



369THV-1

République Algérienne Démocr
Ministère de l'enseignement supérieur et la recherche scientifique

Université SAAD DAHLAB BLIDA
Faculté des Sciences Agro-vétérinaires
Département des Sciences Vétérinaires

Projet de fin d'études

En vue de l'obtention du diplôme de Docteur Vétérinaire

Thème

**CONTRIBUTION A L'ETUDE DU CYCLE
ŒSTRAL CHEZ LE BOVIN LOCAL**

Présenté par:

Benaziza Mohamed Ibrahim
Tighza Abderrahmane

Jury:

Président :	Dr. GHARBI.I	M.A.A.
Examineur :	Dr. AMMI.M	M.A.B.
Examineur :	Dr. ADEL.D	M.A.A.
Promoteur :	Dr. FERROUK.M	M.C.B.

Blida, juillet 2010

Dédicaces

A mes parents :

Pour leur soutien moral et leur confiance
Offert

A mes frères et mes sœurs sans les cités

A mon binôme mohamed et à toute la famille Benaziza

A Boucefiane houcine :

Qui ma permet de passer de la théorie à la
Pratique

A tous mes chères amies :

les deux hamza, ridha, ahmed aziz, yacine,
abdellatif, abdellah et en fin à fatima et

A celle qui est très chère à mon cœur et qui portera Bientôt mon nom

: 'N'

Abderrahmane

REMERCIEMENTS

En terminant ce travail, il nous est agréable devoir : celui de remercier sincèrement tous ceux qui ont contribué, de près ou de loin à la réalisation de ce travail.

On tient à remercier en particulier notre promoteur Dr FERROUK Mostapha qui nous a fait l'honneur d'accepter de nous encadrer.

Dr FERROUK : votre enthousiasme, votre rigueur scientifique, votre persévérance, votre totale disponibilité sont pour nous des exemples. Merci beaucoup.

Nos profonds remerciements s'adressent aussi à :

Dr AMMI Mohamed qui nous a appris à manipuler et à réaliser l'échographie. Merci Dr AMMI.

-Dr GHARBI Ismail pour nous avoir honoré de présider le jury de ce mémoire.

-Dr ADEL Djalal et Dr AMMI Mohamed qui nous ont fait l'honneur d'examiner ce modeste travail.

Nous remercierons aussi tous qui ont participé à réaliser ce travail non seulement nos amis aussi les travailleurs de la station expérimentale de l'université de Blida pour leurs aides à toutes les séances qu'on a passé à la station.

DEDICACES

Avant tout je remercie le dieu le tout puissant qui ma aider a réaliser ce modeste travail, que je dédie:

A deux personnes qui sont très chères à mon cœur et qui m'ont donner naissance: ma mère et mon père et qui grâce à leur soutien, enthousiasme, sagesse et patience m'ont donné la force, le courage et la fierté ; merci encore une fois mes parents je vous aime.

A ma grande mère que dieu la protège et à toutes mes sœurs sans exception ainsi que leurs enfants : Malek, Mohamed, Alla, Aymen et Nihad.

A toute la famille Benaziza, Bellila, mes oncles et mes tantes ainsi que mes cousins et mes cousines.

A mon binôme Abdou et sa famille Tighza : Omar, Rachid et Toufik.

A tous mes autres amis: les deux Hamza, Ahmed, Aziz, Djalil, Fateh, et à toute ma promo 5^{ème} année vétérinaire de l'année universitaire 2009-2010, sans oublier Fatima zohra.

A mon maître Boucefiane Houcine, qui ma introduit dans le domaine et ma beaucoup donné, à Sadok Bouziane Rédha et Bouazghi Ahmed.

A tous qui me connaissent et m'aiment

Med

TABLE DES MATIERES

Liste des illustrations

Liste des abréviations

Résumés

Partie Bibliographique

INTRODUCTION.....01

Chapitre I: *PHYSIOLOGIE SEXUELLE CHEZ LA VACHE*

I. Folliculogénèse

I.1- La phase de multiplication02

 I.2-La phase de croissance.....02

 I.2-1- Follicule primordial03

 I.2-2- Follicule primaire03

 I.2-3- Follicule secondaire03

 I.2-4- Follicule tertiaire03

 I.2-5- Follicule mûr (follicule de De Graaf)04

 I. 3- La phase de maturation05

 I.4- L'atréisie folliculaire.....05

II- Dynamique de la croissance folliculaire05

 II.1- Notion de vagues de croissance folliculaires.....06

 II.1-1- Notion de recrutement, sélection et dominance.....07

 II.1-1-1- Notion de recrutement.....07

 II.1-1-2- Notion de sélection.....07

 II.1-1-3- Notion de dominance07

 II.2- La régulation hormonale de la folliculogénèse07

 II.2-1- La phase gonadotrope indépendante08

 II.2-2- La phase gonadotrope dépendante.....08

III. Le cycle sexuel chez la vache.....	09
III.1- Le cycle ovarien.....	09
III.2- Le cycle oestrien.....	10
III.2-1- Pro-œstrus	10
III.2-2- L'Œstrus	10
III.2-3- Met œstrus.....	10
III.2-4- Dioestrus.....	10
III.3- Régulation neuro-hormonal du cycle sexuel.....	12

Chapitre II : LES PRINCIPES D'ECHOGRAPHIE OVARIENNE

INTRODUCTION.....	15
I. MATERIEL UTILISE	15
I.1- Les sonde	15
I.1-1- les sondes électroniques.....	15
I.1-2- Les sondes mécaniques	16
I.2- Fréquence de la sonde	16
II. METHODOLOGIE DE L'EXAMEN ECHOGRAPHIQUE.....	17
II.1- Choix du local d'examen.....	17
II.2- Contention des animaux	17
II.3- Examen transrectal	20
II.4- Examen échographique du tractus génital	20
III. EXAMEN ECHOGRAPHIQUE DES OVAIRES	21
III.1- Diagnostic des structures physiologiques	21
III.1-1- Les follicules	21
III.1-2- Le corps jaune	23

Partie Expérimentale.

I. OBJECTIFS.....	25
II. MATERIELS ET METHODE	25

II.1- Matériels	25
II.1-1- Animaux.....	25
II.1-2- Matériel et hormones de traitement de synchronisation des chaleurs.....	25
II.1-3- Matériel d'échographie.....	26
II.1-4- Matériel de prélèvement sanguin.....	26
II.1-5- Autres matériels.....	26
II.2- Méthodes	27
II.2-1- Protocole de traitement de synchronisation et d'induction des chaleurs	27
II.2-2- Méthode d'examen échographique des ovaires.....	27
II.2-3- Protocole du suivi échographique.....	28
II.2-4- Confirmation de l'ovulation.....	28
II.2-5- Méthode de prélèvement sanguin et de dosage.....	28
II.2-6- Analyse statistique des résultats.....	29
III. RESULTATS	31
III.1- Taille moyenne du follicule pré-ovulatoire.....	31
III.2- Durée du cycle œstral.....	33
III.3- Aspect et évolution de la taille du corps jaune au cours du cycle œstral.....	33
III.3-1- Aspect échographique du corps jaune.....	33
III.3-2- Evolution de la taille du corps jaune.....	34
III.4- Evolution de la teneur en progestérone plasmatique au cours du cycle œstral.....	38
III.5-Corrélation entre la taille du corps jaune et la progestéronémie	39
IV. DISCUSSION.....	40
V. CONCLUSION.....	44

LISTE DES ILLUSTRATIONS

LISTE DES FIGURES :

Figure 1 : Représentation schématique d'un follicule de De Graaf	04
Figure 2 : Représentation schématique des vagues de croissance folliculaire au cours du cycle sexuel chez la vache	06
Figure 3 : Représentation schématique des différentes phases du cycle oestral chez la vache laitière	11
Figure 4 : Régulation neuro-hormonale du cycle sexuel	12
Figure 5 : Profils hormonaux au cours du cycle sexuel	13
Figure 6 : Sonde linéaire	15
Figure 7 : Sonde sectorielle	16
Figure 8 : Organisation du chantier lorsque les vaches sont en cage de contention	18
Figure 9 : Organisation du chantier lorsque les vaches sont aux cornadis.....	19
Figure 10 a : Suivi échographique des ovaires au cours d'un cycle chez la vache.....	22
Figure 10 b : Suivi échographique des ovaires au cours d'un cycle chez la vache.....	23
Figure 11 : Echographe de type PIE MEDICAL100.....	26
Figure 12: Sonde linéaire à fréquence 6/8 Mhz	26
Figure 13: Schéma du traitement d'induction et de synchronisation	27
Figure 14: Evolution moyenne du diamètre du corps jaune au cours du cycle œstral	35
Figure 15: Evolution de la progestéronémie au cours du cycle œstral	38
Figure 16 : Evolution du diamètre (mm) du corps jaune et la progestéronémie (ng) au cours du cycle œstral.	39

LISTE DES TABLEAUX :

Tableau 1 : Taille moyenne du follicule pré-ovulatoire (mm).....	31
Tableau 2: Images échographiques du follicule dominant ovulatoire et du site d'ovulation (corps hémorragique).....	32
Tableau 3 : Durée du cycle œstral chez les vaches 1,2 et 3.....	33
Tableau 4 : Images échographiques de la forme et l'aspect du corps jaune à J ₇ du cycle chez les vaches 1, 2 et 3.....	33
Tableau 5 : Taille moyenne en (mm) du corps jaune au cours du cycle.....	34
Tableau 6 a : Images échographiques du corps jaune au cours du cycle œstral chez la vache 3.....	36
Tableau 6 b: Images échographiques du corps jaune au cours du cycle œstral vache 3.....	37

LISTE DES ABREVIATIONS

- C** : cavité
- CJ** : corps jaune
- CJC** : corps jaune cavitaire
- CJH** : Corps jaune hémorragique
- eC G**: equine Chorionic Gonadotropin
- ESM** : l'erreur standard à la moyenne
- F** : follicule
- FO** : follicule pré-ovulatoire
- FSH** : folliculo-stimulating hormone
- GnRH** : gonadotrope realizing hormone
- LH** : luteizing hormone
- Mhz** : méga hertz
- MIS** : Meiosis Inductive Substance
- MPF** : Méiotic Promoying Factor
- ODT** : logiciel data-transfert
- OMI** : Ovocyte Meiosis Inhibitor
- P** : probabilité
- PG** : prostaglandine
- PMSG** : Pregnant Mare Serum Gonadotropin
- r**: Coefficient de corrélation

RESUME

Le but de notre travail, réalisé au niveau de la station expérimentale de l'Université Saad Dahlab, est d'évaluer quelques paramètres physiologiques du cycle œstral du bovin local Cheurfa

L'identification et la détermination de la taille du follicule pré-ovulatoire et du corps jaune, a été réalisé par un examen échographique quotidien des ovaires.

La teneur en progestérone plasmatique au cours du cycle œstral a été évaluée par un dosage radio-immunologique.

Les résultats obtenus sur un lot de 3 vaches utilisées au cours de notre travail montrent que :

- Le diamètre moyen du follicule pré-ovulatoire est de $11,90 \pm 0,38$ mm.
- La durée moyenne du cycle œstral est de 20 jours.
- L'évolution de la taille du corps jaune au cours du cycle œstral, se traduit par une augmentation progressive durant les 7 premiers jours pour se stabiliser avec un diamètre variant de $19,3 \pm 0,38$ à $21,2 \pm 0,65$ mm entre J₇ et J₁₄ et qui a tendance à débiter une régression de taille à partir du 14^{ème} jour après ovulation avec une première diminution significative ($p = 0,002$) observée à J₁₇ du cycle œstral.
- L'évolution de la progestéronémie au cours cycle œstral se traduit par une teneur en progestérone plasmatique faible durant les 3 premiers jours du cycle qui augmente d'une façon significative de J₀ à J₆ pour se maintenir avec des teneurs en progestérone plasmatique élevée avec un maximum atteint à J₁₄ du cycle œstral. Au 14^{ème} jour du cycle, la teneur en progestérone plasmatique diminue brutalement pour atteindre une valeur inférieure à 1 ng / ml en fin du cycle œstral.

Mots clés : bovin Cheurfa, follicule pré-ovulatoire, cycle œstral, corps jaune, progestéronémie.

ABSTRACT

The aim of our work realized at the Experimental Station of the University Saad Dahlab, is to evaluate some physiological parameters of the local bovine Cheurfa estrous cycle.

The identification and determination of pre-ovulatory follicle size and corpus luteum, were achieved by a daily ultrasound examination of ovaries. The plasma progesterone assay during the estrous cycle was assessed by radioimmunoassay. The results obtained from three cows estrus cycle used in our work show that:

- The average diameter of preovulatory follicles was 11.90 ± 0.38 mm.
- The average estrous cycle is 20 days.
- The evolution of the corpus luteum size increase during the first 7 days, stabilize with a diameter between 19.3 ± 0.38 to 21.2 ± 0.65 mm from J7 to J14, which tends to start a decline in size from the 14th day after ovulation with an initial significant decrease ($p = 0.002$) observed at J17 of the estrous cycle.
- The evolution of plasma progesterone levels during the estrous cycle showed a low plasma progesterone levels during the first 3 days of the estrus cycle which increased significantly from day 0 to day 6, with a maximum plasma progesterone level with attained at day 14. At the 14th day, plasma progesterone level decreased sharply to a level less than 1 ng / ml at the end of the estrous cycle.

Keywords: Cheurfa cattle, pre-ovulatory follicle, estrous cycle, corpus luteum, progesterone.

المخلص

الهدف من عملنا المنجز في المحطة لتجريبية لجامعة سعد دحلب هو تقييم بعض المعلمات الفسيولوجية لدورة الشبق عند الأبقار المحلية الشرفة

تحديد الهوية وتحديد حجم المسام قبل الاباضة وحجم الجسم الأصفر، تم عن طريق فحص الموجات فوق الصوتية يوميا من المبيض وجرى تقييم بلازما البروجسترون خلال دورة الشبق من قبل الاشعة radioimmunoassay. النتائج المتحصل عليها على دفعة من ثلاثة الأبقار المستخدمة في عملنا يدل على أن :

• قطر متوسط المسام قبل الاباضة كان يبلغ 11.90 ± 0.38 ملم.

• دورة المتوسط هو 20 يوما.

• تطور حجم الجسم الأصفر أثناء دورة الشبق ، انعكس بزيادة تدريجية تمتد على مدى 7 أيام الأولى لتستقر بعد ذلك على أقطار مختلفة من 19.3 ± 0.38 ، 21.2 ± 0.65 ملم بين اليوم السابع و الرابع عشر ، والتي تميل لبدء الانخفاض في الحجم ابتداء من اليوم الرابع عشر بعد الاباضة مع أول انخفاض كبير ($E = 0.002$) الملاحظ في اليوم السابع عشر من الدورة.

• تطور البروجسترون خلال نتائج دورة الشبق في البلازما تتمثل في انخفاض مستويات هرمون البروجسترون خلال ثلاثة أيام الأولى من الدورة و الذي يزيد بشكل كبير من يوم الاباضة لليوم السادس للحفاظ على مستويات عالية مع البلازما البروجسترون مع ذروتها في يوم الرابع عشر من دورة الشبق. في اليوم الرابع عشر من الدورة ، مستويات هرمون البروجسترون البلازما تشهد انخفاض حاد لقيمة أقل من 1 نانوغرام / مل في نهاية دورة الشبق.

