

SOMMAIRE

TABLE DES ILLUSTRATIONS.....	04
LISTE DES ABREVIATIONS.....	05
RESUME (Français).....	08
RESUME (Anglais).....	10
RESUME (Arabe).....	11
INTRODUCTION.....	12
PREMIERE PARTIE : ETUDE BIBLIOGRAPHIQUE.....	16
I. LE CYCLE OESTRAL DE LA VACHE.....	16
A. Physiologie de l'activité ovarienne cyclique chez la vache.....	16
1) Ovogenèse.....	16
2) Folliculogenèse.....	17
3) Phase lutéale.....	21
B. Régulation hormonale du cycle sexuel chez la vache.....	22
1) Aperçu du contrôle hormonal du cycle.....	22
2) Régulation de la sécrétion de la GnRH.....	23
3) Régulation de la croissance folliculaire.....	23
a) Croissance folliculaire pré-antrale.....	24
b) Recrutement.....	25
c) Sélection.....	25
d) Dominance.....	26
4) Ovulation.....	27
5) Corps jaune.....	29
6) La lutéolyse.....	29
II. EXAMEN ECHOGRAPHIQUE DES OVAIRES.....	32
1) Appréciation des organites : follicule et corps jaune.....	32
• Intérêts de l'examen échographique.....	32
• Follicule.....	33
• Corps jaune.....	35
2) Appréciation des formations kystiques.....	38
3) Appréciation du moment optimal pour l'insémination.....	40
III. MOLECULES ET PROTOCOLES UTILISES DANS LA MAITRISE DES CYCLES	42
A. Molécules disponibles dans la maîtrise des cycles.....	42
1. La GnRH.....	42
2. LA prostaglandine F2 α et ses analogues.....	42
3. Les progestagènes.....	44
4. Les oestrogènes.....	44
5. L'eCG.....	45
B. Les protocoles à base de prostaglandine F2 α	45

a.	Mode d'action.....	45
1.	Prérequis indispensable : la cyclicité avant le traitement de tous les Animaux.....	45
2.	Mécanisme d'action de la prostaglandine F2 α	46
3.	Effet d'une injection unique de la prostaglandine F2 α	47
VI.	Manifestations comportementales de l'oestrus.....	51
1.	Manifestations comportementales caractéristiques de l'oestrus.....	51
2.	Manifestations comportementales secondaires de l'oestrus.....	51
3.	Conséquences : détection de l'oestrus par observation des manifestations Comportementales.....	55
4.	Les chaleurs silencieuses.....	55
5.	les chaleurs sans ovulation.....	55
6.	Facteurs de variation de l'expression comportementale de l'oestrus.....	56
a)	Nombre de femelles en oestrus simultanément.....	56
b)	Intervalle post-partum.....	57
c)	Production laitière.....	57
d)	Parité.....	58
e)	Taille du follicule pré-ovulatoire.....	59
f)	Etat de santé de la vache.....	59
g)	Caractère de la vache.....	59
h)	Stress.....	59
i)	Facteurs environnementaux.....	60
j)	Conduite spéciale.....	60
k)	Moment de la journée.....	61
	DEUXIEME PARTIE : ETUDE EXPERIMENTALE.....	63
	MATRIEL ET METHODES.....	64
1)	Objectifs	65
2)	cadre expérimental.....	65
a)	Animaux.....	65
b)	Sélection.....	66
c)	mise en lots.....	66
d)	Médicament.....	66
-	Description.....	66
-	propriétés pharmacodynamiques.....	67
-	caractéristiques pharmacocinétiques.....	67
e)	Matériel échographique.....	68
-	Caractéristique.....	68
•	Le mode B (B = brillance).....	68
•	Le mode M (M = mouvement).....	68
•	Le mode B+B.....	68
•	Le mode B+M	68
f)	Protocole expérimental.....	68
-	Mesure de diamètre.....	70

- les enregistrements.....	70
- l'injection de la prostaglandine F2 α	71
- Suivi échographique.....	71
RESULTATS.....	73
DISCUSSION.....	98
CONCLUSION.....	102
BIBLIOGRAPHIE.....	105
ANNEXES.....	112

TABLE DES ILLUSTRATIONS

Liste des figures :

Figure N° 01 : Diagramme ovarien représentant les étapes du développement folliculaire vers l'ovulation et le corps jaune ou l'atrésie (d'après PETERS et al., 1995).

Figure N° 02 : Chronologie du développement folliculaire (d'après FIENI et al, 1995).

Figure N° 03: Vagues de croissance folliculaire et variations hormonales au cours du cycle œstral de la vache (d'après FIENI et al., 1995).

Figure N° 04 : Croissances folliculaires au cours d'un cycle œstral chez la vache (d'après ENNUYER, 2000).

Figure N° 05 : Déterminisme de la lutéolyse chez les ruminants. D'après (lutéolyse (FIENI et al., 1995).

Figure N° 06 : Corps jaune (\emptyset : 22 mm), follicule (\emptyset : 9 mm) (échographie ovarienne en bain d'eau) (UCRA-ENVL)

Figure N° 07: Ovaire portant plusieurs follicules (UCRA-ENVL)

Figure N° 08 : Corps jaune cavitaire (\emptyset : 14 mm) (UCRA-ENVL)

Figure N° 09 : Ovaire présentant deux kystes folliculaires (paroi mince ; diamètre : 4 et 5 cm) ; notez l'artéfact de renforcement postérieur (échographie en bain d'eau) (UCRA-ENVL)

Figure N° 10 : pourcentage de génisses laitières (n=216) venues en chaleurs en fonction du temps écoulé après une injection de prostaglandine F2 α (WAHOME et al., 1985)

Figure N° 11 : distribution des oestrus observés après une ou deux injection de prostaglandine F2 α chez des vaches laitières (n=83) (MAILLOT et al., 1999).

Figure N° 12 : Variation de délai d'apparition de l'oestrus après induction de la lutéolyse par une injection de prostaglandine F2 α en fonction du stade de la vague folliculaire au moment de l'injection (modifié d'après ENNEYER, 2000)

Figure N° 13 : Répartition des premières acceptations du chevauchement au cours d'une période de 24 h (n=70) (d'après GIROUD 2007)

Liste des tableaux:

Tableau N° 01 : Diagnostic différentiel entre un corps jaune et un follicule (ESCOUFLAIRE, 1998).

Tableau N° 02 : Echelle de notation des signes observables d'oestrus (d'après VAN EERDENBURG et al. 2002)

Tableau N° 03 : Comparaison du nombre observé des différents comportements sexuels au cours de la période d'oestrus entre 50 et 80 jours post-partum et de la phase lutéale correspondante (N=44). La moyenne est calculée sur le nombre de vaches exprimant le comportement (d'après DISENHAUS et al.2003)

Tableau N° 04 : Pourcentage de première acceptation du chevauchement en fonction de l'heure chez la vache laitière (d'après DISKIN et al. 2000).

PARTIE EXPERIMENTALE

Liste des figures :

Figure N° 01 : Ovaire portant un follicule (\emptyset : 18 mm)

Figure N° 02: Corps jaune (\emptyset : 26 mm), follicule (\emptyset : 13 mm)

Figure N° 03: Corps jaune cavitaire (\emptyset : 25 mm)

Figure N° 04 : coupe transversale des cornes utérines en interoestrus

Figure N° 05 : coupe transversale des cornes utérine en oestrus

Figure N° 06 : coupe transversale d'une corne en oestrus

Figure N° 07: courbes d'évolution du diamètre moyen des follicules dominants et la régression des corps jaunes pour le lot N° 01.

Figure N°08 : secteurs du diamètre moyen régressé des corps jaunes entre T0 et T24 (Reg 01) et entre T24 et T48 (Reg 02) dans le lot 01.

Figure N° 09 : Taux d'apparition des chaleurs, le taux d'ovulation et le taux de présence des Corps jaunes dans le lot N°01.

Figure N° 10 : courbes d'évolution du diamètre moyen des follicules dominants et la régression des corps jaunes pour le lot N° 02.

Figure N°11 : secteurs du diamètre moyen régressé des corps jaunes entre T0 et T24 (Reg 01) et entre T24 et T48 (Reg 02) dans le lot 02.

Figure N° 12 : Taux d'apparition des chaleurs, le taux d'ovulation et le taux de présence des Corps jaunes dans le lot N°02.

Figure N° 13 : courbes d'évolution du diamètre moyen des follicules dominants et la régression des corps jaunes pour le lot N° 03.

Figure N°14 : secteurs du diamètre moyen régressé des corps jaunes entre T0 et T24 (Reg 01) et entre T24 et T48 (Reg 02) dans le lot 03.

Figure N° 15 : Taux d'apparition des chaleurs, le taux d'ovulation et le taux de présence des Corps jaunes dans le lot N°03.

Figure N°16 : Courbes d'évolution du diamètre moyen des follicules dominants et de la régression des corps jaunes pour le lot N° 04.

Figure N°17 : secteurs du diamètre moyen régressé des corps jaunes entre T0 et T24 (Reg 01) et entre T24 et T48 (Reg 02) dans le lot 04.

Figure N° 18 : Taux d'apparition des chaleurs, le taux d'ovulation et le taux de présence de Corps jaunes dans le lot N°04.

Figure N° 19 : Histogramme comparatif du diamètre moyen régressé des corps jaunes entre T0 et T24 (Reg 01) et entre T24 et T48 (Reg 02) dans les 04 lots.

Figure N° 20: temps d'apparition des chaleurs dans les différents lots.

Liste des tableaux:

Tableau N° 01: présentation et posologie de produit administré

Tableau N° 02 : les diamètres moyens des follicules dominants à chaque observation dans le lot N°01.

Tableau N° 03: les diamètres moyens des corps jaunes lysés à chaque observation dans le

lot N°01.

Tableau N° 04 : le diamètre moyen régressé des corps jaunes entre T0 et T24 (Reg 01) et entre T24 et T48 (Reg 02) dans le lot 01.

Tableau N° 05 : Taux d'ovulation, et d'apparition des chaleurs et incidence de corps jaunes présents sur les ovaires dans le lot 01.

Tableau N° 06 : les diamètres moyens des follicules dominants à chaque observation dans le lot N°02.

Tableau N° 07 : les diamètres moyens des corps jaunes lysés à chaque observation dans le lot N°02.

Tableau N°08 : le diamètre moyen régressé des corps jaunes entre T0 et T24 (Reg 01) et Entre T24 et T48 (Reg 02) dans le lot 02.

Tableau N° 09 : Taux d'ovulation, et d'apparition des chaleurs et incidence de corps jaunes présents sur les ovaires.

Tableau N° 10: les diamètres moyens des follicules dominants à chaque observation dans le lot N°03.

Tableau N° 11 : les diamètres moyens des corps jaunes lysés à chaque observation dans le lot N°03

Tableau N°12 : le diamètre moyen régressé des corps jaunes entre T0 et T24 (Reg 01) et Entre T24 et T48 (Reg 02) dans le lot 03.

Tableau N° 13 : Taux d'ovulation, et d'apparition des chaleurs et incidence de corps jaunes présents sur les ovaires dans le lot 03.

Tableau N° 14 : les diamètres moyens des follicules dominants à chaque observation dans le lot N°04.

Tableau N° 15 : les diamètres moyens des corps jaunes lysés à chaque observation dans le lot N°03.

Tableau N°16 : le diamètre moyen régressé des corps jaunes entre T0 et T24 (Reg 01) et Entre T24 et T48 (Reg 02) dans le lot 04.

Tableau N° 17 : Taux d'ovulation, et d'apparition des chaleurs et incidence de corps jaunes présents sur les ovaires.

Tableau N°18 : les diamètres moyens des corps jaunes lysés à chaque observation dans les 04 lots

Tableau N°19 : le diamètre moyen régressé des corps jaunes entre T0 et T24 (Reg 01) et Entre T24 et T48 (Reg 02) dans les 04 lots.

Tableau N° 20 : résultats de l'analyse de la variance à un facteur : Effets significatifs marqués à $p < 0,05$

Tableau N° 21: résultats de l'analyse statistique par le test HSD (les différences significatives sont en rouges).

Tableau N° 22 : résultats de l'analyse de la variance à un facteur : Effets significatifs marqués à $p < 0,05$

Tableau N°23: résultats de l'analyse de la variance à un facteur : Effets significatifs marqués à $p < 0,05$

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 : nano gramme par millilitre

PGF2 α : prostaglandine F2 α

PMSG: Pregnant Mare Serum Gonadotropin

pp : post partum

T : Temps

RÉSUMÉ

Cette étude a été réalisée sur 40 vaches de race « Prim Holstein », et a eu comme objectif d'induire les chaleurs au moyen des prostaglandines F2 α en injection unique, sur des vaches qui portent un corps jaune mur, soit par la voie intramusculaire ou encore intraveineuse, et avec deux doses différentes (2 et 3 ml).

Après l'injection d'un analogue de synthèse de la PGF2 α , en l'occurrence le Cloprosténol (EstrumateND), nous avons suivi la lutéolyse des corps jaunes murs, ainsi que la croissance des follicules dominants par voie échographique. Nous nous sommes aussi intéressés à la croissance des follicules dominants, ainsi qu'à l'intervalle de temps qui se situe entre le moment de l'injection du Cloprosténol et celui de l'apparition des chaleurs (signes comportementaux).

L'usage de l'échographie nous a permis d'obtenir un taux d'induction des chaleurs très élevé de l'ordre de 90%, et ce, dans les 04 lots étudiés. Néanmoins, cette injection unique de la prostaglandine F2 α se traduit toujours par un délai variable d'induction des chaleurs, et donc par une dispersion plus au moins grande des oestrus induits.

La voie d'administration (intramusculaire ou intraveineuse) de même que la dose de PGF2 α utilisées (2 ml et 3 ml), se sont avérées inefficaces sur le moment d'apparition des chaleurs après cette unique injection.

L'utilisation de la voie intraveineuse dans l'injection de la PGF2 α , a permis une lutéolyse plus importante par rapport à la voie intramusculaire durant les premières 24 heures qui ont suivi le moment de l'injection ($p < 0.05$).

L'augmentation de la dose de PGF2 α (3 ml) par les deux voies d'administration (voie intraveineuse, et la voie intraveineuse) permet une augmentation du diamètre moyen des

corps jaunes lutéolysés durant les premières et les deuxièmes 24 heures qui suivent l'injection. Néanmoins, cette augmentation n'a pas été significative.

ABSTRACT

Our study has been conducted on 40 Prim Holstein cows, and have had the objective of inducing oestrus by means of prostaglandin F2 α as a single injection, on cows bearing a functional corpus luteum, either by intramuscular or intravenous injection, and with two different doses (2 and 3 ml).

After the injection of a synthetic analogue of PGF2 α , in this case cloprostenol (EstrumateND), we have followed the luteolysis of functional corpus luteum and dominant follicle growth by ultrasound. We have also been interested in the growth of dominant follicles, and the time interval between the moment of injection of cloprostenol and that of the onset of estrus (behavioral signs).

The use of ultrasound had allowed us to obtain a high degree of heat induction, of around 90%, in the 04 studied groups. Nevertheless, this single injection of prostaglandin F2 α always causes a variable delay of estrus induction, and therefore a greater or lesser dispersion of the induced estrus.

The route of administration (intramuscular or intravenous) and the dose of PGF2 α (2 ml and 3 ml) were ineffective at the time of onset of heat after a single injection.

The use of intravenous injection of the PGF2 α , has resulted in a greater rate of luteolysis than by the intramuscular injection, during the first 24 hours after the time of injection ($p < 0.05$).

Increasing the dose of PGF2 α (3 ml) by both the two voices of administration (intravenous, and intravenous) allows an increase in the average diameter of luteolysed corpora lutea during the first and the second 24 hours after the injection. However, this increase has been not significant.

ملخص

تمت هذه الدراسة على مجموعة من الأبقار من فصيلة " هولشتاين فرزيان " في سياق عملية توحيد الشبق مع استخدام البروستاكلاندين $F2\alpha$ عند الأبقار التي تحتوى ميايضها على أجسام صفراء ناضجة ، كما تم استعمال طريقتين للحقن (في العضل والوريد) ، وكذا جرعتين مختلفتين من هذا الهرمون (2 و 3 مل).

بعد حقن جرعة البروستاكلاندين ($F2\alpha$ EstrumateND) تم رصد تحلل الأجسام الصفراء المكتملة النمو بواسطة الأشعة فوق الصوتية، بواسطة جهاز السونار، وكذا تتبع نمو الجريبات المهيمنة في المبايض. لقد تم أيضا دراسة الفترة الزمنية التي تقع بين وقت حقن هرمون الكلوبروستينول و بداية ظهور الشبق (إشارات السلوكية).

إن استعمال الأشعة فوق الصوتية أو جهاز السونار قد مكننا من الحصول على نسبة عالية من ظهور الشبق تقدر بـ 90% وهذا في العينات الأربعة من الأبقار التي تمت دراستها. ومع ذلك فإن حقنة واحدة من البروستاكلاندين $F2\alpha$ ينتج عنها تفاوت في وقت ظهور الشبق ، وبالتالي تشتت في ظهور الشبق خلال فترة زمنية كبيرة.

وكانت طريقة الحقن (في العضل أو الوريد)، والجرعة المستعملة (2 و 3 مل) من البروستاكلاندين $F2\alpha$ بدون فعالية على توقيت ظهور الشبق بعد حقنة واحدة.

يسمح استخدام الحقن في الوريد للبروستاكلاندين $F2\alpha$ بتحليل أكبر نسبة من الأجسام الصفراء الناضجة خلال 24 ساعة الأولى بعد وقت الحقن ($p < 0.05$) مقارنة مع طريقة الحقن في العضل.

زيادة جرعة البروستاكلاندين $F2\alpha$ (3 مل) من خلال طريقتي الحقن (في العضل أو الوريد) يسمح بزيادة نسبة تحلل الأجسام الصفراء خلال 24 ساعة الأولى والثانية من وقت الحقن. ومع ذلك، كانت هذه الزيادة ليست كبيرة نسبيا.

INTRODUCTION

INTRODUCTION

La réussite de la reproduction est primordiale pour la rentabilité économique de n'importe quel élevage, et constitue un préalable indispensable à toute production; cependant, la sélection génétique intense a permis une progression spectaculaire du niveau de la production laitière. Les résultats publiés ces vingt dernières années en France, comme dans de nombreux autres pays, font état d'une dégradation de la fertilité chez les vaches laitières hautes productrices, plus particulièrement en race Prim'Holstein.

Malgré l'amélioration dans les connaissances du déroulement du cycle œstral bovin et les applications thérapeutiques qui en découlent (protocoles de synchronisation des chaleurs notamment), et en dépit des innombrables progrès zootechniques (en particulier dans l'alimentation des animaux), l'infertilité apparaît aujourd'hui comme une véritable maladie de l'élevage bovin laitier. Les résultats des paramètres de reproduction s'étant ainsi éloignés des objectifs standards définis pour une gestion efficace de la reproduction.

Un des points clé de la maîtrise de la reproduction en élevage bovin est la détection des chaleurs afin de pouvoir inséminer les femelles au moment de l'ovulation. Cette détection nécessite beaucoup de temps et un sens de l'observation. Or, depuis quelques dizaines d'années, l'augmentation de la taille moyenne des élevages, associée à la diminution de l'expression des chaleurs rendent difficiles l'observation des chaleurs et entraînent une diminution de la fécondité, notamment dans les élevages laitiers à forte production (LUCY, 2001). Par conséquent, s'affranchir de la détection des chaleurs apparaît comme un point stratégique dans les protocoles de maîtrise des cycles chez les bovins.

L'insémination en aveugle suite à des protocoles de synchronisation apporte beaucoup à l'élevage bovin, seulement, le développement génétique très avancé ces dernières années a

apporté des modifications dans le comportement animal, ce qui amené à inséminer seulement sur chaleurs observées à cause de la diminution de la fertilité et du développement génétique en faveur de la production laitière au dépend de la fertilité (PRYCE et MAO, 2004).

L'application de l'échographie dans le suivi de la reproduction bovine représente elle aussi 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, le fonctionnement du corps jaune et le développement fœtal. L'échographie permet aussi la détection précoce des femelles non gestantes, mieux que la palpation rectale, et permis de les réinséminer dans les meilleurs délais, ce qui est économique et rentable dans un élevage de masse (FRICK, 2002).

La maîtrise des cycles des vaches laitières, présente différents intérêts; elle permet :

- D'assurer une meilleure diffusion du progrès génétique en facilitant l'utilisation de l'insémination artificielle (IA) et du transfert embryonnaire.
- D'améliorer la rentabilité de l'élevage. En effet, l'utilisation d'un traitement de synchronisation permet de grouper les vêlages à une période où le prix du lait est le plus élevé. De plus, en induisant les chaleurs chez les vaches non cyclées, ces traitements permettent de réduire la durée de l'anoestrus post-partum et donc diminuent l'intervalle vêlage-insémination fécondante (DE FONTAUBERT, 1989).

En Algérie, parmi les molécules couramment utilisées dans la maîtrise des cycles des vaches laitières, on retrouve les prostaglandines; On distingue la prostaglandine F2 α naturelle et ses analogues de synthèse. L'utilisation de cette hormone a fait l'objet de nombreuses études à savoir la dose administrée (réduction ou l'augmentation de la dose recommandée) et la voie d'administration (voie intramusculaire, sous-cutanée, intraveineuse, intra-utérine).

Dans la présente étude, nous allons étudier l'effet lutéolytique d'une prostaglandine de synthèse, en l'occurrence le Cloprosténol (EstrumateND), en utilisant:

- 02 voies d'injection (la voie intramusculaire et la voie intraveineuse),
- 02 doses différentes (2 ml et 3 ml).

Nous allons aussi réaliser un suivi échographique de la lutéolyse des corps jaunes murs et de la croissance des follicules dominants jusqu'à l'ovulation (5 à 6 jours). Par la suite, nous étudierons la durée entre le moment de l'injection du Cloprosténol et celui de l'apparition des chaleurs (signes comportementaux).

PREMIERE PARTIE : ETUDE BIBLIOGRAPHIQUE

I. LE CYCLE OESTRAL DE LA VACHE

La vache est une espèce polyoestrienne de type continu avec une durée moyenne du cycle de 21 à 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 (MIALOT et al, 2001).

L'œstrus ou chaleur est la période d'acceptation du mâle et de la saillie. C'est la période de maturité folliculaire au niveau de l'ovaire, suivie de l'ovulation. Cet œstrus dure de 6 à 30 heures, et se caractérise par des manifestations extérieures : excitation, inquiétude, 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 lutéale (DERIVAUX et al, 1986).

A. Physiologie de l'activité ovarienne cyclique chez la vache

1) Ovogenèse

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

seulement quelques centaines d'ovocytes primordiaux achèveront ainsi la première division de la méiose pour évoluer en ovocyte II avec émission du premier globule polaire,

suivie de la seconde division méiotique. C'est au stade métaphase de cette division qu'a lieu l'ovulation, et la maturation finale se déroulera lors de la fécondation, avec émission du second globule polaire.

2) Folliculogenèse

Une coupe d'ovaire de vache adulte permet de visualiser les follicules ovariens, présents depuis leur stade initial, ou follicule primordial, jusqu'au stade de follicule mûr ou dominant, libérant l'ovocyte.

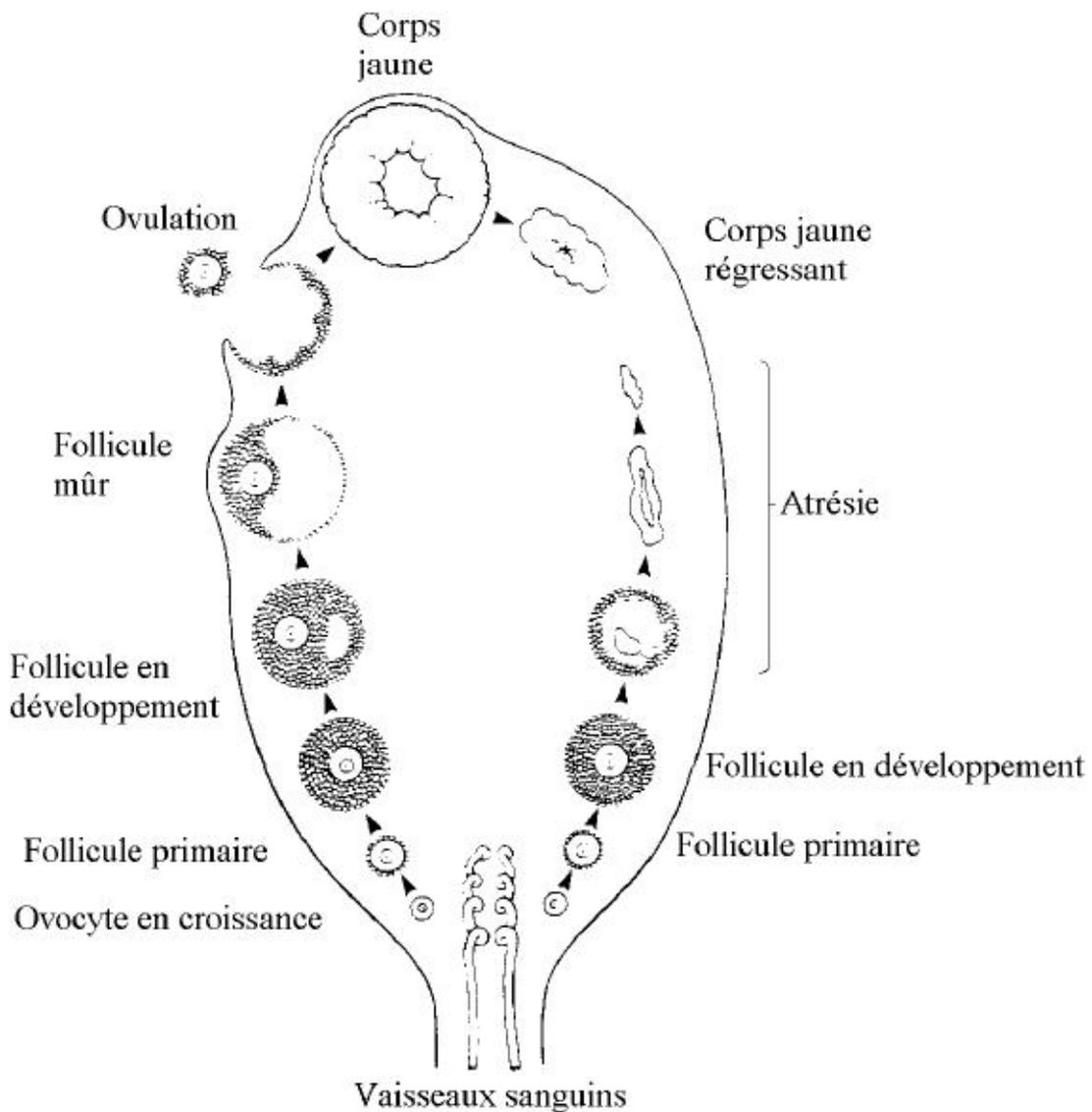


Figure N° 01 : Diagramme ovarien représentant les étapes du développement folliculaire vers l'ovulation et le corps jaune ou l'atrésie (PETERS et al, 1995)

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

A partir de la puberté, chaque jour, environ 80 follicules primordiaux (de 30 μm de diamètre) débutent leur croissance par multiplication des cellules folliculaires et développement de l'ovocyte (FIENI et al, 1995 ; MIALOT et al, 2001). Cette croissance aboutit successivement aux stades de follicule primaire, secondaire puis tertiaire, à partir duquel commence la différenciation de l'antrum. Au cours de cette croissance, 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 à FSH (Follicle Stimulating Hormone) pour les cellules de la granulosa (ENNUYER, 2000 ; FIENI et al, 1995).

La maturation qui s'ensuit, et qui ne concerne que quelques centaines de follicules pour toute la période de la vie génitale, est communément décrite par les concepts de recrutement, sélection et dominance. Elle est sous l'influence des gonadotrophines puis de l'émergence d'un ou de plusieurs follicules ovulatoires.

Le recrutement est l'entrée en croissance terminale d'un groupe de follicules gonado dépendants. La sélection est l'émergence parmi les follicules recrutés du follicule ovulatoire. La taille folliculaire au moment de la sélection correspond globalement à la taille où apparaissent les récepteurs à LH sur les cellules de la granulosa (massif de cellules folliculaires). Enfin, la dominance correspond à l'amorce de la régression des autres follicules recrutés et au blocage du recrutement d'autres follicules.

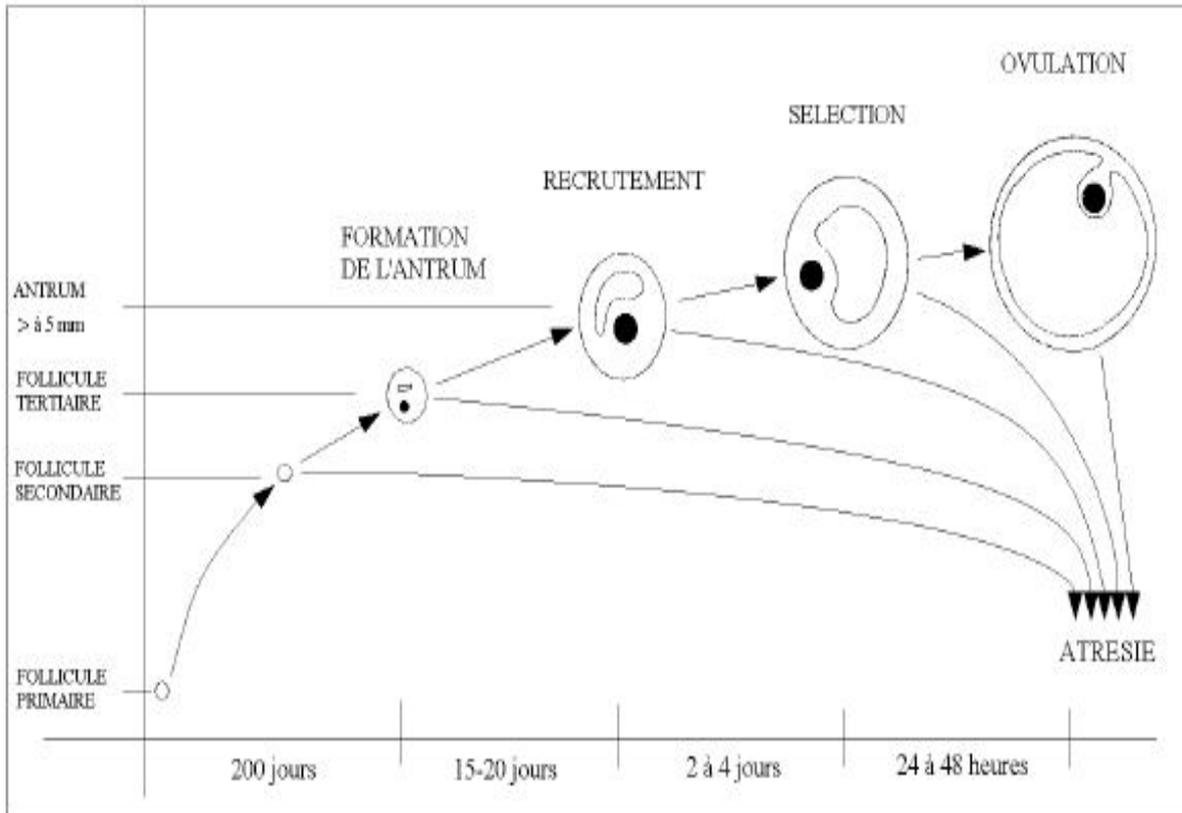


Figure N° 02 : Chronologie du développement folliculaire (d'après FIENI et al, 1995).

Avant la phase de recrutement, le développement folliculaire est très lent, puisque le stade pré cavitaire n'est atteint qu'après 200 jours (ENNUYER, 2000 ; FIENI et al, 1995). Au cours de cette période, l'ovocyte passe de 20 à 120 μm et s'entoure de la membrane pellucide. Les follicules dont la taille est supérieure à 5 mm sont recrutables, c'est-à-dire qu'ils sont sensibles aux gonadotrophines.

Après recrutement, la croissance folliculaire est extrêmement rapide (environ 1,5 mm/jour), essentiellement par gonflement de l'antrum.

