32-BROES P, 1995. Abrégé de reproduction animale Boxmeer : Intervet. 336 p. *Rev. Méd. Vét.*, 167(3/4) :241-247.

33-BRUYAS, J.F. (1991). Cycle oestral et détection des chaleurs. *Dépêche vét, supplément 19*, pp 9-14.

34-BUDRAS KD, HABEL RE, WÜNSCHE A, BUDA S, JAHRMÄRKER G, RICHTER R, STARKE D (2003). *Bovine Anatomy: An illustrated text*. First édition. Hannover, Germany : Schlütersche. 138 p. ISBN 3-89993-000-2.

35-BRUYERE, 2009 : Mise en évidence des signes secondaires des chaleurs chez la vache laitière par vidéo surveillance ; au centre Lucien Biset de POISY. *Thèse vétérinaire Lyon pp (64-66)*.

36-BYISHIMO, 2012 : Contribution a l'évaluation des performances de reproduction et de production des bovins Girolando dans la ferme Agro-Pastorale de Pout au Senegal. *Thèse vétérinaire n°22, p (30)*.

37-CARATY, A ; DUITTOZ, A ; PELLETIER, J ; THIERY JC; TILLET, Y ; BOUCHARD, P. (2001). Libération pulsatile des gonadotropines, de la prolactine et de la GH. Le contrôle de la pulsativité de LH. Dans : Thibault et Levasseur (Edits). *La reproduction chez les mammifères et l'homme. Ellipses, INRA, Paris*, pp 85- 107.

38-CARRIERE, D. (2012). Physiologie du système reproducteur de la vache laitière : In gestion de la reproduction des bovins laitiers VADE. MECUM, *édition MED COM PARAIS*, pp 13.

39-CHASTANT-MAILLARD S., FOURNIER R. et REMMY D. (2005)
Les vagues folliculaires : Actualités sur le cycle de la vache.
Point Vét., 36 (N° Spécial), 10-15.

40-CHAVATTE-PALMER, P. 2006. Diagnostic de gestation et suivi du fœtus. *Le point vétérinaire*. 2006, 12-17.

41-CHAVATTE-PALMER,, P, et al. 2006. Ultrasound fetal measurements and pregnancy associated glycoprotein secretion in early pregnancy in cattle recipients carrying somatic clones. *Theriogenology*. 2006, Vol. 66, 829-840.

42-CHRISTIANSEN, D., 2014. Pregnancy Diagnosis : Rectal Palpation. In : HOPPER R. M., *Bovine Reproduction*. Wiley-Blackwell, Ames, p. 314-319.

43-COLAZO, M.G; MARTINEZ, M.F; SMALL, J.A; KASTELIC, J.P; BURNLEY, C.A; WARD, D.R; MAPLETOFT, R.J. (2005). Effect of oestradiol valerate on ovarian follicle dynamics and superovulatory response in progestin-treated cattle. *Theriogenology*. 63, pp 1454- 1468.

44-COURTOIS V.C.M., 2005. Etude des facteurs de risque de l'infertilité des élevages bovins laitiers de l'île de la réunion : élaboration d'un guide destiné aux éleveurs. Thèse Vétérinaire, Toulouse, n°3, 156p.

45-D'AQUINOP, P; LHOSTE, P; LE MASSON, A. (1995). Interaction entre les systèmes de production d'élevage et l'environnement, perspectives globales et futures. Systèmes de production mixtes agriculture pluviale et élevage en zone humide d'Afrique. *Maison Alfort, CIRAD-IEMVT*, pp 16-29.

46-DECANTE F (1990). Le diagnostic de gestation par échographie en clientèle rurale bovine. *Bulletin des GTV*, 4, 45-51.

47-DERIVAUX, J ; ECTORS, F. (1986). Reproduction chez les animaux domestiques - 3ème éditions revues. *Louvain-La-Neuve : Cabay*, pp 1141.

48-DERIVAUX J., 1989. Reproduction des animaux domestiques- Vol 2 : -Paris: Academia. ,155p.

