

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE

وزارة التعليم العالي و البحث العلمي

MINISTRE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE

جامعة ابن خلدون تيارت

UNIVERSITE IBN KHALDOUN TIARET

معهد علوم البيطرة

INSTITUT DES SCIENCES VETERINAIRES

قسم الصحة الحيوانية

DEPARTEMENT DE SANTE ANIMALE



**Thèse en vue de l'obtention du diplôme de Master complémentaire
En Sciences Vétérinaires**

**APPLICATION DE L'ÉCHOGRAPHIE À L'ÉTUDE DE LA
DYNAMIQUE FOLLICULAIRE À L'OESTRUS
INDUIT CHEZ LA VACHE LAITIÈRE**

Présentée par

Bergoug Assia

Soutenu publiquement le:

JURY:

Président: AYAD Mohaded Amine MCA

Examineur: Hamdi mohaded MAA

Encadreur: Hallouz Hadj Feghoul MCB

Année universitaire 2019 / 2020

REMERCIEMENTS

Tout d'abord nous remercions le bon dieu, notre grand seigneur, de nous avoir éclairé le chemin du savoir, et de nous avoir donné la bonne volonté, la force et la patience pour pouvoir réaliser ce modeste travail, et que le salut de Dieu soit sur son prophète MOHAMED, notre éducateur et guide dans le bon chemin .

Nous exprimons notre reconnaissance toute particulière à notre promoteur Monsieur HALLOUZ HADJ FEGHOUL, qui nous a aidé à réaliser ce travail avec ses précieux conseils, sa patience et ses encouragements.

Nos chaleureux remerciements aux membres de jury AYAD MOUHAMMED AMINE et HAMDI MOUHAMMED qui ont participé à notre bonne formation et qui ont accepté de juger ce modeste travail.

Nos vifs remerciements aux enseignants du département des sciences vétérinaire qui ont contribué à notre bonne formation.

Enfin nos vifs remerciements à toute personne ayant contribué de loin ou de près à la réalisation de ce trava

DEDICACES

Je dédie ce modeste travail à:

*** Ma mère, mon père qui m'ont soutenu durant mes études.**

*** Mes sœurs: Kelhoum, Assil, Massaouda et mes frères:
Samir, Houcem, soufiane, Ziad.**

*** Ma nièce: Djana.**

*** Mon neveu: Djed.**

*** Mes cousines: Abdallah et Riheb.**

*** Toute la famille Bergoug.**

*** Touts mes Amis: Hanan, Selma, KHadidja, Dahbia.**

*** Toute la promotion des sciences vétérinaire 2015/2016.**

Bergoug Assia

SOMMAIRE

REMERCIEMENTS

DEDICACE

LISTE DES ILLUSTRATION

LISTE DES ABREVIATIONS

RESUME

INTRODUCTION.....	01
PREMIERE PARTIE: ETUDE BIBLIOGRAPHIQUE.....	02
D) RAPPELS SUR LA PHYSIOLOGIE OVARIENNE CHEZ LA VACHE.....	03
1. Ovogenèse et évolution folliculaire.....	03
1.1 Ovogenèse.....	03
1.2 Folliculogenèse.....	03
1.2.1 Folliculogenèse basale.....	04
1.2.2 Folliculogenèse terminale.....	04
1.2.2.1 Notion de vague folliculaire.....	04
1.2.2.2 Les étapes de la folliculogenèse terminale.....	06
* Le recrutement	06
* La sélection.....	06
* La dominance.....	07
1.3 Cycle œstral.....	07
1.3.1 Les phases du cycle œstral.....	08
1.3.1.1 Phase folliculaire.....	08
1.3.1.2 Phase lutéale.....	09
1.3.2 L'ovulation.....	10
1.3.3 La lutéolyse.....	10
1.4 Mécanismes de régulation de l'activité ovarienne chez la vache.....	12
1.4.1 Hormones hypothalamohypophysaire.....	13
1.4.2 Autres facteurs hormonaux de régulation.....	14
1.4.3 Contrôle de la phase folliculaire.....	15

1.4.3.1 Phase non gonado dépendante.....	16
1.4.3.2 Phase gonado dépendante.....	16
II) EXAMEN ECHOGRAPHIQUE DES OVAIRES	18
1. Intérêts de l'examen échographique.....	18
2. Appréciation des organites : follicule et corps jaune.....	19
* Follicule	19
* Corps jaune.....	20
3. Appréciation des formations kystique.....	20
III) MAITRISE DES CYCLES CHEZ LA VACHE.....	22
1. Intérêt des traitements de synchronisation des chaleurs.....	22
2. Différents protocoles utilisés dans la maîtrise des cycles.....	23
2.1. Les protocoles à base progestagènes.....	23
2.2. Les protocoles à base de Gonadotropin Releasing Hormone «GnRH».....	27
DEUXIEME PARTIE: ETUDE EXPERIMENTALE.....	29
I) MATERIEL ET METHODE.....	30
1. Objectif	30
2. Cadre expérimental	30
2.1. Zone d'étude.....	30
2.2. Animaux.....	30
2.3. Protocoles de synchronisation des chaleurs.....	30
2.4. Echographie.....	31
RESULTATS.....	32
DISCUSSION.....	50
CONCLUSION.....	51
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES.....	52

Table des matières

List des figures

Figure 01.: Evolution morphologique d'un follicule ovarien dans l'espèce bovine.....	04
Figure 02 : Vagues de croissance folliculaire et variations hormonales au cours du cycle œstral de la vache.....	05
Figure 03: Croissances folliculaires au cours d'un cycle œstral chez la vache.....	07
Figure 04: Régulations de la sélection et du développement terminal du follicule ovulatoire pendant la phase folliculaire du cycle ovarien chez une espèce mono-ovulante.....	09
Figure 05: Déterminisme de la lutéolyse chez les ruminants.....	12
Figure 06: Evolution de la concentration des hormones au cours du cycle de la vache (E:œstradiol 17 β ; INH : inhibine ; P4 : progestérone).....	13
Figure 07: Évolution des différentes hormones au cours du cycle chez la vache Régulation du cycle œstrale chez la vache.....	15
Figure 08: Régulation du cycle œstrale chez la vache.....	15
Figure 09 : Schéma: Rôles relatifs des gonadotrophines et des facteurs de croissance au cours du développement folliculaire.....	17
Figure 10: Image échographique : Corps jaune mature : une ligne hyperéchogène est présente en son centre, correspondant à du tissu fibreux dense.....	20
Figure 11: Image échographique : kyste folliculaire lutéinisé. Le tissu lutéal est délimité par les deux lignes jaunes.....	21
Figure 12: Diagnostic différentiel des kystes ovariens.....	22
Figure 13: Protocole CRESTAR® : Valérate d'œstradiol, implant de norgestomet et eCG.....	26
Figure 14: Nouveau protocole CRESTAR SO®.....	27
Figure 15: Description du protocole GPG.....	28
Figure 16: Hormones utilisées dans la synchronisation des chaleurs.....	32
Figure 17: image d'un échographe Dramanski iscan mené d'une sonde lainière.....	32
Figure 18: Follicule de 10 mm le jour de pose de PRID.....	33
Figure 19: Follicule de 13 mm le jour de retrait de PRID DELTA.....	34
Figure 20: Follicule de 14 mm à J10 (24 h après le retrait de PRID).....	35

Figure 21: Follicule de 16 mm à J11 (48 h après le retrait de PRID).....	36
Figure 22: Follicule de 16 mm à J12 (72 h après le retrait de PRID).....	37
Figure 23: Disparition de la structure anéchogène portant sur l’ovaire (96 h après le retrait de PRID; ovulation).....	38
Figure 24: Formation de corps jaune après ovulation (10 jours après l’ovulation).....	39
Figure 25: Follicule de 12 mm le jour de pose de PRID DELTA.....	40
Figure 26: Follicule de 12 mm le jour de l’injection de la PGF2 α	41
Figure 27: Follicule de 16 mm à J10 (24 après le retrait).....	42
Figure 28: Disparition de la structure anéchogène portant sur l’ovaire (72 h après le retrait de PRID; ovulation).....	43
Figure 29: Formation de corps jaune après ovulation (10 jours après l’ovulation).....	44
Figure 30: Courbe de la croissance de follicule dominant chez la vache N° 1444.....	45
Figure31: Courbe de la croissance de follicule dominant chez la vache N°1460.....	46
Figure32 : Courbe de la croissance de follicule dominant chez la vache N°1430.....	47
Figure33 : Courbe de la croissance de follicule dominant chez la vache N°1439.....	48
Figure 34 : Courbe de la croissance de follicule dominant chez la vache N°1439.....	49

List tableaux

Tableau 1 : Données sur la reproduction de la vache.....	08
Tableau 2: Diagnostic différentiel entre un corps jaune et un follicule.....	19
Tableau 3: Les moyennes et les écarts types des diamètres folliculaires des vaches appartenant au lot 01.....	46
Tableau 4: Les moyennes et les écarts types des diameters folliculaires des vaches appartenant au lot 02.....	48

LISTE DES ABREVIATIONS:

eCG: equine Gonadotropin Hormone

GnRH: Gonadotropin Releasing Hormone

IA: Insémination Artificielle

IM: intramusculaire

IV: intraveineuse

J: Jour

LH: Luteinizing Hormone

ml: millilitre

mm: millimètre

ND: nom déposé

Ng/ml: nanogramme par millilitre

PGF2 α : prostaglandine F2 α

PMSG: Pregnant Mare Serum Gonadotropin

pp: post partum

T: Temps

RÉSUMÉ

La présente étude a été réalisée en Algérie dans la région de Tiaret. Elle a porté sur quatre vaches de races locales. Ces vaches ont reçues deux protocoles d'induction des chaleurs avec les progestagènes.

Dans le premier lot nous avons utilisé le PRID[®] Delta avec la PMSG. Le deuxième lot a reçu le PRID[®] Delta combiné à la PGF2 α avec la PMSG.

L'échographie a été réalisée le jour de la pose de Prid delta, au moment du retrait, et après le retrait : à 24h, 48h, 72h, 96h jusqu'à l'ovulation.

Dans notre travail nous avons pu observer la croissance des follicules et prouver que ce sont les follicules de plus de 07 mm de diamètre qui s'impliquent dans le processus de l'ovulation.

La taille maximale des follicules dominants a été 15 \pm 41 mm et 16 \pm 41mm pour les vaches appartenant au lot 01 et le lot 02 respectivement.

L'ovulation a eu lieu dans 24 heures suivant la saillie pour le lot 01 (injection de PGF2 α). Par contre les vaches appartenant au lot 02 ont ovulées dans les 48 heures après la saillie.

Le diamètre des corps jaunes enregistrés par le biais d'échographie a été entre 20 et 26 mm. La plupart des ovulations ayant eu place sur l'ovaire droit (3 sur 4).

Mots clés: La vache, Induction des chaleurs, Échographie. Diamètre de follicule dominant, ovulation.

ABSTRACT

The present study was carried out in Algeria in the region of Tiaret. It involved four cows of local breeds. These cows received two protocols of heat induction with progestagens

In the first batch we used PRID® Delta with PMSG. The second batch received PRID® Delta combined with PGF2 α with PMSG

The ultrasound was performed on the day of Prid delta placement, at the time of removal, and after removal: at 24h, 48h, 72h, 96h until ovulation

In our work we have been able to observe the growth of follicles and prove that it is the follicles of more than 07 mm in diameter that are involved in the process of ovulation

The maximum size of the dominant follicles was 15 ± 41 mm and 16 ± 41 mm for the cows belonging to lot 01 and lot 02 respectively

Ovulation occurred within 24 hours of breeding for batch 01 (injection of PGF2 α). On the other hand, the cows belonging to lot 02 ovulated within 48 hours after service

The diameter of the corpora lutea recorded by ultrasound was between 20 and 26 (mm. Most of the ovulations occurred in the right ovary (3 of 4

Keywords: The cow, Heat induction, ultrasound. Dominant follicle diameter, ovulation.

ملخص

أجريت الدراسة الحالية في الجزائر في منطقة تيارت. شملت أربع أبقار من السلالات المحلية. تلقت هذه الأبقار بروتوكولين لتحريض الحرارة مع المركبات بروجستيرونية المفعول.

في الدفعة الأولى استخدمنا PRID® Delta مع PMSG. تلقت الدفعة الثانية PRID® Delta جنبًا إلى جنب مع PGF2 α مع PMSG.

تم إجراء الموجات فوق الصوتية في يوم وضع Prid delta ، في وقت الإزالة ، وبعد الإزالة: في 24 ، 48 ، 72 ، 96 ، حتى الإباضة.

تمكنا من خلال عملنا من مراقبة نمو البصيلات وإثبات أن البصيلات التي يزيد قطرها عن 07 ملم هي التي تشارك في عملية التبويض.

كان الحد الأقصى لحجم البصيلات السائدة 15 ± 41 مم و 16 ± 41 مم للأبقار التي تنتمي إلى الدفعة 01 والدفعة 02 على التوالي.

حدث التبويض خلال 24 ساعة من التكاثر للدفعة 01 (حقن PGF2 α). من ناحية أخرى ، يتم إباضة الأبقار التي تنتمي إلى الدفعة 02 في غضون 48 ساعة بعد الخدمة.

كان قطر الجسم الأصفر المسجل بواسطة الموجات فوق الصوتية يتراوح بين 20 و 26 مم ، وقد حدثت معظم الإباضة في المبيض الأيمن (3 من 4).

الكلمات المفتاحية: البقرة ، الحث الحراري ، الموجات فوق الصوتية. قطر الجريب السائد ، الإباضة

Introduction

Introduction

En élevage bovin, la reproduction constitue un rouage essentiel de la rentabilité économique. En effet, outre les objectifs d'un veau par vache et par an, la planification des vêlages et l'organisation du temps de travail sont également des paramètres importants à prendre en compte. Actuellement, l'infertilité en élevage bovin, en particulier en élevage laitier, représente la première cause de réforme. De ce fait, la maîtrise de la reproduction permet alors de répondre à cette problématique d'une part en améliorant les performances de reproduction, et d'autre part en facilitant le travail de l'éleveur.

En élevage bovin, cette maîtrise de la reproduction s'appuie essentiellement sur la maîtrise du cycle sexuel de la vache. Si dans cette espèce les moyens zootechniques sont peu efficaces, ce sont les traitements hormonaux qui permettent le mieux de répondre à cet objectif. Dans ce cas, la physiologie du cycle sexuel de la vache doit être parfaitement maîtrisée afin d'établir les protocoles hormonaux les plus adaptés et les plus efficaces. L'ensemble de ces protocoles utilisent des hormones (gonadotrophines et stéroïdes) qui possèdent une activité semblable à leurs homologues naturels et par conséquent qui agissent avant tout sur l'axe hypothalamo-hypophysaire. Parmi l'ensemble des protocoles utilisés, il est possible de les classer selon trois grandes familles : les protocoles à base de PGF 2α , ceux à base de GnRH et PGF 2α et enfin ceux à base de progestérone ou de progestagènes. Au niveau de ces protocoles, une dichotomie est observée entre l'Union Européenne (UE) et le reste du monde. En effet, certains principes actifs comme les œstrogènes sont prohibés dans l'UE du fait de leurs potentiels effets cancérogènes sur la santé humaine lorsqu'ils sont administrés aux animaux (dont la chair ou les produits sont destinés à la consommation) alors qu'ils sont toujours autorisés ou tolérés dans le reste du monde. Ce qui illustre qu'au-delà des considérations scientifiques et médicales, la législation peut influencer l'orientation et l'utilisation de certains protocoles hormonaux.

L'objet de cette étude dans cette partie bibliographique est donc de recenser de la manière la plus exhaustive possible, l'ensemble des protocoles de synchronisation des chaleurs dans l'espèce bovine. Dans un premier temps, ce travail s'attachera à faire des rappels sur les connaissances actualisées de la physiologie de la reproduction chez la vache. Puis dans un second temps il s'agira de choisir le meilleur traitement d'induction des chaleurs dans la maîtrise du cycle sexuel chez la vache.

PREMIERE PARTIE:
ETUDE
BIBLIOGRAPHIQUE

I). Rappels sur la physiologie ovarienne chez la vache

1. Ovogenèse et évolution folliculaire

1.1. Ovogenèse

L'ovogenèse débute lors du développement embryonnaire et elle s'arrête à la prophase I de la méiose laissant les ovocytes I entourés de cellules folliculaires. Le nombre de ces follicules primordiaux 235 000 à la naissance chez la vache, diminuera avec l'âge par dégénérescence. Au cours de la succession des cycles, certains ovocytes iront jusqu'à la maturation et à l'ovulation, tandis qu'une très grande majorité dégènera dans les follicules atresiques (plus de 99%).

Seulement quelques centaines d'ovocytes I achèveront ainsi la première division de la méiose pour évoluer en ovocyte II avec émission du premier globule polaire, suivie de la seconde division méiotique. C'est au stade métaphase de cette division qu'a lieu l'ovulation, et la fin de la méiose se déroulera lors de la fécondation, avec émission du second globule polaire (Vincent,2007).

1.2. Folliculogenèse

La Folliculogenèse est un phénomène continu, succession des différentes étapes du développement du follicule, structure endocrine temporaire, depuis le moment où il sort de la réserve constituée lors du développement embryonnaire, jusqu'à sa rupture au moment de l'ovulation.

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

Indépendamment des gonadotrophines: la transformation du follicule primordial (30-40 μm de diamètre) en follicule à antrum ou tertiaire (3-5 mm). Cette croissance va donner successivement des follicules primaires (60-80 μm), secondaires (0,2-0,4 mm) puis tertiaires.