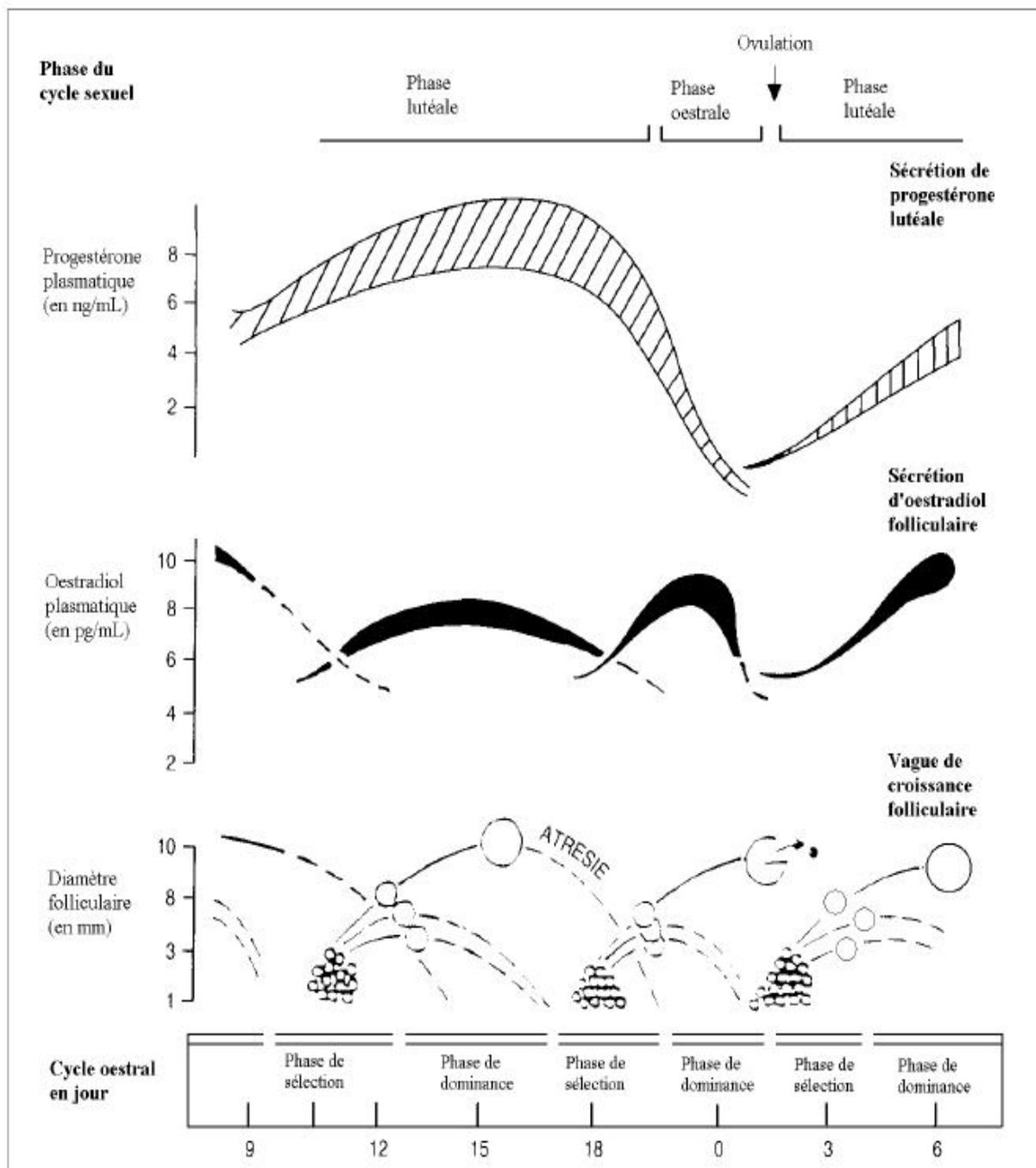


Figure N° 03 : Vagues de croissance folliculaire et variations hormonales au cours du cycle œstral de la vache (FIENI et al, 1995).

Le moment de la sélection est difficile à déterminer chez la vache en raison de l'existence de vagues folliculaires qui entraînent la juxtaposition de phénomènes de régression et de recrutement. Chaque vague de croissance dure chez la vache une dizaine de jours (2 vagues par cycles) ou environ 6 jours (3 vagues par cycle) (ENNUYER, 2000).

plus précisément, les vagues débutent à J₂, J₈ et J₁₄ pour des cycles à 3 vagues (J₀, correspond à l'ovulation) : c'est le cas le plus fréquent chez les génisses.

elles apparaissent à J₂ et J₁₁ pour des cycles à 2 vagues, essentiellement chez les vaches adultes (ENNUYER, 2000).

En pratique courante, il est donc impossible, étant donné l'existence de 2 types possibles de cycles, de savoir a priori à quel stade de la vague se trouve la femelle, même en connaissant la date des chaleurs précédentes. Cette précision pourrait pourtant permettre de mieux adapter certains protocoles thérapeutiques ; il serait notamment intéressant de déterminer la part de la génétique dans le nombre de vagues par cycle d'un animal (CHASTANT-MAILLARD et al, 2005).

Pour chacune de ces vagues, qui surviennent au hasard entre les deux ovaires, un follicule grossit beaucoup plus que les autres. C'est ce follicule dominant qui sera susceptible d'ovuler si sa phase de maturité correspond à la lyse du corps jaune du cycle précédent. Ce follicule ovulatoire se caractérise par une taille maximale de 16 à 20 mm (des follicules de 8 à 10 mm peuvent toutefois ovuler), un nombre de cellules de la granulosa maximal, ainsi qu'une atresie systématique des follicules de taille immédiatement inférieure.

La croissance terminale du follicule préovulatoire, qui se déroule pendant la phase folliculaire est explosive, de l'ordre de 5 à 6 mm par jour (FIENI et al, 1995).

Ce follicule ovulera si le corps jaune du cycle précédent a régressé. En général, un seul follicule ovule par cycle; la fréquence des ovulations multiples est de 3 à 6 % chez la vache.

3) Phase lutéale

Immédiatement après l'ovulation débute la phase lutéale; tout follicule rompu étant 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 cellules provenant de la thèque interne. En fin de croissance, il atteint un diamètre minimal de 20 mm

(MIALOT et al, 2001). Il sécrète essentiellement de la progestérone, mais aussi des œstrogènes, de la relaxine et de l'ocytocine.

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 ; 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, observable macroscopiquement à partir des 17^{ème} et 18^{ème} jours du cycle, aboutissant à la formation d'un reliquat ovarien, le corps blanc (FIENI et al, 1995).

B. Régulation hormonale du cycle sexuel chez la vache

1) Aperçu du contrôle hormonal du cycle

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

Quand le corps jaune régresse à la fin du cycle (du 15^{ème} au 19^{ème} jour du cycle), le rétrocontrôle négatif exercé par la progestérone, sécrétée au cours de la phase lutéale par le corps jaune, sur l'axe hypothalamo-hypophysaire est levé progressivement.

Les gonadotrophines hypophysaires, FSH et LH, stimulent la croissance du follicule dominant, jusqu'au stade préovulatoire, et son activité sécrétoire, libérant des quantités croissantes d'œstradiol. En 2 à 3 jours, la forte augmentation d'œstradiol plasmatique (à l'origine du comportement de chaleurs) entraîne une décharge importante de FSH et de LH, provoquant ainsi l'ovulation.

Le corps jaune néoformé se développe sous l'influence trophique de la LH et de la prolactine, d'origine hypophysaire. Il sécrète à la fois de la progestérone et de l'œstradiol, à l'origine d'un rétrocontrôle négatif marqué sur l'axe hypothalamo-hypophysaire, ce qui inhibe une éventuelle sécrétion préovulatoire de gonadotrophines tout en permettant l'émergence d'une nouvelle vague folliculaire.

La progestérone provoque le stockage de précurseurs d'acides gras dans l'endomètre.

après le 10^{ème} jour du cycle, à partir de ces précurseurs, l'œstradiol induit la synthèse de prostaglandines utérines (PGF2 α), qui seront ensuite libérées par l'action de l'ocytocine lutéale sur ses récepteurs utérins. Leur effet lutéolytique aura pour conséquence d'un point de vue hormonal la diminution progressive de la progestéronémie (MEREDITH, 1995).

2) Régulation de la sécrétion de la GnRH

L'initiateur et le régulateur fondamental de la fonction reproductrice est la GnRH (Gonadotrophin Releasing Hormone ou gonadolibérine). Cette hormone est synthétisée et libérée par les neurones de l'hypothalamus, et se lie aux récepteurs spécifiques situés sur les cellules gonadotropes de l'antéhypophyse, ce qui provoque la synthèse et la libération des gonadotrophines, FSH et LH.

La FSH, à son tour, agit spécifiquement sur les petits follicules ovariens pour stimuler leur croissance, tandis que la LH agit en plus sur le follicule dominant mûr pour provoquer la maturation finale et l'ovulation.

La GnRH est sécrétée par l'hypothalamus de façon pulsatile; ces décharges pulsatiles sont responsables de la pulsatilité des sécrétions des gonadotrophines (FIENI et al, 1995).

la régulation de la sécrétion de GnRH fait à la fois intervenir des facteurs internes et

Externes :

- Facteurs internes :

Ce sont principalement les hormones stéroïdes ovariennes: la progestérone et l'œstradiol. La progestérone agit sur les neurones de la GnRH en abaissant la fréquence des décharges de GnRH. Lors de la phase lutéinique, où les concentrations de progestérone son élevées, l'œstradiol agit en synergie avec la progestérone pour diminuer la sécrétion de GnRH par l'hypothalamus. Au contraire, pendant la phase folliculaire, l'œstradiol sécrété par le follicule préovulatoire exerce une rétroaction positive sur la GnRH, ce qui provoque la prolongation d'une sécrétion élevée responsable des pics préovulatoires de LH et de

- Facteurs externes :

Ce sont essentiellement le statut nutritionnel de l'animal, le stimulus d'allaitement chez la vache allaitante, les phéromones du mâle ainsi que la photopériode (corrélation positive démontrée chez la vache entre fertilité et longueur du jour).

Le stimulus nerveux de la tétée, voire de la traite, entraîne en début de post partum une inhibition de la sécrétion de GnRH, le mécanisme faisant éventuellement intervenir la libération de substances opiacées au niveau du système nerveux central. Ceci expliquerait en partie l'état d'anoestrus post partum chez les vaches allaitantes (FIENI et al, 1995 ; MIALOT et al, 2001).

3) **Régulation de la croissance folliculaire**

Les stades initiaux de la folliculogénèse se produisent indépendamment des gonadotrophines (WEBB et al, 2003).

En revanche, la FSH et la LH deviennent indispensables au développement des follicules dès le début de la maturation, grâce à une action synergique séquentielle mais aussi parfois simultanée. Ces hormones sont animées d'une sécrétion de base « tonique » à caractère pulsatile de faible fréquence mais aussi à intervalles réguliers, puis, 24 heures avant l'ovulation, d'une décharge importante de courte durée, décharge « cyclique » ou ovulatoire, également pulsatile mais de haute fréquence.

a) **Croissance folliculaire pré-antrale**

Ce phénomène continu démarre lors de l'entrée en croissance des follicules primordiaux, à partir de la sortie du stock, jusqu'à la taille de 5 mm. Les gonadotrophines ne sont probablement pas indispensables dans l'initiation de la croissance folliculaire (MCNATHY et al, 1999), bien que les ARNm des récepteurs à FSH et à LH semblent apparaître précocement (BAO et al, 1998).

La régulation de cette première phase, dite non gonado dépendante, semble être largement

assurée par des facteurs locaux, à l'origine d'interactions entre les cellules de la granulosa et l'ovocyte : activines et inhibines, protéines BMP (Bone Morphogenetic Proteins), facteurs de croissance, en particulier IGF (Insulin-like Growth Factor), bFGF (basic Fibroblast Growth Factor), EGF (Epidermal Growth Factor) et TGF β (Transformin Growth Factors β), ... (Mc NATTY et al, 1999 ; WEBB et al, 2004).

b) Recrutement

La formation de l'antrum coïncide avec l'acquisition d'une dépendance du développement folliculaire vis-à-vis des gonadotrophines. Au cours de la maturation folliculaire, les cellules de la granulosa acquièrent des récepteurs spécifiques à la FSH. La sécrétion de celle-ci va provoquer à leur niveau deux effets biologiques : d'une part, grâce à l'action conjointe de l'IGF-I, la stimulation de l'aromatisation des androgènes, fournis par les cellules de la thèque, en œstrogènes ; d'autre part, l'apparition de récepteurs à la LH sur les membranes cellulaires, toujours en relation avec l'IGF-I.

Les œstrogènes synthétisés grâce à l'action synergique de la FSH et de la LH stimulent la multiplication des cellules de la granulosa, induisant la croissance du follicule et le développement de la cavité antrale remplie de liquide folliculaire (ENNUYER, 2000 ; FIENI et al, 1995). L'IGF-II, produit par les cellules thécales, serait le principal facteur ovarien de croissance folliculaire impliqué dans la régulation de la croissance des follicules cavitaires chez la vache (WEBB et al, 1999).

c) Sélection

Lors de la sélection, l'augmentation de la fréquence des pulses de LH stimule la production d'œstradiol et d'inhibine par la granulosa des gros follicules. Œstradiol et inhibine agissent conjointement en réduisant progressivement la sécrétion de la FSH, réduction responsable de la sélection (WEBB et al, 1999). En effet, la prévention de la chute de FSH par injection de

cette hormone à petite dose conduit à une poly ovulation (ENNUYER, 2000 ; FIENI et al, 1995).

Lorsqu'un follicule dominant a acquis suffisamment de récepteurs à LH pour lui permettre de subsister quand le taux de FSH diminue, il sécrète de grandes quantités d'œstrogènes et continue à croître en raison de l'augmentation de sa propre sensibilité à la FSH et à la LH, et par production de facteurs locaux, notamment des IGF. L'action de l'IGF-I semble régulée par la concentration en ses protéines-ligands, les IGFBP (Insulin-like Growth Factor Binding Proteins) : une diminution de la concentration en IGFBP, entraînant une plus grande biodisponibilité de l'IGF-I, serait déterminante dans le mécanisme d'acquisition de la dominance (AUSTIN et al, 2001 ; MONGET et al, 2002). La sécrétion réduite de FSH ne permet plus en revanche la croissance des follicules non sélectionnés (ENNUYER, 2000).

d) Dominance

La LH induit la synthèse de progestérone par les cellules de la granulosa. La progestérone a un effet inhibiteur sur la production de 17- β -œstradiol : ainsi, sa sécrétion par le follicule dominant maintient les autres follicules dans un état d'immaturation en inhibant l'aromatisation à leur niveau. Les follicules dominants ne seraient pas affectés en raison de concentrations importantes d'œstradiol présentes dans leur liquide folliculaire, tandis que les follicules atrophiques se caractérisent par leur richesse en androgènes.

L'inhibine folliculaire, outre son action inhibitrice sélective sur la FSH, empêcherait également l'aromatisation (FIENI et al, 1995).

La LH assure la maturation du follicule dominant, dont l'avenir dépend de la fréquence des décharges de LH, régulées par la GnRH.

Lorsqu'un corps jaune est présent, la fréquence d'une décharge de LH toutes les 3 ou 4 heures aboutit à la perte de dominance et à l'atrophie du follicule, donc à l'absence d'ovulation et d'oestrus. Une nouvelle vague folliculaire émerge alors, également précédée d'une

augmentation transitoire de FSH, celle-ci commençant environ 60 heures avant le recrutement et se terminant lorsque celui-ci débute (HAMILTON, 1995).

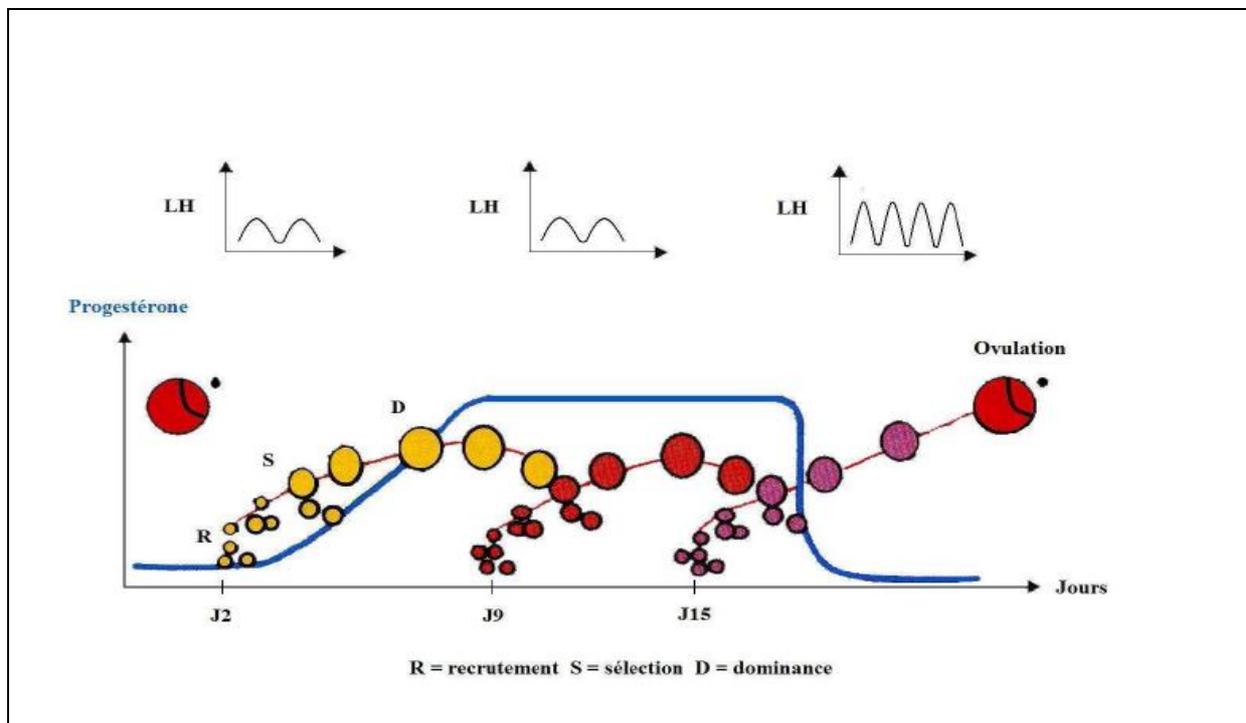


Figure N° 04 : Croissances folliculaires au cours d'un cycle œstral chez la vache (ENNUYER, 2000).

Lorsque la fréquence est d'un pic par heure, l'ovulation peut avoir lieu. Celle-ci est possible lors de la levée de l'inhibition de la progestérone sur la production de GnRH, à la suite de la lyse du corps jaune du cycle précédent (ENNUYER, 2000).

La croissance folliculaire chez la vache se déroule en deux étapes : à une phase de croissance indépendante de l'action des gonadotrophines, succède une phase gonado dépendante, pendant laquelle la croissance folliculaire est soumise à l'influence des gonadotrophines, FSH et LH. Le développement des follicules passe alors d'une croissance de type continu à une croissance de type cyclique, sous forme de vagues folliculaires.

4) **Ovulation**

Arrivé au terme de sa croissance, le follicule forme à la surface de l'ovaire une saillie conique et libère l'ovocyte, en réponse à une forte élévation des gonadotropines ou décharge ovulante.

L'ovulation se produit 11 à 12 heures après la décharge chez la lapine, 29 à 31 heures chez la vache et 35 à 36 heures chez la femme.

L'ovocyte libéré est accompagné de la corona radiata, d'une partie du cumulus oophorus et du liquide folliculaire.

Pendant le processus de l'ovulation, plusieurs changements structuraux et métaboliques se produisent et entraînent une désorganisation du follicule et sa rupture (DRIANCOURT et al, 1991). C'est ainsi que :

- La thèque externe devient œdémateuse par diffusion du plasma sanguin.
- Les faisceaux de fibres de collagène de la thèque externe et de l'albuginée se dissocient.
- Les cellules de la granulosa se détachent de la lame basale, cessent de se diviser et perdent les jonctions perméables qui les unissent.
- Les cellules du cumulus subissent les mêmes transformations que les cellules de la granulosa, mais comme elles secrètent abondamment de l'acide hyaluronique, leur dissociation est totale. L'ovocyte pilote cette sécrétion : le cumulus sans ovocyte ne produit plus d'acide hyaluronique.
- Les cellules péri ovocytaires, dont les prolongements traversent la zone pellucide, demeurent plus ou moins longtemps attachées à l'ovocyte, formant la corona radiata.

Chez les ruminants, cette corona disparaît rapidement, et ne joue aucun rôle dans la fécondation.

- Peu avant la rupture du follicule, la lame basale séparant la granulosa de la thèque interne disparaît par endroits et des vaisseaux sanguins néoformés pénètrent dans la granulosa préparant ainsi la formation du corps jaune (DRIANCOURT et al, 2001b).

Au niveau de l'apex de la saillie conique, les changements sont différents :

- Les cellules de l'épithélium ovarien s'étirent et s'aplatissent accompagnant l'extériorisation du follicule à la surface de l'ovaire.

- Les cellules sous-jacentes de la granulosa, des thèques et de l'albuginée se dissocient puis disparaissent par apoptose et nécrose.

- La rupture folliculaire s'achève par la désintégration complète de l'apex.

La pression intra folliculaire diminue, mais persiste entre la décharge de LH et l'ovulation, et semble faciliter la rupture. Par contre, l'expulsion de l'ovocyte et des cellules de la corona radiata résulte bien d'une contraction du follicule.

5) **Corps jaune**

Après la rupture du follicule, les cellules de la granulosa, nouvellement vascularisées, s'hypertrophient et prolifèrent in situ pour former le corps jaune, alors que les cellules de la thèque s'incorporent dans le tissu interstitiel de l'ovaire et participent à la sécrétion des androgènes ovariens (HUNTER, 1980).

Chez la plupart des mammifères, le corps jaune formé après l'ovulation a une durée de vie limitée entre 4 et 21 jours, si la femelle n'a pas été fécondée. Sa régression ou lutéolyse permet l'apparition d'un nouveau cycle ovulatoire. La gestation induit un blocage de la lutéolyse et la persistance du corps jaune cyclique en corps jaune gestatif dont la sécrétion de progestérone est indispensable à l'établissement de gestation (LEYMARIE et MARTAL, 2001). D'autre part, cette lutéinisation qui coïncide avec une augmentation très importante de la sécrétion de progestérone est accompagnée dans toutes les espèces, sauf les primates, de la disparition des sécrétions d'androgènes et d'œstrogènes (NISWENDER *et al*, 2000).

6) **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 de fécondation.

Le premier corps jaune cyclique apparaît en moyenne à 28 jours post partum et 85% des vaches en présentent un avant 50 jours post partum (DISENHAUS, 2004).

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 (figure 05) :

- Indirectement par l'intermédiaire de l'ocytocine, la $PGF2\alpha$ d'origine utérine entraîne une vasoconstriction provoquant une ischémie du corps jaune.
- Directement, d'une part la $PGF2\alpha$ 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 $PGF2\alpha$ 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'interactions 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 $PGF2\alpha$. En fin de phase lutéale, les œstrogènes folliculaires induisent la synthèse de récepteurs à l'ocytocine au niveau utérin (ENNUYER, 2000, FIENI et al, 1995).

à 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 (FIENI et al, 1995).

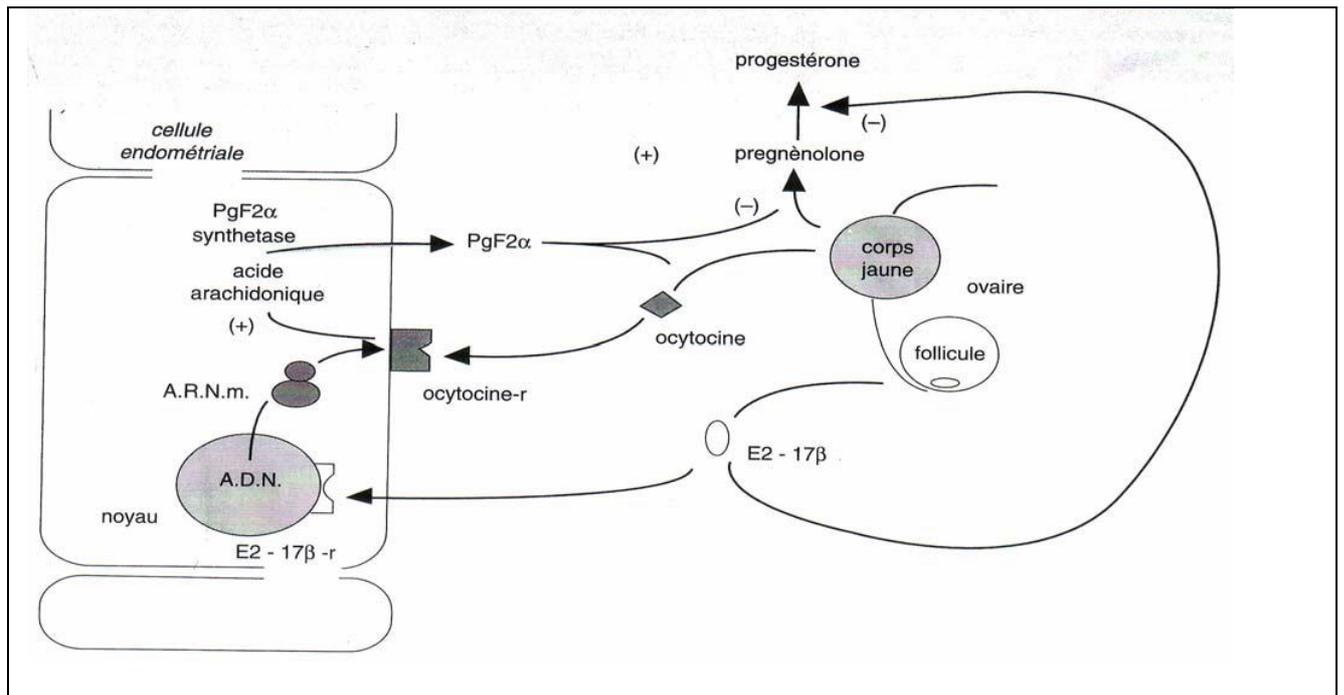


Figure N° 05 : Déterminisme de la lutéolyse chez les ruminants. D'après (lutéolyse (FIENI et al, 1995).

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. Il nécessite une sonde spéciale insérée dans un manchon qui est positionné dans le fornix dorsal du vagin. L'opérateur oriente la sonde d'une main et manipule de l'autre main l'ovaire par voie transrectale. Cette technique est surtout utilisée pour effectuer des ponctions folliculaires, gestes peu réalisés en routine (STROUD, 1994; MAILLARD et al, 2003a).

1. Appréciation des organites : follicule et corps jaune

• Intérêts de l'examen échographique

Lors des troubles de la reproduction (anoestrus, nymphomanie, échec à l'IA...), le praticien examine les ovaires en essayant de déterminer le type d'organites qu'ils portent. Bien que des critères existent pour faire le diagnostic différentiel entre un corps jaune et un follicule (Tableau 01), l'examen par palpation transrectale entraîne des erreurs d'interprétation de l'ordre de 25 à 30 % (FIENI et al, 1998) à 48 % (RIBADU et al, 1994) quant à la présence et la nature des organites ovariens.

PIETERSE et al, (1990) ont clairement démontré que l'échographie était plus précise que la palpation transrectale pour détecter la présence des follicules.

Tableau N° 01 : Diagnostic différentiel entre un corps jaune et un follicule (ESCOUFLAIRE, 1998).

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

Les principaux facteurs entraînant ces erreurs sont :

- La taille réduite des organites;
- Le développement intra-ovarien des organites;
- Le développement de plusieurs organites (corps jaune et follicule) simultanément, côte à côte, sur le même ovaire (Figure 06);
- La faible expérience de l'opérateur.

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 (PARISOT, 1990).

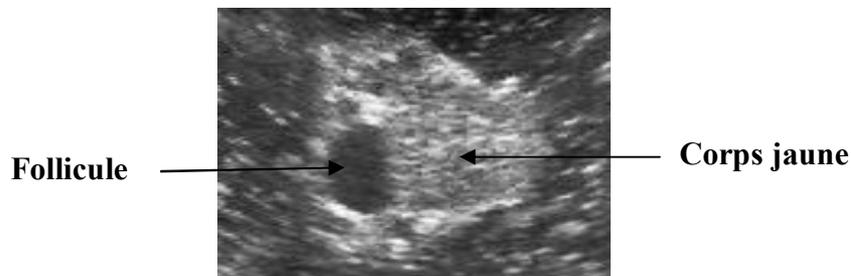


Figure N° 06 : Corps jaune (\O : 22 mm), follicule (\O : 9 mm) (échographie ovarienne en bain d'eau) (UCRA-ENVL)

• Follicule

Le follicule est une formation sphérique remplie de liquide. Il apparaît donc sur l'écran quelque soit la coupe, comme un disque circulaire anéchogène (noir) limité par une paroi échogène très mince (Figure 06). Sa forme peut toutefois être irrégulière lors de compressions par des follicules ou corps jaunes adjacents, la sonde ou les doigts. Lors de l'examen, l'opérateur doit faire la différence entre un follicule et un vaisseau sanguin en coupe transversale. En effet, en coupe transversale, un vaisseau apparaît sous la forme d'un disque anéchogène limité par une paroi mince.

Le manipulateur distingue ces deux structures en réalisant un léger balayage d'un côté puis de l'autre : le follicule étant sphérique, il disparaît de l'écran alors que le vaisseau, assimilé à

une tubulure, voit son image se déplacer et se déformer selon les variations du plan de coupe. Il est à rappeler que l'image échographique d'un vaisseau sanguin est un disque anéchogène bordé d'une fine paroi échogène en coupe transversale et une forme canalaire anéchogène limitée par une fine paroi échogène en coupe longitudinale.

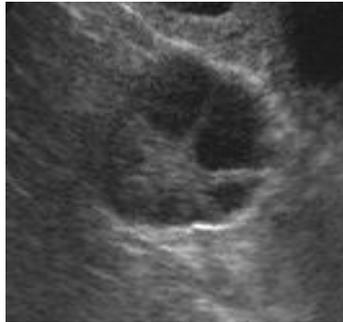


Figure N° 07: Ovaire portant plusieurs follicules (UCRA-ENVL)

Le plus petit follicule visible avec un échographe équipé d'une sonde de 5 MHz est le follicule cavitaire ou tertiaire qui possède une cavité liquidienne et dont la taille varie de 5 à 6 mm (FORTUNE et al, 1988 ; PIETERSE et al, 1990 ; FIENI et al, 1998). Selon le pouvoir de résolution de la sonde, il est possible d'observer des follicules d'un diamètre supérieur ou égal à 2 mm avec une sonde de 5 MHz alors qu'une sonde de 3,5 MHz ne permet pas de voir des follicules de moins de 6 mm (PIERSON et GINTHER, 1984a).

Avec l'échographie, le diamètre du follicule est souvent sous-estimé de 2-3 mm par rapport au diamètre anatomique, car seule la cavité folliculaire liquidienne se distingue facilement à l'écran (QUIRK et al, 1986). Cependant, l'examen échographique prédit bien la taille des follicules, puisqu'il existe une forte corrélation positive ($R=0,90$) entre les mesures effectuées par échographie et en post-mortem, pour des follicules de taille supérieure à 4 mm (DRIANCOURT et al, 1988). La taille des follicules visualisables varie de 2 mm avec une sonde dont le pouvoir de résolution est excellent jusqu'à 16 à 20 mm environ pour les follicules préovulatoires (SAUMANDE, 1991). Des follicules de 8 à 10 mm peuvent cependant ovuler (FIENI et al, 1995). Une étude de MERCIER (1988) a montré que la taille

des follicules des chaleurs (follicules préovulatoires) varient de 11 à 13 mm de novembre à avril et de 14 à 15 mm de mai à octobre.

L'échographie a permis de mettre en évidence des vagues de croissance folliculaire. Ainsi, l'ovaire de la vache est en permanente activité, quelque soit son stade cyclique et même pendant la gestation ou le post partum, porteur de follicules en croissance (FORTUNE et al, 1988; RAJAMAHENDRAN et al, 1994 ; MAILLARD et al, 2003b). L'observation de follicules ne signifie donc pas que la vache est en phase folliculaire du cycle œstral. FIENI et al. (1998) affirment que l'examen échographique tout comme la palpation transrectale ne permettent pas de différencier le follicule qui va ovuler de ceux des vagues anovulatoires. Seule l'absence du corps jaune fonctionnel peut faire penser que ce follicule va ovuler (FIENI et al, 1998).

