



165THV-2

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE  
MINISTRE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE  
SCIENTIFIQUE

**Université Saad DAHLAB, Blida**  
**Faculté des Sciences Agro-vétérinaires et Biologiques**  
**Département des Sciences Vétérinaires**

Projet de fin d'études  
En vue de l'obtention du Diplôme de Docteur Vétérinaire

THEME

**Détermination échographique du délai  
d'ovulation chez le bovin Cheurfa  
après synchronisation des chaleurs**

Présenté par :

**CHAOUAT Ali ET ZEMMOURI Aissa**

**JURY:**

<b>Mr. GHARBI. S</b>	<b>Président (C.C) U.S.D.B</b>
<b>Mr. YAHIMI. A</b>	<b>Examineur (M.A.C.C) U.S.D.B</b>
<b>Mr. AMMI. M</b>	<b>Examineur (M.A) U.S.D.B</b>
<b>Mr. FERROUK. M</b>	<b>Promoteur (C.C) U.S.D.B</b>

**Année universitaire 2007- 2008**

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE  
MINISTRE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE  
SCIENTIFIQUE

**Université Saad DAHLAB, Blida**  
**Faculté des Sciences Agro-vétérinaires et Biologiques**  
**Département des Sciences Vétérinaires**

Projet de fin d'études  
En vue de l'obtention du Diplôme de Docteur Vétérinaire

THEME

Détermination échographique du délai  
d'ovulation chez le bovin Cheurfa  
après synchronisation des chaleurs

Présenté par :

CHAOUAT Ali ET ZEMMOURI Aissa

**JURY:**

<b>Mr. GHARBI. S</b>	<b>Président (C.C) U.S.D.B</b>
<b>Mr. YAHIMI. A</b>	<b>Examineur (M.A.C.C) U.S.D.B</b>
<b>Mr. AMMI. M</b>	<b>Examineur (M.A) U.S.D.B</b>
<b>Mr. FERROUK. M</b>	<b>Promoteur (C.C) U.S.D.B</b>

**Année universitaire 2007- 2008**



# **Dédicace**

**Je dédier ce Modest travail à mes parents, ma mère, mon père qui par leurs encouragement et leur disponibilité, m'ont poussé à persévérer et à donner le mieux de moi-même. qu'ils trouvent ici le témoignage de ma profonde gratitude.**

- ✓ **A feu mon grand père**
- ✓ **A mes frères et ma sœur, pour leur soutien et leur bienveillance.**
- ✓ **A tous les membres de ma famille qui m'ont soutenu et encouragé.**
- ✓ **A celle qui portera bien tôt mon nom, HALIMA, qu'elle trouve ici le signe de mon profond respect et ma grande gratitude.**
- ✓ **A tout mes amis, sans les citer, je leur dédier ce travail en signe de reconnaissance et de respect.**

**ALI CHAOUAT**

## DEDICACES :

*Je dédie ce modeste travail :*

*A la mémoire de mes parents que Dieu le tout puissant les accueille en Son vaste Paradis*

*A mon très chère frère Ahmed*

*A mes adorables sœurs*

*A mes oncles : Amro, Mohamed et M'hamaed*

*A la famille : Rahich, Badji et Mahmoudi*

*A Mr KHALED Mellouka*

*Au mon groupe de SMA De Elazizia*

*A toutes les vétérinaires de la promotion 2008*

*A mon binôme ainsi que toute sa famille.*

*A celle qui est très chère à mon cœur*

*Aïssa*



# Remerciement

Il nous est très agréable d'ouvrir ce mémoire en remerciant toutes les personnes qui nous ont apporté leurs soutiens pour l'élaboration de ce modeste travail, en particulier :

- ✓ Mr FERROUK .M. notre promoteur pour ces conseils, sa disponibilité et pour toutes les efforts qu'il a déployé.
- ✓ Mr LE Directeur de l'entreprise BIOLAB qui nous a offert gracieusement les hormones pour réaliser ce travail.
- ✓ A toutes les personnes qui nous ont soutenu à la réalisation de notre expérimentation : Dr Gharbi, Dr Ammi ,Dr Adel , Dr Boukert, Dr Yahimi et Berkaní sofiane.
- ✓ Mr Nabí M, Dr de la station expérimentale pour sa collaboration ainsi que tout le personnel de la station.

Nos vifs remerciements vont au président et membres de jury qui ont accepté de juger ce travail.

Touts nos enseignants qui ont contribué à notre formation.

Enfin, à tous ceux qui nos ont soutenu de prés ou de loin en leurs dis merci.

## Résumé

### Détermination échographique du délai d'ovulation chez le bovin Cheurfa après synchronisation des chaleurs

L'échographie transrectal a été utilisée pour suivre la croissance folliculaire et estimer le nombre et le moment d'ovulation chez 3 femelles de race locale Cheurfa soumises à un protocole de synchronisation des chaleurs et l'ovulation par l'utilisation d'implant Crestar® combiné à PGF2 $\alpha$  et PMSG .

L'échographie a été réalisée, le jour de la pose des implants, jour de l'injection de PGF2 $\alpha$ , au retrait, et 24 heures après retrait de l'implant avec un intervalle de 4 heures pour déterminer le moment d'ovulation confirmé par la formation d'un corps jaune 7 jours après le l'ovulation.

Le jour du retrait, le nombre de follicules de diamètre inférieur à 5mm a été de 12,3 $\pm$ 1,7 follicules. Le début des chaleurs a été observé en moyenne 28,0  $\pm$  1.7 heure après le retrait de l'implant avec la présence d'un seul follicule dominant ( $\geq$ 9mm) par vache.

L'ovulation du follicule pré-ovulatoire d'un diamètre moyen est de 12,2  $\pm$  0.9 mm a été observée en moyenne 58,3  $\pm$  12,7 h après le retrait de l'implant.

**Mots clés :** Bovin Cheurfa, synchronisation, échographie, ovulation.

## Summary

### **Ultrasonography determination of ovulation time in synchronized Cheurfa cow.**

A transrectal ultrasonography was used to follow the follicular dynamic and to assessment ovulation time in synchronized « Cheurfa » cow. Norgestomet implant associated to PGF2 $\alpha$  and PMSG was used for oestrus synchronization. Ultrasonographic examinations were performed at the day of implant insertion, day of PGF2 $\alpha$  injection, day of implant removal, and 24 hours after implant removal with 04 hours interval to ovulation. The ovulation was confirmed 7 days after ovulation by the corpora lutea present. The number of small follicles (<5mm) observed at the day of implant removal was 12, 3 $\pm$ 1,5.

The onset of oestrus was observed at a mean of 28,0  $\pm$ 1.7 h after implant removal ,with one dominant follicle per cow showed at ultrasonogphy examination

The mean of pre-ovulatory follicle diameter obtained was 12, 2  $\pm$  0.9 mm. The ovulation had been observed respectively at 30, 7 $\pm$ 11.3 h and 58.3  $\pm$  12.7 h after oestrus onset and implant removal.

**Key words:** Cheurfa bovine, synchronization, ultrasonography, ovulation.



## ملخص

تحديد وقت الاباضة عند بقر ذو سلالة محلية محفز باستعمال تقنية التصوير بالموجات فوق صوتية استعملت تقنية التصوير بالموجات فوق الصوتية لمتابعة نمو المسام و تقدير عدد و كذا وقت الاباضة عند ثلاث بقرات من سلالة محلية "شرفة" بعد إخضاعها لعلاج تحفيزي مزامن لوقت الشبق و الاباضة بواسطة استعمال مزدرع CRESTAR مع PMS G و PGF2 $\alpha$

تم التصوير, يوم وضع المزدرع ,يوم حقن PGF2 $\alpha$ , يوم نزع المزدرع و بعد 24 ساعة من نزع المزدرع اجري التصوير كل اربع ساعات وذلك من اجل تحديد وقت الاباضة و التي تأكدت سبعة ايام بعد ذلك بوجود الجسم الاصفر في المبيض.

يوم نزع المزدرع كان العدد المتوسط للمسامات ذات القطر الاقل من 5 مم يقدر ب  $1,7 \pm 12,3$  المظاهر الاولى للشبق كانت بمعدل  $1,7 \pm 28,0$  ساعة بعد نزع المزدرع مع ملاحظة وجود مسام مهيم ( $\leq 9$ مم) واحد عند كل بقرة.

قدر قطر المسام الاباضي ب  $0,9 \pm 12,2$  مم كما ان الاباضة لوحظت بمعدل  $12,7 \pm 58,3$  ساعة بعد نزع المزدرع.

**الكلمات المفتاح :** بقر الشرفة, تحفيز مزامن, الموجات فوق الصوتية, الاباضة.

**TABLE DES MATIERES**

LISTE DES TABLEAUX.....	I
LISTE DES FIGURES.....	II
LISTE DES PHOTOS.....	III
LISTE DES ABREVIATION.....	VI
<b>INTRODUCTION GENERALE .....</b>	<b>.01</b>

**PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE****CHAPITRE I :**

- POPULATION BOVINE LOCALES

I. Origine.....	0
II. Caractères généraux de la Brune de l'Atlas .....	02
III. Les variétés ou types de la Brune de l'Atlas .....	03
III.1. La Cheurfa .....	03
III.1. La Guelmoise .....	05
III.1. La Sétifienne .....	06
III.1. La Chélifienne .....	06

**CHAPITRE II :**

- Physiologie sexuelle de la vache

Introduction:.....	07
I. Rappel sur les déférentes phases du cycle : *.....	07
II. La folliculogénèse : *.....	09
II.1. Aspect morphologique du développement folliculaire : .....	09
II-1-1- La phase de multiplication : *.....	10
II-1-2- La phase de croissance : *.....	10
II-1-2-1- Follicule primordial : *.....	10
II-1-2-2- Follicule primaire .....	10
II-1-2-3- Follicule secondaire .....	11
II-1-2-4- Follicule tertiaire (cavitaire) *.....	11
II-1-2-5- Follicule mûr (follicule de De Graaf) *.....	11
III-1-3- La phase de maturation *.....	12
II-2- La régulation hormonale de la folliculogénèse .....	15

## Sommaire

X II-2-1- La phase gonadotrope indépendante .....	15
X II-2-2- La phase gonadotrope dépendante .....	16
II-3- Analyse dynamique de la croissance folliculaire .....	16
II-3-1- Notion de vagues de croissance folliculaires X.....	16
II-3-2- Recrutement : X.....	17
II-3-3- Sélection X.....	17
II-3-4- Dominance X.....	18
II-3-5- latrésie X.....	18
II-4- L'ovulation .....	19
II-4-1- Remaniements morphologiques et cytologiques aboutissant à la rupture du follicule .....	19
II-4-2- Remaniements vasculaires:.....	20
II-4-3- Changements dans les sécrétions des cellules folliculaires .....	21
II-4-3-1- Stéroïdes :.....	21
II-4-3-2- Facteurs intervenants sur le système vasculaire.....	21
II-4-3-2-1- Facteurs intervenant sur le débit sanguin.....	21
II-4-3-2-2- Facteurs intervenant sur la perméabilité vasculaire et la l'angiogenèse.....	21
II-4-3-3- Activités enzymatique .....	22
II-4-3-4- Facteurs intervenant dans les réactions inflammatoires .....	22
III- Les hormones et la régulation du cycle œstral .....	23
III-1- Les hormones intervenants dans la régulation du cycle œstral :.....	23
III-1-1- Les hormones hypothalamiques (GnRH) .....	23
III-1-2- Les hormones hypophysaires (FSH, LH) .....	24
III-1-3- Les hormones ovariens .....	24
III-1-3-1- Les stéroïdes .....	24
III-1-3-2- Les peptides ovariens.....	24
III-2- Régulation stéroïdes de la sécrétion de GnRH .....	24
III-2-1- Rétroaction négative des stéroïdes .....	24
III-2-2- Rétroaction positive des stéroïdes .....	24



## CHAPITRE III :

- Maitrise des cycles sexuelle chez la vache

Introduction:.....	27
I- Protocoles utilisés pour la synchronisation de l'oestrus .....	27
I-1- Protocoles d'utilisation des PGF2 $\alpha$ seul ou ses analogues: .....	27
I-2- Protocoles basés sur la progestérone seul ou ses dérivé .....	28
I-2-1- Nature des progestérones:.....	28
I-2-2- méthodologie d'utilisation des progestérone:.....	29
I-2-2-1- les implants:.....	29
I-2-2-2- PRID:.....	29
I-2-2-3- CIDR:.....	29
I-3- association thérapeutique, traitement combine dans le contrôle d'oestrus .....	29
I-3-1- association progestérone prostaglandine:.....	30
I-3-2- association progestérone œstradiol:.....	30
I-3-4- association GnRH-PGF2 $\alpha$ :.....	31
I-3-5- association œstrogène-progèstérone-eCG:.....	32
<b>I</b> facteurs de variation de la fertilité à l'oestrus induit .....	35
II-1- stade physiologique de l'animal en début de traitement: .....	35
II-1-1- cyclicité avant traitement:.....	35
II-1-2- stade de cycle en début de traitement:.....	35
II-2- facteurs de variation liés à l'animal:.....	36
II-2-1- âge/parité:.....	36
II-2-2- condition du vêlage précédent:.....	37
II-3- facteurs des variations liés à la conduite d'élevage:.....	37
II-3-1- intervalle vêlage-traitement:.....	37
II-3-2- Alimentation:.....	37
II-3-3- Sevrage temporaire du veau .....	39

PARTIE EXPERIMENTALE

I-OBJECTIFS ..... 30

II-Lieu ..... 40

III- MATERIELS ET METHODES ..... 40

    A- Matériels..... 40

        A-1- Animaux..... 40

        A-2- Matériels de traitement de synchronisation des chaleurs ..... 41

        A-3- Matériels d'échographie..... 41

        A-4- Autres matériels ..... 42

    B- Méthodes..... 42

        B-1- Traitement de synchronisation et d'induction des chaleurs ..... 42

        B-2- Examen échographique..... 44

        B-3- Détection des chaleurs ..... 47

        B-4- Analyse statistique des résultats ..... 47

IV- Résultats..... 48

    IV-1- Structures ovariennes observées à l'échographie..... 48

        A- Structures ovariennes à J<sub>0</sub> (jour de pose d'implant) ..... 48

        B- Structures ovariennes à J<sub>7</sub> (jour d'injection de PGF2 $\alpha$ )..... 52

        C- Structures ovariennes à J<sub>9</sub> (jour de retrait d'implant)..... 54

    IV-2- Résultat de détection des chaleurs..... 58

    IV-3- Suivi de la croissance du follicule pré-ovulatoire ..... 59

    IV-4- Taille moyenne du follicule pré-ovulatoire..... 60

    IV-5- Confirmation de l'ovulation..... 61

    IV-6- Délais d'ovulation par rapport au traitement ..... 64

V- Discussion ..... 65

VI- Conclusion..... 68

## Liste des tableaux

Numéro	Titre	Page
1	Caractéristiques biométriques de la Cheurfa	4
2	Résultats de production laitière	4
3	Poids et GMQ des veaux en croissance	5
4	Aptitudes de reproduction	5
5	Protocole de traitement de synchronisation et d'induction des chaleurs	44
6	Résultats de l'examen échographique des ovaires de la vache n°24005 à J <sub>0</sub>	49
7	Résultats de l'examen échographique des ovaires de la vache n°22003 à J <sub>0</sub>	50
8	Résultats de l'examen échographique des ovaires de la vache n°99004 à J <sub>0</sub>	51
9	Résultats de l'examen échographique des ovaires de la vache n°24005 à J <sub>7</sub>	52
10	Résultats de l'examen échographique des ovaires de la vache n°22003 à J <sub>7</sub>	53
11	Résultats de l'examen échographique des ovaires de la vache n°99004 à J <sub>7</sub>	54
12	Résultats de l'examen échographique des ovaires de la vache n°24005 à J <sub>9</sub>	55
13	Résultats de l'examen échographique des ovaires de la vache n°22003 à J <sub>9</sub>	56
14	Résultats de l'examen échographique des ovaires de la vache n°99004 à J <sub>9</sub>	57
15	Résultats de détection de chaleurs	58
16	Développement du follicule pré-ovulatoire	59
17	Taille du follicule pré-ovulatoire .	60
18	Résultats de délais d'ovulation.	64



## Liste des figures

Numéro	Titre	Page
1	Les différentes phases du cycle oestral chez la vache laitière	8
2	Shéma d'un follicule de DE Graaf	12
3	Représentation schématique d'un ovaire de vache montrant la séquence du développement d'un follicule , l'ovulation, la formation et l'évolution du corps jaune	14
4	Représentation schématique des vagues folliculaire	17
5	Mécanisme hormonale de l'atresie folliculaire	19
6	Representation schématique de l'axe hypothalamo-hypophyso-ovariens	26
7	Protocole de synchronisation des chaleurs à base de PGF2 $\alpha$	28
8	Protocole de synchronisation associant GnRH et PGF2 $\alpha$	32
9	Protocole de synchronisation à base de progèstérone associe à des oestrogenes ( implant) et eCG	33
10	Protocole de synchronisation à base de progèstérone associe à des oestrogenes (spiral vaginale)et eCG	34
11	Répartition des chaleurs après utilisation de traitement synchronisation à base de progestagène dans des conditions expérimentales	34
12	Fertilité à l'oestrus induit en fonction de la cyclicité avant traitement	38
13	Schéma du traitement d'induction et de synchronisation des chaleurs	44

## Liste des photos

Numéro	Titre	Page
1	Vache Cheurfa au pâturage	3
2	Implant sous cutané de crestar avec l'implanteur	41
3	PMSG (FOLLIGON).	41
4	Echographe de type PIE MEDICAL 100	42
5	Sonde linéaire à double fréquence 6 / 8 Mhz	42
6	Vache dans la cage de contention lors de l'examen Echographique	45
7	Enregistrement de l'image échographique	47
8	Acceptation du chevauchement d'une vache en chaleurs par une congénère	58
9	Vache en chaleurs avec émission de la glaire cervicale	58
10	Image échographique de l'engorgement du col par la glaire au moment de l'oestrus	58
11	Image échographique du follicule pré-ovulatoire (FO) de 13,6mm de diamètre au niveau de l'ovaire droit de la vache n° 22003	60
12	Image échographique du follicule pré-ovulatoire (FO) de 13,0 mm de diamètre au niveau de l'ovaire gauche de la vache n° 24005	60
13	Image échographique du follicule pré-ovulatoire (FO) de 10,5mm de diamètre au niveau de l'ovaire droit de la vache n° 99004	61
14	Image échographique du site d'ovulation (SO) au niveau de l'ovaire gauche de la vache n° 99004	61
15	Image échographique du site d'ovulation (SO) au niveau de l'ovaire gauche de la vache n° 24005	62
16	Image échographique de l'ovaire gauche de la vache n° 24005 présentant un CJ de 20,7 mm avec une cavité de 8,1mm 7j après la fin de traitement	62
17	Image échographique de l'ovaire droit de la vache n° 22003 présentant un CJ 21,8 mm avec une cavité de 8,1 mm 7j après la fin de traitement.	63
18	Image échographique de l'ovaire gauche de la vache n° 99004 présentant un CJ de 22,5 mm 7 jour après la fin du traitement avec un follicule (F) inférieure à 5 mm	63

LISTE DES ABREVIATION

**CJ** : corps jaune.  
**F** : follicule  
**FSH** : folliculo-stimulating hormone.  
**LH** : luteizing hormone.  
**I.A** : insémination artificielle.  
**SPZ** : spermatozoïde  
**Mg** : milligramme  
**Kg** : kilogramme  
**ODT** : logiciel data-transfert  
**IA** : insémination artificielle  
**MAP** : acétate de medroxyprogesterone  
**MGA** : acétate de melengestrol  
**FGA** : acétate de fluorogestone  
**MhZ**: méga hertz  
**e CG**: equine chorionic gonadotrophin  
**E2** : oestradiol  
**GMQ** : gaine moyenne quotidienne  
**hCG** : human chorionic gonadotrophin  
**PG**: prostaglandine



# Introduction

## INTRODUCTION GENERALE

### Introduction générale

-Toutes les populations bovines autochtones en Algérie sont regroupées sous la dénomination de «Race brune de l'atlas» avec un effectif total estimé en 1997 à 700 000 têtes de l'effectif global de 1300 000 (Abdelguerfi, 2003).

→ Le bovin local se présente sous plusieurs types, tel que la Cheurfa , la guelmoise, la sétifienne, la tlemecénienne en fonction de leur localisation géographique, marqués par l'influence du milieu propre à chaque région.

Parmi les bovins locaux, le type Cheurfa est une entité génétique appréciable de part sa rusticité, de son caractère mixte et son adaptation aux conditions locales difficiles mais leurs niveaux de productivité est faible

→ Son effectif estimé en 1997 est d'environ 30000 têtes représentant un faible pourcentage environ 8% des effectifs bovins de l'Est du pays et 5% l'effectif total (ITELV ,1997).

Ces aptitudes de reproduction faibles, peuvent être amélioré par l'utilisation des biotechnologies appliquées à la reproduction, qui restent non étudiés chez le bovin local algérien ; notamment l'utilisation des techniques hormonales de synchronisation des chaleurs. Cette dernière facilite la mise en place de l'insémination artificielle et de la monte naturelle.

La prise en compte de ces considérations ; nous ont amené à réaliser ce présent travail ayant pour objectif d'évaluer la réponse des vaches locales à un traitement de synchronisation des chaleurs, sous contrôle échographique pour déterminer les délais d'ovulation.

Notre travail est présenté en deux parties :

- Une partie bibliographique réservée à l'étude des populations bovines locale et de la physiologie sexuelle de la vache non gestante et des différents protocoles de synchronisation des chaleurs.
- Une partie expérimentale réalisée pour étudier la réponse du bovin local à un traitement de synchronisation à base de norgestomet, associé à une administration de prostaglandine et de PMSG sous contrôle de l'échograohie.



# Partie Bibliographique

## Introduction

En Algérie, les bovins de population locale sont souvent cités comme exemple pour leur caractère d'adaptation au milieu plus ou moins difficile selon les régions du pays, ainsi que pour leur rusticité au regard de la faiblesse des ressources alimentaires qui leur sont offertes dans la plus part des exploitations agricoles de type traditionnel.

L'effectif total du bovin local estimé en 1997 est de 700 000 têtes de l'effectif global de 1300 000 têtes bovines (Abdelguerfi, 2003).

Ces animaux ont cependant un rendement en lait relativement faible 500 litres par lactation selon BNEDER (1986).

### I. Origine

On englobe sous l'appellation de « race Brune de l'atlas », tous les types bovins autochtones de Tunisie, d'Algérie et du Maroc (Joschi et al 1957, cité par Kerkatou 1989).

Selon les mêmes auteurs, le boeuf brun de l'atlas descend probablement de type établi dans les régions depuis la plus haute antiquité. Son principal ancêtre serait le Bos primogenius mauritanicus découvert par Thomas dans le quaternaire de l'Afrique de nord.

Sanson, se basant sur des considérations zoologiques et ethnologiques fait de cette population toute entière une variété unique de la race qu'il appelle ibérique.

Par contre, selon Bonnefoy (1900) cité par Kerkatou 1987), il existe dans les populations bovines de l'Afrique du nord, non seulement des variétés d'une même race caractérisée par des différences de taille et de pelage, et aux quelles, on a donné des noms loco-régionales telles que principalement, la Sétifienne dans la région de Sétif, la chélifienne localisée dans la région de Chlef (Benchaar, 1987) ; la race Guelmoise dans la région de Guelma et la race Cheurfa dans la région de Annaba et Tarf, (Zahal, 1972).

### II. Caractères généraux de la Brune de l'Atlas :

La brune de l'atlas est une race brachycéphale nette, à chignon, à sommet écarté, de profil céphalique droit ou subconcave et à face allongée ou triangulaire.

La taille est voisine de 1,20m, mais peut descendre jusqu'à 1m. Les cornes sont relevées souvent arquées, très pointues et de couleur grise ou noirâtre.

Le fanon est très développé particulièrement chez le mâle que chez la femelle..

Les courbes et les hanches sont étroites, les cuisses minces et les membres généralement courts.



La peau est relativement fine portant des poils courts ; les onglons sont extrêmement durs et solides et de couleur noir.

Le pelage présente toute les nuances du fauve jusqu'au brun, le mufle et les paupières sont toujours noirs.

La vache, bien que mauvaise laitière possède une mamelle régulière hémisphérique pourvue de petits trayons presque cylindriques.

### **III. Les variétés ou types de la Brune de l'Atlas :**

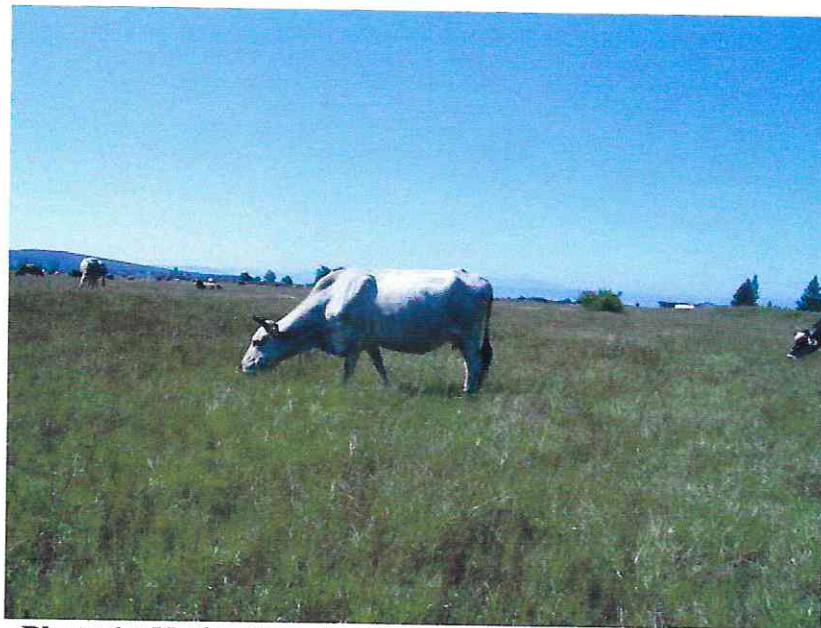
Les principales variétés distinguées sont la Guelmoise, la Cheurfa , la Setifienne et la Chélifienne.

#### **III.1. La Cheurfa :**

Son effectif estimé en 1997 est d'environ 30000 têtes, représentant un faible pourcentage environ 8% des effectifs bovins de l'Est du pays et 5% l'effectif total (ITELV ,1997).

La Cheurfa, plus développée que la Guelmoise est concentrée aux limites des forêts, des zones marécageuses et des plaines essentiellement de Annaba et Tarf.

Elle est de profil céphalique rectiligne à subconcave et de format ellipométrique. Sa taille varie en fonction du sexe de l'animal. La vache Cheurfa a une peau fine souple, sa mamelle est régulière. La robe est de couleur gris clair ou presque blanchâtre avec les extrémités noires notamment celui du mufle, des cornes, de la queue ainsi que le pourtour des yeux. (Photo1)



**Photo 1 : Vache Cheurfa au pâturage (Ferrouk, 2006)**

X Les seuls résultats des caractéristiques biométriques sont reportés dans le tableau ci-dessous.