49-DIADHIOU A., 2001. Etude comparative de deux moyens de maîtrise de la reproduction (l'implant CRESTAR et la spirale PRID) chez les vaches Ndama et Gobra au Sénégal. Thèse vétérinaire, Dakar, n°2, 92p.

50-DIEDHIOU Y. ,2002. Insémination artificielle et production laitière dans le bassin arachidier. Thèse : Méd. Vét. : Dakar ; 14.

51-DIDJOUET, C (1999) : La reproduction des bovins allaitants. ED France AGRICIOLE.

52-DIOP P.E.H., 1994. Amélioration génétique et biotechnologies dans les systèmes d'élevages. Exemple de la production laitière.-Dakar : DIREL.-11p

53-DIOP P.E.H., 1995. Biotechnologie et élevage africain (Maîtrise de la reproduction et amélioration génétique des ruminants). Les nouvelles éditions africaines du Sénégal. p 145-150.

54-DISKIN, M.G; SREENAN, J.M. (2000). Expression and detection of oestrus in cattle *Reprod. Nutr. Dev.* 40, pp 481-491.

55-DRAME, D. (1996). Etat corporel de la vache laitière: Etude descriptive au cours du poste partum. *Mémoire de fin d'étude, Sciences vétérinaires: Liège (Fac. Méd. Vét), pp 10-17.*

56-DRIANCOURT, M.A; LEVASSEUR, M.C. (2001). Cycles estriens et cycles menstruels. Dans : La reproduction chez les mammifères et l'homme. *Édition Ellipses, INRA, Paris*, pp 680- 698.

57-DRION, P ; BECKERS, J.F ; DERIVAUX, J ; HANZEN, C et ECTORS, F : Tome III de « Physiologie de la reproduction » Daprès le même intitulé ("DERIVAUX, ECTORS, *Reproduction chez les animaux domestiques*", Cabay, Louvain la neuve, 1986), revisité et mis à jour, avec les auteurs de (2000 à 2005). Cours de 3^e Bac en Médecine Vétérinaire à l'Université de Liège.

58-EDSON, Mark A., NAGARAJA, Ankur K. et MATZUK, Martin M., (2009). The Mammalian Ovary from Genesis to Revelation. *Endocrine Reviews.* 1 octobre 2009. Vol. 30, n° 6, p. 624-712.

59-EILER H. et HOPKINS F.M., 1992- Bovine retained placenta: effect of collagenase and hyaluronidase on detachment of placenta. *Biol. Reprod.*, 46, 580-585.

60-ENNUYER, M. 2000. Les vagues folliculaires chez la vaches: Applications pratiques à la maîtrise de la reproduction. *Le point vétérinaire.* 2000, Vol. 31, n°209.

61-ERICKSON, G.F; DANFORTH, D.R. (1995). Ovarian control of follicle development. *American Journal of Obstetrics and Gynecology*, 172, pp 736-747.

62-FIENI F, TAINTURIER D, BRUYAS JF, BATTU I -(1995) : Physiologie de l'activité ovarienne cyclique chez la vache – *Bull GTV*; 4 : 35-49.

63-FILTEAU V, DESCOTEAUX L (1998). Valeur prédictive de l'utilisation de l'appareil échographique pour le diagnostic précoce de la gestation chez la vache laitière. *Med Vet Québec*, 28, 81-85.

64-FILICORI, M ; FLAGMIGNI, C ; DELLAI, P. (1994). Treatment of anovulation with pulsatile gonatropinreleasing hormone: Prognostic factors and clinical results in 600 cycles. *J. Clin. Endocrinol. Metab.*79, pp 1215-1220.

65-FORDE, N., BELTMAN, M. E., LONERGAN, P., DISKIN, M., ROCHE, J. F. et CROWE, M. A., 2011. Oestrous cycles in *Bos taurus* cattle. *Animal Reproduction Science*. avril 2011. Vol. 124, n° 3-4, p. 163-169.