SCOTT et DOBSON (1997) affirment que l'écho structure des follicules est corrélée à leur statut fonctionnel et endocrinien. Elle varie avec le taux d'hormones stéroïdes contenu dans le liquide folliculaire ; l'hétérogénéité de l'antrum et de la paroi folliculaire (quantifiée par une valeur moyenne en pixels) est inférieure pour les follicules dominants préovulatoires et supérieure lors de régression de ces mêmes follicules. Les auteurs indiquent par ailleurs que l'hétérogénéité de l'antrum et de la paroi folliculaire est négativement corrélée avec la concentration en œstradiol du liquide folliculaire.

• 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 (Figure 06) (PIERSON et GINTHER, 1988).

La taille du corps jaune peut atteindre plus de 20 mm dès le 4^{ème} jour du cycle. Elle se stabilise ensuite durant 13 à 14 jours puis diminue brutalement 2 à 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 (MAILLARD et al, 2003a). Dans certains cas, le corps jaune reste visible sous la forme d'une petite tache hyperéchogène : c'est le corpus albicans (HANZEN et al, 1993a).

Le corps jaune n'est pas toujours bien visible dans les deux jours qui suivent l'ovulation, ainsi qu'en fin de cycle. Ses caractéristiques échographiques varient en fonction du stade du cycle. L'échogénicité de la structure lutéale s'intensifie au cours du dioestrus, si bien que le corps jaune est repéré facilement 3-4 jours post-ovulation, et est discernable jusqu'à 1 à 3 jours après l'ovulation suivante (PIERSON et GINTHER, 1988). A ce stade du cycle, l'image échographique du corps jaune n'est pas différente chez les animaux gestants ou non gestants (HANZEN et al, 1993a).

L'écho densité du corps jaune s'exprime par une valeur moyenne de pixels. Cette dernière diminue 3-4 jours post-ovulation, passe par une phase de plateau minimale lorsque la taille du corps jaune est maximale, puis diminue brutalement lors de la lutéolyse et enfin remonte avant l'ovulation (SINGH et al, 1998 ; MIALOT et al, 2002).

Il est donc difficile de distinguer les images d'un corps jaune de début et de fin de cycle ; elles présentent une écho densité voisine et les contours des organites sont moins nets qu'en milieu de cycle (MIALOT et al, 2002). Ainsi, il n'est pas possible de préciser par échographie le stade exact du dioestrus auquel la vache se trouve.

Cependant, des études (KASTELIC et al, 1990 ; RIBADU et al, 1994) ont montré qu'une corrélation significative et positive ($R= 0,73$ à $0,85$) qui existe entre la surface du tissu lutéal mesurée à l'échographie et la concentration plasmatique en progestérone dans la première moitié du cycle. Par contre, en phase de régression lutéale, la chute de progestérone plasmatique est plus rapide que la lutéolyse anatomique. BATTOCCHIO et al, (1999) considèrent que la corrélation entre la surface du tissu lutéal et le taux de progestérone plasmatique n'est pas bonne. Une étude récente menée par VERONESI et al. (2002) a montré

qu'il existe une corrélation positive entre la progestéronémie et l'écho densité du corps jaune en milieu de cycle.

Enfin, l'examen échographique ovarien permet, dans 40 % (KITO et al, 1986) à 60 % des cas (MAARTEN et PIETERSE, 1998), la mise en évidence d'une cavité au centre du corps jaune, indétectable à la palpation transrectale (Photo 08). Son développement non systématique est parallèle à celui du corps jaune. La taille de cette cavité varie de 6 à 20 mm, elle est à son maximum 5 à 8 jours après l'ovulation.

En général, elle disparaît en une semaine pour les plus petites et persiste jusqu'au jour précédent l'ovulation pour les autres (FIENI et al, 1998). Dans certains cas, en variant l'incidence de la sonde, il est possible d'observer à l'écran des trabécules hyperéchogènes qui cloisonnent la cavité lutéale. La présence d'une cavité au sein du corps jaune n'entraîne pas de modification de la durée du cycle, du taux de progestérone ou de la fertilité de l'animal (FIENI et al, 1998 ; KITO et al, 1986 ; KASTELIC et al, 1990 ; PIERSON et GINTHER, 1988).

Ces formations lutéales ne sont donc pas considérées comme pathologiques, c'est pourquoi le terme de corps jaune cavitaire semble plus approprié que celui de corps jaune kystique (HANZEN et al, 1993a).



Figure N° 08 : Corps jaune cavitaire (Ø : 14 mm) (UCRA-ENVL)

2. Appréciation des formations kystiques

Les kystes ovariens sont définis comme des structures liquidiennes dont le diamètre est supérieur à 25 mm. En absence de corps jaune, ils persistent sans évoluer pendant plus de 10 jours (FIENI et al, 1998 ; MAARTEN et PIETERSE, 1998).

Leur fréquence est comprise entre 3 et 29 % (HANZEN et al, 1993a). MIALOT et al. (2003) rappellent qu'un kyste ne doit pas être considéré systématiquement comme pathologique et que, dans certaines conditions, la présence d'un kyste ne perturbe pas un fonctionnement normal. Si un kyste folliculaire est présent en même temps qu'un corps jaune, la vache cyclée peut être fécondée. Par ailleurs, en début de post partum, la première vague de croissance folliculaire aboutit dans environ 20 % des cas à la formation d'un kyste qui régresse ultérieurement sans conséquence.

Il existe deux types de kystes ovariens : les kystes folliculaires et les kystes lutéaux. Compte tenu de leur taille importante et de leur persistance sans évolution dans le temps par rapport aux autres organites (follicules, corps jaunes); le vétérinaire met facilement en évidence un kyste ovarien par palpation transrectale. En revanche, il lui est impossible de distinguer un kyste folliculaire d'un kyste lutéal par ce simple examen. Pourtant, ceci est important, car cela conditionne le choix thérapeutique. L'échographie permet de différencier ces deux types de kyste (JEFFCOATE et AYLIFFE, 1995 ; JOU et al, 1999).

Le kyste folliculaire est un follicule qui ne s'est pas lutéinisé (MAILLARD et al, 2003a). Il présente donc les mêmes caractéristiques échographiques que le follicule dont il ne se différencie que par sa taille et sa persistance sans évolution. Il est anéchogène, donc noir à l'écran et est accompagné d'un artéfact de renforcement postérieur (Photo 09) (HANZEN et al, 1993a). Ce kyste a un diamètre supérieur à 25 mm et une paroi très fine (<5 mm selon HANZEN et al. (1993a) et <3 mm selon RIBADU et al. (1994), ce qui le différencie du kyste lutéal.

Lorsqu'il est seul sur l'ovaire, le kyste folliculaire a une forme sphérique et apparaît à l'écran sous forme d'un disque noir bien circulaire. Lors de pressions exercées par des structures adjacentes présentes sur l'ovaire, la sonde échographique ou les doigts de l'opérateur, il perd sa forme sphérique et apparaît à l'écran comme un disque noir déformé du côté où s'exerce la pression. Le traitement du kyste folliculaire fait appel aux gonadotropines, GnRH ou progestatifs. L'échographie permet au praticien d'éviter l'emploi des prostaglandines F2 α , inefficaces pour ce type de kyste (MAARTEN et PIETERSE, 1998).



Figure N° 09 : Ovaire présentant deux kystes folliculaires (paroi mince ; diamètre : 4 et 5 cm) ; notez l'artéfact de renforcement postérieur (échographie en bain d'eau) (UCRA-ENVL)

Le kyste lutéal correspond à un corps jaune qui n'a pas subi de lutéolyse (MAILLARD et al, 2003a). Il possède une cavité centrale anéchogène d'un diamètre supérieur à 25 mm entourée par une paroi épaisse (5 mm selon HANZEN et al. (1993a) et >3 mm selon RIBADU et al. (1994), d'échogénicité moyenne. L'augmentation de l'épaisseur de la paroi est corrélée positivement avec le taux de progestérone et négativement avec le taux d'œstradiol du liquide folliculaire (SCOTT et DOBSON, 1997). Comme le corps jaune cavitaire, la cavité du kyste lutéal peut, dans certains cas, être traversée par des trabécules conjonctives hyperéchogènes. Il est important de faire la différence entre un corps jaune cavitaire et un kyste lutéal. Le corps jaune cavitaire possède une cavité inférieure à 25-30 mm et une paroi dont l'épaisseur est comprise entre 5 et 10 mm (HANZEN et al, 1993a).

Cette cavité est généralement ovalaire alors que celle du kyste est plus sphérique. Lors d'une compression par des organites adjacents, la sonde ou les doigts, la cavité se déforme légèrement. En cas de doute, la répétition des examens échographiques révèle que le kyste lutéal est statique, tandis que la cavité du corps jaune régresse à partir du 10^{ème} jour du cycle et le corps jaune lui-même disparaît à l'oestrus suivant.

Le traitement du kyste lutéal est réalisé préférentiellement avec des prostaglandines. Le vétérinaire peut cependant utiliser de la GnRH, des gonadotropines ou des progestagènes (MAARTEN et PIETERSE, 1998 ; JOU et al, 1999).

enfin, des formations kystiques cloisonnées sont souvent présentes lors de tumeurs de l'ovaire (en particulier lors de tumeur de la granulosa). Le contenu des kystes est anéchogène ou moyennement échogène. Une capsule conjonctive liée au stroma réaction est souvent observée. Toutefois, les tumeurs ovariennes sont très rares chez la vache (KAHN, 1994).

3. Appréciation du moment optimal pour l'insémination

En période d'oestrus, le risque de rompre le (ou les) follicule(s) préovulatoire(s) en palpant les ovaires, est non négligeable. L'échographie qui reste une méthode non traumatisante, offre la possibilité d'examiner les ovaires sans risque pendant les chaleurs.

Le suivi folliculaire par échographie ovarienne est intéressant lors de suboestrus, de mauvaise détection des chaleurs ou d'IA après synchronisation des chaleurs. L'IA peut être effectuée quand le follicule présente un diamètre supérieur à 14 mm et en absence de corps jaune fonctionnel (FIENI et al, 1998). 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). L'IA étant réalisée classiquement dans la seconde moitié des

chaleurs, les spermatozoïdes dont la survie dans les voies génitales femelles est estimée à 24 heures sont morts lors de l'ovulation (TAINTURIER et al 2003a). Le Diagnostic de repeat-breeding est établi quand le follicule dominant est toujours présent plus de 15 h après la fin des chaleurs. L'IA est alors décalée et effectué après l'oestrus.

Cet examen échographique peut être réalisé afin de décider d'une seconde insémination artificielle qui est justifiée si le follicule dominant est toujours présent sur l'ovaire 18 h après la première IA (PARISOT et al, 1991). Ainsi, pour optimiser les résultats, un contrôle échographique 18 h après la première IA est conseillé lors de traitement de synchronisation ou de super ovulation, car il existe une variabilité importante de l'intervalle de réponse à ces traitements, responsable d'une réduction de la fertilité.

III. MOLECULES ET PROTOCOLES UTILISES DANS LA MAITRISE DES CYCLES.

A. Molécules disponibles dans la maîtrise des cycles.

1. La GnRH.

La GnRH (Gonadotropin Releasing Hormone) est une hormone synthétisée par l'hypothalamus. elle agit directement sur l'antéhypophyse 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 l'imprégnation progestéronique, elle permet la lutéinisation des follicules

Dominants (HAGEN et al, 1996; GIPOULOU et al, 2003).

Les formes disponibles actuellement sont :

- La gonadolibérine de synthèse : CYSTORELINE® (Ceva), FERTAGYL® (Janssen)
- La buséréline : RECEPTAL® (Intervet) (DMV, 2005)

Ces hormones sont indiquées pour le traitement des animaux à ovulation nulle ou retardée, le traitement des kystes folliculaire et le traitement de l'anoestrus du post partum (DMV, 2005).

2. LA prostaglandine F2 α et ses analogues

Il est utile de rappeler qu'il existe une prostaglandine F2 α naturelle, et il existe aussi des analogues de synthèse (exemple : le cloprosténol).

La prostaglandine F2 α est naturellement synthétisée par l'utérus dans 2 situations : à la fin de cycle œstral, s'il n'y a pas de gestation et à l'approche de la mise-bas.

Elle a une action lutéolytique, utilisée aussi dans les traitements de maîtrise des cycles sexuels et possède une action utéro tonique en agissant sur les fibres musculaires lisses de l'utérus. La toxicité des prostaglandines naturelles est faible, en raison de leur catabolisme extrêmement rapide dans l'organisme.

La vache est beaucoup moins sensible. Il faut une dose égale 5 à 10 fois la dose thérapeutique pour observer une hyperthermie temporaire et un léger ptyalisme.

Les effets secondaires des prostaglandines naturelles sont liés en partie à la stimulation des fibres lisses: augmentation de la pression artérielle, bronchospasme, sudation, sialorrhée, coliques (SLAMA et al, 1999).

Les analogues ont essentiellement un rôle lutéolytique (GIPOULOU et al, 2003). Ces deux types d'hormones ont une action lutéolytique mais uniquement après le cinquième jours de développement de corps jaune, lorsque celui-ci est mur.

La baisse du taux de progestérone consécutive à cette lutéolyse provoquée fait que l'action rétroactive négative sur la production de GnRH n'est plus exercée. Cela permet l'évolution de la vague folliculaire en cours jusqu'à l'ovulation de follicule dominant (Ennuyer, 2000).

les formes disponibles actuellement sont :

- La prostaglandine F2 α naturelle : elle est commercialisée sous forme de sel de trométhamine, le dinoprost, que l'on trouve dans le DINOLYTIC® (Pfizer) ou L'ENZAPROST® (Ceva) ;
- Les analogues de synthèse :
 - o L'alfaprostol : ALFABEDYL® (Ceva)
 - o Le cloprosténol : ESTRUMATE® et UNIANDINE® (Schering Plough) ;
 - o L'étiproston : PROSTAVET® (Virbac) ;
 - o Le luprostinol : PROSOLVIN (Intervet) (DMV, 2005).

3. Les progestagènes

Les progestagènes sont des molécules de synthèse apparues dans les années cinquante (GIPOULOU et al, 2003). Ils ont une activité inhibitrice centrale : ils exercent un rétrocontrôle négatif sur la GnRH, ce qui inhibe la sécrétion hypophysaire de la LH et de la FSH, ainsi une imprégnation progestéronique qui bloque les chaleurs et l'ovulation, le follicule dominant de la vague en cours devient atreutique en présence de progestérone. la levée de cette inhibition entraîne le démarrage des cycles (PICARD HAGEN et al, 1996). les formes disponibles actuellement sont :

- La progestérone naturelle : elle est contenue dans les spirales vaginales ;
- Le norgestomet : il s'agit du 17 α acétoxy 11 β méthyl 19- norpregna-4-en 3,20 dione.
On le trouve dans les implants sous-cutanés (SPITZER et al, 1978).

4. Les œstrogènes

Ils sont utilisés principalement pour leur rôle dans le démarrage d'une nouvelle vague folliculaire et pour leur action lutéolytique.

De plus, ils améliorent l'absorption vaginale des progestagènes, en créant une vasodilatation locale (GIPOULOU et al, 2003), d'où l'intérêt de les associer avec les progestagènes dans une catégorie de traitement de synchronisation des chaleurs : les dispositifs intra-vaginaux.

En fin les œstrogènes ont une action bénéfique dans la lutte de l'utérus contre les germes. Ils permettraient de limiter les métrites rencontrées suite à la pose des dispositifs intra-vaginaux, dispositifs perçus par l'organisme comme un corps étranger et qui peuvent engendrer une inflammation, voire une infection locale, s'ils ne sont pas mis en place de manière stérile.

Les formes disponibles actuellement sont :

- Le benzoate d'oestradiol (protocole PRIDOESTROL®) ;
- Le valérate d'oestradiol (protocole CRESTAR®) (DMV, 2005).

5. L'eCG

L'eCG (equine Chorionic Gonadotropin) était autrefois appelée PMSG (Pregnant Mare Serum Gonadotropin). Elle est issue du sérum de jument gravide et elle possède une action à la fois LH et FSH. Elle provoque la croissance folliculaire et elle est utilisée pour stimuler l'activité ovarienne et/ou pour réaliser une super stimulation (PICARD HAGEN et al, 1996). La forme disponible pour les bovins est le SYNCRO-PART® PMSG (Ceva). Son indication est dans cette espèce le déclenchement et la synchronisation des chaleurs et des ovulations.

2 Les protocoles à base de prostaglandine F2 α .

Les traitements à base de PGF2 α seule sont les plus anciens; leur rôle dans la synchronisation de l'oestrus a été décrit et utilisé depuis les années soixante.

Ce sont aussi les plus simples : intervention d'une seule hormone, pas de dispositif à mettre en place. Ils consistent en une ou plusieurs injections de PGF2 α naturelle ou synthétique. Nous allons détailler leur mode d'action, leur réalisation pratique et nous verrons par conséquent quels sont leurs avantages mais aussi leurs limites.

a. Mode d'action

1 Pré requis indispensable : la cyclicité avant le traitement de tous les animaux

La prostaglandine F2 α a une action lutéolytique, c'est-à-dire qu'elle lyse le corps jaune. Pour qu'elle agisse, il faut donc qu'un corps jaune soit présent. Or, la cyclicité est définie par la présence d'un corps jaune. La prostaglandine F2 α n'agit donc que sur des animaux cyclés.

On peut alors l'utiliser chez les génisses lorsque leur poids vif est au moins égal à 60 % de leur poids adulte et chez les vaches sorties de l'anoestrus post-partum (environ 50 jours après le vêlage chez les vaches laitières, plus long chez les vaches allaitantes).

Pour ces catégories d'animaux, le diagnostic de cyclicité est impératif à réaliser avant la prescription des prostaglandines F2 α . Il peut se réaliser de plusieurs façons :

- Corps jaune palpé par voie transrectale (valeur prédictive de présence ou l'absence

d'un corps jaune : (78% et 75% ; HANZEN et al, 2000, sensibilité de 45% et spécificité de 50%, HEUWIESER et al, 1997).

- Corps jaune visualisé par échographie transrectale (valeur prédictive de présence ou d'absence d'un corps jaune : 87% et 92% ; HANZEN et al, 2000).
- Dosage de la progestérone plasmatique qui est élevée en présence d'un corps jaune. le seuil généralement utilisé est de 1,5 ng/ml (MIALOT et al, 1998a et 1998c) ou 2 ng/ml (STEVENSON et PURSLEY, 1994). Ce dosage peut être réalisé à partir du sang (sensibilité et spécificité de l'ordre de 85%, HEUWIESER et al, 1997) ou à partir de lait. Dans ce cas, il s'agit d'utiliser un kit de dosage de la progestérone dans le lait.

D'autre part, l'action lutéolytique de la $PGF_{2\alpha}$ n'est possible qu'entre J5 et J16-J17 (J0 correspondant à l'ovulation), période où le corps jaune est sensible à la prostaglandine $F_{2\alpha}$ (BECKERS et al, 1978, GRIMARD et al, 2003).

Voyons maintenant le mode d'action de la prostaglandine $F_{2\alpha}$ lorsque les conditions précédentes sont remplies:

1. Mécanisme d'action de la prostaglandine $F_{2\alpha}$

Divers mécanismes d'action de la prostaglandine $F_{2\alpha}$ sont proposés chez les différentes espèces pour expliquer son action lutéolytique, sachant que les récepteurs à la $PGF_{2\alpha}$ se trouvent préférentiellement sur les grandes cellules lutéales, et les récepteurs à la LH sur les petites Cellules lutéales.

- Chez les ruminants, la $PGF_{2\alpha}$ induit une réduction rapide du flux sanguin irriguant le corps jaune. L'ischémie ainsi provoquée entraîne la mort des cellules lutéales, donc une chute rapide de la production de progestérone (DRION et al, 1996).
- La $PGF_{2\alpha}$ induit un arrêt de la production d'AMPc, LH-dépendante, dans les petites

cellules lutéales. Cette chute des taux intracellulaires d'AMPc mène à une réduction de la stéroïdogénèse par ces cellules. Cette observation, corrélée avec la localisation des récepteurs à PGF2 α sur les grandes cellules, suggère l'existence de communications entre les deux types de cellules. La fixation de la PGF2 α sur les grandes cellules induit non seulement une réduction du nombre de grandes cellules lutéales par un effet cytotoxique mais aussi une chute rapide des taux de progestérone circulante (DRION et al, 1996).

2. Effet d'une injection unique de la prostaglandine F2 α

L'injection unique d'une prostaglandine F2 α entraîne les modifications physiologiques et comportementales suivantes :

- Une réduction de la synthèse de progestérone au bout d'une à deux heures et le retour à une progestéronémie basale en 24 heures ;
- La régression anatomique du corps jaune en deux à trois jours ;
- La croissance terminale d'un nouveau follicule ;
- L'augmentation des œstrogènes dans les deux à trois jours après l'injection ;
- L'apparition d'un oestrus dans les 72 heures (de 60 à 120 heures) (HANZEN et al, 2003a).

Ces modifications sont identiques à celles qui suivent la lutéolyse naturelle. Cependant, ces effets ne sont observables qu'après J5 et encore pas de manière systémique : dans respectivement 25% et 66% des cas, si l'injection est réalisée à J6 ou J7 (Hanzen et al, 2003a). En moyenne, seules 43,4 à 68% des vaches recevant une seule injection de prostaglandine F2 α manifestent des chaleurs (MIALLOT et al, 1999).

De plus, l'injection unique de prostaglandine F2 α se traduit par un délai variable de retour en chaleurs, donc par une dispersion plus au moins grande des oestrus induits. Sur 83 vaches, 3

sont venus en chaleurs à J+2 après l'injection, 9 à J+3, 10 à J+4, 8 à J+5, et 6 de J+6 à J+10 (MAILLOT et al, 1999).

WAHOME et al. (1985) ont également retrouvé cette variabilité de venue en chaleurs : Sur 216 génisses laitières ayant reçu une injection de prostaglandine F2 α , 3,7% sont venues en chaleurs moins de 24 heures après l'injection ; 22,8 entre 25 et 48 heures après l'injection; 47,1 % entre 49 et 72 heures ; 15,4 % entre 73 et 96 heures et 11 % après 96 heures.

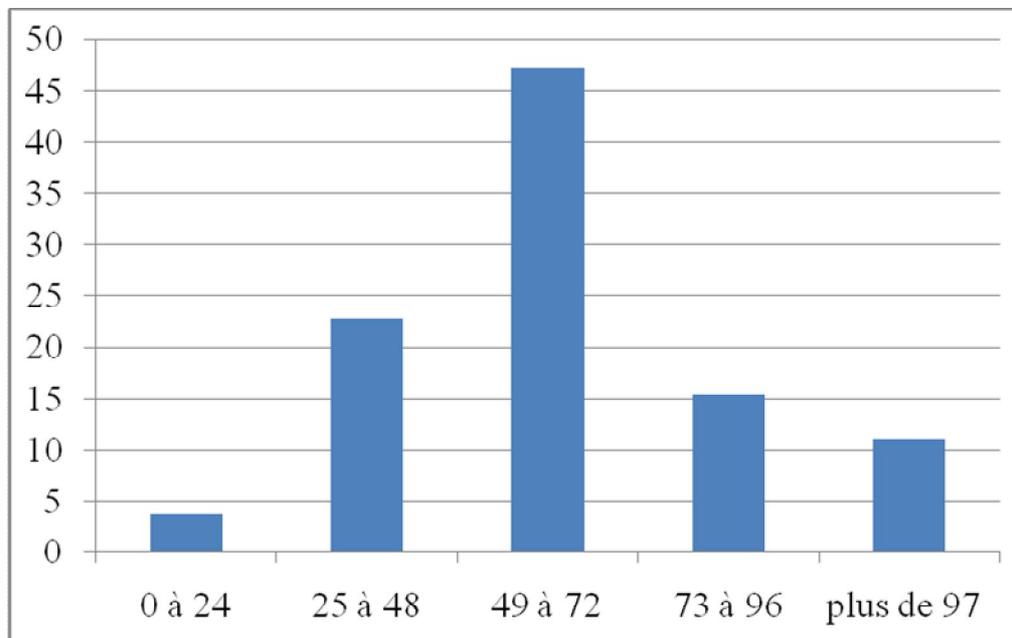


Figure N° 10 : Pourcentage de génisses laitières (n=216) venues en chaleurs en fonction du temps écoulé après une injection de prostaglandine F2 α (WAHOME et al, 1985).

Compte tenu de cette dispersion, il a été recommandé de réaliser l'insémination sur des chaleurs observées après la première injection de prostaglandine F2 α (GRIMARD et al, 2003). Néanmoins, on peut noter que quasiment la moitié des animaux viennent en chaleur entre 48 et 72 heures après l'injection (WAHOME et al, 1985). C'est donc pendant cette période que l'éleveur doit être particulièrement vigilant en ce qui concerne la détection des

chaleurs.

Pour Maillot et al. (1999), l'intervalle entre une injection de prostaglandine F2 α et la venue en chaleurs chez des vaches laitières est plus élevé. En effet, que ce soit après la deuxième injection, la plupart des vaches viennent en chaleurs autour du 4^{ème} jour après chaque injection.

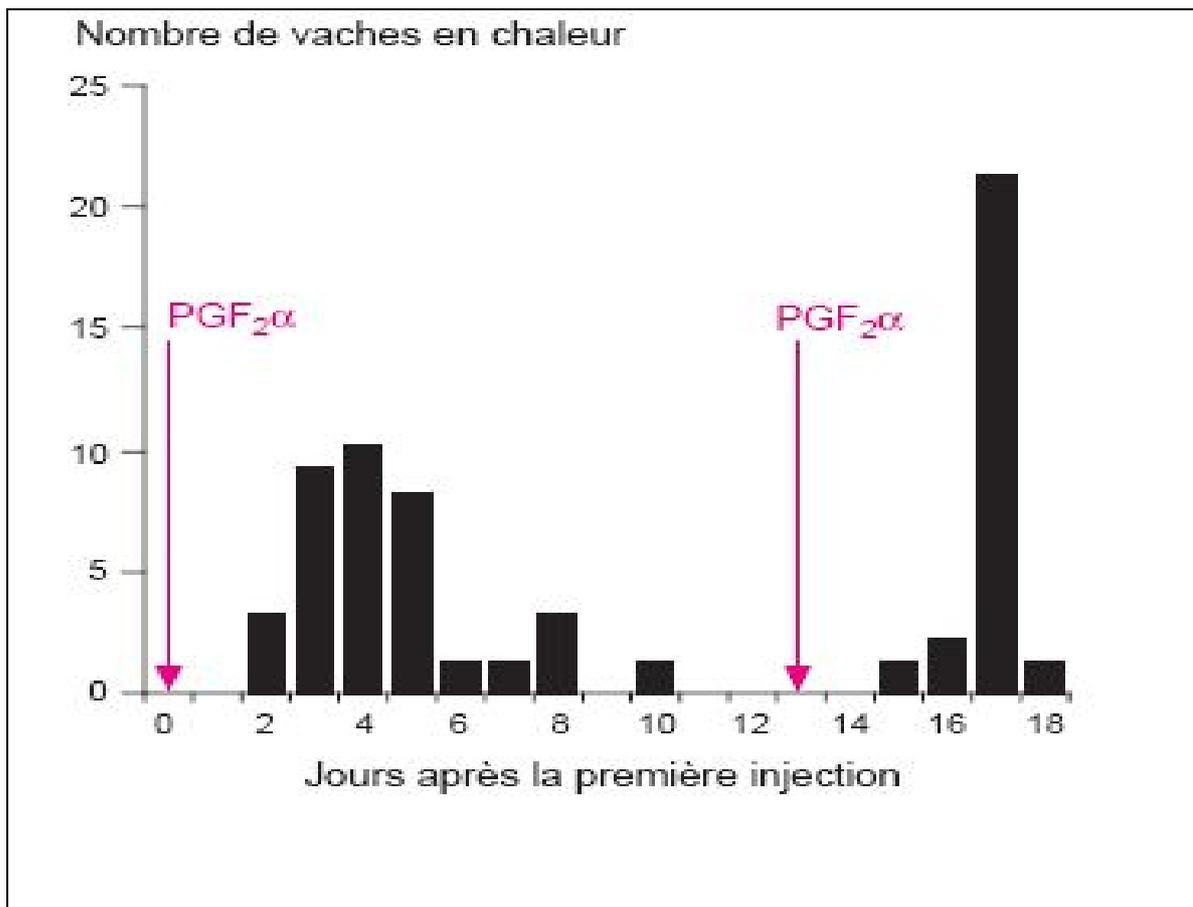


Figure N° 11 : distribution des oestrus observés après une ou deux injections de prostaglandine F2 α chez des vaches laitières (n=83) (MAILLOT et al, 1999).

La variation du délai de retour en chaleurs dépend du stade du cycle au moment de l'injection. Si l'injection est réalisée en début de vague folliculaire, le délai de retour en chaleurs est de 4 à 5 jours. Si l'injection est réalisée en milieu de vague folliculaire, le délai de retour en chaleurs est de 2 à 3 jours.

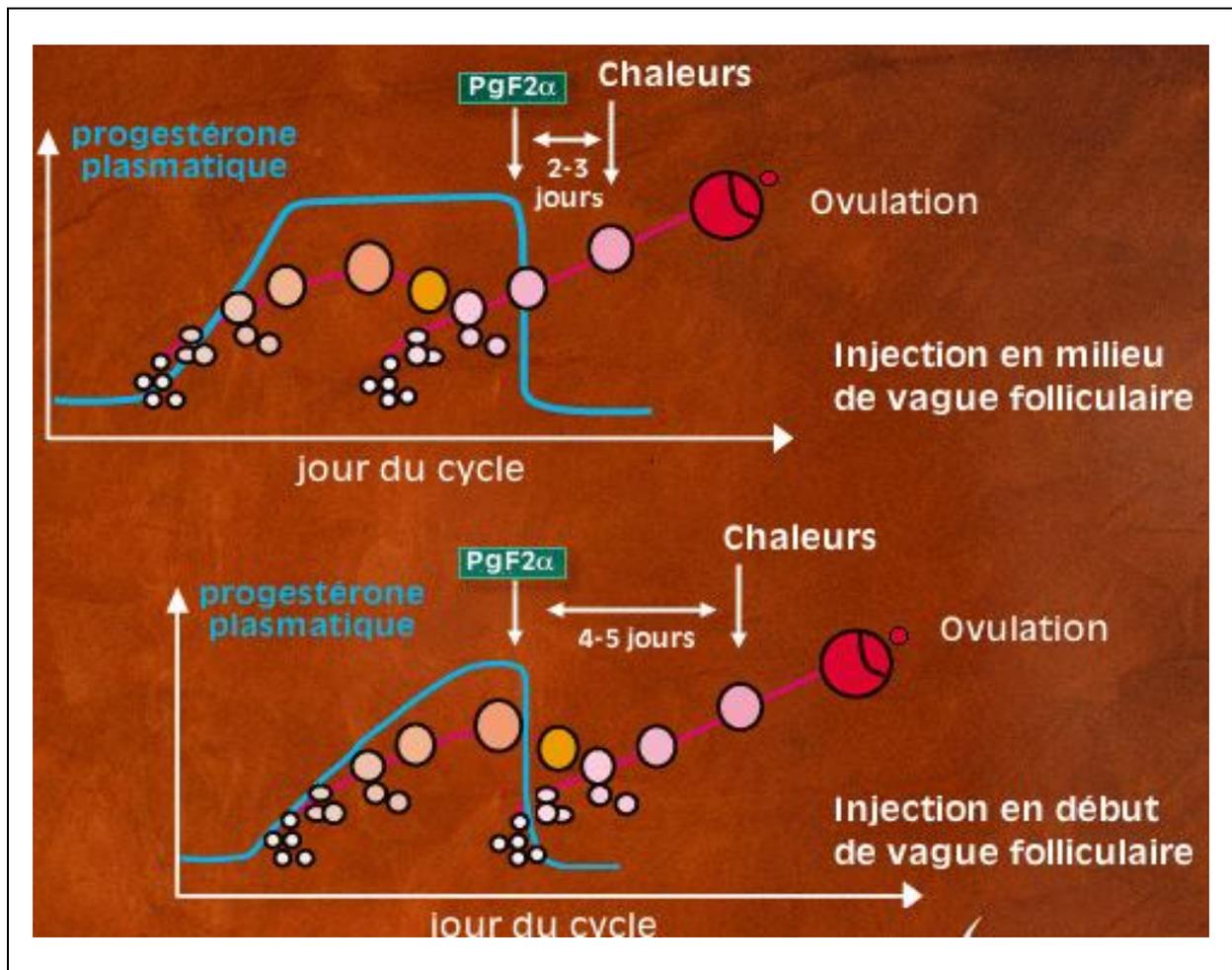


Figure N°12 : Variation de délai d'apparition de l'oestrus après induction de la lutéolyse par une injection de prostaglandine F2 α en fonction du stade de la vague folliculaire au moment de l'injection (ENNUYER, 2000).