**Tableau 1** : Caractéristiques biométriques de la Cheurfa ( Bneder 1978 et ITELV,1997) :

Paramètres	Vache de 5 ans	Taureau de 6 ans	Bovins de 6,61 ans
Hauteur au garrot (m)	1,06	1,10	1,05
Longueur du tronc ( m)	1,20	1,30	/
Tour de poitrine (m)	1,45	1,55	158,9
longueur totale	/	/	1,58
Poids (kg)	200 à 250	250 à 350	275
Auteurs	BNEDER (1978)		ITELV(1997)

Les travaux réalisés par l'ITELV dans la station d'élevage de Fetzara, sur une durée de 20 ans afin d'apprécier les aptitudes d'élevage et de production de la Cheurfa, ont abouti aux résultats suivants.

- Production laitière :

Les résultats obtenus en contrôle laitier dans un système semi extensif sont les suivants :

**Tableau2** : Résultats de production laitière (ITELV, 1997).

Durée de lactation	185 jours
Production moyenne	1177 litres
Taux butyreux	3,97%
Production de matière grasse par lactation	4,68 kg

- Production de viande :

Les résultats obtenus en contrôle croissance dans un système semi extensif sont les suivants :

**Tableau 3 :** Poids et GMQ des veaux en croissance (ITELV, 1997).

Age	Poids (kg)	G M Q (g)
Naissance	18	
3 mois	54	400
5 mois	82	450
12 mois	200	550
18 mois	290	600

Le rendement moyen de la carcasse est estimé à 48 %

- Paramètres de reproduction

Les aptitudes de reproduction, obtenus en système semi-extensif sont représentés par les paramètres suivants

**Tableau 4 :** Aptitudes de reproduction (ITELV, 1997).

Taux de fertilité	90%
Intervalle vêlage- vêlage	16 à 18 mois
Intervalle vêlage- saillie fécondante	120 jours
Nombre de saillie par fécondation	2,4
Taux de naissance	65%
Age à la première saillie	2 à 3 ans
Age au premier vêlage	3 à 4 ans

### III.2. La Guelmoise :

Selon, Amrane (1987) l'actuelle Guelmoise est de robe gris claire avec une tête et la partie inférieure de corps noir, et il est fréquent de voir la ligne du dessus clair.

La Guelmoise est localisée dans la profondeur des forêts montagneuses de la région de Jijel et de Skikda où, elle compose la majorité de l'effectif bovin local.

**III.3. La Sétifienne :**

Comme son nom l'indique, elle peuple la région de Sétif. La robe est uniforme et de couleur noirâtre. Elle se distingue par une bonne conformation, une taille et un poids très variable selon la région où elle vit.

La queue de couleur noire est longue et traîne parfois sur le sol .la ligne marron du dos caractérise le type. Le poids des femelles conduites en semi extensif dans les hautes plaines céréalières avoisine celui des femelles importées.

Cependant, en forêt et en zone montagneuse, elle se comporte comme la Guelmoise. La production laitière peut atteindre 1500 litres (Amrane.1987).

**III.4. La Chélifienne :**

Elle est caractérisée par une robe fauve, principal caractère, qui la différencie des autres sous races.

L'animal a une tête courte, des cornes en crochets, des orbites saillantes entourées de lunettes marron foncée.

La queue, longue et noire, touche le sol. La mamelle peu volumineuse a de petits trayons.

La taille et le poids sont variables. Ils sont plus faibles pour les animaux de montagne (250 à 350 kg) et plus élevés pour ceux vivants en plaine (300 à 350 kg). Elle se trouve au sud de Chlef jusqu'au au nord de Saida (Amrane, 1987).



# CHAPITRE II

physiologie sexuelle de la vache

:

**Introduction :**

L'activité sexuelle chez la vache débute à la puberté, quand l'animal atteint 50 à 60% de son poids adulte, elle est caractérisée par l'apparition périodique de l'œstrus (Mialot et al., 2001).

L'œstrus ou chaleur est la période d'acceptation du mâle et de la saillie (c'est la période de maturité folliculaire au niveau de l'ovaire qui est suivie de l'ovulation). L'ovulation a lieu 19 à 40 heures après début de chaleur et est suivie par la formation du corps jaune et l'installation d'un état prégravidique de l'utérus, correspondant à la période d'installation de la fonction lutéale (Roelfs et al., 2004).

**I. Rappel sur les Différentes phases du cycle :**

La vache est une espèce polyœstrienne de type continue avec une durée moyenne de cycle de 21 à 22 jours chez les multipares, et de 20 jours chez les génisses. (Hanzen et al., 2000).

Les différentes phases du cycle oestral sont :

➤ **Pro-œstrus :**

Représente la période de transition entre la fin d'un cycle et le début du cycle suivant, elle est caractérisée par la régression du corps jaune du cycle précédant, et par la maturation finale du follicule qui débute le nouveau cycle (Wattiaux., 1995), elle dure en moyenne 3 jours. L'endomètre s'épaissit, se vascularisé et se garnit d'abondantes glandes tubulaires, au niveau du col un mucus particulier (glairer cervicale) commence à se liquéfier.

➤ **Œstrus :**

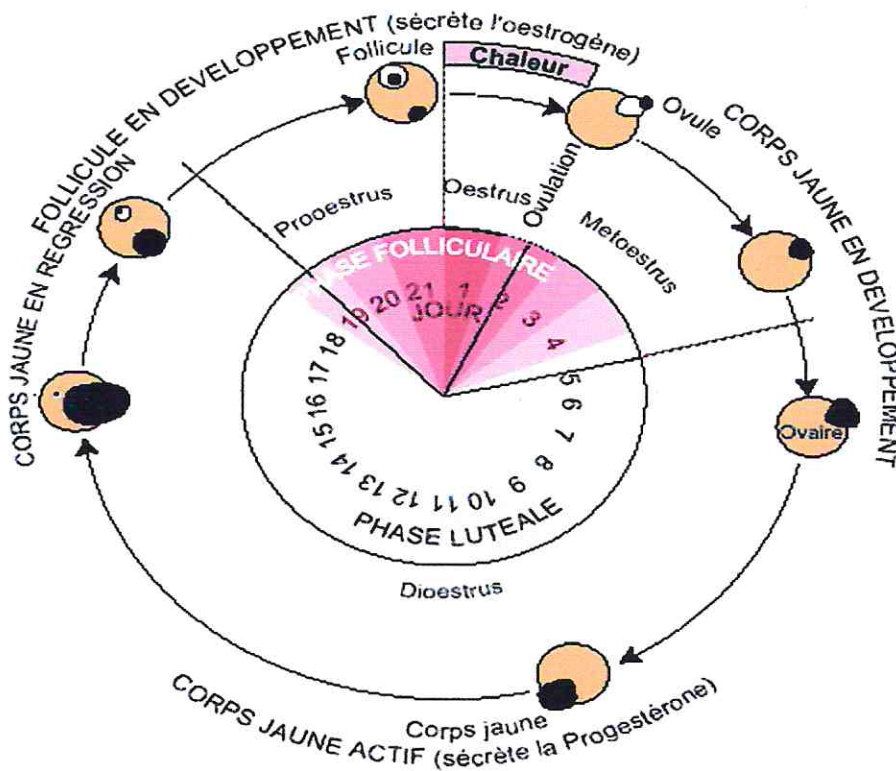
Représente la période de la réceptivité sexuelle et correspond à la sécrétion maximale d'œstrogène, l'œstrus marque le premier jour du cycle, il est de courte durée : en moyenne de 12 à 22 heures. L'ovulation est spontanée, survient environs 14 heures après la fin des chaleurs (INRA., 1984). Au niveau de l'utérus la congestion s'accroît, la muqueuse vaginale est fortement congestionnée, le col est ouvert et permet le passage des spermatozoïdes ; la glairer cervicale liquéfiée apparaît à l'extérieur des lèvres vulvaires (Kolb., 1975).

Y ➤ **Metœstrus :**

C'est la phase d'installation du corps jaune et va du premier au 6<sup>ème</sup> jour du cycle (INRA., 1984). Elle se traduit par une colonisation du caillot sanguin, consécutif à l'ovulation par les cellules de la granulosa et de la thèque pour donner des cellules lutéales (Gressier., 1999). Durant cette phase la muqueuse de l'endomètre est développée au maximum ; les glandes utérines secrètent un liquide blanchâtre : le lait utérin, le col se ferme, la glaire s'épaissie.

➤ **Dioestrus :**

Il correspond à la phase de fonctionnement du corps jaune (synthèse de la progestérone) (Soltner., 1999). Le dioestrus dure de 10 à 11 jours (6<sup>ème</sup> au 17<sup>ème</sup> jour du cycle), mais cette durée est très variable puisqu'elle détermine la durée du cycle oestral (de 18 à 24 jours) (Wattiaux., 1995). Pendant cette phase on a une régression de l'endomètre due à la chute du taux de progestérone, le col se ferme hermétiquement grâce à un bouchon muqueux très épais (Derivaux et Ectors., 1980).



**Figure 01 :** les différentes phases du cycle oestral chez la vache laitière (Wattiaux., 1995)



## II. La folliculogénèse :

L'ovaire des mammifères est un organe de stockage des ovocytes qui se forment durant la vie embryonnaire (Driancourt et al., 1991), constituant une réserve des follicules. Il est en perpétuel remaniement, c'est ainsi que tous les stades du développement folliculaire peuvent coexister sur un même ovaire. Dès la puberté, un certain nombre de follicule quittent régulièrement (à chaque cycle d'environ 21 jours) leurs réserve pour ovuler ou le plus souvent s'atréisie. Elle débute chez la vache vers la 6<sup>ème</sup> semaine de gestation (Monniaux et al., 1999).

Chez les mammifères domestique, La phase folliculaire couvre l'intervalle entre le début de la régression du corps jaune et l'ovulation, elle implique la présence de trois phénomènes bien distincts les uns des autres soit : le recrutement, la sélection et la dominance folliculaire. (Drion et al., 2000).

La folliculogénèse se définit comme étant la succession de différentes étapes du développement du follicule depuis le moment où il sort de la réserve jusqu'à l'ovulation ou plus fréquemment jusqu'à l'atréisie (Greenwand., 1972).

### **II.1. Aspect morphologique du développement folliculaire :**

La folliculogénèse est un phénomène continue puisque chaque jour des follicules entre en phase de croissance (Hanzen et al., 2000). Elle passe par 3 étapes de développement des follicules ; la phase de multiplication, la phase de croissance et la phase de maturation.

#### **II.1.1. La phase de multiplication :**

Vers la 6<sup>ème</sup> semaine de gestation, les cellules germinales du fœtus bovin colonisent après migration la crête génitale et donnent naissance aux ovogonies. Les facteurs impliqués dans cette migration sont d'ordre mécanique (Snow et al., 1983) et clinique (Witsche., 1948 ; Fujimoto et al., 1985). Les ovogonies se multiplient entre le 60<sup>ème</sup> et 170<sup>ème</sup> jour de gestation (Erikson., 1996 ; wandji et al., 1992). Se forme ainsi pendant la gestation un stock de 2 millions d'ovogonies qui, une fois la phase mitotique termine, entame une division méiotique qui se trouve bloquer en prophase I ; elle se transforme en ovocyte I. L'induction de la méiose serait contrôlée par un facteur d'origine mesonephrotique appelé MIS (Meioseis Inductive Substance) synthétisé par les cellules mésenchymateuses de l'ovaire (Westergaard et al., 1985).



**II.1.2. La phase de croissance :**

Cette phase de croissance ne concerne que 10 % de stock folliculaire, comprise entre le moment où le follicule quitte la réserve folliculaire et celui de l'ovulation, elle est particulièrement longue et variable selon les espèces (Cahill et Mauleon., 1980). Cette phase est concomitante de la croissance de l'ovocyte que le follicule contient. La nomenclature reprend les termes de follicules primordiaux, follicules primaires et secondaires pour les follicules prénatiaux tandis que les follicules tertiaires représentent les follicules cavitaires (Erickson., 1996, Hulshof et al., 1994). Le follicule de DE Graaf s'applique au follicule mûr.

**II.1.2.1. Follicule primordial :**

Le follicule primordial est le petit follicule observé, il a un diamètre compris entre 30 et 40µm dans l'espèce bovine et contient un ovocyte de 20 à 25µm de diamètre, entouré de quelques cellules folliculaire aplaties. L'ovocyte se trouve bloqué au stade dyplotène (Hanzen et al., 2000). Le facteur responsable du blocage de l'ovocyte à ce stade est un polypeptide produit par la granulosa de follicule primaire et secondaire ; l'OMI (Ovocyte Meiosis Inhibitos) (Sirard et al., 1989).

**II.1.2.2. Follicule primaire :**

Il se caractérise par l'augmentation de volume de l'ovocyte (30-40µm de diamètre) qui est entouré par une couche de cellule cubique. C'est durant cette période que l'ovocyte synthétise et sécrète les glycoprotéines qui donneront naissance à une enveloppe hyaline poreuse : la zone pellucide est constituée de trois glycoprotéines ZP1, ZP2, ZP3. Seul la glycoprotéine ZP3 est reconnue par le spermatozoïde et déclenche la réaction acrosomique (Yanagimachi et al., 1994).

La ZP2 intervient lors de la fécondation en fixant transitoirement la tête du spermatozoïde pendant que celui-ci traverse la zone pellucide. La ZP1 assure la stabilité de la zone pellucide jusqu'au stade blastocytaire. Le diamètre du follicule primaire est compris entre 60 et 80µm (Hanzen et al., 2000).

**II.1.2.3. Follicule secondaire :**

Au stade de follicule secondaire, l'ovocyte a atteint son volume maximal de 0,03 à 0,06mm. Il est entouré d'un pellucide bien différencié et de deux ou trois couches de cellules cubiques formant la granulosa. L'ensemble est limité extérieurement par la membrane basale

(transformé en membrane de Slavjanski), le diamètre du follicule secondaire est compris entre 200 et 400  $\mu\text{m}$ .

Ces follicules primordiaux (primaire et secondaire) constituent le stock des follicules au repos et représentent 95% de la population folliculaire ovarienne, ils se répartissent dans les couches plus périphériques du stroma ovarien (Barone., 1978).

#### **II.1.2.4. Follicule tertiaire (cavitaire) :**

Le follicule est qualifié de tertiaire à partir de la différenciation de l'antrum. A ce moment le follicule atteint la taille de 3 à 4 mm et l'ovocyte a un diamètre compris entre 100 et 300 $\mu\text{m}$ . Le développement progressif de l'antrum permet la ségrégation de cellule de granulosa en cellules de cumulus. Celle-ci se différencie en corona radiata, couche entourant directement l'ovocyte et lui envoyant des fins prolongements. Les cellules du cumulus et de la corona radiata sont principalement impliquées dans la communication ovocyte-milieu environnant (Fletcher et Green., 1985 ; Stevenson et Paul., 1989).

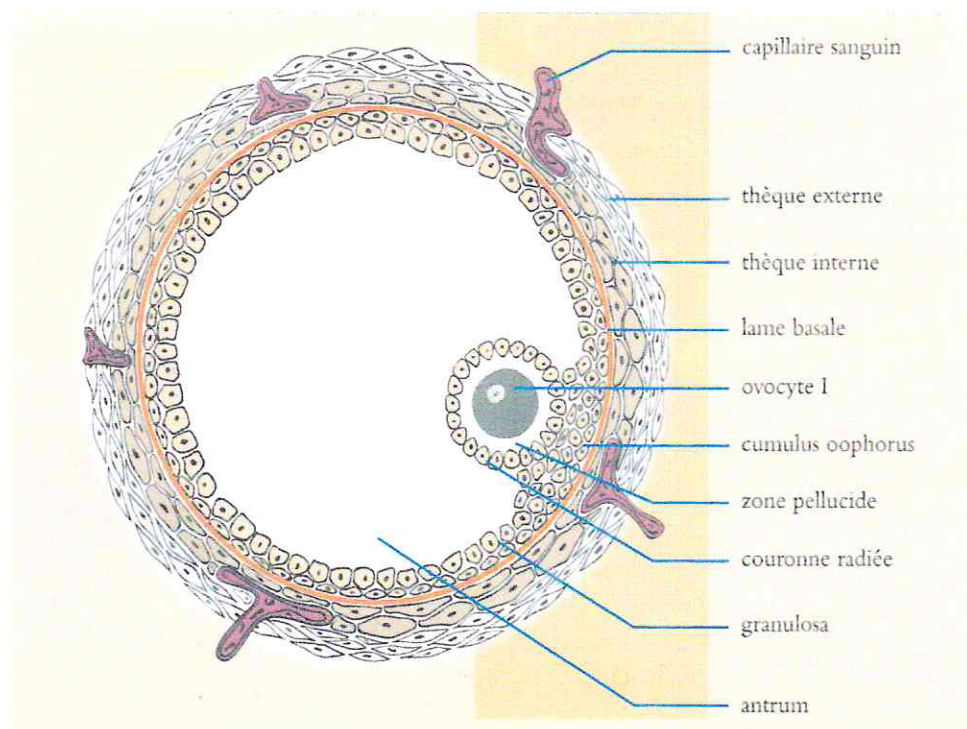
Chez tous les mammifères, le follicule à antrum s'entoure, en dehors de la membrane de Slavjanski, d'une double enveloppe constituée par la thèque interne et par la thèque externe (Hanzen et al., 2000).

#### **II.1.2.5. Follicule mûr (follicule de De Graaf) :**

Il représente la phase terminale du développement folliculaire ; les jonctions serrées entre les cellules folliculaire et la corona radiata d'une part, la corona radiata et l'ovocyte d'autre part, permettent la maturation coordonnée du follicule et de l'ovocyte (Drion et al., 2000).

Chez la vache, il faut 24 jours pour qu'un follicule de 0,13mm atteigne la taille pré-ovulatoire, le follicule mûr affleure en surface de l'ovaire et cette augmentation de taille du follicule résulte de la formation de l'antrum et de l'accumulation du liquide antral que d'une multiplication cellulaires (Hanzen et al., 2000).





**Figure 02** : Schéma d'un follicule de De Graaf (Gilbert et al., 2005)

### II.1. 3. La phase de maturation :

Elle est induite par le pic ovulatoire. Elle concerne des modifications nucléaires, cytoplasmiques et membranaires de l'ovocyte. La reprise de la méiose induit la transformation de l'ovocyte I à l'ovocyte II lors du cycle sexuel. Elle ne survient qu'après la décharge ovulante. Elle prend fin juste avant l'ovulation.

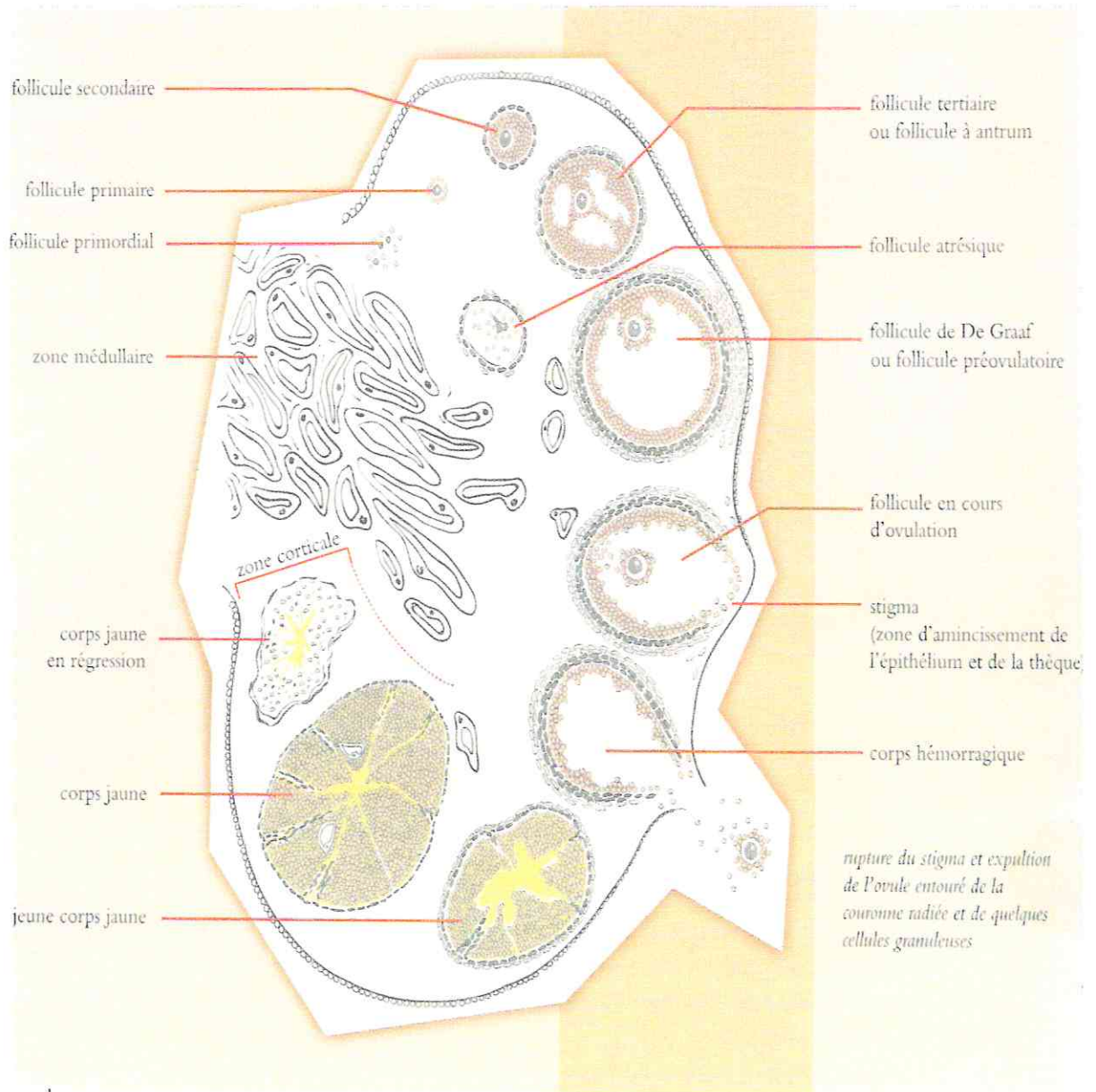
La reprise de la méiose se fait soit sous le contrôle d'un facteur inducteur : le MPF (Meiotic Promoting Factor) ou encours MIS (Meiotic Inducing Substance) ; ces facteurs atteindraient l'ovocyte au biais des gaps jonction dont le nombre augmente sous l'influence de l'oestradiol et de l'AMPc. L'activité des récepteurs à la LH des cellules de la granulosa induite lors de la décharge ovulante permet non seulement à l'ovocyte de reprendre sa méiose, mais également de réaliser sa maturation cytoplasmique, préalable essentiel au succès de la fécondation (Hanzen et al., 2000).

La maturation cytoplasmique se caractérise par l'augmentation du nombre de mitochondrie, par l'apparition d'un appareil de Golgi bien développé et par la migration des granules corticaux vers la périphérie de l'ovocyte. Ces granules contiennent un

ovoperoxidase ; indispensable pour prévenir la polyspermie. Le cytoplasme synthétise des protéines préparant l'ovocyte à une éventuelle fécondation et contribuant au développement précoce de l'ensemble. La maturation membranaire comprend l'ensemble des processus permettant la reconnaissance spécifique de l'ovocyte par le spermatozoïde, la membrane pellucide synthétisée joue un rôle important, elle doit notamment ne laisser pénétrer dans l'ovocyte que le SPZ fécondant, favoriser et préparer la fusion SPZ-Ovule et protéger l'ovocyte contre la polyspermie (Hanzen et al., 2000).

La finalité de la folliculogénèse est la production des ovocytes fécondables lors de l'ovulation. Le follicule préovulatoire constitue une structure d'exception puisque plus de 99.9 % des follicules qui entrent en multiplication dégèneront à un stade quelconque de leur développement (Monniaux et Monget., 1997).





**Figure 03** : Représentation schématique d'un ovaire de vache montrant la séquence du développement d'un follicule, l'ovulation, la formation et l'évolution du corps jaune (Gilbert et al., 2005).

**II.2. La régulation hormonale de la folliculogénèse :**

On distingue deux phases ; la première est indépendante des gonadotropes, elle est sous la dépendance de facteurs intra ovariens parmi les quels on compte l'activine (Hanzen et al., 2000 et Drion et al., 2000), chez la vache elle concerne les follicules inférieure à 5mm.

La deuxième phase par contre, elle est sous la dépendance absolue des gonadotropes (FSH et LH) et d'autres facteurs intra et extra ovariens (Driancourt et al., 1995).

**II.2.1. La phase gonadotrope indépendante :**

Chez les mammifères, les mécanismes contrôlant le démarrage de la multiplication des follicules primordiaux sont mal connus (Monniaux et Monget., 1997).

Chez la vache, l'inhibition de la libération de l'hormone FSH, par l'administration à long terme d'agoniste de la GnRH, n'empêche pas certains follicules d'évoluer jusqu'à un diamètre compris entre 6 à 7 mm (Urebb et al., 1994). Ces observation confirment l'absence du rôle essentiels des gonadotropes pendant la première phase du développement folliculaire (Hanzen et al., 2000) ; à ce stade, elle agiraient probablement d'avantage sur la régulation des capacités de synthèse et de maturation des cellules de la granuleuse que sur la croissance folliculaire proprement dite (Driancourt et al., 1991).

Cette phase du développement serait en fait essentiellement assurée par des facteurs de croissance produits localement par les follicules (Bendell et Darrington., 1990), et agissent de manière endocrine ou/et paracrine, et parmi ceux-ci, le FGF, EGF, IGFs, activine (Monniaux et Monget., 1997).

L'activine est synthétisée par les cellules de la granulosa serait responsable de l'acquisition par les cellules de la granuleuse de récepteurs à la FSH (Xiao et al., 1992). Ce qui en fait un élément régulateur essentiel du passage des follicules d'un stade gonadotrope indépendant au stade gonadotrope dépendant (Hanzen et al., 2000).

La FSH exerçait un effet Mitogène indirecte en augmentant l'expression des facteurs de croissance et/ou de leurs récepteurs dans les cellules folliculaire. De plus la FSH, seul et en interactivité avec les autres facteurs, agirait sont les cellules de la granulosa en augmentant le nombre de ces propres récepteurs élément de la voie AMPc de régulation (Monniaux et Monget., 1997). En présence de FSH, IGF-I est capable de promouvoir la synthèse de l'oestradiol, l'acquisition des récepteurs à la LH par le follicule et la production d'inhibine et follistatine (Hutechinson et al., 1987 ; Findly., 1993). Enfin, pendant cette période, les cellules de la thèque interne acquièrent des récepteurs à la FSH et deviennent donc



capables de répondre à une stimulation gonadotrope et de synthétiser des œstrogènes (Ennuyer., 2000).