66-FRANCONY.F.M, 2011. Comparaison de l'intérêt diagnostique de différentes techniques d'examen de l'ovaire de la vache, *thèse doctorat vétérinaire, Ecole Nationale d'Alfort P (32 -38-39-59).*

67-FRANDSON, Rowen D., Wilke, W. Lee, Fails, Anna Dee, 2009. *Anatomy and Physiology of Farm Animals*. 7th edition. Wiley-Blackwell, Ames, 512p.

68-FRICK P.M , (2002). Scanning the future, ultrasonography as a reproductive management tool for dairy cattle. *J. Dairy Sci.*, 85:1918-1926.

69-GAYRARD, V (2007) : Physiologie de la reproduction des mammifères. *Ecole nationale vétérinaire de Toulouse p (198).*

70-GAYRARD, V. (2012). Physiologie du système reproducteur de la vache laitière : In gestion de la reproduction des bovins laitiers vade.Mecum. *Edition MED COM*, pp 27.

71-GRAHAM, J.D; CLARKE, C.L. (1997). Physiological action of progesterone in target tissues. *Endocr. Rev.* 18, pp 502- 519.

72-GRIMARD B., HUMBLLOT P., PONTER A.A., CHANSTANT S., CONSTANT F., MIALOT J.P. (2003).Efficacité des traitements de synchronisation des chaleurs chez les bovins. *INRA Prod. Anim.*, 16, 211-227.

73-GRUNERT E., 1982- Etiology of retained placenta in: Morrow (D.A) *Current therapy in Theriogenology*. Sanders ed. Philadelphia, 180-186.

74-GRUYTER, W. (1988). *Dictionary of Obstetrics and Gynecology*. Pschyrembel ed, pp 277.

75-GYAWU.P et coll,1989 Use of radioimmunoassay to monitor reproductive performance of indigenous cattle in the humid forest zone Ghana, in (second workshop on the reproduction of trypanotolerant livestock in west and centralAfrica) Banjul <<Gambie>>FAO RAF/88/100,46 p177-192.

76-HAFEZ, E.S.E. (1993). Hormones, growth factors and reproduction. *Reproduction in Farm Animals*, pp 94-113.

77-HAGEN, N. (2012). Physiologie du système reproducteur de la vache laitière : In gestion de la reproduction des bovins laitiers VADE. MECUM, *Ed MED COM PARAIS*, pp 20- 24.

78-HANZEN C, LAURENT Y, JAKOVLJEVIC S (1993). Application de l'échographie en reproduction bovine 1. Examen des ovaires. *Annales de Médecine Vétérinaire*, **137**, 13-18.

79-HANZEN, CH; LOURTIE, O; DRION, P.V. (2000). Le développement folliculaire chez la vache I. Aspects morphologiques et cinétiques. *Annales de médecine vétérinaire*. **144**, pp 223-235.

80-HANZEN D. (2000). L'importance de la détection des chaleurs chez la vache: application pratiques. The journal of the animal reproduction technologie. Lettre d'information d'IMV technologies n°01.

81-HANZEN C. et al, 2003- Pathologie de reproduction des ruminants. Année 2003/2004 : Chap.14 : la rétention placentaire chez les ruminant ; Chap. 16 : le retard d'involution utérine chez les ruminants. Service d'Obstétrique et de Pathologie de reproduction des équidés, des ruminants et du porc. Faculté de Médecine Vétérinaire de Liège Belgique.

82-HANZEN C, 2005. Chapitre 3: La détection de l'œstrus et ses particularités d'espèces. Accès internet: http://www.fmv.ulg.ac.be/dloads/Doc1_Notes/Ch03.doc.

83-HANZEN CH 2009. Le constat de gestation chez les ruminants.Faculté de Médecine Vétérinaire. Service de Thériogénologie des animaux de production. Université de liège, Belgique. 17 p.

www.therioruminant.ulg.ac.be/notes/200809/R05_Constat_gestation_2009.pdf

84-HANZEN, (2010) : La détection de l'œstrus chez les ruminants. Faculté de Médecine Vétérinaire. Service de Thériogénologie des animaux de production. *Annales de médecine vétérinaire*.