Une phase gonado-dépendante: Il s'agit de la période de croissance folliculaire pendant laquelle l'influence des gonadotrophines est primordiale. Cette croissance folliculaire terminale concerne les deux ovaires, qui se comportent comme une unité unique, avec des follicules se développant simultanément sur les deux ovaires. Au cours de cette phase, le follicule à antrum (3-5 mm) subit un ensemble de transformations sous l'influence de la FSH et de la LH qui le

conduisent au stade préovulatoire (20 mm). Seul un follicule sur mille atteindra ce stade, les 99,9% des follicules restants vont donc dégénérer : on parle d'atrésie folliculaire (**Romain ,2017**)

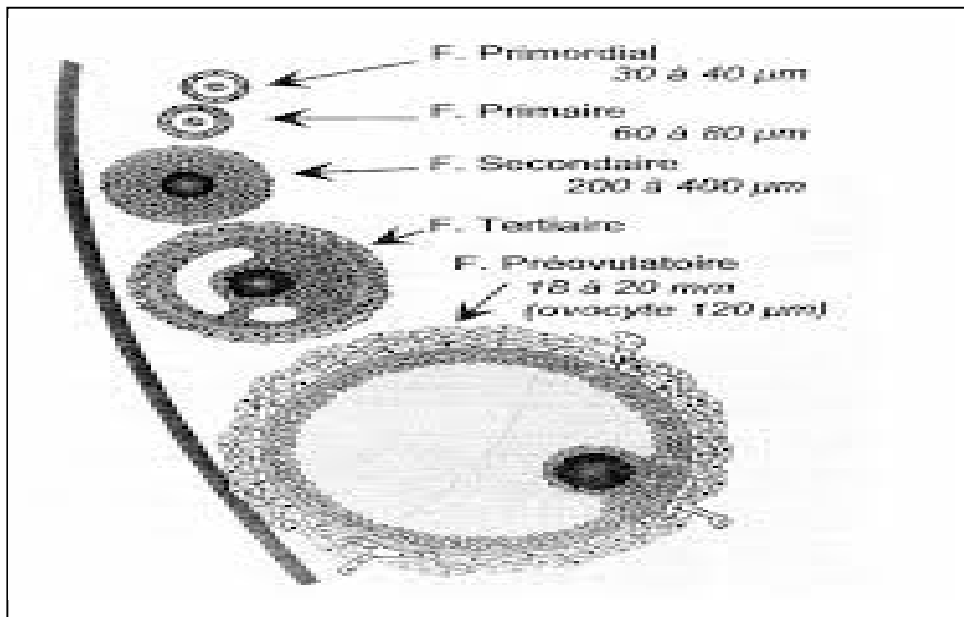


Figure 01: Evolution morphologique d'un follicule ovarien dans l'espèce bovine (**Hanzen et al, 2000**)

La Folliculogénèse est divisée en deux phases successives: La Folliculogénèse basale et la Folliculogénèse terminale.

1.2.1. Folliculogénèse basale:

La Folliculogénèse basale se déroule en l'absence de FSH mais sous le contrôle de nombreux facteurs de croissance provenant de l'ovocyte acquiert sa compétence méiotique (**Diaw, 2014**).

1.2.2. Folliculogénèse terminale:

Elle regroupe les étapes de la Folliculogénèse strictement dépendante de la production des hormones gonadotropes, de la FSH d'abord, puis de la LH (**Naoui, 2016**).

1.2.2.1. Notion de vague folliculaire

Une vague folliculaire dure en moyenne sept à dix jours. Dès qu'une vague se termine une nouvelle vague débute immédiatement quel que soit le devenir du follicule dominant.

Le nombre de vagues influence la durée du cycle : les cycles à trois vagues sont en moyenne plus longs que ceux à deux vagues (respectivement 22-23 jours et 19-20 jours). La durée de la première vague influence également le nombre de vagues par cycle: ainsi, une première vague courte (sept jours) est souvent associée à un cycle à trois vagues alors qu'une première vague de plus longue durée (dix jours) donne plus fréquemment lieu à un cycle à deux vagues (Romain ,2017).

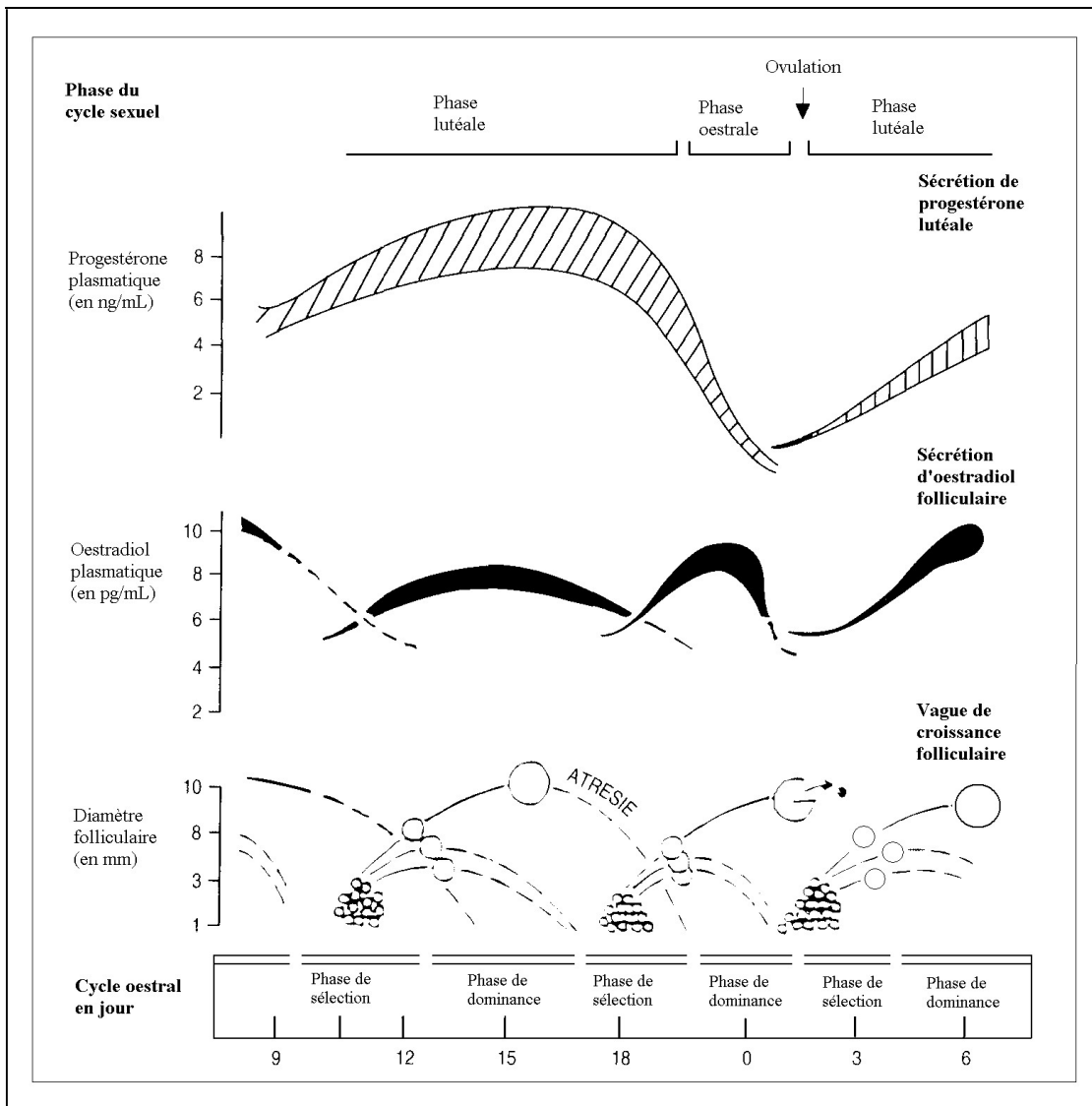


Figure 02 : Vagues de croissance folliculaire et variations hormonales au cours du cycle oestral de la vache (d'après Fieni *et al*, 1995).

1.2.2.2. Les étapes de la Folliculogenèse terminale

- **Le recrutement:**

"Recrutement" s'applique à tout follicule qui a dépassé le stade auquel habituellement la plupart des follicules deviennent atrétiques . Il concerne donc tout un ensemble de follicules entamant dans un environnement d'influence gonadotrope une maturation susceptible de les conduire à l'ovulation. Ce n'est pas un phénomène isolé ou lié au hasard. Habituellement, il concerne chez les ruminants 2 à 5 follicules de taille comprise entre 3 et 6 mm Le recrutement d'un nombre de follicules supérieur à celui nécessaire constituerait une garantie qu'au moins un follicule se trouve dans les conditions optimales de développement et de sensibilité à l'action de concentrations minimales de FSH. Il a en effet été démontré que la destruction d'un follicule dominant au début ou en fin d'une vague de croissance folliculaire retardait dans le premier cas la régression des follicules de taille directement inférieure et entraînait dans le second cas un recrutement plus précoce des follicules lors de la vague suivante. La disparition du follicule dominant se traduirait par une ré augmentation de l'hormone FSH qui permettrait au second follicule de devenir dominant à son tour (**Hanzen et al, 2000**).

- **La sélection :**

Chez les espèces monoovulantes, la sélection est le processus par lequel un follicule unique est choisi au sein de la cohorte de follicules en croissance pour poursuivre son développement alors que le reste des follicules deviendra atrétiques (**Fortune, Rivera, & Yang, 2004**). La différence en taille entre le (ou les) follicule destiné à être dominant et le reste de la cohorte des follicules en croissance est connue sous le terme de 'déviation' et intervient chez la vache lorsque le plus gros follicule mesure 8.5 mm de diamètre. Les follicules non sélectionnés (follicules dits 'subordonnés') du fait de la perte de support liée à la diminution de production de FSH, deviennent atrétiques et régressent. Le nombre de follicule atteignant le stade préovulatoire sera fonction de l'espèce ou de la race mais des variations seront également observées en fonction du niveau de la réserve ovarienne : ils seront plus nombreux chez la jeune femelle que chez la femelle âgée. Le processus exact de sélection demeure à ce jour inconnu même s'il a été suggéré que le (ou les) follicule sélectionné démontrait une augmentation de l'expression de FSHR, LHCGR et β -HSD dans les cellules de la granulosa lui permettant d'être plus réceptif à la LH et de continuer son développement malgré la diminution importante de FSH.

Une autre hypothèse avance que la croissance serait due à une augmentation du niveau d'IGF1 dans le follicule dominant (Diaw, 2014).

- **La dominance:**

Le ou les follicules destinés à ovuler sont « des follicules dominants » leurs avenir dépend alors du moment du cycle, ou ils sont produits : pendant la phase folliculaire, la croissance terminale s'achève par une ovulation : pendant la phase lutéale, les follicules dominants subissent l'atrésie. La notion de dominance est à la fois morphologique et fonctionnelle ; morphologique car elle est exercée par le follicule de plus gros diamètre et fonctionnelle car le follicule dominant est le seul qui inhibe la croissance des autres follicules et qui ovulera. En effet, la baisse de FSH ne permet plus la croissance des autres follicules non sélectionnés de la vague : ils vont évoluer vers l'atrésie (Lachrou, 2012).

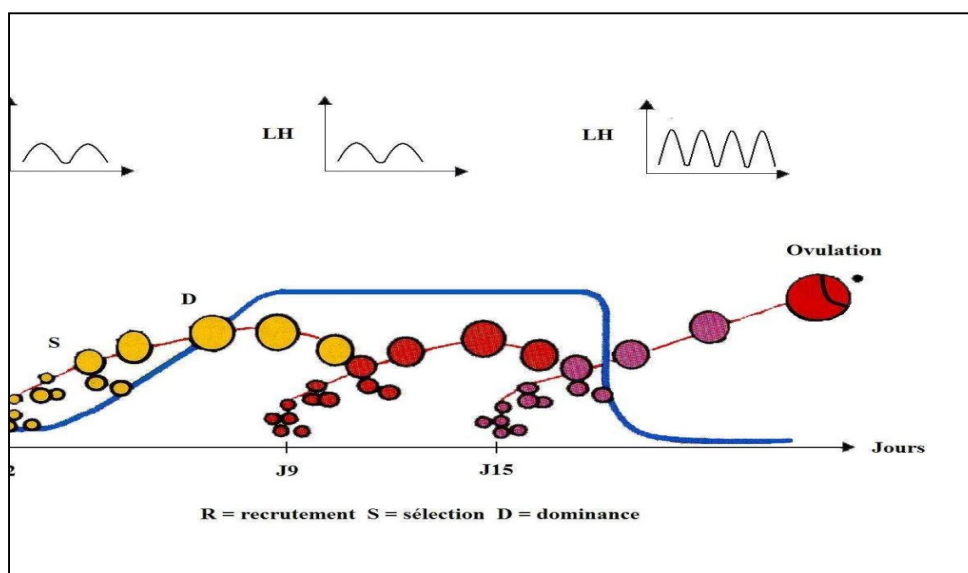


Figure 03 : Croissances folliculaires au cours d'un cycle œstral chez la vache (d'après Ennuyer, 2000).

1.3. Le cycle œstral

La vache est une espèce polyœstrienne de type continu avec une durée moyenne de cycle de 21/22 jours chez la femelle multipare et de 20 jours chez la génisse. L'activité sexuelle débute à la puberté, quand l'animal a atteint 50 à 60 % de son poids adulte, puis elle est marquée par cette activité cyclique, caractérisée par l'apparition périodique de l'œstrus. La presque totalité des génisses laitières sont cyclées à 15 mois.

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, suivie de l'ovulation. Cet œstrus dure de 6 à 30 heures, et se caractérise par des manifestations extérieures : excitation, inquiétude de, beuglements, recherche de chevauchement de ses compagnes, acceptation passive du chevauchement et écoulement de mucus.

L'ovulation a lieu 6 à 14 h après la fin de l'œstrus et est suivie par la formation du corps jaune et l'installation d'un état pré gravidique de l'utérus, correspondant à la période d'installation de la fonction lutéal (Laurent, 2006).

Tableau 01 : Données sur la reproduction de la vache (Point F, 2007).

Propriété	Donnée	Référence
Age de la puberté	6-17 mois	(Driancourt et al, 1991)
Saison sexuelle	Toute l'année	(Driancourt et al, 1991)
Type d'ovulation	Spontanée	(Derivaux, 1971)
Durée du cycle	14-25j	(Driancourt et al, 1991)
Type du cycle	Polyœstrus	(Driancourt et al, 1991)
Moment de l'ovulation	10-12h après la fin de l'œstrus	(Driancourt et al, 1991)
Moment de l'implantation	35j	(Derivaux, 1971)
Durée de gestation	280j (210-360)	(Driancourt et al, 1991)
Nombre de veaux par portée	1 1-2	(Driancourt et al, 1991) (McDonald, 1969)

1.3.1. Les phases du cycle œstral

Chaque cycle est composé de deux phases : la phase folliculaire et la phase lutéale.

1.3.1.1. la phase folliculaire:

La phase folliculaire correspond au développement folliculaire aboutissant au follicule ovulatoire puis à l'expulsion de l'ovocyte dans le tractus génital. Elle regroupe les phases de præstrus. Elle commence lors de la lutéolyse (destruction du corps jaune du cycle précédent) et aboutit à l'ovulation. Le premier jour de l'expulsion du comportement des chaleurs qui suit la lutéolyse et précède l'ovulation est considéré comme le premier jour du cycle œstral

(Noui, 2016).

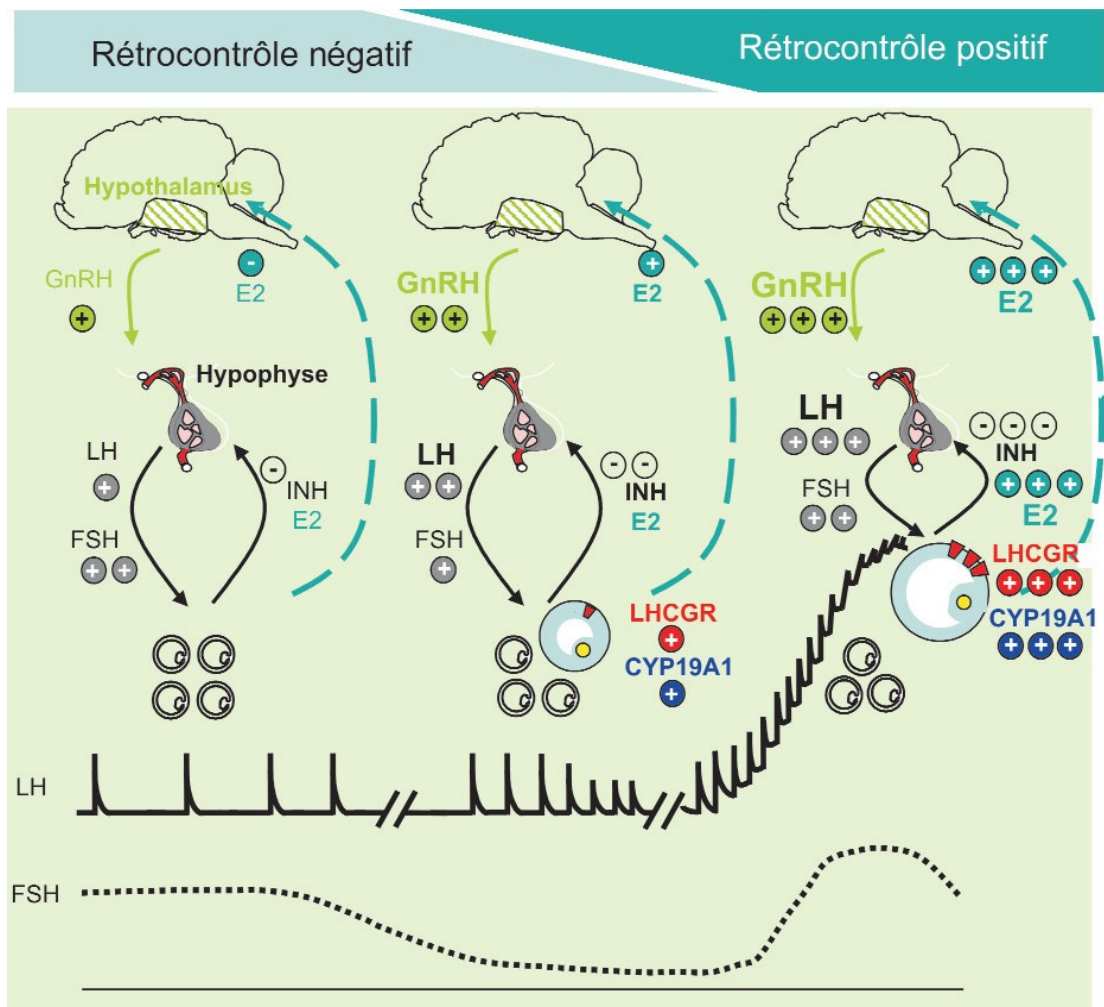


Figure 04 : Régulations de la sélection et du développement terminal du follicule ovulatoire pendant la phase folliculaire du cycle ovarien chez une espèce mono-ovulante

(Monniaux et al, 2009).