الكلمات المفتاح : الأبقار شرفة ، جراب ما قبل الاباضة ، دورة الشبق ، الجسم الأصفر ، البروجسترون.

PARTIE
BIBLIOGRAPHIQUE

INTRODUCTION

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

Depuis les années 1990, les croisements de la race locale avec des races étrangères se sont répandus, et il est difficile de trouver des animaux qui représentent le type pur de la population bovine locale. C'est ainsi qu'une multitude de croisement a été réalisée par le passé et d'autres se font encore par certains éleveurs (Abdelguerfi, 2003).

Le bovin Cheurfa est l'un des types du bovin local très apprécié pour sa rusticité, son adaptation aux conditions locales difficiles, et par ses facultés à valoriser les fourrages médiocres.

Son effectif représente un faible pourcentage environ 8% des effectifs bovins de l'Est du pays et 5% de l'effectif total.

La vache cheurfa a fait l'objet de travaux de recherche de part l'ITELV au niveau de station d'élevage Fetzara qui a permis de déterminer ces caractéristiques morphologiques et ces potentialités productives (ITEBO, 1997).

En système d'élevage semi-extensif, ces performances de reproduction obtenus en station sont faibles, caractérisées par un intervalle vêlage- vêlage de 16 à 18 mois, un âge au premier vêlage de 3 à 4 ans et un nombre de saillie par fécondation de 2,5 (ITEBO, 1997).

L'utilisation des biotechnologies appliquées à la reproduction pour améliorer les performances de reproduction du bovin local nécessite une connaissance précise du cycle œstral et c'est dans ce cadre que nous apportant notre modeste contribution en évaluant quelques paramètres physiologiques du cycle œstral.

Notre travail est présenté en deux parties :

- Une partie bibliographique réservée à l'étude de la physiologie sexuelle de la vache non gestante et à la technique d'échographie des ovaires.
- Une partie expérimentale portant sur la détermination de la durée du cycle œstral, de la taille du follicule pré-ovulatoire, de l'évolution de la taille du corps jaune et de la progestéronémie au cours du cycle œstral.

Chapitre I

X

PHYSIOLOGIE SEXUELLE CHEZ LA VACHE**I. Folliculogénèse :**

La folliculogénèse se définit comme étant la succession des 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'atresie (Greenwand, 1972). La compréhension des mécanismes régulateurs endocrines, autocrines, paracrines à l'origine de l'alternance des phases folliculaires ou lutéales au cours du cycle sexuel constitue un préliminaire indispensable pour une meilleure maîtrise pharmacologique et zootechnique de la production des animaux domestiques en général et des ruminant en particulier en vue de l'optimisation de leur potentiel génétique (Hanzen et al, 2000). On peut différencier trois phases du développement des follicules :

- Une phase de multiplication.
- Une phase de croissance.
- Une phase de maturation.

I.1- La phase de multiplication :

Les cellules germinales primordiales colonisent après migration le long du mésentère dorsal de l'intestin postérieur, la crête génitale, et donne naissance aux ovogonies. Les ovogonies se multiplient entre le 60^{ème} et 170^{ème} jours de gestation (Wandji, 1992). Les cellules mésenchymateuses de l'ovaire synthétisent un facteur appelé MIS (Meiosis Inductive Substance), qui va contrôler la méiose. Pour que les ovogonies se transforment en ovocytes I qui ont été bloquées en prophase I (Westergaard, 1985).

I.2- La phase de croissance :

Cette phase de croissance concerne que 10% du 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 (Cahileon, 1998).

Cette croissance aboutit successivement aux stades de follicule primaire, secondaire et tertiaire, à partir du quel commence la différenciation de l'antrum. Au cours de cette phase, les follicules acquièrent également des récepteurs les rendant potentiellement capables de répondre à une stimulation gonadotrope : récepteurs à LH (luteinizing hormone) pour les

cellules de la thèque interne et récepteurs de la FSH (follicule stimulating hormone) pour les cellules de la granulosa (Ennuyer, 2000).

I.2-1- Follicule primordial :

Le follicule primordial est un petit follicule d'un diamètre compris entre 30 et 40 μm chez l'espèce bovine et contient un ovocyte de 20 à 25 μm de diamètre, entouré de quelques cellules folliculaires 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 du follicule primaire et secondaire : l'OMI (Ovocyte Meiosis Inhibitor) (Sirard et al, 1989).

I.2-2- Follicule primaire :

Il se caractérise par l'augmentation de volume de l'ovocyte (30-40 μm de diamètre), qui est entouré par une couche de cellules cubiques. 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 et ZP3. Seul la glycoprotéine ZP3 est reconnue par le spermatozoïde et déclenche la réaction acrosomique (Yanagimachi et al, 1994).

I.2-3- Follicule secondaire :

Au stade de follicule secondaire, l'ovocyte a atteint son volume maximal de 0,03 à 0,06 mm. Il est entouré d'une zone pellucide bien différenciée et de deux ou trois couches de cellules cubiques formant la granulosa. L'ensemble est limité extérieurement par la membrane basale qui se transforme en membrane de Slavjanski. Le diamètre du follicule secondaire est compris entre 200 et 400 μm .

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

I.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 μm . 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).

I.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 42 jours pour qu'un follicule de 0,13 mm atteigne la taille pré-ovulatoire et affleure en surface de l'ovaire. 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 1).

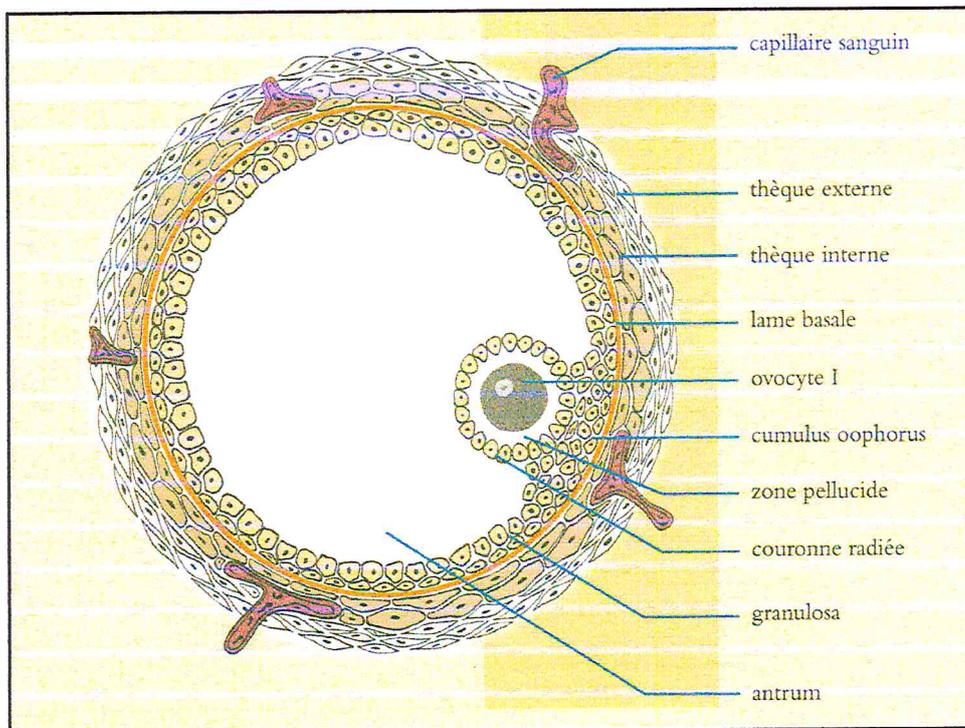


Figure 1 : Représentation schématique d'un follicule de De Graaf (Gilbert et al, 2005)

I. 3- La phase de maturation :

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 qui ne survient qu'après la décharge ovulante puis se détermine avant l'ovulation. Elle se réalise sous l'effet des facteurs appelés MPF (Meiosis Promoting Factor) ou bien MIS (Meiosis Inducing Substance) qui atteindraient l'ovocyte par l'intermédiaire Gap-Junction. Ces facteurs augmentent de nombre sous le contrôle de l'œstradiol et de l'AMPc. L'activation des récepteurs à 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 essentielle au succès de la fécondation (Hanzen et al, 2000).

L'ovocyte constitue ses réserves cytoplasmiques, parmi ces constituants, les granules corticaux qui migrent à la périphérie de l'ovocyte. Ils contiennent une ovopéroxydase indispensable pour prévenir la polyspermie en empêchant la pénétration des spermatozoïdes supplémentaires. La membrane pellucide synthétisée pendant la croissance ovocytaire joue un rôle important lors de la fertilisation et ne laisse pénétrer dans l'ovocyte que le spermatozoïde fécondant, favorise et prépare la fusion spermatozoïde /ovule et protège l'ovocyte contre la polyspermie (Hanzen et al, 2000).

I.4- L'atrésie folliculaire :

Cette atrésie touche 99,9% des follicules, elle 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 des taux d'apoptose des cellules de granulosa qui sont le premier signe observable d'atrésie, dans les cellules de granulosa, seul la phase finale de l'apoptose, la fragmentation de l'ADN, est réellement visible sous forme d'agrégation d'ADN. Les grains de pycnose, le stade ultime d'évolution du follicule est caractérisé par son écrasement et l'invasion de l'antrum par des fibres conjonctifs (Thibault et al, 2001).

II- Dynamique de la croissance folliculaire :

L'analyse échographique des follicules *in vivo* chez la vache, a fourni des éléments très importants sur la dynamique de la croissance folliculaire (Driancourt et al, 1991 ; Hanzen et al, 2000). C'est ainsi qu'on a pu mettre en évidence que les follicules se développent en permanence sous forme de vagues au cours du cycle sexuel.

II.1- Notion de vagues de croissance folliculaires :

De nombreuses études échographiques ont confirmé la théorie des vagues selon laquelle le développement folliculaire apparaît non pas d'une manière aléatoire mais sous forme de croissance et de régression successives de plusieurs follicules (Hanzen, 2008). La croissance folliculaire se distingue en trois phases, soit la phase de recrutement, la phase de sélection et la phase de la dominance folliculaire (Ginther et al, 1986). Ces trois phases constituent ce qu'on appelle une vague folliculaire. Chez la vache, habituellement, un cycle ne comporte que deux à trois vagues, le follicule ovulatoire étant issue de la dernière vague (Driancourt, 1991). Si trois vagues sont observées (et chaque vague comporte un follicule dominant), elle débute en règle générale aux 2^{ème}, 9^{ème} et 12^{ème} jours du cycle (Ginther et al, 1989).

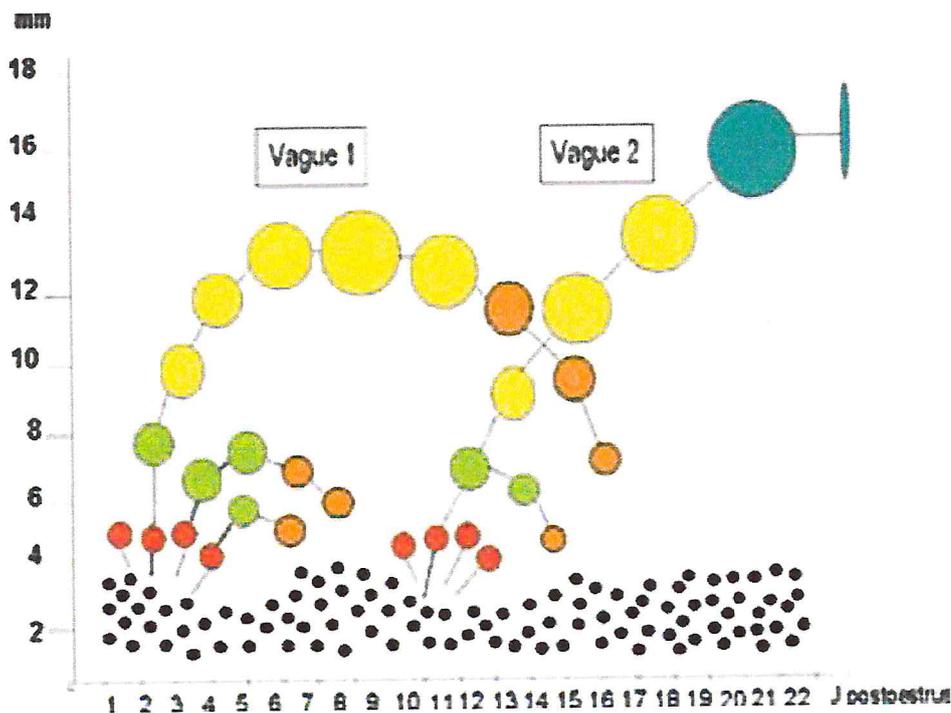


Figure 2 : Représentation schématique des vagues de croissance folliculaire au cours du cycle sexuel chez la vache (Hanzen et al, 2008).

II.1-1- Notion de recrutement, sélection et dominance :

II.1-1- Notion de recrutement, sélection et dominance :**II.1-1-1- Notion de recrutement :**

C'est l'entrée en croissance terminale d'un groupe de follicule, provoqué par une augmentation des taux de FSH qui agissent sur les cellules folliculaires pour aromatiser les androgènes en œstrogènes. Le recrutement d'un nombre de follicules supérieur à celui nécessaire constitue une garantie qu'au moins un follicule se trouve dans les conditions optimales de développement de sensibilité à l'action de concentration minimale de FSH (Fortune et al, 1994).

II.1-1-2- Notion de sélection :

Pendant cette phase là, il se fait le choix d'un follicule qui va devenir dominant de la cohorte des follicules recrutés. La plupart des follicules recrutés entrent en atresie, à l'exception du seul follicule sélectionné, le nombre des follicules sélectionnés est spécifique de l'espèce (Drion et al, 2000).

II.1-1-3- Notion de dominance :

Le follicule dominant étant le seul qui soit capable de provoquer la régression des 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'aromatization des androgènes en œstrogènes. De plus, l'enrichissement de la granuleuse 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.2- La régulation hormonale de la folliculogénèse :

La folliculogénèse peut être subdivisée en deux phases selon les besoins des follicules en hormones gonadotropes. Chez la vache les follicules de taille inférieure à 3mm peuvent se développer en l'absence d'hormones gonadotropes (phase gonado-indépendante) et placée sous le contrôle de facteurs intra-ovariens (Hanzen, 2000). Les follicules de taille supérieure à 3 mm, ont par contre une dépendance absolue vis-à-vis des hormones gonadotropes (Drion et al, 2000).

II.2-1- La phase gonadotrope indépendante :

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 (Driancourt, 1991) à une croissance de type cyclique dépendant 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. De 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- β) ou inhibitrice (IGFBPs, follistatine, inhibine, interleukine-6, TNF- α) (Monniaux et al, 1997).

L'effet de ces substances est indirecte, en agissant par une rétroaction négative sur l'hypophyse où indirecte en agissant sur l'ovaire d'une manière paracrine (Findly, 1993).