85-HANZEN C, 2010- Pathologie de reproduction des ruminants. Année 2008/2010 : Chap.14 : la rétention placentaire chez les ruminant ; Chap. 16 : le retard d'involution utérine chez les ruminants. Service d'Obstétrique et de Pathologie de reproduction des équidés, des ruminants et du porc. Faculté de Médecine Vétérinaire de Liège.

86-HASKOURI H., 2001. Insémination artificielle et détection des chaleurs. -In : Reproduction et production laitière.-Tunis Serviced.-p316 -[En ligne] accès internet : <http://www.iav.ac.ma/veto/filveto/guides/repro/students/haskouri.pdf>, (page consultée le 9 Juin 2009).

87-HOPPER, R.M., 2014. Breeding Soundness Examination in the Bull: Concepts and Historical Perspective. *Bovine Reproduction*, Wiley-Blackwell, Ames, p. 58-63.

88-IEMVT et CIRAD, 1989. Élevage et génétique, Fiche n° 9, décembre 1989. Ministère de la coopération et du développement IEMVT/CIRAD : 12.-[En ligne] accès Internet : <http://lead-en.virtualcentre.org/fr/dec/toolbox/Tech/16GenImp.htm>, (page consultée le 26 Mai 2009)

89-INRAP. (1989).: Reproduction des animaux d'élevage (Ouvrage collectif). Editions Foucher, Paris, 239p.

90-JAINUDEEN, M. R; HAFEZ, E.S.E. (2000). Pregnancy Diagnosis. Reproduction in Farm Animal. *Edition, South Carolina USA*, pp 395-404.

91-JOLY.K (2015) : Le suivi de reproduction en élevage bovin allaitant, *thèse vétérinaire. Vet Agro campus Lyon, p (29-31-32).*

92-KATILA, T. (2007). Uterine contractility. In: SAMPER, J.C; PYCOCK, J.F; Mc KINNON A.O. Current therapy in equine reproduction. *St Louis. Saunders Elsevier*, pp 44-52.

93-KÖNIG, HORST ERICH et LIEBICH, Hans-Georg, 2014. *Veterinary Anatomy of Domestic Mammals: Textbook and Colour Atlas.* Sixth Edition. Schattauer, Stuttgart, 681p. HADRA NAHITHA.

94-LABUSSIÈRE,G ;COMBAUD, G.F ; DE LA CHEVALERIE,F.A ;ANDRE,D.J ; TOUZE.G. et COCHAUD, J. 1992 : Diagnostic précoce de gravidité chez la vache grâce à l'observation de l'éjection du lait induite par l'ocytocine lutéale. *Repro.Nutr.Dv.32. (191-205).* EL SEVIER. INRA.

95-LE ROUX, K. 2009. Devenir des génisses et vaches laitières après un diagnostic de gestation négatif. *Thèse pour le diplôme d'état de docteur vétérinaire. 2009.*

96-LEVASEYR M. et THIBAUT C ; 1980, Puberté à la sénescence ; la fécondité Chez l'homme et les autres mammifères, Paris, Masson, P120-130.

97-LOFTI N. ; BENLEKHAL A. ; MAZOUZ A. et al. ,1996. Utilisation des techniques nouvelles de reproduction dans le programme d'amélioration génétique du cheptel bovin laitier au Maroc (263-270). -In : Reproduction et production laitière. Tunis : SERVICED.-316p. (Actualités scientifiques AUPELF-UREF)

98-MANISHIMWE, R (2012) Evaluation technique et économique d'une ferme laitière à petite échelle à Diamniadio. *thèse vétérinaire. Dakar, n°25, pp (20-21-25-26).*

99-MCGEE, Elizabeth A. et HSUEH, Aaron J. W., 2000. Initial and Cyclic Recruitment of Ovarian Follicles. *Endocrine Reviews.* avril 2000. Vol. 21, n° 2, p. 200-214.