1.3.1.2. Phase lutéale

Immédiatement après l'ovulation débute la phase lutéale. Le follicule rompu, est le siège de remaniements cytologiques et biochimiques qui conduisent à la formation du corps jaune. Cet organite contient des grandes cellules issues de la granulosa et des petites provenant de la thèque interne, qui sécrètent toutes deux de la progestérone. Le corps jaune est le seul organite à sécréter de la progestérone, hormone dosable qui permet d'évaluer la cyclicité.

L'évolution du corps jaune chez la vache se réalise en trois temps : une période de croissance de 4 à 5 jours, au cours de laquelle il est insensible aux prostaglandines (agent lutéolytique),

- Un temps de maintien d'activité pendant 8 à 10 jours (il atteint alors un diamètre minimal de 20 mm en fin de croissance),

- Enfin, s'il n'y a pas de fécondation, une période de lutéolyse, observable macroscopiquement à partir des 17^{ème} - 18^{ème} jours du cycle et aboutissant à la formation d'un reliquat ovarien, le corps blanc.

En fin de phase lutéale, seule les petites cellules continuent à produire de la progestérone. Les grandes cellules s'orientent vers la production d'ocytocine, qui se fixe sur les récepteurs utérins, provoquant ainsi la synthèse et la libération de prostaglandines (**Chicoineau, 2007**).

1.3.2. L'ovulation

L'ovulation est la rupture de la paroi folliculaire et la libération de l'ovocyte-cumulus complexe. Le processus ovulatoire dépend d'une activité coordonnée des gonadotrophines, hormones stéroïdes et médiateurs impliqués dans une réaction inflammatoire, comme les prostaglandines. Certains des changements les plus importants qui surviennent au cours de la période comprennent la maturation méiotique de l'ovocyte, la rupture folliculaire et l'ovulation; et le passage de la stéroïdogénèse folliculaire de l'androgène/estradiol à la progestérone comme principal produit stéroïdien sécrété par les cellules de la granulosa (**Zamberlam, 2013**).

1.3.3. La lutéolyse

La succession de vagues aboutit à l'ovulation et à la mise en place d'un corps jaune. La poursuite de la reprise de cyclicité nécessite l'élimination de celui-ci lorsqu'il n'y a pas fécondation. Le premier corps jaune cyclique apparaît en moyenne à 28 jours pp et 85% des vaches en présentent un avant 50 jours post-partum (**Froment, 2007**).

L'évolution du corps jaune de la vache se réalise en trois phases :

- une période de croissance de 4 à 5 jours au cours de laquelle il est insensible à l'action des prostaglandines,
- un temps de maintien d'activité pendant 8 à 10 jours,

- enfin, s'il n'y a pas eu de fécondation, une période de lutéolyse d'abord brutale puis plus progressive en 24 à 48 heures.

Du point de vue histologique, le corps jaune est formé de deux types cellulaires. Les cellules de la thèque vont donner une lignée de petites cellules lutéales et celle de la granulosa de grandes cellules lutéales. Pendant la phase lutéale, les cellules formant le corps jaune sécrètent essentiellement de la progestérone.

D'un point de vue biologique, la lutéolyse se réalise selon plusieurs modalités :

- indirectement par l'intermédiaire de l'ocytocine, la PGF2 α d'origine utérine entraîne une vasoconstriction provoquant une ischémie du corps jaune.
- directement, d'une part la PGF2 α se fixe sur des récepteurs spécifiques présents en surface du corps jaune et diminue l'action lutéotrope de la LH par blocage de l'activité de l'adényl-cyclase et inhibition de l'AMP (adénosyl mono-phosphate), d'autre part, la PGF2 α exercerait ses effets sur la cellule lutéale par l'intermédiaire d'une augmentation du taux de calcium intracellulaire et par l'activation d'une protéine kinase C (**FIENI et al, 1995**).

La lutéolyse résulte d'une boucle d'interaction entre l'utérus et l'ovaire. Au moment de la lutéolyse, l'étude des variations hormonales montre une augmentation du taux d'œstrogènes suivie par une libération d'ocytocine puis de PGF2 α . En fin de phase lutéale, les œstrogènes folliculaires induisent la synthèse de récepteurs à l'ocytocine au niveau utérin. A cette période, les grandes cellules lutéales ne synthétisent plus de la progestérone mais de l'ocytocine. Celle-ci va se fixer sur les récepteurs utérins initiant un pulse de sécrétion de prostaglandines qui exercent alors une double action sur le corps jaune : d'une part, l'inhibition de la synthèse de progestérone, d'autre part, le déclenchement d'un pulse important d'ocytocine d'où une série d'interactions entre utérus et corps jaune qui aboutissent à la lutéolyse (**Froment, 2007**).

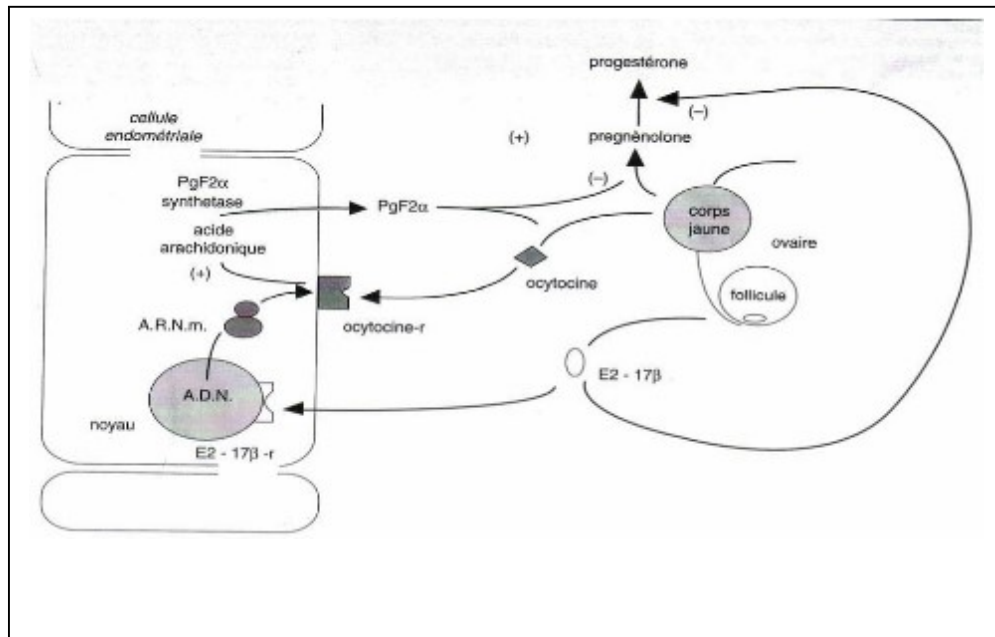


Figure 05: Déterminisme de la lutéolyse chez les ruminants (Froment,2007).

1.4. Mécanismes de régulation de l'activité ovarienne chez la vache

La physiologie du cycle sexuel est complexe et fait intervenir le système nerveux central (axe hypothalamo-hypophysaire) et l'appareil génital (ovaires et utérus). (Laurent, 2006).

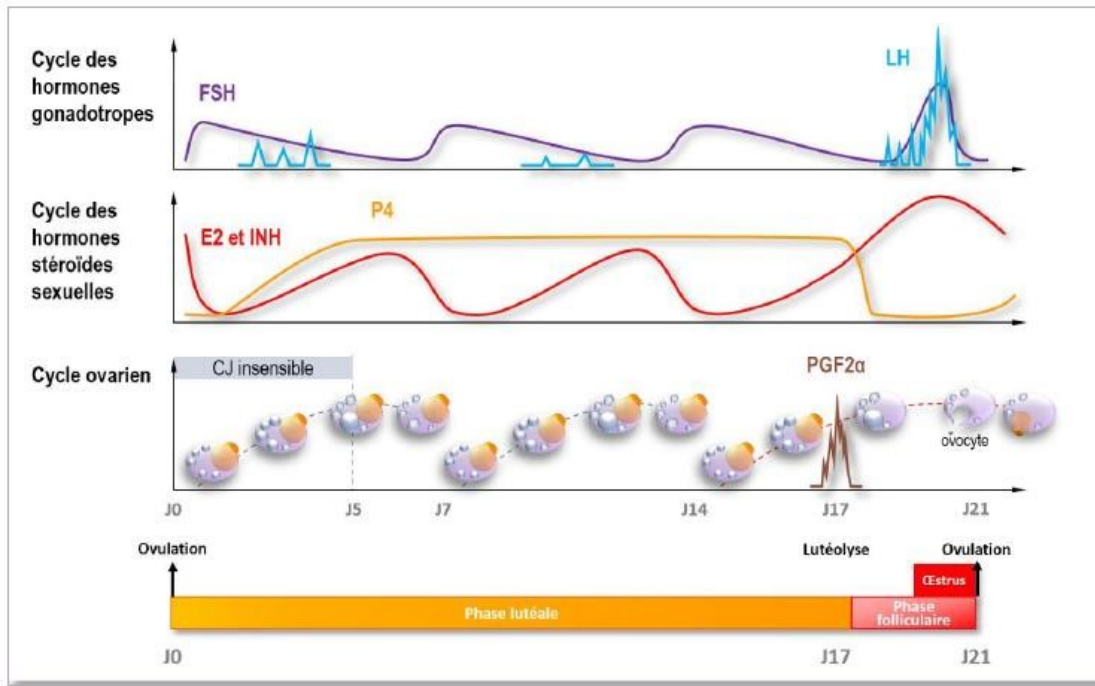


Figure 06 : Evolution de la concentration des hormones au cours du cycle de la vache (E:œstradiol 17 β ; INH : inhibine ; P4 : progestérone). (ROMAIN 2017).

1.4.1. Hormones hypothalamohypophysaire

Pendant la période prépubertaire la synthèse des gonadotropines est très faible et leur niveau plasmatique très bas, l'apparition progressive de la sécrétion pulsatile de la GnRH entraîne la reprise de la synthèse et la sécrétion des gonadotropines.

L'hypothalamus sécrète de façon pulsatile la gonadolibérine ou la GnRH qui va stimulé la synthèse et la sécrétion de deux hormones au niveau de l'hypophyse antérieur, la FSH (Follicule Stimulating Hormone) et la LH (Luteinising Hormone).

La FSH induit le recrutement des follicules, assure leurs croissances et intervient pour stimuler la sécrétion des œstrogènes folliculaire. Cependant ce recrutement n'est possible que s'il existe en même temps une sécrétion basale de LH. L'augmentation de la fréquence des pulses de LH stimule la production d'œstradiol et d'inhibine par les gros follicules. La LH d'ont l'action a été préparée par la FSH assure plus particulièrement la maturation folliculaire finale, ce qui provoque l'ovulation, la formation du corps jaune et la production de la progestérone par les cellules lutéales (Benallou, 2007).

1.4.2. Autres facteurs hormonaux de régulation

***Les œstrogènes:**

Les œstrogènes sont des hormones stéroïdiennes produites par les follicules tertiaires (à antrum). Ces hormones sexuelles sont largement responsables des modifications comportementales observées lors de l'œstrus. Les œstrogènes interviennent également dans la régulation du cycle sexuel en exerçant, à faible concentration un rétrocontrôle négatif sur l'antéhypophyse et l'hypothalamus empêchant la libération de FSH et de LH. A forte concentration, les œstrogènes vont avoir un rôle différent et vont exercer un rétrocontrôle fortement positif sur l'hypothalamus, et ainsi permettre la libération massive de GnRH à l'origine d'un pic de LH. (ROMAIN 2017).

***L'inhibine:**

L'inhibine aurait le rôle de promoteur de l'apport d'androgènes au follicule dominant, substrats de la production d'œstrogènes, il est donc particulièrement importants dans le phénomène de dominance des follicules. La seconde action de l'inhibine est périphérique : elle inhibe la sécrétion de FSH hypophysaire. Lors de l'émergence du (des) follicule(s) dominant(s), leurs productions croissantes d'inhibine et d'œstradiol réduisent fortement les taux circulants de FSH. A première vue, défavorable pour le(s) follicule(s) dominant(s), ce mécanisme d'autoprotection induit la régression des follicules antraux non dominants en permettant au dominant d'évoluer (Drion et al, 1996).

***La progestérone:**

La progestérone est une hormone stéroïdienne produite par le corps jaune. A concentration élevée, elle exerce un rétrocontrôle négatif sur l'hypothalamus en réduisant la fréquence des pulses de GnRH libérée par l'hypothalamus, ce qui entraîne à son tour la réduction des pulses de LH sécrétée par l'hypophyse et empêche ainsi la formation du pic de LH responsable de l'ovulation. Les vagues folliculaires se succèdent avec atresie systématique du follicule dominant. A l'inverse, suite à la lutéolyse, la production de progestérone diminue fortement. La chute de la progestéronémie s'accompagne alors de la levée du rétrocontrôle négatif exercé sur l'hypothalamus. La fréquence des pics de GnRH augmente et indirectement celle des pic de LH aussi, autorisant l'apparition du pic de LH et l'ovulation du follicule dominant de la vague folliculaire en cours.

***La prostaglandine F2 α :**

La prostaglandine F2 alpha (PGF2 α) est une hormone (facteur humoral) produit par

l'endomètre en fin de phase lutéale (entre le 16ème et le 19ème jour du cycle). Elle agit sur le corps jaune en provoquant sa régression (lutéolyse) à l'origine de la chute de la progestéronémie observée en fin de phase lutéale (ROMAIN 2017).

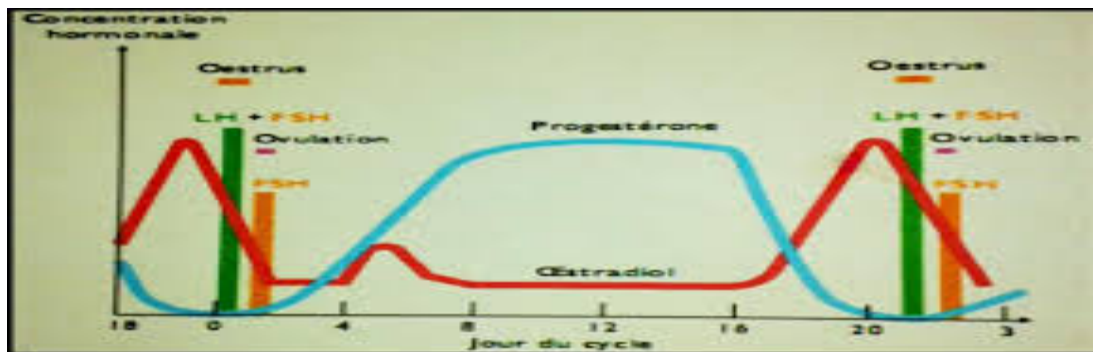


Figure 07 : Évolution des différentes hormones au cours du cycle chez la vache.

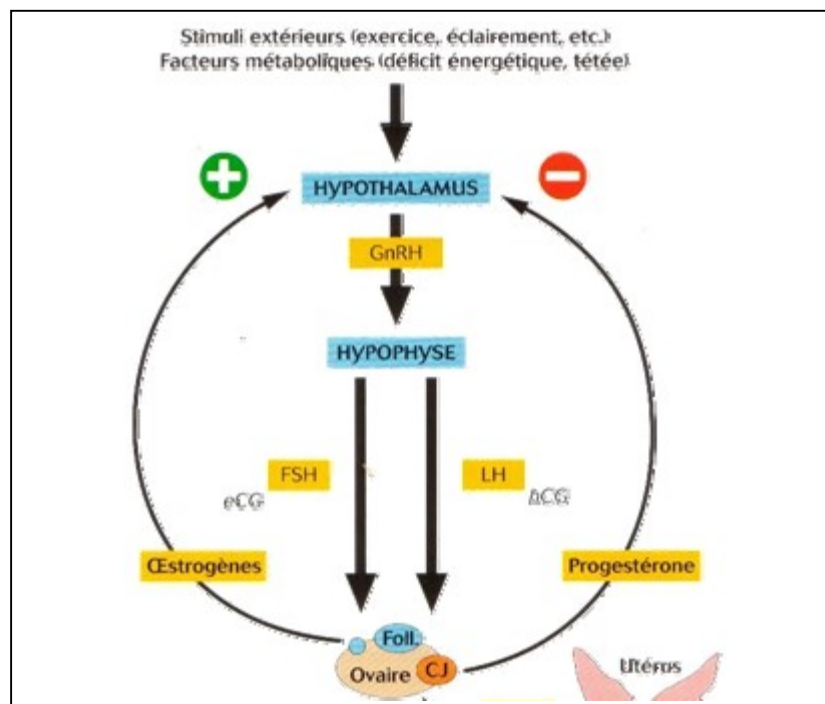


Figure 08 : Régulation du cycle œstral chez la vache

1.4.3. Contrôle de la phase folliculaire

On distingue deux phases de contrôle de la croissance folliculaire:

1.4.3.1. Phase non gonado-dépendante

Chez la vache, l'inhibition de la libération de l'hormone FSH par l'administration à long terme d'agonistes de la GnRH, n'empêche pas l'identification de follicules de diamètre compris entre 6 et 7 mm. Ces deux observations confirment l'absence de rôle essentiel des hormones gonadotropes pendant les premières étapes du développement folliculaire. A ce stade, elles agiraient probablement davantage sur la régulation des capacités de synthèse et de maturation des cellules de la granuleuse que sur la croissance folliculaire proprement dite. Cette phase de développement folliculaire serait en fait essentiellement assurée par des facteurs de croissance produits localement par les follicules et agissant de manière paracrine (**Drion et al, 2000**).