II.2-2- La phase gonadotrope dépendante :

Cette phase également qualifiée de folliculogénèse tonique par opposition à la précédente appelée folliculogénèse basale (Driancourt et al, 1991). Un follicule est recruté quand il est capable de répondre à la stimulation par les gonadotropines. La GnRH, ou gonadolibérine, est le régulateur principal de la fonction reproductrice, elle est synthétisée et libérée par les neurones de l'hypothalamus et provoque la synthèse et la libération des gonadotropines (FSH et LH) par les cellules gonadotropes de l'antéhypophyse. Ces deux hormones sont produites dans les mêmes cellules. Elles sont stockées dans des granules sécrétoires à l'intérieur du cytoplasme, le stockage de la FSH est faible et courte durée, elle est libérée d'une façon régulière au cours du cycle. Contrairement à la LH dont le stockage se prolonge pour être libéré en grande quantité durant la montée pré-ovulatoire. La FSH jouant un rôle dans l'induction de l'expression des gènes codant pour l'aromatase, l'inhibine et le récepteur de LH dans les cellules de granulosa (Monniaux et Monget, 1997).

Ces actions peuvent être modulées par de nombreux facteurs paracrines capables d'amplifier ou freiner (Monniaux et Monget, 1997).

L'effet de ces substances est indirect en exerçant une réaction sur l'hypophyse ou direct en agissant sur l'ovaire d'une manière paracrine (Findly, 1993).

III. Le cycle sexuel chez la vache :

Chez la vache, l'appareil génital présente pendant toute la période d'activité génitale, à partir de la puberté, des modifications physiologiques et morphologiques se répétant toujours (physiologiquement) dans une période et intervalle bien défini et ne s'interrompt que par la gestation.

Le cycle sexuel recouvre à la fois, le cycle ovarien et le cycle oestrien, avec lequel il est souvent confondu.

III.1- Le cycle ovarien :

Le cycle ovarien peut être défini comme l'intervalle entre deux ovulations successives à une durée caractéristique propre à chaque espèce.

Ce cycle peut être distingué en une phase lutéale où prédomine le ou les corps jaunes, et la phase pré-ovulatoire ou folliculaire (Gilbert, 1995).

- **La phase lutéale :**

Cette phase occupe la période la plus longue du cycle et dure 17 jours environ chez la vache. Elle correspond à la lutéogenèse et la lutéotrophie. Le début de cette phase a lieu juste après l'ovulation. Cette phase lutéale se traduit par une faible production d'œstrogène ovarien mais parallèlement par une forte concentration de progestérone due à l'activité du corps jaune formé. En cas de fécondation, le corps jaune persistera jouant un rôle important pendant la gestation, s'il n'y a pas de fécondation, le corps jaune dégénère sous l'action des PGF2 α sécrété par l'utérus en formant le corps blanc (corpus albicans). Une fois le corps jaune disparaît, les taux des FSH augmentent de nouveau d'où la possibilité de l'installation d'un nouveau cycle.

- **La Phase folliculaire :**

Contrairement à la phase précédente, cette phase est caractérisée par une forte production d'œstrogène ovarien.

C'est vers la fin de cette phase qu'on note des manifestations comportementales, rattachées classiquement à l'œstrus qui dure de 6 à 36 heures. Parmi ces manifestations, on signale : un relèvement fréquent de la queue, reniflement et léchage de la vulve, appui et frottement du menton, une augmentation de la fréquence des mictions et des beuglements, parfois se terminant par le chevauchement d'une congénère (Royal, 1982).

Ces signes ne sont pas toujours présents ou évidents, et le comportement le plus représentatif de l'œstrus reste l'acceptation de chevauchement (Thibier, 1976). Entre ces deux phases se produit l'ovulation.

III.2- Le cycle oestrien :

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 œstral (figure 3) 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 vascularise 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 environ 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).

- **Metœstrus :**

C'est la phase d'installation du corps jaune et va du premier au 6^{ème} 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 sécrètent un liquide blanchâtre : le lait utérin, le col se ferme, la glairer s'épaissit.

- **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^{ème} au 17^{ème} jour du cycle), mais cette

durée est très variable puisqu'elle détermine la durée du cycle œstral (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).

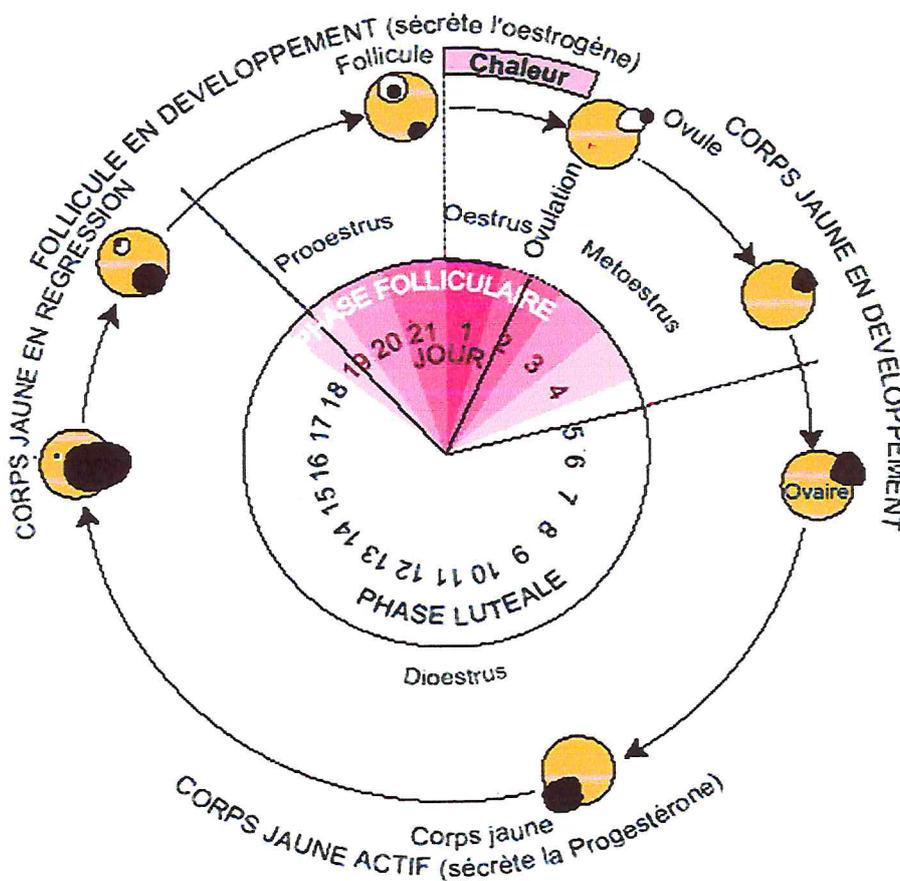


Figure 3 : Représentation schématique des différentes phases du cycle oestral chez la vache laitière (Wattiaux, 1995)

III.3- Régulation neuro- hormonale du cycle sexuel :

La régulation du cycle œstral fait notamment intervenir :

- les hormones hypothalamo-hypophysaires (GnRH, FSH et LH).
- les hormones stéroïdiennes gonadiques (progestérone et œstradiol).
- les prostaglandines d'origine utérine (Figure 4).

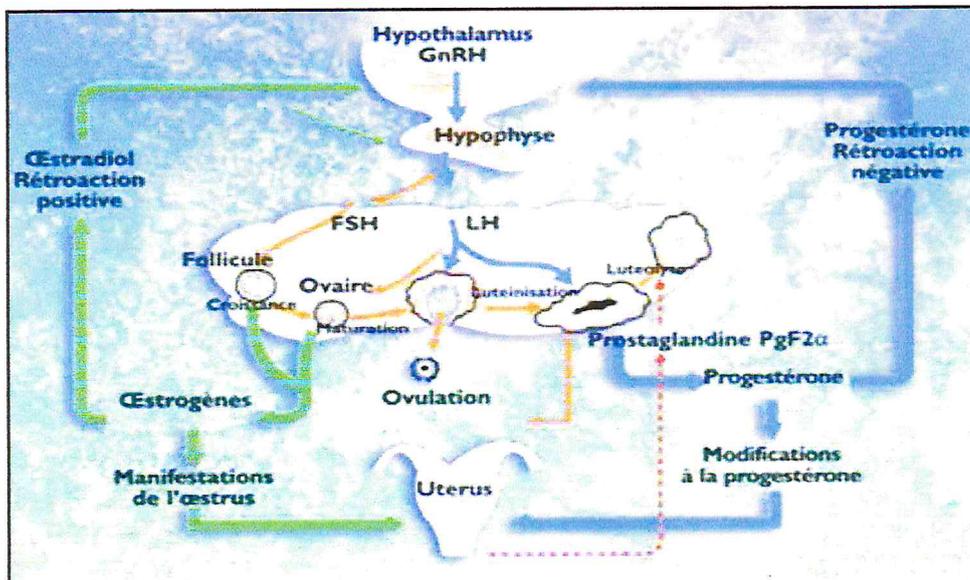


Figure 4 : Régulation neuro-hormonale du cycle sexuel (Peters et Ball, 1987)

La GnRH, synthétisée et libérée par l'hypothalamus, stimule la synthèse et la libération des gonadotropines LH et FSH par l'hypophyse antérieure. Les hormones stéroïdiennes (androgènes, œstrogènes) régulent la sécrétion de GnRH (Pawson et McNeilly, 2005). La sécrétion de FSH est régulée par l'œstradiol et l'inhibine secrétées par les follicules en croissance. Par contre, la sécrétion de LH est régulée par la GnRH et la progestérone. La FSH a pour rôle de stimuler la croissance folliculaire, alors que la LH stimule la maturation finale du follicule dominant, l'induction de l'ovulation et la stimulation de la sécrétion de progestérone par le corps jaune.

Au cours du cycle sexuel, les profils hormonaux (figure 5) montrent :

- Une phase folliculaire caractérisée par une sécrétion d'œstrogènes par le follicule ovarien lors de sa croissance terminale, qui sont responsables du comportement d'œstrus. Au début de phase folliculaire, la concentration plasmatique en œstradiol est faible et la

pulsatilité de LH est limitée. Par la suite, une augmentation de la pulsatilité de LH va permettre l'élévation de la concentration d'œstradiol pré-ovulatoire. Une fois la concentration maximale en œstradiol est atteinte ; elle induit, par rétroaction positive, une augmentation de la fréquence de pulse de GnRH se traduisant par un pic pré-ovulatoire de LH et FSH et l'ovulation a lieu après une décharge ovulante de LH (Driancourt et Levasseur, 2001).

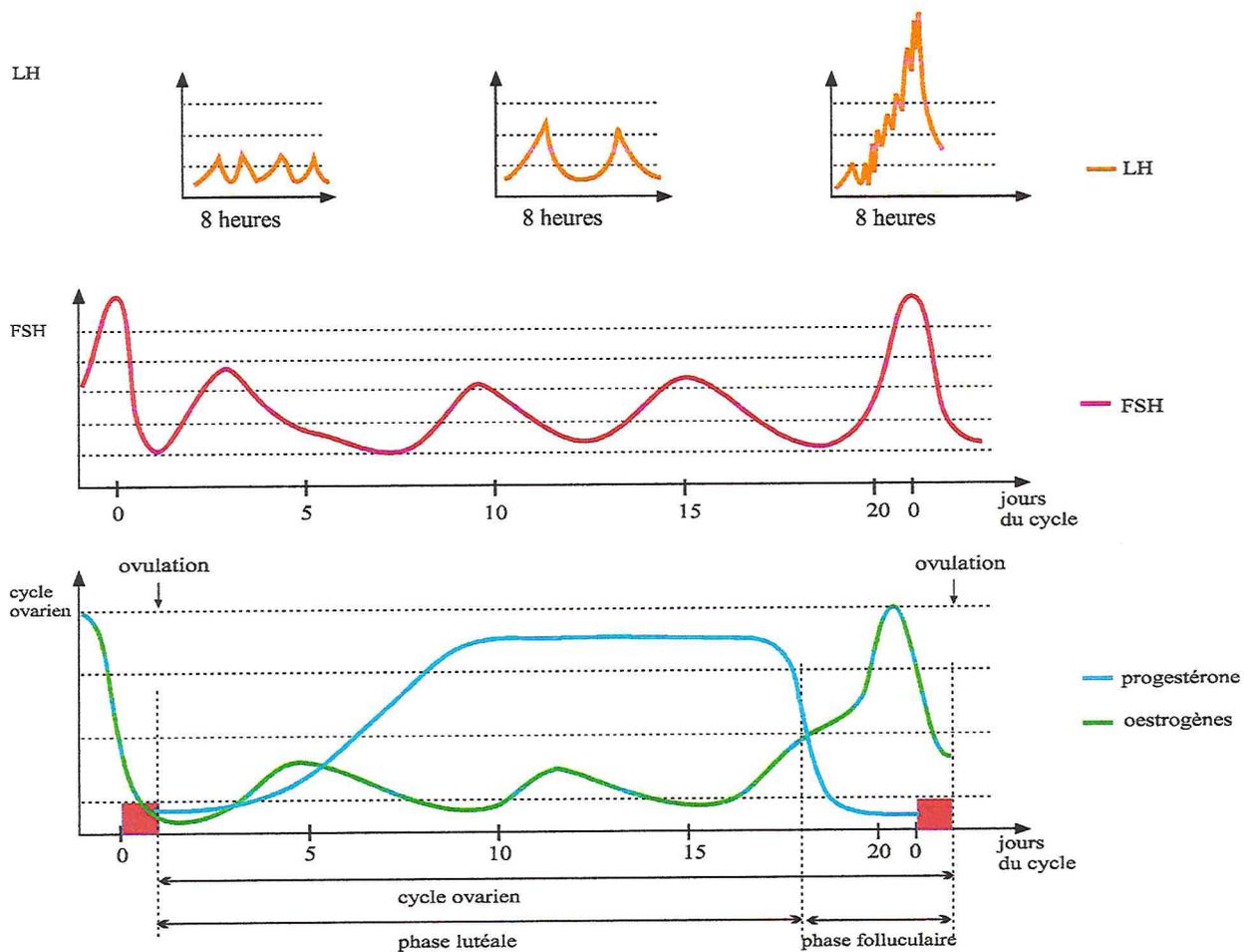


Figure 5 : Profils hormonaux au cours du cycle sexuel (schéma modifié) (Bonnes et al, 2005)

- La phase lutéale caractérisée après ovulation par la formation du corps jaune sécrétant la progestérone. Les concentrations de progestérone sécrétées par le corps jaune augmentent progressivement durant les 5 à 6 premiers jours du cycle pour atteindre un maximum entre le 10 et le 14^{ème} jour du cycle selon Adams et al (2008). Pendant la période d'activité du corps jaune, la progestérone exerce une rétroaction négative sur la pulsatilité de LH. Pendant cette phase, les variations de la FSH sont dues à l'apparition de nouvelles vagues

folliculaires. Au cours de cette phase lutéale, l'œstradiol et l'inhibine folliculaire exercent une rétroaction négative sur la sécrétion de GnRH, diminuant ainsi les concentrations de FSH au fur et à mesure de la croissance des follicules (Driancourt et Levasseur, 2001).

En absence de gestation, la fin de la phase lutéale est marquée par une régression du corps jaune et une diminution de la concentration en progestérone, entre le 16^{ème} et le 18^{ème} jour du cycle, sous l'effet des PGF2 α sécrétées par l'endomètre utérin.