100-MEDAN, M.S; WATANABE, G; SASAKI, K; GROOME, N.P; SHARAWY, S; TAYA, K. (2005). Follicular and hormonal dynamics during the estrous cycle in goats. *J. Reprod. Dev. Aug. 51(4), pp 455-63.*

101-MERCIER PARISOT P, MARTINOT S, THIRIAT F, FRANCK M (1991). Echographie et gestion de la reproduction chez les bovins. *Point vétérinaire, 23(135), 33-40.*

102-MEZIANE R, 2011. Etude clinique des métrites chez la vache laitière dans la région de Batna et leurs traitements par usage de différents protocoles thérapeutiques. *Mémoire pour l'obtention du diplôme de Magister en sciences vétérinaires.* 87 p.

103-MIALOT JP, CONSTANT F, CHASTANT-MAILLARD S, PONTER AA, GRIMARD B - Lacroissance folliculaire ovarienne chez les bovins : nouveautés et applications - Journées Européennes de la Société Française de Buiatrie, Paris, Novembre **2001** : 163-168.

104-MICHOGAN S.D., 2011. Evaluation de l'efficacité de la gestion de la reproduction dans la ferme laitière Past-agri au Sénégal. *thèse vétérinaire.* Dakar, n°22, 87p.

105-MOENTER, S.M; CARATY, A; LOCATELLI, A; KARSCH, F.J. (1991). Pattern of gonadotropin releasing hormone (GnRH) secretion leading up to ovulation in the ewe: existence of a preovulatory GnRH surge. *Endocrinology.* 129 (3), pp 1175-82.

106-MONNIAUX, D, 2009. Développement folliculaire ovarien et ovulation chez les mammifères. *INRA Productions Animales.* Vol. 22, n°2, p. 59-76.

107-MUMPOREZE, N (2007). Evaluation comparée de trois méthodes de diagnostic de gestation chez la vache inséminée au Sénégal: Progestérone, Protéines associées à la gestation et Palpation rectale. *Thèse Doc vet Dakar n°14 p (10-34).*

108-MURRAY, B.B., (1996). Comment maximiser le taux de conception chez la vache laitière: détection des chaleurs. Fiche technique du Ministère de l'agriculture et de l'alimentation, gouvernement de l'Ontario, ISSN-1198-7138, Agdex 410/30.

109-NADRAOUI, D. (2001). FAO Country pasture / Forage resource Profiles:Algeria. <http://www.fao.org/WAICENT/FAOINFO/AGRICULT/AGP/AGPC/doc/Counprof/Algeria.htm>.

110-NEILL, JIMMY D. (éd.), 2005. *Knobil and Neill's Physiology of Reproduction.* Third Edition. Academic Press, San Diego, 2684p.

111-NET1 : <https://sites.google.com/a/liceofranco.org/svt/home/premiere-s/chapitre2sexualite-et-plaisir>.

112-NGOM, R. (2002). Évaluation du diagnostic précoce de gestation par le dosage de la progestérone dans le sang chez les vaches inséminées en élevage traditionnel. *Mémoire DEA, Productions animales: Dakar (EISMV), 02,* pp 3-15.

113-NOAKES, David E., PARKINSON, Timothy J. et ENGLAND, Gary C. W., 2009. *Arthur's Veterinary Reproduction and Obstetrics.* 9th Edition. Saunders Elsevier, Edinburgh, 950p.

114-NORRIS, David O. et LOPEZ, Kristin H., 2010. *Hormones and Reproduction of Vertebrates - Vol 5: Mammals.* Elsevier, London, 380p.

115-NORRIS, David O. et CARR, James A., 2013. *Vertebrate Endocrinology*. Fifth Edition. Academic Press Elsevier, London, 585p.

116-OUMATE, I. (2009) : Evaluation des facteurs de variations du taux de réussite de l'insémination artificielle bovine dans les départements de Thies et Tivaouane-Senegal. *Mémoire de fin d'étude. Ecole inter- Etats des Sciences et Médecine Vétérinaire. PP (21).25-26-34 36-37*

117-OLTENACU P.A., FERGUSON J.D., LEDNOR A.J., (1990). Economic evaluation of pregnancy Diagnosis in Dairy cattle decision analyses approach. *J. Dairy Sci.*, 73: 2826-3831.

118-PAREZ, M et DUPLAN, J.M (1987) : L'insémination artificielle bovine. Reproduction et amélioration génétique. Edition ITEBO-UNCEIA.PARIS, PP 27-149.