1.4.3.2. Phase gonado-dépendante

Au cours de laquelle le follicule tertiaire se transforme en follicule pré-ovulatoire. Cette croissance finale s'effectue chez la vache sous forme de vagues, dont chacune comporte plusieurs étapes : le recrutement, la sélection, la dominance puis l'ovulation ou l'atrésie. Par ailleurs, sous l'influence de la FSH, cinq à dix follicules de 2 à 3 mm de diamètre sont recrutés et entrent en croissance. La sélection des follicules se fait après diminution du niveau de FSH, où un seul, le dominant, aboutira selon la fréquence des décharges de LH jusqu'à l'ovulation ou l'atrésie. Si le taux de progestérone est faible, il n'y aura plus de rétrocontrôle négatif sur l'hypothalamus, la sécrétion d'œstrogènes augmente et les pulses de LH permettent le déclenchement de l'ovulation. Dans le cas contraire, le follicule dominant est éliminé, et une nouvelle vague folliculaire démarre. C'est ainsi qu'il est admis que les génisses ont plutôt des cycles à deux vagues (à J2 et J11) pendant que les vaches ont des cycles à trois vagues (à J2, J8 et J14) ; bien que ce principe est actuellement remis en cause (**Derradji, 2015**).

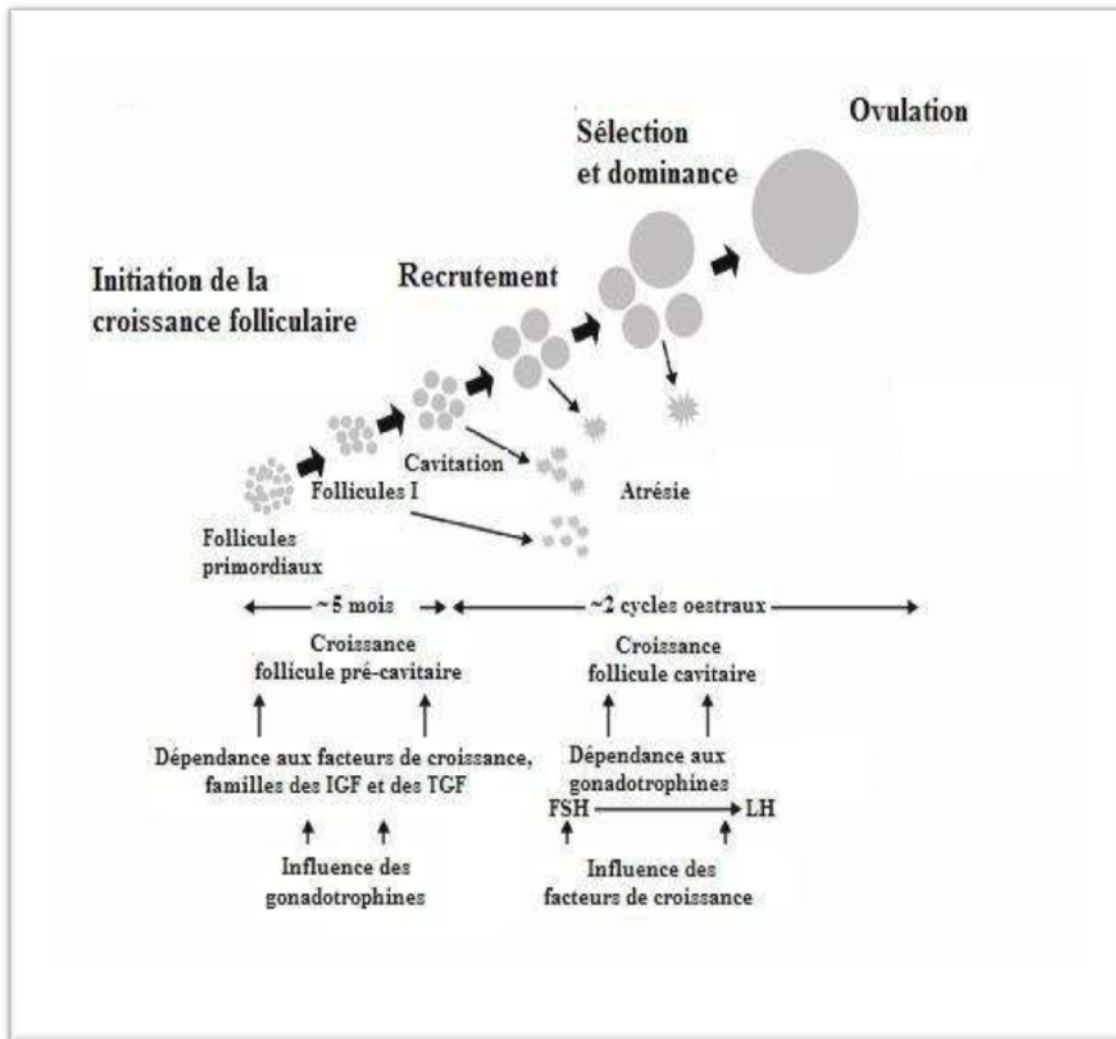


Figure 09 : Schéma: Rôles relatifs des gonadotrophines et des facteurs de croissance au cours du développement folliculaire (d'après WEBB, 1999).

II) EXAMEN ECHOGRAPHIQUE DES OVAIRES

Chez la vache, l'examen échographique des ovaires est réalisé en grande majorité par voie Transrectale. Cet examen est aussi possible par voie vaginale.

La mobilité de l'ovaire rend son examen échographique plus difficile que celui de l'utérus. La sonde est habituellement maintenue au moyen de l'index (placé dorsalement sur la sonde) et du majeur (latéralement) tandis que la manipulation de l'ovaire et son maintien contre la sonde sont assurés par le pouce, l'annulaire et l'auriculaire. L'ovaire peut également être bloqué grâce à l'extrémité des doigts entre la sonde et la branche montante de l'ilium, la sonde étant maintenue dans la paume de la main (**Maillard et al, 2014**).

1. Intérêts de l'examen échographique

L'échographie sera intéressante lors de la présence d'ovaires lisses à la palpation, pour la mise en évidence d'éventuels organites internes. Si l'ovaire est petit, l'identification de l'organite interne importe peu car l'ovaire est déclaré non fonctionnel. Cependant, si l'ovaire est gros, l'échographie permettra de préciser la nature de cet organite : corps jaune ou kyste. De plus, la différenciation entre kyste folliculaire et lutéal est plus délicate, mais rendue possible grâce à l'échographie.

Cependant, il est important de souligner que l'échographie est pratiquée dans les élevages à un temps T de l'activité sexuelle des ovaires. Or, certaines structures normales à un moment donné peuvent se révéler pathologiques si elles persistent ; c'est notamment le cas des kystes . C'est pourquoi dans le cadre de suivis de troupeaux réguliers, généralement tous les mois, il est courant de demander à revoir une vache à la visite suivante pour préciser le diagnostic et, éviter ainsi un traitement superflu (**Calais et al, 2004**).

Lors de troubles de la reproduction (anoestrus, nymphomanie, échec à l'IA...), le praticien examine les ovaires en essayant de déterminer le type d'organite qu'ils portent. Bien que des critères existent pour faire le diagnostic différentiel entre un corps jaune et un follicule (Tableau 2), l'examen par palpation transrectale entraîne des erreurs d'interprétation de l'ordre de 25-30 % à 48 % quant à la présence et la nature des organites

ovariens. Ont clairement démontré que l'échographie était plus précise que la palpation transrectale pour détecter la présence des follicules.

Tableau 02: Diagnostic différentiel entre un corps jaune et un follicule (Cros, 2005).

Critères	Follicule	Corps jaune
Sillon disjoncteur entre l'ovaire et l'organite	Non	Oui
Surface	Lisse	Granuleux
Cicatrice d'ovulation	Non	Oui
Texture	Dépressible	Ferme

L'échographie trouve dans ce cas tout son intérêt puisqu'elle permet de différencier facilement un corps jaune d'un follicule, et ce même pour des organites adjacents (Cros, 2005).

2. Appréciation des organites : follicule et corps jaune

•Follicule

Les follicules se présentent sous la forme de vésicules sphériques à contenu liquidien, à paroi mince, affleurant à la surface de l'ovaire. A l'échographie, le follicule apparaît anéchogène, sous la forme d'une zone ronde (ou légèrement elliptique sous la pression de la sonde, ou en raison de l'accolement avec un follicule adjacent). Sur un ovaire, il est possible d'identifier un ou plusieurs follicules, de tailles variables selon leur stade de croissance. Leur diamètre varie de 3 mm (taille minimale du follicule facilement identifiable à l'échographie avec une sonde de 10 MHz compte tenu du pouvoir de résolution), jusqu'à 20 mm (pour le follicule préovulatoire).

Le diagnostic différentiel doit être établi avec un kyste folliculaire, qui a une taille supérieure à 25 mm. Il est également important de faire la distinction entre un follicule et une coupe transversale de vaisseau sanguin : en changeant l'orientation de la sonde de façon à avoir une coupe longitudinale, l'image du vaisseau s'étirera, alors que celle du follicule restera sphérique et diminuera progressivement (Taveau et al, 2013).

L'image des follicules peut être confondue avec l'image des vaisseaux sanguins, artères et veines ovariennes en particulier. On peut cependant établir la différence en déplaçant la sonde. En effet, les vaisseaux sont visibles sur une plus longue distance que les follicules, ils s'allongent lorsque l'on tourne la sonde et leur paroi apparaît plus échogène que celle des follicules. De plus, ils sont généralement visibles au bord de l'ovaire et au niveau du hile (Francony, 2011).

•Corps jaune

A l'inverse du follicule anéchogène, le corps jaune se caractérise par une échogénicité moyenne homogène sans limite bien nette, mais qui le différencie du reste du stroma ovarien plus échogène. La taille du corps jaune peut atteindre plus de 20 mm dès le 4ème jour du cycle. Elle se stabilise ensuite durant 13 à 14 jours puis diminue brutalement 2-3 jours avant la nouvelle ovulation. Le diamètre minimal d'un corps jaune fonctionnel est de 20 mm. En dessous, il s'agit d'un corps jaune en cours de lutéolyse. Dans certains cas le corps jaune reste visible sous la forme d'une petite tache hyperéchogène : c'est le corpus albicans (Cros, 2005).

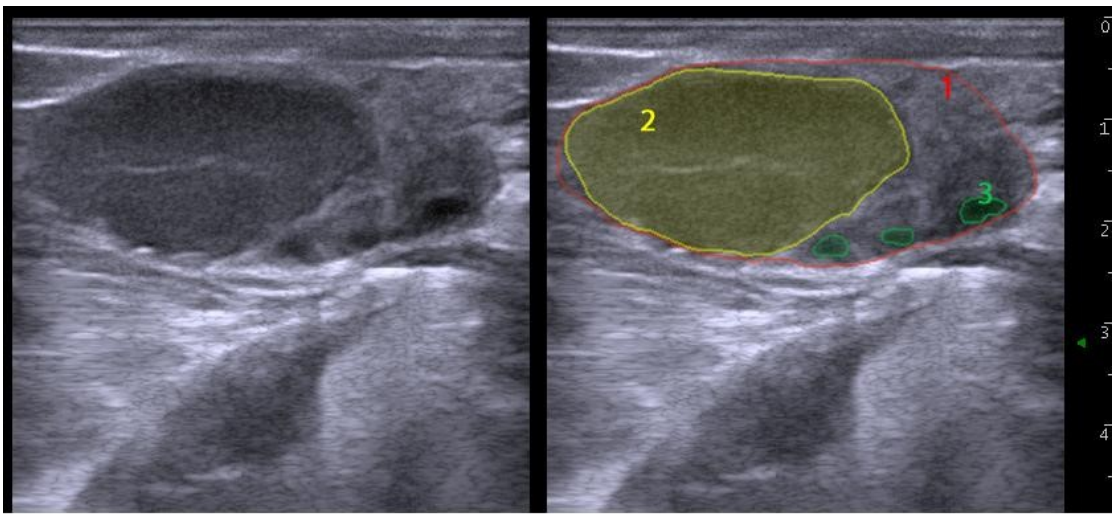


Figure 10: Image échographique : Corps jaune mature : une ligne hyperéchogène est présente en son centre, correspondant à du tissu fibreux dense

1 : Stroma ovarien – 2 : Corps jaune mature de 2 cm sur 3,2 cm – 3 : Follicule

(Echelle : une graduation correspond à 0,5 cm) (Taveau et al, 2013).

3. Appréciation des formations kystique

L'examen échographique démontre que le KF présente les mêmes caractéristiques échographiques que le follicule et ne peut donc s'en différencier que par l'évaluation de son diamètre. Il se caractérise par un diamètre supérieur selon les auteurs à 17, 20, voire 24 mm, et une paroi dont l'épaisseur est habituellement inférieure à 2, voire 3, ou même 5 mm. Sa cavité a un diamètre moyen de 37,6 mm et des valeurs extrêmes comprises entre 23 et 64 mm.

Sa configuration est variable : sphérique, ovoïde, polygonale et dépend des pressions relatives exercées par la juxtaposition des kystes sur l'ovaire. la forme sphérique est

habituellement rencontrée lors de la présence d'un seul kyste. les kystes folliculaires sont anéchogènes. Comme dans le cas des follicules, une zone hyperéchogène (artéfact de transmission) peut être observée à la partie distale du kyste (**HANZEN et al, 2007**).

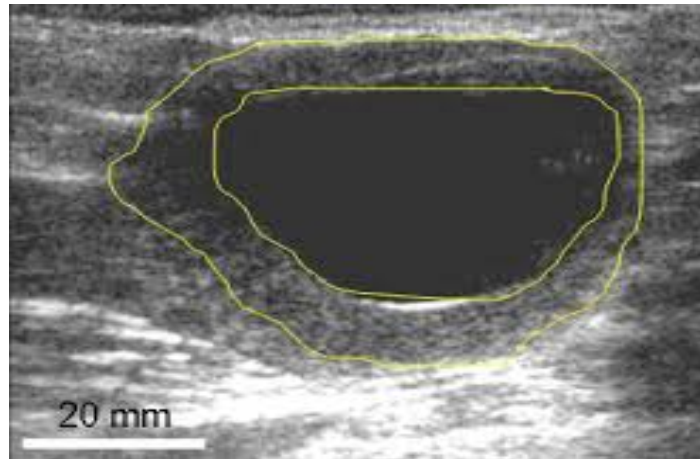


Figure 11 : Image échographique : kyste folliculaire lutéinisé. Le tissu lutéal est délimité par les deux lignes jaunes (**Hanzen et al, 2015**).

Il est fréquent chez la vache laitière au cours du post-partum. S'il ne persiste pas au-delà de 45 jours, il n'est pas considéré comme pathologique. En revanche, un kyste folliculaire au-delà de 45 jours post-partum est anormal. Généralement, il est associé à des signes cliniques d'œstrus. Dans certains cas, une hyperœstrogénisation est présente avec un comportement d'œstrus exacerbé et un interœstrus court (10 jours). Après échographie des deux ovaires, un kyste folliculaire doit être traité si la vache n'est pas cyclée donc en l'absence de corps jaune. Si un corps jaune est présent, la vache est considérée comme cyclée et le kyste considéré comme non pathogène. La GnRH ou l'hCG permettent d'induire sa lutéinisation qui sera visible échographiquement par l'épaississement de la paroi dans les jours qui suivent l'injection. Une ponction par voie transvaginale peut également être réalisée mais uniquement si l'échographie a montré la présence d'un seul kyste par ovaire et que ce kyste est bien de nature folliculaire (et non lutéale). Le traitement peut aussi faire appel à un protocole à base de progestérone/progestagène et associant une prostaglandine F2 α (du type de celui classiquement utilisé pour la synchronisation ou l'induction des chaleurs). (**Maillard et al, 2014**).