Chapitre II

Les principes d'échographie ovarienne

Introduction :

Dans le domaine de la reproduction bovine, l'échographie fait partie de la pratique quotidienne de nombreux cabinets vétérinaires dans les pays développés. Elle est utilisée comme technique d'observation de l'activité ovarienne et pour le diagnostic précoce de gestation.

I. Matériel utilisé :

I.1- Les sonde :

I.1-1- les sondes électroniques :

Elles sont de deux types, les linéaires (figure 6), les plus utilisées pour l'échographie ovarienne, et les sectorielles, surtout utilisées en cardiologie. Nous n'évoquons que les linéaires qui sont constituées de nombreux petits cristaux alignés. L'excitation successive d'une série de cristaux permet le balayage ; de plus l'excitation légèrement décalée de chaque cristal permet une focalisation du faisceau. Parfois, l'alignement des cristaux au lieu d'être sur un même plan, est convexe, On parle de sonde convexe ou micro convexe : dans ce cas, l'image n'est plus rectangulaire mais sectorielle. Elles sont utilisées pour visualiser des régions d'accès difficiles comme le cœur ou les poumons (Décante, 1990).

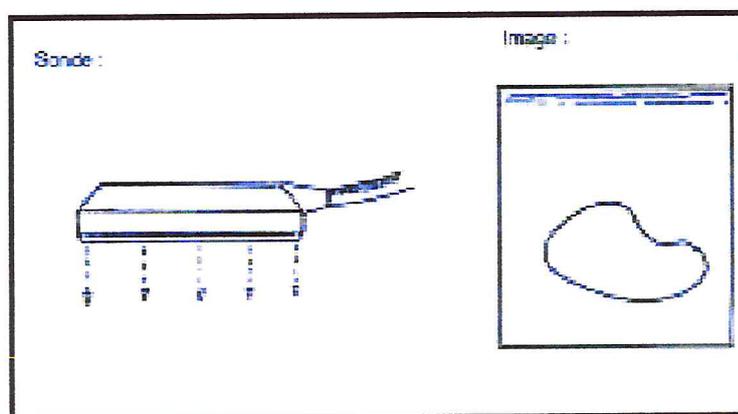


Figure 6 : Sonde linéaire (Décante, 1990)

I.1-2- Les sondes mécaniques :

Elles sont constituées d'un ou de quelques cristaux déplacés par un système mécanique oscillant ou rotatif pour effectuer le balayage ; l'image produite est sectorielle (figure 7). L'excitation des cristaux est également électrique. L'avantage principal est la polyvalence de ce matériel. Cependant, les lignes d'écho réfléchies n'étant pas parallèles, la résolution latérale, bien que bonne, change en fonction de la profondeur d'exploration.

De plus les structures de grande dimension sont de visualisation plus difficile à proximité de la sonde .Enfin, l'apprentissage de la manipulation (surtout lorsque on est habitué à travailler avec des échographes à sonde linéaire) et la matérialisation du plan de coupe sont plus délicat.

Ce matériel peut être choisi lorsque l'échographie sera mise en œuvre dans plusieurs espèces, c'est-à-dire pour les vétérinaires qui ont une activité mixte et qui ne veulent pas investir dans plusieurs sondes (Mialot et al, 2003).

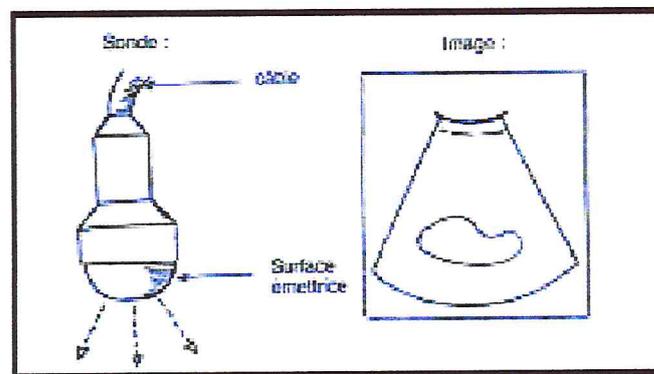


Figure 7 : Sonde sectorielle (Décante, 1990)

I.2- Fréquence de la sonde :

En médecine vétérinaire, les sondes de 3,5 MHz et, 5 MHz et 7,5 MHz sont majoritairement utilisées. La pénétrance d'une sonde de 7,5 MHz n'est que de 4 à 5 cm, seules les structures proches de la sonde peuvent donc être examinées précisément (follicules, corps jaune, petits embryons). Une sonde de 5 MHz a une pénétrance de 8 à 10 cm, permettant de visualiser les ovaires, l'utérus et les éléments structuraux de début de gestation. La pénétrance de la sonde de 3,5 MHz est de 12 à 15cm, elle permet d'examiner des gestations plus avancées et états pathologiques de l'utérus tel que le pyomètre.

Lorsque la fréquence diminue, la pénétrance devient plus importante mais la résolution diminue, c'est-à-dire que pour distinguer deux structures, il faut que leur distance soit accrue (Pierson et al, 1988).

II. Methodologies:

II.1- Choix du local d'examen :

La lumière solaire doit être évitée. Les reflets sont en effet un frein à bonne visualisation de l'image apparaissant à l'écran. L'obscurité permet d'utiliser au maximum toutes les nuances de gris, donnant une qualité optimale de l'image. Il convient donc de placer l'appareil à l'ombre, et à gauche de l'opérateur s'il est droitier (Décante, 1990)

II.2- Contention des animaux :

Il existe 2 cas, selon la mobilité ou non de l'appareil :

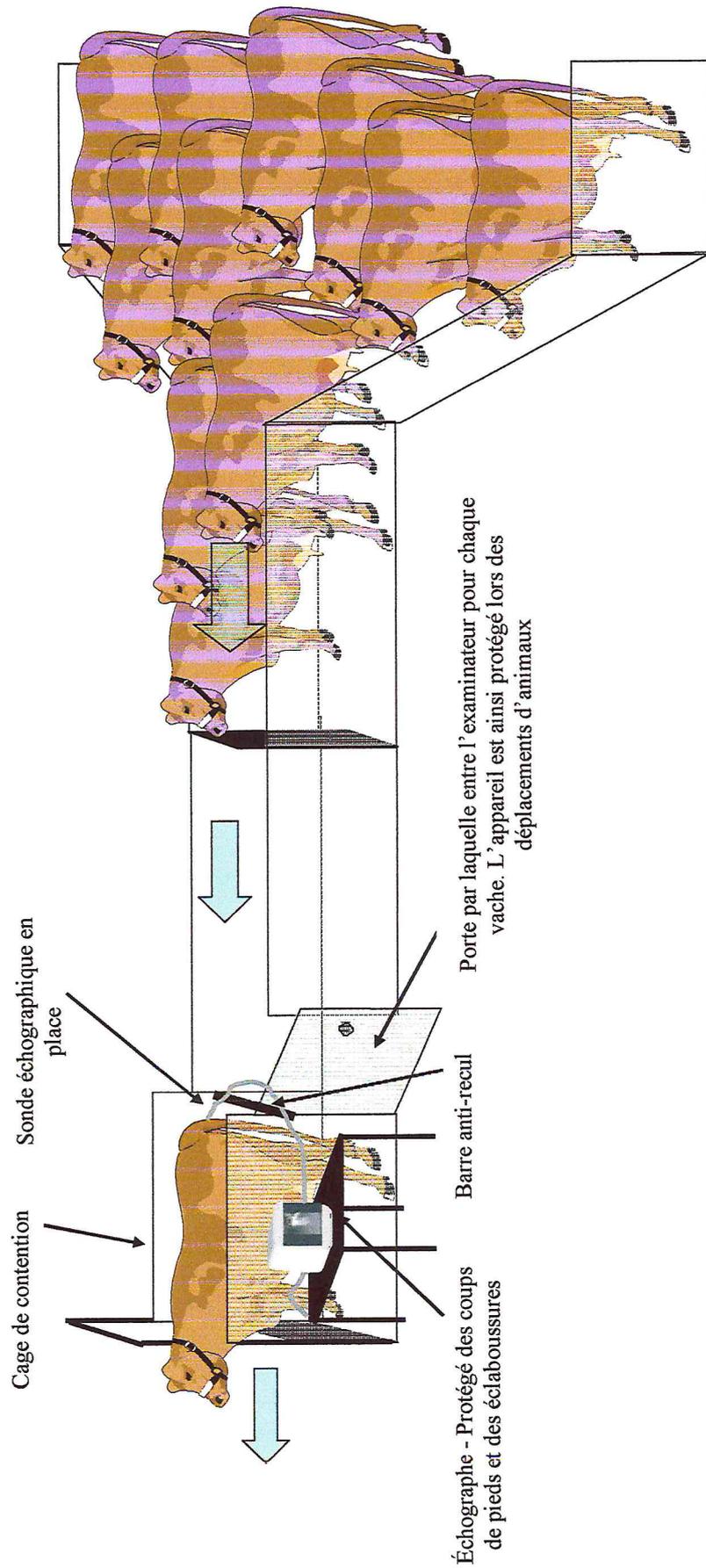
Vaches en cage de contention : (figure 8)

-L'échographe est alors fixe. La vache est placée dans une cage de contention, un box d'examen ou amenée dans la salle de traite. L'avantage majeur de cette méthode est d'avoir l'appareil hors du moyen de contention, donc protégé des mouvements d'animaux (coups de pattes, bousculades) et des éclaboussures. Afin d'éviter le recul des animaux, il est nécessaire d'installer une barre anti-recul.

Amener chaque vache à la salle de traite ou même les faire passer une à une dans une cage à contention prends du temps ; ceci aura pour conséquence une durée d'examen beaucoup plus longue et donc un travail plus fastidieux. Par ailleurs, leur déplacement rend les animaux nerveux et stressés.

C'est pourquoi sur de petits troupeaux, ou pour contrôler seulement quelques vaches, il est pratique d'utiliser un échographe, portable afin de pouvoir se déplacer de vache en vache et éviter ainsi les mouvements d'animaux (Décante, 1990).

Figure 8 : Organisation du chantier lorsque les vaches sont en cage de contention (Dreno et al, 2004)



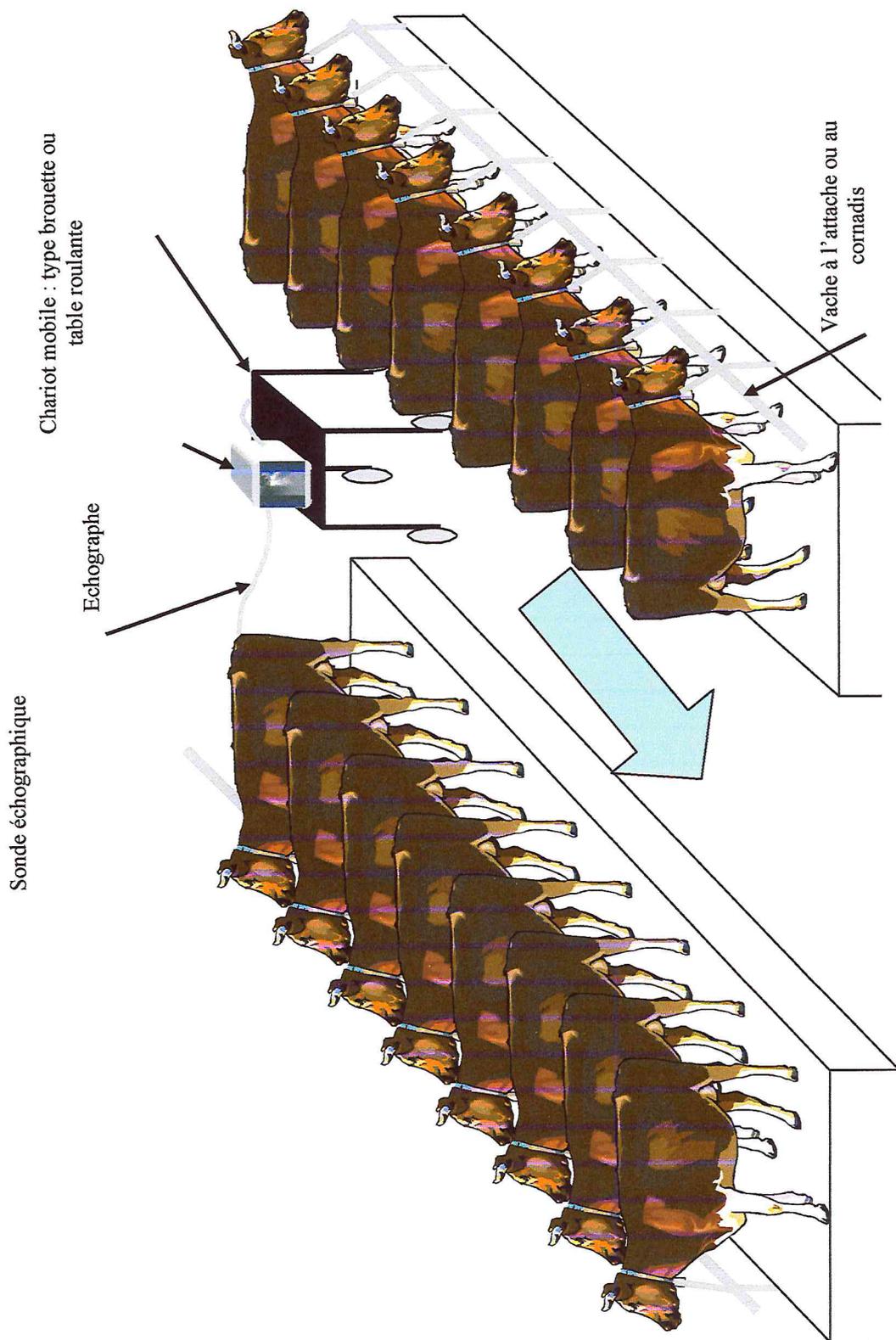


Figure 9 : Organisation du chantier lorsque les vaches sont aux cornadis (Dreno et al., 2004)

-L'échographe est alors mobile, placé sur une table roulante, dans une brouette ou porté par un aide (figure 9). La mise en place d'une telle installation étant assez lourde, elle sera donc principalement réservée à l'examen d'un grand nombre d'animaux (Mialot, 2003). Les animaux sont alors à l'attache ou au cornadis, le praticien passant derrière avec un chariot par exemple. Cette méthode offre le principal avantage d'être rapide et donc la possibilité d'examiner un grand nombre de vaches en peu de temps.

Cependant l'appareil, placé juste derrière les animaux, est exposé aux coups de pieds qui pourront pour la majorité être évités en plaçant le chariot à bonne distance des vaches ; les éclaboussures sont quant à elles inévitables.

Ainsi, la contention en cage (générant stress et nervosité des animaux) ou aux cornadis (où l'appareil est exposé) n'est ni l'une ni l'autre une solution idéale.

Pourtant, l'examen des vaches aux cornadis reste le moyen de contention le plus couramment utilisé, offrant le meilleur compromis entre sécurité et rapidité.