Chez la génisse, ce délai est moins variable, car les vagues folliculaires sont plus courtes (cycle à trois vagues la plupart du temps).

Si on souhaite se limiter à une seule injection de prostaglandine F2 α , il est nécessaire de diagnostiquer la présence d'un corps jaune avant, par palpation ou échographie transrectale ou encore par dosage de la progestérone plasmatique, car seuls 60% des animaux d'un lot cyclé répondront correctement à cette injection (ce sont les animaux en phase lutéale à ce moment GRIMARD et al, 2003).

IV. Manifestations comportementales de l'oestrus

1. Manifestations comportementales caractéristiques de l'oestrus

Chez la vache ou la génisse, la seule manifestation comportementale dont on puisse dire qu'elle est spécifique de l'oestrus est le réflexe d'immobilisation lors du chevauchement par le taureau ou à défaut par une congénère. Ce réflexe correspond à l'acceptation du coït. En dehors de l'oestrus, la femelle refuse le chevauchement en se soustrayant (BRUYAS, 1991). malheureusement, l'acceptation du chevauchement n'est pas systématiquement observée. Dans un troupeau examiné en continu, sur 44 vaches ayant ovulé pour la deuxième ou troisième fois (soit entre 50 et 80 jours post partum), l'acceptation du chevauchement a été relevée dans seulement 59 % des cas (soit 68 % des vaches ayant manifesté des signes de chaleurs) (DISENHAUS et al, 2003). Dans un troupeau observé toutes les trois heures pendant 30 minutes, sur 89 oestrus observés, l'acceptation du chevauchement a été relevée dans seulement 58 % des cas (ROELOFS et al, 2005), voire 53 % des cas sur 32 oestrus observés (LYIMO et al, 2000). Quand le troupeau n'est observé que deux fois par jour pendant 30 minutes (VAN EERDENBURG et al, 2002), on ne relève l'acceptation du chevauchement plus que dans 50 cas sur les 100 oestrus observés. La situation la plus défavorable est lorsqu'il n'y a qu'une seule vache en chaleurs : alors, l'acceptation du chevauchement n'a été observée que dans 20 % des phases œstrales (ROELOFS et al, 2005). On comprend ainsi la nécessité de considérer les autres manifestations comportementales de l'oestrus.

2. Manifestations comportementales secondaires de l'oestrus

Il existe plusieurs signes observables plus ou moins spécifiques de l'oestrus, dont la plupart sont comportementaux, même s'il convient de remarquer également la présence dans certains cas d'un écoulement vulvaire muqueux clair et filant (BRUYAS, 1991; DISKIN et al, 2000) ainsi qu'une perte de poils, des souillures et des érosions cutanées sur le sommet de la

queue et de chaque côté de son insertion, dus à des chevauchements fréquents (DISKIN et al, 2000).

Des travaux menés par VAN EERDENBURG et son équipe en 1996 ont permis de mettre au point une échelle de notation attribuant à chaque signe observable d'oestrus un nombre de points en fonction de leur spécificité (signe plus ou moins « fort » d'oestrus). Si la somme des points attribués à chaque vache en fonction des signes observés (ou "score comportemental") dépasse 50 au cours de deux périodes d'observation consécutives, la vache est considérée en oestrus. Cette échelle a depuis fait ses preuves (elle a été validée en pratique, et sa valeur prédictive positive est de 98 %) et a été utilisée dans de nombreuses publications (LYIMO et al, 2000; VAN EERDENBURG et al, 2002; ROELOFS et al, 2005).

Tableau N° 02 : Echelle de notation des signes observables d'oestrus (d'après VAN EERDENBURG et al, 2002).

Signes d'oestrus	points
Ecoulement muqueux vulvaire	3
Flehmen	3
Agitation	5
Reniflement de la vulve d'une autre vache	10
Chevauchée, sans acceptation	10
Pose de la tête sur une autre vache	15
Chevauchement (ou tentative) d'une autre vache	35
Chevauchement d'une autre vache par la tête	45
Chevauchée, avec acceptation	100

Tous ces signes ne sont pas forcément observés au cours de chaque oestrus. Lors d'une observation d'un troupeau de 30 minutes toutes les trois heures, sur 89 oestrus observés (ROELOFS et al, 2005), le reniflement et la pose de la tête sur une autre vache ont été relevés

à chaque fois. Le chevauchement d'une autre vache a été observé dans 90 % des cas, et le fait d'être chevauchée sans accepter a été observé dans 56 % des cas. Comme cité précédemment, l'acceptation du chevauchement, signe spécifique de l'oestrus, n'a été observé que dans 58 % des cas. Le reniflement ($25,7 \pm 17,7$ occurrences observées au cours d'une période oestrale) et la pose de la tête ($24,5 \pm 18,5$ occurrences observées au cours d'une période oestrale) sont les signes se répétant le plus souvent au cours de l'oestrus. Cependant il y a d'importantes variations individuelles dans l'expression des comportements d'oestrus : de 1 à 82 occurrences du reniflement et de 0 à 25 occurrences du chevauchement ont été observées au cours d'une période œstrale. Ces résultats sont en accord avec ceux présentés lors de la journée bovine nantaise en 2003 (DISENHAUS et al, 2003).

L'agitation, c'est-à-dire l'augmentation de l'activité générale, est un signe secondaire plus difficile à caractériser. En effet, une vache en oestrus se déplace significativement plus et reste significativement moins couchée que cette même vache en phase lutéale (DISENHAUS et al, 2003). Elle passe également moins de temps à se nourrir, ce qui pourrait expliquer la chute de production laitière généralement observée (DISKIN et al, 2000).

De plus, la spécificité de ces signes secondaires est variable : en effet, ils sont parfois manifestés en dehors de l'oestrus (Tableau 03, DISENHAUS et al, 2003). Sur environ vingt jours d'interoestrus, 87 % des animaux ont reniflé la vulve d'une autre vache ($5,5 \pm 5,2$ occurrences en moyenne, de 1 à 29 occurrences) ; 46 % des animaux ont posé la tête sur une autre vache ($1,9 \pm 1,3$ occurrences en moyenne, de 1 à 7 occurrences) ; et 7 % des animaux ont chevauché une autre vache (ROELOFS et al, 2005). En revanche, l'acceptation du chevauchement n'a jamais été observée sur une vache qui n'était pas en chaleurs (DISENHAUS et al, 2003; ROELOFS et al, 2005). Le chevauchement d'une autre vache par la tête est également un signe secondaire « fort » lorsqu'il est manifesté. Dans une étude

réalisée par BRITT et al. (1986), 88,5 % des vaches ayant chevauché une autre vache par la tête étaient en oestrus. Dans une étude plus récente (DISENHAUS et al, 2003), la totalité des vaches ayant chevauché par la tête étaient en oestrus, même si ce signe n'a été observé que sur 7 vaches des 44 étudiées.

Tableau N° 03 : Comparaison du nombre observé des différents comportements sexuels au cours de la période d'oestrus entre 50 et 80 jours post-partum et de la phase lutéale correspondante (N=44). La moyenne est calculée sur le nombre de vaches exprimant le comportement (d'après DISENHAUS et al, 2003).

¹Nombre de vaches ayant présenté au moins une fois le comportement

²La distribution n'étant pas normale, les extrêmes sont indiqués

comportements	Période d'oestrus		Phase lutéale	
	Nombre ¹	Moyenne ² (min-max)	Nombre ¹	Moyenne ² (min-max)
Chevauchements par l'arrière reçus et acceptés	26	7,6(1-34)	0	
Chevauchements par l'arrière reçus et non acceptés	19	3,2(1-11)	3	1,7(1-3)
Chevauchements par l'avant reçus	7	3,9(1-14)	0	
Chevauchements par l'arrière initiés	37	9,4(1-31)	1	3
Chevauchements par l'avant initiés	7	6,1(1-15)	0	
« poser menton sur la croupe » initiés	38	34(2-130)	4	2,5(1-6)
« reniflement/lécher la vulve » initiés	37	14,9(1-43)	13	2,2(1-4)
« frotter le menton sur la croupe » initiés	34	9,4(1-97)	4	1(1-1)
Total comportement sexuel secondaire initiés	38	56,9(4-169)	14	3,1(1-10)
« Poser menton sur la croupe » reçus	35	15,3(1-88)	9	4,1(1-9)
« renifler/lécher la vulve » reçus	34	6,0(1-27)	10	1,7(1-3)
« frotter le menton sur la croupe » reçus	20	3,9(1-16)	7	1,4(1-3)
Total comportement sexuels secondaires reçus	37	22,1(1-116)	15	4,3(1-35)

3. Conséquences : détection de l'oestrus par observation des manifestations

Comportementales

Comme nous l'avons vu précédemment, l'acceptation du chevauchement est un comportement très spécifique de l'oestrus, mais malheureusement il n'est pas manifesté assez fréquemment pour que sa seule observation permette un bon taux de détection de l'oestrus (DISKIN et al, 2000; DISENHAUS et al, 2003; ROELOFS et al, 2005). Tous les signes secondaires sont moins spécifiques, puisqu'ils peuvent être manifestés en dehors de l'oestrus. Le reniflement et la pose de la tête sur une autre vache sont par exemple très peu spécifiques et ne permettent pas de dire qu'une vache est en chaleur. En revanche, l'activité de chevauchement est un critère beaucoup plus intéressant : elle est manifestée très fréquemment en phase œstrale et est assez spécifique (DISENHAUS *et al*, 2003; ROELOFS et al, 2005). Mais c'est par dessus tout la fréquence des comportements sexuels secondaires initiés qu'il est important de noter : ces comportements non spécifiques sont exprimés beaucoup plus fréquemment en période d'oestrus (notamment chez les vaches très actives et n'acceptant pas toujours le chevauchement), c'est leur répétition qui est un comportement spécifique (DISENHAUS et al, 2003).

4. Les chaleurs silencieuses

Dans une étude récente, DISENHAUS et al. (2003) ont observé en continu les périodes d'ovulation de vaches sans problèmes génitaux lors du post partum, en évitant la première ovulation après vêlage. Dans ces conditions, 6 vaches sur 44 (soit 14 %) n'ont exprimé aucun comportement d'oestrus.

5. les chaleurs sans ovulation

Dans une étude faite par WALKER et al. (1996), 78 % des vaches ont ovulé dans les 40 heures suivant le début de l'oestrus. Dans les 22 % restants (cycles considérés anovulatoires) la majorité des vaches avaient reçu de la PGF2 α pour induire l'oestrus. Une explication avancée par les auteurs est que la lutéolyse provoquée par la PGF2 α est survenue à un

moment du cycle où la production d'œstradiol 17 β par le follicule en croissance était suffisante pour induire le comportement d'oestrus mais insuffisante pour induire la décharge de LH et donc l'ovulation.

6. Facteurs de variation de l'expression comportementale de l'oestrus

a) Nombre de femelles en oestrus simultanément

Toutes les études s'accordent sur le fait que lorsque le nombre de vaches en chaleur augmente, l'expression comportementale est meilleure. Ceci viendrait du fait que certains comportements d'oestrus nécessitent un autre animal en chaleurs pour être exprimés, et du fait de la stimulation sexuelle engendrée par d'autres animaux en oestrus (ROELOFS et al, 2005).

Ainsi, les scores comportementaux d'oestrus moyen et maximum acquis au cours d'une période d'observation sont significativement supérieurs quand il y a plus de deux animaux en chaleur que lorsqu'il n'y en a qu'un seul. Il en est de même pour le score comportemental total au cours de l'oestrus. Ceci est dû à l'augmentation de la fréquence de certains signes d'oestrus. Par exemple, la fréquence de la pose de la tête tend à être supérieure quand il y a plus de deux vaches en chaleur que quand il n'y en a qu'une ($30,2 \pm 18,0$ vs $18,8 \pm 14,2$ occurrences observées au cours d'une période œstrale) ; ceci se retrouve avec la fréquence du chevauchement d'une autre vache ($7,8 \pm 6,2$ occurrences observées quand il y a plus de deux vaches en chaleur, vs $4,1 \pm 3,7$ occurrences observées quand il n'y en a qu'une) (ROELOFS et al, 2005). D'autres études (citées par WALKER et al, 1996 et DISKIN et Al, 2000) présentent des résultats concordants concernant le chevauchement d'une autre vache. De même, le pourcentage de périodes œstrales au cours desquelles ont été observés le chevauchement d'une autre vache et le fait d'être chevauchée (avec ou sans acceptation) est significativement supérieur quand il y a plus de deux vaches en chaleur que lorsqu'il n'y en a qu'une (ROELOFS et al, 2005). Ainsi, l'acceptation du chevauchement observée dans 58 %

des périodes œstrales en moyenne ne l'est plus que dans 20 % des périodes œstrales quand il n'y a qu'une seule vache en chaleurs.

Il est intéressant de noter qu'il existe une graduation dans l'intérêt pour l'activité de chevauchement selon l'état physiologique de la vache : ainsi, une vache bientôt en oestrus ou qui vient de l'être est beaucoup plus susceptible de chevaucher une autre vache qu'une vache en milieu de phase lutéale ou qu'une vache gestante (DISKIN et al, 2000).

b) Intervalle post partum

Des auteurs ont étudié le comportement des vaches lors de six oestrus successifs, le premier oestrus étudié survenant en moyenne 54 jours post partum et le dernier 194 jours post partum (BRITT et al. 1986). Le nombre total de chevauchements observés par vache différait significativement en fonction du rang de l'oestrus : de $2,6 \pm 0,6$ lors du premier oestrus étudié à $6,9 \pm 1,0$ lors du sixième. En revanche, il n'y avait pas de différence significative selon le rang de l'oestrus concernant le nombre total d'acceptations du chevauchement ni concernant le taux de détection des chaleurs.

En revanche, dans une publication plus récente, DISENHAUS et al. (2003) ont rapporté un nombre d'acceptations du chevauchement plus faible au cours de la première ovulation, ainsi qu'une durée d'acceptation plus courte lors du chevauchement. Ceci ne contredit pas forcément l'étude précédente (BRITT et al, 1986) dans laquelle le premier oestrus observé ne correspondait pas forcément à la première ovulation.

c) Production laitière

Dans une autre étude, BRITT et al. (1986) ont montré qu'il n'y avait pas de corrélation entre la production laitière quotidienne durant les cinq jours précédant l'oestrus observé (les oestrus successifs observés dans cette étude survenant en moyenne 54 jours post partum pour le premier et 194 jours post-partum pour le dernier) et l'activité de chevauchement et d'acceptation du chevauchement durant cet oestrus. En revanche, la production à la traite

correspondant au début de l'oestrus était significativement plus basse que la moyenne des cinq traites précédentes ($10,2 \pm 0,5$ kg vs $12,2 \pm 0,3$ kg).

De même, une autre étude faite par VAN EERDENBURG et al. (2002) ont montré qu'il n'y avait pas de corrélation entre la production laitière cumulée à 305 jours de lactation et le score comportemental d'oestrus tel que défini.

Cependant, une forte production laitière a souvent été incriminée dans les mauvais résultats de reproduction chez les vaches, notamment du fait de la faible intensité du comportement d'oestrus (LYIMO et al, 2000; DISENHAUS et al, 2003). Il semblerait plutôt que ce soit en tant que facteur de la balance énergétique post partum, laquelle interviendrait dans la qualité des follicules, bien que ceci n'ait pas été confirmé.

d) Parité

Une étude publiée en 2002 par VAN EERDENBURG et al, n'a pas montré de différence significative entre le score comportemental d'oestrus des primipares et celui des multipares. ceci est en contradiction avec les résultats d'une étude menée par ce même auteur en 1996.

Une étude publiée en 2005 (ROELOFS et al, 2005) avance des résultats plus précis : le score comportemental d'oestrus maximum acquis au cours d'une période d'observation est significativement supérieur chez les primipares ; le score comportemental total au cours de l'oestrus tend à être supérieur chez les primipares ; en revanche, il n'y a pas de différence significative entre le score comportemental moyen acquis au cours d'une période d'observation chez une primipare et celui acquis par une multipare.

Il convient de noter que la comparaison des résultats des études utilisant le score comportemental d'oestrus est délicate; ces résultats dépendant en partie de la fréquence et de la durée des observations ...

e) Taille du follicule préovulatoire

La taille du follicule préovulatoire a parfois été considérée comme un indicateur de sa capacité fonctionnelle. Dans les follicules de mauvaise qualité, résultant d'une balance énergétique post partum négative, la production d'œstradiol serait altérée, ce qui aurait pour résultat une expression de l'oestrus moins marquée. Ceci n'a pas été confirmé : en effet, une étude réalisée par VAN EERDENBURG et al. (2002) a montré qu'il n'y avait pas de corrélation entre la taille du follicule préovulatoire et le score comportemental d'oestrus.

f) Etat de santé de la vache

Les vaches ayant des pieds ou des membres douloureux montrent une activité de chevauchement moins intense et acceptent moins souvent le chevauchement ; de plus, elles peuvent tout aussi bien accepter le chevauchement alors qu'elles ne sont pas en oestrus s'il leur est trop douloureux d'y échapper (DISKIN et al, 2000).

g) Caractère de la vache

L'établissement de « profils comportementaux » à partir de l'enregistrement en continu de toutes les manifestations comportementales d'oestrus de chaque vache (DISENHAUS et al, 2003) a permis de montrer l'existence de différents tempéraments. En effet, certaines vaches sont plus « réceptrices », acceptent souvent le chevauchement et vont peu vers les autres. D'autres sont plus « actives », initient en général les interactions et acceptent plus difficilement le chevauchement. Enfin, toutes les catégories intermédiaires existent. Les auteurs ont également remarqué l'existence de « partenaires » privilégiées pour les interactions sexuelles.

h) Stress

Le stress est un facteur cité comme pouvant perturber le comportement d'oestrus (DISKIN et al, 2000; LYIMO et al, 2000).

i) Facteurs environnementaux

Une étude cite la température extérieure comme facteur de variation de l'intensité de l'oestrus (l'intensité étant définie comme le nombre total de chevauchements divisé par la durée de l'oestrus) (WALKER *et al.* 1996). En effet la température extérieure aurait un effet positif sur l'intensité de l'oestrus jusqu'à 25°C puis un effet négatif à partir de 30°C.

Cependant, une étude plus ancienne réalisée par BRITT *et al.* (1986) ne montre aucun effet de la saison sur le taux de détection de l'oestrus. Dans cette étude, les températures moyennes variaient de 3,9°C pour la saison la plus froide à 21,6°C pour la saison la plus chaude. Les auteurs n'ont pas mis en évidence de différences dans la durée de l'oestrus, ni dans l'activité de chevauchement ou d'acceptation du chevauchement.

La nature du sol est également un élément très important (DISKIN *et al.* 2000). Le taux de détection de l'oestrus est significativement supérieure sur un sol en terre par rapport à un sol en béton : 91,3 % *vs* 76,8 % (BRITT *et al.* 1986). La différence vient du fait qu'un certain nombre de vaches manifestaient un comportement d'oestrus sur le sol en terre mais pas sur le sol en béton. En effet, un sol glissant défavorise l'activité de chevauchements : le nombre total de chevauchements observés lors d'un oestrus était significativement supérieur sur un sol en terre par rapport à un sol en béton ($7,0 \pm 0,6$ *vs* $3,2 \pm 0,3$). Il en est de même pour le nombre total d'acceptations du chevauchement au cours d'un oestrus ($6,3 \pm 0,5$ sur un sol en terre *vs* $2,9 \pm 0,3$ sur un sol en béton). La durée de l'oestrus (définie comme l'intervalle entre la première et la dernière acceptation du chevauchement) était également significativement supérieure sur un sol en terre par rapport à un sol en béton ($13,8 \pm 0,6$ heures *vs* $9,4 \pm 0,8$ heures) (BRITT *et al.* 1986).

j) Conduite spatiale

Dans une étude ayant entre autres pour objectif d'étudier l'influence de la nature du sol sur les manifestations comportementales d'oestrus (BRITT *et al.* 1986), les vaches étaient conduites dans une aire différente au milieu de chaque période d'observation d'une heure. Les

auteurs ont constaté que les activités de chevauchement et d'acceptation du chevauchement étaient irrégulièrement réparties au sein de chaque demi-heure. En effet, ces activités étaient beaucoup plus intenses qu'attendu si elles étaient réparties régulièrement durant les dix premières minutes d'observation puis moins intenses qu'attendu durant les vingt dernières minutes. Or, ces dix premières minutes correspondaient au déplacement des vaches et à l'arrivée dans une nouvelle aire ; les auteurs ont donc émis l'hypothèse que ces deux facteurs stimulaient l'expression comportementale de l'oestrus.

De plus, l'espace doit être suffisant pour permettre les interactions sexuelles entre les vaches : l'expression de l'oestrus est moindre lorsque la densité des animaux augmente, ce qui rend la détection de l'oestrus par observation des manifestations comportementales plus difficile (DISKIN et al, 2000).

k) Moment de la journée

(DISKIN et al. 2000) ont constaté que les vaches manifestaient une activité sexuelle plus intense tôt le matin et tard le soir, d'où l'intérêt d'une surveillance attentive à ces moments, ce qui en plus permet de minimiser l'intervalle nocturne sans surveillance.

Tableau N° 04 : Pourcentage de première acceptation du chevauchement en fonction de l'heure chez la vache laitière (d'après DISKIN *et al*, 2000).

Horaire	7h00	10h00	13h00	16h00	22h00
Première acceptation de chevauchement : pourcentage	40	5	7	18	30

Ces résultats sont en contradiction avec ceux d'une étude menée par (GIROUD, 2007). En effet, même si le nombre de premières acceptations observées est trop faible pour conclure qu'elles soient statistiquement réparties uniformément au cours d'une période de 24 heures, aucune période ne semble particulièrement propice au début des chaleurs :

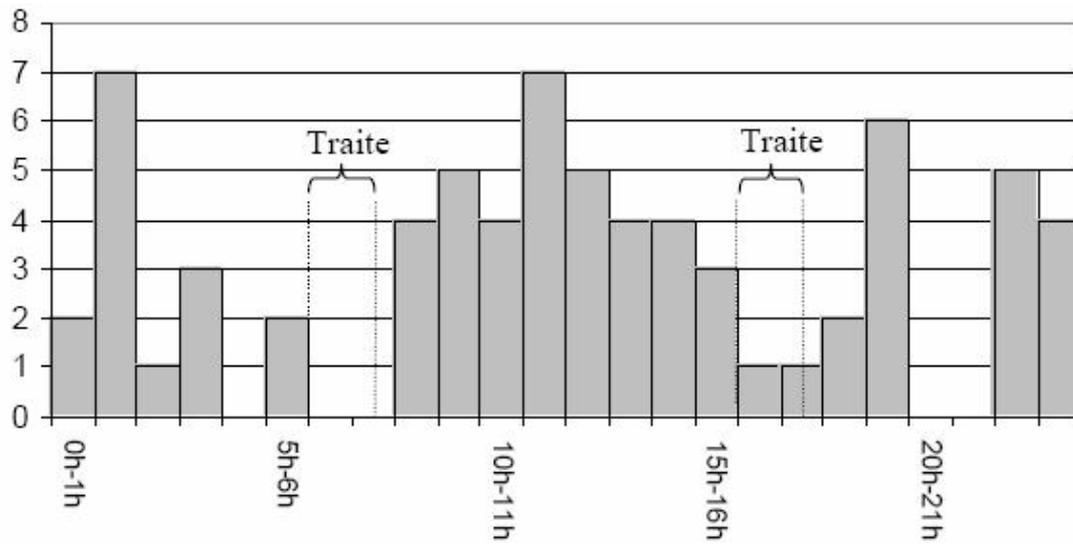


Figure N° 13 : Répartition des premières acceptations du chevauchement au cours d'une période de 24 h (n=70) (GIROUD, 2007).

PARTIE LEXP ERIM ENTALE

MATERIALS METHODS

DEUXIEME PARTIE : ETUDE EXPERIMENTALE

MATRIEL ET METHODES

1) Objectifs :

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

1/ Etudier l'effet lutéolytique de la prostaglandine de synthèse ou CloprosténoI (Estrumate ND), en utilisant deux voies d'injection (la voie intramusculaire et la voie intraveineuse), de même que l'usage de deux doses différentes (la dose recommandée par le fabricant: 2 ml, et aussi une dose un peu plus élevée, 3 ml).

2/ Réaliser un suivi échographique de la lutéolyse des corps jaunes murs, suite à une injection d'une dose de PGF₂ α (CloprosténoI), et l'étude de la croissance folliculaire jusqu'à l'ovulation (5 à 6 jours).

3/ Etudier la durée entre le moment de l'injection du CloprosténoI et celui de l'apparition des chaleurs (signes comportementaux).

2) cadre expérimental

Les vaches retenues dans le cadre de cette étude appartenaient à une dizaine d'élevages de la région de Tiaret. Le climat de la région est de type continental.

a) Animaux

L'effectif de l'expérience était constitué de 40 vaches laitières, appartenant essentiellement à la race (Prim Holstein). Ces animaux vivaient en élevage extensif, l'essentiel de l'alimentation était constitué d'un aliment concentré et de la paille, sans aucune condition particulière requise de la part de l'éleveur, puis que celui-ci a suivi ses propres pratiques d'élevage habituelles.

b) Sélection

Un examen échographique de l'appareil génital des vaches a permis de trier les femelles gestantes des femelles vides; seules les femelles ayant présentées un corps jaune qui dépassait les 20 mm (corps jaune murs), et qui n'ont pas été saillies ou inséminées dans les 35 jours qui ont précédé cet examen ont été retenues pour l'étude.

c) Mise en lots

Les vaches ont été réparties sur 4 lots, selon le protocole expérimental tracé au départ, c.à.d. suivant la dose et la voie d'injection du produit administré.

Le lot 01 : Ce lot était composé de 10 vaches ayant reçu 2 ml d'une prostaglandine F2 α de synthèse, en l'occurrence le Cloprosténol, administré par la voie intramusculaire.

Le lot 02 : Ce lot était lui aussi composé de 10 vaches ayant reçu 2 ml de cette même PGF2 α de synthèse (le Cloprosténol), et cette fois ci, par la voie intraveineuse.

Le lot 03 : Il était composé de 10 vaches ayant reçu 3 ml de PGF2 α (Cloprosténol), par la voie intramusculaire.

Le lot 04 : Il était composé de 10 vaches ayant reçu 3 ml de PGF2 α (Cloprosténol), par la voie intraveineuse.

d) Médicament

- Description

Le Cloprosténol (EstrumateND) est un analogue de synthèse de la prostaglandine F2 α , et qui est un agent lutéolytique extrêmement puissant. Il est particulièrement efficace dans les programmes de contrôle de la reproduction, et aussi dans le traitement d'une variété de troubles du système reproducteur des femelles bovines essentiellement.

- Propriétés pharmacodynamiques

Le cloprosténol est une prostaglandine F2 α analogue possède comme nous l'avons souligné auparavant, une activité lutéolytique très importante. Chez des femelles cycliques ayant un corps jaune sensible (c.-à-d. ayant au moins 5 jours d'âge), qui sont traitées entre le 5^{ème} et le 16^{ème} jour de leur cycle; il s'en suit alors une régression fonctionnelle et morphologique du corps jaune, qui se manifeste très vite, suivie par une ovulation normale et la formation d'un nouveau corps jaune le cycle suivant.

- Caractéristiques pharmacocinétiques

Après injection intramusculaire, la concentration maximale de ce produit dans le plasma est très vite atteinte, cad, 20 minutes à 2 heures après injection. Sa demi-vie est très courte (de 01 à 03 heures). Le produit par conséquence est éliminé rapidement. L'élimination se fait essentiellement par le biais des urines (60%), et le reste (40%) est excrété par les matières fécales.

Le tableau suivant résume la posologie ainsi que la présentation du produit administré.

Tableau N° 01: Présentation et posologie de produit administré (le Cloprosténol).

Principe actif	Cloprosténol
Présentation pharmaceutique	Flacon multidose de 10 ml
Conditionnement de stockage	A conserver à l'abri de la lumière
Fabricant	Shering plough
Dose recommandée	2 ml
Voie d'administration	Voie intramusculaire
Temps d'attente	Lait : 01 jour, viande et abats : nul

e) Matériel échographique

Nous avons utilisé pour le besoin de cette étude, un échographe de type WED-2000A pour usage vétérinaire, c'est un échographe portable, qui pèse 750 grammes, possédant un écran de 5 pouces, et équipé d'une sonde sectorielle de type mécanique de 5 MHz.

- Caractéristiques:

Le WED-2000 A est un scanner à ultrasons transportable; cet appareil est alimenté par une batterie dont l'autonomie est d'environ deux heures, avec une échelle de gris de 256 niveaux. le grossissement de l'image est de x1.0, x1.2, x1.5, x2.0 au choix. Cet appareil permet l'enregistrement des caractères de l'animal tels que le numéro de l'animal, le sexe, l'âge, en plus d'une fonction pour les mesures linéaires et circulaires. Il inclut les modes d'affichage B, B + B, B + M, M.

- Le mode B (B = brillance) : c'est le mode couramment utilisé en échographie médicale; ce mode autorise la représentation des données échographiques recueillies dans un plan de coupe. Pour cela, il suffit d'effectuer un grand nombre de tirs ultrasonores différents en décalant l'axe de tir à chaque fois.
- Le mode M (M = mouvement) : c'est un mode d'examen unidirectionnel qui permet l'analyse des mouvements tissulaires.
- Le mode B+B : ce mode permet d'afficher deux images en mode B, l'une d'entre elle est une image figée et l'autre est une image en temps réel.
- Le mode B+M : ce mode permet d'afficher deux images, l'une en mode B et l'autre en mode M.

f) Protocol expérimental:

L'examen échographique des ovaires a été réalisé par voie transrectale, sur des vaches attachées, après exploration transrectale préalable de l'appareil génital. Les différentes

structures présentes ont été identifiées selon les critères suivants :

Les structures ovalaires ou rondes à paroi fine et dont le contenu anéchogène ne dépasse pas 2 cm de diamètre ont été identifiées comme étant des follicules.

Les structures ovalaires d'échogénicité tissulaire, grossièrement granuleuse, se différenciant nettement du stroma ovarien, plus clair, ont été identifiées comme des corps jaunes.

Lorsque l'échographie montrait au sein de ce même type de structure une collection de liquide anéchogène de diamètre inférieur à 2 cm, cette structure a été identifiée comme un corps jaune cavitare. Seules les vaches qui ont un corps jaune qui dépasse 20 mm ont été retenues dans cette étude.

Pour les follicules, seul le plus gros follicule présent sur le même ovaire a été sélectionné pour le suivi échographique.

Dans le cas où le corps jaune occupe toute la surface de l'ovaire, c.à.d. absence de follicule, le follicule sélectionné pour l'étude correspond au plus gros follicule dans l'ovaire controlatéral.

L'apport de l'échographie nous a permis de différencier les différentes structures ovariennes ainsi que l'état de l'utérus comme le montre les images échographiques suivantes.