119-PAREZ V., 1993. Synchronisation des chaleurs et fécondité. -In: Gestion de la Reproduction et amélioration génétique. -Maroc: A.N.V.S.P.

120-PELLETIER, J. (1983). Le "Pulse" de LH: un quantum d'énergie hormonale. *Ann Endocr, Paris. 44*, pp 305-308.

121-PETERS, A.R; BALL, P.J.H. (1994). Reproduction in Cattle. 2nd Edn. Blackwell Science Ltd. *Oxford Press, London, UK. Philadelphia*, pp 89-104.

122-PITALA W, BOLY H, ZONGO M, BA Y, SOUSA N.M, SAWADOGO L, LEROY P, BECKERS J.F, 2003 Diagnostic et suivi de la gravidité chez le zébu par échographie. *Rev. Elev.Méd. Vét. Pays trop*, 56 (3-4) : 171-176.

123-QUENET S, PRESLES. E et LE GAL. G 2007 Evaluation des examens diagnostiques. *Rev. Med. Int.* 28. 394-399.

124-RATHBONE, M, KINDER, J et FIKE, K. 2001. Recent advances in bovine reproductive endocrinology and physiology and their impact on drug delivery system design for the control of the oestrus cycle in cattle. *Advanced Drug Delivery reviews*. Elsevier, 2001, Vol. 50, 277-320.

125-ROELOFS, J, et al. 2010. When is a cow in estrus? Clinical and practical aspects. *Theriogenology*. 2010, Vol. 74, p.327-344.

126-ROCHE, J. F., 1996. Control and regulation of folliculogenesis--a symposium in perspective. *Reviews of Reproduction*. 1 janvier 1996. Vol. 1, n° 1, p. 19.

127-ROMANO, J.E, et al. 2006. Early pregnancy diagnosis by transrectal ultrasonography in dairy cattle. *Theriogenology* . 2006, Vol. 66, 1034-1041.

128-RUKUNDO J.C., 2009. Evaluation des résultats de l'insémination artificielle bovine dans le département de Mbour au Sénégal: cas du projet GOANA. Thèse vétérinaire, Dakar, n°23, 110p.

129-RYCHEMBUSCH V, 2001. La gestation se confirme. Jeunes agriculteurs, (560).

130-SAINT-DIZIER, Marie et CHASTANT-MAILLARD, Sylvie, (2014). *La reproduction animale et humaine*. Editions Quae, Versailles, 750p.

131-SERE A., 1989. Les particularités physiologiques du cycle oestral chez la femelle zébu (70-181). In : Mieux maîtriser la reproduction des espèces Domestiques par le transfert d'embryons.- Sommet de la francophonie : journées scientifiques et professionnelles.- Dakar, 2-11 Mai 1989.-181p.

132-SILVA, E, et al. 2007. Accuracy of a pregnancy-Associated Glycoprotein ELISA to Determine Pregnancy Status of Lactating Dairy Cows Twenty-Seven Days After Timed Artificial Insemination. *Journal of Dairy Science*. 2007, Vol. 90, 4612-4622.

133-SKOURI M. (1993). La désertification dans le bassin Méditerranéen : Etat actuel et tendance. In : Etat de l'Agriculture en Méditerranée. Les sols dans la région méditerranéenne : utilisation, gestion et perspectives d'évolution. Cahiers Options Méditerranéennes, v. 1(2), 23-37.

134-SLAMA H; VAILLANCOURT D et GOFF A.K, 1991- Pathophysiology of the puerperal period: relationship between prostaglandin E2 (PGE2) and uterine involution in the cow. *Theriogenology*, 36: 1071-1090.

135-SLAMA H., VAILLANCOURT D. et GOFF A. K., 1994- Effect of bacterial cell wall and lipopolysaccharide on arachidonic acid metabolism by caruncular and allantochorionic tissues from cows that calved normally and those that retained fetal membranes. *Theriogenology*, 41, 923-942.