Les appareils légers, portables sur soi en bandoulière ou en bracelet, permettent de simplifier l'organisation du chantier. Ils seront plus particulièrement appréciés lors de l'examen de quelques bêtes seulement (Décante, 1990)

II.3- Examen transrectal :

L'opérateur, muni d'un gant protecteur lubrifié, vide totalement le rectum de ces fèces; car celles-ci empêchent la propagation des ultrasons (ce qui se traduit à l'écran, par l'apparition de bandes sombres). Puis, l'opérateur palpe les différentes parties de l'appareil génital, cette étape est primordiale: Elle permet d'apprécier la position anatomique des différents éléments de celui-ci, d'avoir éventuellement une idée de l'état de gestation, voire de détecter des anomalies. Il faut tout d'abord repérer le col puis les cornes utérines. Si ces dernières plongent dans la cavité abdominale, il faut essayer de les regrouper dans la filière pelvienne. Pour faciliter l'examen, il est conseillé de regrouper les cornes utérines dans le creux de la main (Tainturier et al, 1998).

II.4- Examen échographique du tractus génital :

Dans un deuxième temps, la sonde est introduite dans le rectum. Elle doit être bien lubrifiée et parfaitement étanche. Dans le cas d'une sonde linéaire, il est conseillé de la tenir avec le pouce dans le creux de la main, les autres doigts regroupant l'appareil génital sous la sonde. La sonde doit être fermement plaquée contre le plancher du rectum. Dès lors, on essaie

de visualiser les différentes structures en la faisant progresser dans le rectum (Tainturier et al, 1998).

III. Examen échographique des ovaires :

III.1- Diagnostic des structures physiologiques :

III.1-1- Les follicules :

Le follicule est une structure de grandeur variable selon la phase œstrale.

Le liquide de la cavité folliculaire apparaît anéchogène. Néanmoins, il est possible d'y observer quelquefois, avant l'ovulation, des échos ponctiformes. La cavité a un diamètre maximum de 15-20 mm. Si elle est supérieure à 25 mm, on parlera de kyste folliculaire. La paroi du follicule est fine (1 à 2 mm d'épaisseur) et le sépare du reste de l'ovaire, également visible (figure 10) (Chastant-Maillard et al, 2003). Par ailleurs, le manque d'atténuation de l'onde ultrasonore par le liquide folliculaire est responsable de la présence d'une zone hypéréchogène de renforcement des échos à la partie ventrale du follicule (Hanzen, 2004-2005).

Selon certains auteurs, il serait possible d'observer des follicules d'un diamètre égal ou supérieur à 2 mm avec une sonde de 5 MHz alors qu'une sonde de 3,5 MHz ne permettrait pas de voir les follicules de taille inférieure à 6 mm. Cependant, d'autres auteurs estiment à 5 mm la limite de détection des follicules avec une sonde de 5 MHz (Hanzen, 2004-2005).

A l'échographie, le stroma des ovaires lisses et petits apparaîtra grisâtre et homogène, éventuellement bordé de follicules.

Cependant, la présence de ces follicules n'est pas suffisante pour conclure à une « activité ovarienne » réelle (Dreno et al, 2004). En effet, même les gros follicules peuvent subir l'atrésie leur présence permet donc de conclure à l'existence de vagues folliculaires mais on ne sait pas si l'ovulation aura lieu.

L'ovulation ne sera repérée lors d'un suivi échographique, que par la disparition d'une image circulaire anéchogène observée peu avant (figures 10) (Hanzen, 2004-2005).

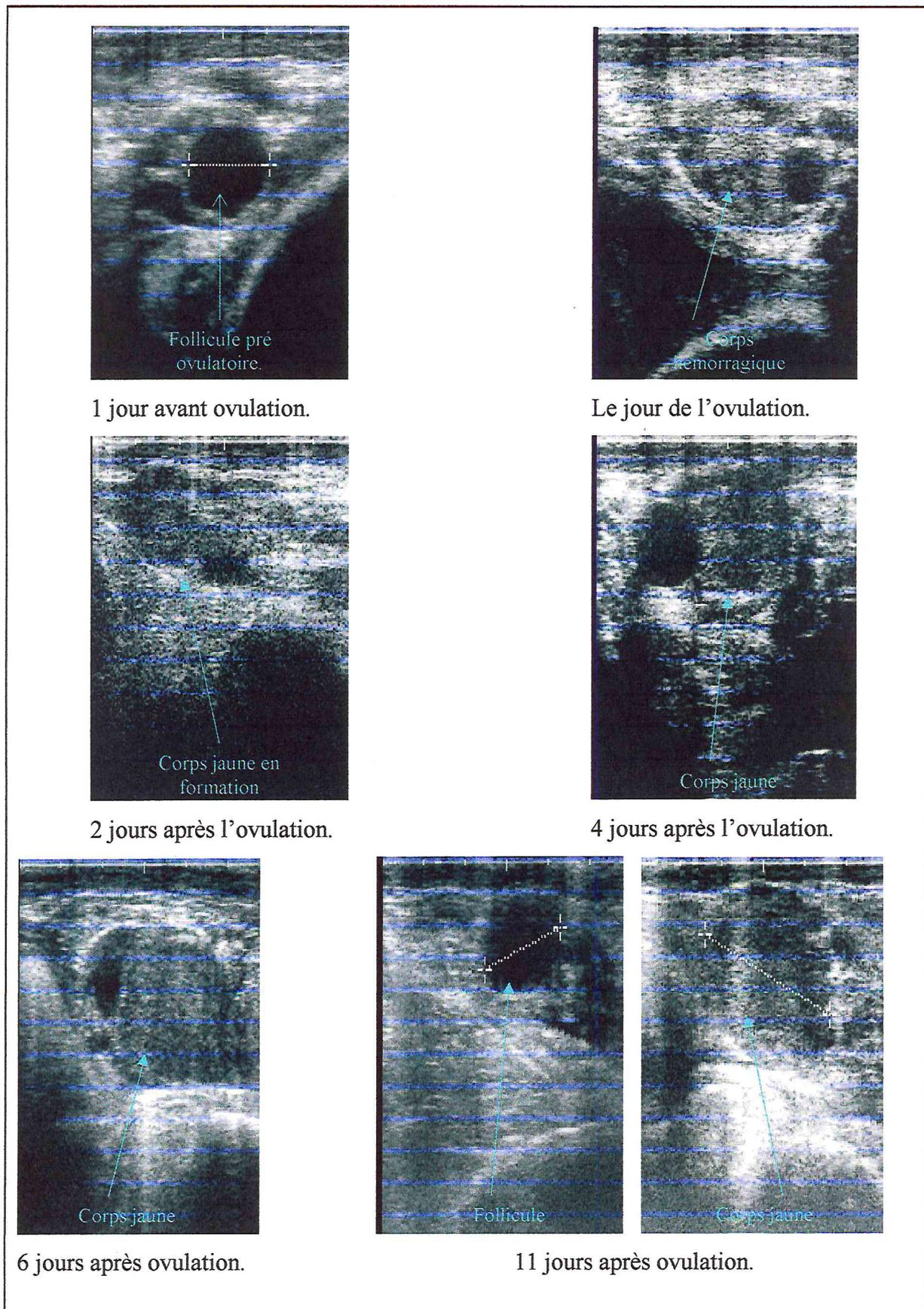


Figure 10 a : Suivi échographique des ovaires au cours d'un cycle chez la vache (Dreno et al, 2004).

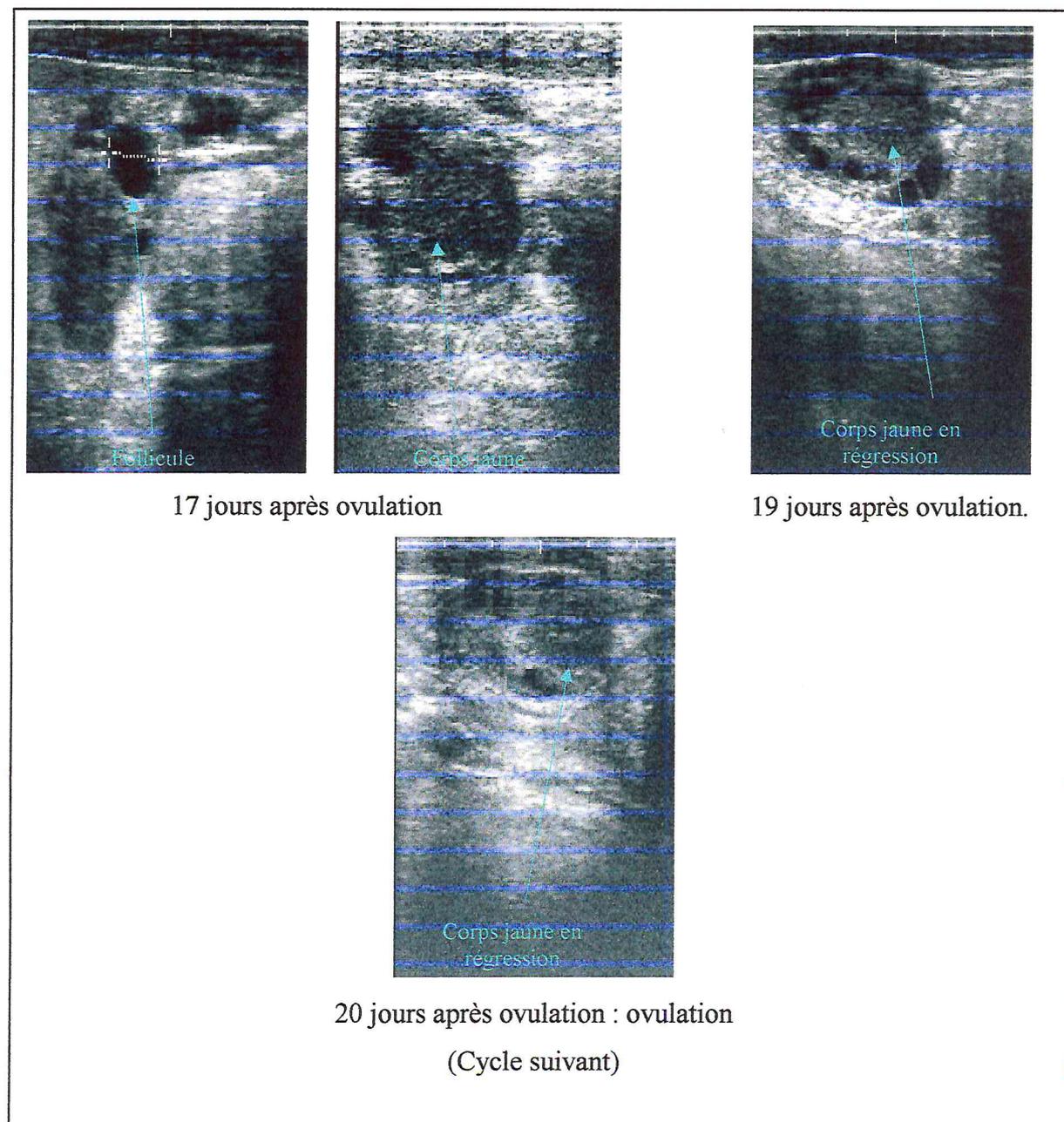


Figure 10 b : Suivi échographique des ovaires au cours d'un cycle chez la vache
(Dreno et al, 2004).

III.1-2- Le corps jaune :

Le corps jaune fait suite à la lutéinisation des cellules de la granulosa après l'ovulation. En début de formation, on parle de « corps hémorragique » car il se forme un caillot dans la cavité antrale, dont l'aspect est hétérogène (figure 10). Un corps jaune fonctionnel présente un diamètre supérieur à 2 cm. Echographiquement, le corps jaune ne devient individualisé et visible qu'à partir de 4 jours après l'ovulation, lorsque la cavité a été comblée par des cellules de la granulosa lutéinisées (Hanzen, 2004-2005).

Il se présente alors sous la forme d'une surface ovale grise, grossière, granuleuse et nettement délimitée du tissu ovarien.

Son échogénicité est homogène (moins intense que celle du stroma ovarien) et varie au cours du cycle : elle est plus importante en début et fin de cycle (figure 10). Cependant ces variations sont difficiles à évaluer et ne sont pas utilisables pour le diagnostic. Un trait hyperéchogène peut apparaître au centre du corps jaune, correspondant à du tissu conjonctif ramifié (Kahn, 1994). Entre le 5^{ème} et le 8^{ème} jour suivant l'ovulation, le corps jaune peut présenter une excroissance extra ovarienne, appelée « bouchon de champagne », caractéristique à la palpation.

Plusieurs corps jaunes simples ou cavitaires, de même taille et de même échogénicité, peuvent coexister sur un ovaire, lors d'une double ovulation par exemple (Chastant-Maillard et al, 2003).

Il est à noter qu'aucune différence n'est observée entre les corps jaunes cycliques et les corps jaunes gestatifs (bien qu'ils soient plus gros en général). Cependant, on ne rencontre presque jamais de corps jaune cavitaire chez la vache gestante (Chastant-Maillard et al, 2003).

Lorsqu'il s'agit d'un corps jaune cavitaire, on observe une cavité anéchogène entourée d'une paroi épaisse. Celle-ci est ovale, parfois ronde et centrale. Son diamètre peut mesurer de quelques millimètres à 2 cm maximum. Le volume du corps jaune cavitaire est en général supérieur à celui du corps jaune plein.

Les corps jaunes cavitaires représentent 40% des corps jaunes et ne sont pas pathologiques (Chastant-Maillard et al, 2003).

PARTIE
EXPERIMENTALE

*MATERIEL
ET METHODES*

I. Objectif :

L'objectif de notre travail est d'évaluer certains paramètres du cycle œstral des vaches locales Cheurfa en déterminant :

- La taille du follicule pré-ovulatoire,
- La durée moyenne du cycle œstral,
- L'aspect échographique du corps jaune,
- L'évolution de la taille moyenne (diamètre) du corps jaune et de la teneur plasmatique en progestérone au cours du cycle œstral,

Notre travail consiste à interpréter les résultats d'échographie et de dosage de la progestérone plasmatique obtenus au cours du cycle œstral.

L'étude expérimentale a été réalisée au niveau de la station expérimentale de l'université SAAD DAHLAB de Blida entre mai et août 2007.

II. Matériel et méthodes :

II.1- Matériel :

II.1-1- Animaux :

Les animaux utilisés au cours de notre expérimentation sont représentés par 3 vaches locales Cheurfa originaire de l'Est d'Algérie. Les vaches sont primipares, non gestantes, d'âge moyen de 4 ans avec une note d'état corporelle de 2,5 à 3. Elles ont été identifiées sous les numéros: 1, 2 et 3.

II.1-2- Matériel et hormones de traitement de synchronisation des chaleurs :

Le matériel et les hormones utilisés 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. Cette hormone est commercialisé sous le nom de Crestar®
- 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 (equine Chorionic Gonadotropin) 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®
- applicateur de Crestar®

- Seringues stériles à usage unique, alcool chirurgical à 70 °C et compresses stériles pour la réalisation des injections intramusculaire.

II.1-3- Matériel d'échographie :

Le matériel échographique utilisé est représenté par un échographe de marque Pie médical 100 (figure 11), équipé d'une sonde linéaire à double fréquence 6 / 8 Mhz (figure 12). La fréquence 6 Mhz a été utilisée pour l'examen échographique des ovaires.