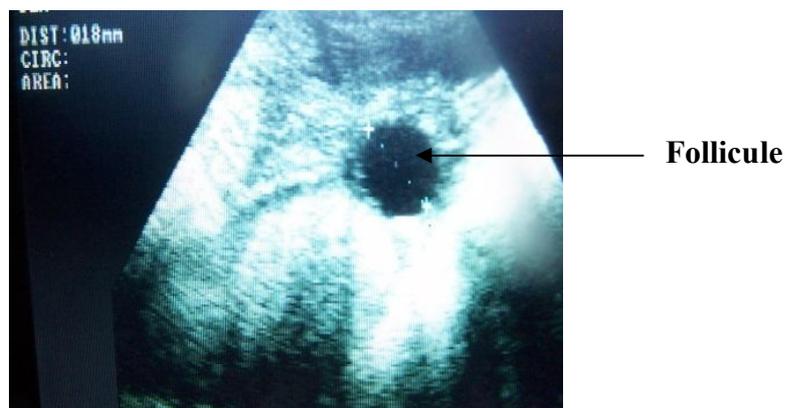


Figure N° 01 : Ovaire portant un follicule (Ø : 18 mm)

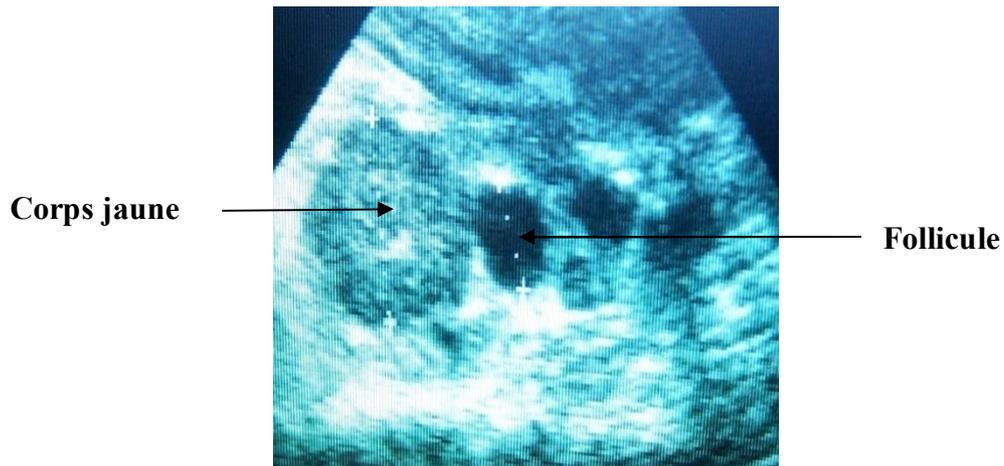


Figure N° 02: Corps jaune (\varnothing : 26 mm), follicule (\varnothing : 13 mm)

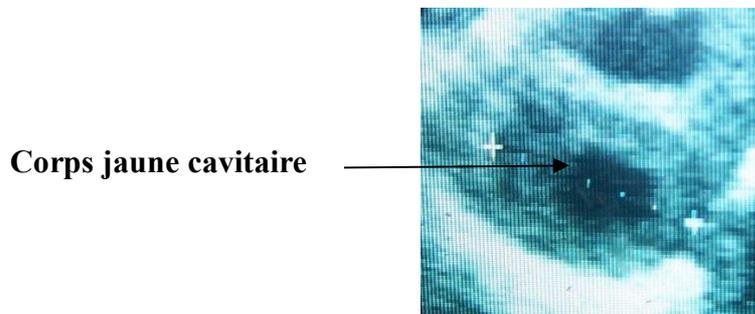


Figure N° 03: Corps jaune cavitaire (\varnothing : 25 mm)

- Mesure du diamètre

Les mesures ont été réalisées en traçant la droite passant par le centre de la structure et en mesurant par la fonction « Dist » de l'échographe, la distance séparant les deux faces externes de la paroi les plus éloignées.

- Les enregistrements

Les images ont été enregistrées dans une carte mémoire de type « Microcell 2 MG » connectée à un appareil photo numérique « KODAK Easy Share Dx6490 », Les fichiers ont été ensuite transférés sur ordinateur.

- L'injection de la prostaglandine F2 α :

Les 40 vaches ont été réparties sur 04 lots, selon le protocole expérimental tracé au préalable et déjà cité auparavant (lots 01, 02, 03 et 04).

- Suivi échographique:

Le moment d'injection du Cloprosténol pour chaque vache est précisé, car c'est à partir de ce moment (T0) que nous avons effectué des examens échographiques à des moments variables, selon le moment de l'injection: T1 = 24 heures; T2 = 48 h; T3 = 72 h; T4 = 96 h; T5 = 120 h et T6 = 144 h). A ces différents temps, nous avons mesuré le degré de régression du corps jaune ainsi que le degré de la croissance folliculaire (jusqu'à l'ovulation du follicule dominant, qui est définie par la disparition de la structure anéchogène ou bien par une diminution considérable dans la taille de cette structure anéchogène). Ainsi, les mesures des diamètres de corps jaunes en pleine lutéolyse, et le diamètre des follicules en pleine croissance et jusqu'à ce qu'ils deviennent dominants, ont été enregistrées à partir de T0 et Jusqu'à T6.

Les résultats ont été traités par l'analyse de la variance ANOVA et le test « HSD », à l'aide d'un programme informatisé appelé « STATISTICA ».

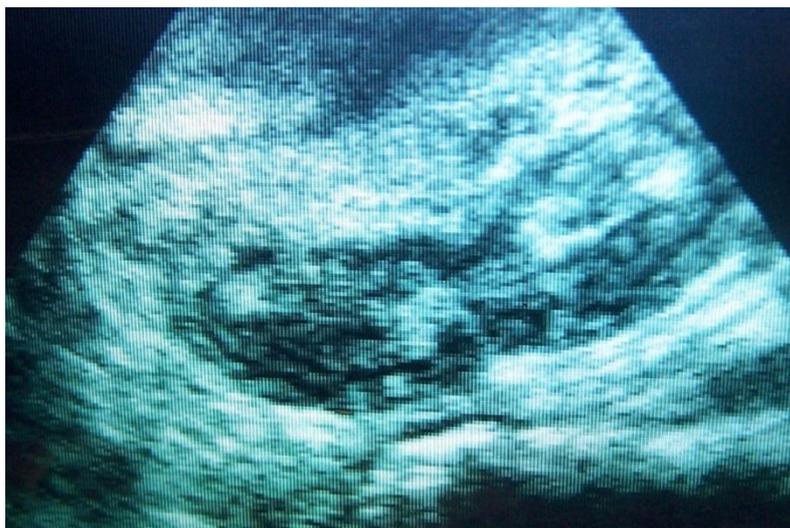


Figure N° 04 : Coupe transversale des cornes utérines en interoestrus.

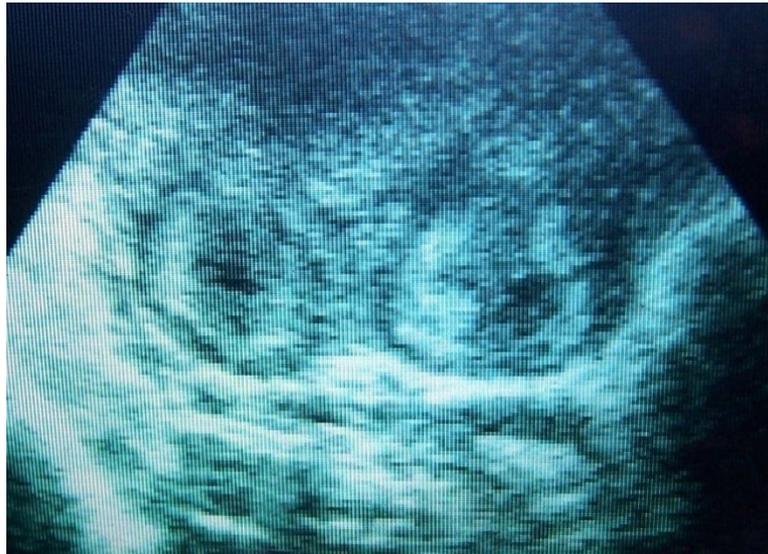


Figure N° 05 : Coupe transversale des cornes utérine en oestrus.

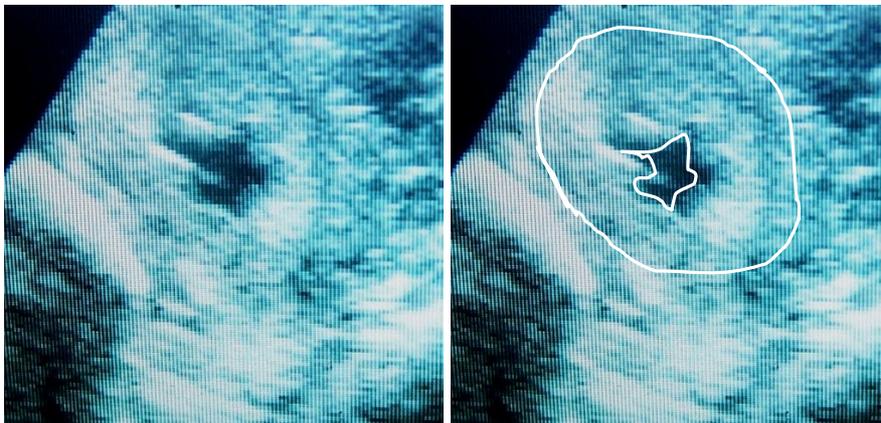


Figure N° 06 : Coupe transversale d'une corne en oestrus.

RESULTATS

RESULTATS

Le but principal de cette étude a été de faire un suivi échographique de la lutéolyse des corps jaunes murs, ainsi que le suivi de la croissance des follicules dominants, suite à un traitement par injection d'une prostaglandine de synthèse qui est le Cloprosténol (EstrumateND), avec deux voies d'administration (la voie intramusculaire, et la voie intraveineuse), et deux doses différentes (2ml dose recommandée, et 3 ml). Nous nous sommes aussi intéressés à l'intervalle de temps qui se situe entre le moment de l'injection du Cloprosténol et celui de l'apparition des chaleurs (signes comportementaux).

1. LOT N° 01 :

1.1 / Evolution du diamètre moyen des follicules dominants :

Tableau N° 02 : les diamètres moyens des follicules dominants à chaque observation dans le lot N° 01.

Lot N° 01 (2ml en IM)	T0	T24	T48	T72	T96	T120
Diamètre (mm)	13,7	15,2	16,6	17,66	18,33	18

Nos résultats rapportés dans ce tableau montrent que l'évolution du diamètre moyen des follicules dominants a été de 13,7 mm à T0, de 15,2 mm à T24, puis de 16,6 à T48, puis 17,66 mm à T72 et enfin 18,33 à T96. Cependant, à T120, nous avons constaté une légère régression du diamètre folliculaire, ce qui est le synonyme de la disparition des follicules dominants, et qui correspond plus précisément au moment de la déhiscence des follicules ou l'ovulation.

1.2 / Régression du diamètre moyen des corps jaunes lysés :

Tableau N° 03 : Diamètre moyen des corps jaunes lysés à chaque observation dans le lot N°01.

Lot 01 (2ml en IM)	T0	T24	T48	T72	T96	T120
Diamètre (mm)	26,5	23,8	21,4	17,77	16	14,6

Nous avons remarqué d'après les résultats de ce tableau que la régression du diamètre moyen des corps jaunes a été de 26,5 mm à T0, de 23,8 mm à T24, 21,4 mm à T48, 17,77 mm à T72, puis 16 mm à T96. À T120 le diamètre moyen des corps jaunes a été de seulement 14,6 mm.

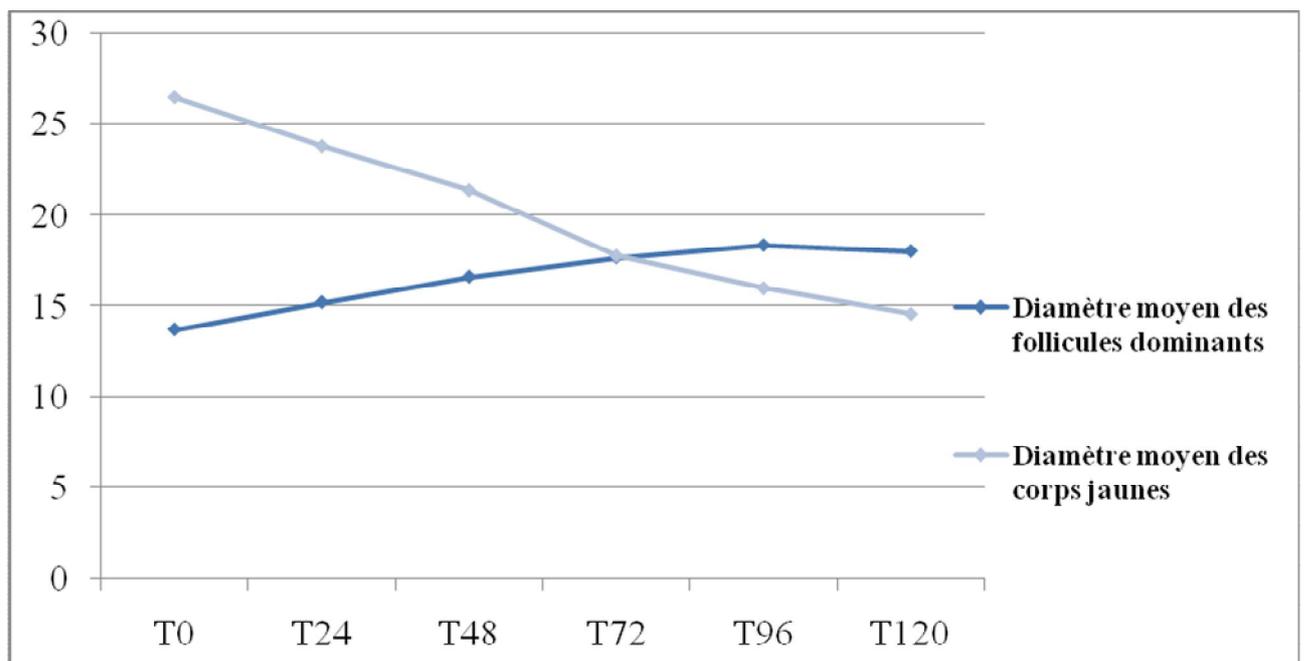


Figure N° 07: Courbes d'évolution du diamètre moyen des follicules dominants et la régression des corps jaunes dans le lot N° 01.

Dans la figure N°07, nous avons remarqué que la courbe du diamètre folliculaire augmente entre T0 et T96, puis elle diminue légèrement entre T96 et T120. Cette baisse est essentiellement due à la déhiscence des follicules dominants au moment de l'ovulation.

en ce qui concerne le diamètre des corps jaunes nous pouvons constater dans cette même courbe une nette régression du diamètre entre T0 et T120, qui est elle aussi synonyme de l'effet lutéolytique du Cloprosténol (PGF2 α de synthèse).

1.3 / Le diamètre moyen de régression des corps jaunes entre T0 et T24 (Reg 01) et entre T24 et T48 (Reg 02).

Tableau N°04: Diamètre moyen de régression des corps jaunes entre T0 et T24 (Reg 01) et entre T24 et T48 (Reg 02) dans le lot 01.

Lot N° 01 (2ml en IM)	Reg 01	Reg 02
Diamètre (mm)	2,7	2,6

Nous avons constaté d'après les résultats de ce tableau que le diamètre moyen des corps jaunes a régressé de 2,7 mm entre T0 et T24, et de 2,6 mm entre T24 et T48.

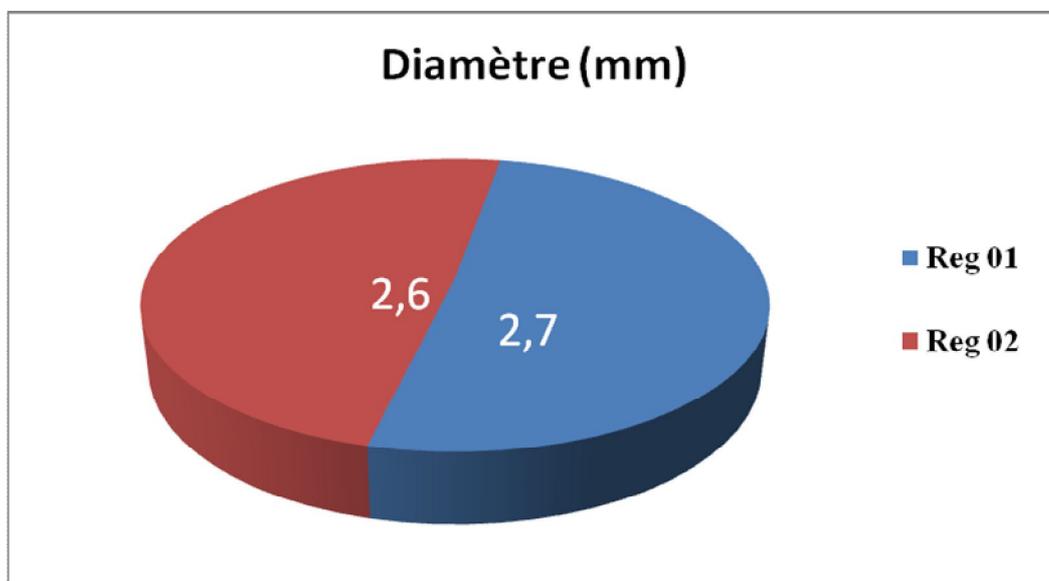


Figure N°08 : Diamètre moyen de régression des corps jaunes entre T0 et T24 (Reg 01) et entre T24 et T48 (Reg 02) dans le lot 01.

Dans la figure N°08, nous pouvons constater que le diamètre moyen de régression des corps jaunes (Reg 01) entre T0 et T24 est légèrement supérieur à la régression entre T24 et T48 (Reg 02).

1.4 / Taux d'ovulation, d'apparition des chaleurs et incidence des corps jaunes présents sur les ovaires.

Tableau N° 05 : Taux d'ovulation, et d'apparition des chaleurs et incidence de corps jaunes présents sur les ovaires dans le lot 01.

Lot N° 01 (2 ml en IM)	T0	T24	T48	T72	T96	T120	T 144	Total
Chaleurs %	0	0	30(3/10)	50(5/10)	10(1/10)	10(1/10)	0	100
Ovulations %	0	0	0	10(1/10)	30(3/10)	50(5/10)	10(1/10)	100
Corps jaunes %	100	100	100	90(9/10)	70(7/10)	50(5/10)		

Les résultats de ce tableau montrent que 30% des vaches sont vues en chaleurs à T48, 50% à T72, puis 10% à T96 et T120.

les ovulations ont débuté à T72 avec un taux de 10%, 30% à T96, 50% à T120 et 10% à T 144.

L'incidence de la présence des corps jaunes commence à diminuer à T72 avec un taux de 90%, puis 70% à T96, et atteint enfin 50% à T 120.

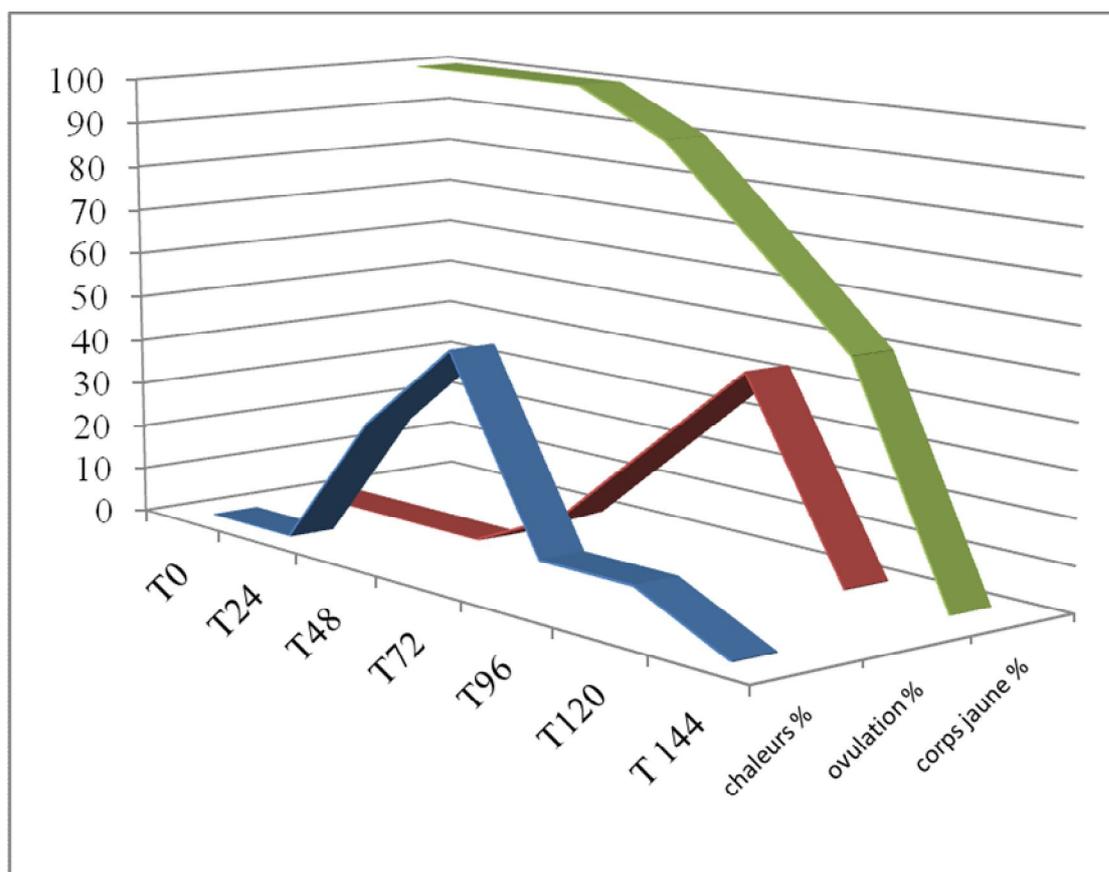


Figure N° 09 : Taux d'apparition des chaleurs, des ovulations et de la présence des corps jaunes dans le lot N°01.

Dans la figure N°09, nous pouvons constater que l'incidence de la présence des corps jaunes commence à diminuer à T72 avec un taux de 90%. Cependant, il existe des vaches qui ont été vues en chaleurs à T48 (30%), et ceci peut s'expliquer par le fait que la lutéolyse physiologique des corps jaunes s'effectue généralement en 24 heures (le taux de progestérone sanguin est à son taux bas après 24 heures); 50% des vaches ont été aussi vues en chaleurs à T72, et 10% à T96 et à T120. Cette dispersion dans la venue des chaleurs est certainement inhérente au stade de la vague folliculaire au moment de l'injection du Cloprosténol. Les ovulations ont commencé à T72, avec un taux de 10% et elles s'étalent jusqu'à T144 avec un taux de 10%.

2. LOT N° 02 :

2.1/ Evolution du diamètre moyen des follicules dominants :

Tableau N° 06 : Diamètre moyen des follicules dominants à chaque temps d'observation dans le lot N°02.

lot 02 (2 ml en IV)	T0	T24	T48	T72	T96
Diamètre (mm)	15,4	16,7	18,3	20,2	21

Nous avons constaté pour ce deuxième lot, une évolution progressive du diamètre moyen des follicules dominants de 15,4 mm à T0, 16,7 mm à T24, 18,3 mm à T48, 20,2 mm à T72, et enfin 21 mm à T96.

2.2 / Régression du diamètre moyen des corps jaunes lysés :

Tableau N° 07 : Diamètre moyen de lutéolyse des corps jaunes, en fonction des différents temps d'observations, dans le lot N° 02.

Lot 02 (2 ml en IV)	T0	T24	T48	T72	T96	T120
Diamètre (mm)	29,2	22,5	19,6	15,25	20	19

Les résultats rapportés dans ce tableau montrent que la régression du diamètre moyen des corps jaunes a été de 29,2 mm à T0, de 22,5 mm à T24, de 19,6 mm à T48, de 15,25 mm à T72, puis elle augmente et atteint 20 mm à T96. À T120 le diamètre moyen des corps jaunes a été de 19 mm. Cette augmentation dans la régression du diamètre moyen des corps jaunes résulte de la disparition complète des corps jaunes de petite taille qui nous ne pouvons plus compter, et la lutéolyse incomplète de certains corps jaunes qui persistent encore.

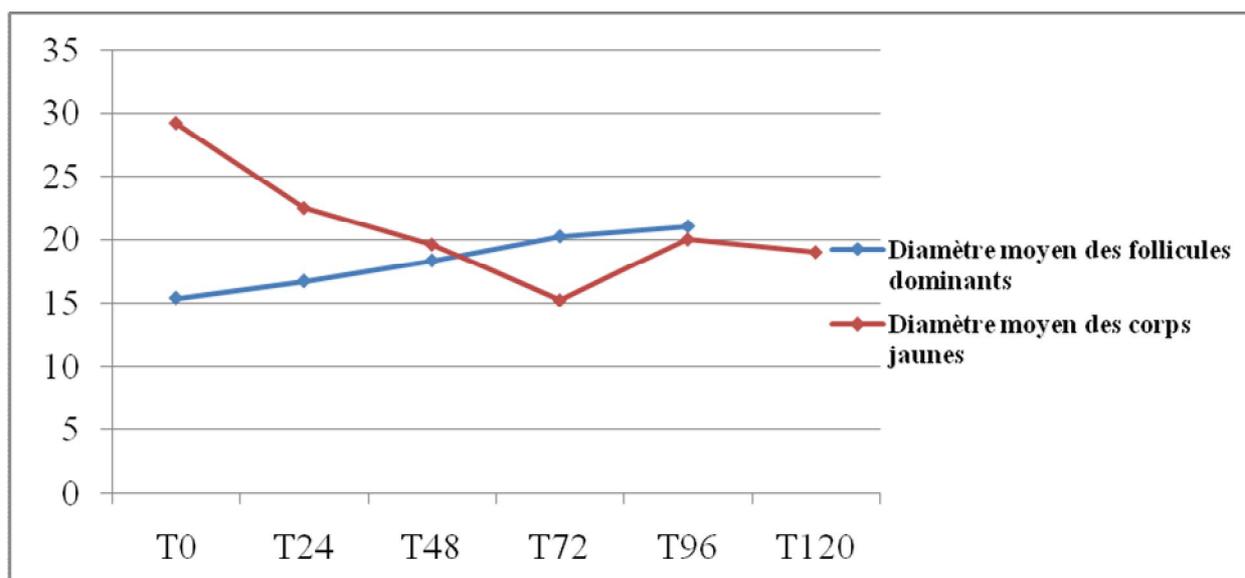


Figure N° 10 : Courbes d'évolution du diamètre moyen des follicules dominants et de la régression des corps jaunes pour le lot N° 02.

Dans la figure N°10, nous pouvons constater que la courbe du diamètre folliculaire augmente entre T0 et T96, et pour la courbe du diamètre des corps jaunes, nous avons remarqué une nette régression du diamètre entre T0 et T72, puis une légère augmentation à T96 avec 20 mm. Cependant, celle-ci diminue pour atteindre 19 mm à T120. Cette légère augmentation peut être expliquée par une lutéolyse incomplète de certains corps jaunes, ainsi que par la disparition des corps jaunes de petite taille, que nous ne pouvons plus compter.

2.3 / Le diamètre moyen de régression des corps jaunes entre T0 et T24 (Reg 01) et entre T24 et T48 (Reg 02).

Tableau N°08 : Diamètre moyen de régression des corps jaunes entre T0 et T24 (Reg 01) et entre T24 et T48 (Reg 02) dans le lot 02.

Lot N° 02 (2 ml en IM)	Reg 01	Reg 02
Diamètre (mm)	6,7	2,9

Les résultats de ce tableau montrent que le diamètre moyen des corps jaunes a régressé de 6,7 mm entre T0 et T24, et de 2,9 mm entre T24 et T48.

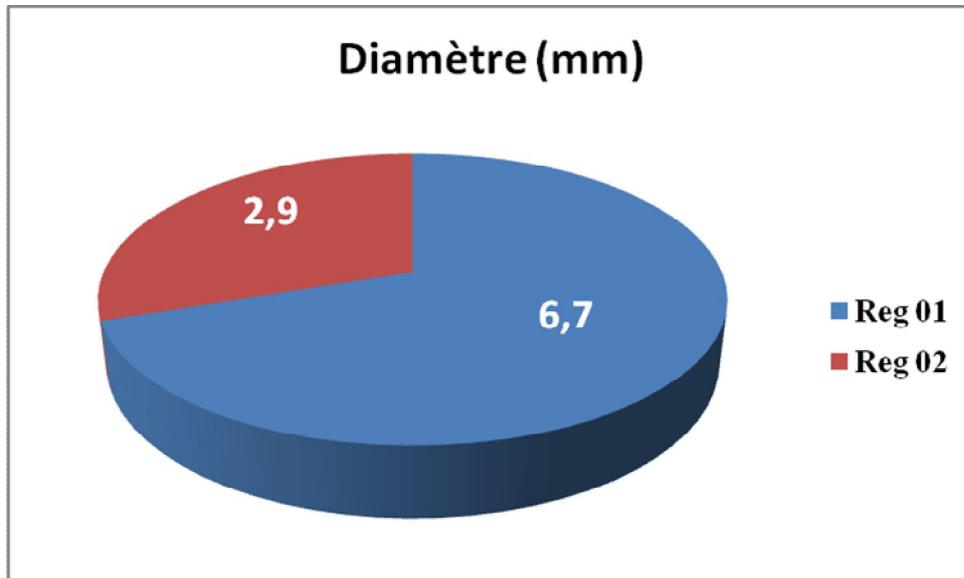


Figure N°11 : Diamètre moyen de régression des corps jaunes entre T0 et T24 (Reg 01) et entre T24 et T48 (Reg 02) dans le lot 02.

Dans la figure N°11, nous pouvons constater que le diamètre moyen de régression des corps jaunes (Reg 01) entre T0 et T24 est supérieur à celle enregistrée entre T24 et T48 (Reg 02).

2. 4/ Taux d'ovulation, et d'apparition des chaleurs et incidence de corps jaunes présents sur les ovaires.

Tableau N° 09 : Taux d'ovulation, et d'apparition des chaleurs et incidence de corps jaunes présents sur les ovaires.

Lot 02 (2 ml en IV)	T0	T24	T48	T72	T96	T120	Total
Chaleurs %	0	0	10(1/10)	70(7/10)	0	0	80
Ovulations %	0	0	0	30(3/10)	60(6/10)	10(1/10)	100
Corps jaunes %	100	100	100	80(8/10)	20(2/10)	10(1/10)	

Les résultats de ce tableau montrent que 10 % des vaches ont été vues en chaleurs à T48, et 70% à T72, avec un total de seulement 80%.

En ce qui concerne les ovulations, celles-ci ont débuté à T72 avec un taux de 30%, 60% à T96, puis 10% à T120.

L'incidence des corps jaunes quant à elle, a commencé à diminuer à T72 avec un taux de 80%, et 20% à T96; elle a atteint 10% à T 120.

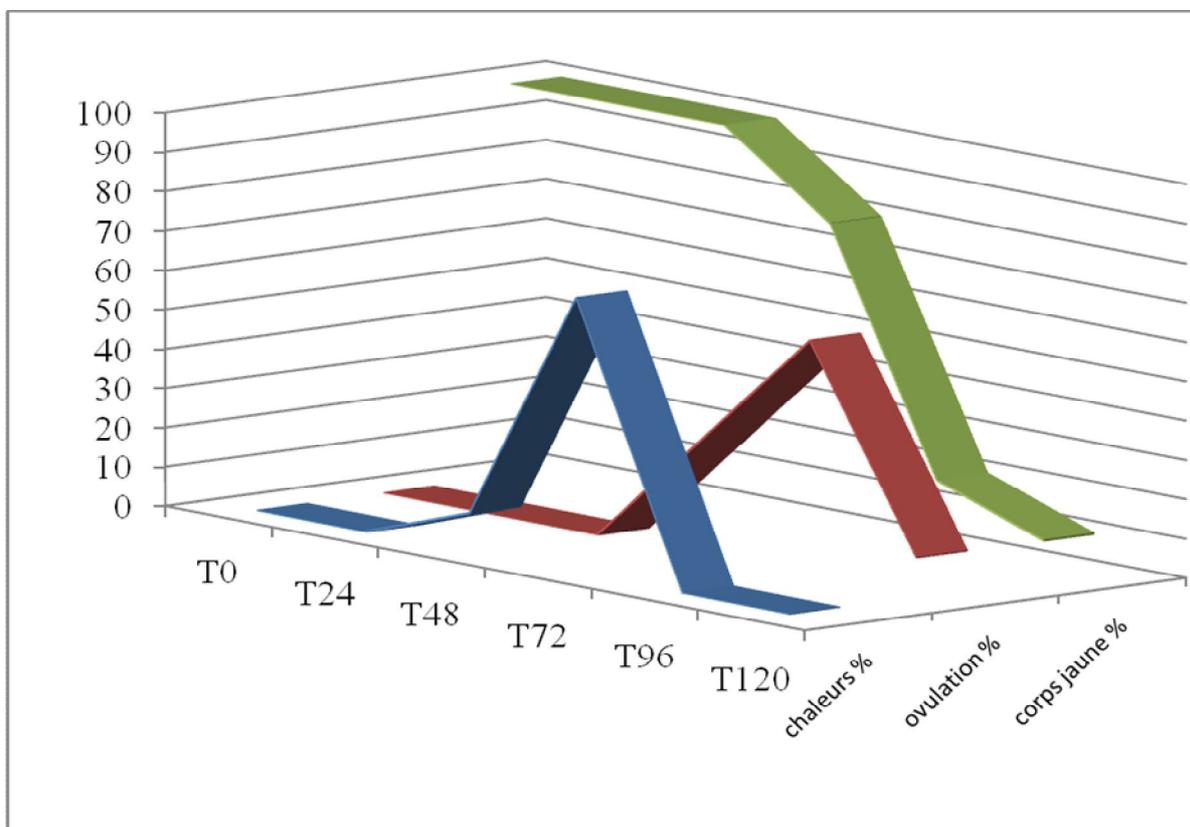


Figure N° 12 : Taux d'apparition des chaleurs, des ovulations et de présence des corps jaunes dans le lot N°02.