### **II.2.2. Phase gonadotrope dépendante :**

Chez la vache lorsque le follicule arrivé à un diamètre de 4 mm (Moser et al., 1989), le développement folliculaire passe d'une croissance de type continue (folliculogenèse tonique) (Driancourt., 1991) à une croissance de type cyclique dépendants des variations du taux de gonadotropines. A ce stade, la capacité de synthèse des stéroïdes augmente, la multiplication s'accroît puis diminue lorsque le follicule atteint sa taille pré-ovulatoire. Des multiples expériences ont démontré que ces phénomènes sont le résultat d'interaction existant entre les hormones gonadotropes (FSH et LH) et les substances présentes dans les follicules qui ont soit une action stimulatrice (IGFs, activine, TGF- $\beta$ ) ou inhibitrice (IGFBPs, follistatine, inhibine, interleukine-6, TNF- $\alpha$ ) (Monniaux et al., 1997). L'effet de ces substances est indirecte : en exerçant une rétroaction négative sur l'hypophyse ou indirecte en agissant sur l'ovaire d'une manière paracrine (Findly., 1993).

### **II.3. Analyse dynamique de la croissance folliculaire :**

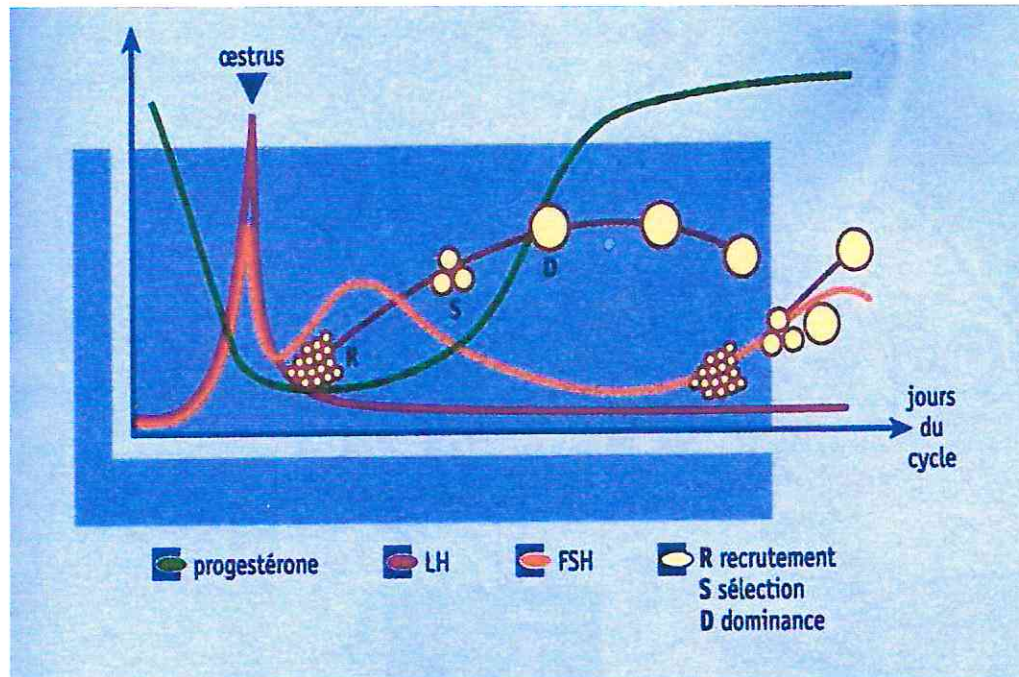
Chez la vache, l'analyse de la dynamique des follicules par échographie a fourni des éléments très importants sur cette dynamique. C'est ainsi qu'on a pu mettre en évidence que les follicules croissent en permanence au cours du cycle sexuel sous forme de vagues (Hanzen et al., 2000).

#### **II.3.1. Notion de vagues de croissance folliculaires :**

C'est l'avènement de l'échographie (Pierson et Ginther., 1988) qui a permis de décrire d'une manière plus précise la cinétique de la croissance folliculaire, et de confirmer la théorie de vagues folliculaires ; chaque 7 à 9 jours émerge une vague de plusieurs follicules, de diamètre supérieur ou égal à 5mm parmi les quels apparaît le follicule dit dominant (Sirois et Fortune., 1988).

Chez la vache, habituellement, un cycle ne comporte que 2 à 3 vagues (avec des extrêmes de 1 à 4). Le follicule ovulaire étant issu de la dernière vague (Ginther et al., 1989 ; Driancourt., 1991). Si le cycle comporte 3 vagues, elles débutent en règle générale aux jours 2, 9 et 16 du cycle. Si celui-ci ne comporte que deux, elles apparaissent alors aux jours 2 et 11 du cycle (Ginther et al., 1989).

Cette variation du nombre de vagues explique la variation de la longueur des cycles parfois observés, la régulation en jeu impliquant des facteurs génétiques, nutritionnels ou paracrines (Fortune., 1994).



**Figure 04 :** Représentation schématique des vagues folliculaires  
(Gilbert et al., 2005)

### II.3.2. Recrutement :

On définit le recrutement comme un phénomène par lequel un certain nombre de follicules émerge à partir de la réserve ovarienne de follicules antraux de 2 à 4 mm et commence à se développer très tôt durant le cycle oestral (Picton et al., 1990). Chez la vache, il est provoqué par une augmentation transitoire des taux de FSH qui agissent sur ces follicules en augmentant leur aptitude tant à aromatiser les androgènes en oestrogènes qu'à produire l'inhibine.

### II.3.3. Sélection :

La plupart des follicules recrutés entrent en atresie, à l'exception d'un seul follicule sélectionné. Ce phénomène est étroitement lié au climat hormonal, les concentrations de gonadotrophines doivent être parfaitement réglées, toute déficience conduit à l'atresie.



La sélection du follicule dominant se fait 36 à 48 heures après le début de recrutement (Bao et al., 1997) et elle est liée à l'expression des récepteurs à la LH qui deviendra dominant, car il est capable de répondre aux gonadotropines (Bao et Garverik., 1998).

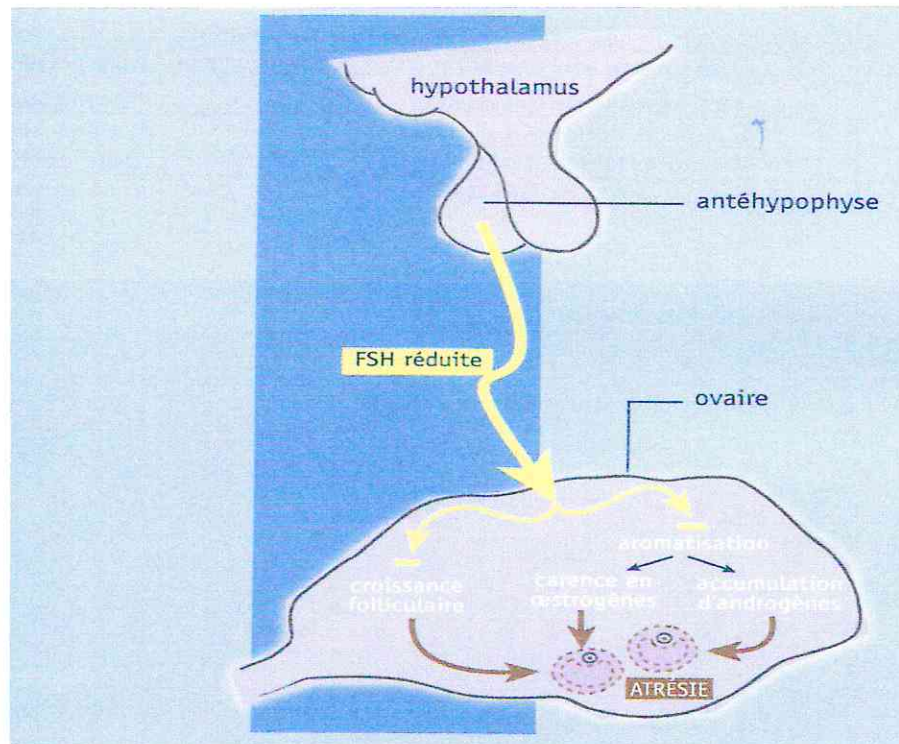
#### **II.3.4. Dominance :**

Le follicule dominant étant le seul qui soit capable de provoquer la régression de follicules en croissance ou d'inhiber la croissance d'autres follicules (Ko et al., 1991) et d'ovuler dans un environnement hormonal approprié (Gong et al., 1993), bien que les taux circulants de FSH diminuent le follicule dominant, survit par un mécanisme d'autostimulation interne en une amplification de la synthèse d'IGF-I-œstrogène dépendant, cet IGF-I stimulant à son tour l'aromatase des androgènes en œstrogènes. De plus, l'enrichissement de la granulosa en récepteurs à la LH contribue à maintenir une concentration élevée en AMPc dans les cellules folliculaires facteur à la croissance du follicule dominant (Weeb et al., 1992).

#### **II.3.5. L'atrésie :**

Elle concerne la majorité des follicules présents dans l'ovaire (99.9%) (Hanzen et al., 2000). L'atrésie correspond à la régression du follicule jusqu'à sa disparition complète dans le stroma ovarien, dans les follicules primaires et préantraux, elle débute par l'entrée en apoptose de l'ovocyte, en revanche dans le follicule à antrum, c'est une augmentation du taux d'apoptose des cellules de la granulosa.

L'atrésie se termine par l'écrasement du follicule et l'invasion de l'antrum par des fibres conjonctives (Thibault et al., 2001).



**Figure 05** : Mécanisme hormonal de l'atrésie folliculaire

(Gilbert et al., 2005)

#### II.4. L'ovulation :

C'est à partir de très nombreuses observations et analyses in vivo mais surtout grâce aux études effectuées avec des ovaires perfusées in vitro, que l'on peut tenter d'interpréter le rôle des différents qui conduisent à la rupture du follicule et à la libération d'un ovocyte ayant ou non repris sa méiose.

Les facteurs caractéristiques de cette réaction inflammatoire localisée sont tous indispensables pour que la rupture se produise car le blocage ou l'inhibition de l'un ou l'autre d'entre eux l'empêche sans que, en générale, la présence des autres soit fortement affectée.

Arrivé au terme de sa croissance, en réponse à une forte élévation des gonadotropines, la décharge ovulante, le follicule s'ouvre et libère l'ovocyte (Thibault et Levasseur., 2001).

##### II.4.1. Remaniements morphologiques et cytologiques aboutissant à la rupture du

###### Follicule :

- La thèque externe devient oedémateuse par diffusion de plasma sanguin.
- Les faisceaux de fibres de collagène de la thèque externe et de l'albuginée se dissocient.



- Les cellules du cumulus subissent les mêmes transformations que les cellules de la granulosa mais comme elles sécrètent abondamment de l'acide hyaluronique, leur dissociation est totale. L'ovocyte pilote cette sécrétion : le cumulus sans ovocyte ne produit plus d'acide hyaluronique.
- Les cellules périovocytaires, dont les prolongements traversant la zone pellucide, demeurent plus ou moins longtemps attachées à l'ovocyte, formant la corona radiata. Chez les ruminants, la corona disparaît rapidement, elle ne joue donc aucun rôle dans la fécondation.
- Peu avant la rupture du follicule, la lame basale séparant la granulosa de la thèque disparaît par endroit et des vaisseaux sanguins néoformés pénètrent dans la granulosa entraînant des cellules de la thèque interne, préparant ainsi la formation du corps jaune.
- Au niveau de l'apex les changements sont différents :
  - Les cellules de l'épithélium ovarien s'étirent et s'aplatissent accompagnant l'extériorisation du follicule à la surface de l'ovaire, puis se détachent.
  - Les cellules sous-jacents de la granulosa, de la thèque et de l'albuginée se dissocient complètement puis disparaissent (apoptose et nécrose).
  - le liquide folliculaire s'écoule entre les cellules, puis la rupture du follicule s'achève par la désintégration complète de l'apex. La faible augmentation continue de la pression infrafolliculaire entre la décharge de LH et l'ovulation peut faciliter la rupture. Par contre, l'expulsion de l'ovocyte et des cellules de la corona radiata résulte bien d'une contraction du follicule en réponse à la chute de pression hydrostatique provoquée par la rupture (Thibault et Levasseur., 2001).

#### II.4.2. Remaniements vasculaires :

Peu après la décharge ovulante (ou l'injection de LH/hCG) se produisent :

- Une augmentation du flux sanguin ovarien associée à une hyperhémie, due à une vasodilatation.
- Une augmentation de la perméabilité vasculaire par exsudation de plasma sanguin et apparition de fenestrations dans les parois des capillaires par où s'échappent également des cellules sanguines.
- Peu avant l'ovulation se produit une vasoconstriction principalement localisée à l'apex du follicule où l'ischémie est totale ; dans l'ensemble de la thèque, ont lieu

des ruptures de vaisseaux et de microthromboses puis une angiogenèse, prémices de la formation du corps jaune.

### **II.4.3. Changements dans les sécrétions des cellules folliculaires :**

#### **II.4.3.1. Stéroïdes :**

La décharge gonadotrope ou l'addition de gonadotropines dans le milieu de culture de follicules préovulatoires ou d'ovaire présentant de tels follicules entraîne toujours une élévation de la teneur intrafolliculaire de tous les stéroïdes suivie d'un basculement plus ou moins total en faveur de la progestérone. C'est essentiellement une augmentation de l'activité de l'enzyme qui coupe la chaîne latérale du cholestérol, la P450<sub>sc</sub>, qui en est responsable (Nicolas et Rubenstein., 1987).

La chute de l'oestradiol permet une décharge gonadotrope ovulante normale. À l'inverse, l'élévation de la progestérone est indispensable pour qu'une ovulation normale se produise in vivo comme in vitro, ce qui indique que l'action de la progestérone s'exerce au niveau folliculaire (Choulika et al., 1996).

#### **II.4.3.2. Facteurs intervenant sur le système vasculaire :**

##### **II.4.3.2. 1. Facteurs intervenant sur le débit sanguin :**

Le NO, vasodilatateur puissant, est probablement responsable de la vasodilatation qui suit la décharge gonadotrope, tandis que la vasoconstriction précédant la rupture pourrait résulter de la présence d'endothéline.

Le système rénine angiotensine existe dans l'ovaire. Le gène de la rénine ne s'exprime qu'à après injection d'hCG et seulement dans les cellules de la thèque interne des follicules susceptibles d'ovuler ; le niveau d'angiotensine II s'élève rapidement après la décharge et ce facteur peut être considéré comme le second médiateur des gonadotropines dans le follicule après l'AMPC (Thibault et Levasseur., 2001).

##### **II.4.3.2. 2. Facteur intervenant sur la perméabilité vasculaire et l'angiogenèse :**

Le PAF (platelet activating factor) et le VEGF contribuent à l'augmentation de la perméabilité vasculaire. Le VEGF provoque des fenestrations dans les parois des capillaires. C'est le seul des facteurs étudiés qui possède un pouvoir mitogénique puissant, contribuent à l'angiogenèse nécessaire à l'irrigation du futur corps jaune.



D'autres facteurs favorisant la perméabilité vasculaire l'histamine, la bradykinine, les prostaglandines E, E2, et F2 $\alpha$  et les leucotières, sont présents dans le liquide folliculaire mais l'augmentation de ces facteurs ne précède pas toujours l'hyperhémie et l'accroissement de la perméabilité vasculaire.

#### **II.4.3.3. Activités enzymatiques :**

Une activité plasmine apparaît en premier, elle résulte de la production d'activateur du plasminogène par les cellules de la granulosa. L'enzyme exerce une action directe, dissociant la matrice protéique des faisceaux de fibres de collagène, et une action indirecte en libérant la collagénase de son précurseur et en détachant sous forme active de la paroi des vaisseaux le TNF $\alpha$  (serait également produit par l'ovocyte et les cellules du cumulus). La collagénase, fragmente les chaînes des fibres de collagène. Le TNF $\alpha$  augmente l'activité collagénase, stimule la production des prostaglandines et entraîne l'apoptose des cellules épithéliales de l'ovaire au niveau de l'apex. Avant la rupture, l'activité collagénase est maximum à l'apex du follicule par suite de la sécrétion d'activateur du plasminogène par les cellules de l'épithélium ovarien (Thibault et Levasseur., 2001).

Deux protéases sont également indispensables à la rupture du follicule, une métalloprotéinase, ADAM TS-1 (A Disintegrin And Metalloproteinase with Thrombospondin like motif) et la cathepsine L (cystéine protéase). Elles sont induites ou stimulées par le récepteur de la progestérone (PR), lui-même induit dans les cellules de la granulosa par le pic de LH et qui agit comme facteur de transcription (Thomson et al ; 1998).

#### **II.4.3.4. Facteurs intervenant dans les réactions inflammatoires :**

Les modifications cytomorphologiques du follicule et les facteurs présents dans le follicule et le liquide folliculaire, caractéristiques d'une réaction inflammatoire, ont conduit à l'idée que la rupture folliculaire résultait d'une réaction inflammatoire localisée (Shamblott et al ; 1998).

Dans les ovaires, hors des vaisseaux, sont toujours présents des lymphocytes et des macrophages, ceux-ci spécialement dans le tissu interstitiel mais leur nombre augmente autour des follicules pré ovulatoires. Ils sécrètent des cytokines, principalement l'IL-1 $\beta$  et le TNF $\alpha$ .

Les interleukines IL-1 $\beta$  et IL-6 et l'antagoniste du récepteur de l'IL-1 sont présents dans le liquide folliculaire avant l'ovulation.

D'autres facteurs caractéristiques des réactions inflammatoires sont présents : la bradykinine (peptide de 9 acides aminés), l'histamine et le PAF commencent à s'élever peu de temps après la décharge gonadotrope ou l'injection d'hCG. Les métabolites de l'acide arachidonique, les leucotriènes et les prostaglandines  $PGF2\alpha$ ,  $PGF2\alpha$  s'élève plus tardivement ; le niveau maximum intra folliculaire de  $PGF2\alpha$  n'est atteint que deux ou trois heures avant la rupture (Thibault et Levasseur ; 2001)..

### **III. Les hormones et la régulation du cycle oestral :**

Les hormones hypophysaires et ovariens interagissent les unes avec les autres sous le contrôle de l'hypothalamus, assurant ainsi la régulation du cycle sexuel (Gilbert et al., 2005).

#### **III.1. Les hormones intervenantes dans la régulation du cycle oestral :**

##### **III.1.1. Les hormones hypothalamiques (GnRH) :**

L'hypothalamus, ou plancher du cerveau secrète la LRH (Luteising Releasing Hormone) encore appelée gonadoliberine ou GnRH (Soltner., 2001).

La GnRH est un décapeptide hypothalamique, représente nu régulateur majeur de l'expression des gènes des sous unité des gonadotrophines et de la libération de FSH et LH.

Le décapeptide est libère dans le sang hypothlamo-hypophysaire sous forme de pulses, émission très brèves de sécrétion qui présentent l'aspect d'une vague carrée (Moenter et al., 1992). Toute fois, il existe quelques situation normal où le décapeptide est libéré selon un mode continu par exemple pendant le pic preovulatoire (Caraty et al., 1995).

De plus, la sécrétion de FSH pourrait ne pas dépendre exclusivement du GnRH.Par exemple ; l'immuno neutralisation du GnRH endogène entraîne une diminution de taux de FSH mais ne supprime pas la pulsativité de cette hormone. Alors que celle de la LH est supprime. L'existence d'un FSH-RH spécifique est évoquée depuis longtemps, mais n'a jamais été démontrée clairement (Caraty et al., 1997).

Le mode d'action de la GnRH est double, D'une part, elle entraîne une libération rapide et transitoire des gonadotrophines et d'autre part, elle exerce une stimulation à long terme sur la synthèse de ces hormones.

Cette action est consécutive à la fixation de la GnRH avec une affinité sur des récepteurs membranaires de nature glycoproteique (Hazum et conn., 1998). La GnRH est une des rares hormones à induire la synthèse de ses propres récepteurs (Fieni et al., 1995).



La synthèse pulsatile de la GnRH est responsable d'une sécrétion hypophysaire pulsatile de LH et de FSH (Fieni et al., 1995). De même le blocage de l'action de la GnRH par immunisation ou par déconnexion hypothalamo-hypophysaire provoque une diminution plus lente des concentrations plasmatique de FSH, alors que la libération de LH est sévèrement réduite.

### **III.1.2. Les hormones hypophysaires (FSH, LH) :**

L'antéhypophyse est responsable de la production de six hormones protidiques, dont deux ont une action directe et unique sur les gonades chez le male et la femelle, ce sont les hormones gonadotropes ou gonadotropines : FSH (Folliculo Stimulating Hormone) et LH (Luteinizing Hormone) (Gilbert et al., 2005).

La FSH induit le recrutement des follicules, assure leur croissance et intervient pour stimuler la sécrétion d'œstrogènes folliculaires. Cependant ce recrutement n'est possible que s'il existe en même temps une sécrétion basale de LH (Picton et al., 1990).

La LH dont l'action a été préparée par le FSH assure plus particulièrement la maturation folliculaire, puis provoque l'ovulation, la reprise de la méiose au niveau de l'ovocyte, la formation du corps jaune et la production de progestérone par les cellules lutéales (Fieni et al., 1995).

### **III.1.3. Les hormones ovariennes :**

#### **III.1.3.1. Les stéroïdes :**

Les stéroïdes impliquées directement dans le contrôle de la reproduction chez la femelle sont ; l'oestradiol et la progestérone, elle est chimiquement apparentées au cholestérol à partir duquel elle est produites, les besoins de celles en cholestérol stéroïdogènes sont assures par les lipoprotéines de basse densité (LDL).

C'est au niveau des cellules de la thèque qui est produite la progestérone à partir du cholestérol. Ce sont les seuls cellules qui sont capables de métaboliser la progestérone en androgène, mais elles sont par contre pauvres en aromatasase qui permet la conversion des androgènes en oestrogenes, c'est au niveau des cellules de la granulosa qui se fait cette réaction suite à la stimulation de la FSH ( Driancourt et al., 1991).

**III.1.3.2. Les peptides ovariens :**

L'inibine, l'activine et la follistatine ; des peptides produits en fin de dioestrus et durant la période pré-ovulatoire par les follicules ovariens, sont connues pour jouer sur la sécrétion de FSH. L'activine stimule, et l'inibine déprime, l'expression du gène FSH $\beta$ , principalement. Ces effets sont observés aussi bien in vivo qu' in vitro ,chez le rat , ovin ou bovins. La follistatine complexe l'activine et peut donc agir, de cette manière, indirectement sur le gène FSH $\beta$ .

On sait à présent que ces peptides sont exprimés dans une grande variété de tissus non gonadiques, y compris dans les cellules gonadotropes et le placenta s'agissant de l'implication d'interaction autocrine et paracrine.

**III.2. Régulation stéroïdes de la sécrétion de GnRH :**

Les stéroïdes exercent un rôle important dans la régulation de l'activité des neurones à GnRH : deux types d'effets leur sont attribués : une rétroaction positive, dont la mise en route est responsable du déclenchement du pic pré-ovulatoire des gonadotrophines, une rétroaction négative.

**III.2.1. Rétroaction négative des stéroïdes :**

L'œstradiol active les systèmes catécholaminergiques, et notamment ceux utilisant la dopamine qui est inhibitrice de la fréquence des émissions pulsatiles de GnRH. L'œstradiol agit en modifiant l'activité enzymatique de ces systèmes en ralentissant la dégradation du neurotransmetteur par inhibition de la monoamine oxydase et en stimulant l'enzyme de l'étape limitante de sa biosynthèse la tyrosine hydroxylase (Combarnous., 1997).

La rétroaction négative de la progestérone sur l'activité gonadotrope s'exerce au travers d'une interaction avec un autre système peptidergique à la  $\beta$ -endorphine est impliquée dans l'inhibition des pulses de la GnRH observés pendant la phase lutéale des femelles de mammifères au cours des cycles oestriens ou menstruels (Combarnous et al., 1997).

**III.2.2. Rétroaction positive des stéroïdes :**

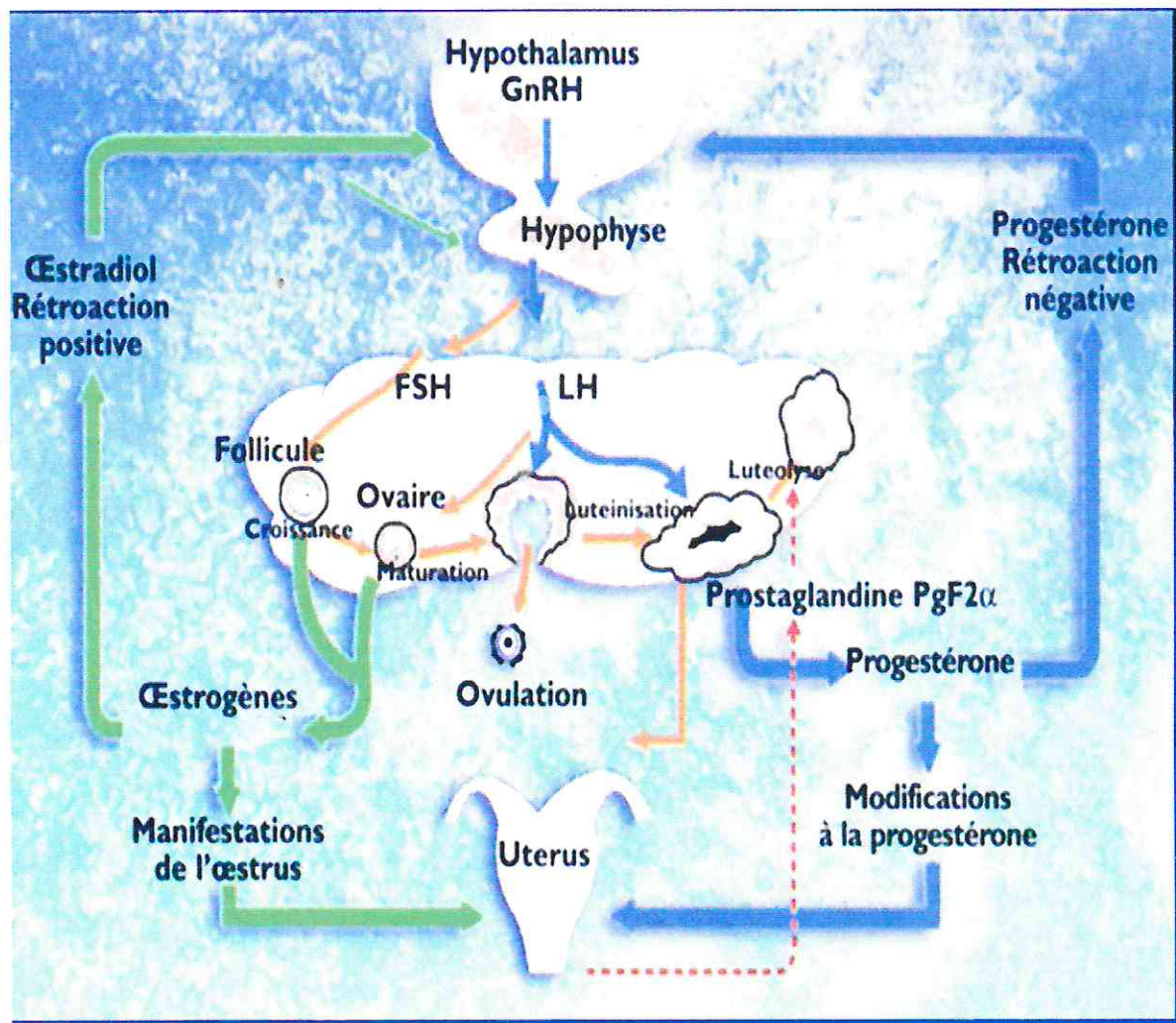
L'œstradiol après une période d'inhibition, induit, une très faible stimulation de la sécrétion de GnRH entraînant la décharge pré-ovulatoire des gonadotrophines.