Figure 11 : Echographe de type.
PIE MEDICAL 100

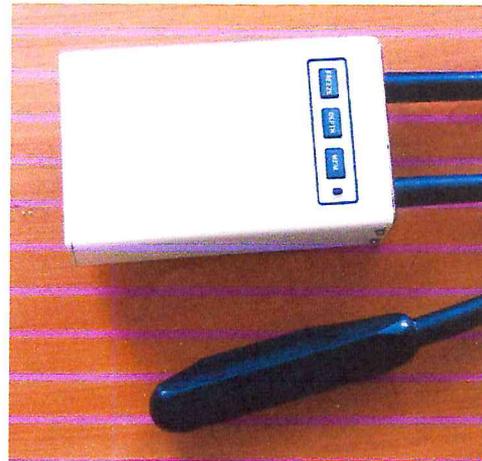


Figure12 : Sonde linéaire à fréquence
6/8 Mhz.

II.1-4- Matériel de prélèvement sanguin :

Le matériel utilisé pour réaliser les prélèvements sanguins est représenté par :

- Des tubes sous vides contenant de l'héparinate de sodium.
- Des aiguilles stériles et porte aiguille.
- Des tubes secs de 3 ml pour la récupération du plasma.
- Centrifugeuse.

II.1-5- Autres matériels :

- Cage de contention.
- Des gants de protection pour la palpation et l'examen transrectale de l'appareil génital.
- Gel pour lubrifier les gants et la sonde d'échographie.
- Table de travail pour déposer le matériel échographique et le micro-ordinateur.

II.2- Méthodes :

II.2-1- Protocole de traitement de synchronisation et d'induction des chaleurs :

Le traitement de synchronisation et d'induction des chaleurs a été réalisé selon le schéma suivant (figure 13) :

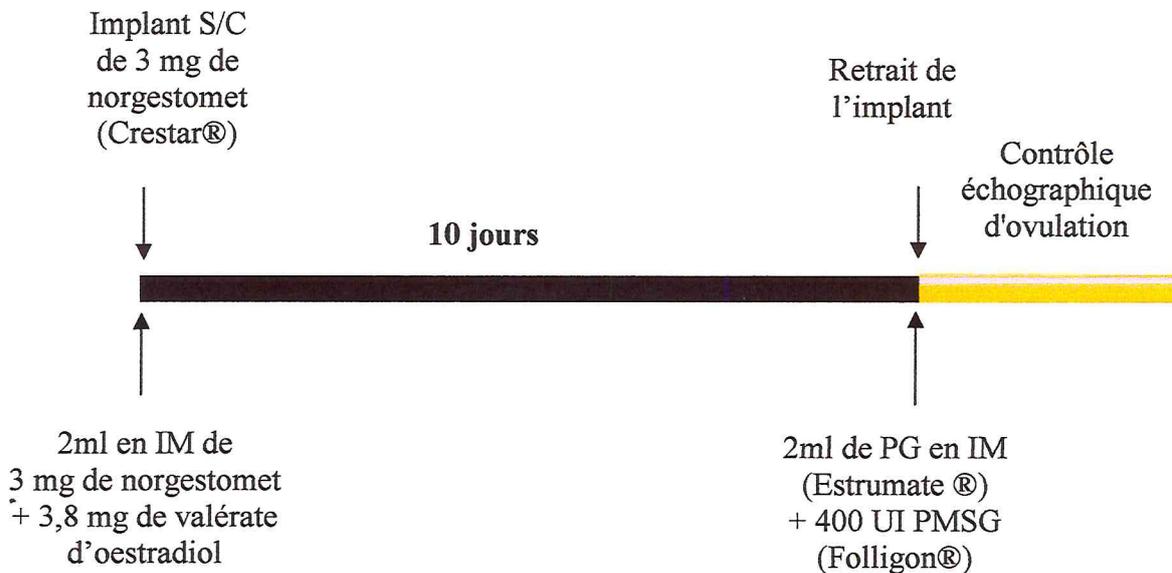


Figure 13: Schéma du traitement d'induction et de synchronisation (Grimard et al, 2003).

II.2-2- Méthode d'examen échographique des ovaires :

Avant de commencer l'examen échographique, la vache a été mise en place dans la cage de contention pour éviter des éventuels accidents pour les animaux et l'examineur.

Après vidange du rectum de ses fèces, une palpation transrectale du tractus génital a été réalisé pour repérer la position des ovaires dans la filière pelvienne et de noter les structures ovariennes présentes (corps jaune, follicules).

L'examen échographique a ensuite débuté et a consisté à l'introduction progressive de la sonde induite de gel dans le rectum tout en contrôlant les images échographiques à l'écran. On peut visualiser chaque partie de l'appareil génital (col, corps et cornes utérine) ainsi que la vessie apparaissant en forme de poire anéchogène. Les cornes utérines sont prises comme repère pour localiser les ovaires. Ces derniers sont examinés chacun de son côté par un simple déplacement 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 a été assuré par l'annulaire et le petit doigt. La sonde est maintenue en contact étroit avec la paroi du rectum afin de réduire la distance entre la sonde et l'ovaire pour diminuer l'atténuation du faisceau sonore.

Au cours de l'examen échographique de chaque ovaire, une ou plusieurs rotations de la sonde ont été nécessaires pour examiner toute la surface de l'ovaire.

Chaque image échographique enregistrée a été schématisée sur une fiche pour mieux interpréter les résultats.

L'identification échographique des structures ovariennes a été réalisée selon les critères de Kahn (1994) :

- Les follicules apparaissent comme des zones noires, plus ou moins bien circonscrites et anéchogène.
- Le corps jaune apparaît sous forme d'une structure presque sphérique plus au moins échogène.

La détermination de la taille des structures ovariennes (follicule pré-ovulatoire et corps jaune) a été réalisée selon les critères de Kahn (1994). La taille des follicules correspond au diamètre de la cavité folliculaire et la taille du corps jaune est représentée par la moyenne du petit et grand diamètre.

La détermination de la taille des follicules et du corps jaune obtenues a été réalisée à l'aide du logiciel ODT.

II.2-3- Protocole du suivi échographique :

Après retrait de l'implant, un suivi échographique quotidien des structures ovariennes a été réalisé sur une durée de 2 cycles œstraux. Seulement le 2^{ème} cycle œstral après traitement de synchronisation des chaleurs a été utilisé dans notre étude.

II.2-4- Confirmation de l'ovulation :

L'ovulation a été mise en évidence par la disparition du follicule ovulatoire (Wettmann et al, 1998) et confirmé par la formation d'un corps jaune.

II.2-5- Méthode de prélèvement sanguin et de dosage de la progestérone :

Après une bonne contention de l'animal, la zone de la veine jugulaire est préalablement désinfectée à l'alcool. Le sang recueilli, dans des tubes sous vide, contenant de l'héparinate de sodium, est immédiatement centrifugé à 3000 tours / mn pendant 15 mn.

Le plasma ainsi obtenu est transféré dans des tubes secs portant le numéro de l'animal et la date de prélèvement. Les plasmas sont ensuite immédiatement congelés à -20°C et conservés jusqu'au moment de la réalisation du dosage.

Le dosage quotidien de la progestérone plasmatique a été réalisé par la méthode radio-immunologie

en utilisant le KIT IMMUNOTECH "A BECKMAN COULTER COMPANY" au niveau du laboratoire de médecine nucléaire de l'hôpital central de l'armée Ain Naadja.

II.2-6- 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 : $X = \frac{\sum x_i}{n}$

$$ESM = \frac{\sigma}{\sqrt{n}}$$

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

Où : x_i : valeurs individuelles

n : nombre de valeurs

σ : écart-type

- La validité statistique des différences entre les moyennes de deux séries expérimentales, est calculée par le test "t" de Fisher-Student.

$$t = \frac{\bar{X}_1 - \bar{X}_2}{S \sqrt{\frac{1}{n_1} + \frac{1}{n_2}}} \quad \text{Avec } S^2 = \sqrt{\frac{\sum (x_{1i} - \bar{x}_{1i})^2 + \sum (x_{2i} - \bar{x}_{2i})^2}{n_1 + n_2 - 2}}$$

Où : X_1 et X_2 : valeurs moyennes arithmétiques de chaque série.

x_1 : valeurs individuelles de la première série.

x_2 : valeurs individuelles de la deuxième série.

n_1 et n_2 : nombre de valeurs de chaque série.

III. Résultats :

III.1-Taille moyenne du follicule pré-ovulatoire :

L'échographie ovarienne réalisée la veille de la disparition du follicule pré-ovulatoire a permis de mettre en évidence la présence d'un seul follicule pré-ovulatoire sur l'un des ovaires de chaque vache.

La taille et les images échographiques du follicule pré-ovulatoire de chaque vache sont rapportées respectivement dans les tableaux 1 et 2.

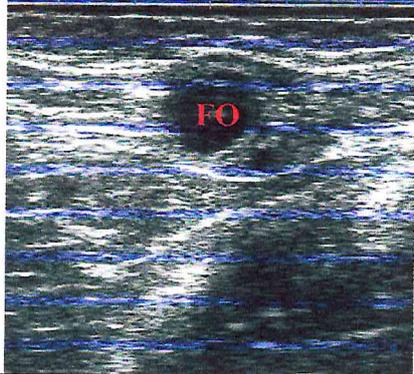
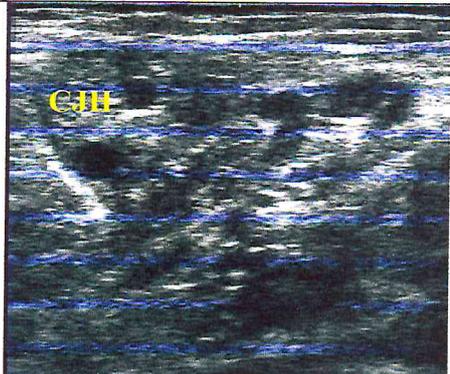
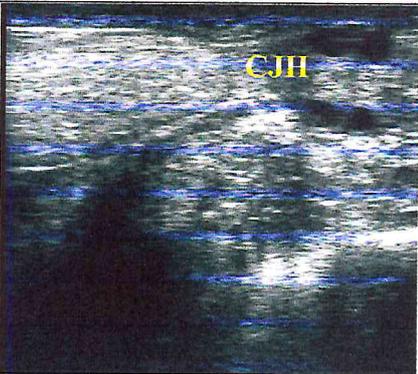
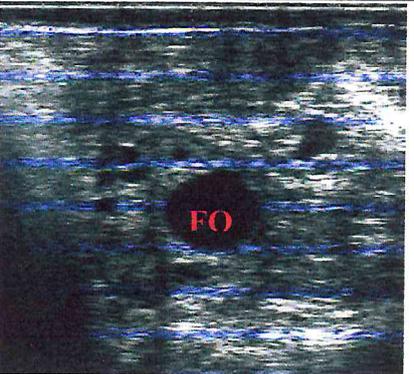
Tableau 1 : Taille moyenne du follicule pré-ovulatoire (mm)

N° de vache	Taille du follicule pré-ovulatoire
1	12,5
2	12,0
3	11,2
Moyenne \pm ESM	11,90 \pm 0,38

Les résultats obtenus montrent que la taille moyenne du follicule pré-ovulatoire est de 11,90 \pm 0,38 mm et varie entre 11,2 à 12,5 mm (tableau 1).

Les ovulations ont eu lieu sur l'ovaire droit et gauche avec un pourcentage respectif de 66,6 et 33,3 %.

Tableau 2 : Images échographiques du follicule pré-ovulatoire et du corps jaune hémorragique (site d'ovulation).

N° de vache	Follicule pré-ovulatoire	Corps jaune hémorragique
1		
	FO de 12,5 mm de diamètre	CJH de 13,2 de diamètre
2		
	FO de 12,0 mm de diamètre	CJH de 11,5 de diamètre
3		
	FO de 11,2 mm de diamètre	CJH de 11,2 de diamètre

FO : Follicule pré-ovulatoire

CJH : Corps jaune hémorragique

III.2- Durée du cycle œstral :

Les résultats de la durée du cycle œstral, déterminée par l'intervalle de temps séparant les ovulations de 2 cycles œstraux consécutifs, mise en évidence par échographie chez les 3 vaches sont rapportées par le tableau ci dessous.

Tableau 3 : Durée du cycle œstral chez les vaches.

N° de la vache	Date d'ovulation		Durée du cycle (jour)
	1 ^{er} cycle œstral	2 ^{ème} cycle œstral	
1	20 juin	10 juillet	20
2	20 juin	10 juillet	20
3	17 juin	07 juillet	20

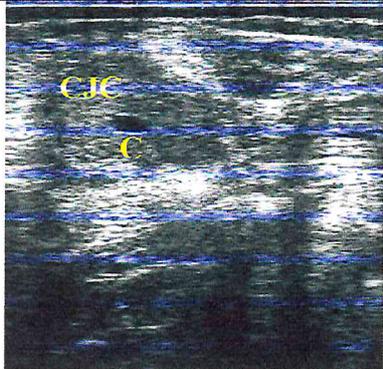
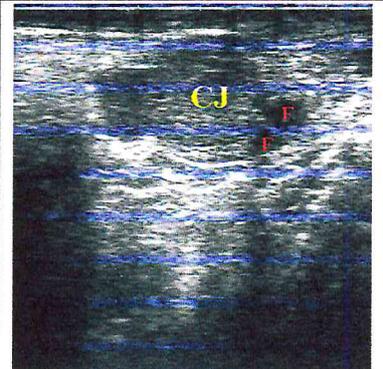
Nos résultats révèlent que la durée du cycle œstral est de 20 jours, identique chez les 3 vaches (tableau 3).

III.3-Aspect et évolution de la taille du corps jaune au cours du cycle œstral :

III.3-1- Aspect échographique du corps jaune :

Les images échographiques du corps jaune prises au cours du 7^{ème} jour du cycle ont mis en évidence les aspects du corps jaune (tableau 4).

Tableau 4 : Images échographiques de l'aspect du corps jaune à J7 du cycle œstral chez les vaches.

Aspect échographique du C.J		
		
C.J.cavitaire de 21,0 mm de la vache 1	C.J massif avec bouchon de 22,0 mm de la vache 2	C.J massif de 18,0 mm de la vache 3

C.J: corps jaune

C.J.C : corps jaune cavitaire

C : cavité

F : follicule

Les images échographiques du corps jaune révèlent une structure plus au moins échogène (grise) par rapport au stroma ovarien, de forme plus au moins circulaire ou allongée avec ou sans une excroissance extra-ovarienne appelée bouchon de champagne. La périphérie du corps jaune est délimitée par un liseré plus au moins continu échogène.

Par échographie deux types de corps jaune ont été mis en évidence:

- Un corps jaune de type massif, ne comprenant pas une cavité anéchogène rencontrée chez les vaches 2 et 3.
- Un corps jaune de type cavitaire présentant une cavité centrale anéchogène observé chez la vache 1.

Les pourcentages de corps jaune massif et cavitaire sont de 66,6 et 33,3% respectivement.

III.3-2- Evolution de la taille du corps jaune :

L'évolution de la taille du corps jaune au cours du cycle œstral, est rapportée par le tableau 5, la figure 14 et les images échographiques du corps jaune à J₃,J₅,J₇,J₉, J₁₁, J₁₃,J₁₅,J₁₇ et à J₁₉ du cycle œstral à titre d'exemple chez la vache 3 sont présentées dans les tableaux 6 a et 6 b.