Dans la figure N°12, nous pouvons constater que l'incidence de la présence des corps jaunes commence à diminuer à T72 avec un taux de 80%. Cependant, certaines vaches ont encore été vues en chaleurs à T48 (10%), à T72 (70%). Il est à signaler que 20% des vaches ont présenté des chaleurs silencieuses. Les ovulations ont commencé à T72 avec un taux de 30 %, 60% à T96 et 10% à T 120.

3. LOT N° 03 :

3.1/ Evolution du diamètre moyen des follicules dominants :

Tableau N° 10: Diamètres moyens des follicules dominants à chaque temps d'observation dans le lot N° 03.

Lot N° 03 (3 ml en IM)	T0	T24	T48	T72
Diamètre (mm)	15	16,8	18,8	19,55

Il en ressort des résultats de ce tableau que l'évolution du diamètre moyen des follicules dominants a été de 15 mm à T0, de 16,8 mm à T24, de 18,8 mm à T48, et a atteint 19,55 mm à T72, donc une nette progression entre la première observation et la dernière.

3.2/ Régression du diamètre moyen des corps jaunes lutéolysés :

Tableau N° 11 : Diamètres moyens des corps jaunes lutéolysés à chaque temps d'observation dans le lot N° 03.

Lot N° 03 (3 ml en IM)	T0	T24	T48	T72	T96
Diamètre (mm)	28,5	24,4	20,4	17,88	18

Nous pouvons remarquer d'après les résultats de ce tableau que la régression du diamètre moyen des corps jaunes a été de 28,5 mm à T0, de 24,4 mm à T24, de 20,4 mm à T48, et a atteint 17,88 mm à T72, puis a légèrement augmenté pour atteindre 18 mm à T96.

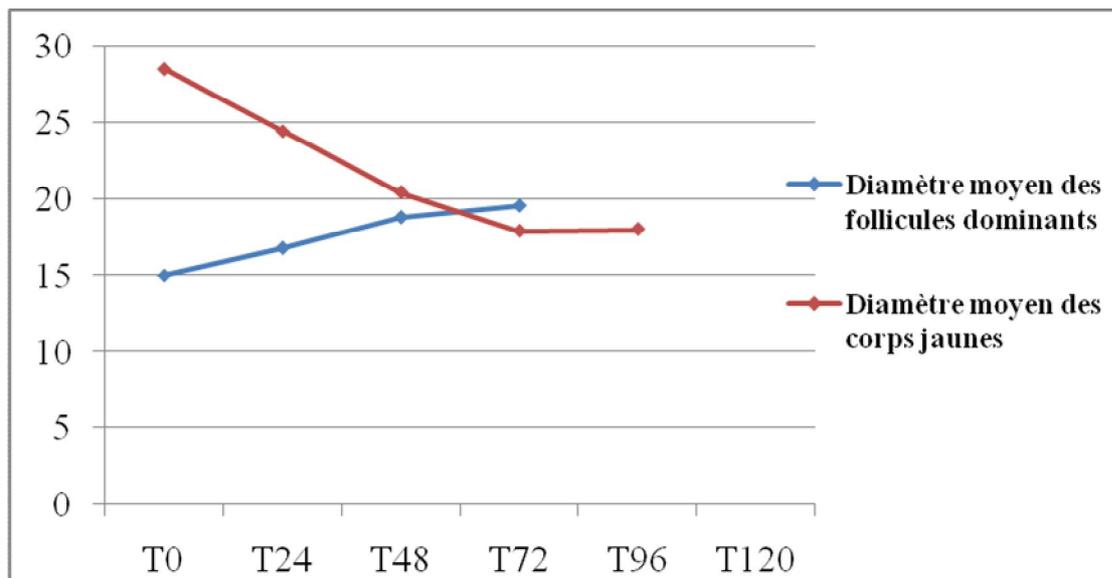


Figure N° 13 : Courbes d'évolution du diamètre moyen des follicules dominants et de la régression des corps jaunes pour le lot N° 03.

Il en ressort de la figure N°13, que la courbe du diamètre folliculaire augmente entre T0 et T72; en ce qui concerne la courbe du diamètre des corps jaunes, nous pouvons aussi constater une certaine régression du diamètre entre T0 et T72, mais celle-ci augmente légèrement à T96 avec 18 mm.

3.3/ Le diamètre moyen de régression des corps jaunes entre T0 et T24 (Reg 01) et entre T24 et T48 (Reg 02).

Tableau N°12 : Diamètre moyen de régression des corps jaunes entre T0 et T24 (Reg 01) et Entre T24 et T48 (Reg 02) dans le lot 03.

Lot N° 03 (3 ml en IM)	Reg 01	Reg 02
Diamètre (mm)	4,1	4,0

Dans ce tableau, nous pouvons relever que le diamètre moyen des corps jaunes a régressé de 4,1 mm entre T0 et T24, et de 4,0 mm entre T24 et T48.

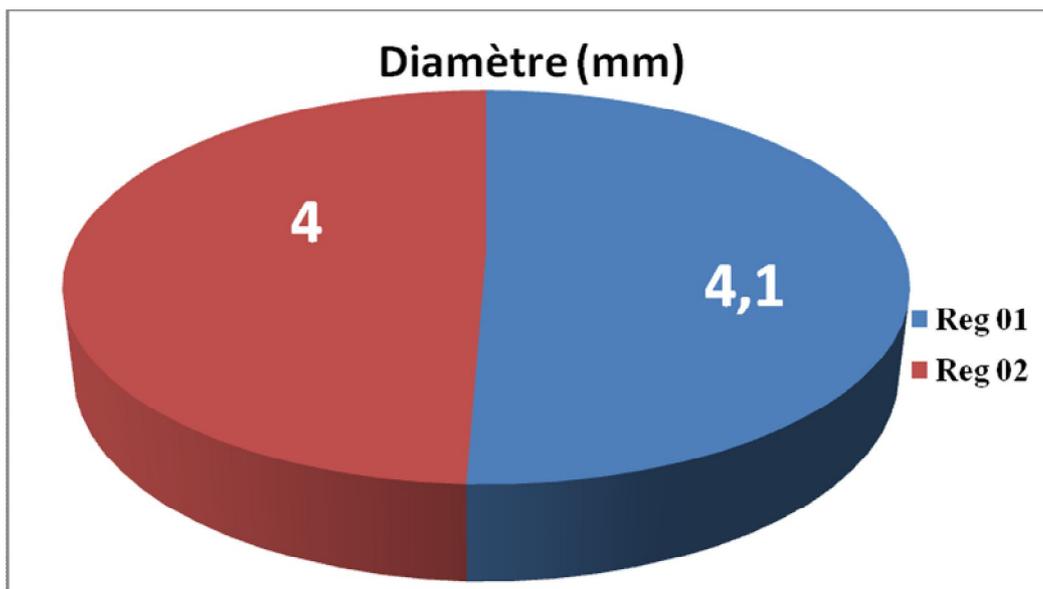


Figure N°14 : Diamètre moyen de régression des corps jaunes entre T0 et T24 (Reg 01) et entre T24 et T48 (Reg 02) dans le lot N° 03.

Dans la figure N°14, nous pouvons constater que le diamètre moyen de régression des corps jaunes (Reg 01) entre T0 et T24 est légèrement supérieur à celui relevé entre T24 et T48 (Reg 02).

3.4/ Taux d'ovulation, d'apparition des chaleurs et de l'incidence de corps jaunes présents sur les ovaires.

Tableau N° 13 : Taux d'ovulation, et d'apparition des chaleurs et incidence de corps jaunes présents sur les ovaires dans le lot 03.

Lot N° 01(2 ml en IM)	T0	T24	T48	T72	T96	Total
Chaleurs %	0	10(1 /10)	30(3/10)	60(6/10)	0	100
Ovulations %	0	0	0	10(1/10)	90(9/10)	100
Corps jaunes %	100	100	100	90(9/10)	20(2/10)	

Les résultats de ce tableau montrent que 10 % des vaches ont été vues en chaleurs à T24, 30 % à T48 et 60% à T72 avec un total de 80%.

Les ovulations ont débuté à T72 avec un taux de 10%, 90% à T96. L'incidence des corps jaunes a commencé à diminuer à T72 avec un taux de 90%, et 20% à T96.

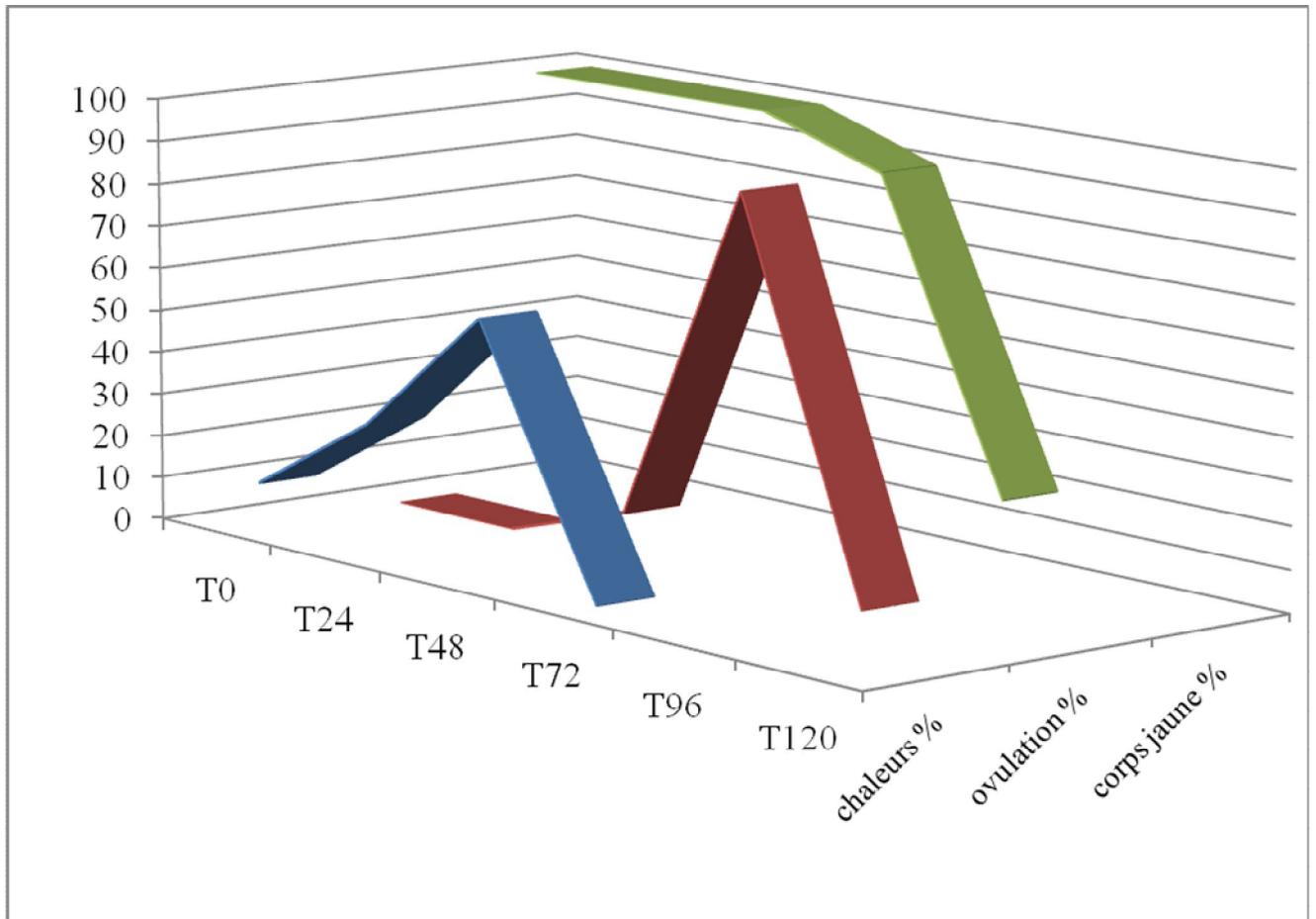


Figure N° 15 : Taux d'apparition des chaleurs, des ovulations et de présence des corps jaunes dans le lot N°03.

Dans la figure N°15, nous avons constaté que l'incidence de la présence des corps jaunes commence à diminuer à T72 avec un taux de 90%; cependant, certaines vaches ont été vues en chaleurs à T24 (10%), à T48 (30%), et à T72 (60%). Les ovulations ont commencé à T72 avec un taux de 10 % et 90% à T96.

4. LOT N° 04 :

4.1/ Evolution du diamètre moyen des follicules dominants :

Tableau N° 14 : Diamètres moyens des follicules dominants à chaque temps d'observation dans le lot N° 04.

Lot N° 04 (3 ml en IV)	T0	T24	T48	T72	T96
Diamètre (mm)	12,4	13,8	16,6	15,83	19

Les résultats de ce tableau montrent que l'évolution du diamètre moyen des follicules dominants a été de 12,4 mm à T0, de 13,8 mm à T24, de 16,6 à T48, et a diminué à 15,83 mm à T72, puis a atteint les 19 mm à T96.

4.2/ Régression du diamètre moyen des corps jaunes lutéolysés :

Tableau N° 15 : Diamètres moyens des corps jaunes lutéolysés à chaque temps d'observation dans le lot N° 04.

Lot N° 04 (3 ml en IV)	T0	T24	T48	T72	T96
Diamètre (mm)	28,8	21,7	18	13,5	11

Nous pouvons observer à travers les résultats de ce tableau que la régression du diamètre moyen des corps jaunes a été de 28,8 mm à T0, de 21,7 mm à T24, de 18 mm à T48, et a atteint 13,5 mm à T72, puis a diminué à 11 mm à T96.

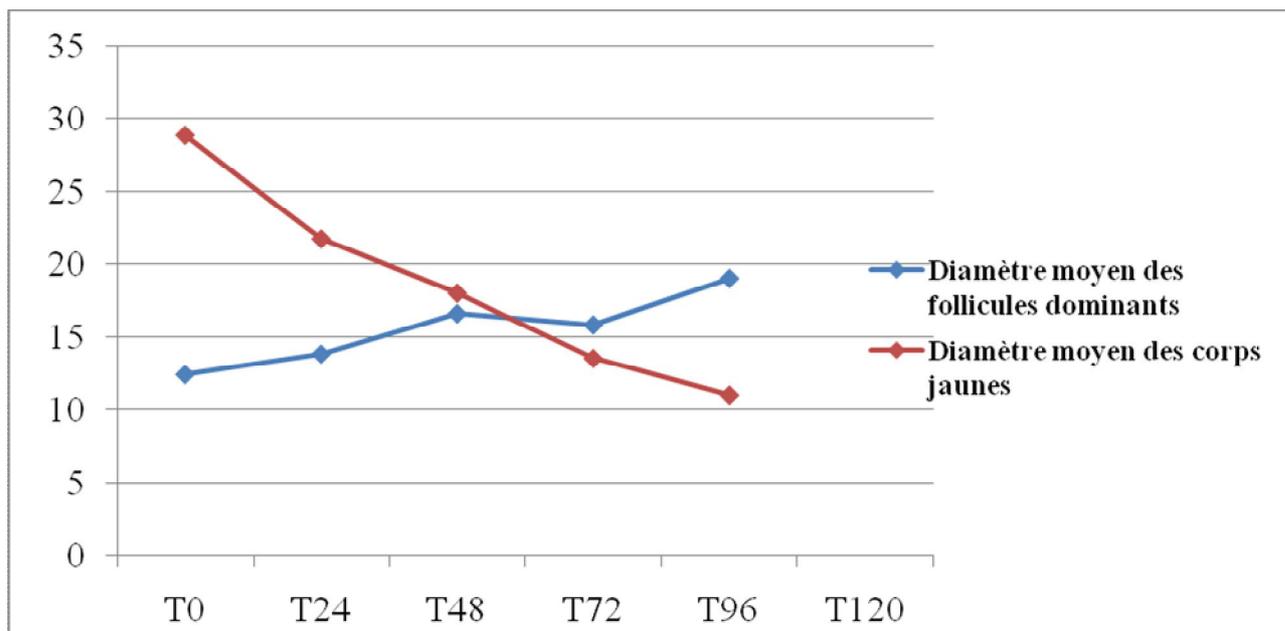


Figure N° 16 : Courbes d'évolution du diamètre moyen des follicules dominants et de la régression des corps jaunes pour le lot N° 04.

Dans la figure N°16, nous pouvons remarquer que la courbe du diamètre folliculaire augmente entre T0 et T48, puis diminue légèrement à T72, puis de nouveau elle augmente à T96.

En ce qui concerne la courbe de diamètre des corps jaunes, nous avons constaté une nette régression du diamètre entre T0 et T96.

4.3/ Le diamètre moyen de régression des corps jaunes entre T0 et T24 (Reg 01) et entre T24 et T48 (Reg 02).

Tableau N°16 le diamètre moyen régressé des corps jaunes entre T0 et T24 (Reg 01) et

Entre T24 et T48 (Reg 02) dans le lot 04.

Lot N° 04 (3 ml en IV)	Reg 01	Reg 02
Diamètre (mm)	7,3	3,7

Les résultats de ce tableau font ressortir une régression du diamètre moyen des corps jaunes de 7,3 mm entre T0 et T24, et de 3,7 mm entre T24 et T48.

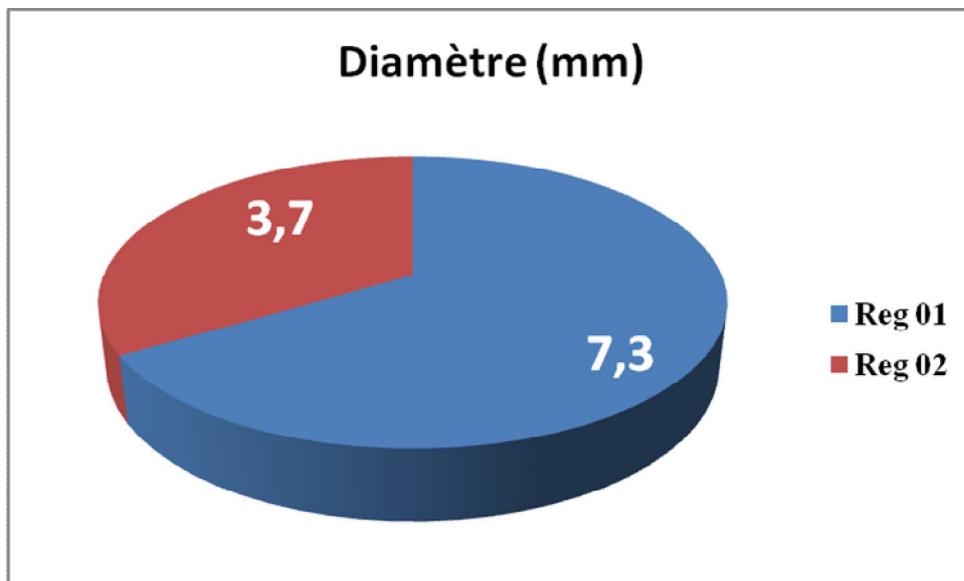


Figure N°17 : Diamètre moyen de régression des corps jaunes entre T0 et T24 (Reg 01) et entre T24 et T48 (Reg 02) dans le lot N° 04.

Nous pouvons constater dans la figure N°17, que le diamètre moyen de régression des corps jaunes (Reg 01) entre T0 et T24 est supérieur à celui enregistré entre T24 et T48 (Reg 02).

4.4/ Taux d'ovulation, d'apparition des chaleurs et de l'incidence de corps jaunes présents sur les ovaires.

Tableau N° 17 : Taux d'ovulation, d'apparition des chaleurs et de l'incidence de corps jaunes présents sur les ovaires

Lot N° 04 (2 ml en IM)	T0	T24	T48	T72	T96	Total
Chaleurs %	0	0	10(1/10)	60(6/10)	10(1 /10)	80
Ovulations %	0	0	0	40(4/10)	40(4/10)	80
Corps jaunes %	100	100	100	40(4/10)	40(4/10)	

Les résultats de ce tableau montrent que 10 % des vaches sont vues en chaleurs à T48, 60 % à T72 et 10% à T96 avec un total de 80%.

les ovulations ont débuté à T72 (40%) et à T96 (40%).

l'incidence des corps jaunes a commencé à diminuer à T72 avec un taux de 40%, et 40% à T96.

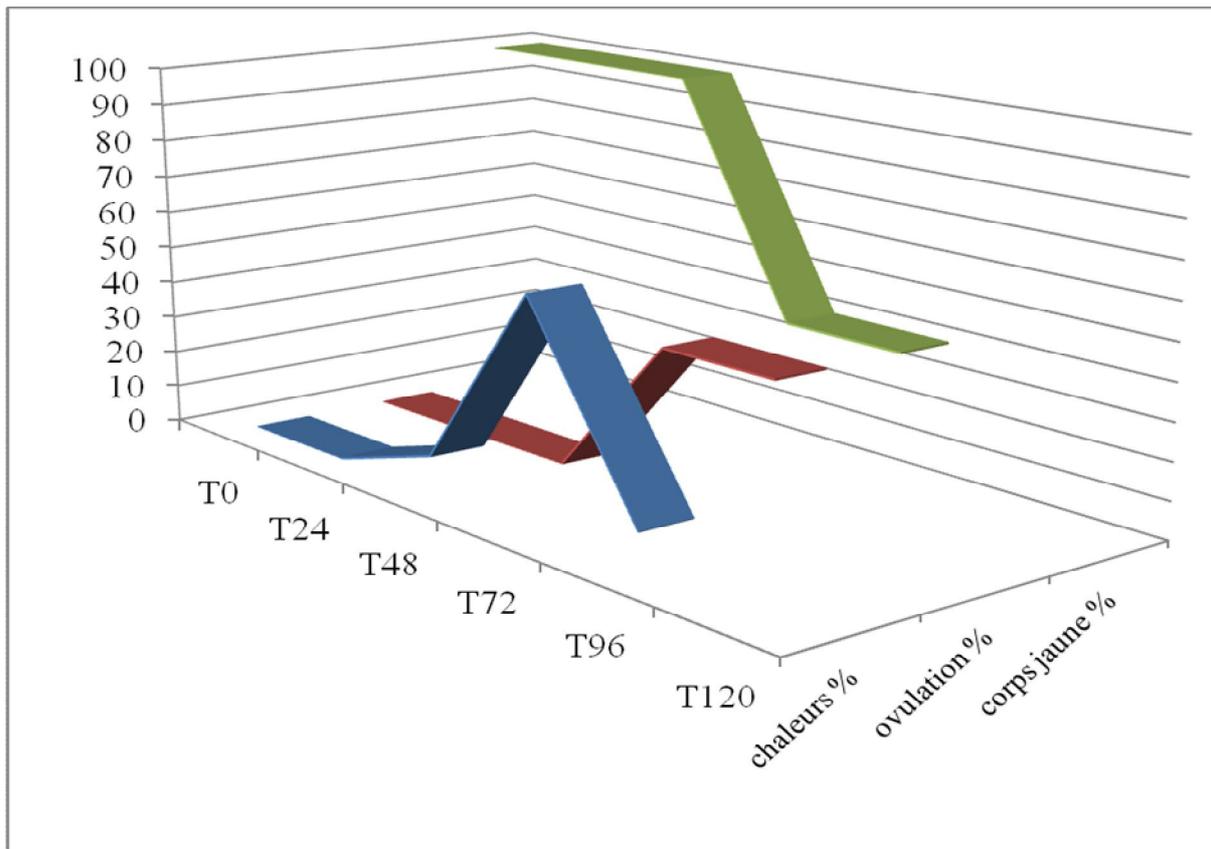


Figure N° 18 : Taux d'apparition des chaleurs, des ovulations et de présence des corps jaunes dans le lot N° 04.

Dans la figure N°18, il en ressort que l'incidence de la présence des corps jaunes commence à diminuer à T72 avec un taux de 40%. Cependant, certaines vaches ont été vues en chaleurs à T48 (10%), à T72 (60%) et à T96 (10%), avec un total de 80 %. 20% des vaches de ce lot ont présenté des chaleurs silencieuses. Les ovulations dans ce lot ont commencé à T72 avec un taux de 40 %, 40% à T96. Cependant, 20% des vaches n'ont pas ovulées dans ce lot

5./ RECAPITULATIF DES RESULTATS DES DIFFERENTS

TRAITEMENT :

5.1/ La régression du diamètre moyen des corps jaunes lutéolysés

Tableau N°18 : Diamètres moyens des corps jaunes lutéolysés à chaque temps d'observation dans les 04 lots.

TRT	T0	T24	T48	T72	T96	T120
Lot N° 01 (2 ml en IM)	26,5	23,8	21,4	17,77	16	14,6
Lot N° 02 (2 ml en IV)	29,2	22,5	19,6	15,25	20	19
Lot N° 03 (3 ml en IM)	28,5	24,4	20,4	17,88	18	
Lot N° 04 (3 ml en IV)	28,8	21,7	18	13,5	11	

5.2/ Le diamètre moyen de régression des corps jaunes entre T0 et T24 (Reg 01) et entre T24 et T48 (Reg 02)

Tableau N°19: Diamètre moyen de régression des corps jaunes entre T0 et T24 (Reg 01) et entre T24 et T48 (Reg 02) dans les 04 lots étudiés.

TRT	Reg 01	Reg 02
Lot 01(2mlen IM)	2,7	2,6
Lot 02(2mlen IV)	6,7	2,9
Lot 03(3mlen IM)	4,1	4,0
Lot 04(3mlen IV)	7,1	3,7

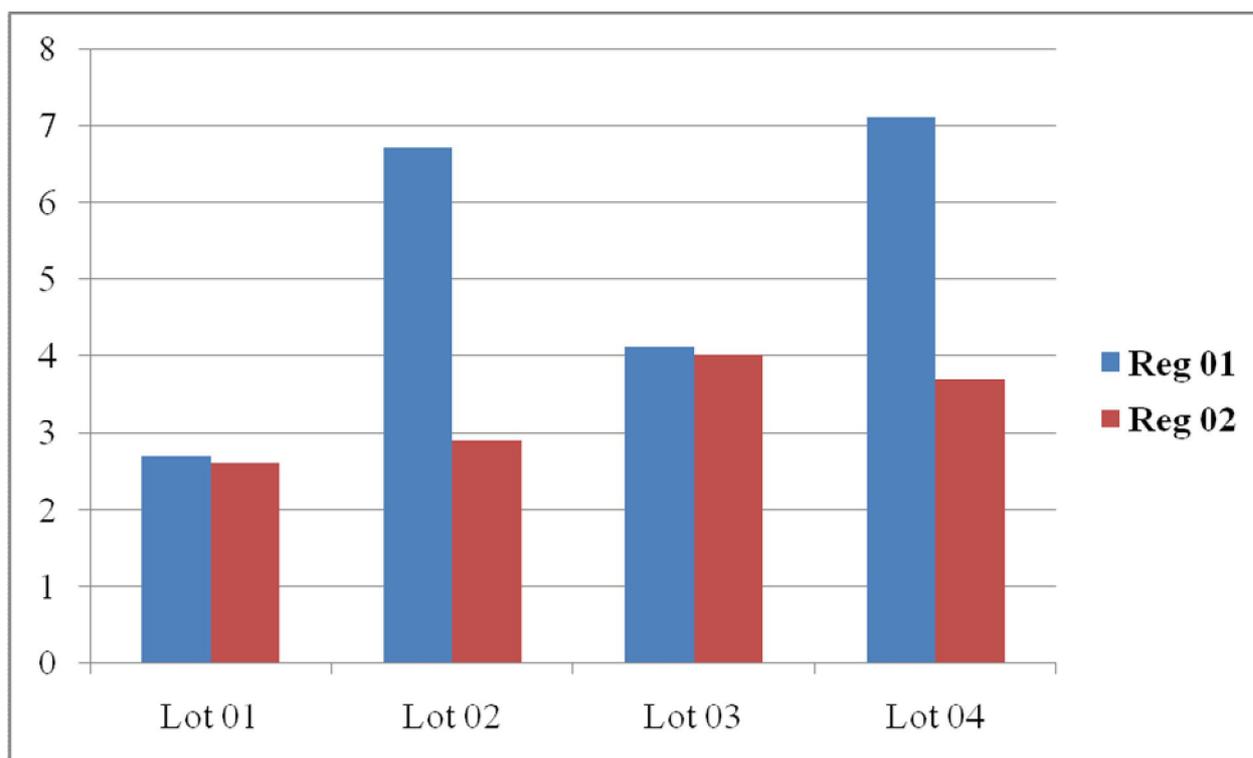


Figure N° 19 : Histogramme comparatif du diamètre moyen de régression des corps jaunes entre T0 et T24 (Reg 01) et entre T24 et T48 (Reg 02) dans les 04 lots étudiés.

A partir des résultats confinés dans le tableau N° 19 et l'histogramme N° 19, nous avons constaté que la régression (Reg 01) est supérieure à la régression (Reg 02) dans les 04 lots étudiés, ce qui veut dire que le diamètre de régression des corps jaunes lutéolysés durant les premières 24 heures est supérieur à celui des deuxièmes 24 heures ayant suivies l'injection du Cloprosténol, et ce, dans les 04 Lots.

La régression (Reg 01) et (Reg 02) dans le lot N° 03 (ayant reçu 3 ml d'Estrumate en intramusculaire) est supérieure à celle enregistrée dans le lot N° 01 (ayant reçu uniquement 2 ml d'Estrumate en intramusculaire). Nous pouvons donc conclure que le taux de régression du diamètre des corps jaunes lutéolysés dans le lot N° 03 (ayant reçu une plus forte dose de PGF2 α) est bien supérieur à celui obtenu avec une dose de 02 ml de PGF2 α dans le lot N° 01. L'effet de la dose est bien manifesté durant les premières 24 heures chez les vaches traitées à la PGF2 α , par rapport au deuxième 24 heures.

En ce qui concerne le taux de régression (Reg 01) et (Reg 02) obtenue dans le lot N° 04 (ayant reçu 3 ml d'Estrumate en intraveineuse), il est lui aussi bien supérieur à celui obtenue dans le lot N° 02 (ayant reçu seulement 2 ml d'Estrumate en Intraveineuse). Donc, le diamètre moyen de régression des corps jaunes lutéolysés dans le lot 04 est supérieur à celui enregistré dans le lot N° 02, et ceci durant les premières et les deuxièmes 24 heures.

La régression (Reg 01) et (Reg 02) dans le lot 02 (ayant reçu 2 ml d'Estrumate en intraveineuse) est bien supérieure à celle enregistrée dans le lot N° 01 (ayant reçu 2 ml d'Estrumate en Intramusculaire). nous pouvons conclure à partir de ces résultats, que l'effet voie d'injection de la $PGF2\alpha$, a son mot à dire dans le taux de régression des corps jaunes lutéolysés durant les premières et deuxièmes 24 heures.

Pour la régression (Reg 01) dans le lot N° 04 (ayant reçu 3ml d'Estrumate en intraveineuse), nous avons relevé que celle-ci est supérieure à celle du lot N° 03 (ayant reçu 3 ml d'Estrumate, mais par voie intramusculaire). Nous pouvons donc conclure que le diamètre moyen de régression des corps jaunes lutéolysés dans le lot N° 04 est supérieur que celui enregistré dans le lot N0 03, et ceci durant les premières 24 heures. Cependant, La régression (Reg 02) dans le lot 03 a été supérieure à celle obtenue dans le lot N° 04. Ces résultats nous montrent que la lutéolyse est plus rapide durant les premières 24 heures, quand la $PGF2\alpha$ est injectée par voie intraveineuse, et ceci est vrai, que ce soit avec 2 ou 3 ml de cette hormone.

Pour déterminer l'effet traitement sur le diamètre moyen de régression des corps jaunes entre T0 et T24 (Reg 01) et entre T24 et T48 (Reg 02) dans les 04 lots, une analyse statistique par l'ANOVA à un facteur à été réalisée.

- **L'effet du traitement sur le diamètre moyen de régression des corps jaunes entre T0 et T24 (Reg 01) est le suivant:**

Tableau N° 20: résultats de l'analyse de la variance à un facteur : Effets significatifs marqués à $p < 0,05$

variable	Effet SC	Effet dl	Effet MC	Erreur SC	Erreur dl	Erreur MC	F	P
N VAR2	133,1000	3	44,36667	114,0000	36	3,166667	14,01053	0,000003

Il en ressort de cette analyse que $P = 0,000003 < 0,05$, ce qui prouve qu'il existe donc un effet traitement très hautement significatif entre les différentes régressions du diamètre moyen des corps jaunes lutéolysés entre T0 et T 24 (les premières 24 heures de la lutéolyse).