Alors que la sécrétion de la GnRH est exclusivement épisodique, pendant toutes les autres phases de la vie reproductive, elle devient continue pendant le pic pré-ovulatoire.



Comme pour le feed-back, l'absence de récepteurs à l'oestradiol sur les neurones à GnRH pose le problème crucial du site et du mécanisme par lesquels, les stéroïdes induit en quelques heures le pic pré-ovulatoire de GnRH.

Quelques heures avant le pic chez la brebis ou la rate, il existe une activation des opiaces endogènes, et particulièrement de la  $\beta$ -Endorphine, qui permettra une accumulation de GnRH dans les terminaisons neuronales (Domanski et al., 1991). Puis à la chute de  $\beta$ -Endorphine succéderait une activation des systèmes adrénérurgiques et noradrénérurgiques, conduisant à la libération pré-ovulatoire de GnRH. Le pic pré-ovulatoire de GnRH résulte donc d'une cascade complexe de déférentes rétroactions dont la mise en route temporelle est programmée par l'évaluation des concentres de stéroïdes gonadiques.



**Figure 6** : Représentation schématique de l'axe hypothalamo-hypophysaire-ovariens (Petres et Ball., 1987).

# CHAPITRE III

maîtrise des cycles sexuelle chez la vache



**Introduction :**

La maîtrise de la reproduction présente plusieurs avantages considérables. Elle permet de choisir la période de mise bas, de diminuer les périodes improductives, d'optimiser la taille de la portée et enfin d'accélérer le progrès génétique.

C'est également un outil de base indispensable à la mise au point de nouvelle biotechnologie. De nombreuses hormones, utilisées seules ou associées, permettent de synchroniser et parfois d'induire l'ovulation afin d'obtenir une fécondation en inséminant sur chaleur observée ou à l'aveugle à des moments bien précis après l'arrêt du traitement (Grimard et al., 2003).

**I. Protocoles utilisées pour la synchronisation de l'oestrus :**

Les méthodes utilisées reposent classiquement sur deux principes :

- ❖ Le blocage du retour normal de l'oestrus et l'ovulation avec un traitement à base de progestérone ou ses dérivés.
- ❖ Le raccourcissement de la phase lutéale par des produits lutéolytiques.
- ❖ Ou bien la combinaison des deux traitements.

**I.1. Protocoles d'utilisation du PGF2 $\alpha$  seule ou ses analogues :**

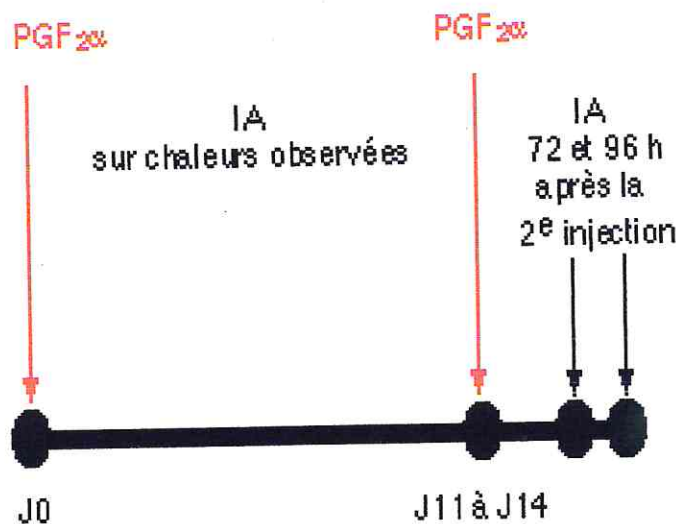
L'effet lutéolytique de la prostaglandine F2 $\alpha$  est connu depuis 1972 / 1973 (Lauderdale et al., 1974). La PGF2 $\alpha$  administrée entre J5 et J17 du cycle sexuel provoque la régression du CJ. La fréquence des pulses de LH augmente alors, provoquant une élévation significative de la sécrétion d'oestradiol par le follicule dominant, l'apparition de l'oestrus et l'ovulation.

L'intervalle entre l'injection et les chaleurs est variable et dépend du stade de croissance du follicule au moment du traitement. Les animaux qui possèdent un follicule dominant au moment de l'injection présentent des chaleurs dans les 2 à 3 jours. Si l'injection a lieu pendant la phase de recrutement, le follicule dominant se forme en 2 à 4 jours et l'intervalle entre l'injection et l'oestrus est plus long et plus variable. la prostaglandine F2 $\alpha$  ou ses analogues n'étant efficaces qu'entre J5 et J17. Pour protocoles de synchronisation conseillés comprennent-ils 2 injections à 11-14 jours d'intervalle, toutes les femelles étant alors en phase de dioestrus au moment de la deuxième injection. La plupart des animaux expriment des

chaleurs entre 48 et 96 h après l'arrêt du traitement et peuvent être inséminés à l'aveugle à 72 et 96 h (figure 7).

Cependant, la synchronisation n'est pas optimale. Si les  $\text{PGF}_{2\alpha}$  agissant sur la durée de vie du corps jaune, elles n'ont pas d'effet direct sur la croissance folliculaire.

Le traitement à base de  $\text{PGF}_{2\alpha}$  se révèle être le moins coûteux (surtout si de nombreuses vaches sont fécondées après la première injection), mais ne peut être utilisé que si les vaches sont cyclées. Les résultats seront d'autant meilleurs que la détection des chaleurs est bonne au sein de l'élevage, une partie des animaux pouvant alors être inséminés sur chaleurs observées.



**Figure 7** : Protocole de synchronisation des chaleurs à base de  $\text{PGF}_{2\alpha}$  (Grimard et al., 2003)

## I.2. Protocoles basés sur la progestérone seule ou ses dérivés :

### I.2.1. Nature de progestagènes :

Déjà en 1948, et pour la première fois, un contrôle artificiel du cycle ovarien a été obtenu chez les vaches laitières par administration journalière de progestérone (Christian et Casida., 1948), ensuite il a fallu recourir très vite à ses dérivés, plus actifs et plus facilement administrables à de faibles doses. Ces produits (progestagènes) possèdent une même structure de base, plusieurs produits ont été développés tel que : le MAP (Hansel., 1967), le MGA, le FGA et le norgestomet (Spitzer et al., 1981).



**I.2.2. Méthodologie d'utilisation des progestérones :**

Pour l'utilisation pratique des progestérones, plusieurs dispositifs ont été commercialisés.

**I.2.2.1. Les implants :**

Ce sont des dispositifs de silicone contenant 6 mg de Norgestomet (synchro .Mate -B, ceva laboratoires) ou 3 mg de Norgestomet (pour Crestar ; intervet). Au moment de la pose de l'implant une dose de 3 mg de Norgestometet 5 mg de valérate d'oestradiol est administrée par voie IM (Gordon., 1996).

L'implant est inséré en sous cutané en face externe de l'oreille à l'aide d'un trocart, le raterait se fait 9 à 10 jours après.

**I.2.2.2. PRID (Progesterone Realising Inter-Vaginal Device) :**

Ce système d'administration comporte une lame métallique de 30 cm de longueur, de 3,2 cm de largeur et de 0,02 mm d'épaisseur ; elle est sous forme de spirale d'acier inoxydable .Cette lame est recouverte d'une matrice de caoutchouc de silicone imprègne de 1,5 g de progestérone donnant à la spirale une épaisseur final de 3mm (Hanzen et Laurent., 1991 ; Twagiramungu et al., 1997).

**I.2.2.3. CIDR (Controlled Internal Drug Release Device) :**

Le CIDR, renfermant 1,9 g de progestérone (Jubb et al., 1989). Ce dernier est un dispositif de nylon en forme de " Y " d'une longueur de 15 cm, recouvert de silicone élastomère imprègne de progestérone, il est facile à insérer et retirer par rapport à d'autres dispositifs (Gordan., 1996).

**I.3. Association thérapeutique, traitement combinée dans le contrôle d'oestrus :**

L'obtention d'une fertilité normale est notamment conditionnée par une croissance folliculaire et une ovulation optimale (Hanzen et Laurent., 1991). En effet, les faibles taux de fertilité des traitements longs avec lames progestérones seules d'une part et les faibles taux de synchronisation des traitement courts d'autre part, ont conduit à la recherche d'autres solution qui consistent à combiner les dérives progestatif avec des produits à effet lutéolytique (PGF, Benzoate ou Valérate d'oestradiol) ou avec ceux à effet déclencheur de l'oestrus et de l'ovulation ( HCG «Human Chorionic Gonadotropin » ). LH, PMSG « Pregnant Mares Serum Gonadotropin », GnRH ( Twagiramungu et al., 1997).

Ces déférentes approches sont utilisées pour prévenir l'ovulation du follicule dominant persistant qui se développe durant le traitement progestatif par l'induction de l'atrésie ou la lutéinisation de ce follicule dominant.

### **I.3.1. Association progestérone prostaglandine :**

Lorsque les progestagène sont associées à une injection de PGF2 $\alpha$ , 24 à 48 heures avant ou lors du retrait du dispositif, la synchronisation de chaleur et la fertilité sont meilleures (respectivement 63 à 98 % et 42 à 66 %) que celles des témoins. Dans ces conditions le dispositif n'est laissé en place que durant 7 à 9 j (Hanzen et Laurent., 1991 ; Odde., 1990) et l'injection PGF2 $\alpha$  est indispensable pour induire la lutéolyse chez les vaches pour lesquelles le traitement progestatif aurait été instauré en début de la phase lutéale où n'aurait pas comporté d'œstrogène.

L'association progestagène PGF2 $\alpha$  montre un avantage chez les animaux cyclés et non cyclés (Beal et al., 1988 ; Beal et Good., 1986), avec une fertilité similaire chez les deux (Gonzales -padila et al., 1975).

L'administration de PGF2 $\alpha$  et en fin de traitement inducteur contribue à raccourcir les délais d'apparition de chaleurs induites en augmentant le degré de synchronisation (Hanzen et Laurent., 1991 ; Tregaster et al., 1994).

### **I.3.2. Association progestagène – oestradiol :**

L'effet de l'administration du benzoate ou valérate d'oestradiol par voie intramusculaire ou sous la forme d'une gélule accolée à la spirale vaginale au début du traitement inducteur provoque l'atrésie folliculaire (Hutz et al., 1988 ; Engelhart et al., 1989 ) et la sécrétion des gonadotrophines (Bolt et al., 1990 ; Bo et al., 1991, 1993, 1994) montrent l'effet de l'oestradiol associé à un traitement de progestagène sur la dynamique de la croissance folliculaire, ces résultats montrent ainsi que l'oestradiol exogène inhibe la croissance du follicule dominant.

En effet , le traitement progestagène + E2 17 $\beta$  au début ( 1<sup>er</sup> jour) ou au milieu (3<sup>ème</sup> jour ) de la 1<sup>er</sup> vague folliculaire aboutissent par conséquent à l'émergence de nouvelles vagues folliculaires 3-5 jours plus tard ( Bo et al., 1994).L'association progestagènes-E2 augmente le pourcentage de chaleurs induites ( Sportt et.,al 1984) et réduit la durée ainsi que le délai nécessaire à leur apparition ( Cumming et al., 1982).



Bo et al. (1995) concluent que le protocole associant l'oestradiol et les progestagène permet de contrôler et de synchroniser le développement des vagues folliculaires, en plus de la durée de vie du corps jaune (Berthelot et Picard Hagen., 1998).

### **I.3.3. Association progestagène –GnRH -prostaglandines :**

La GnRH est administrée au début du traitement inducteur le même jour de la pose de l'implant suivi 7 j après par une injection de PGF2 $\alpha$  (Thompson et al., 1999).

La GnRH est utilisée dans ce programme pour induire l'ovulation du follicule dominant et l'émergence d'une nouvelle vague folliculaire d'une part et d'autre elle augmente la concentration de progestérone plasmatique, 4 jours après le traitement, par conséquent, une augmentation du taux de synchronisation et de conception des vaches traitées car des études ont montré qu'il y a une relation entre les fortes concentrations plasmatiques en progestérone en fin de dioestrus et le taux de réponse de vaches à l'insémination (Rosenberg et al., 1990 ; XU et al., 2000).

### **I.3.4. Association GnRH/PGF2 $\alpha$ ou G.P.G :**

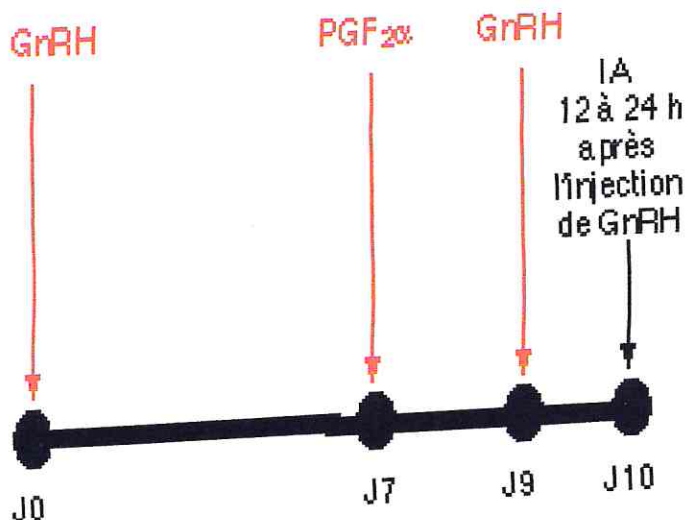
L'idée de synchroniser la folliculogénèse avant l'administration du PGF2 $\alpha$  a amené à utiliser la GnRH. Le protocole, maintenant classique est le suivant : injection de GnRH à J0, PGF2 $\alpha$  7 jours plus tard, GnRH 48 heures après l'injection de PGF2 $\alpha$  ( Twagiramungu et al., 1994 et 1995, Pursley et al., 1995).

En fonction du stade de croissance du follicule dominant, le GnRH provoque soit l'atrésie soit l'ovulation ou la lutéinisation des grands follicules présents dans l'ovaire au moment du traitement et une nouvelle vague de croissance folliculaire émerge dans les 3 à 4 jours.

Une injection de PGF2 $\alpha$  pratiquée 7 jours après la première injection du GnRH entraîne la lutéolyse au moment où un follicule dominant est présent et celui-ci devient pré-ovulatoire.

L'injection de GnRH réalisée 48 heures après l'injection de PGF2 $\alpha$  provoque un pic de LH et l'ovulation 24 à 32 heures plus tard pour 87 à 100% des vaches ( Pursley et al., 1995 et 1998, Thatcher et al., 2001 ).





**Figure 8** ; Protocole de synchronisation associant GnRH et PGF2 $\alpha$   
(Grimard et al., 2003)

### I.3.5. Associations œstrogènes/progestagènes/eCG :

Les dispositifs de progestagène sont mis en place pendant 9 à 12 jours. Le traitement est complété par l'administration d'un œstrogène en début de traitement

L'association œstrogène + progestagène agit à la fois sur la croissance folliculaire et sur la durée de vie du corps jaune (Chupin et al., 1974, Driancourt., 2001).

Administrés en début de cycle, les œstrogènes ont une activité antilutéotrope, ils provoquent la disparition d'un corps jaune en début de formation qui pourrait persister après le retrait du dispositif et ainsi diminuer le taux de synchronisation des chaleurs. Administrés en présence d'un corps jaune fonctionnel, les œstrogènes ont une activité lutéolytique.

L'introduction de ces hormones en début de protocole a permis de réduire la durée du traitement progestatif et d'améliorer la fertilité à l'œstrus induit (Diskin et al., 2001).

Cependant, cette activité antilutéotrope et lutéolytique n'est pas efficace à 100 % (Grimard et al., 2003)

L'association œstrogène + progestérone en début de traitement exerce une rétro-action négative et diminue les concentrations circulantes de FSH (effet des œstrogènes) et LH (effet de la progestérone) provoquant l'atrésie du follicule dominant. Ceci permet le redémarrage d'une nouvelle vague de croissance folliculaire 3 à 5 jours plus tard (Bo et al., 1991, 1993, 1994 et 2000, Yelich et al., 1997, Burke et al., 2000, Rhodes et al., 2002).

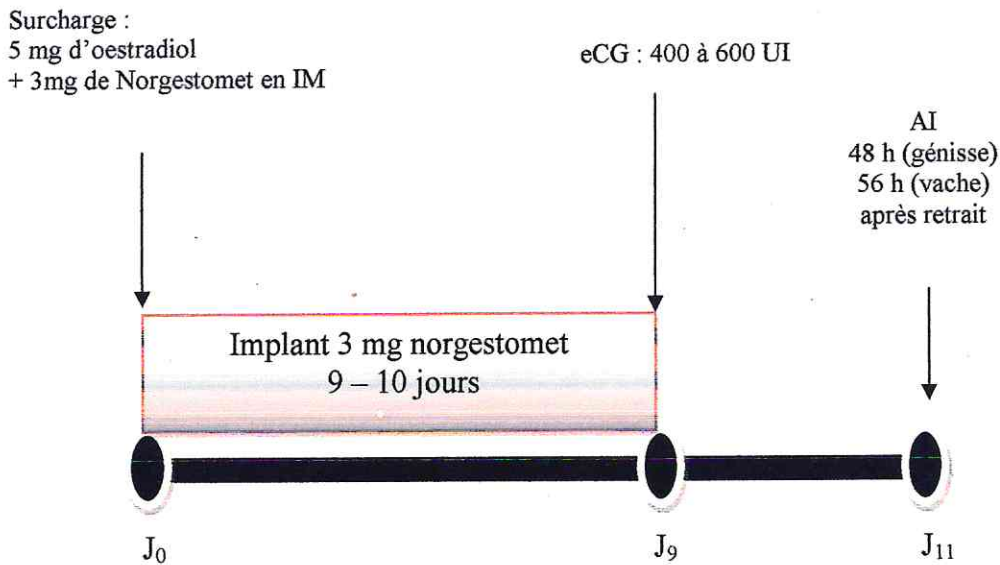
Après le retrait du dispositif, les ovulations sont mieux synchronisées et la fertilité est meilleure qu'en l'absence d'oestrogènes (Ryan et al., 1995).

Enfin les œstrogènes favorisent l'absorption vaginale de la progestérone (Roche et Ireland., 1981, Munro., 1987).

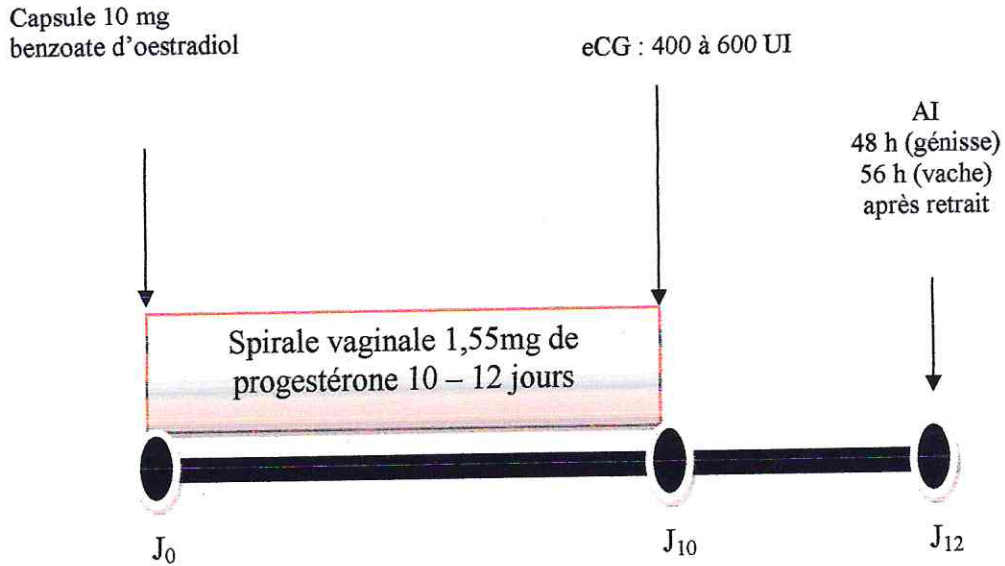
Une injection d'eCG (Equine Chorionic Gonadotropin, anciennement PMSG) est conseillée au moment du retrait du dispositif, surtout si les vaches sont en œstrus avant traitement. L'effet FSH et LH de l'eCG va soutenir la croissance folliculaire terminale, la production endogène d'œstrogènes et va favoriser l'ovulation (Chupin et al., 1977b, Petit et al., 1979, Deletang., 1983).

L'association œstrogènes-progestagènes-eCG est alors susceptible d'induire l'ovulation chez les animaux non cyclés avant traitement.

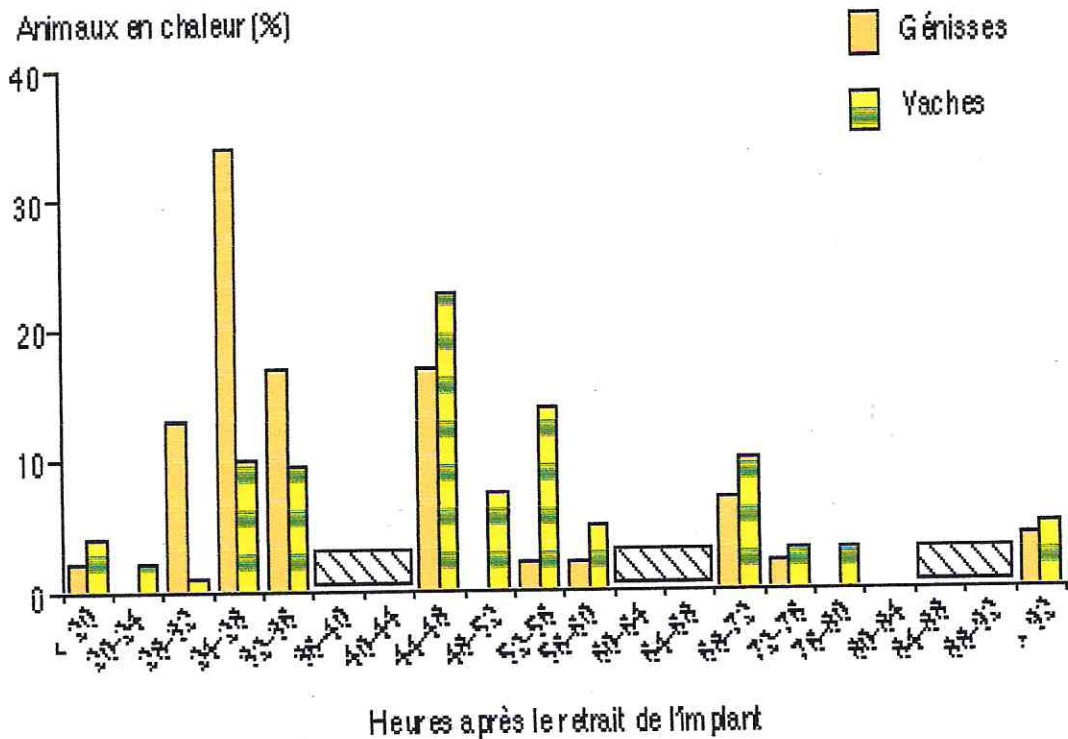
Après le traitement de synchronisation, 85 % environ des vaches qui expriment des chaleurs le font entre 36 et 60 heures (Diskin et al., 2001). Il est alors possible d'inséminer en aveugle une fois 56 h après retrait ou deux fois 48 et 72 h après retrait. Chez les génisses, cet intervalle est plus court (Beal et al., 1984) et moins variable : on conseille de les inséminer une seule fois 48 h après retrait (figure 11).



**Figure 9** ; Protocole de synchronisation à base de progestagène associé à des œstrogènes (Implant) et l'eCG (Grimard et al., 2003).



**Figure 10** ; Protocole de synchronisation à base de progestagène associé à des œstrogènes (Spirale vaginale) et l'eCG (Grimard et al., 2003).



**Figure 11** : Répartition des chaleurs après utilisation de traitement de synchronisation à base de progestagène dans des conditions expérimentales (Créstar+prostaglandine 24h avant retrait, 81 % de vaches détectées, Beal et al., 1984). Les chaleurs ne sont pas détectées pendant les périodes marquées d'un rectangle hachuré.



## **II. Facteurs de variation de la fertilité à l'œstrus induit :**

### **II.1. Stade physiologique de l'animal en début de traitement :**

#### **II.1.1. Cyclicité avant traitement :**

Les traitements à base de  $\text{PGF}_2\alpha$  ne sont efficaces que chez les animaux cyclés avant traitement.

Les traitements combinant GnRH et  $\text{PGF}_2\alpha$  sont susceptibles d'induire les chaleurs chez des vaches non cyclées avant traitement (Cordoba et Fricke., 2001).

Le traitement à base de progestagène est le traitement de choix pour induire les chaleurs chez les vaches en œstrus. Il est alors impératif d'inclure l'injection d'eCG dans le traitement. Cependant, certaines vaches non cyclées ne répondent pas au traitement.

De plus, la fertilité des ovulations induites est plus faible que la fertilité des ovulations synchronisées (Chupin., 1977, Grimard et al., 1992b).

#### **II.1.2. Stade du cycle en début de traitement :**

Les  $\text{PGF}_2\alpha$  ne sont efficaces qu'entre J5 et J17. Lors de l'utilisation de deux injections à 11-14 jours d'intervalle, la deuxième injection sera bien pratiquée pour tous les animaux en phase lutéale quel que soit le stade du cycle en début de traitement. Cependant, la fertilité après la deuxième injection est liée à la progestéronémie avant injection (Folmany et al., 1990).

Le traitement associant GnRH et  $\text{PGF}_2\alpha$  a une efficacité optimale s'il commence lorsqu'un follicule dominant susceptible d'ovuler suite à la première injection de GnRH est présent (par exemple J5 ou J18 du cycle pour une vache présentant deux vagues de croissance folliculaire). Si le traitement commence au moment du recrutement des follicules d'une cohorte, le GnRH ne va pas agir sur le développement du follicule dominant qui va se développer au-delà de J7. Au moment de la deuxième injection de GnRH il sera âgé (plus de 5 jours de dominance) et l'ovocyte qu'il va expulser sera moins fertile.