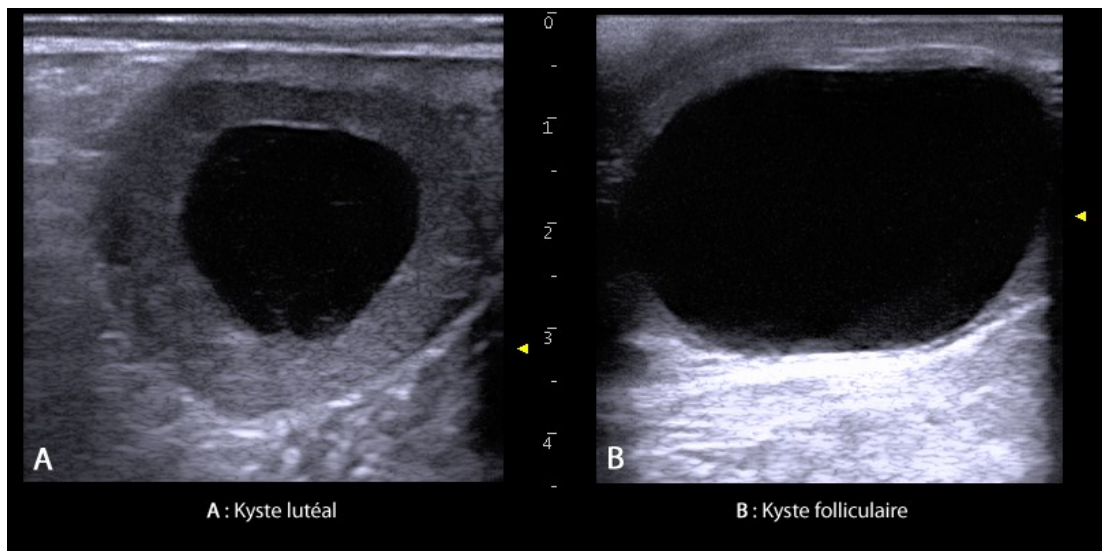


Figure 12 : Diagnostic différentiel des kystes ovariens (**Atlas de gynécologie bovine, en ligne**).

Le kyste lutéinisé ou lutéal possède à sa périphérie une paroi épaisse, de plus de 3 à 5 mm, entourant une cavité centrale anéchogène d'un diamètre supérieur ou égal à 25 mm. Cette cavité peut, dans certains cas, être parcourue par des trabécules conjonctifs échogènes. La paroi du kyste n'est pas lutéinisée de manière homogène sur toute sa circonférence : l'épaisseur de la paroi peut donc être variable. La présence d'un kyste lutéal est toujours anormale. Celui-ci sécrète de la progestérone responsable d'une phase lutéale prolongée et donc d'un anœstrus. Néanmoins, sa durée de vie en l'absence de traitement est inconnue, réputée infinie. Il est sensible aux prostaglandines F2 α (**Maillard et al, 2014**).

La nécessité d'un diagnostic différentiel entre un KF et un KFL semble devoir être remise en question du fait de l'association de plus en plus fréquente de GnRH et de PGF2a dans les protocoles thérapeutiques (**Hanzen, 2015**).

III). MAITRISE DES CYCLES CHEZ LA VACHE

1. Intérêt des traitements de synchronisation des chaleurs :

Les traitements de synchronisation des chaleurs permettent, chez les bovins, de rationaliser le travail au moment de la mise à la reproduction. Après un traitement hormonal, les animaux sont inséminés sur chaleurs observées ou, mieux, à l'aveugle. Il est donc possible, dans certains cas, de s'affranchir de la détection des chaleurs et d'inséminer tous les animaux synchronisés le même jour (**Grimard et al, 2003**).

Donc la synchronisation des chaleurs a pour but de faire venir en chaleurs, à un moment prédéterminé, un groupe d'animaux en bloquant le cycle œstral et en induisant l'œstrus. L'application de la technique de synchronisation des chaleurs a pour avantages:(D'après Marichatou et al, INERA).

- d'induire les chaleurs en toute saison,
- de pratiquer l'IA sans surveiller les chaleurs,
- de grouper les mises bas,
- d'obtenir des vêlages précoces,
- de multiplier et diffuser rapidement le progrès génétique.

2. Différents protocoles utilisés dans la maîtrise des cycles :

2.1. Les protocoles à base progestagènes

Les progestatifs peuvent être utilisés chez les femelles cyclées ou non cyclées. Leurs indications principales sont l'induction et la synchronisation de l'œstrus, le traitement de l'anoestrus post-partum, du subœstrus, mais aussi plus accessoirement le traitement de kystes folliculaires (DEZAUX, 2001).

Il existe plusieurs spécialités sur le marché, disponibles sous diverses formes galéniques(D'après Pontlevoy,2017):

- ✓ implant auriculaire sous-cutané (CRESTAR®, CRESTAR SO®) à base de norgestomet, analogue de la progestérone,
- ✓ dispositif intravaginal (CIDR®, PRID® Delta, Cue-Mate®) à base de progestérone naturelle,
- ✓ aliment médicamenteux (MGA®) à base d'acétate de mélangestrol.

Les progestagènes sont des hormones stéroïdiennes possédant des propriétés comparables à celle de la progestérone (Pontlevoy, 2017).

Les progestagènes exercent un rétrocontrôle négatif sur la GnRH, provoquant l'inhibition de la sécrétion hypophysaire de la LH et de la FSH (Dezaux, 2001), leur action est comparable à celle de la progestérone endogène produite par un corps jaune naturel. Le retrait du dispositif, permet la levée de l'inhibition, et s'accompagne d'un pic de LH, donnant lieu à l'ovulation du follicule dominant de la vague folliculaire en cours. Ces progestagènes peuvent être utilisés chez des femelles cyclées mais sont également indiqués pour les femelles non cyclées, car ils stimulent le développement de récepteurs à la LH sur les follicules, les rendant ainsi sensibles à la LH. Les chaleurs réapparaissent alors dans un délai de trois à cinq jours, chez

88 à 90 % des femelles ayant reçu une spirale vaginale et chez 76 à 98 % des femelles ayant reçu un implant sous-cutané (**Pontlevoy, 2017**).

Les différents protocoles utilisant des progestagènes sont souvent accompagnés d'injections de PGF 2α , de GnRH, d'œstrogènes, d'hCG ou eCG.

Le dispositif intra-vaginal (la spirale vaginale):

La progestérone est administrée par voie vaginale au moyen d'une spirale appelée PRID® (Progesterone Releasing Intravaginal Device). Cette lame métallique spiralée de 30 cm de longueur est recouverte de silastic, un élastomère siliconé inerte imprégné de 1,55 g de progestérone. L'épaisseur finale de la spirale est de 3 mm (figure). Deux spirales sont commercialisées : le PRID® ne contient que de la progestérone et le PRIOESTROL® (toujours utilisé chez la jument) qui contient en plus une capsule de gélatine collée à la spirale qui renfermait 10 mg de benzoate d'œstradiol. Actuellement seul le PRID® reste disponible pour les bovins, suite à l'interdiction de l'utilisation des œstrogènes en productions animales. La forme avec benzoate d'œstradiol (PRIDOESTROL®) reste disponible pour la synchronisation des chaleurs chez la jument de course. Il existe un autre type de dispositif intravaginal : le CIDR® (Control Internal Drug Releasing). Il s'agit d'un dispositif relarguant également de la progestérone naturelle. Il est constitué d'un corps de silicone contenant 1,38 g de progestérone moulé sur un support en nylon en forme de T. Les branches du T s'ouvrent dans le vagin lorsqu'il est libéré de son applicateur (**MESTDAGH, 2008**).

La pose des spirales s'effectue à l'aide d'un pistolet applicateur adapté après avoir soigneusement nettoyé et désinfecté la vulve. Les spirales sont désormais pré enroulées sur un support qui s'adapte au pistolet applicateur, ce qui évite toute manipulation trop importante du dispositif et en simplifie son utilisation (**MESTDAGH, 2008**).

PROTOCOLE:

Toutes les femelles ont subi un diagnostic de non gestation par palpation transrectale avant d'être soumises, le même jour, au protocole d'induction et de synchronisation de l'œstrus Prid® suivant:

- jour 0: pose du dispositif intravaginal Prid® Delta (une spirale par animal);
- jour 7: injection intramusculaire de la PGF 2α Enzaprost® (5 ml par animal);
- jour 9: retrait de la spirale Prid® Delta et injection intramusculaire de la PMSG (eCG 500 U.I) (2 ml par animal);

- jour 10: suivi des chaleurs par la méthode visuelle;
- jour 11: apparition des chaleurs à la 48^{ème} heure puis insémination artificielle à la 56^{ème} heure après le retrait de la spirale Prid® Delta. Les femelles bovines soumises à ce protocole ont été séparées des taureaux après le retrait de la spirale Prid® Delta jusqu'au moins 15 heures de temps après l'insémination artificielle. Ces femelles ont été identifiées par des boucles auriculaires après la pose de la spirale Prid® Delta (SEME et al, 2017).

L'implant sous-cutané:

L'implant sous-cutané ou Norgestomet (CRESTAR) : la mise en place derrière l'oreille d'un implant de 3 mg de Norgestomet est associée à une injection de 5mg de Valérate d'œstradiol. En pratique, son protocole d'utilisation est le suivant :

- $\frac{3}{4}$ J0 : pose d'implant et injection de 5mg de valérate d'œstradiol ;
- $\frac{3}{4}$ J7 : injection de PGF2 α ;
- $\frac{3}{4}$ J9 : retrait d'implant et injection de 500 à 600 UI de PMSG ;
- $\frac{3}{4}$ J11 : apparition des chaleurs et insémination(Kabera, 2007).

La pose des implants s'effectue à l'aide d'un applicateur sur la face externe du pavillon auriculaire, après avoir nettoyé puis désinfecté la zone. Le retrait s'effectue en pressant la peau au lieu de l'implantation et en effectuant si nécessaire une petite incision au scalpel, après avoir repéré l'implant par palpation. La pose et le retrait nécessitent donc la manipulation des animaux (figure) (CHICOINEAU, 2007).

Les progestagènes associés à l'œstradiol Crestar® classique:

Il s'agit du protocole CRESTAR \square , dont l'utilisation était tolérée jusqu'en octobre 2006, mais qui n'est plus commercialisé en 2006(Beffara, 2007).

L'association œstrogène + progestagène agit à la fois sur la croissance folliculaire et sur la durée de vie du corps jaune, Administrés en début de cycle, les œstrogènes ont une activité antilutéotrope, ils provoquent la disparition d'un corps jaune en début de formation. Administrés en présence d'un corps jaune fonctionnel, les œstrogènes ont une activité lutéolytique. Cependant, cette activité antilutéotrope et lutéolytique n'est pas efficace à 100 %.C'est pourquoi associer une injection de PGF2 α au moment du retrait ou, mieux, 48 h avant le retrait du dispositif peut améliorer la synchronisation des chaleurs et la fertilité des vaches cyclées avant traitement. L'association œstrogène + progestérone en début de traitement exerce une rétroaction 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 .Après le retrait du dispositif, les ovulations sont mieux synchronisées et la fertilité est meilleure qu'en l'absence d'œstrogènes (**Grimard et al, 2003**).

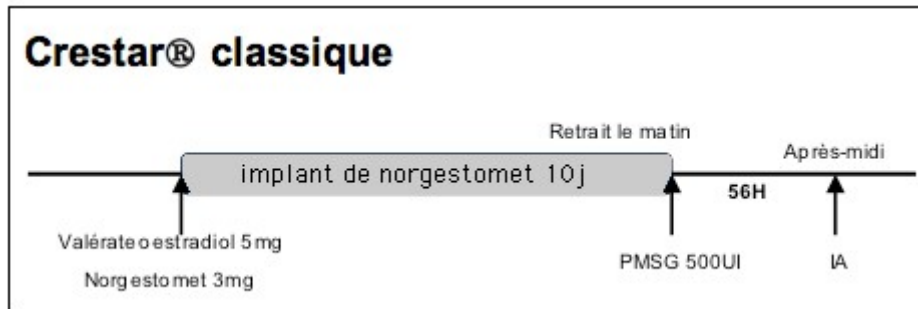


Figure 13: Protocole CRESTAR® : Valérate d'œstradiol, implant de norgestomet et eCG

Le nouveau protocole CRESTAR SO® progestagène sans œstrogènes:

Le protocole modifié associe un implant sous cutané de 3 mg de norgestomet et une injection intramusculaire de 10 µg de buséréline (analogue de la GnRH ; 2,5 mL de RECEPTAL®) au moment de la pose de l'implant. Quarante-huit heures avant le retrait de l'implant, on réalise une injection de PROSOLVIN® (PGF2α), 2 mL en intramusculaire. L'implant est laissé en place 9 à 11 jours. Le jour du retrait de l'implant, s'il s'agit de vaches laitières, on réalise une injection intramusculaire de 400 UI à 600 UI d'eCG (gonadotropine sérique, CHRONO-GEST® PMSG). L'insémination a lieu 48 heures après le retrait de l'implant, sans détection des chaleurs (figure) (**CHicoineau, 2007**). Les effets lutéolytiques du valérate d'œstradiol sont remplacés par une injection de PGF2α à la fin du traitement (luprostiol, PROSOLVIN). La phase lutéale est alors contrôlée par cette prostaglandine. Sur les femelles cyclées, un corps jaune fonctionnel pourrait être présent au moment du retrait de l'implant et donc empêcher l'ovulation. De plus, la buséréline peut entraîner, chez les femelles cyclées comme chez les non cyclées, la formation d'un corps jaune secondaire. En effet, la buséréline injectée en début de traitement fait ovuler les follicules sensibles à la LH (c'est-à-dire d'un diamètre supérieur à 10 mm) et une nouvelle vague émerge dans les 3 à 4 jours : les vagues folliculaires sont de ce fait synchronisées C'est le follicule dominant de cette nouvelle vague qui ovule après le retrait du dispositif progestagène.

Le nouveau CRESTAR SO® propose, comme l'ancien traitement, une double gestion du cycle, en contrôlant aussi bien la croissance folliculaire que la phase lutéale (**Beffara, 2007**).



Figure 14: Nouveau protocole CRESTAR SO®.

2.2. Les protocoles à base de Gonadotropin Releasing Hormone «GnRH»

La GnRH (Gonadotropin Releasing Hormone) est une hormone synthétisée par l'hypothalamus. Elle agit directement sur l'hypophyse pour induire une libération transitoire de LH et de FSH pendant 2 ou 3 heures. La réponse à son administration dépend du stade de la vague folliculaire au moment du traitement :

- Lors de la phase folliculaire, elle stimule la croissance folliculaire.
- Elle provoque indirectement l'ovulation.
- Sous imprégnation progestéronique, elle permet la lutéinisation des follicules dominants (**MESTDAGH, 2008**).

L'efficacité de la GnRH à induire le renouvellement des vagues de croissance folliculaire dépend du jour du cycle auquel elle est administrée. L'administration de GnRH en phase de dominance folliculaire se traduit par la sécrétion hypophysaire de FSH et une décharge brutale de LH induisant l'ovulation des follicules sensibles à la LH (follicules dominants), avec formation d'un corps jaune fonctionnel, leur lutéinisation (petits follicules) puis l'initiation d'une nouvelle vague de croissance folliculaire dans les 2 jours suivant l'injection. Une administration de GnRH avant cette phase de dominance folliculaire n'a aucun effet et ne modifie pas l'évolution de la vague de croissance folliculaire en cours (**OKOUYI, 2017**).

Forme disponible actuellement en Algérie : (**D'après Lachrou, 2011**).

FERTAGYL® (Janssen)

CYSTORELINE® Gonadoreline (Ceva).

GPG

L'OvSynch (Ovulation Synchronisation), ou protocole GPG (GnRH, prostaglandine, GnRH) [60 bis]. Il consiste en une injection de GnRH suivie six à sept jours plus tard d'une injection de $\text{PgF}_{2\alpha}$, suivie elle-même quarante-huit heures après d'une nouvelle injection de GnRH. L'insémination est effectuée systématiquement seize à vingt heures plus tard (Hanzen et al, 2003).



Figure 15 : description du protocole GPG (Grimard et al, 2003).

Principe:

L'administration de GnRH s'accompagne de trois effets principaux dont la fréquence dépend du stade du cycle auquel l'injection est réalisée, donc indirectement du statut folliculaire de l'animal et de son état d'imprégnation progestéronique :

- Une stimulation de la croissance folliculaire.
- L'induction d'une ovulation et la formation subséquente d'un corps jaune.
- La lutéinisation éventuelle du follicule cavitaire présent (Hanzen et al, 2003).

Elle est suivie de l'émergence d'une nouvelle vague folliculaire dans les 3 ou 4 jours. Une injection de prostaglandines (35 mg), 7 jours après l'injection de GnRH, va lyser les corps jaunes principaux et secondaires (résultants de l'injection de GnRH). Une seconde injection de GnRH, 2 jours après l'injection de prostaglandines augmente la précision de la période d'ovulation du follicule dominant. Le temps séparant les deux injections de GnRH suffit à l'émergence d'un follicule dominant, sa croissance jusqu'au stade préovulatoire et sa réceptivité au pic de LH. Cette injection de GnRH a pour objectif une meilleure synchronisation de l'ovulation, en renforçant le pic de LH préovulatoire, ce qui permet de n'inséminer qu'une fois (DEZAUX, 2001).

DEUXIEME PARTIE: ETUDE EXPERIMENTALE

MATERIEL ET METHODE

1. Objectif:

Les principaux objectifs tracés dans cette étude ont été les suivants:

- Comparaison de deux synchronisation des chaleurs à base de progastagènes avec et sans utilisation des prostaglandines.
- Réaliser un suivi échographique de la dynamique folliculaire lors de ce traitement.
- Essayer de déterminer par échographie la taille de follicule ovulatoire chez la vache.

2. Cadre expérimental:

2.1. Zone d'étude:

La wilaya de Tiaret, région de haut plateau au niveau de la ferme expérimentale de l'université Ibn Khaldoun.

2.2. Animaux:

Notre étude a porté sur 4 vaches de race locale appartenant à l'élevage bovin de la ferme expérimentale. Les femelles sélectionnées ont été diagnostiquées non gestantes par échographie, de même qu'un examen clinique qui a révélé la bonne santé des vaches cliniquement. Ces animaux vivaient en élevage semi intensif, l'essentiel de l'alimentation était constitué d'un aliment concentré et de la paille.