Pour déterminer l'effet de la dose (2 et 3 ml) et celui de la voie d'administration (la voie intramusculaire et la voie intraveineuse) nous avons utilisé le test HSD.

Tableau N° 21: Résultats de l'analyse statistique par le test HSD (les différences significatives sont en gras).

TRT	Lot 01	Lot 02	Lot 03	Lot 04
	M =2,7000	M =6,7000	M =4,1000	M =7,1000
Lot 01		0,000230	0,309326	0,000176
Lot 02	0,000230		0,012323	0,958004
Lot 03	0,309326	0,012323		0,003262
Lot 04	0,000176	0,958004	0,003262	

Nous pouvons constater d'après les résultats de l'analyse statistique qu'il y'a une réelle différence significative entre le lot N° 01 (ayant reçu 2 ml d'Estrumate en intramusculaire), le lot N° 02 (ayant reçu 2 ml d'Estrumate en intraveineuse), le lot N° 03 (ayant reçu 3 ml d'Estrumate en intramusculaire) et le lot N° 04 (ayant reçu 3ml d'Estrumate en intraveineuse).

Donc, nous remarquons bien qu'il y'a un effet significatif de la voie intraveineuse sur la lutéolyse des corps jaunes durant les premières 24 heures. Cependant, nous remarquons aussi, qu'il n'y a pas une réelle différence significative entre les lots N° 01(ayant reçu 2 ml d'Estrumate En intramusculaire), le lot N° 03 (ayant reçu 3 ml d'Estrumate en intramusculaire), le lot N° 02 (ayant reçu 2 ml d'Estrumate en intraveineuse) et le lot N° 04 (ayant reçu 3ml d'Estrumate En intraveineuse). Donc, il n'y a pas un effet réellement significatif de l'augmentation de la Dose (3ml) sur la lutéolyse des corps jaunes durant les premières 24 heures qui suivent L'injection du Cloprostérol. A notre avis, cette différence aurait pu être manifestement plus Significative, si la taille de notre échantillon était plus importante, et aussi si la dose utilisée Aurait été plus importante (4 à 5 ml de Cloprostérol au lieu de 3 ml seulement). Nous devons Juste mentionner la raison pour laquelle nous nous sommes limités à la dose de 3 ml de Cloprostérol; en fait, pendant toute la période de réalisation de ce travail, le marché Algérien avait connu une grave pénurie en cette hormone et même pour d'autres hormones aussi, et nous étions dans l'incapacité de finir a bien même ce travail.

- **L'effet du traitement sur le diamètre moyen de régression des corps jaunes entre T24 et T48 (Reg 01) sont les suivants:**

Tableau N° 22 : Résultats de l'analyse de la variance à un facteur : Effets significatifs marqués à $p < 0,05$.

Variable	Effet SC	Effet dl	Effet MC	Erreur SC	Erreur dl	Erreur MC	F	P
N VAR3	13,00000	3	4,333333	69,40000	36	1,927778	2,247839	0,099415

Selon cette analyse, $P = 0,099415 > 0,05$ et donc, nous pouvons conclure qu'il n'y a pas un effet traitement significatif entre les différentes régressions du diamètre moyen des corps jaunes lutéolysés entre T24 et T 48 (la deuxième 24 heures qui suit l'injection du Cloprostérol).

5.3/ Temps d'apparition des chaleurs dans les différents lots:

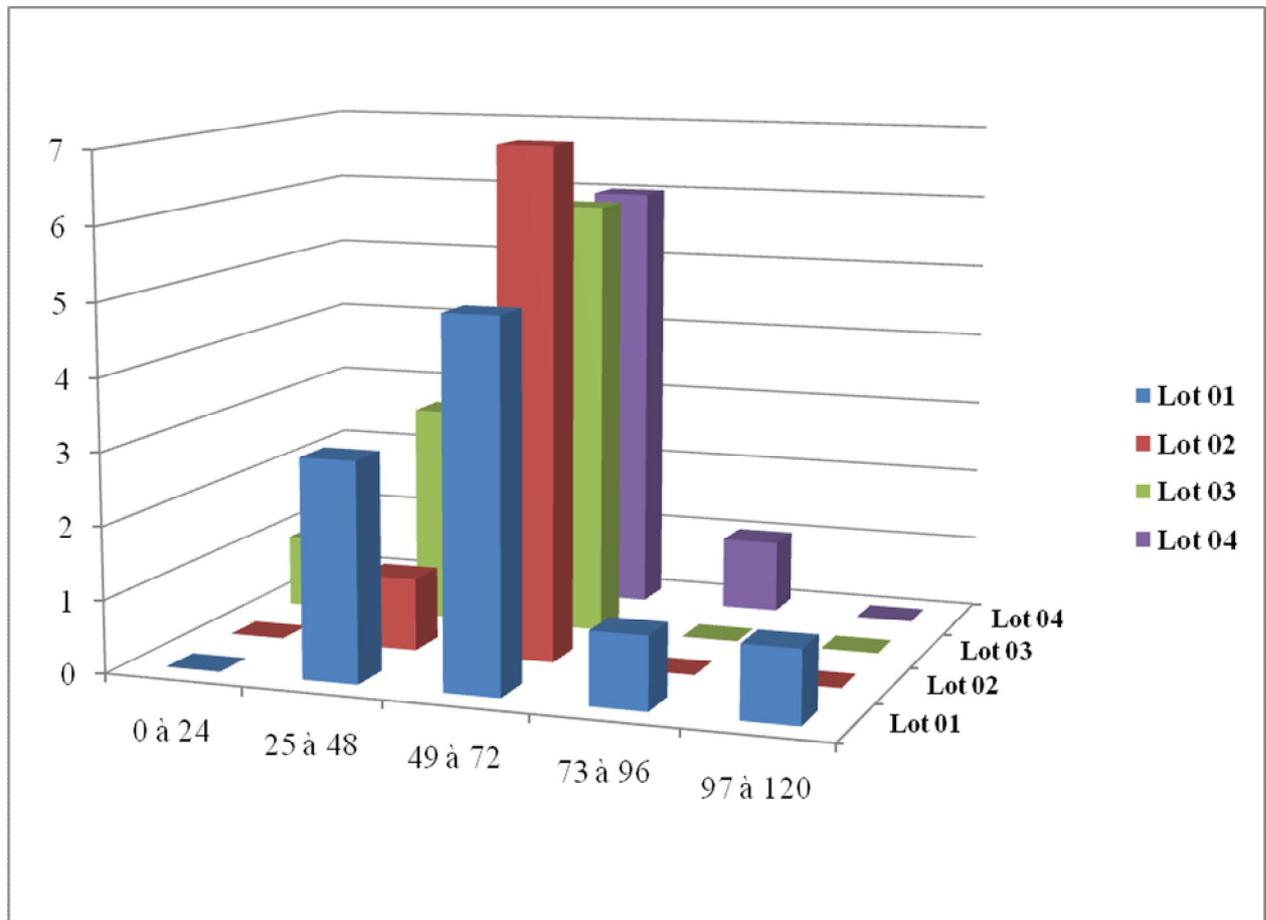


Figure N° 20: Temps d'apparition des chaleurs dans les 04 lots étudiés.

D'après les résultats de la figure N° 20 nous pouvons remarquer qu'il existe bel et bien une dispersion dans la venue en chaleurs après une seule injection de prostaglandine F2 α , et qui s'étale entre 24 et 120 heures. Cependant, les chaleurs se sont regroupées dans les quatre lots étudiés, entre 48 et 72 heures.

Pour étudier l'effet traitement sur le moment d'apparition des chaleurs dans les 04 lots, une analyse statistique par l'ANOVA à un facteur a été réalisée.

- L'effet traitement sur le moment d'apparition des chaleurs dans les 04 lots est le suivant:

Tableau N° 23: Résultats de l'analyse de la variance à un facteur : Effets significatifs marqués à $p < 0,05$.

variable	Effet SC	Effet dl	Effet MC	Erreur SC	Erreur dl	Erreur MC	F	P
N VAR2	35,75000	20	1,787500	13,25000	15	0,883333	2,023585	0,084034

De cette analyse, il en ressort que $P = 0,084034 > 0,05$, donc nous pouvons conclure qu'il n'y a pas un réel effet traitement significatif sur le moment d'apparition des chaleurs, et ce, dans les 04 lots étudiés.

DISCUSSION

DISCUSSION

Le taux des chaleurs observées :

Le taux d'apparition des chaleurs observés dans cette étude suite à une injection unique d'un analogue de la prostaglandine F2 α dans les 04 lots de vaches étudiés a été de 90%.

D'autres auteurs ont obtenu des taux plus inférieurs aux nôtres, comme MIALLOT et al. (1999), qui n'avait obtenu à ce moment que 43,4 à 68% des vaches ayant manifesté des chaleurs après une seule injection de PGF2 α . Dans une autre étude réalisée par Hanzen (1996), ce dernier avait rapporté un taux de 65% des vaches en chaleurs après une injection unique de PGF2 α .

Ce taux élevé des chaleurs observées dans cette étude n'en est que le reflet de l'utilisation de l'outil échographique dans le diagnostic des corps jaunes murs (corps jaunes qui dépasse les 20 mm). 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 (MAILLARD et al. 2003a). Donc nous avons agi sur des corps jaunes en phase lutéale. Le diagnostic des corps jaunes par échographie constitue donc un outil très intéressant, puisque les valeurs prédictives de présence ou d'absence d'un corps jaune sont de : 87% et 92%, selon HANZEN et al, 2000. Cependant, la fréquence d'apparition des chaleurs rapportées dans les études citées ci-dessus, correspondent aux nombre des animaux qui sont en phase lutéale au moment de l'injection de la prostaglandine F2 α , dans un lot d'animaux cyclé.

L'injection unique de la prostaglandine F2 α , se traduit par un délai variable d'apparition des chaleurs, donc par une dispersion plus au moins grande des oestrus induits. Dans l'actuelle étude, celle-ci s'est étalée entre 24 et 120 heures. Cependant, nous avons constaté un regroupement des chaleurs entre 48 et 72 dans les 4 lots (50% pour le lot N° 01; 70% pour le lot N° 02; 60% pour le lot N° 03 et 60% pour le lot N° 04). Ces résultats se rapprochent de

ceux rapportés par WAHOME et al. (1985); ce dernier avait rapporté 50% des animaux ayant présentés des manifestations de chaleurs, suite à une injection unique de prostaglandine F2 α . c'est donc pendant cette période que l'éleveur doit être particulièrement vigilant en ce qui concerne la détection des chaleurs. Pour Maillot et al. (1999) l'intervalle entre une injection de prostaglandine F2 α et la venue en chaleurs chez les vaches laitières est plus élevée. Sur 83 vaches, 03 seulement sont venus en chaleurs à J+2 après l'injection, 9 à J+3, 10 à J+4, 8 à J+5, et 6 de J+6 à J+10.

Le taux d'ovulation :

D'après les résultats de cette étude, 95% des vaches ont ovulés dans les 04 lots; les 5% restants, représentent des cycles considérés par la plus part des auteurs comme anovulatoires. dans une autre étude réalisée par WALKER et al. (1996), 78 % des vaches avaient ovulées, et les 22 % restants avaient été considérés comme anovulatoires. La seule explication avancée par un certain nombre d'auteurs, est que la lutéolyse provoquée par la PGF2 α est survenue à un moment du cycle où la production d'œstradiol 17 β par le follicule en croissance était suffisante pour induire le comportement d'oestrus, mais elle était insuffisante pour induire la décharge ovulante de la LH.

Effet de la voie et de la dose du produit administré :

D'après les résultats de ce travail, l'étude statistique a montré qu'il n'y a pas un effet de la voie d'injection (Intraveineuse ou intramusculaire), ni même de la dose (2 ou 3 ml) ($p > 0,05$) sur le moment d'apparition des chaleurs dans les 04 lots.

Lors d'une augmentation de la dose (3 ml) par la voie intramusculaire (lot N° 03) nous avons

tout de même constaté une augmentation qui n'a pas été vraiment significative du diamètre moyen des corps jaunes lutéolysés durant les premières et les deuxièmes 24 heures qui ont suivis le moment d'injection de la prostaglandine F2 α .

Lors de l'utilisation de la voie intraveineuse, et pour les deux doses utilisées (2 et 3 ml), nous avons constaté une augmentation très hautement significative ($p < 0,05$) de diamètre moyen des corps jaunes lutéolysés, et ce, durant les premières 24 heures qui ont suivis l'injection de la prostaglandine F2 α .

Cependant, cette augmentation n'a pas été significative durant les deuxièmes 24 heures qui ont suivi le moment d'injection de la prostaglandine F2 α .

Dans une autre étude menée par STEVENSON (1995) et qui avait portée sur 128 vaches, ce dernier avait rapporté qu'il n'y avait aucune différence entre la voie intramusculaire et la voie intraveineuse dans la lutéolyse des corps jaunes et la synchronisation des chaleurs.

Dans une autre étude réalisée par BRITO et al. (2002), et dans laquelle ils ont utilisé différentes doses (à savoir même une demi dose de PGF2 α), ces auteurs ont recommandé l'usage d'une double dose en plus d'un suivi échographique et des dosages de la concentration plasmatique en progestérone; ils ont ainsi conclu que la réussite de la synchronisation des chaleurs par les prostaglandines dépend de la concentration plasmatique en progestérone, de la taille de corps jaune lui même et du stade folliculaire au moment de l'injection.

CONCLUSION

CONCLUSION

Nous nous sommes consacrés dans la présente étude au suivi échographique de la lutéolyse des corps jaunes murs ainsi qu'à la croissance des follicules dominants, en utilisant un traitement lutéolytique à base d'une prostaglandine F2 α de synthèse, en l'occurrence, le Cloprosténol (EstrumateND), avec deux voies d'administration (la voie intramusculaire et intraveineuse), et deux doses différentes aussi (2 ml, dose recommandée par le fabricant, et 3 ml). Elle s'est aussi consacrée à l'étude de la durée entre le moment de l'injection de la PGF2 α et celui d'apparition des chaleurs dans les 04 lots étudiés.

Nous pouvons conclure au terme de cette recherche, que le diagnostic des corps jaunes murs par échographie, constitue en fait un outil très intéressant, puisque il nous a permis d'agir sur des corps jaunes en vraie phase lutéale et d'éviter le recours à la deuxième injection des prostaglandines F2 α pour aboutir à une induction des chaleurs chez toutes les vaches traitées. Cet apport de l'échographie nous a permis d'avoir un taux des chaleurs observées de 90% dans les 04 lots étudiés, et ce, après une injection unique d'une prostaglandine F2 α .

Cette injection unique de la prostaglandine F2 α se traduit par un délai variable d'induction des chaleurs, et donc par une dispersion plus au moins grande des oestrus induits. Néanmoins, nous avons pu noter que quasiment la moitié des animaux viennent en chaleur Entre 48 et 72 heures après l'injection. C'est donc pendant cette période que l'éleveur doit Être particulièrement vigilant en ce qui concerne la détection des chaleurs.

L'utilisation de la voie intraveineuse dans l'injection de la PGF2 α , a permis une lutéolyse plus importante par rapport à la voie intramusculaire durant les premières 24 heures qui ont suivi le moment de l'injection ($p < 0.05$). Néanmoins cette augmentation de la lutéolyse n'a pas été significative dans la deuxième 24 heures.

l'augmentation de la dose de $\text{PGF}_{2\alpha}$ (3 ml) par les deux voies d'administration (voie intraveineuse, et la voie intramusculaire) permet une augmentation du diamètre moyen des corps jaunes lutéolysés durant les premières et les deuxièmes 24 heures qui suivent l'injection. Néanmoins, cette augmentation n'a pas été significative.

BIBLIOGRAPHIE

1. **AUSTIN EJ, MIHM M, EVANS ACO, KNIGHT PG, IRELAND JLH, IRELAND JJ, ROCHEJF** - Alterations in intrafollicular regulatory factors and apoptosis during selection of the follicles in the first follicular wave of the bovine estrous cycle - Biol Reprod, 2001 ; 64 : 839-848
2. **BAO B, GARVERICK HA** - Expression of steroidogenic enzyme and gonadotropin receptor genes in bovine follicles during ovarian follicular waves : a review - J Anim. Sci, 1998 ; 76 : 1903-1921
3. **BATTOCHIO M., GABAI G. et MOLLO A.** (1999). Agreement between ultrasonographic classification of the CL and plasma progesterone concentrations in dairy cows. Theriogenology, 51, (6), 1059-1069
4. **BECKERS J.F., WOUTERS-BALLMANN P., ECTORS F., DERIVAUX J.**, 1978. Induction de l'oestrus chez les génisses en anoestrus fonctionnel. Ann. Méd. vét., 122, 597-605.
5. **BRITT J.H., SCOTT R.G., ARMSTRONG J.D., WHITACRE M.D.** (1986). Determinants of estrus behavior in lactating Holstein cows J. Dairy Sci., 69, 2195-220
6. **BRUYAS J.F.** (1991). Cycle œstral et détection des chaleurs Dépêche vét., supplément 19, 9-14
7. **CHASTANT-MAILLARD S, FOURNIER R, REMMY D** - Actualités sur le cycle de la vache - Point Vet, 2005 ; numéro spécial (36) : 10-15
8. **DE FONTAUBERT Y., COCHAUD J., TERQUI M.** (1989). Synchronisation des chaleurs chez la vache laitière : bilan de l'utilisation du synchro-Mate B pendant cinq années successives. INRA Prod. Anim., 2,317-323.
9. **DERIVAUX J, ECTORS F** - Reproduction chez les animaux domestiques - 3ème édition revue. Louvain-La-Neuve : Cabay, 1986, 1141 p.
10. **Dictionnaire des Médicaments Vétérinaires**, 13eme ed. Maisons-Alfort : éditions du point vétérinaire, 2005,1765p.
11. **DISENHAUS C., KERBRAT S., PHILIPOT J.M.** (2003). Entre "fureur" et pudeur : actualités sur l'expression de l'oestrus chez la vache laitière Journée bovine nantaise, Nantes, 9 octobre 2003, 94-101
12. **DISENHAUS C.** Mise à la reproduction chez la vache laitière : actualités sur la cyclicité post-partum et l'oestrus. In: Journées nationales des GTV. Tours, 26 27 28

mai 2004,859-865

13. **DISKIN M.G., SREENAN J.M.** (2000). Expression and detection of oestrus in cattle
Reprod. Nutr. Dev., 40, 481-491
14. **DRIANCOURT M.A., ANDRIEU D. et THATCHER W.W.** (1988). Suivi de la
croissance folliculaire par échographie au cours de cycles naturels et stimulés chez
la vache. Recueil de Médecine Vétérinaire, 164, (2), 109-114
15. **Driancourt M.A., Gougeon A. et Royere D.** (1991). La fonction ovarienne. Dans : la
reproduction chez les mammifères et l'homme. Thibault C., Levasseur MC. Eds
Ellipses INRA, pp: 273- 298.
16. **Driancourt M.A., Reynaud K. et Smitz J.** (2001b). Differences in follicular function
of 3-month-old calves and mature cows. *Reproduction*, 121(3): 463-74.
17. **DRION P.V., BECKERS J.F., ECTORS FJ., HANZEN C., HOUTAIN J.Y.,
LONERGAN P.**, 1996a. Régulation de la croissance folliculaire et lutéale: 1.
Folliculogénèse et atresie .point vét., 28(n°spécial),881-891.
18. **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
19. **ENNUYER M** - Les vagues folliculaires chez la vache. Applications pratiques à la
maîtrise de la reproduction - Point Vet, 2000 ; 31 (209) : 377-383
20. **ESCOUFLAIRE P.** (1998). La palpation des ovaires chez la vache : sensations et
Interprétations Journées nationales des GTV, Tours 27, 28 et 29 mai 1998, 29-31
21. **FRICK PM.**(2002). Scanning the future –Ultrasonography as a Reproductive
Management Tool for Dairy Cattle. Dairy Sci. 85:1918-1926.
22. **FIENI F, TAINTURIER D, BRUYAS JF, BATTU I** - Physiologie de l'activité
ovarienne cyclique chez la vache – Bull GTV, 1995 ; 4 : 35-49
23. **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
24. **FORTUNE J.E., SIROIS J. et QUIRK S.M.** (1988). The growth and differentiation
of ovarian follicles during the bovine estrous cycle. Theriogenology, 29, (1), 95-109
25. **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

- 26. GIPOULOU C., ENNUYER M., HUMBLOT P., REMMY D., HAGEN-PICARD N., DELETANG F., MAYAR J.C., REGIS R., 2003.** Gestion de la reproduction. In: formation à la maîtrise de la reproduction bovine. [cd-rom], Paris : éditions AFC-CEVA-MIDATEST- OGER-CAMIA-KEREL, 2003.
- 27. GIROUD O. (2007).** Détection des chaleurs des vaches laitières par vidéosurveillance : évaluation de méthodes d'utilisation Mémoire de fin d'études ISARA, Lyon, 73p
- 28. GRIMARD B., HUMBLOT P., PNTER AA., CHASTANT S., MILOT J.P., 2003.**Efficacité des traitements de synchronisation des chaeurs chez les bovins. INRA Prod. anim., 16,211-227.
- 29. HAMILTON SH, GARVERICK HA, KEISLER DH, XU ZZ, LOOS K, YOUNGQUIST RS -** Characterization of follicle/cyst dynamics and associated endocrine profiles in dairy cows – Biol Reprod, 1995 ; 53 : 890-898.
- 30. HANZEN C., LAURENT Y. et JAKOVLJEVIC S. (1993a).** Applications de l'échographie en reproduction bovine 1. Examen des ovaires. Annales de Médecine Vétérinaire, 137, 13-18
- 31. HANZEN C., LOUTRIE., DRION PV., 2000.** Le développement folliculaire chez la vache. 1. Aspects morphologiques et cinétiques. Ann. Méd. vét. 144, 223-235.
- 32. HANZEN C., BOUDRY B., DRION P.V., 2003a.** Induction et synchronisation de l'oestrus par la PGF2 α .Point vét. 236,22-23.
- 33. HEUWISER W., OLTENACU P.A., LEDNOR.J. FOOTE R.H., 1997.** Evaluation of different protocols for prostaglandin for synchronization to improve reproductive performance in dairy herds with low estrus detection efficiency. J. dairy Sci., 80, 2766-2774.
- 34. Hunter R.H.F. (Ed) (1980).**Physiology and Technology of reproduction in Female Domestic Animals. Academic Press, 1- 225.
- 35. JEFFCOATE I.A. et AYLIFFE T.R. (1995).** An ultrasonographic study of bovine cystic ovarian disease an dits treatment. Veterinary Record, 136, 406-410
- 36. JOU P., BUCKRELL B.C., LIPTRAP R.M., SUMMERLEE A.J.S. et JOHNSON W.H. (1999).** Evaluation of the effect of GnRH on follicular ovarian cysts dairy cows using Transrectal ultrasonography. Theriogenology, 52, (5), 923-937
- 37. KAHN W. (1994)** Atlas de diagnostics échographiques. Maloine, Paris, 255 p.
- 38. KASTELIC J.P., BERGFELT D.R. et GINTHER O.J. (1990).** Relationship between ultrasonic assessment of the corpus luteum and plasma progesterone

- concentration in heifers. *Theriogenology*, 33, (6), 1269-1278
- 39. KITO S., OKUDA K., MIYAZAWA K. et SATO K.** (1986), Study on the appearance of the cavity in the corpus luteum of the cows by using ultrasonic scanning. *Theriogenology*, 25, (2), 325-333
- 40. Leymarie P. et Martal J.** (2001). Du corps jaune cyclique au corps jaune gestatif. Dans: Thibault et Levasseur (Edits). *La reproduction chez les mammifères et l'homme*. Ellipses, INRA, Paris, pp. 477- 503.
- 41. LUCY M.C., BILLINGS H.J., BUTLER W. R., EHNIS L.R., FIELDS M.J., KESLER D.J., KINDERS J.E., MATTOS R.C., SHORT R.E., THACHER W.W. WETTMANR.P., YELICH J.V., HAFS H.D.** (2001). Efficacy of intravaginal progesterone insert and an injection of PGF α for synchronizing estrus and shortening the interval to pregnancy in post partum beef cows, peripubertal beef heifers, and dairy heifers. *J. Anim. Sci.*, 79, 982-995.
- 42. LYIMO Z.C., NIELEN M., OUWELTJES W., KRUIP T.A.M., VAN EERDENBURG F.J.C.M.** (2000). Relationship among estradiol, cortisol and intensity of estrous behavior in dairy cattle *Theriogenology*, 53, 1783-1795
- 43. MAARTEN D. et PIETERSE M.C.** (1998). Ultrasound in bovine reproduction : uterus, ovaries, diagnosis and treatment. *Le nouveau Péripartum*, SFB, Paris, 25 et 26 novembre 1998, 213-220.
- 44. MCNATTY KP, HEATH DA, LUNDY T, FIDLER AE, QUIRKE L, O'CONNELL A, SMITHP, GROOME N, TISDALL DJ** - Control of early ovarian follicular development - *J Reprod Fertil Suppl*, 1999 ; 54 : 3-16.
- 45. MERCIER P.** (1988). Echographie et gynécologie bovine. Deux ans d'études en troupeau laitier. In : *L'échographie, aujourd'hui et demain*, Congrès ENV Lyon, 3 juin 1988.
- 46. MEREDITH MJ** - *Animal breeding and infertility* - UK: Blackwell Science, 1995, 508 p.
- 47. MIALOT J.P., GROSBOIS E., PONSART C., GIPOULOU Ch., GRIMARD B., DELETANG F.**, 1998a. Synchronisation des chaleurs chez des vaches Limousines et Blondes d'Aquitaine après vêlage d'automne grâce à l'association PRID+PGF 2α +PMSG : effet de la durée du traitement de progestérone. *Bull. Group. tech. vét.*, 589,17-26.

- 48. MILOT J.P., NOEL F., LAUMONNIER G., SAUVERROCHE B., 1998b.**
 Traitement de l'anoestrus post-partum chez la vache laitière par le CIDR-E ou LA prostaglandine F2 α . Bull. Group. tech.vét., 590,29-38.
- 49. MIALOT J.P., LAUMONNIER G., PONSART C., FAUXPOINT H., BARASSIN E., PONTER A.A., DELETANG F., 1999.** Postpartum suboestrus in dairy cows : comparison of treatments with prostaglandin F2 α or GnRH + prostaglandin F2 α + GnRH. Theriogenology, 52,901-911.
- 50. MIALOT JP, CONSTANT F, CHASTANT-MAILLARD S, PONTER AA, GRIMARD B –** La croissance folliculaire ovarienne chez les bovins : nouveautés et applications - Journées Européennes de la Société Française de Buiatrie, Paris, Novembre 2001 : 163-168
- 51. MIALOT J.P., CHASTANT-MAILLARD S., BOIN E., CONSTANT F. et GRIMARD B. (2002)** Imagerie échographique de l'utérus et des ovaires en gynécologie bovine Journées nationales des GTV, Tours 29, 30 et 31 mai 2002, 679-683.
- 52. MIALOT J.P., RADIGUE P.E., HOUARD J., MARCHON D., CONSTANT F., PONTER A.A. et CHASTANT-MAILLARD S. (2003)** Les kystes ovariens chez la vache laitière : Apport de l'échographie. Journées nationales des GTV, Nantes 14, 15 et 16 mai 2003, 657- 664.
- 53. MONGET P, FABRE S, MULSANT P, LECERF F, ELSEN JM, MAZERBOURG S, PISSELET C, MONNIAUX D -** Regulation of ovarian folliculogenesis by IGF and BMP system in domestic mammals - *Domest Anim Endocrinol*, 2002 ; 23 (1-2) : 139-154.
- 54. Niswender G.D., Juengel J.L. et Silva P.J. (2000).** Mechanisms controlling the function and life span of the corpus luteum. *Physiol Rev.*, 80: 1-29.
- 55. PARISOT P. (1990).** Les organites ovariens chez la vache. *Revue Française d'Echographie Animale*, n°1, juin 1990, p3.
- 56. PETERS AR, BALL PJH -** Reproduction in cattle, second edition – UK : Blackwell Science, 1995, 234 p.
- 57. PIARD-HAGEN N., BERGONIER D., BERTHELOT X., 1996.** Maîtrise médicale du cycle oestral chez la vache. *Point vét.* 28(n° spécial),933-941.
- 58. PIERSON R.A. et GINTHER O.J. (1984a)** Ultrasonography of the bovine ovary. *Theriogenology*, 21, (3), 495-504.

- 59. PIERSON R.A. et GINTHER O.J.** (1988). Ultrasonic imaging of the ovaries and uterus in cattle. *Theriogenology*, 29, (1), 21-37.
- 60. PIETERSE M.C., TAVERNE M.A.M., KRUIP T.A.M. et WILLEMSE A.H.** (1990). Detection of corpora lutea and follicles in cows : a comparison of transvaginal Ultrasonography and rectal palpation. *Veterinary Record*, 126, (2), 552-554.
- 61. PRYCE J.E., POYAL M.D., GARSWORTHY P.C. et IL MAO.** (2004) Fertility in the high-producing dairy cow. *Livestock production Science*. Vol.86,1-3, P125-135.
- 62. QUIRK S.M., HICKEY G.J. et FORTUNE J.E.** (1986). Growth and regression of ovarian follicles during the follicular phase of the estrous cycle in heifers undergoing spontaneous and PgF₂ α induced luteolysis. *Journal of Reproduction and Fertility*, 77, 211-219.
- 63. RAJAMAHENDRAN R., AMBROSE D.J. et BURTON B.** (1994). Clinical and research applications of real-time ultrasonography in bovine reproduction: a review. *Canadian Veterinary Journal*, 35, (9), 563-572.
- 64. RIBADU A.Y., WARstructures** in cattle by palpation per rectum, ultrasonography plasma progesterone concentration. *Veterinary Record*, 135, (5), 452-457
- 65. ROELOFS J.B., VAN EERDENBURG F.J.C.M., SOEDE N.M., KEMP B.** (2005). Various behavioral signs of estrus and their relationship with ovulation in dairy cattle *Theriogenology*, 63, 1366-1377
- 66. SAUMANDE J.** (1991). La folliculogénèse chez les ruminants. *Recueil de Médecine Vétérinaire – Spécial Reproduction des Ruminants*, 167, (3/4), 205-218.
- 67. SCOTT S.J. et DOBSON H.** (1997). Postmortem comparison of ultrasonography, endocrine measurements and histology of large abnormal ovarian follicles in cows. *Veterinary Record*, 134, 654-656.
- 68. SINGHJ., PIERSON R.A. et ADAMS G.P.** (1998). Ultrasound image attributes of the bovine ovarian follicles and endocrine and functional correlates. *Journal of Reproduction and Fertility*, 112, 19-29
- 69. SPITZER JC., BURELL W.C., LeFEVER D.G., WHITMAN R.W., WILTBANK JN.,** 1978. Synchronisation of estrus in beef cattle. I. utilisation of norgestomet implant and injection of estradiol valerate. *Theriogenology*, 10, 181-191.
- 70. STEVENSON J.S., PURSLEY J.R.,** 1994. Use of milk progesterone and prostaglandin F₂ α in a scheduled artificial insemination program. *J. dairy Sci.*, 77, 1755-1760.

- 71. STROUD B.K.** (1994). Clinical applications of bovine reproductive ultrasonography
The Compendium on Continuing Education for the Practicing Veterinarian, 16, (8),
10851097.
- 72. TAINURIER B., TAINURIER D. et BENCHARIF D.** (2003a). Sexage précoce
du foetus par échographie chez la vache. Le Point Vétérinaire, N° Spécial Examens
paracliniques chez les bovins, 34, 106-110
- 73. Theriogenology, 58, (1), 61-68. KITO S., OKUDA K., MIYAZAWA K. et SATO
K.** (1986). Study on the appearance of the cavity in the corpus luteum of the cows by
using ultrasonic scanning. Theriogenology, 25, (2), 325-333.
- 74. VAN EERDENBURG F.J.C.M., KARTHAUS D., TAVERNE M.A.M., MERICS
I., SZENCI O.** (2002). The relationship between estrous behavioral score and time of
ovulation in dairy Cattle J. Dairy Sci., 85, 1150-1156.
- 75. WAHOME J.N., STUART M.J., SMITH A.E., HEARNE W.R., FUQUAY J.W.,
1985.** Insemination management for a one-injection prostaglandin F2 α
synchronization system. One versus two detection of estrus. Theriogenology, 24, 501-
507.
- 76. WALKER W.L., NEBEL R.L., MCGILLIARD M.L.** (1996). Time of ovulation
relative to mounting activity in dairy cattle J. Dairy Sci., 79, 1555-1561.
- 77. WEBB R, CAMPBELL BK, GARVERICK HA, GONG JG, GUTIERREZ CG,
ARMSTRONGDG -** Molecular mechanisms regulating follicular recruitment and
selection - J Reprod Fertil Suppl, 1999 ; 54 : 33-48.
- 78. WEBB R, NICHOLAS B, GONG JG, CAMPBELL BK, GUTIERREZ CG,
GARVERICK HA, ARMSTRONG DG -** Mechanisms regulating follicular
development and selection of the dominant follicle - Reprod Suppl, 2003 ; 61 : 71-90.