Si la première injection de GnRH est réalisée en fin de vague de croissance folliculaire, une nouvelle vague est généralement initiée, mais le développement du follicule ne sera pas suffisamment avancé au moment de l'injection de  $\text{PGF}_2\alpha$  et de la deuxième injection de GnRH. Il sera généralement trop petit pour ovuler et se transformer en corps jaune normal.

Pour Moreira et al (2000a), le nombre (2-3) et la durée des vagues de croissance

folliculaires (7-9 jours) expliqueraient ces variations de l'efficacité du protocole associant GnRH et PGF<sub>2</sub>α.

Lors de l'utilisation de traitement à base de progestagènes, l'initiation du traitement pendant la deuxième partie du cycle (après J11), (Brink et Kiracofe., 1988), (après J14), (Beal et al., 1988) a pour conséquence une diminution de la fertilité. Dans ce cas, c'est la durée trop longue de l'imprégnation par les progestagènes qui est mise en cause. En effet, chez les vaches cyclées, le progestagène prend le relais du corps jaune naturel mais n'inhibe pas totalement la sécrétion de LH, le follicule dominant devient persistant, ce qui nuit à la fertilité de l'ovocyte expulsé au moment de l'ovulation (Driancourt., 2001). Comme nous l'avons détaillé plus haut, si le traitement commence en début de cycle, l'effet antilutéotrope des oestrogènes peut être insuffisant, le corps jaune naturel peut alors persister après retrait du progestagène. Les vaches ne seront pas correctement synchronisées, l'environnement hormonal au moment des inséminations pratiquées à l'aveugle ne sera pas propice à la fécondation. Cet écueil peut être contourné en ajoutant une injection de PGF<sub>2</sub>α en fin de traitement.

En définitive, lors d'utilisation de traitement de synchronisation à l'aveugle dans un lot, certains animaux ne seront pas au moment optimal en début de traitement ce qui explique que les résultats de fertilité vont plafonner quel que soit le traitement utilisé.

## **II.2. Facteurs de variation liés à l'animal :**

### **II.2.1. Age/parité :**

Folmany et al (1990) signalent un effet du rang de lactation sur la fertilité à l'œstrus induit après deux injections de PGF<sub>2</sub>α à 14 jours.

Les traitements associant GnRH et PGF<sub>2</sub>α ne sont pas conseillés sur génisses (Pursley et al., 1997b). Pour Pursley et al (1998), les résultats sont meilleurs sur des vaches laitières en deuxième lactation (48 % de fertilité) que sur les primipares (37 %) ou les vaches plus âgées (35 %).

Les traitements à base de progestagène donnent de bons résultats sur génisses. Dans certaines études effectuées chez des vaches allaitantes, la fertilité est plus élevée chez les multipares que chez les primipares (Chupin., 1977, Grimard et al., 1992b, Ponsart et al., 1996) ce qui peut sans doute s'expliquer en partie par le taux de cyclicité avant traitement, généralement plus faible en première lactation (Grimard et al., 2003).



**II.2.2. Conditions du vêlage précédent :**

Les effets des conditions de vêlage ont surtout été explorés chez les vaches allaitantes dans le cadre de l'utilisation des traitements à base de progestagènes. L'effet des conditions de vêlage n'a pas été, mis en évidence sur la fertilité à l'œstrus induit avec d'autres types de traitement, mais certains auteurs excluent les animaux ayant eu un vêlage difficile (Mialot et al., 1999 et 2003, Lucy et al., 2001), ce sont surtout l'extraction forcée et la césarienne qui affectent la fertilité (Grimard et al., 1992b, Ribon., 1996). Les mécanismes reliant difficulté de vêlage et fertilité à l'œstrus induit sont actuellement inconnus, mais il peut exister une relation entre le faible taux d'ovulation et l'infection utérine qui altère la sécrétion de PGF<sub>2α</sub>.

**II.3. Facteurs de variation liés à la conduite d'élevage :****II.3.1. Intervalle vêlage-traitement :**

Le respect d'un intervalle minimum entre le vêlage et le traitement est une des conditions de réussite chez les vaches. Ceci est très vraisemblablement en rapport avec l'influence bien établie de l'intervalle vêlage-insémination sur la fertilité à la suite d'IA sur œstrus naturel.

Pour les traitements à base de PGF<sub>2α</sub> il est bien évidemment nécessaire d'attendre que tous les animaux soient cyclés.

Dans le cas du traitement associant GnRH et PGF<sub>2α</sub>, la fertilité à l'œstrus induit est plus élevée si l'intervalle entre le vêlage et l'IA est supérieur à 75 jours que s'il est inférieur (Pursley et al., 1998).

Pour les traitements à base de progestagène, l'effet de l'intervalle vêlage-traitement est fréquemment cité (Pelot et al., 1977, Petit et al., 1979, Aguer., 1981, Grimard et al., 1992a, Chevallier et al., 1996, Humblot et al., 1996).

**II.3.3. Alimentation :**

Les effets de la note d'état corporel, du poids vif et de leurs variations entre le vêlage et la mise à la reproduction ont fréquemment été mis en évidence dans les enquêtes épidémiologiques (Grimard et al., 2003). Les effets de l'alimentation sur la fertilité à l'œstrus induit ont surtout été explorés pour les traitements à base de progestagène (Grimard et al. 1996a et 1996b). Ces effets apparaissent fréquemment dans les études comprenant des vaches non cyclées avant traitement, moins fréquemment lorsque les taux de cyclicité avant

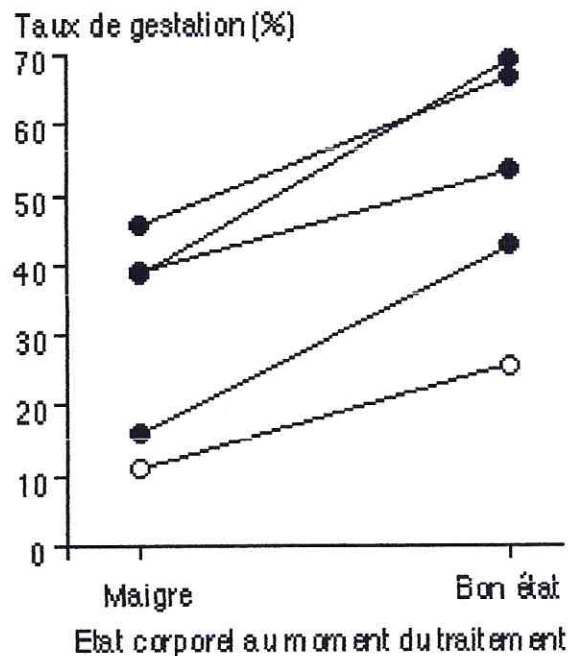


traitement sont élevés (Mialot et al., 1998b et 2003), ce qui tend à suggérer qu'une partie de l'effet du niveau alimentaire s'explique par son effet sur la durée de l'œstrus post-partum.

Les animaux les plus légers au moment de la mise en place des traitements répondent moins bien au traitement à base de progestagène (Chevallier et al., 1996, Grimard et al., 2000).

Une perte de poids de 30 kg entre le vêlage et la mise à la reproduction réduit le taux d'ovulation après traitement (Grimard et al., 1992a, Rochereau., 1994).

La note d'état corporel au vêlage et au début du traitement de synchronisation affecte la fertilité à l'œstrus induit par les traitements à base de progestagène (figure 12). Pour Burke et al (1996), il existe une corrélation positive entre la note d'état corporel et le taux de gestation : une augmentation de 1 point de la note est accompagnée d'une augmentation de 13 % du taux de gestation.



**Figure 12.** Fertilité à l'œstrus induit en fonction de la note d'état corporel au moment du traitement (ronds noirs = progestagènes : Kabandana et al., 1993, Chevallier et al., 1996, Humblot et al., 1996, Ribon., 1996 ; ronds blancs – GnRH/PG/GnRH : Moreira et al., 2000).

Chez la vache allaitante, le statut énergétique au moment des IA réalisées après traitement semble être déterminant. Si les animaux sont en bilan énergétique négatif, la sécrétion de LH, la croissance folliculaire et la stéroïdogénèse sont réduites et certaines vaches, en anœstrus avant traitement, n'ovulent pas après traitement (Grimard et al., 1995 et 1997a). En revanche, si les vaches ont rééquilibré leur balance énergétique, la fertilité est bonne, même si la note d'état corporel est faible (Grimard et al., 1994).

Ces effets de la sous-alimentation peuvent être reliés à la baisse de la glycémie, de l'insulinémie et des concentrations circulantes d'IGF-1 observée chez les animaux en phase de mobilisation des réserves corporelles. Les effets augmentent avec le niveau de mobilisation (corrélations négatives entre les concentrations plasmatiques d'acides gras non estérifiés, témoins de la lipolyse, la taille du plus gros follicule et le nombre de pics de LH/h ; Grimard et al., 1995 et 2002a).

Le flushing réalisé pendant la période de traitement et poursuivi trois semaines après IA, améliore la fertilité à l'œstrus induit des vaches (Grimard et al., 2003).

#### **II.3.4. Sevrage temporaire du veau :**

Chez la vache allaitante, le retrait temporaire du veau avant les inséminations peut augmenter la fertilité (Peterson et al., 1979, Kiser et al., 1980, McVey et Williams., 1989, Thatcher et al., 2001).

Les effets de l'allaitement sont probablement liés à des effets neuro-endocrines mais aussi à des effets centraux (la vue et la présence du veau, sans tétée, ont des effets inhibiteurs sur la sécrétion de LH, Williams., 1990). L'arrêt temporaire de l'allaitement pourrait aussi agir de façon indirecte en améliorant temporairement le bilan énergétique (diminution des besoins de production).

# PARTIE EXPERIMENTALE



## **I. OBJECTIFS :**

Le présent travail a pour but d'étudier la réponse des vaches locales au traitement de synchronisation et d'induction des chaleurs par un traitement à base d'implant de norgestomet associé à une injection de prostaglandine et de PMSG en déterminant :

- Structures ovariennes à  $J_0$ ,  $J_7$  et  $J_9$  du traitement de synchronisation des chaleurs.
- Suivi de la croissance du follicule pré-ovulatoire après retrait de l'implant.
- Taille moyenne du follicule pré-ovulatoire.
- Délais d'ovulation après traitement de synchronisation (début des chaleurs-ovulation, retrait de l'implant-ovulation, PG-ovulation, Acceptation du chevauchement-ovulation)

## **II. LIEU ET PERIODE :**

Notre étude a été réalisée au niveau de la station expérimentale de l'université de SAAD DAHLEB de Blida durant la période du 12 novembre 2007 à 02 décembre 2007.

## **III. MATERIELS ET METHODES :**

### **A/ Matériels :**

#### **A1/ Animaux :**

Les 03 vaches locales Cheurfa utilisées au cours de notre expérimentation ont été sélectionnées sur leurs caractères phénotypiques à partir d'un noyau de bovin de type Cheurfa originaire de l'est d'Algérie, berceau de cette race rustique adaptée aux conditions locales. Les vaches Cheurfa utilisées sont non gestantes avec une durée du post-partum supérieur à 90 jours, de couleur gris clair aux extrémités foncées, d'âge moyen de 6 ans, avec une note d'état corporel comprise entre 2,5 et 3 et un poids moyen de 265 kg. Les vaches sont identifiées sous les numéros : 22003, 24005 et 99004.

**A2/ Matériels de traitement de synchronisation des chaleurs :**

Le matériel utilisé pour réaliser la synchronisation des chaleurs est composé de :

- Implant sous cutané à 3mg de norgestomet et 2ml d'une solution injectable huileuse contenant 3mg de norgestomet et 3,8mg de valérate d'œstradiol. Ce produit hormonal est commercialisé sous le nom de Crestar® (Photo 1).
- Cloprosténol, prostaglandine de synthèse conditionnée en flacon de 10ml d'une solution injectable dosée à 250 µg/ml est commercialisée sous le nom d'Estrumate®.
- eCG ou PMSG (Pregnant Mare Serum Gonadotropin) présentée en flacon de lyophilisat dosé à 1000 UI avec un solvant de 5ml est commercialisé sous le nom de Folligon® (Photo 02).
- Implanter de Crestar® (Photo 01).
- Seringues stériles de 10ml à usage unique pour les injections IM.
- Alcool chirurgical à 70 c° pour désinfecter le lieu d'implantation du Crestar® et d'injection intramusculaire.
- Compresses stériles.



**Photo 2** : Implant sous cutané de Crestar®  
avec l'implanteur



**Photo 3** : PMSG (FOLLIGON®).

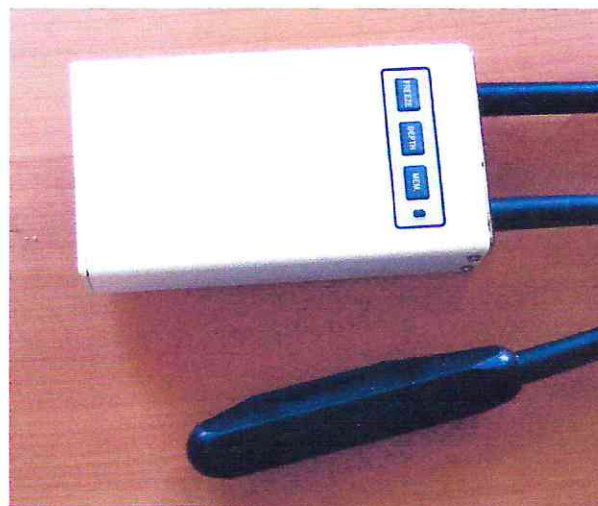
**A3/ Matériels d'échographie :**

Le matériel échographique utilisé au cours de notre expérimentation est un échographe de marque Pie Médical 100, muni d'une sonde transrectale linéaire à fréquence double 6 / 8 Mhz (Photo 3 et 4). Pour notre examen échographique des ovaires, nous avons utilisé la fréquence de 6 Mhz.

Les images échographiques obtenues sont rectangulaires.



**Photo 4** : Echographe de type PIE MEDICAL 100



**Photo 5** : Sonde linéaire à double fréquence 6 / 8 Mhz



**A4/ Autres matériels :**

- Une cage de contention pour bovin permettant de contenir l'animal dans un espace réduit pour éviter les déplacements latéraux de l'animal, faciliter l'examen manuel transrectale et échographique de l'appareil génital.
- Des gants de protection pour l'examen transrectale de l'appareil génital.
- Un seau rempli d'eau pour le nettoyage de la sonde et la protection de cette dernière après chaque examen échographique.
  
- Un gel pour lubrifier les gants et la sonde de l'échographe.
- Un micro-ordinateur pour l'enregistrement des images échographiques.
- Une table pour la mise en place du matériel nécessaire utilisé au cours de l'examen échographique (micro-ordinateur et échographe).
- Un câble rallonge d'électricité.
- Bloc-notes.
- Appareil photo numérique.

**B/ Méthodes :**

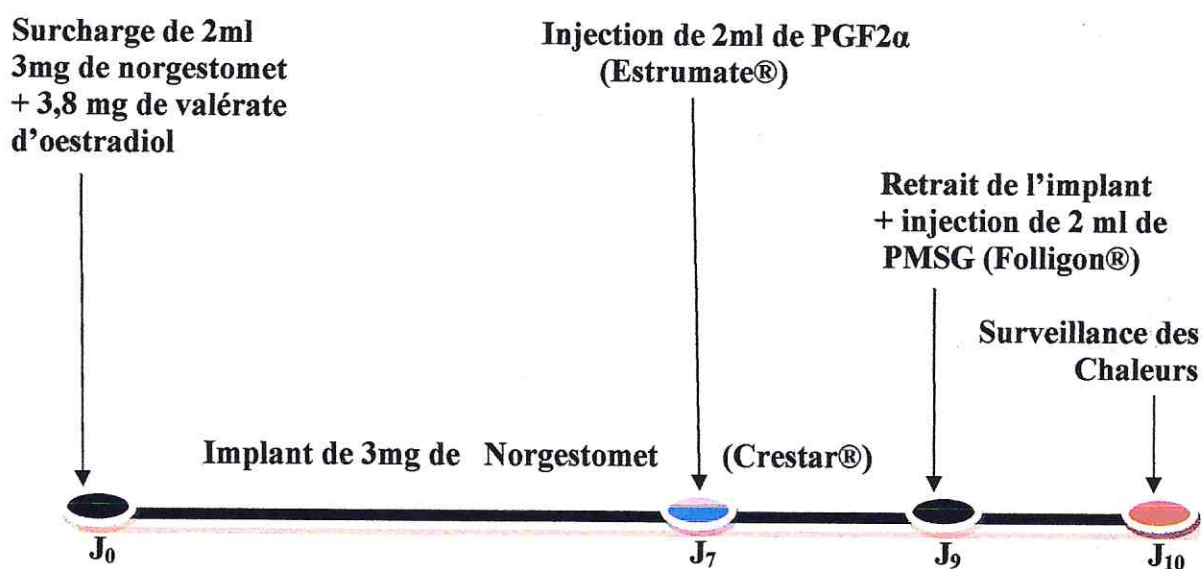
**B1/ Traitement de synchronisation et d'induction des chaleurs :**

Le traitement de synchronisation et d'induction des chaleurs a été réalisé comme suit (Tableau 5 et Figure 13) :

- **Jour 0** : Pose d'implant Crestar (3mg de Norgestomet) par voie sous-cutanée au niveau du pavillon externe de l'oreille après désinfection de l'endroit d'administration associé à une injection I.M de 2 ml de solution huileuse composée de 3,8 mg valérate d'œstradiol et de norgestomet 3 mg.
- **Jour 7** : Injection en I.M de 2 ml de Cloprostenol au niveau plat de l'encolure.
- **Jour 9** : Retrait de l'implant associé à une injection I.M de 400 U.I de PMSG.

**Tableau 5** : Protocole de traitement de synchronisation et d'induction des chaleurs.

DATES	OBSERVATIONS
Le 12-11-2007	Mise en place d'implant + 2ml de solution huileuse.
Le 19-11-2007	Injection de 2 ml d'Estrumate®
Le 21-11-2007	Retrait d'implant + injection de 400 UI de PMSG
Le 22-11-2007	Surveillance des chaleurs

**Figure 13** : Schéma du traitement d'induction et de synchronisation des chaleurs**B2/ Examen échographique :**

Avant de commencer notre travail, il faut assurer une bonne contention de l'animal ; la vache a été mise en place dans la cage de contention afin d'éviter les déplacements latéraux de l'animal pour éviter des éventuels accidents pour les animaux et l'examineur ; et pour préserver le matériel d'échographie.

Tout d'abord, nous avons commencé par un examen transrectal des organes génitaux. Ce dernier consistait à introduire doucement la main et le bras recouverts d'un gant protecteur lubrifié au moyen d'un gel dans le rectum (Photo 6).



**Photo 6** : Vache dans la cage de contention lors de l'examen échographique.

Ensuite, le rectum est vidé de ses fèces tout en évitant les entrées d'air. Le tractus génital (col, cornes utérines puis les ovaires) est palpé. Cet examen préliminaire permet d'estimer les différents rapports existants entre ces organes, de repérer leur position dans la filière pelvienne et de noter d'éventuelles modifications anatomiques liées à un processus physiologique ou pathologique.

L'examen des ovaires consiste à rechercher par palpation sa taille, sa mobilité, sa position et les structures ovariennes présentes (corps jaune, follicules, kystes ou tumeur).

L'examen échographique a ensuite débuté et qui consistait à l'introduction progressive de la sonde dans le rectum tout en contrôlant les images échographiques à l'écran. Tout d'abord, on doit visualiser la vessie (organe anéchogène en forme de poire), puis on peut apercevoir le col de l'utérus qui se distingue par des plis circulaires.

On faisant progresser la sonde pour voir le corps et les cornes de l'utérus qui peuvent être vue en coupe longitudinale ou transversale en inclinant d'un coté à l'autre de la sonde.

Les cornes utérines sont prises comme repère pour localiser les ovaires dans le but de les examiner chacun de son coté par une rotation de la sonde.



La sonde est maintenue au moyen du pouce, de l'index et du majeur tandis que la manipulation de l'ovaire et son maintien contre la sonde ont été assurés par l'annulaire et le petit doigt. La sonde est maintenue en contact étroit avec les parois du rectum afin de réduire la distance entre la sonde et l'ovaire pour diminuer l'atténuation du faisceau sonore.

Pour chaque ovaire examiné une ou plusieurs rotations de la sonde de long en large ont été nécessaires pour que toute la surface de l'ovaire soit observée.

Les images échographiques les plus représentatives ont été gelées et enregistrées à l'ordinateur pour être analysées et effectuer les mensurations nécessaires des différentes structures ovariennes observées.

Le diamètre d'un follicule a été déterminé en positionnant les repères échographiques de mesure sur la paroi interne du follicule. Il s'agit de la mesure de cavité folliculaire et non pas du follicule lui-même.

Pour les follicules non circulaires ; le diamètre folliculaire moyen a été calculé comme la moyenne obtenue pour le petit et le grand diamètre tandis que pour les follicules circulaires on prend le diamètre.

La croissance folliculaire terminale a été caractérisée par la méthode de Wethmann et al (1998), selon laquelle lorsqu'un follicule ovulatoire est présent à une observation et disparaît partiellement ou totalement à l'observation suivante, l'ovulation est considérée comme ayant eu lieu entre les deux périodes.

Le corps jaune apparaît comme une structure échogène dont son diamètre correspond à la moyenne de petit et de grand diamètre. En plus du diamètre, nous avons mesuré la surface du corps jaune.

La détermination des dimensions des différentes structures ovariennes obtenues ont été réalisées à l'aide du logiciel ODT.

Les observations échographiques ont été réalisées à J<sub>0</sub> (jour de pose), J<sub>7</sub> (jour d'injection de PGF2 $\alpha$ ) et à J<sub>9</sub> (jour de retrait) du traitement de synchronisation des chaleurs ; et ensuite 24 heures après retrait de l'implant à un intervalle de 4 heures jusqu'à l'ovulation confirmée par la disparition du follicule pré-ovulatoire.

Les ovaires ont été réexaminés 7 jours après l'ovulation pour confirmer cette dernière par la présence d'un corps jaune à l'endroit d'ovulation.



**Photo 7** : Enregistrement de l'image échographique

### **B3/ Détection des chaleurs :**

Les chaleurs ont été suivies par observation visuelle continue des modifications comportementales et organiques après le retrait des implants et à l'aide d'un taurillon détecteur muni d'un tablier pour éviter la saillie et mettre en évidence l'acceptation du chevauchement. La date et l'heure de la première manifestation du comportement d'oestrus sont notées.

### **B4/ Analyse statistique des résultats :**

Les résultats numériques sont représentés sous forme de moyenne arithmétique accompagnée de l'erreur standard à la moyenne (ESM)

- Moyenne arithmétique :  $X = \frac{\sum x_i}{n}$

- Erreur standard à la moyenne :  $ESM = \frac{\alpha}{\sqrt{n}}$

$$\text{Avec } \alpha = \sqrt{\frac{\sum (x_i - \bar{x})^2}{n-1}}$$

Où :  $x_i$  : valeurs individuelles

$n$  : nombre de valeurs

$\sigma$  : Écartype

#### **IV. Résultats :**

Les résultats de l'examen l'échographique des ovaires obtenus sont présentés par vache et pour les deux ovaires en fonction du jour de réalisation. Ces résultats sont présentés sous formes de figures et de tableaux de synthèse pour chaque vache.

L'image échographique des follicules au cours des observations a été caractérisée par la présence d'une zone anéchogène (noire) correspondant à l'accumulation de fluide folliculaire dans l'antrum. les follicules sont classés selon leur taille en trois classe (Irland et Roche., 1982) :

- Classe une : follicule d'un diamètre inférieur à 5 mm
- Classe deux : follicule d'un diamètre supérieur ou égal à 5 mm et inférieur à 9 mm
- Classe trois : follicule d'un diamètre supérieur ou égal à 9 mm et inférieur à 15 mm

#### **IV.1. Structures ovariennes observées à l'échographie :**

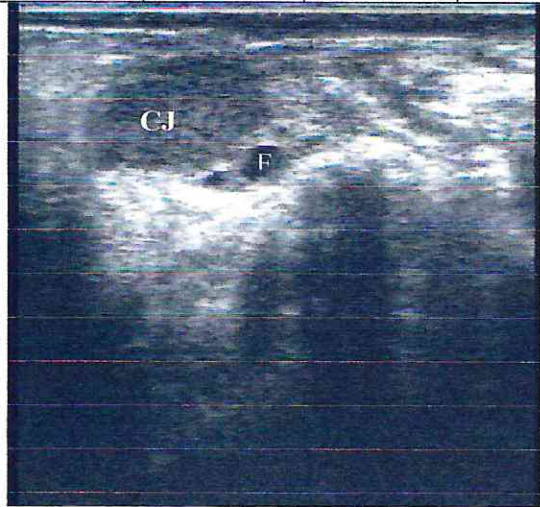
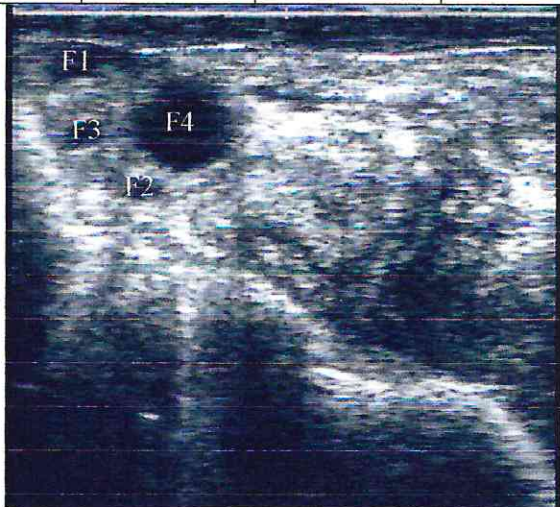
##### **A/ Structures ovariennes à J<sub>0</sub> (jour de pose d'implant) :**

A J<sub>0</sub>, les résultats de l'examen échographique des ovaires ont montré que :

- Chez la vache n° 24005 : sur l'ovaire droit, nous avons noté la présence d'un corps jaune de 18 mm de diamètre (2,5 cm<sup>2</sup> de surface) et 05 follicules dont la taille est inférieure à 5 mm. Sur l'ovaire gauche, nous avons constaté la présence de 07 follicules dont 06 ont un diamètre inférieur à 5mm et un follicule d'un diamètre supérieur à 9 mm (Tableau 6).