Tableau 5 : Taille moyenne (mm) du corps jaune au cours du cycle œstral

Jours du cycle	N° de vaches			Moyenne ± ESM
	1	2	3	
J ₀	13,2	11,5	11,2	11,9 ± 0,62
J ₁	12,2	11,1	9,5	10,9 ± 0,78
J ₂	10,3	11,5	12,8	11,5 ± 0,72
J ₃	11,1	11,2	14,9	12,4 ± 1,25
J ₄	12	15,2	17	14,7 ± 1,46
J ₅	16,3	16,5	18	16,9 ± 0,54
J ₆	18,3	17	20	18,4 ± 0,87
J ₇	21	18	22	20,3 ± 1,20
J ₈	21,1	19	22,2	20,7 ± 0,94
J ₉	21	19	22,3	20,7 ± 0,96
J ₁₀	21,2	21	20	20,7 ± 0,21
J ₁₁	22,2	20	21,5	21,2 ± 0,65
J ₁₂	22,6	18,5	21,3	20,8 ± 1,19
J ₁₃	21	19	20,5	20,17 ± 0,6
J ₁₄	19,2	18,7	20	19,3 ± 0,38
J ₁₅	15,5	18,6	18,5	17,5 ± 1,02
J ₁₆	14,8	17,5	18,5	16,9 ± 1,11
J ₁₇	13,1	15	15	14,3 ± 0,63
J ₁₈	11	13,5	13,2	12,5 ± 0,79
J ₁₉	9,5	11,2	9	9,9 ± 0,67
J ₀	9	10,5	8,5	9,3 ± 0,44

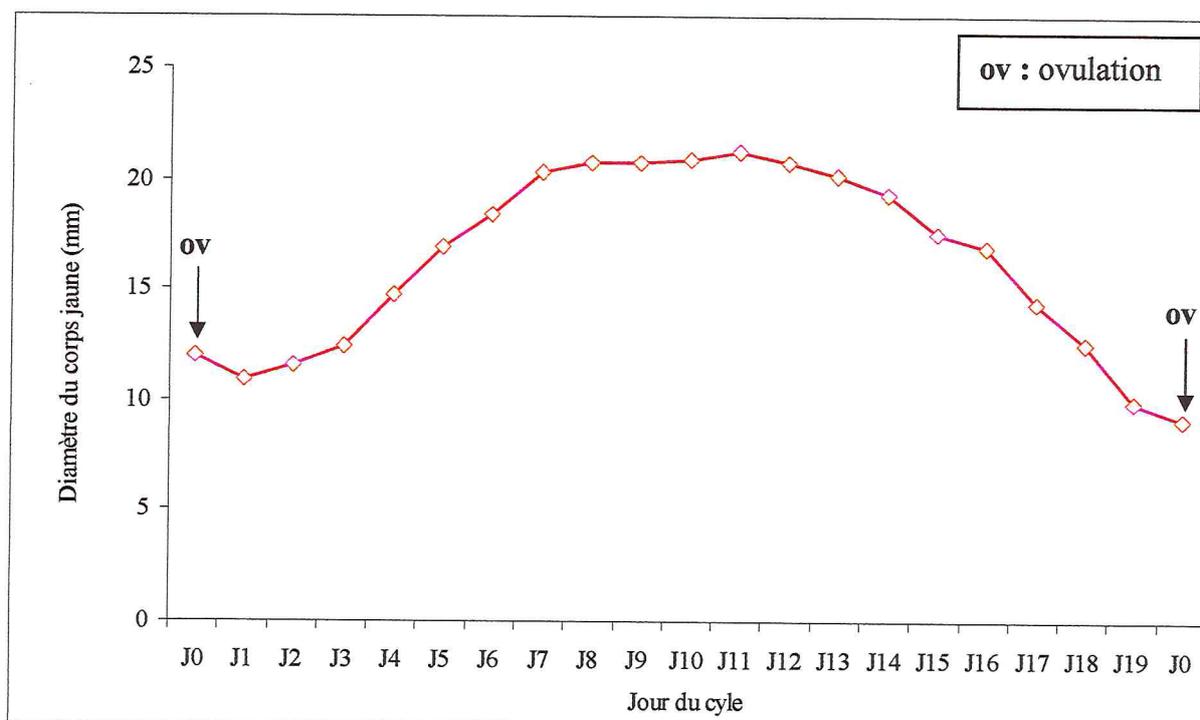


Figure 14 : Evolution du diamètre moyen du corps jaune au cours du cycle œstral.

Les résultats d'évolution de la taille du corps jaune au cours du cycle œstral (tableau 5 et figure 14) montrent que :

- La première augmentation significative ($p = 0,004$) de la taille du corps jaune est observée à J₅ et continue à augmenter de façon significative jusqu'à J₇ du cycle œstral pour atteindre un diamètre moyen de $20,3 \pm 1,2$ mm.
- Entre J₇ et J₁₃ – J₁₄, les variations du diamètre du corps jaune sont faibles et le diamètre du corps jaune varie de $20,3 \pm 1,20$ mm (J₇) à $19,3 \pm 0,38$ (J₁₄).
- A partir du 14^{ème} jour du cycle, la taille du corps jaune régresse jusqu'à la fin du cycle et la première diminution significative ($p = 0,002$) est observé à J₁₇ du cycle œstral.

A titre d'exemple, les images échographiques du corps jaune obtenues au cours du cycle œstral chez la vache 3 sont présentées dans le tableau 6 a et 6 b.

Tableau 6 a : Images échographiques du corps jaune au cours du cycle œstral chez la vache 3

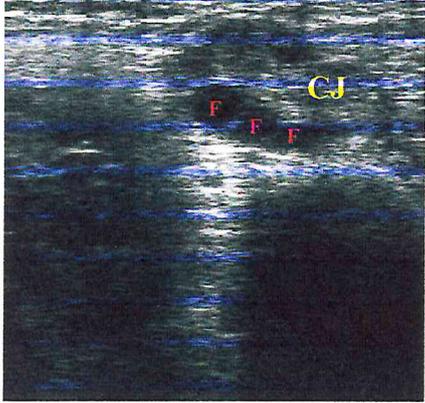
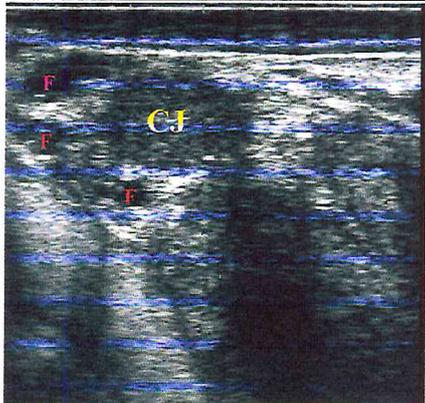
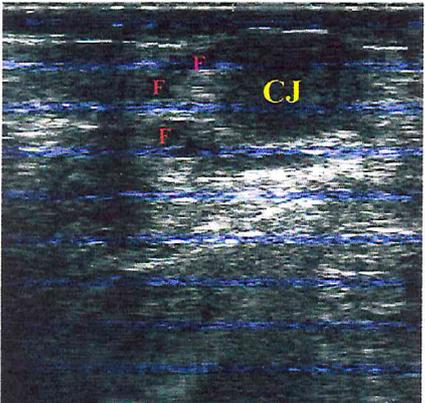
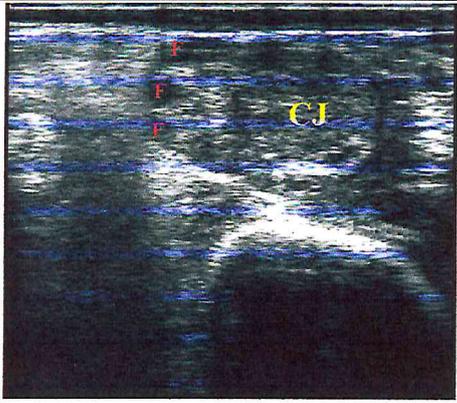
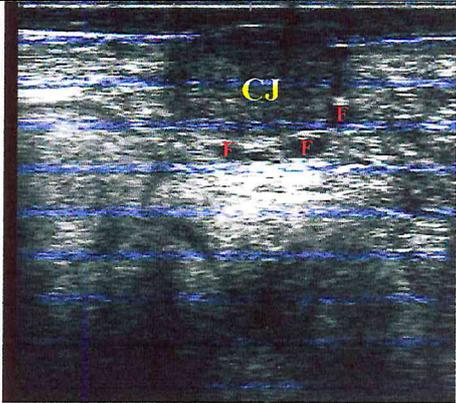
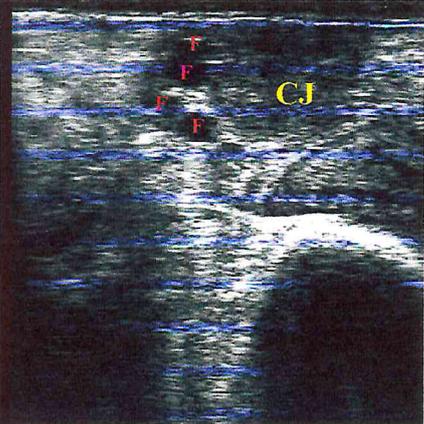
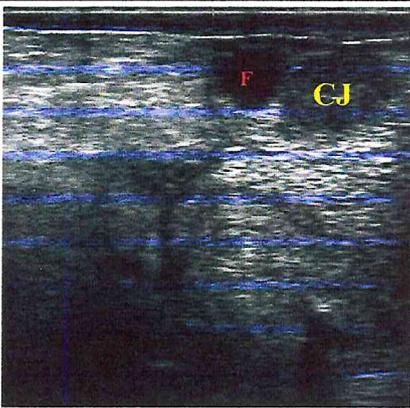
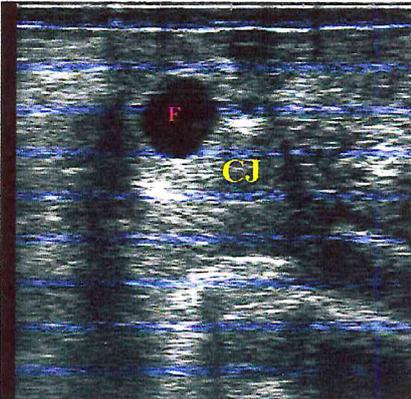
Evolution de la taille du CJ au cours du cycle œstral	
	
Corps jaune à J ₃ de 11,2 mm.	Corps jaune à J ₅ de 16,5 mm.
	
Corps jaune à J ₇ de 18,0 mm.	Corps jaune à J ₉ de 19,0 mm.
	
Corps jaune à J ₁₁ de 20,0 mm.	Corps jaune à J ₁₃ de 20,5 mm.

Tableau 6 b : Images échographiques du corps jaune au cours du cycle œstral vache 3.

	
Corps jaune à J ₁₅ de 18,6 mm.	Corps jaune à J ₁₇ de 15,0 mm.
	
Corps jaune à J ₁₉ de 10,0 mm.	

CJ : corps jaune
F : follicule

III.4- Evolution de la teneur en progestérone plasmatique au cours du cycle œstral :

Les résultats du dosage de la progestérone plasmatique durant le cycle œstral sont représentés par la figure 15.

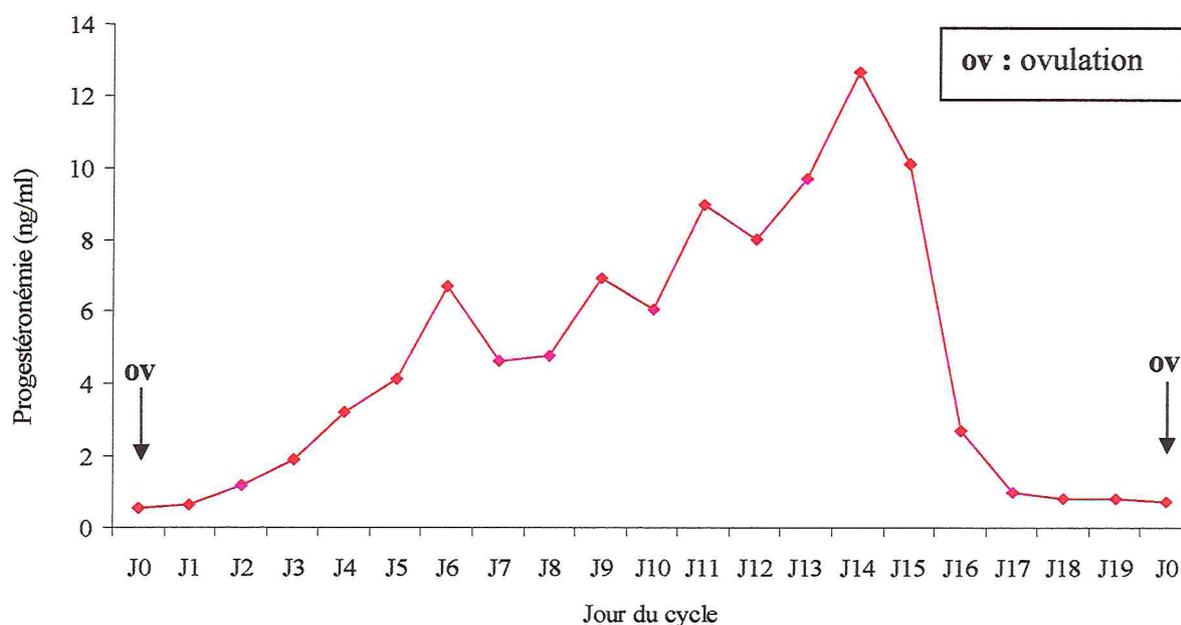
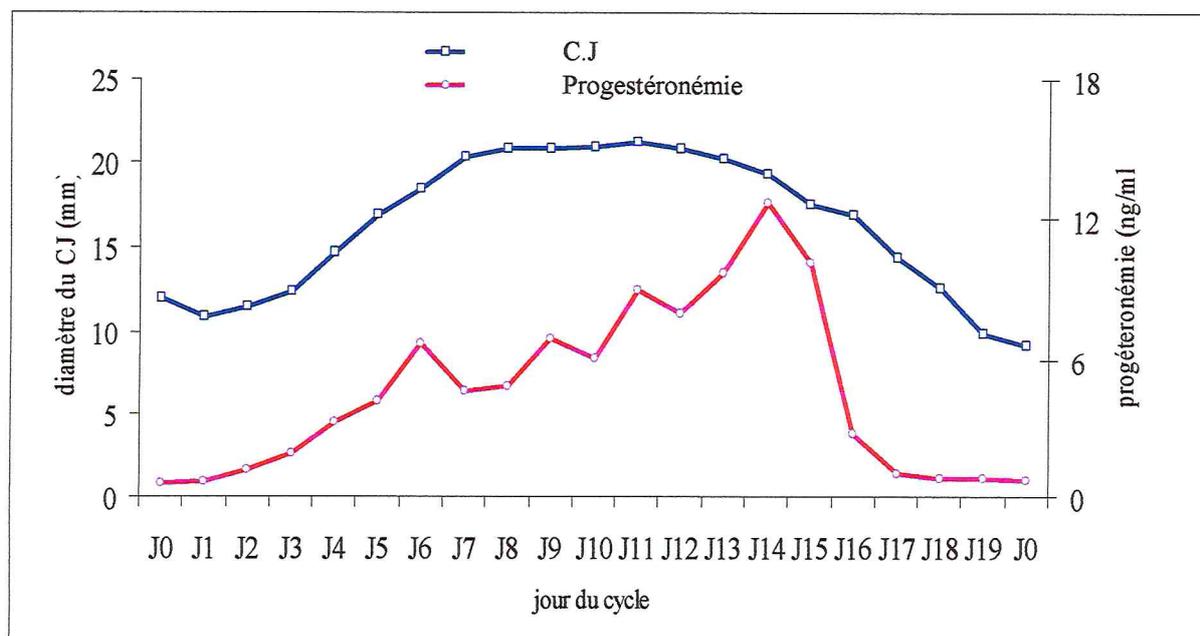


Figure 15 : Evolution de la progestéronémie au cours du cycle œstral.