2.3. Protocoles de synchronisation des chaleurs:

Les animaux ont été répartis en deux lots de 2 vaches selon l'utilisation ou non de la PGF2 α .

Lot 01:

J0: Pose de PRID[®] Delta (1,55g de progesterone; Ceva) par la voie vaginale.

J 9: Retrait de PRID[®] et injection en IM de 1000 U.I. de folligon[®] (PMSG, Intervet).

Lot 02:

J0: Pose de PRID[®] Delta (1,55g de progesterone; Ceva) par la voie vaginale.

J7: Injection en IM de 2 ml d'Estrumat[®] (500 µg/ml de PGF2; Cloprostenol; Intervet).

J 9: Retrait de PRID[®] et injection en IM de 1000 U.I. de Folligon[®] (PMSG, Intervet).

2.4. Echographie:

L'échographie a été réalisée à l'aide d'un échographe modèle Draminski iScan pour usage vétérinaire, Il est ultra léger. Le poids de l'appareil prêt à l'emploi est seulement de 2 kg, Avec une batterie de secours qui est rechargée en 2 heures et assure 5 heures de travail. La transmission des images stockées et des boucles vidéo (cineloop) est assurée par un connecteur USB2.0.

Les observations échographiques ont été réalisées le jour de la pose de dispositif vaginale, au moment de l'injection de la PGF2 α , au moment du retrait, et ensuite à intervalle de 24 heures après le retrait de l'implant jusqu' à l'ovulation. Les ovaires ont été réexaminés 10 à 15 jours après ovulation pour déterminer le nombre et la taille des coprs jaunes.



Figure 16: Hormones utilisées dans la synchronisation des chaleurs.



Figure 17: image d'un échographe Dramanski iscan mené d'une sonde lainière.

RESULTATS

L'image des follicules au cours des observations a été caractérisée par la présence de zones anéchogènes (noires) correspondant à l'accumulation de fluide dans l'antrum.

1. Suivi échographique

1.1. Vache (N^o 1444) appartenant au lot 01 traitée par PRID+PMSG :

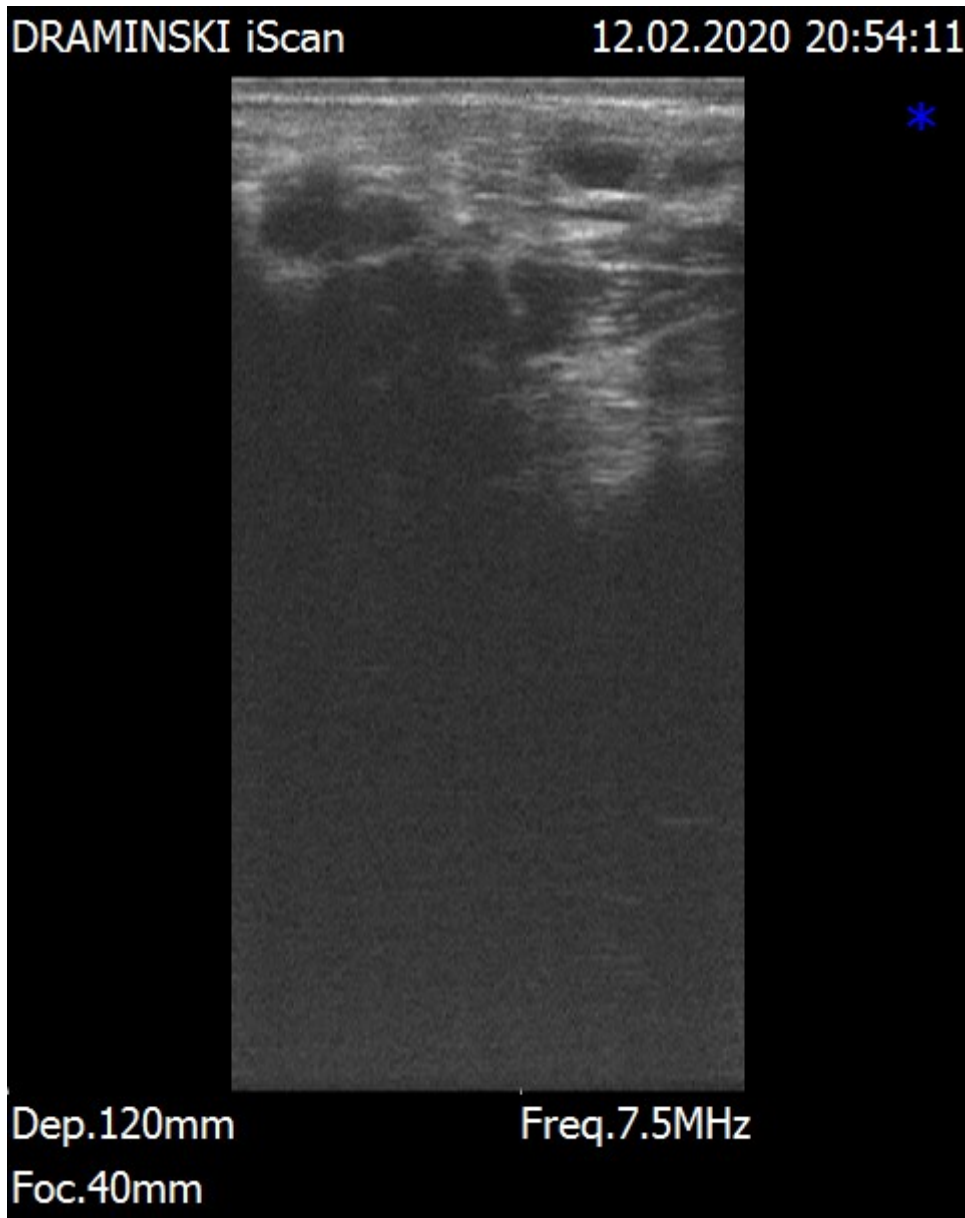


Figure 18 : Follicule de 10 mm le jour de pose de PRID

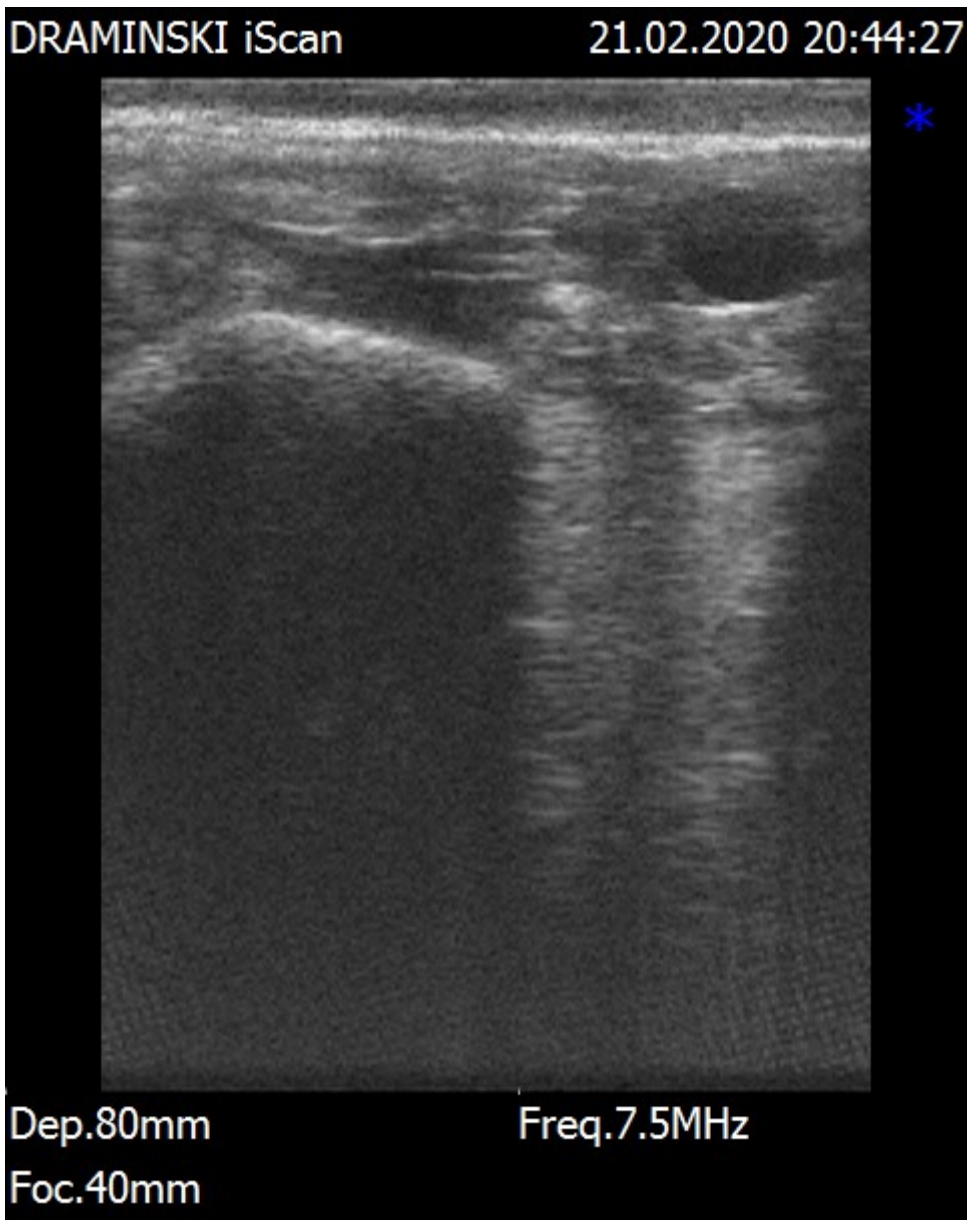


Figure 19: Follicule de 13 mm le jour de retrait de PRID DELTA

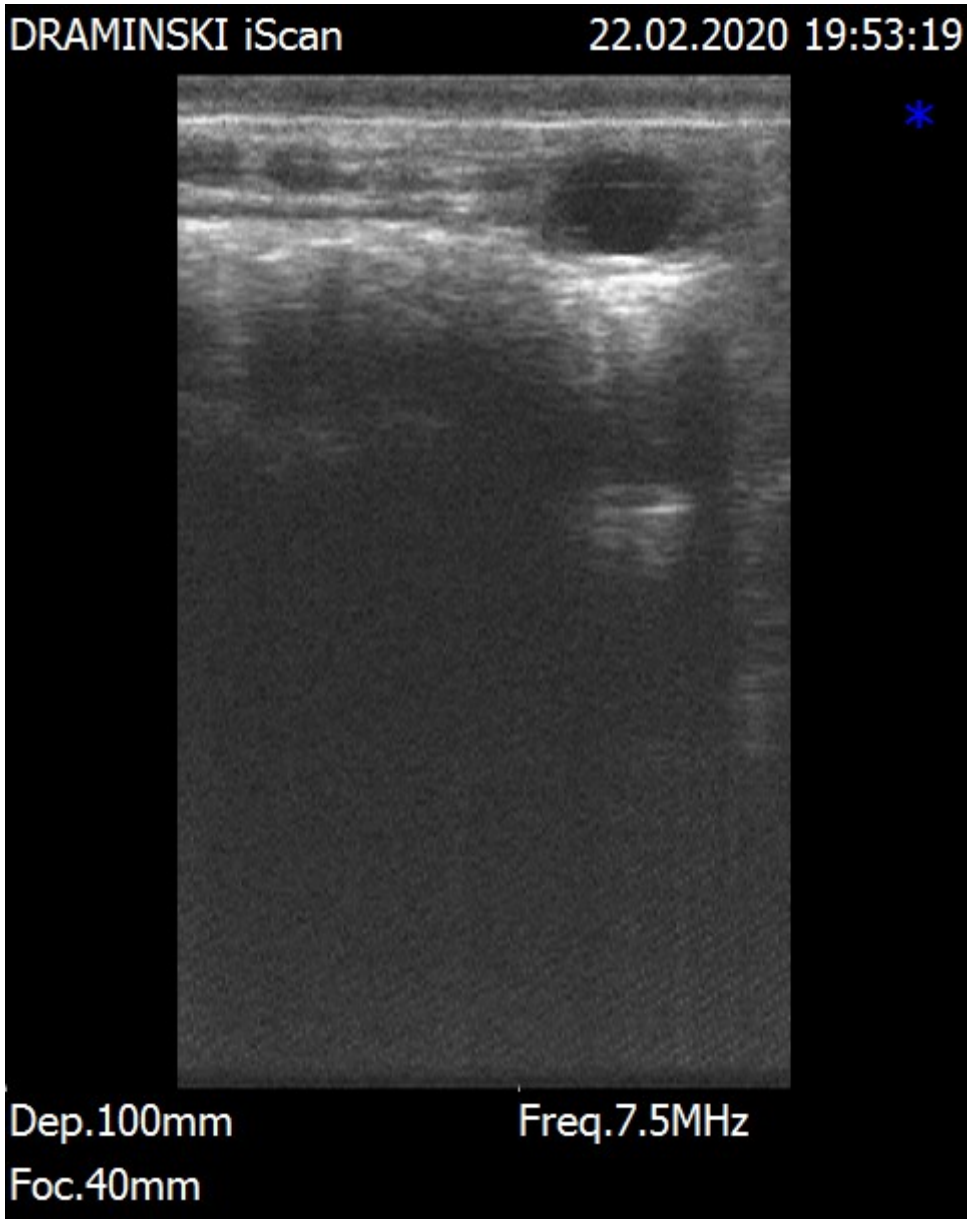


Figure 20: Follicule de 14 mm à J10 (24 h après le retrait de PRID)

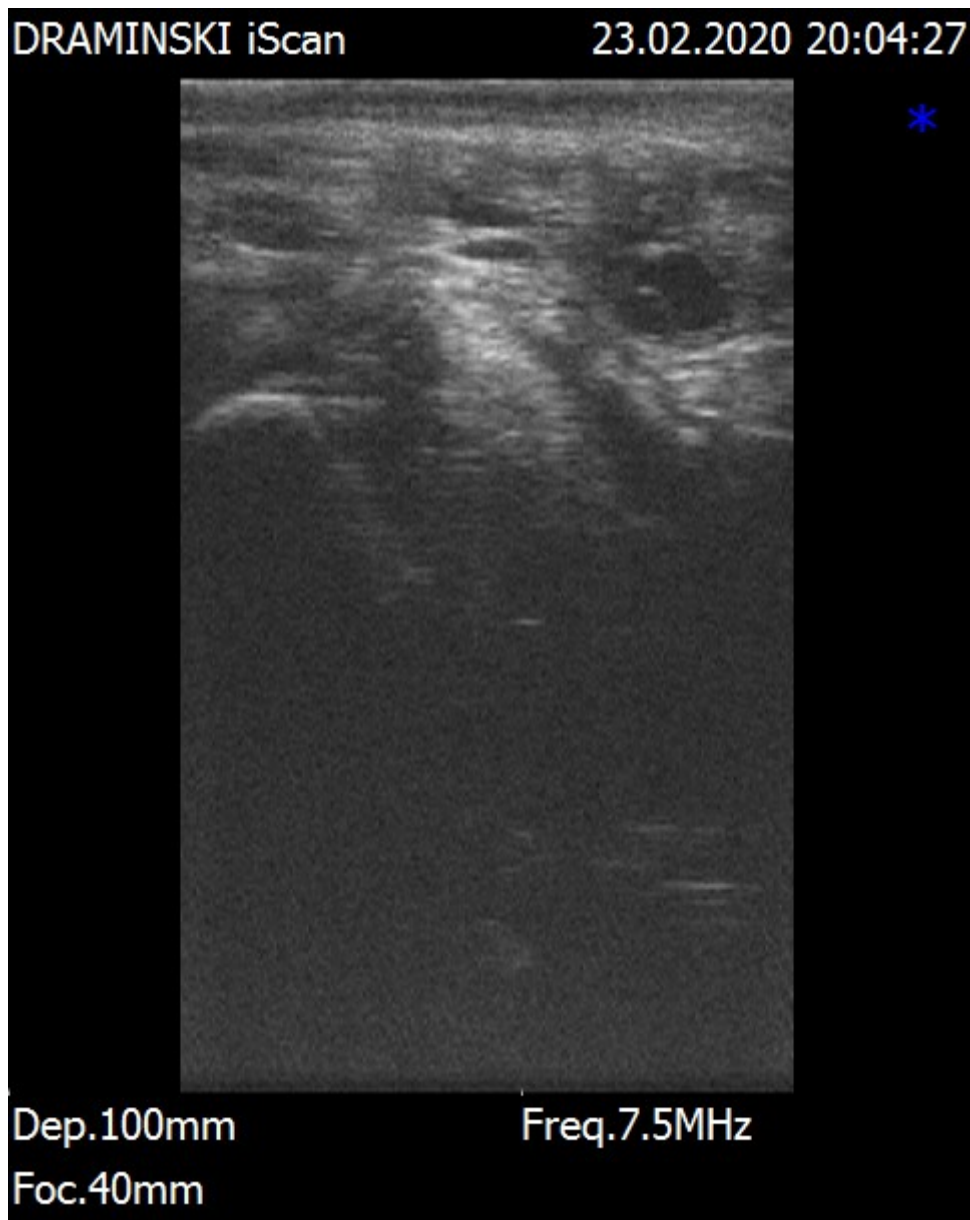


Figure 21: Follicule de 16 mm à J11 (48 h après le retrait de PRID)



Figure 22: Follicule de 16 mm à J12 (72 h après le retrait de PRID)