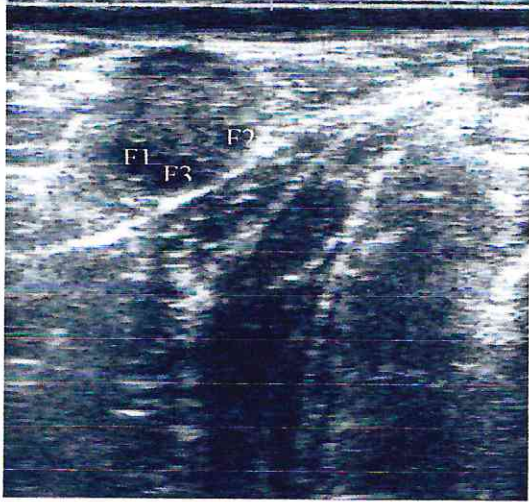
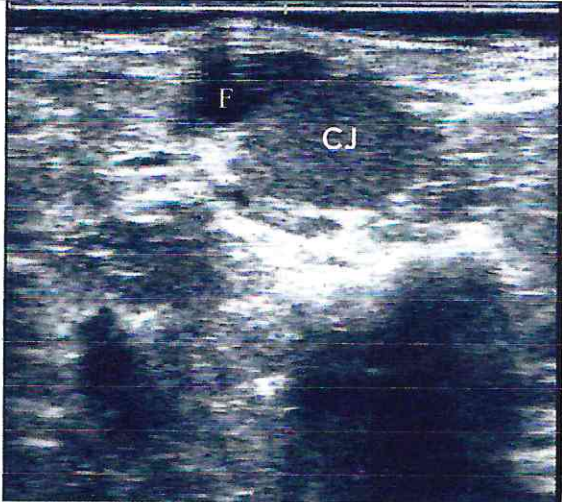


**Tableau 6** : Résultats de l'examen échographique des ovaires de la vache n°24005 à J<sub>0</sub>

N° de vache	Ovaire Droit			Ovaire Gauche			
	CJ	Follicules		CJ	Follicules		
		Taille (mm)	Nombre		Total	Taille (mm)	Nombre
24005	18mm, (2,5 cm <sup>2</sup> )	F<5	5	5	F<5	6	7
		5≤F<9	0		5≤F<9	0	
		9≤F<15	0		9≤F<15	1	
							
Présence d'un corps jaune (CJ) de 18 mm de diamètre et 2,5 cm <sup>2</sup> de surface avec un follicule (F) d'un diamètre inférieur à 5 mm				Présence de 03 follicules (F1, F2 et F3) d'un diamètre inférieur à 5 mm et un follicule (F4) d'un diamètre de 9,8 mm			

- Chez la vache n° 22003 : sur l'ovaire droit, nous avons noté la présence de 06 follicules d'un diamètre inférieur à 5 mm. Sur l'ovaire gauche, nous avons constaté la présence d'un corps jaune de 18mm de diamètre avec 2,5 cm<sup>2</sup> de surface et de 04 follicules dont 03 ont un diamètre inférieur à 5mm et un follicule d'un diamètre supérieur ou égale à 9 mm (Tableau 7).

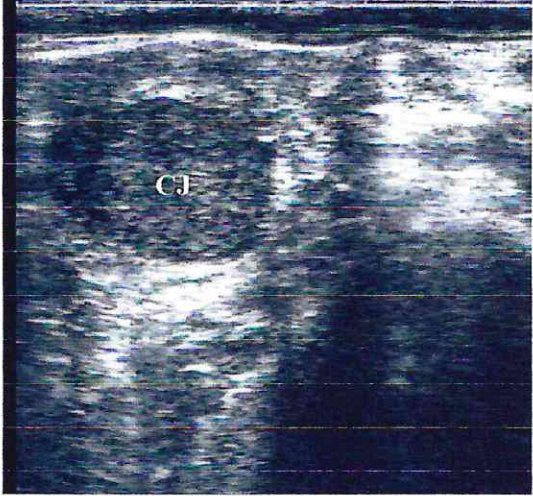
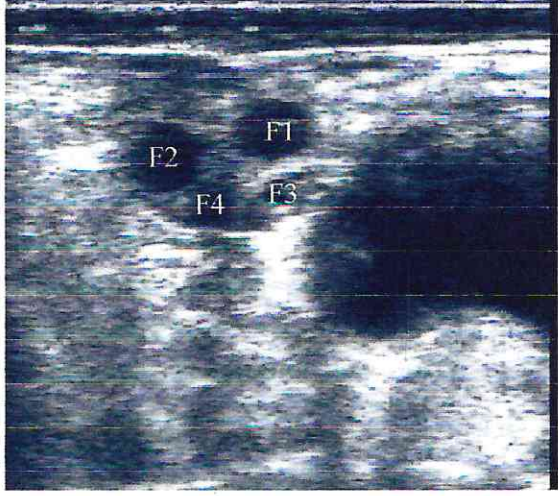
**Tableau 7 :** Résultats de l'examen échographique des ovaires de la vache n°22003 à J<sub>0</sub>

N° de vache	Ovaire Droit			Ovaire Gauche				
	CJ	Follicules		CJ	Follicules			
Taille (mm)		Nombre	Total		Taille (mm)	Nombre	Total	
22003	/	F<5	6	18 mm (2,5cm <sup>2</sup> )	F<5	3	4	
		5≤F<9	0		6	5≤F<9		0
		9≤F<15	0		0	9≤F<15		1
								
Présence de 03 follicules (F1, F2 et F3) de diamètre inférieur à 5 mm				Présence d'un corps jaune (CJ) de 18 mm de diamètre et 2,5 cm <sup>2</sup> de surface et un follicule (F) supérieur ou égale à 9 mm				

- Chez la vache n° 99004 : sur l'ovaire droit, nous avons observé la présence d'un corps jaune de 18,4 mm de diamètre (2,8 cm<sup>2</sup> de surface) et 07 follicules dont la taille est inférieure à 5 mm et sur l'ovaire gauche, nous avons constaté la présence de 09 follicules dont 07 ont un diamètre inférieur à 5mm et 02 follicules d'un diamètre compris entre 5 et 9 mm (Tableau 8).



**Tableau 8** : Résultats de l'examen échographique des ovaires de la vache n°99004 à J<sub>0</sub>

N° de vache	Ovaire Droit				Ovaire Gauche			
	CJ	Follicules			CJ	Follicules		
		Taille (mm)	Nombre	Total		Taille (mm)	Nombre	Total
99004	18,4mm (2,8 cm <sup>2</sup> )	F<5	7	7	/	F<5	7	9
		5≤F<9	0			5≤F<9	2	
		9≤F<15	0			9≤F<15	0	
								
	Présence d'un corps jaune (CJ) de 18,4 mm de diamètre et 2,8 cm <sup>2</sup> de surface				Présence de 02 follicules (F1 et F2) d'un diamètre compris entre 5 et 9 mm et 02 follicules (F3 et F4) d'un diamètre inférieur à 5mm			

En résumé, l'analyse échographique réalisée au moment de pose de l'implant a révélé la présence d'un corps jaune de taille moyenne de 18,0 mm et de 18,4 mm respectivement sur l'ovaire droit des vaches n°24005 et n° 99004. Par contre, un corps jaune de taille moyenne de 17,6 mm est observé sur l'ovaire gauche de la vache n°22003. Par conséquent, les trois femelles sont en phase lutéale du cycle œstral.

Le nombre moyen de follicules de diamètre inférieur à 5 mm est de  $11,3 \pm 1,5$  associé à la présence d'un follicule de taille supérieure ou égale à 9 mm sur l'ovaire gauche des vaches n°24005 et n°22003.

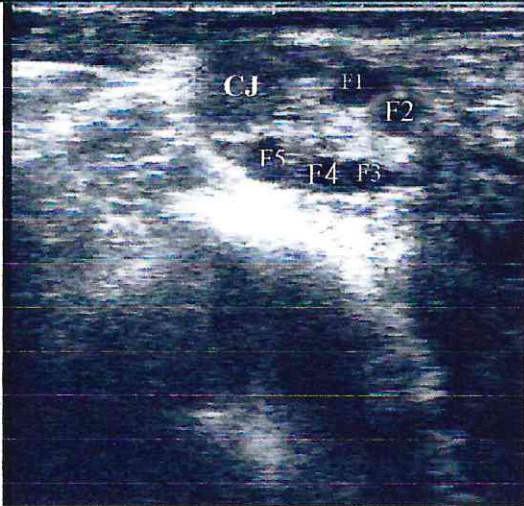
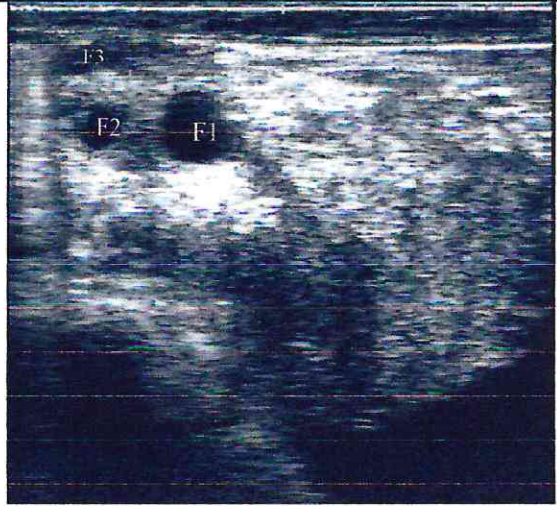


**B/ Structures ovariennes à J<sub>7</sub> (jour d'injection de PGF<sub>2</sub>α) :**

A J<sub>7</sub>, les résultats de l'examen échographique des ovaires ont montré que :

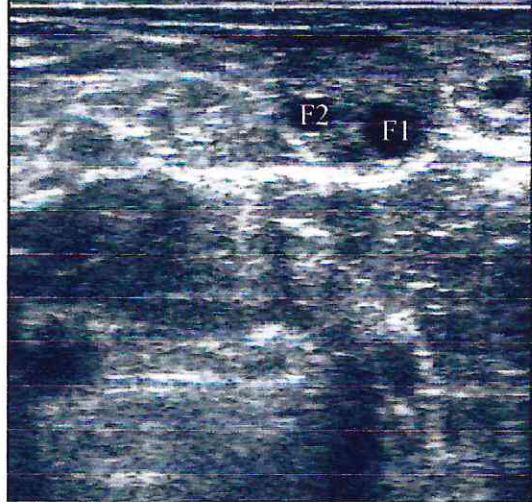
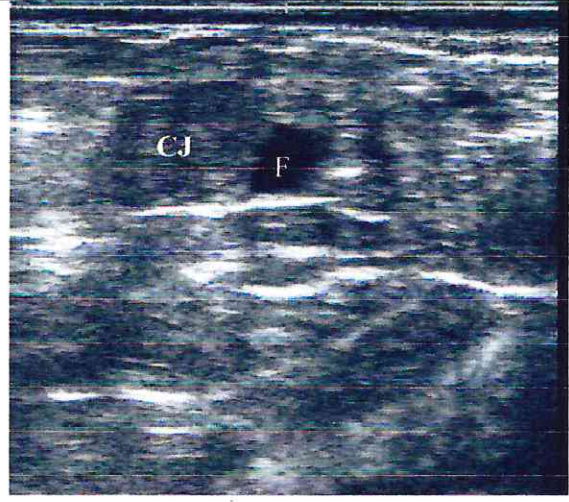
- Chez la vache n° 24005 : sur l'ovaire droit nous avons constaté la présence d'un corps jaune de 14 mm de diamètre (1,5 cm<sup>2</sup> de surface) et 08 follicules dont 07 ont un diamètre inférieur à 5 mm et un follicule d'un diamètre compris entre 5 et 9 mm, au niveau de l'ovaire gauche, nous avons observé la présence de 08 follicules dont 07 ont un diamètre inférieur à 5 mm et un follicule d'un diamètre compris entre 5 et 9 mm (Tableau 9).

**Tableau 9** : Résultats de l'examen échographique des ovaires de la vache n°24005 à J<sub>7</sub>

N° de vache	Ovaire Droit				Ovaire Gauche			
	CJ	Follicules			CJ	Follicules		
		Taille (mm)	Nombre	Total		Taille (mm)	Nombre	Total
24005	14mm (1,5 cm <sup>2</sup> )	F<5	7	8	/	F<5	7	8
		5≤F<9	1			5≤F<9	1	
		9≤F<15	0			9≤F<15	0	
								
		Présence d'un corps jaune (CJ) de 14mm de diamètre et 1,5 cm <sup>2</sup> de surface avec des follicules (F1, F2, F3, F4 et F5) d'un diamètre inférieur à 5 mm			Présence d'un follicule (F1) d'un diamètre supérieur ou égale à 9 mm et deux follicules (F2, F3) d'un diamètre inférieur à 5 mm			

- Chez la vache n° 22003 : sur l’ovaire droit, nous avons dénombré 05 follicule dont 04 ont un diamètre inférieur à 5 mm et un d’un diamètre compris entre 5 et 9 mm et sur l’ovaire gauche nous avons observé la présence d’un corps jaune de 17,6 mm de diamètre (2,4 cm<sup>2</sup> de surface) et 03 follicules dont 02 ont un diamètre inférieur à 5 mm et un compris entre 5 et 9 mm (Tableau 10).

**Tableau 10** : Résultats de l’examen échographique des ovaires de la vache n°22003 à J<sub>7</sub>

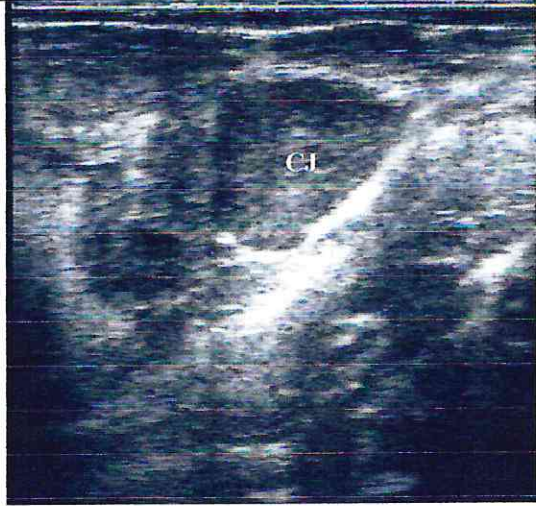
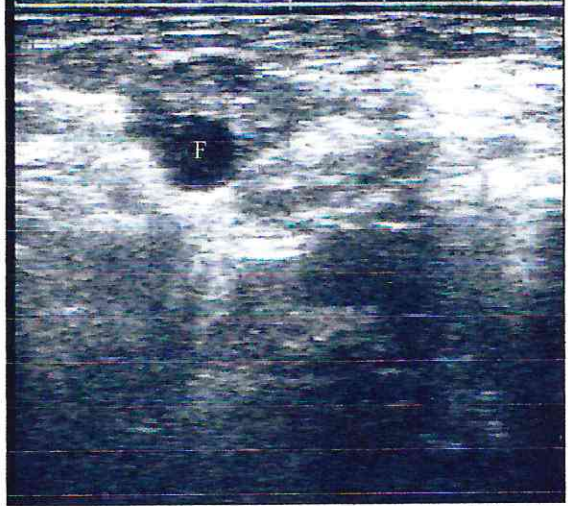
N° de vache	Ovaire Droit			Ovaire Gauche				
	CJ	Follicules		CJ	Follicules			
		Taille (mm)	Nombre		Total	Taille (mm)	Nombre	Total
22003	/	F<5	4	5	17,6mm (2,4cm <sup>2</sup> )	F<5	2	3
		5≤F<9	1			5≤F<9	1	
		9≤F<15	0			9≤F<15	0	
								
Présence de 02 follicules (F1) d’un diamètre compris entre 5 et 9 mm et (F2) d’un diamètre inférieur à 5mm			Présence d’un corps jaune (CJ) de 17,6 mm de diamètre et 2,4 cm <sup>2</sup> de surface et un follicule (F) d’un diamètre supérieur ou égale à 9 mm					

- Chez la vache n° 99004 : sur l’ovaire droit, nous avons noté la présence d’un corps jaune de 11,6 mm de diamètre (1,1 cm<sup>2</sup> de surface) et 06 follicules d’un diamètre inférieur à 5 mm et sur l’ovaire gauche nous avons constaté la présence de 08



follicules dont 07 ont un diamètre inférieur à 5mm et un follicule d'un diamètre compris entre 5 et 9 mm (Tableau 11).

**Tableau 11** : Résultats de l'examen échographique des ovaires de la vache n°99004 à J<sub>7</sub>

N° de vache	Ovaire Droit			Ovaire Gauche				
	CJ	Follicules		CJ	Follicules			
Taille (mm)		Nombre	Total		Taille (mm)	Nombre	Total	
99004	11,6mm (1,1 cm <sup>2</sup> )	F<5	6	/	F<5	7	8	
		5≤F<9	0		6	5≤F<9		1
		9≤F<15	0		9≤F<15	0		
								
Présence d'un corps jaune (CJ) de 11,6 mm de diamètre et 1,1 cm <sup>2</sup> de surface				Présence d'un follicule (F) d'un diamètre compris entre 5 et 9 mm				

L'analyse échographique réalisée le jour d'injection de prostaglandine F<sub>2α</sub> (J<sub>7</sub>), nous avons constaté la présence d'un corps jaune de taille moyenne de 14,0 mm et de 11,6 mm respectivement sur l'ovaire droit des vaches n°24005 et n° 99004. Par contre, un corps jaune de taille moyenne de 17,6 mm est observé sur l'ovaire gauche de la vache n°22003.

A ce jour de traitement, les images observées sur l'écran ont montré la disparition des deux follicules de taille supérieure ou égale à 9 mm observés au début de traitement de synchronisation.

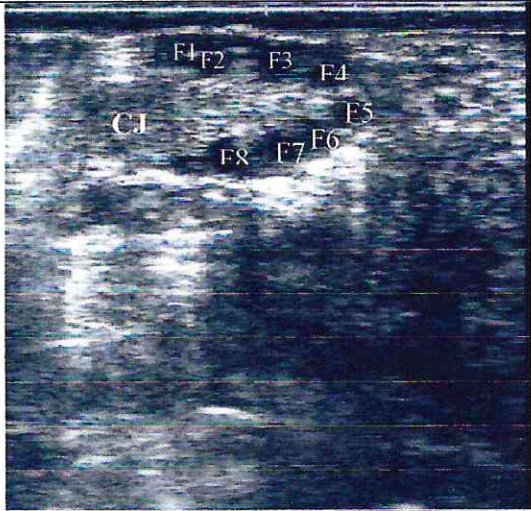
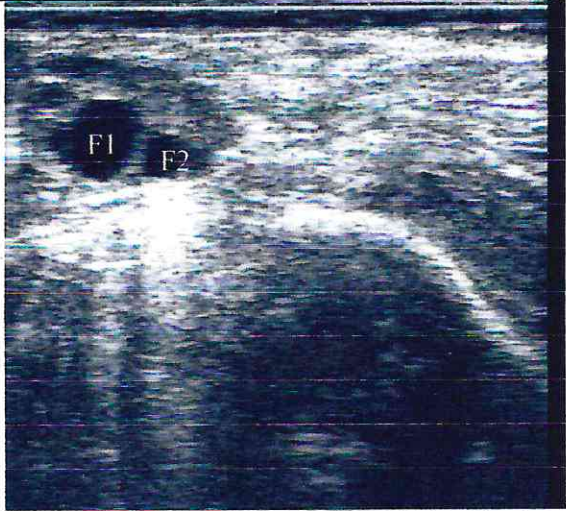


**C/ Structures ovariennes à J<sub>9</sub> (jour de retrait d'implant) :**

A J<sub>9</sub>, les résultats de l'examen échographique des ovaires ont montré :

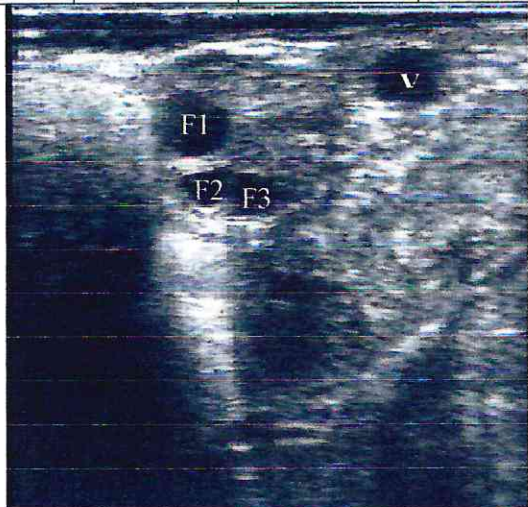
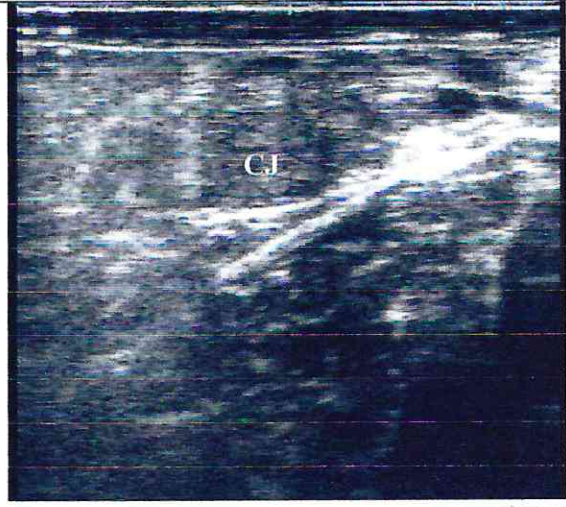
- Chez la vache n° 24005 : sur l'ovaire droit, nous avons constaté la présence d'un corps jaune de 10,4 mm de diamètre (0,9 cm<sup>2</sup> de surface) et 09 follicules d'un diamètre inférieur à 5 mm alors que sur l'ovaire gauche nous avons observé la présence de 07 follicules dont 06 ont un diamètre inférieur à 5mm et un follicule d'une taille moyenne comprise entre 5 et 9 mm (Tableau 12).

**Tableau 12** : Résultats des examens échographiques des ovaires de la vache n°24005 à J<sub>9</sub>

N° de vache	Ovaire Droit			Ovaire Gauche				
	CJ	Follicules		CJ	Follicules			
		Taille (mm)	Nombre	Total		Taille (mm)	Nombre	Total
24005	10,4mm (0,9 cm <sup>2</sup> )	F<5	9	9	/	F<5	6	7
		5≤F<9	0			5≤F<9	1	
		9≤F<15	0			9≤F<15	0	
								
		Présence d'un corps jaune (CJ) de 10,4mm de diamètre et 0,9 cm <sup>2</sup> de surface avec des follicules (F1, F2, F3, F4, F5, F6, F7, F8) d'un diamètre inférieur à 5 mm			Présence d'un follicule : (F1) d'un diamètre compris entre 5 et inférieur à 9 mm et un follicule (F2) d'un diamètre inférieur à 5 mm			

- Chez la vache n° 22003 : sur l’ovaire droit, nous avons dénombré 08 follicules dont 05 ont un diamètre inférieur à 5 mm et 03 follicules d’un diamètre compris entre 5 et 9 mm et sur l’ovaire gauche nous avons constaté la présence d’un corps jaune de 12,3 mm de diamètre (1,4 cm<sup>2</sup> de surface) et 06 follicules dont 05 ont un diamètre inférieur à 5 mm et un follicule d’un diamètre compris entre 5 et 9 mm (Tableau 13).

**Tableau 13** : Résultats des examens échographiques des ovaires de la vache n°22003 à J<sub>9</sub>

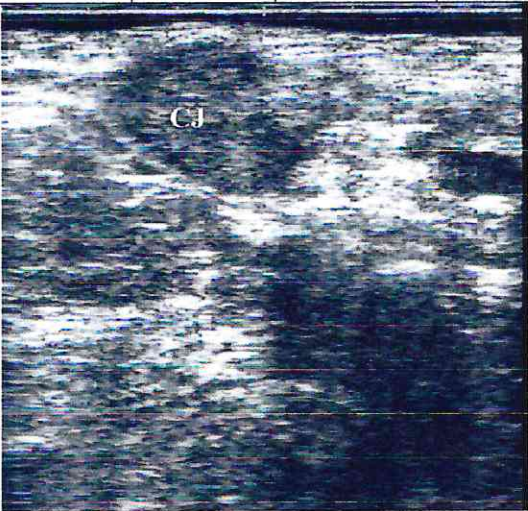
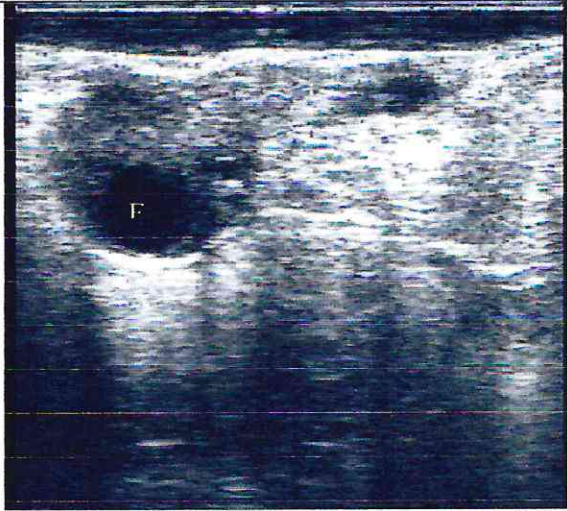
N° de vache	Ovaire Droit			Ovaire Gauche				
	CJ	Follicules		CJ	Follicules			
		Taille (mm)	Nombre		Total	Taille (mm)	Nombre	Total
22003	/	F<5	5	12,3mm (1,4 cm <sup>2</sup> )	F<5	5	6	
		5≤F<9	3		8	5≤F<9		1
		9≤F<15	0			9≤F<15		0
								
	Présence d’un follicule (F1) d’un diamètre compris entre 5 et 9 mm et deux follicules (F2 et F3) d’un diamètre inférieur à 5 mm avec la présence d’un vaisseau sanguin (V)			Présence d’un corps jaune (CJ) de 12,3 mm de diamètre et 1,4 cm <sup>2</sup> de surface				

- Chez la vache n° 99004 : sur l’ovaire droit nous avons constaté la présence d’un corps jaune de 8,5 mm de diamètre (0,6 cm<sup>2</sup> de surface) et 06 follicules d’un diamètre



inférieur à 5 mm et sur l'ovaire gauche nous avons observé 07 follicules dont 06 ont un diamètre inférieur à 5mm et un follicule d'un diamètre supérieur ou égale à 9 mm (Tableau 14).

**Tableau 14** : Résultats des examens échographiques des ovaires de la vache n°99004 à J9

N° de vache	Ovaire Droit			Ovaire Gauche				
	CJ	Follicules		CJ	Follicules			
		Taille (mm)	Nombre		Total	Taille (mm)	Nombre	Total
99004	8,5mm (0,6 cm <sup>2</sup> )	F<5	6	/	F<5	6	7	
		5≤F<9	0		6	5≤F<9		0
		9≤F<15	0			9≤F<15		1
								
	Présence d'un corps jaune (CJ) de 8,5 mm de diamètre et 0,6 cm <sup>2</sup> de surface			Présence d'un follicule (F) supérieur ou égale à 9 mm				

A J<sub>9</sub>, la taille moyenne du corps jaune a régressé de 3,6 ; 3,1 et de 5,3mm respectivement chez les vaches n° 24005, 99004 et 22003.