L'évolution de la progestéronémie au cours du cycle œstral montre :

- Une 1^{ère} phase, qui se manifeste par une augmentation significative de la progestéronémie de J₀ à J₆ ($p = 0,0016$) avec une teneur en progestérone plasmatique inférieure à 2ng/ml de J₀ à J₃.
- Une 2^{ème} phase, qui se traduit par une augmentation qui tend à être significative ($p = 0,078$) de la progestéronémie de J₆ à un maximum atteint à J₁₄, avec une teneur en progestérone plasmatique supérieur à 4 ng /ml.
- Une 3^{ème} phase, caractérisée par une diminution très importante et significative ($p = 0,01$) de J₁₄ à J₁₆.
- Une 4^{ème} phase, présentant une progestéronémie basse ($< 1\text{ng /ml}$) de J₁₇ à l'ovulation suivante.

III.5- Corrélation entre la taille du corps jaune et la progestéronémie :



C.J : ceps jaune

Figure 16 : Evolution du diamètre (mm) du corps jaune et la progestéronémie (ng) au cours du cycle œstral.

L'évolution de la taille du corps jaune et la progestéronémie au cours du cycle œstral présentent une corrélation positive de 0,77 ($p < 0,001$) (figure 16).

IV. Discussion :

Les résultats que nous avons obtenus sont discutés par rapport de quelques données rapportés par d'autres auteurs.

IV.1- Taille du follicule pré-ovulatoire :

Le diamètre moyen du follicule pré-ovulatoire obtenu chez les vaches locales est de $11,9 \pm 0,38$ mm et varie entre 11,2 mm et 12,5 mm, traduisant que ce sont les follicules de plus de 11,2 mm qui ont été impliqués dans le processus d'ovulation.

Le diamètre moyen du follicule pré-ovulatoire obtenu chez les vaches locales est comparable à celui rapporté par Sahraoui et Brahim (2009) chez les vaches Cheurfa et Pitala et al (2004) chez les femelles zébu, qui est respectivement de $12,34 \pm 1,11$ mm. et de 11,8 mm.

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

Par contre, il est inférieur à ceux rapportés par Twagiramungu et al (1992) chez la race Holstein qui sont $14,1 \pm 0,39$ mm et $14,5 \pm 0,36$ mm.

Roelfs et al (2004), travaillant sur des vaches Holstein-Friesian ont observé une taille moyenne du follicule pré-ovulatoire de $18,7 \pm 1,9$ mm qui peut atteindre 21,0 mm après un traitement de synchronisation à base d'implants.

Cette différence de taille de follicule pré-ovulatoire entre le bovin local et amélioré semble être liée à la taille plus importante des ovaires du bovin amélioré.

Par ailleurs, nos résultats ont montré que le pourcentage d'ovulation de l'ovaire droit est plus important (66,66%) par rapport à celui de l'ovaire gauche (33,33%).

Des résultats comparables ont été rapportés et montrent que la fréquence d'ovulation de l'ovaire droit est plus élevée que celle de l'ovaire gauche (60% vs 40%) et que les gestations dans la corne droite sont prédominantes (Anonyme).

VI.2- Durée du cycle œstral :

La durée du cycle œstral est de 20 jours, identique chez les 3 vaches Cheurfa primipares examinées.

Notre résultat est similaire à ceux obtenus par Alvarez et al (2000) chez les bovins de race Senepol, Angus et Brahman, qui sont de 20,4, 19,5 et 19,7 jours respectivement.

Références bibliographiques

- ABDELGUERFLA.**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.
- Adams.G.P, Jaiswal.R, Singh.J, Malhi.P.**2008. Progress in understanding ovarian follicular dynamics in cattle. *Theriogenology*, 69(1), 72-80.
- ALVAREZ.P, SPICER.L.J, CHASE.C.C, PAYTON.JR, M.E. HAMILTON.T. D. STEWART.R. E, HAMMOND.A. C, OLSON.T. A AND. WETTEMANN.R. P.**2000. Ovarian and endocrine characteristics during an estrous cycle in Angus, Brahman, and Senepol cows in a subtropical environment *J Anim Sci.* 78:1291-1302.
- ANONYME :** www.rencontre-animaux.fr/info-cycle-sexuel-vache.
- BARONE.R.** 1978. Follicules ovariennes dans l'anatomie comparée des mammifères domestiques, tome3, fascicule2 :293-301. In drion, ANN, MED, VET 144 M 385-409.
- BECKERS.JEAN-FRANCOIS .M.**1975. Endocrinologie: le dosage radio-immunologique de la progestérone plasmatique chez la vache.
- CARATY. A, EVANS. M, FABRE .N.Y.S, KARSCH. F.J.**1995. The proovulatory gonadotropin releasing hormone surge: a neuroendocrine signal for ovulation *J.Reprod.Fertil.*49, 245-255.
- CHAOUAT .A, ZEMMOURLA.**2008. Mémoire PFE : détermination échographique du délai d'ovulation chez le bovin Cheurfa après synchronisation des chaleurs.
- CHASTANT-MAILLARD.S, BOIN.E, GRIMARD,B et MIALOT.Jp.**2003. Echographie ovarienne chez la vache. Ed : Point Vét., Pages : 112-117.
- DECANTE.F.**1990. Le diagnostic de gestation par échographie en clientèle rurale bovine. *Bull. GTV.* Pages: 4, 45-51.
- DECANTE. F.**1990. Le diagnostic de gestation par échographie en clientèle rurale bovine. *Bull. GTV*, 4,45-51.
- DERIVAUX.J, ECTORS.F.**1980. Physiologie de la gestation et obstétrique vétérinaire.
- DIAZ.T, MANZO.M, TROCONIZ.J, BENACCHIO.N and VERAL.O.**1986. Plasma progesterone levels during the estrus cycle of Holstein and Brahman cows, carora type and cross-bred heifers, volume 26 ,page 419-432.
- DRIANCOURT.M.**1991. Follicular dynamics in Sheep and cattle, *Theriogenology.*, 35, 55-79.

DRIANCOURT.M.A.1991. Follicular dynamics in cheep and cattle, thariogenology., 35,55-73.

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

EINDLAY.J.K.1993. An.on the rooles of inhibin, activin and follstation as localregulators of folliculogenesis, Biol, repord.,48, 15-23.

Emilie, Irène, Marie CALAIS et Caroline, Marie DRENO.2004. Thèse : L'échographie en gynécologie bovine, ovine et caprine : réalisation d'un CD-ROM didactique, école nationale vétérinaire d'AL FORT.

ENNUYER.M.2000. Les vagues folliculaires chez la vache, application pratique à la reproduction .point -vet 2000, 31,377-383.

FIENI.F, TAINTURIER.D, DRUYAS.J-F, BATTU.1.1995. Physiologie de l'activité ovarienne cyclique chez la vache.4B:512/35-49.

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

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

GINTHER.O.J, KASTELIC.J.R, KNOPT.L.1989. Composition and characteristics of follicular waves during the bovine oestrous cycle.An,m,repo,Sci , ,20,187-200.

GONG.JG, BRAM LEY.TA.1993. The effect of recombinant bovine somatotropin on ovarien follicular growth and development in heifers.J.Repod.Fert..97:247-254.

GREEN WAND.G.S.1972. off essz and follicules (editorial).Am.J.Anat, 1972137.1-4.

GREEN WAND.G.S.1972. off eggs and follicules editorial .Am.J.Anim.SCI40 1110.

GRESSIER.B.1999. Etude 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, CHCHANSTAN.S., CONSTANT. F, MIALOT.J.P.2003. Efficacité du traitement de synchronisation des chaleurs dans les bovins, Revus édités par INRA.Prod.Anim16, 211-227.

HAGEN.N, GAYRARDP.V, TOUTAIN.P. L. Juin 2000. L'échographie de l'appareil génitale de la vache page 37.

HANZEN.Ch.2004-2005. Chapitre 2 : Propédeutique de l'appareil génital de la vache : 1^{er} doctorat , FMV service d'obstétrique et de pathologie de la reproduction des ruminants, équidés et porcin. <http://www.Ulg.ac.be/oga/>.

HANZEN.Ch.2004-2005. Chapitre 2 : Diagnostic de gestation 1^{er} doctorat année, FMV service d'obstétrique et de pathologie de la reproduction des ruminants, équidés et porcs. <http://www.Ulg.ac.be/oga/> .

HANZEN.Ch, LOURITE, DRION PV .2000. Le développement folliculaire chez la vache. L'aspect morphologique cénétique. Ann.MED.VET.144, 223-235.

HANZEN.Ch, BASCON.F, THERON.L, LOPEZ-FATIUS.F.2008. Les kystes ovariens dans l'espèce bovine Med vét, 152,17-34.

HERZOG.K, BROCKHAN-LUDEMAN.M, KASKE.M, BEINDORFF.N, PAUL.V, NIEMANN.H.2010. Luteal blood flow is a more appropriate indicator for luteal function during the bovine estrus cycle than luteal size (abstract).

INRA.1984. Insémination artificiel et amélioration génétique chez les animaux de ferme ,14^{ème} jour de grenien de theix.474 pages.

ITELV.1997. Connaissance de la race bovine algérienne "Cheurfa".

KAHN.W.1994. Examen échographique des bovins. In : Atlas de diagnostics échographiques. Ed Maloine, Paris. Pages : 83-185.

KO.J.C.H, KACSTELIC.J, SCHALLENBERGER.E et GINTHER.O.1989. Ovarian follicular dynamics during the œstrus cycle in heifer. J.Reprod.Fert .1991, 91,511-519.

KOLB.1975. Physiologie des mammifères domestiques.

LEVASSEUR.M.C, THIBAUT.C.2001. La lactation, la reproduction chez les mammifères et l'homme, édition institut national de la recherche agronomique,593-603.

MEYER et YESSO.1991. Revue d'élevage et médecine vétérinaire ses pays tropicaux, 44(2):193-198.

MIALOT.J.P, CONSTANT.F, RAVARY.B, RADIGUE.P.E.2003. Echographie: matériel utilisable en clientèle rurale ou mixte et principales indications chez les ruminants et les porcins. Journées nationales G.T.V, Nantes 2003. 639-646.

MICHEL et WATTIAUX. 1995. Système reproducteur du bétail laitier. -reproduction et sélection génétique .l'institut BABCOOK pour la recherche et le développement international du secteur laitier.

MONNIAUX.D, MONGET.P.1997. Gonadotropine et régulation paracrine ovarienne. Intégration des mécanismes de régulation d'un processus physiologique complexe, la folliculogénèse ovarienne ,in cowbarnous Y.,Volland – Neil ,(FDS),les gonadotropines .INRA.paris ,267-284.

MOSER.M.T, GARVERICK.H.A, SMITH.M.F.1989. Follicular growth and fine endocrine patterns of prepuberal Heifers administered follicular and (or) follicle stimulating hormone.

NDIAYE.1990. Progestéronémie et cycles sexuelles chez la vache NDAMA et GOBRA au Sénégal.

NIASSARI-NASLAJIA, SARHADDI.F, NAJIA, ANGURANIA et

DAMAVANDI.Y.1999. Ovarien follicular dynamics in bos indicus *theriogenology*,51,307.

Pawson.A.J and McNeilly.A.S. 2005. The pituitary effects of GnRH . *Anim Reprod Sci.*, 88(1-2):75-94.

PETERS.A.A, BALL.P.J.H.1987. *Reproduction in cattle*. Bontterworths England.

PIERSON.R.A, KASTELIC.J.P, et GINTHER.O.J.1988. Basic principles and techniques for transrectal ultrasonography in cattle and horses. *Theriogenology*, 29,3-20.

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 exes chronically treated with GnRH agonist . *T.End.*126:297-307.

PITALAT .W, BOLY.H, ZONGO.M, COULIBALY.I, NOELITA.M, SAWANDOGO.

L, LEROUY.P et BECKERS .J.F. 2004. Application de l'échographie à l'étude de la dynamique folliculaire à l'oestrus induit chez les femelles zébu (Goudali). *Tropicultura*.

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.

ROYAL, TAINTURIER.D et FRENEYJ.1982. Mise au point sur les possibilités actuelles de détection des chaleurs chez la vache .*rev.med.vét.*133.305-314 et 373-381.

SAHRAOUI .N, BRAHIMI.M.2009. Mémoire PFE : réponse des vaches locales Cheurfa au traitement de synchronisation et d'induction des chaleurs GnRH-PG-GnRH.

SIRARD.M.A, FLORMAN.H.M, LEIBERIED RUTLEDGE M.L.1989. Timing of nuclear progression and protéine synthesis necessary for meiotic maturation of bovine oocyte. *Boil.Reprod.*40:1257-1283.

SOLTNER.D.1999. *La reproduction des animaux d'élevage*.

SOLTNER.D.2001. *Zootecnie générale –tome1 : la reproduction des animaux d'élevages*, 3^{ème} édition, 115-121.

STEVENSON.B.R, PAUL.B.L.1989. The molecular constituents of in the cellular junction .*Cur.Opin.Cell.Biol.*1:884-891.

TAINTURIER.D, FIENL.F, BRUYAS.J et BATTUT.I.1998. Diagnostic de gestation chez la vache : application au diagnostic du sexe. Compte rendu des journées nationales des G.T.V ; Tours ; (27-29 Mai). Pages : 397-404.

TAYLOR et RAYAMAHENDRAN.1991. Follicular dynamics, corpus growth and regression in lactating dairy cattle (Canadian journal of animal science),pages 61-68.

THIBAUT.C, LEVASSEUR.M.C.2001. La reproduction chez les mammifères et l'homme .INRA : ellips, paris .928p.

THIBIER.M.1976. Quelques aspects de la maîtrise des cycles sexuels de la femelle chez les bovins, REC, MED, VET .152(7-8) ,433.422.

TWAGIRAN LINGU.H, GUIBAULT.L.A, PROULX.J, DUFOUR.J.J.1992.

Synchronization of oestrus and fertility in beef cattle with two injections of busserelin and prostaglandin. Theriogenology, **38**, 1131-1144.

WANDJ.S.A, FORTIER.M.S, SIURAND.M.A.1992. Differential response to gonadotropines E2 in ovarian tissue during prenatal and post natal development, Biol.Reprod, 46:1034-1041.

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

WESTERGARD.L, CELLEESEN.H, HYTTEL L.1985. Meiosis inducing substances (MIS) in bovine preovulatory follicules, 20:217-221.

WETTMANN.R.P, LOOPER.M.L, WARNNER.M.L, PRADOT 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.

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