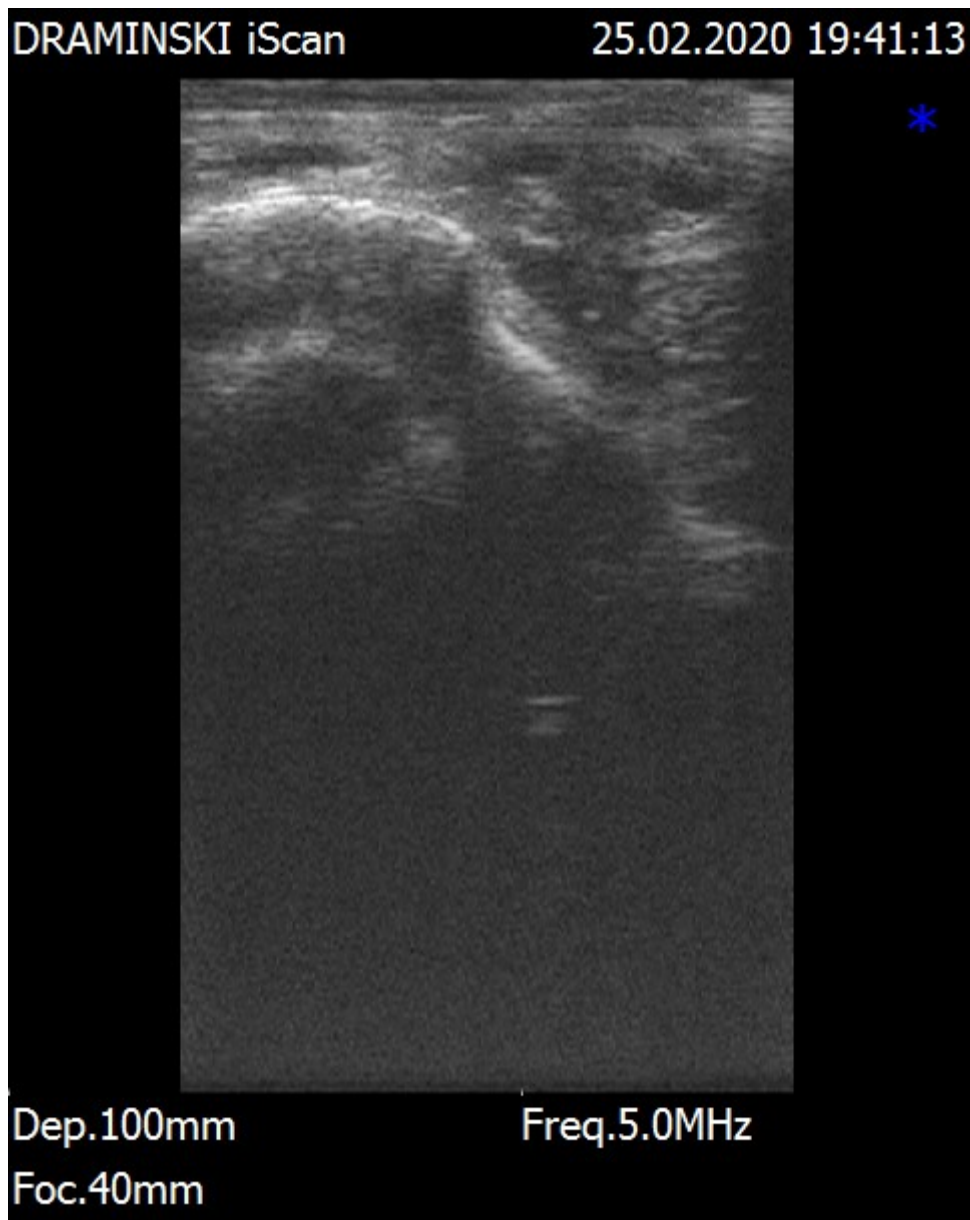


Figure 23: Disparition de la structure anéchogène portant sur l’ovaire (96 h après le retrait de PRID ; ovulation)



Figure 24: Formation de corps jaune après ovulation (10 jours après l'ovulation)

1.2. Vache (N=° 1430) appartenant au lot 02 traitée par PRID+PGF2 α +PMSG :

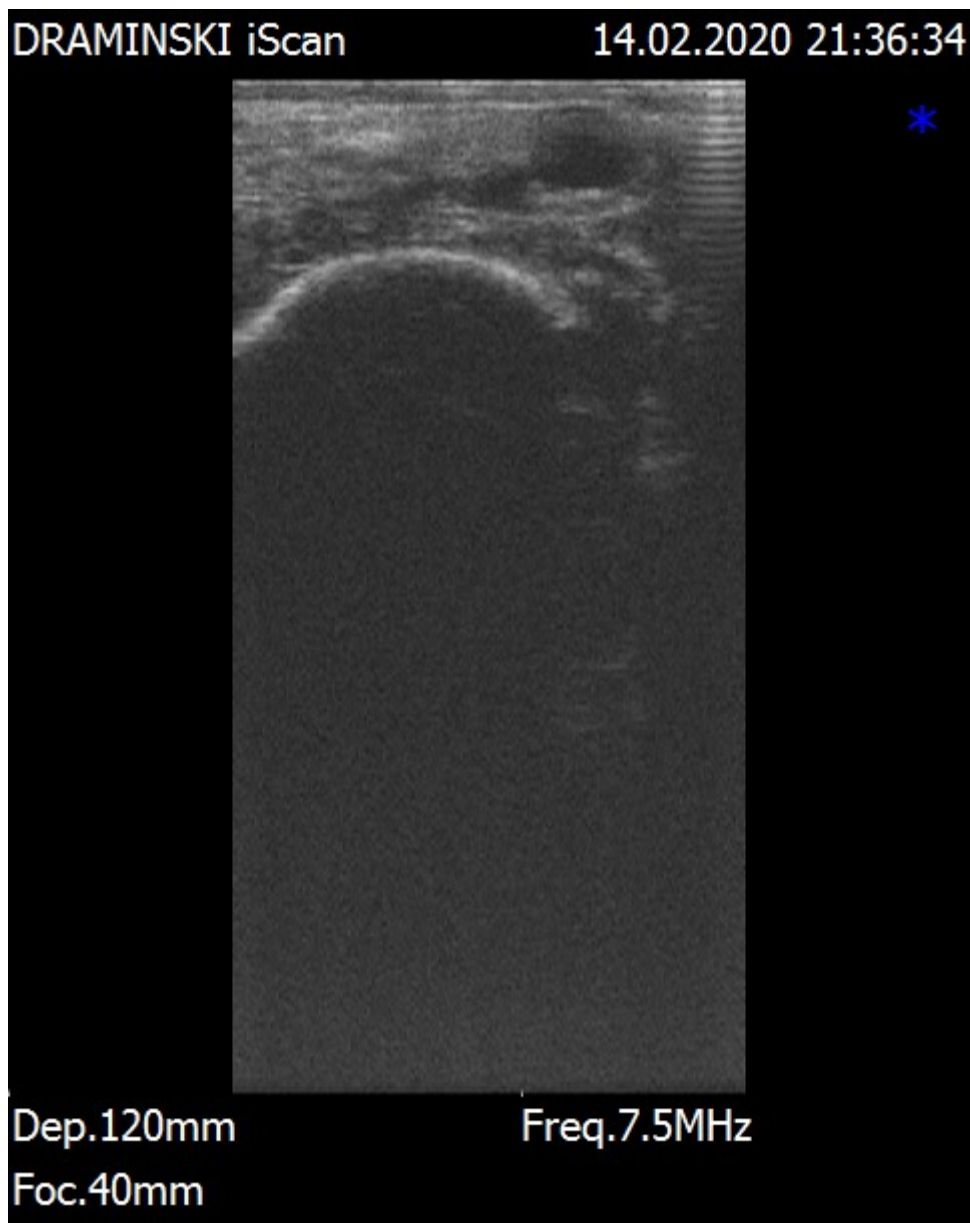


Figure 25: Follicule de 12 mm le jour de pose de PRID DELTA



Figure 26 : Follicule de 12 mm le jour de l'injection de la PGF 2α



Figure 27: Follicule de 16 mm à J10 (24 après le retrait)

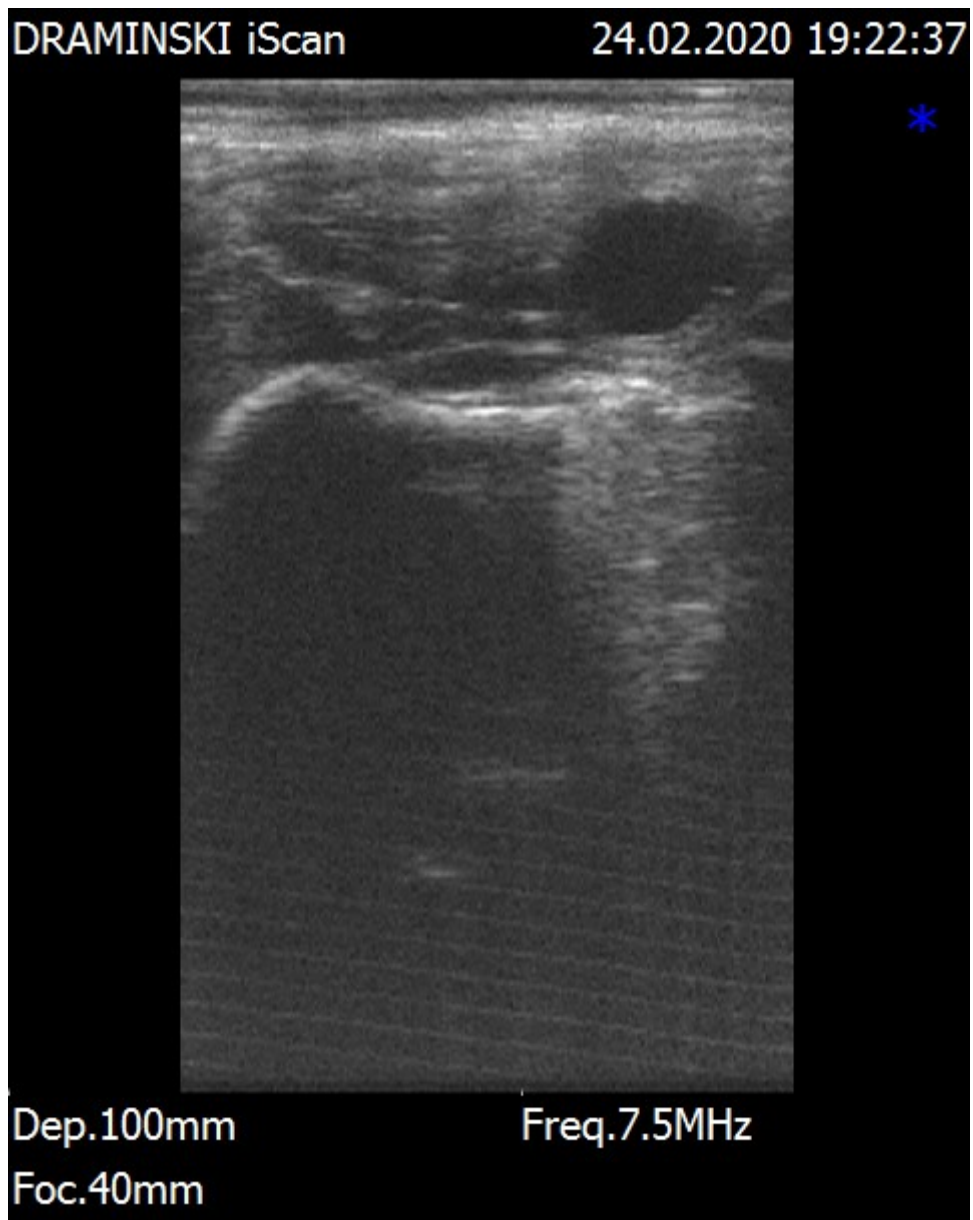


Figure 28: Follicule de 17 mm à J11 (48h après le retrait)



Figure 29: Disparition de la structure anéchogène portant sur l'ovaire (72 h après le retrait de PRID ; ovulation)



Figure 30: Formation de corps jaune après ovulation (10 jours après l'ovulation)

2. Statistique descriptive :

2.1. Lot 01 traité par PRID+PMSG :

Tableau 03: Les moyennes et les écarts types des diamètres folliculaires des vaches appartenant au lot 01

	N	Moyenne	Ecart type
Pose PRID	2	8,50	2,121
Retrait PRID	2	11,50	2,121
J10	2	13,50	,707
J11 (la saillie)	2	15,00	1,414
J12	2	15,00	1,414
N valide (liste)	2		

D'après les résultats de ce tableau nous constatons que le diamètre moyen de follicule au jour de la pose de PRID a été $8,5 \pm 2,12$ mm. Le diamètre moyen de follicule dominant a atteint $15 \pm 1,41$ mm à 72 heures après le retrait de PRID DELTA.

2.1.1. Croissance folliculaire de la vache N°1444 après le retrait

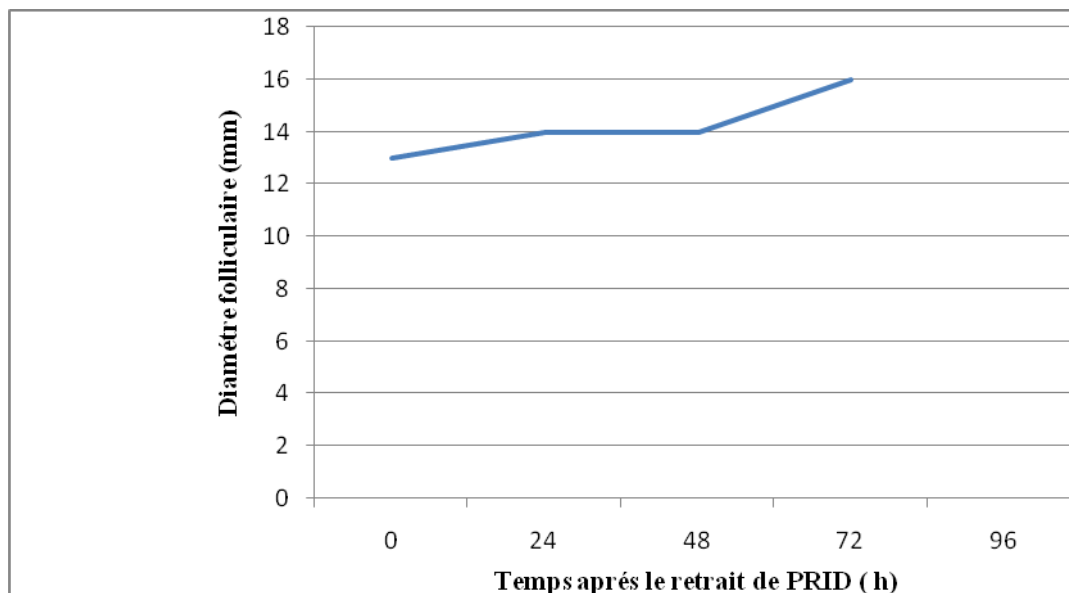


Figure 31: Courbe de la croissance de follicule dominant chez la vache N° 1444

D'après cette courbe nous remarquons que le diamètre folliculaire augmente légèrement entre T0 et T48. Par la suite cette courbe devient stable entre T48 et T72.

2.1.2. Croissance folliculaire de la vache N°1460 après le retrait

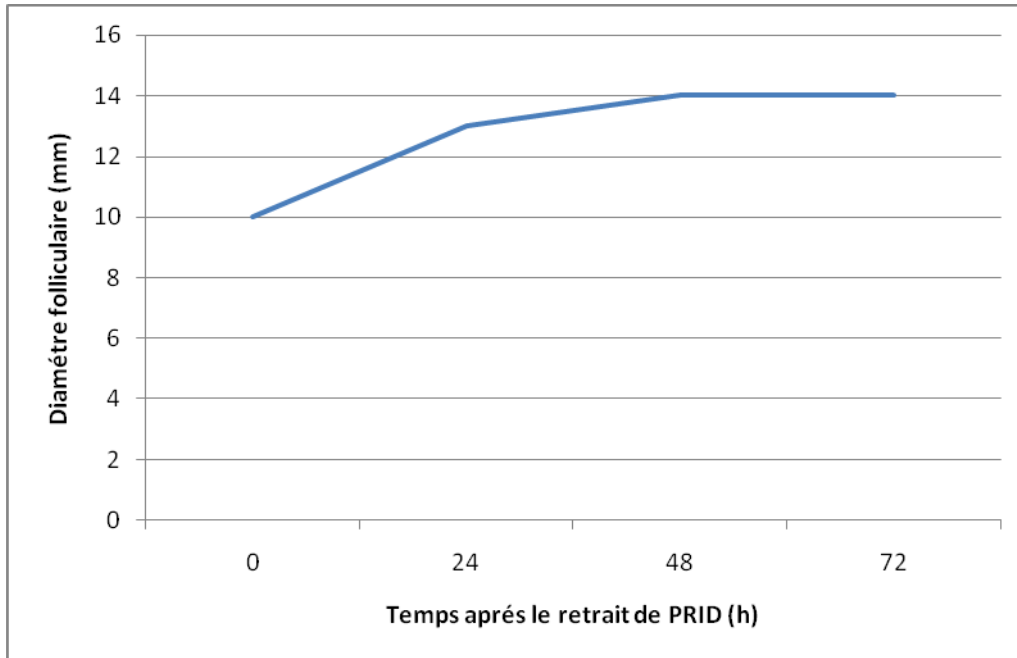


Figure 32 : Courbe de la croissance de follicule dominant chez la vache N°1460

Nous pouvons constater que la courbe du diamètre folliculaire augmente entre T0 et T48, puis elle devient stable entre T48 et T72.