D'autre part, nous avons observé la présence d'un follicule dominant de taille 9,6 mm au niveau de l'ovaire gauche de la vache n° 99004 ; par contre les autres vaches ne présentaient que des petits follicules de diamètre inférieur à 9 mm.



## IV.2. Résultat de détection des chaleurs :

Les résultats de détection des chaleurs nous ont permis de déterminer les paramètres reportés dans le tableau ci-dessous accompagné de la photo 8 montrant l'émission de glaire en début de chaleurs et de la photo 7 d'acceptation du chevauchement.

**Tableau 15** : Résultats de détection des chaleurs

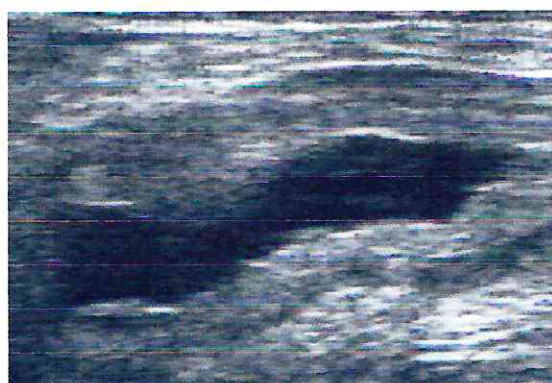
N° de vache	24005	22003	99004	Moyenne $\pm$ ESM
Retrait-début des chaleurs (h)	28 h	31 h	25 h	28,0 $\pm$ 1,7
Retrait- acceptation du chevauchement (h)	50 h	39 h	ND	/



**Photo 8** : Acceptation du chevauchement d'une vache en chaleurs par une congénère



**Photo 9** : Vache en chaleurs avec émission de glaire cervicale.



**Photo 10** : Image échographique de l'engorgement du col par la glaire au moment de l'oestrus

### IV.3. Suivi de la croissance du follicule pré-ovulatoire :

Les résultats du suivi de la croissance du follicule pré-ovulatoire réalisé 24 heures après le retrait de l'implant avec un intervalle de 04 heures jusqu'à disparition du follicule pré-ovulatoire signe de l'ovulation sont présentés par le tableau 16.

**Tableau 16** : Développement du follicule pré-ovulatoire

Nombre d'heures après retrait de l'implant	Taille moyenne du follicule pré-ovulatoire (mm)			Moyenne $\pm$ ESM (mm)
	Vache N°24005	Vache N°22003	Vache N°99004	
0	08,1	07,9	08,1	8,0 $\pm$ 0,7
24	10,5	10,1	09,6	10,1 $\pm$ 0,26
28	11,0	09,2	09,9	10,0 $\pm$ 0,52
32	11,6	11,2	10,5	11,1 $\pm$ 0,32
36	11,9	10,7	10,5	11,0 $\pm$ 0,44
40	11,7	11,2	<b>Disparition du follicule</b>	11,5 $\pm$ 0,25
44	12,6	11,5		12,1 $\pm$ 0,55
48	12,7	11,3		12,0 $\pm$ 0,7
52	12,6	12,3		12,5 $\pm$ 0,15
56	13,1	12,7		12,9 $\pm$ 0,20
60	12,8	12,8		12,8 $\pm$ 00
64	13,0	12,6		12,8 $\pm$ 0,20
68	13,0	13,5		13,3 $\pm$ 0,25
72	<b>Disparition du follicule</b>	13,6		13,6 $\pm$ 00
76		<b>Disparition du follicule</b>		

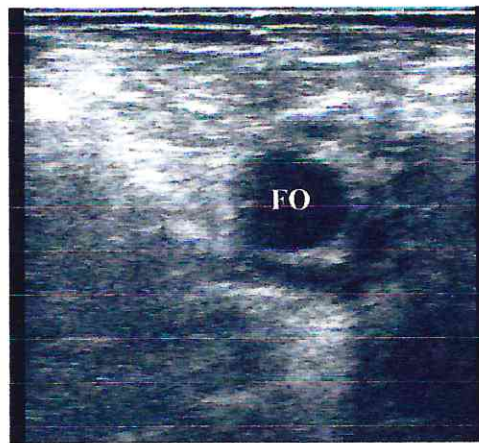


**IV.4. Taille moyenne du follicule pré-ovulatoire :**

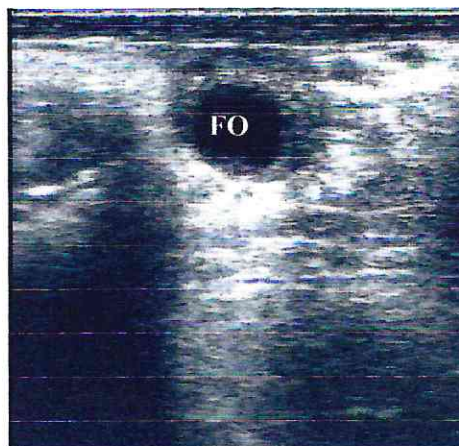
Toutes les femelles ont présenté un seul follicule pré-ovulatoire (un pour chaque vache) avec un diamètre moyen de  $12,2 \pm 0,9$  mm variant de 10,5 à 13,6mm (Tableau 17 et photos 9, 10 et 11).

**Tableau 17** : Taille du follicule pré-ovulatoire (mm).

N° de vache	24005	22003	99004	Moyenne $\pm$ ESM
Taille (mm)	13,0	13,6	10,5	$12,2 \pm 0,9$

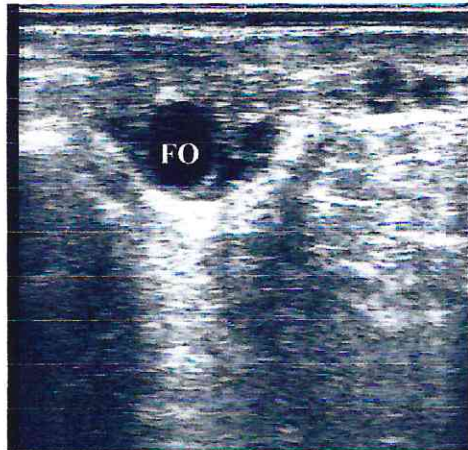


**Photo 11** : Image échographique du follicule pré-ovulatoire (FO) de 13,6mm de diamètre au niveau de l'ovaire droit de la vache n°22003.



**Photo 12** : Image échographique du follicule pré-ovulatoire (FO) de 13,0 mm de diamètre au niveau l'ovaire gauche de la vache n° 24005

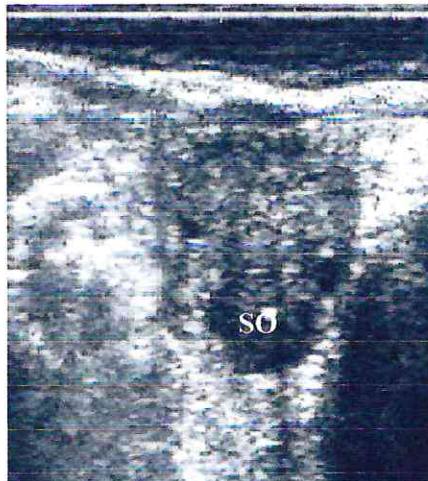




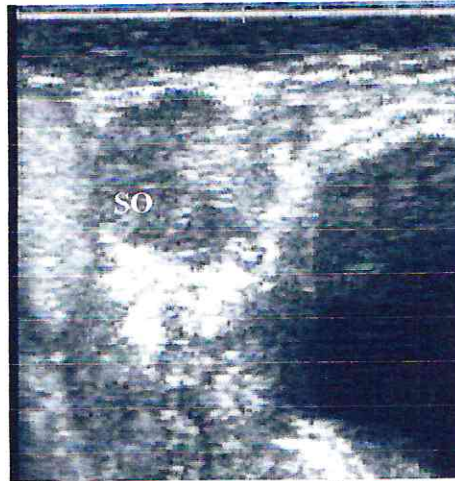
**Photo 13** : Image échographique du follicule pré-ovulatoire (FO) de 10,5mm de diamètre au niveau de l'ovaire droit de la vache n°99004

#### IV.5. Confirmation de l'ovulation :

Le processus d'ovulation a été mis en évidence par la disparition du follicule pré-ovulatoire ou par la réduction brutale de son diamètre (photo 12 et 13). Cette rupture a été traduite par des images échographiques dans lesquelles le contour des structures visualisées avait le même aspect que des follicules intacts, mais avec un contenu moins écho-gène à l'intérieur.

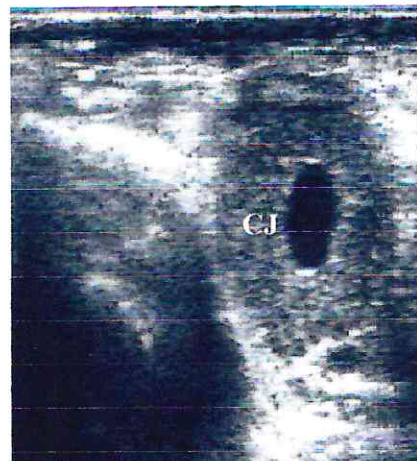


**Photo 14** : Image échographique du site d'ovulation (SO) au niveau de l'ovaire gauche de la vache n° 99004

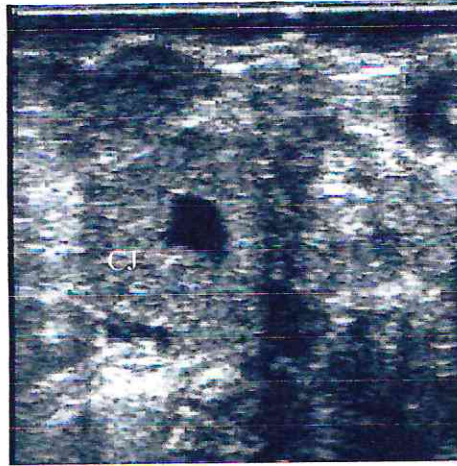


**Photo 15** : Image échographique du site d'ovulation (SO) au niveau de l'ovaire gauche de la vache n° 24005

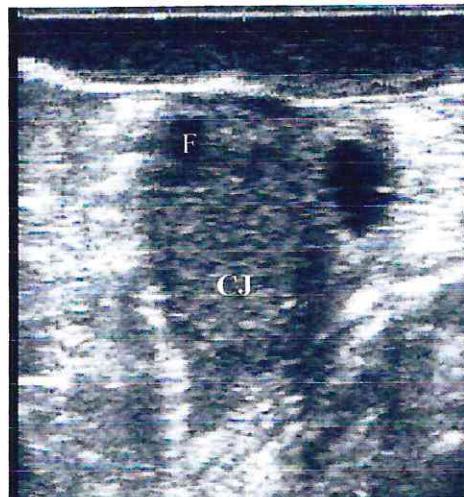
Sept jours après ovulation, nous avons confirmés cette dernière par la présence d'un corps jaune dont le diamètre moyen est de 22,5, 21,8 et de 23,1 mm respectivement chez les vaches n°99004, n°24005 et n°22003 (Photos 14, 15, et 16).



**Photo 16** : Image échographique de l'ovaire gauche de la vache n° 24005 présentant un CJ de 20,7 mm avec une cavité de 8,1mm 7j après l'ovulation



**Photo 17** : Image échographique de l'ovaire droit de la vache n° 22003 présente un CJ de 21,8 mm avec une cavité de 8,1mm 7j après l'ovulation



**Photo 18** : Image échographique de l'ovaire gauche de la vache n° 99004 présentant un CJ de 22,5 mm 7 jours après l'ovulation avec un follicule (F) de diamètre inférieure à 5 mm



**IV.6. Délais d'ovulation par rapport au traitement :**

Les différents délais d'ovulation sont présentés par le tableau ci-dessous :

**Tableau 18** : Résultats de délais d'ovulation

N° de Vache	24005	22003	99004	Moyenne ± ESM (h)
Début des chaleurs-Ovulation (h)	42	42	8	30,7 ± 11,3
Retrait-Ovulation (h)	69	73	33	58,3 ± 12,7
PG-Ovulation (h)	117	121	81	106,3 ± 12,7
Acceptation-Ovulation (h)	19	23	ND	21,0 ± 2,00

Les ovulations ont été constatées en moyenne  $30,7 \pm 11,3$  h après le début des chaleurs, soit  $58,3 \pm 12,7$  h après le retrait des implants.

L'ovulation a été constatée sur l'ovaire gauche pour les vaches N°24005 et N°99004, et sur l'ovaire droit pour la vache N°22003.

**V. Discussion :**

Au début du traitement de synchronisation ( $J_0$ ); le nombre moyen de follicules d'un diamètre inférieur à 5 mm, observé sur les deux ovaires à l'échographie, est de  $11,0 \pm 1,5$  avec un follicule d'un diamètre moyen supérieur à 9 mm sur l'ovaire gauche des vaches n° 24005 et n° 22003, et la présence d'un corps jaune d'une taille moyenne comprise entre 18 à 18,4 mm sur l'un des ovaires des 03 vaches, ce qui indique que les 03 femelles sont en phase lutéale du cycle oestral.

Selon Sirois et Fortune (1988) ; Driancourt et al, (1991) ; et Fortune, (1994), le nombre de follicules de taille inférieur à 5mm et l'absence ou la présence d'un follicule dominant varie en fonction du stade de la vague folliculaire du cycle oestral.

Sept jours après l'insertion de l'implant, le corps jaune observé sur l'ovaire de chacune des vaches à  $J_0$ , jour de pose l'implant, demeure présent avec un diamètre moyen plus faible respectivement chez la vache n°24005 (18,0 vs 14,0 mm), la vache n°22003 (18,0 vs 17,6 mm), et la vache 99004 (18,4 vs 11,6 mm). Ce-ci peut être lié à l'administration des œstrogènes, injectés au moment de la mise en place de l'implant, qui ont une action antilutéotrope et lutéolytique (Grimard et al. 2003).

De même au retrait de l'implant à  $J_9$ , la diminution de la taille des corps jaunes est beaucoup plus importante. Le diamètre moyen du corps jaune est respectivement de 10,4 mm (vs 14,0mm), 12,3mm (vs 17,6 mm), et de 8,5mm (vs 11,6 mm) chez la vache n°24005, la vache n°22003 et la vache n°99004.

Ceci est dû à l'action lutéolytique des prostaglandines injectés à  $J_7$  qui induisent une régression du corps jaune (Lauderdale et al. 1974) et une amélioration de la synchronisation des chaleurs d'après Chupin et al (1977) et, Mialot et al. (1998).

Au retrait de l'implant, le nombre moyen de follicules d'un diamètre inférieur à 5 mm chez les vaches Cheurfa contrôlées est de  $12,3 \pm 1,5$  follicule. Par contre, Pitala et al (2004) ont dénombré en moyenne de 3.5 à 5.8 follicules d'un diamètre compris entre 2 et 3 mm chez les zébus. Cette différence semble être liée à la différence de race, par la non prise en compte de la totalité des follicules de taille inférieure à 5 mm et selon Hittinger et al (2004), au stade du cycle au début du traitement.

Le nombre moyen des follicules dominants est d'un follicule par vache suite à l'administration d'une dose 400UI de PMSG, qui n'a pas induit une ovulation multiple au cours de notre expérimentation chez les vaches Cheurfa, comparativement à celui observé par Pitala et al ; (2004) chez les zébus de race Goudali qui est de  $1,1 \pm 0,4$  follicules dominants. Cependant, une dose plus élevée, de 600UI, Duffy et al (2004) ont observé une ovulation multiple chez 5 vaches sur un total de 8 vaches traitées. Cette ovulation multiple est plus fréquente chez les vaches au stade folliculaire de pré-sélection que de post-sélection selon les mêmes auteurs (Duffy et al ; 2004).

Notre résultat montre que le diamètre moyen du follicule pré-ovulatoire est  $12,2 \pm 0,9$  mm et varie entre 10,5 et 13,6 mm, traduisant que ce sont les follicules de plus de 10 mm qui s'impliquent dans le processus d'ovulation. Ce résultat obtenu est comparable au diamètre moyen du follicule pré-ovulatoire rapporté par Viana et al (2000), et Pitala et al, (2004) chez les femelles zébu qui est respectivement de  $13,3 \pm 1,0$  mm et  $11,8 \pm 0,96$  mm.

Cependant, il est supérieur à celui rapporté par Niasari-Naslaji et al (1999) chez génisses de race zébu Sistani qui est de  $10,8 \pm 0,7$  mm.

Par contre, la taille du follicule pré-ovulatoire que nous avons déterminé est inférieure à celle des vaches de race améliorée, qui varie entre 15 et 18 mm (Savio et al ; 1988 ; Knopf et al ; 1989, Pinheiro et al ; 1998) ; (et peut atteindre 21 mm avec une moyenne de  $18,7 \pm 1,9$  mm chez les vaches Holstein-Friesian (Roelofs et al ; 2004)).

Hittinger et al (2004) travaillant sur des génisses de race Holstein ont observé une taille moyenne du follicule pré-ovulatoire de 13,2 mm après un traitement de synchronisation à base de progestagènes (CIDR).

La différence du diamètre du follicule pré-ovulatoire observé chez la race locale Cheurfa et celles des taurines européennes semble être liée au format des animaux et à la taille des ovaires qui sont plus importants chez les races améliorées.

L'intervalle entre le début des chaleurs et l'ovulation déterminée par échographie est de  $30,7 \pm 11,3$  heures chez les vaches Cheurfa ; est comparable à ceux obtenus par Hittinger et al (2004) chez des génisses de race Holstein et par Roelofs et al (2006) chez des vaches Holstein-Friesian qui sont respectivement de  $31 \pm 2,5$  h, et  $30,2 \pm 1,9$  h. De même de ceux obtenu par Wetteman et al (1998) chez la race croisée Angus  $\times$  Hereford qui est de  $32 \pm 4,7$  h.



Comparativement aux races autochtones d'Afrique, notre intervalle constaté est légèrement supérieur à ceux obtenus par Ouedraogo et al (1996) chez les races Baoulé et N'dama, qui sont respectivement de 26 h37 et de 28 h33.

Chez les femelles Zébu, l'intervalle entre le début des chaleurs et l'ovulation est compris entre 22 et 27 h. Cette précocité d'ovulation par rapport aux races taurines pourrait s'expliquer par une réponse différente aux traitements d'induction d'œstrus ou par le raccourcissement des mécanismes hormonaux impliqués dans son déclenchement chez les femelles Zébu (Cruz et al ; 1997).

L'intervalle moyen entre le retrait de l'implant et l'ovulation observée chez les vaches Cheurfa est de  $58,3 \pm 12,7$  h et varie de 33h à 69h. Cet intervalle est plus court chez la vache n° 99004 (33h), expliqué par la présence d'un follicule dominant au retrait de l'implant par rapport aux autres vaches .les mêmes observations ont été rapportées par (Duffy et al ; 2004). Notre résultat moyen est légèrement inférieur à celui obtenu par Roelofs et al (2004) de  $63,2 \pm 1,5$  h et qui varie entre 53,5 à 71,5 h.

## **VI. Conclusion :**

Les résultats du présent travail font ressortir que, par l'échographie transrectale, il a été possible de déterminer l'état physiologique des ovaires chez les vaches locales Cheurfa soumises à un traitement de synchronisation des chaleurs et l'ovulation.

Les vaches ont répondu favorablement au traitement utilisé, avec une taille moyenne du follicule pré-ovulatoire inférieure aux races sélectionnées, mais comparable à celle des races autochtones.

Malgré, le faible nombre de vaches utilisées et bien que des variabilités dans le délai d'ovulation ont été observées ; l'insémination recommandée à 56 h après retrait par de nombreux auteurs, serait le moment optimum pour les 2/3 des vaches.

L'échographie présente donc, l'avantage de donner sans délai des informations sur l'état des ovaires, et de pouvoir estimer le moment et le nombre d'ovulation afin d'améliorer la fertilité des bovins.

# BIBLIOGRAPHIE



**ABDELGUERFI A (2003)** : Plan d'action et stratégie nationale sur la Biodiversité ; Bilans des expertises. FEM/PNUD Projet ALG/97/G31. Tome XI 22-23 Janvier : 117-123.

**AGUER D., 1981.** Les progestagènes dans la maîtrise des cycles sexuels chez les bovins. Rec. Med. Vet., 157, 53-60.

**Aguer D., Pelot J., Chupin D., 1982.** Comment utiliser les progestagènes pour rompre l'anoestrus post-partum chez les vaches laitières ou allaitantes. In : Journées ITEB-UNCEIA, 19-34. ITEB, Paris.

**AMRANE .A.K., 1987.** Element pour une caractérisation de la race bovine locale. Mémoire pour l'accès au corps des ingénieurs d'état. I.T.E.B.O, fetzara, ANNABA.

**BAO B., GARVERICK H.A., 1998.** Expression of steroidogenic enzyme and gonadotropin receptor genes in bovine follicles during ovarian follicular waves, a review J. Anim. Sci., 1998, 76, 1903-1921.

**BAO. B., GARVERICK H.A., SMITH M.F., SALFEN BE., YOUNQUIST R.S. 1997A.** Change in messenger RNA encoding 3 Beta-hydroxysteroid dehydrogenase/delta5 delta4 isomerase during recruitment and selection of bovine ovarian follicles identification of dominant follicles by expression of 3 Beta-HSD mRNA within granulosa cell layer, Biol. Reprod, 56, 1466-1473.

**BARONE R., 1978.** Follicules ovariens dans l'anatomie comparée des mammifères domestiques, 3e tome, Fascicule II : 293-301. In Drion, Ann, Med, Vet 144M 385-409.

**BEAL W.E., CHENAULT J.R., DAY M.L., CORAH L.R., 1988.** Variation in conception rates following synchronization of estrus with melengestrol acetate and prostaglandin F2 . J. Anim. Sci., 66, 599-602.

**BEAL W.E., GOOD G.A., 1986.** Synchronization of estrus in postpartum beef cows with melengestrol acetate and PGF2 $\alpha$ , 63, 343.

**BEAL W.E., GOOD G.A., PETERSON L.A., 1984.** Estrus synchronization and pregnancy rates in cyclic and noncyclic beef cows and heifers treated with synchro-mate B or norgestomet and alfaprostol. Theriogenology, 22, 59-66.

**BENCHAAR .C., 1987.** Contribution à l'étude de l'élevage bovin local dans la région d'ANNABA. Thèse d'ingénieur. Agro., L'INA, El-Harrach, Alger.

**BERTHELOT, X., PICARD-HAGEN, N. 1998.** Synchronisation des chaleurs, méthodes et facteurs de réussite en élevage laitier. GTV. LA reproduction.

**BNEDER., 1978.** Diagnostique de la situation actuelle du cheptel bovin de race locale. Rapport n°02, Bouchaoui, Cheraga, Alger.

**BNEDER., 1986.** Etude de faisabilité en vue de l'aménagement d'un schéma de collecte de la production laitière rapport n°01, Bouchaoui, Cheraga, Alger.

**BO G.A., PIERSON R.A., MAPLETOFT R.J., 1991.** The effect of oestradiol valerate on follicular dynamics and superovulatory response in cows with synchro-mate-B implants. *Theriogenology*, 36, 169-183.

**BO G.A., ADAMS G.P., NASSER L.F., PIERSON R.A., MAPLETOFT R.J., 1993.** Effect of estradiol valerate on ovarian follicles, emergence of follicular waves and circulating gonadotropins in heifers. *Theriogenology*, 40, 225-239.

**BO G.A., ADAMS G.P., PIERSON R.A., TRIBULO H.E., CACCIA M., MAPLETOFT R.J., 1994.** Follicular wave dynamics after estradiol-17 $\beta$  treatment of heifers with or without a progestogen implant. *Theriogenology*, 41, 1555-1569.

**BO G.A., BERGFELT D.R., BROGLIATTI G.M., PIERSON R.A., ADAMS G.P., MAPLETOFT R.J., 2000.** Local versus systemic effects of exogenous estradiol-17 beta on ovarian follicular dynamics in heifers with progestogen implants. *Anim. Reprod. Sci.*, 59, 141-157.

**BRINK J.T., KIRACOFÉ G.H., 1988.** Effect of oestrus cycle stage at synchro-mate B treatment on conception and time to estrus in cattle. *Theriogenology*, 29, 513-519.

**BO, G.A., ADAMS, G.P., PETERSON, R.A., TRIDULO, H.E., CACCIA, M. AND MAPLETOFT, R.J.** 1994 follicular wave dynamics after estradiol-17 $\beta$  treatment of heifers with or without progestagen implant. *Theriogenology*, 41 : 1555-1569.

**BO, G.A., ADAMS, O.P., NASSER, L.F., PIERSON, R.A., MAPLETOFT, R.J., 1993.** Effect of estradiolvalerate on ovarian follicles, emergence of follicular waves and circulating gonadotropins in heifers. *Theriogenology* 40 : 225-239.

**BO, G.A., ADAMS, G.P., CACACIA, M., MARTINEZ, M., PIERSON, R.A. and MAPLETOFT, R.J.** 1995. Ovarian follicular wave emergence after estradiol-17 $\beta$  treatment of heifers with progestagen and estradiol in lettle. *Anim. Reprod. Sci.* 39 : 193-204.

**BO, G.A., PIERSON, R.A. and MAPLETOFT, R.J.** 1991. The effect of estradiol valerate on follicular dynamics and superovulatory response in cows with synchro-Mate-B implants. *Theriogenology*. 36 : 193-183.

**BOLT, D.J., SCOTT, V. and KIRACOFÉ, G.H., 1990.** Plasma LH and FSH after estradiol, norgestomet and GnRH treatment in ovariectomized beef heifers. *Anim. Reprod. Sci.* 23 : 263-271.

**BONNEFOY, 1900.** Espèce bovine. Algérie exposition de 1900 cité par Kerkatou, 1987.

**BURKE J.M., DE LA SOTA R.L., RISCO C.A., STAPLES C.R., SCHMITT E.J.P., THATCHER W.W., 1996.** Evaluation of timed insemination using a gonadotrophin-releasing hormone agonist in lactating dairy cattle. *J. Dairy Sci.*, 79, 1385-1393.

**BURKE C.R., DAY M.L., BUNT C.R., MACMILLAN K.L., 2000.** Use of a small dose of estradiol benzoate during diestrus to synchronize development of the ovulatory follicle in cattle. *J. Anim. Sci.*, 78, 145-151.



**BURNS P.D., SPITZER J.C., BRIDGES JR W.C., HENRICKS D.M., PLYLER B.B., 1993.** Effects of metestrous administration of a norgestomet implant and injection of norgestomet and œstradiol valerate on luteinizing hormone release and development and function of corpora lutea in suckled beef cows. *J. Anim.Sci.*, 71, 983-988.

**CAHILL L.P., MAULEON P., 1980.** Influence of season cycle and breed on follicular growth rates in sheep, *J. Reprod. Fert.* 58 : 321-328.

**CARATY A., EVANS M., FABRE N.Y.S., KARSCH F.J., 1995.** The preovulatory gonadotropin-releasing hormone surge : a neuroendocrine signal for ovulation *J.Reprod.Fertil.* 49, 245-255.