136-SLAMA H., 1996- Prostaglandines, leucotriène et subinvolution utérine chez la vache. *Recueil de Médecine Vétérinaire*, 173, 369-381.

137-SLAMA H., TAITURIER D., CHEMLI Z., ZAIEM I. et BENCHARIF J., 1999- Involution utérine chez les femelles domestiques : étude comparée. *Revue Med. Vet.* 150, 779-790.

138-SOLTNER, D (1989) : La reproduction des animaux d'élevage, zootechnie générale Tome I pp277.

139-SOUSA, N.M; ZONGO, M; PITALA, W; BOLY, H; SAWADODO, L; SANON, M ; DEFIGUEIREDO, J.R; EL AMIRI, B; BECKERS, J.F. (2003). Pregnancy associated glycoprotein concentrations during pregnancy and post partum period in azawak zebu cattle. *Theriogenology*. 59, pp 1131-1142.

140-SRAIRI, MT; BEN SALEM, M; BOURBOUZE, A; ELLOUMI, M; FAYE, B. (2007). Perspectives de durabilité des élevages de bovins laitiers au Maghreb à l'aune des défis futur : libéralisation des marchés, aléas climatiques et sécurisation des approvisionnements. *Colloque international « Développement durable des productions : enjeux, évaluation et perspectives », Alger, 20-21 avril 2008.*

141-TAINTURIER, D; FIENI, F; BRUYAS, J.F; DUMONT, P; ANDRÉ, F. (2000). Diagnostic précoce de non gestation chez la vache par dosage de la progestérone dans le lait par le test RPT. *Rev. Méd. Vet.* 141(5), pp 375-378.

142-TANAKA, Y; NAKADA, K; MORIYOSHI, M; SAWAMUKAI, Y. (2001). Appearance and number of follicles and change in the concentration of serum FSH in female bovine fetuses. *Journals of Reproduction and fertility.* 121, pp 777-782.

143-TAVEAU, JEANNE et JULIA, JOSEPHINE. (2013) *Physiologie et pathologie de la reproduction de la vache : élaboration de ressources pédagogiques en ligne à partir d'images échographiques de l'appareil génital.* Thèse d'exercice, Médecine vétérinaire, Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse - ENVT, 65 p. pp (40-44).

144-THIAM.O., 1996. Intensification de la production laitière par l'insémination artificielle dans des unités de production au Sénégal.-Thèse : Méd. Vét. : Dakar ; 42.

145-THIBAUT, C; LEVASSEUR, M.C. (2001). La Reproduction chez les mammifères et l'homme. *Paris. INRA Ellipses,* pp 928- 928.

146-THIBIER M., 1994. Analyse critique des services d'IA dans les pays en voie de développement (231p.-246p.) -In: Animal production-Stockholm, Sweden.-384p.

147-THIMONIER, J; COGNIE, Y; LASSOUED, N; KHALDI, G. (2000). L'effet mâle chez les ovins: une technique actuelle de maîtrise de la reproduction. *INRA Prod. Anim.* 13 (4), pp 223-231.

148-THOMA B, DUFOUR B, SANAA M, BENET JJ, SHAW A, MOUTOU F et LOUZA A (2001). *Epidémiologie appliquée à la lutte collective contre les maladies animales transmissibles majeures.* 2nd éd. Maisons-Alfort : AEEMA, 696p.

149-UNCEIA, Femelle Groupe Fertilité. 2006. *Repro Guide . UNCEIA Paris, 2006.*

150-VAISSAIRE, J.P (1977) : Sexualité et reproduction des animaux domestiques et de laboratoire. Edition Maloine Paris. Pp 58-96.

151-VANDEPLASSCHE M. ,1985. Fertilité des bovins ; Manuel à l'intention des pays en développement.-Rome : FAO.- 102p.-(Etude FAO : Productions et santé animales).

152-WATTIAUW, M (1995) : Reproduction et sélection génétique. Institut Babcock.

153-WATTIAUX A. M., 2006. Détection des chaleurs, saillie naturelle et insémination artificielle *In : Reproduction et sélection génétique, Babcock Institute.* [En ligne] accès Internet : http://babcock.cals.wisc.edu/downloads/de_html/ch09.fr.html (page consultée le 13 Juin 2009).