2.2. Lot 02 traité par PRID+PGF2 α +PMSG :

Tableau 04: Les moyennes et les écarts types des diamètres folliculaires des vaches appartenant au lot 02

	N	Moyenne	Ecart type
Pose PRID	2	11,00	1,414
PGF2	2	11,00	1,414
Retrait PRID	2	13,00	4,243
J10	2	14,00	4,243
J11	1	15,00	.
N valide (liste)	1		

En basant sur les résultats de tableau au dessus, nous remarquons que le diamètre moyen de follicule au jour de la pose de PRID a été $11,00 \pm 1,41$ mm. Le diamètre moyen de follicule dominant a atteint $14 \pm 4,24$ mm à 24 heures après le retrait de PRID DELTA.

2.2.1. Croissance folliculaire de la vache N°1430 après le retrait

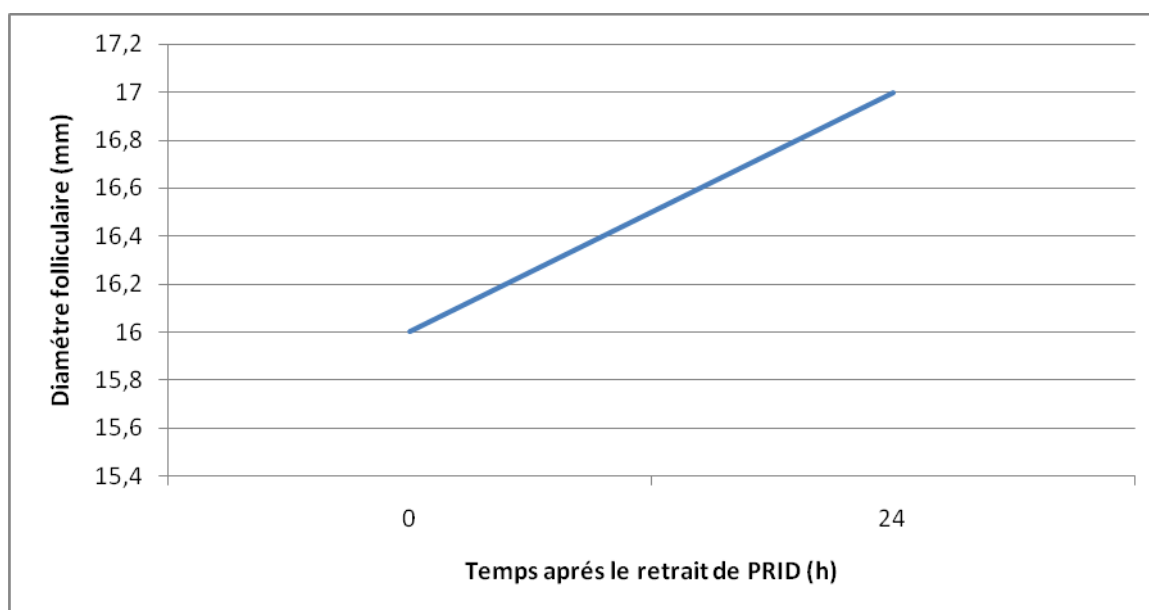


Figure 33 : Courbe de la croissance de follicule dominant chez la vache N°1430

Il se ressort de cette figure que la courbe du diamètre folliculaire augmente exponentiellement entre T0 et T24.

2.2.2. Croissance folliculaire de la vache N°1439 après le retrait

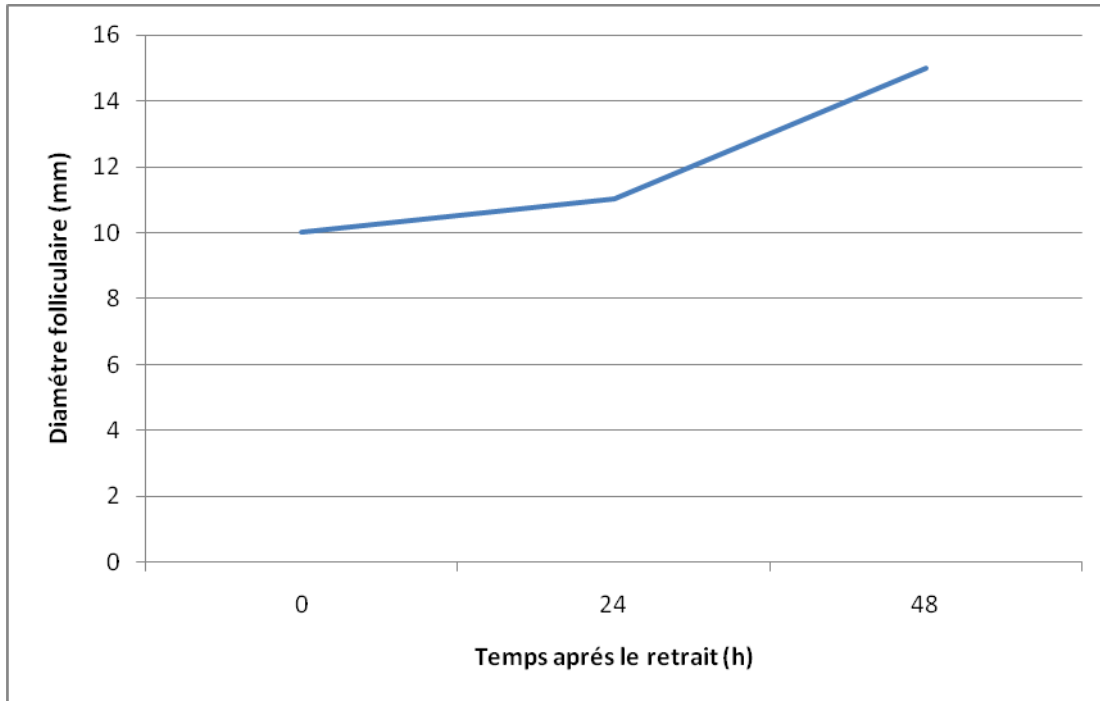


Figure 34 : Courbe de la croissance de follicule dominant chez la vache N°1439

D'après cette courbe, le diamètre folliculaire augmente légèrement entre T0 et T24, par la suite nous constatons une croissance importante entre T24 et T48.

DISCUSSION

Grâce à l'échographie, on a pu observer la croissance des follicules et prouver que ce sont les follicules de plus de 07 mm de diamètre qui s'impliquent dans le processus de l'ovulation.

La taille maximale des follicules dominants a été 15 ± 4 mm et 16 ± 4 mm pour les vaches appartenant au lot 01 et le lot 02 respectivement, Nos résultats sont en accord avec ceux apportés par (Knopf et al, 1989 ; Pierson , Ginther, 1988 ; Savio et al, 1988 ; Benallou et al, 2016), qui ont rapporté une taille de follicule dominant comprise entre 15 à 18 mm. De même (Fieni et al, 1998) ont rapporté que l'insémination artificielle peut être effectuée quand le follicule présente un diamètre supérieur à 14 mm et en absence de corps jaune fonctionnel. Néanmoins, pour un même animal, des follicules de taille inférieure peuvent aussi ovuler, ce qui limite l'intérêt du suivi folliculaire chez la vache. En revanche, le suivi folliculaire permet de diagnostiquer des cas de repeat breeding, c'est-à-dire des femelles infertiles à chaleurs régulières dont l'échec à l'IA est consécutif à un défaut de maturation folliculaire (absence de follicule dominant) ou un retard d'ovulation (Egron et Flaus, 1996).

Dans notre étude nous avons constaté que l'ovulation a eu lieu dans 24 heures suivant la saillie pour le lot 01 (injection de $PGF2\alpha$). Par contre les vaches appartenant au lot 02 ont ovulées dans les 48 heures après la saillie. Un traitement à base de progestagènes contribue à réduire le délai et la dispersion du retour en œstrus surtout s'il s'accompagne de l'injection d'une $PGF2\alpha$ avant la fin du traitement. Par ailleurs, il se peut que lors de la mise en place d'un traitement à base de progestagènes, l'animal soit en phase metoestrale. Aussi, et pour profiter pleinement de l'effet de l'arrêt du traitement sur la libération des hormones hypophysaires, une injection de $PGF2\alpha$ 1 à 2 jours avant l'arrêt du traitement a-t-elle été conseillée. Ce traitement a pour effet de supprimer l'effet inhibiteur de la progestérone endogène et d'assurer une libération optimale des hormones hypophysaires (Mialot et al. 1998).

Le diamètre des corps jaunes enregistrés par le biais d'échographie a été entre 20 et 26 mm La plupart des ovulations ayant eu place sur l'ovaire droit (3 sur 4).

CONCLUSION

La maîtrise de la reproduction est devenue une nécessité en élevage bovin laitier. Elle est primordiale notamment pour la rentabilité économique de l'élevage laitier.

L'application de l'échographie dans le suivi de la reproduction bovine représente une avancée technologique qui a révolutionné les connaissances de la biologie de la reproduction, et a permis la clarification des processus complexes de la reproduction bovine, surtout ceux concernant la dynamique folliculaire.

Nous pouvons conclure au terme de cette recherche, que l'ovulation a eu lieu rapidement après l'apparition des chaleurs chez les vaches qui ont reçues une injection de PGF2 α au 7^{ème} jour de protocole par apport aux vaches qui ont été traité uniquement avec le Prid delta + PMSG.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

1. **Beffara C(2007)**. Comparaison de l'efficacité du traitement de synchronisation des chaleurs Crestar□ classique avec celle d'un nouveau traitement combinant buséréline, implant Crestar□, prostaglandine F2α et eCG chez la vache allaitante. Thèse docteur vet. ENVA, CRETEIL 2007.p35.
2. **Benallou B(2007)**.Performances de reproduction étude échographique de la dynamique folliculaire parés synchronisation des chaleurs chez la vache laitière. Thèse. Doctorat.vet .ES-SENIA;2007, p22-23
3. **.Bosio L(2006)**. Relations entre fertilité et évolution de l'état corporel chez la vache laitière: le point sur la bibliographie. Thèse. Med. Vet. LYON n°57, p27.
4. **Calais M, Dreno M(2004)**. L'échographie en gynécologie bovine, ovine et caprine: réalisation d'un cd-rom didactique, thèse. doctorat.vet D'ALFORT,2004 p 68-69.
5. **Chaban C, Maillard S, Taveau J, Julia J, Picard Nm(2014)**.Atlas d'échographie génitale bovine. Toulouse 2014, p5.
6. **CHICOINEAU V(2007)**. Comparaison de l'efficacité du traitement de synchronisation des chaleurs CRESTAR® classique avec celle du nouveau traitement CRESTAR SO® chez la vache laitière. Thèse. Doctorat.vet.D'ALFORT, p18-19.
7. **CHICOINEAU V(2007)**.comparaison de l'efficacité du traitement de synchronisation des chaleurs Crestar® classique avec celle du nouveau traitement Crestarso®chez la vache laitière. Thèse. Doctorat.vet.D'ALFORT;p15-28-29.
8. **CROS N(2005)**. Le sexage du fœtus par échographie chez la vache : étude de l'utilisation pratique sur le terrain, 2005, p55.
9. **CROS N(2005)**. Le sexage du fœtus par échographie chez la vache : étude de l'utilisation pratique sur le terrain, 2005, p55.
10. **Derradji M(2015)**. Les chaleurs et leurs impacts sur les performances repro-productives chez la vache laitière, mastère sciences agronomiques Guelma2015, p 4-5.

11. **DEZAUX P(2011)**. Synchronisation des chaleurs chez les vaches allaitantes par l'association GnRH-pgf2 α -GnRH. thèse Doctorat vet ENVA. CRETEIL 2011.p31.
12. **Diaw M(2014)**.Expression et effet des WNTs sur l'expansion du cumulus et la maturation de l'ovocyte chez la vache. Mémoire vet pour le grade (M.sc.) .p13
13. **Diaw M(2014)**.Expression et effet des WNTs sur l'expansion du cumulus et la maturation de l'ovocyte chez la vache. Mémoire vet pour le grade (M.sc.).p18-19.
14. **Drion P.V, Beckers J.F, Derkenne F, Hanzen Ch.(2000)**. Le développement folliculaire chez la vache. mécanismes hormonaux au cours du cycle et du postpartum. Article, Liège 2000, P144, 385-404.
15. **DRION P.V, BECKERSF J-F, ECTORS. J, HANZEN, HOUTAIN. J-Y, LONERGAN.P(1996)**.Régulation de la croissance folliculaire et lutéale : Folliculogenèse et atresie. INRA-Physiologie de la Reproduction-37380 NOUZILLY. Point Vét., 1996, 28 . 881-891.
16. **EGRON L. et FLAUS L. (1996)**. Intérêt de l'échographie dans l'examen ovarien chez la vache. Bulletin Mensuel de la Société Vétérinaire Pratique de France, 80, (5), 223-230.
17. Fertil. 83, 663-671.
18. **FIENI F, TAINTURIER D, BRUYAS JF, BATTU I** - Physiologie de l'activité ovarienne cyclique chez la vache – Bull GTV, 1995 ; 4 : 35-49.
19. **FIENI F., TAINTURUER D., BRUYAS J.F. et BATTUT I. (1998)**.Examen écho tomographique des ovaires chez la vache. Journées nationales des GTV, Tours 27, 28 et 29 mai 1998, 411-415.
20. **FRANCONY M(2011)**. Comparaison de l'intérêt diagnostique des différentes techniques d'examen de l'ovaire de la vache, Doctorat vet, CRÉTEIL 2011, p60.
21. **Froment P(2007)**.Note d'état corporel et reproduction chez la vache laitière. Thèse. Doctorat.vet.D'ALFORT, 2007, p?? Mémoire en ligne.
22. **GRIMARD B, MAILLARD CH, HUMBLLOT P, PONTER AA (2003)**. Efficacité des traitements de synchronisation des chaleurs chez les bovins. Article 16(3):211-227 · 2003.
23. **HANZEN CH, BASCON F, LAUPEZ-GATIUS F (2005)**. Les kystes ovariens dans l'espèce bovine. Définitions, symptômes et diagnostic, Ann. Méd. Vét., 2007, **151**, 247-256.

24. **HANZEN CH, BOUDRY B, DRIO P.V (2003).** Effets du protocole GPG sur l'activité ovarienne. Article Point Vét. n°237,2003.
25. **HANZEN, CH., LOURTIE, O, DRION P, V, (2000).** Le développement folliculaire chez la vache Aspects morphologiques et cinétiques. Article publié dans les Annales de Médecine Vétérinaire, 2000, 144, 223-235.p10.
26. **KABERA F(2007).** Contribution a l'amélioration du taux de réussite de l'insemination artificielle bovine dans les campagnes d'insemination artificielle réalisées par le Papel au Senegal, thèse docteur vet, Dakar 2007.
27. **Knopf L., Kastelic J.P., Schallenberger E. & Ginther O.J., 1989,** Ovarianfollicular dynamics in heifers: test of two-wave hypothesis by ultrasonically monitoring individual follicles. *Domest. Anim. Endocrin.* 6, 111-119.
28. **Lachrou W(2012).** Comparaison de deux méthodes de traitement de maîtrise des cycles associant la progestérone œstrogènes et la prostaglandine f2alpha chez la vache laitière. mémoire magistère vétérinaire, 2012, p4-12.
29. **Laurent B(2006).** Relations entre fertilité et évolution de l'état corporel chez la vache laitière: le point sur la bibliographie. Thèse. Med. Vet. LYON n°57 ;p23.
30. **MARICHATOU H, HAMIDOU T, AMADOU T. (INERA).** Synchronisation des chaleurs et insémination artificielle bovine. Production animale en Afrique de l'Ouest.
31. **MESTDAGH C(2008).** Comparaison de deux durées de traitement de maîtrise des cycles associant la progestérone et la prostaglandine f2 alpha chez la vache. Thèse docteur vet. TOULOUSE, 2008.p34-36-37.
32. **Noui A (2016).** Comparaison de trois protocoles de synchronisation des chaleurs chez la vache laitière au niveau de la région de Setif. Mémoire de magistère vet. Tiaret ; p8.
33. **OKOUI.M.W(2017).** Application des progestagènes a la gestion hormonale de la reproduction chez la femelle bovine de race n'dama au GABON. Thèse docteur vet.2017.
34. **Pierson R.A. & Ginther O.J., 1988,** Ultrasonic imaging of the ovaries and uterus in cattle. *Theriogenology*, 29, 21-37.
35. **Pontlevoy R(2017).** Etat des lieux a l'échelle mondiale des traitements hormonaux de synchronisation des chaleurs dans l'espèce bovine. Thèse. doctorat.vet. CRÉTEIL. p22-23.

36. **ROMAIN P(2017).**État des lieux a l'échelle mondiale des traitements hormonaux de synchronisation des chaleurs dans l'espèce bovine. Thèse, Doctorat.vet CRÉTEIL. p17-18-20.
37. **Savio J.D., Keenanl L., Boland M.P. & Roche J.F., 1988,** Pattern of growth of dominant follicle during the estrous cycle of heifers. J. Reprod.
38. **Seme K , Pitala W , Kulo A-E , Talaka E ,Gabiam K-B, Djabangou P, Kotoe M-D Et Gbeassor M(2017).** Etude de l'œstrus des femelles bovins laitiers soumises au protocole Prid® Delta au Sud-Togo, article:958-966,2017.
39. **TAVEAU J, JULIA J(2013).**Physiologie et pathologie de la reproduction chez la vache: élaboration de ressources pédagogiques en ligne à partir d'images échographiques de l'appareil génitale, Archive TOULOUSE (OATAO), thèse docteur vet(2013), p28-29.
40. **Zamberlam (2013).** The involvement of nitric oxide in bovine follicular development and ovulation. Thèse .grade de philosophiae doctor (PH.D.). Montréal, 2013;p18.