**CARATY A., EVANS M., THIERY J.C., MALPAUX B., CHEMINEAU P., 1997.** Contrôle central de la secretion des gonadotropine par les neurones à GnRH. In : les gonadotropines. Ed. Combarnous Y., Volland-Nail P. INRA,Paris , 255-239.

**CHEVALLIER A., VANDEWINKEL E., BOUDJENNAH H., COSQUER R., GRIMARD B., HUMBLLOT P., 1996.** Facteurs de variation des taux d'ovulation et de gestation après synchronisation de l'oestrus chez des femelles charolaises et limousines dans la région Centre-Ouest. *Elevage et Insémination*, 276, 8-22.

**CHOLIKA. A, GUYOT. V, NICOLAS. JF,** Transfert of single gene-containing long terminal repeats into the genome of mammalian cells by a retroviral vector carrying the cre gene and the loxp site. *J virol* 1996, 70, 1792 -1798.

**CHRISTIAN ET CASIDA, 1948 (IN HANZEN ET LAURENT 1991).**

**CHUPIN D., 1977.** Maîtrise de la reproduction chez les bovins : Principes, résultats, limites. *Ann. Med. Vet.*, 121, 329-338.

**CHUPIN D., DELETANG F., PETIT M., PELOT J., LE PROVOST F., ORTAVANT R., PAREZ M., MAULEON P., 1974.** Use of progestagens in subcutaneous implants for the control of sexual cycles in the cow. *Ann. Biol. Anim. Biochim. Biophys.*, 14, 27-39.

**CHUPIN D., PELOT J., PETIT M., 1977B.** Induction et synchronisation de l'ovulation chez les femelles de race à viande. In : *Physiologie et pathologie de la reproduction*, Journées ITEB-UNCEIA, 45-49. ITEB, Paris.

**COMBARNOUS Y., 1997.** Structure et relation structure médiateurs. In. *Les gonadotropines*. Ed. Combarnous Y., Volland. Nail P. INRA. Paris 225-239.

**COMBARNOUS Y., VOLLAND-NAIL. 1997.** *Les gonadotropines* . INRA. Paris.

**CORDOBA M.C., FRICKE P.M., 2001.** Evaluation of two hormonal protocols for synchronization of ovulation and timed artificial insemination in dairy cows managed in grazing-based dairies. *J. Dairy Sci.*, 84, 2700-2708.



**CRUZ. L.C, VALLE. E.R AND KESLER. D.J**, 1997. Effect of PGF2 $\alpha$  and gonadotropine realising hormone-induced luteinizing hormone releases on ovulation and corpus luteum function of beef cows. Anim. Reprod. Sci. 49, 135-142.

**DELETANG F.**, 1983. Objectif et réussite de la synchronisation des chaleurs chez la vache laitière et allaitante. In : Synchronisation de l'oestrus chez les femelles domestiques, C1-C3. Ass. Etude Reprod. Anim., Lyon.

**DERIVAUX.J. ECTORS.F.** 1980. Physiologie de la gestation et obstétrique vétérinaire

**DISKIN M.G., SREENAN J.M., ROCHE J.F.**, 2001. Controlled breeding systems for dairy cows. In : M.G. Diskin (ed), Fertility in the high producing dairy cow, Occasional publication n°26, 175-193. British Society of Animal Science, Edinburgh.

**DOMANSKI E., CHOMICA L.K., OSTROWSKA A. MATEU SIAK. K.** 1991. Realising of luteinizing hormone-realising hormone, Beta-endorphine, Noradrénaline by periovulatory periode in the Sheep-neuro-endocrinology. 54 : 151-158.

**DRAIN COURT (M. A.), GOUGEON (A.), ROYER (D).**, La fonction ovarienne dans la reproduction chez les mammifères et l'homme. Thibault C, Levassour MC. Eds Ellipses INRA, 1991, 273-289.

**DRIANCOURT (M).** Follicular dynamics in Sheep and cattle, Theriogenology. 1991, 35, 55-79.

**DRIANCOURT (M.A)**- Follicular dynamics in sheep and cattle, theriogenology. 1991, 35, 55-73.

**DRIANCOURT M.A.**, 2001. Regulation of ovarian follicular dynamics in farm animals implications for manipulation of reproduction. Theriogenology, 55, 1211-1239.

**DRION P.V., BAECKERS J.F., DERKENNE F., HANZEN CH.**, 2000. Le développement folliculaire chez la vache .2. mécanismes hormonaux au cours du cycle et du post-partum. Ann. Med. Vet, 144 : 385-404.

**DRION. P.V, BECKERS. J.F, DERKENNE. F, HENZEN. C.H.** 2000, Le développement folliculaire chez la vache .2. mécanisme hormonaux au cour du cycle et du post partum .Ann .Méd .Vet., 144 / 385 -1394.

**DUFFY. P, CROWE. M.A, DUSTIN.E.J, MIHIN. M, POLAND. M.P, ROCHE. J.F.** the effect of ecg or estradiol at,or after norgestomet removal on follicular dynamics , oestrus and ovulation in early post-partum. beef cow nursing calves . theriogenology 2004., 61.p725-734.

**EASDON M .P., CHESWORTH J.M., ABOUL-ELA M.B.E .,HENDERSON G.D.**, 1985.the effect of undernutrition of beef cows on blood hormone and metabolite concentrations post partum.reprod.nutr.develop.,25,113-126.

**ENGELHART, H., WALTON, S.J., MILLER, R.B., and KING, G.J., 1989.** Estradiol induced blockage of ovulation in the cow : effect of luteinizing hormone release and follicular steroid. Biol. Reprod. 40 : 1287-1297.

**ENNU YER M., 2000.** Les vagues folliculaires chez la vache : application pratique à la reproduction. Point vet. 2000, 31 (209), 377-383.

**ERICKSON (B.H.)** .- Developemental and senscence of the post-natal bovine ovary. J. Anim. SCI., 1996, 25, 800-805.

**FERROUK, M., 2005.** Cours de zootechnie deuxième anné vétérinaire

**FINDLAY J.K.** An udapteon the roles of inhibin, activin and follistation as local ragulators of folliculogenesis. Biol.Reprod., 1993, 48, 15-23.

**FLETCHER (W.H.), GREEN (J).** Receptor mediated action without receptor occupancy. Endocrinology, 1985, 116, 1660-1662.

**FOLMAN Y., KAIM M., HERZ Z., ROSENBERG M., 1990.** Comparison of methods for the synchronization of estrus cycles in dairy cows. 2. Effects of progesterone and parity on conception. J. Dairy Sci., 73, 2817-2825.

**FORTUNE J.E.** Ovarien follicular growth and developement in mammals. Biol. Reprod., 1994, 50, 225-232.

**FUJIMOTO T., YOSHIMAGA K., KOWD I., 1985.** Distribution of fibronectine on the migratory pathway of primordial germ cells in mince Anal. Rec, 211 : 271-278 in Drion et al, 2000.

**GILBERT BONNES, JEAUNE DESCLANDE, CAROL DROYOUL, GINTHER O.J., KASTELIC J.P., KNOPF L.** Composition and characteristics of follicular waves during the bovine estrous cycle. Anim. Reprod. Sci. 1989, 20, 187-200. In Hanzen Ch., Lourtie O., Drion P.V. 2000. Le developpement folliculaire chez la vache : Aspect morphologique et cynétique. Anem .Med.Vet.2000, 144, 223-235.

**GONG JG ; BRAM LEY TA.,** The effect of recombinant bovine somatropin on ovarien follicular growth and developement in heifers. J. Reprod. Fert. 1993. 97 : 247-254.

**GONZELZ- PADILLA, RUIZ, R., LEFEVER, D., DENHAM, A., WITHBANK, J. N., 1975.** Puberty in beef heifers III induction fertile estrus J. Anim. SCI 40 : 1110.

**GORDAN (I), 1996,** Controlled Reproduction in cattle et Buttaloos. Volum 1, CAB.international, 1996. PP. 492.

**GREENWAND (G.S).** off eggs and follicules (editorial). Am.J.Anat, 1972, 137. 1-4.

**GRESSIER B. :1999.** Étude de l'influence du rapport FSH/LH dans le cadre de la super ovulation chez la vache .th. Med .Nante .n°85.



**GRIMARD (B), HUMBLLOT (P), PONTER (A.A), CHANSTAN (S). 2003., CONSTANT (F), MIALOT (J.P) ; Efficacité du traitement de synchronisation des chaleurs dans les bovins, Revus édites par INRA. Prod. Anim 16, 211-227.**

**GRIMARD B., HUMBLLOT P., PAREZ V., MIALOT J.P., THIBIER M., 1992A.** Synchronisation de l'œstrus chez la vache Charolaise : Facteurs de variation de la cyclicité prétraitement, du taux d'ovulation après traitement et du taux de fertilité à l'œstrus induit. *Elevage et Insémination*, 250, 5-17.

**GRIMARD B., HUMBLLOT P., THIBIER M., 1992B.** Synchronisation de l'œstrus chez la vache Charolaise : Effets de la parité et de la cyclicité prétraitement sur les taux d'induction et de gestation. *Elevage et Insémination*, 247, 9-15.

**GRIMARD B., HUMBLLOT P., MIALOT J.P., SAUVANT D., THIBIER M., 1994.** Effects of energy restriction on response to oestrus synchronization treatment in postpartum Charolais suckled beef cows. *J. Reprod. Fert., Abstract series*, 14, abstract 33.

**GRIMARD B., HUMBLLOT P., PONTER A.A., MIALOT J.P., SAUVANT D., THIBIER M., 1995.** Influence of energy restriction on energy status, plasma LH and oestradiol secretion and follicular development in suckled beef cows. *J. Reprod. Fert.*, 104, 173-179.

**GRIMARD B., HUMBLLOT P., MIALOT J.P., 1996A.** Conditions de réussite de la synchronisation des chaleurs chez les vaches allaitantes. In : *Pathologie et Nutrition, Journées Nationales des Groupements Techniques Vétérinaires*, 203-210. SNGTV Ed, Paris.

**GRIMARD B., PONTER A.A., PONSART C., MIALOT J.P., 1996B.** Nutrition énergétique et fécondité chez la vache allaitante au cours du post-partum. *Le Point Vétérinaire*, 28, 99 -106.

**GRIMARD B., HUMBLLOT P., MIALOT J.P., JEANGUYOT N., SAUVANT D., THIBIER M., 1997 A.** Absence of response to oestrus induction and synchronisation treatment is related to lipid mobilization in suckled beef cows. *Reprod. Nutr. Dev.*, 37, 129-140.

**GRIMARD B., PONSART C. KHIREDDINE B., CONSTANT C., CHASTANT S., NUTTINCK F., FICHEUX C., MIALOT J.P., HUMBLLOT P, PONTER A.A., 2002A.** Effect of undernutrition on blood metabolites and hormones, follicular growth, LH and oestradiol secretion in postpartum suckled beef cows. *Annual Congres of European Association for Domestic Animal Reproduction*, Septembre, Parme.

**HANSEL.W, SEIFART. K.H.** 1967 Maintenance of luteal function in the cow. *J Dairy. Sci* 50 :1948.

**HANZEN ,CH., LOURTIE . O., DRION. P.V., 2000.** Le developpement folliculaire chez la vache .1. aspect morphologique et cinétique. *Ann.Med.Vet.* 144 : 223-235.

**HANZEN, CH., LAURENT, Y.** 1991. Application des progestagenes au traitement de l'anoestrous fonctionnel dans l'espèce bovine. *Ann. Med. Vet.* 135 : 547-557.



**HAZUM, E., CONN., P.M., 1998** : Mollicular mechanisme of gonadotropin realising hormone action -1 : The GnRH receptors. *Endocr.Rev.*9 : 379-392.

**HITTINGER.M.A, AMBROSE.J.D, KASTELIC.J.P.** Luteolysis, onset of estrus, and ovulation in holstein heifers given PGF<sub>2</sub> $\alpha$  concurrent with, or 24 h prior to, removal of intravaginal, progesterone – releasing device.

**HULSHOF (S.C.J.), FIGUEREIDO (J.R), BECKERS (J.F).** Isolation and characterization of prenatal follicules from toetal bovines ovaries . *Vet. QUartely*, 1994, 16(2) 78-80.

**HUMBLOT P., GRIMARD B., RIBON O., KHIREDDINE B., DERVISHI V., THIBIER M., 1996.** Sources of variation of post-partum cyclicity, ovulation and pregnancy rates in primiparous charolais cows treated with norgestomet implant and PMSG. *Theriogenology*, 46, 1085-1096.

**HUTCHINSON L.A FINDLAY J.K., DEVOS F., 1987.** Effect of bovin inhibin, transforming growth Factor-b and bovin activin-A granulosa cells differenciation. *Bioc.Res., Commun* 146, 1405-1412.

**INRA, 1984.** Insémination artéfiel et amélioration génétique chez les animaux de ferme ; 14<sup>ème</sup> joure de grenien de theix. 474 pages.

**IRLAND, J.J., ROCHE, J.E., 1982.** Developpement of antral follicles in cattle after prostaglandine induced luteolysis : changes in serum hormone, steroïdes in follicular fluid and gonadotrophine receptors, *endocrinology*. 111, 2077.

**ITELV 1997** Connaissance de la race bovine Algerienne « La Cheurfa »

**JUBB ET AL. 1989** ( in hanzen et LAURENT 1991).

**KISER T.E., DUNLAP S.E., BENYSHEK L.L., MARES S.E., 1980.** The effect of calf removal on oestrus response and pregnancy rate of beef cows after Synchro-Mate B treatment. *Theriogenology*, 13, 381.

**KNOFF. L, KASTELIC. J, SCHALLENBERGER. E ET GINTHER. O, 1989.** Ovarian follicular dynamics in heifers : test of two wave hypothesis by ultrasonography. *Domest. Anim. Endocrin.* 6, 111-119.

**KO J.C.H. KACSTELIE J.P., DEL COMPO M.C., GINTHER O.J.,** Effects of ovarien follicular dynamics during the oestrus cyclein heifer. *J. Reprod. Fert.*, 1991, 91, 511-519.  
**KOLB : 1975.**physiologie des mammifères domestiques.

**LAUDERDALE J.W., SEGUIN B.E., STELLFLUG J.R., CHENAULT J.R., THATCHER W.W., VINCENT C.K., LOYANCANO A.F., 1974.** Fertility of cattle following PGF<sub>2</sub> $\alpha$  injection. *J. Anim. Sci.*, 38, 964-967.

**LUCY M.C., BILLINGS H.J., BUTLER W.R., EHNIS L.R., FIELDS M.J., KESLER D.J., KINDERS J.E., MATTOS R.C., SHORT R.E., THATCHER W.W.,**

**WETTEMANN R.P., YELICH J.V., HAFS H.D., 2001.** Efficacy of an intravaginal progesterone insert and an injection of PGF<sub>2</sub>α for synchronizing estrus and shortening the interval to pregnancy in postpartum beef cows, peripubertal beef heifers, and dairy heifers. *J. Anim. Sci.*, 79, 982-995.

**MCVEY W.R., WILLIAMS G.L., 1989.** Effects of temporary calf removal and osmotic pump delivery of gonadotropin-releasing hormone on synchronized estrus, conception to a timed artificial insemination and gonadotropin secretion in Norgestomet-estradiol valerate treated cattle. *Theriogenology*, 32, 969-978.

**MIALOT J.P., PONSART C., GIPOULOU C., BIHOREAU J.L., ROUX M.E., DELETANG F., 1998B.** The fertility of autumn calving suckler beef cows is increased by the addition of prostaglandin to progesterone and eCG estrus synchronization treatment. *Theriogenology*, 49, 1353-1363.

**MIALOT J.P., LAUMONNIER G., PONSART C., FAUXPOINT H., BARASSIN E., PONTER A.A., DELETANG F., 1999.** Postpartum subestrus in dairy cows: comparison of treatment with prostaglandin F2α or GnRH + prostaglandins F2 α + GnRH. *Theriogenology*, 52, 901-911.

**MIALOT J.P., CONSTANT F., DEZEAUX P., GRIMARD B., DELETANG F., PONTER A.A., 2003.** Estrus synchronization in beef cows: comparison between GnRH + PGF<sub>2</sub>α + GnRH and PRID + PGF<sub>2</sub>α + eCG. *Theriogenology*, 60, 319-330.

**MONNIAUX D., MANDON-PEPIN B., MONGET P. 1999 :** l'atresie folliculaire, un gaspillage programmé, *Médecine/science* 15, 157-166.

**MONNIAUX D., MONGET P.** Gonadotropines et régulation paracrine ovarienne. 1997. integration des mécanismes de régulations d'un processus physiologique complexe, la folliculogénese ovarienne. In Combarous Y., Volland-Neil P. (Eds), les gonadotropines. INRA.Paris, 267-284.

**MOREIRA F., DE LA SOTA R.L., DIAZ T., THATCHER W.W., 2000a.** Effect of day of the estrous cycle at the initiation of a timed artificial insemination protocol on reproductive responses in dairy heifers. *J. Anim. Sci.*, 78,1568-76.

**MOSER (M.T), GARVERICK (H.A), SMITH (M.F), 1989.** Follicular growth and fined endocrine paherns of prepuberal Heifers Administered follicular and (or) follicle stimulating Hormon.

**MUNRO R.K., 1987.** Concentrations of plasma progesterone in cows after treatment with 3 types of progesterone pessaries. *Australian Vet. J.*, 64, 385-386.

**ODDE K.G., 1990.** A review of synchronization of estrus in postpartum cattle. *J. Anim. Sci.*, 68, 817-830.

**NIASSARI-NASLAJL. A, SARHADDI. F, NAJL. A, ANGURANI. A, ET DAMAVANDI. Y, 1999** ovarian follicular dynamics in bos taurus and bos indicus *theriogenology*, 51, 307.

**NICOLAS. JF AND RUBENSTEIN. J,** "Retroviral vectors" in vectors :a survey of molecular cloning vectors and their uses. *Butteworths*, 1987,493-512.



**OUEDRAOGO, M.MATTONI ET M.ZECCHINI.** Définition d'un moment optimum pour l'insémination artificiel chez les femelles bovines Baoulé, Zébu et N'dama en zones sub-humides. «Reproduction et production laitière» III<sup>ème</sup> Journées Scientifiques du réseau thématique Biotechnologies Animales de l'AUPELF-UREF: 305-310.

**PELOT J., CHUPIN D., PETIT M., 1977.** Influence de quelques facteurs sur la fertilité à l'oestrus induit. In : Physiologie et pathologie de la reproduction, Journées ITEB-UNCEIA, 49-52. ITEB, Paris.

**PETERS A.A., BALL P.J.H., 1987.** Reproduction in cattle. Bontterworths England.  
**PETERSON L.A., MARES S.F., HENDERSON E.A., DAVENPORT M.E., 1979.** Effect of calf separation time on pregnancy rate of cows synchronized with Synchronate B (SMB). J. Anim. Sci., 49 (Suppl. 1), 326.

**PETIT M., M'BAYE M., PALIN C., 1979.** Maîtrise des cycles sexuels. Elevage et Insémination, 170, 7-27.

**PONSART C., SANAA M., HUMBLOT P., GRIMARD B., JEANGUYOT N., PONTER A.A., VIEL J.F., MIALOT J.P., 1996.** Variation factors of pregnancy rates after estrus synchronisation treatment in French Charolais beef cows. Vet. Res., 27, 227-239.

**PICTON H.M., TSONIS C.G., MC NEILLY A.S., 1990.** FSH causes a time dependant stimulation of préovulatory follicle growth in the absence of pulsatile LH secretion in exxes chronically treated with GnRH agonist. T.End. 126 : 297-307.

**PIERSON RA, GINTER OJ,** Ultrasonic imaging of the ovaries and uterus in cattle. Therio 1988, 29 : 21-37.

**PINHEIRO. O, BARROS. C, FIGUIEREDO. R ; VALLE. E.R, ENCARNAÇÃO. R.O, ET PADOVANI. C.R ; 1998.** Estrus behavior and the estrus to ovulation interval in Nelore cattle (*Bos indicus*) with natural estrus or estrus induced with PGF<sub>2</sub> $\alpha$  or norgestometand oestradiol valerate, theriogenology, 29, 21-37.

**PITALAT. W, BOLY.H, ZONGO.M, COULIBALY.I, NOELITA. M, SAWANDOGO. L, LEROUY.P ET BECKERS.J.F,** application de l'échographie à l'étude de la dynamique folliculaire à l'oestrus induit chez les femelles zebu « Goudali ». tropicultura, 2004.

**PURSLEY J. R., MEE M.O., WITBANK M.C., 1995.** Synchronizatuon of ovulation in dairy cows using PGF $\alpha$  and GnRH. Theriogenology, 44, 915-923.

**PURSLEY J.R., SILCOX R.W., WILTBANK C.W., 1998.** Effect of time of artificial insemination on pregnancy rates, calving rates, pregnancy loss, and gender ratio after synchronization of ovulation in lactating dairy cows. J. Dairy Sci., 81, 2139-2144.



**PURSLEY J.R., WILTBANK M.C., STEVENSON J.S., OTTOBRE J.S., GAVERICK H.A., ABDERSON L.L., 1997b.** Pregnancy rate per artificial insemination for cows and heifers inseminated at synchronized ovulation or synchronized estrus. *J. Dairy Sci.*, 80, 295.

**RAYMOND.GADOND , ROLAND .JUSSIAU ANDRE LELOCH, LOIUS MONTRIEUAS ET GISE LE ROBIN.** 2005 *Reproduction des animaux d' élevages.*

**RHODES F.M., BURKE C.R., CLARCK B.A., DAY M.L., MACMILLAN K.L., 2002.** Effect of treatment with progesterone and oestradiol benzoate on ovarian follicular turnover in postpartum anestrous cows and cows which have resumed oestrous cycles. *Anim. Reprod. Sci.*, 69, 139-150.

**RIBON O., 1996.** Contribution à l'étude de facteurs de variation de la synchronisation des chaleurs des vaches primipares allaitantes Charolaises. Thèse Doc. Vet., Alfort-Créteil, 128 p.

**ROCHE J.F., IRELAND J.J., 1981.** Effect of exogenous progesterone on time of occurrence of the LH surge in heifers. *J. Anim. Sci.*, 52, 580-586.

**ROCHEREAU P., 1994.** Contribution à l'étude des traitements de maîtrise des cycles chez la vache Charolaise : pose de deux implants successifs chez les primipares. Thèse Doc. Vét., Alfort-Créteil, 135 p.

**ROELOFS .J B, BOUWMAN. E.G, DIELEMAN S. J, FRANK J.C.M, EERDENBURG .V, LUCIA M.T.E. KAAL-LANSBERGEN, SOEDE. N. M ET KEMP. B.** 2004, Influence of repeated rectal ultrasound

**ROELOFS. J.B, GRAAT. E.A.M, MULLAART. E, SOEDE. N.M, HARKEMA. W. V ET KEMP. B,** 2006. Examinations on hormone profiles and behaviour around oestrus and ovulation in dairy cattle *Theriogenology* 62, 1337-1352.

**ROSENBERG M., KAIM M., HERZ Z., FOLMAN Y., 1990.** Comparaison of methodes for the synchronization of oestrus cycles in dairy cows. L. Effects on plasma progesterone and manifestation of oestrus. *J. Dairy. SCI.* 732807-2816.

**RYAN D.P., SNIJDERS S., YAAKUB H., O'FARRELL K.J., 1995.** An evaluation of estrus synchronization programs in reproductive management of dairy herds. *J. Anim. Sci.*, 73, 3687-3695.

**SAVIO. J.D, KEENAN BOLAND. M.P, ROCHE. J.F.** 1988 Pattern of growth of dominant follicles during the oestrous cycle of haifers *J Reprod Fert* 83 663 -671.

**SHAMBLLOTTE. M.J, AXELMAN.J, WANG.S ET AL** Derivation of pluripotential stem cell from cultured human germ cells *Proc nalt acad Sci USA* 1998 ,95 ,13726 -13731.

**SIRARD M.A, FLORMAN. H. M., LEIBERIED RUTLEDGE M.L., 1989.** Timing of nuclear progression and proteine syntesis necessary for meiotic maturation of bovie oocyt. *Boil. Reprod.* 40 : 1257-1283.

**WANDJI S.A., FORTIER M.S., SIURARD M.A., 1992.** Differential response to gonadotropins E2 in ovarian tissue during prenatal and postnatal development. Biol. Reprod, 46 : 1034-1041.

**WATTIAUX, M. 1995.** Systeme du bétail laitier reproducteur et sélection génétique. l'institut Babcock pour la recherche et le développement international du secteur laitier.

**WEBB (R.), GONG (J.G), LAW (A.S).** Control of ovarian function in cattle. J. Reprod. Fert. 1992. Supp 45, 141-156.

**WESTERGAARD L., CALLESEN H., HYTTEL L , 1985,** Meiosis inducing substances (MIS) in bovine preovulatory follicles, Zuchthygiene 20 : 217-221.

**WETTMENN. R.P, LOOPER. M.L., WARNNER. M.L., PRADO T. AND MORGAN G.L., 1998,** estrous behavior and time of ovulation in beef cows during the summer. Animal science Research report Oklahoma state university. 227-231.

**WILLIAMS G.L., 1990.** Suckling as a regulator of postpartum rebreeding in cattle: a review. J. Anim. Sci., 68, 831-852.

**WITSCHIE, 1948.** Migration of the germ cells of the human embryos from the yolk to the primitive gonadal fold. Contrib. Embryol. 32 : 67-80.

**XIAO S., FINDLEY J.K, ROBERTSON J.M., 1992.** The effect of bovine activin and follicle stimulating hormone (FSH) suppressing protein / follistatin on FSH induced differentiation of rat granulosa cells in Vitro. Mol. Cell. End. 133 : 134-139.

**XU, Z.Z., BURTON, T.J., MEDOUGALL, S., JOLY, P., D., 2000.** Treatment of noncyclic lactating dairy cows with progesterone and estradiol or with progesterone, GnRH, prostaglandin F2 $\alpha$  and estradiol. J. Dairy. SCI. 83 : 464-470.

**YANAGIMACHI . R. MAMMALIAN FERTILIZATION . IN KNOBIL E., NEIL J.D.** (Eds). The physiology of reproduction second edition . Raven press Ltd, Newyork 1994. 1994. 189-317. In Hanzen Ch., Lourtie O., Drion P.V. 2000. Le développement folliculaire chez la vache.

**YIELICH J.V., GEISERT R.D., SCHMIDT R.A.M., MORGAN G.L., MACCANN J.P., 1997.** Persistence of the dominant follicle during melengestrol acetate administration and its regression by exogenous treatment in beef cattle. J. Anim. Sci., 75, 745-754.

**ZAHAL. A, 1972 ;** influence du croisement de la race bovine brune de l'atlas avec la race tarantaise sur la production laitière et la croissance. Thèse Ing. Agr. INA, Elharrache, Alger.