154-WEBB R, CAMPBELL BK, GARVERICK HA, GONG JG, GUTIERREZ CG, ARMSTRONG DG - Molecular mechanisms regulating follicular recruitment and selection - *J Reprod Fertil Suppl,* (1999); 54: 33-48.

155-WILLIAMSON N. B. 1980: Tail Painting as an aid to detection of oestrus in cattle Australian Veterinary Journal. 1980. 56, 98.

156-YEKHLEF, H. (1989). La production extensive de lait en Algérie. *Options Méditerranéennes - Série Séminaires.* (6), pp 135 -139.

157-ZIDANE.K.,2008 - Incidence des pathologies utérines durant le post partum chez la vache laitière de la région de Tiaret : utilisation d'un traitement à base de PGF2 α ,101pp ,thèse présentée en vue pour l'obtention du diplôme de doctorat vétérinaire , Tiaret Algérie.

RÉSUMÉ :

La maîtrise de la reproduction optimisée permet d'avoir un bilan d'élevage qui satisfait la partie économique de la rentabilité de ce dernier. Un élément clé qui compose cette maîtrise est le diagnostic de gestation.

Il a son importance quand il est précoce pour augmenter la productivité de l'élevage. Un diagnostic précoce, simple, de terrain et sans passage obligé par le laboratoire en observant un signe extérieur sur une vache laitière : l'état des poils de la commissure inférieure de la vulve, mouillées par des glaires ou secs, 16 ± 3 jours après saillie ou insémination (2 ou 3 fois) a fait l'objet de notre étude ; 185 diagnostics sur des vaches laitières : *Holstein*, *Prim'Holstein* ou *Montbéliarde* ont été étudiés. Les résultats ont permis de révéler une bonne fiabilité de la méthode avec une sensibilité très élevée (99,2%), une spécificité moyenne (60%) et 11.4% d'erreurs de diagnostic.

Mots clés : test, diagnostic de gestation, sensibilité, spécificité et valeurs prédictives.

ABSTRACT:

The control of the optimized reproduction makes it possible to have a stock balance which satisfies the economic part of the profitability of the latter. A key component of this mastery is gestation diagnosis.

It is important when it is early to increase the productivity of livestock. An early diagnosis, simple, field and without passage forced by the laboratory by observing an external sign on a dairy cow: the condition of the hair of the lower commissure of the vulva, wetted by mucus or dry, 16 ± 3 days after Protrusion or insemination (2 or 3 times) was the subject of our study; 185 diagnoses on dairy cows: *Holstein*, *Prim'Holstein* or *Montbéliarde* were studied. The results revealed a good reliability of the method with a very high sensitivity (99.2%), an average specificity (60%) and 11.4% of diagnostic errors.

Keywords: Test, Pregnancy diagnosis, Sensitivity, Specificity, and Predictive values.

ملخص :

السيطرة على الاستنساخ الأمثل يجعل من الممكن أن يكون رصيد المخزون الذي يرضي الجزء الاقتصادي من ربحية هذا الأخير. ومن العناصر الرئيسية لهذا التمكن هو تشخيص الحمل. من المهم عندما يكون في وقت مبكر لزيادة إنتاجية الثروة الحيوانية.

التشخيص المبكر، البسيط، دون المرور من خلال المختبر من خلال مراقبة علامة خارج بقرة حلوب : حالة الشعر من الصوار السفلي من الفرج، الرطب مع المخاط أو المجفف، بعد 16 ± 3 أيام بعد التلقيح أو الإسقاط (2 أو 3 مرات) وكان موضوع دراستنا. تمت دراسة 185 تشخيص للأبقار : *هولشتاين*، *بريم هولشتاين* و *مونت بيليارد*. وكشفت نتائج موثوقة جيدة للطريقة من حساسية عالية جدا (99.2%)، و متوسط النوعية (60%) و 11.4% من الأخطاء التشخيصية.

كلمات البحث: اختبار، تشخيص الحمل، الحساسية، النوعية والقيم التنبؤية.