ANNEXES

- RESULTATS

Annexe 01 : Suivi échographique de la lutéolyse des corps jaunes et de la croissance des follicules dominants dans le lot N° 01 (2 ml d'Estrumate par voie intramusculaire)

Annexe 02 : Suivi échographique de la lutéolyse des corps jaunes et de la croissance des follicules dominants dans le lot N° 02 (2 ml d'Estrumate par voie intraveineuse)

Annexe 03 : Suivi échographique de la lutéolyse des corps jaunes et de la croissance des follicules dominants dans le lot N° 03 (3 ml d'Estrumate par voie intramusculaire)

Annexe 04 : Suivi échographique de la lutéolyse des corps jaunes et de la croissance des follicules dominants dans le lot N° 04 (3 ml d'Estrumate par voie intraveineuse)

Annexe 01 :

Vache N 01 :

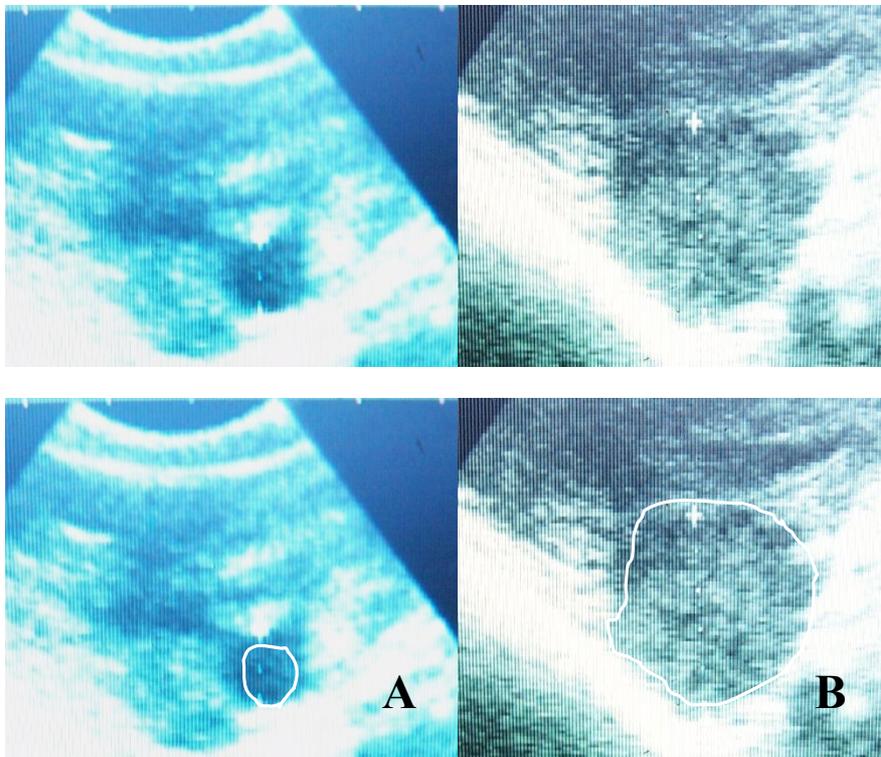


Figure N° 21 : A Follicule ($\text{Ø} : 09 \text{ mm}$), B corps jaune ($\text{Ø} : 27 \text{ mm}$) à T0

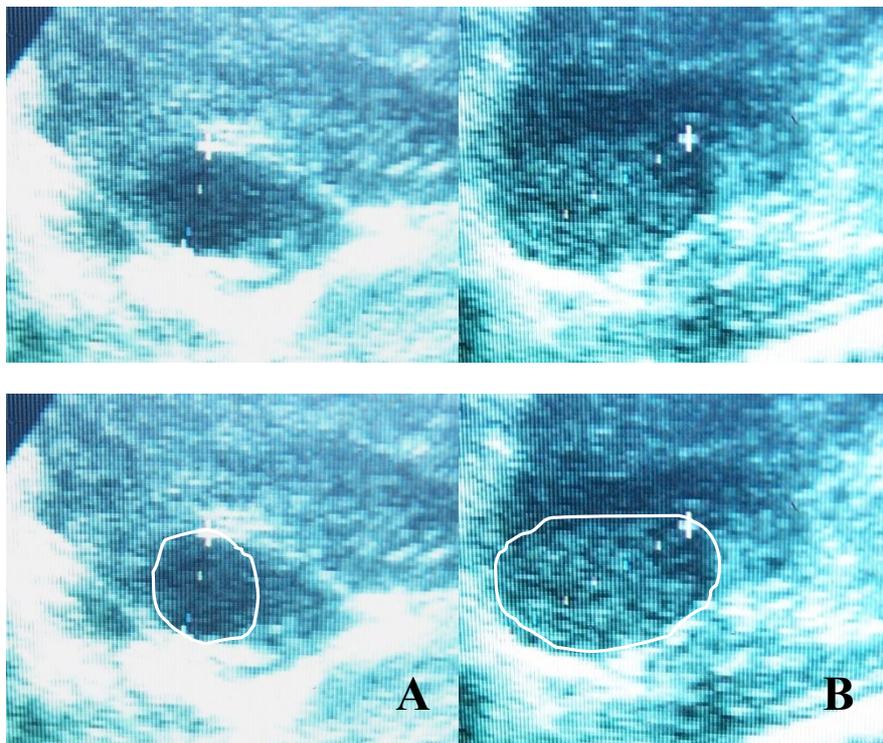


Figure N° 22 : A Follicule (\varnothing : 11 mm), B corps jaune (\varnothing : 25 mm) à T 24

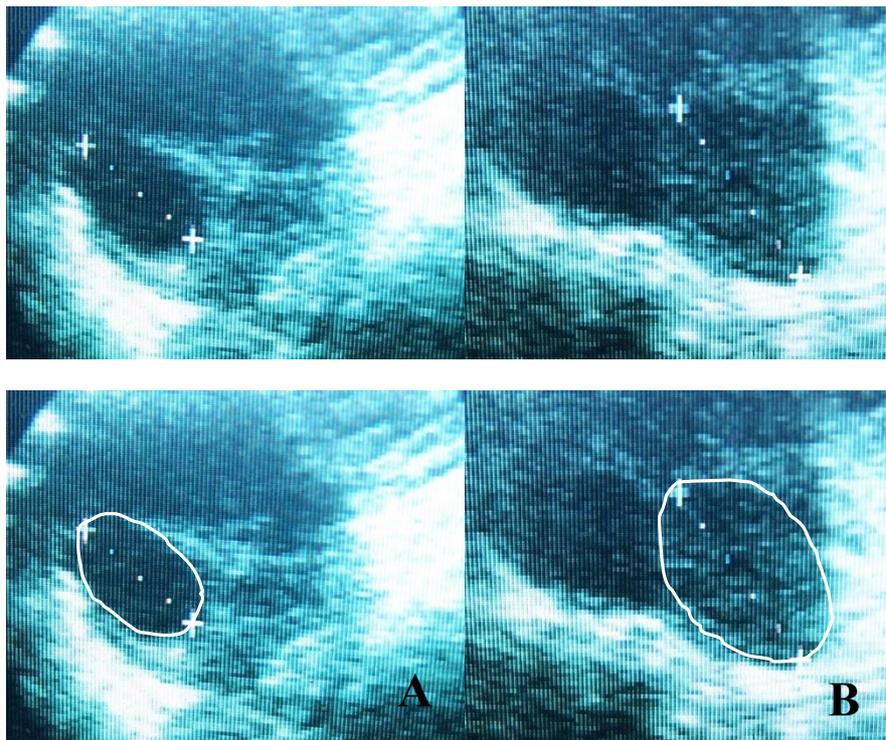


Figure N° 23 : A Follicule (\varnothing : 15 mm), B corps jaune (\varnothing : 22 mm) à T 48

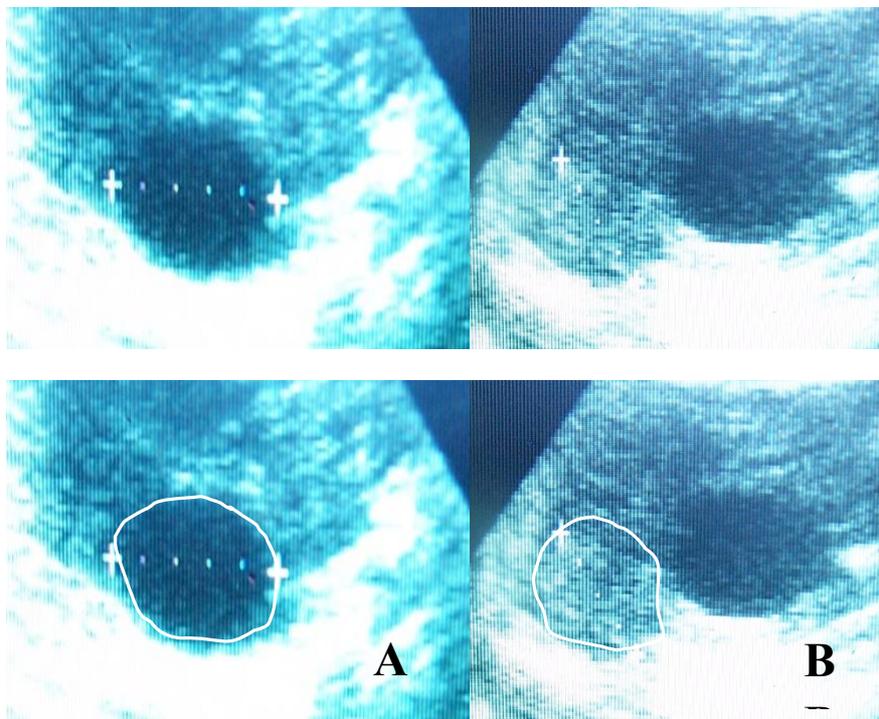


Figure N° 24 : A Follicule (\varnothing : 20 mm), B corps jaune (\varnothing : 18 mm) à T 72

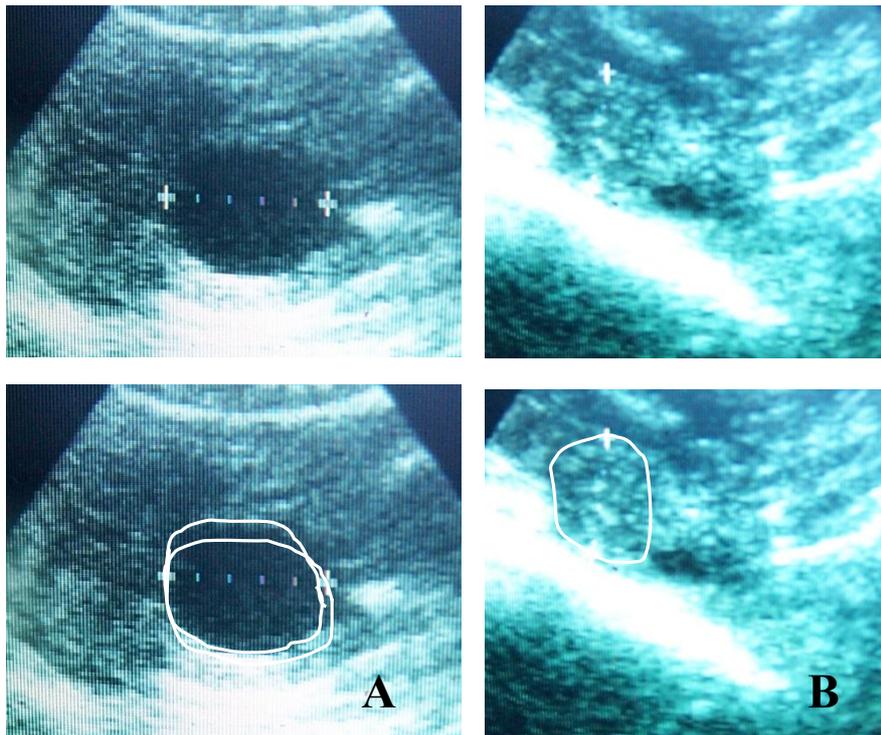


Figure N° 25 :

A Follicule (\emptyset : 20 mm), B corps jaune (\emptyset : 16 mm) à T 96

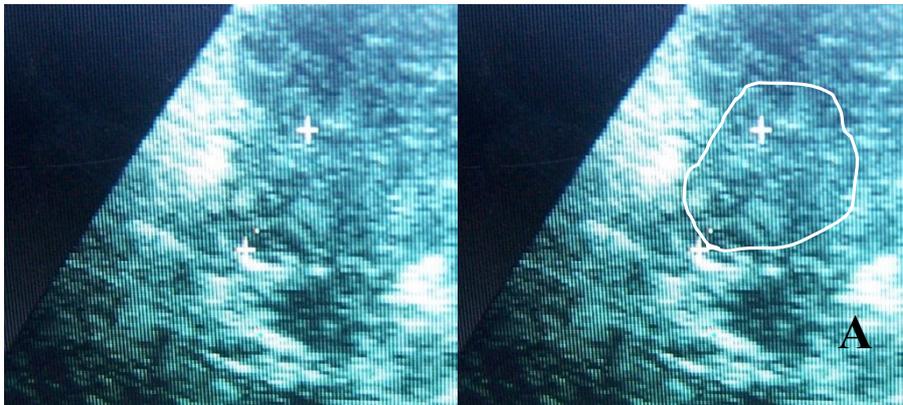


Figure N° 26 : A ovaire à T 120 (ovulation)

Vache N° 02 :

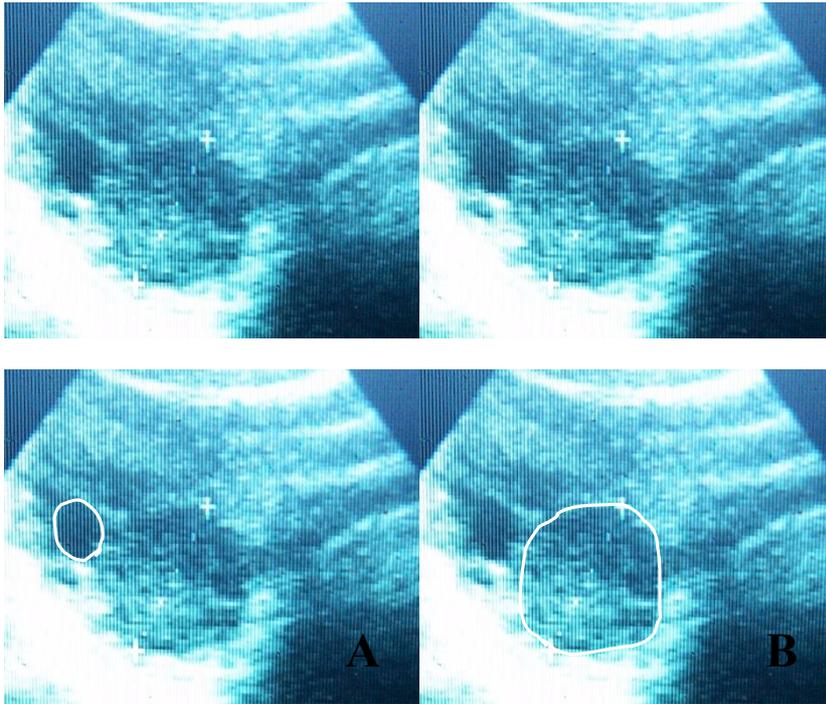


Figure N° 27 : A Follicule (Ø : 08 mm), B corps jaune (Ø : 21 mm) à T 0

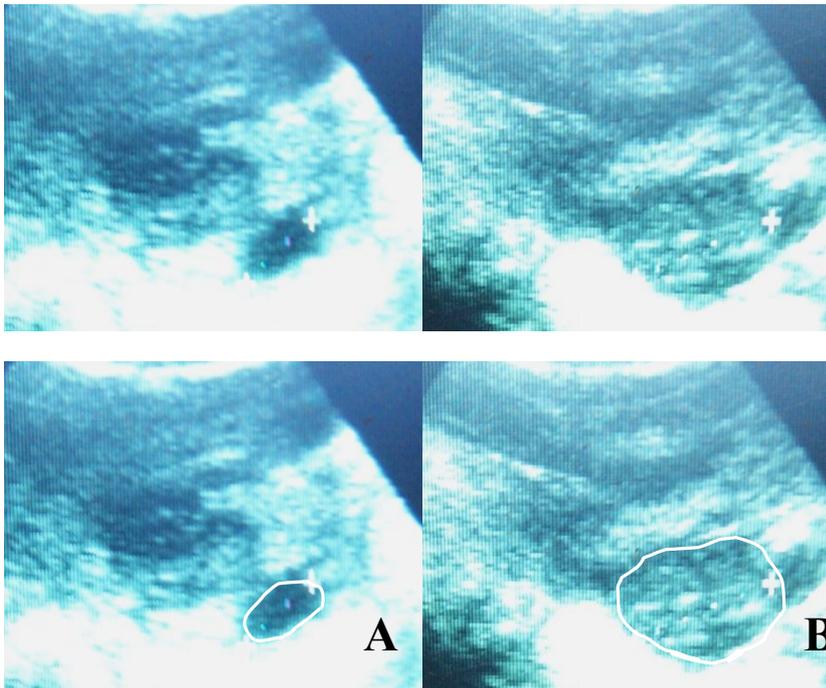


Figure N° 28 : A Follicule (Ø : 11 mm), B corps jaune (Ø : 19 mm) à T 24

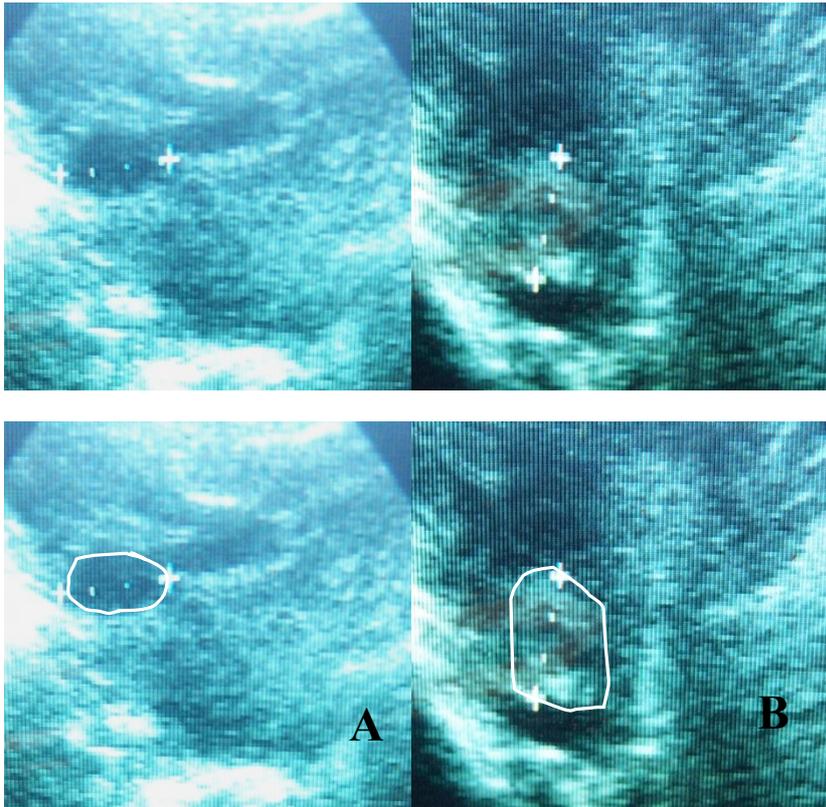


Figure N° 29 : A Follicule (\varnothing : 12 mm), B corps jaune (\varnothing : 14 mm) à T 48

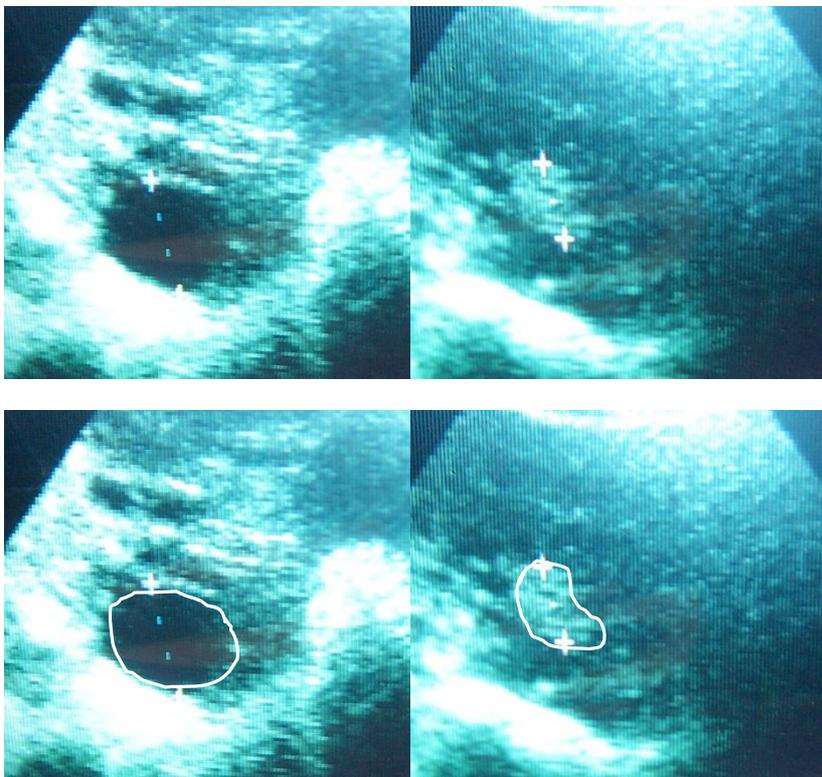


Figure N° 30 : A Follicule (\varnothing : 15mm), B corps jaune (\varnothing : 09 mm) à T 96

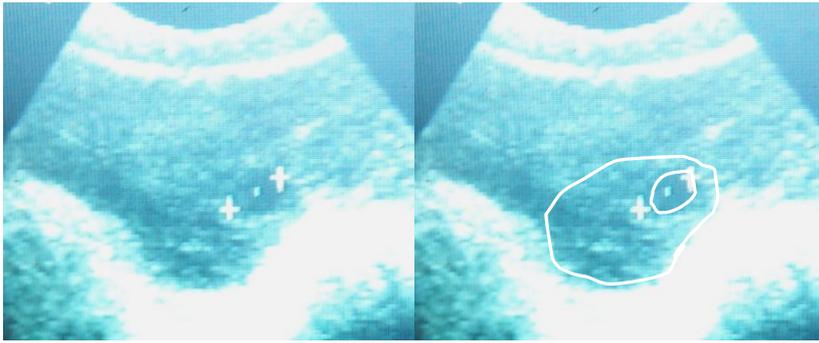


Figure N° 31 : A Follicule (\varnothing : 07 mm) à T 96 (ovulation)

Annexe 02 :

Vache N° 01 :

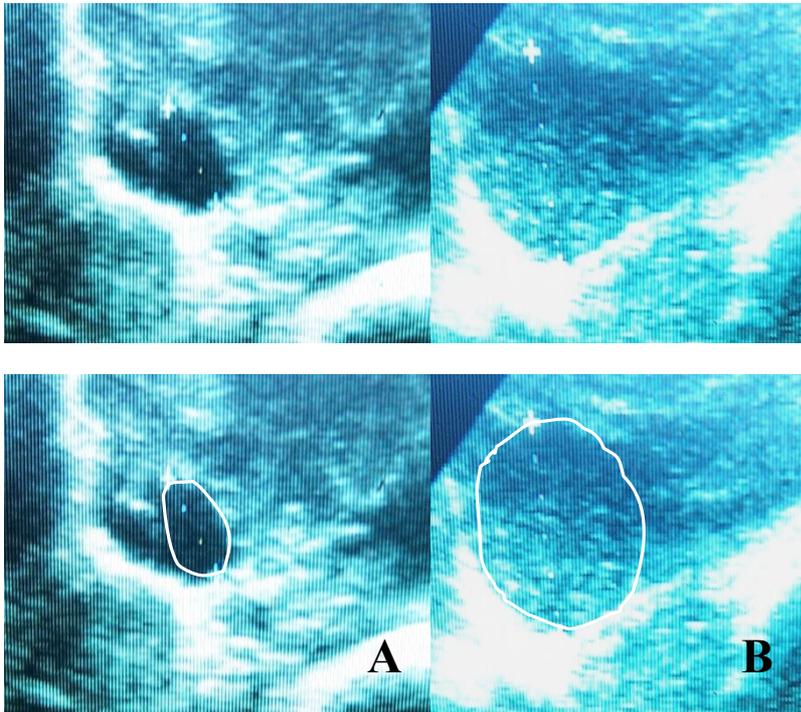


Figure N° 32 : A Follicule (Ø : 13 mm), B corps jaune (Ø : 28 mm) à T 0

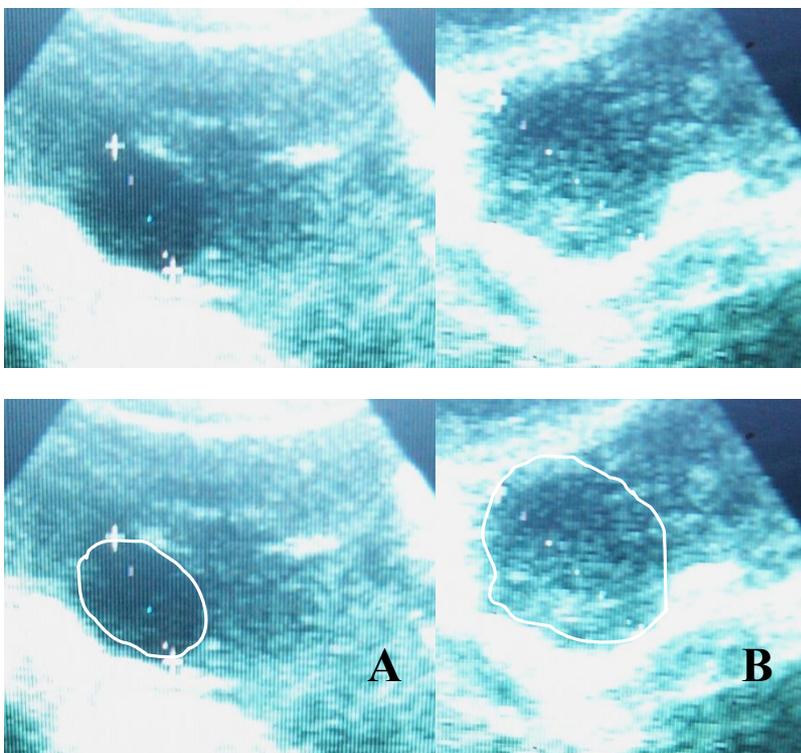


Figure N° 33 : A Follicule (Ø : 15 mm), B corps jaune (Ø : 23 mm) à T 24

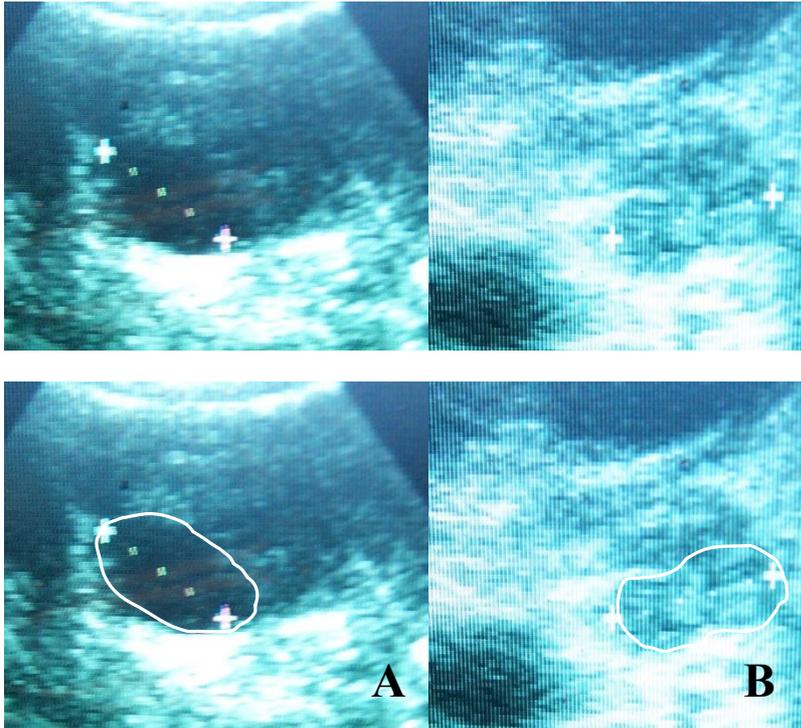


Figure N° 34: A Follicule (\varnothing : 17 mm), B corps jaune (\varnothing : 18 mm) à T 48

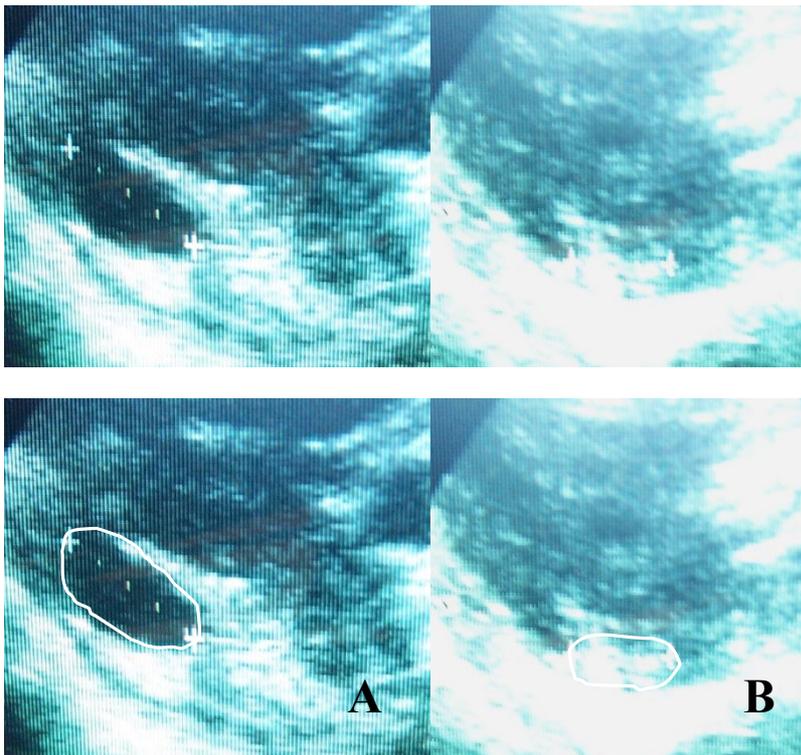


Figure N° 35: A Follicule (\varnothing : 18 mm), B corps jaune (\varnothing : 11 mm) à T 72

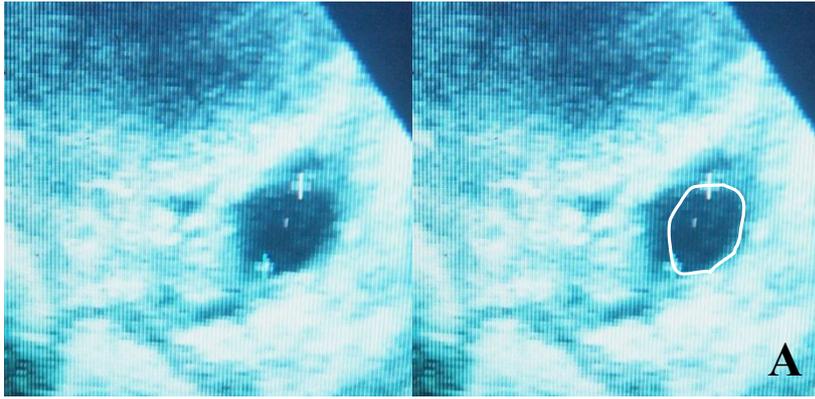


Figure N° 36: A Follicule (\varnothing : 10 mm) à T 96 (ovulation)

Vache N° 02:

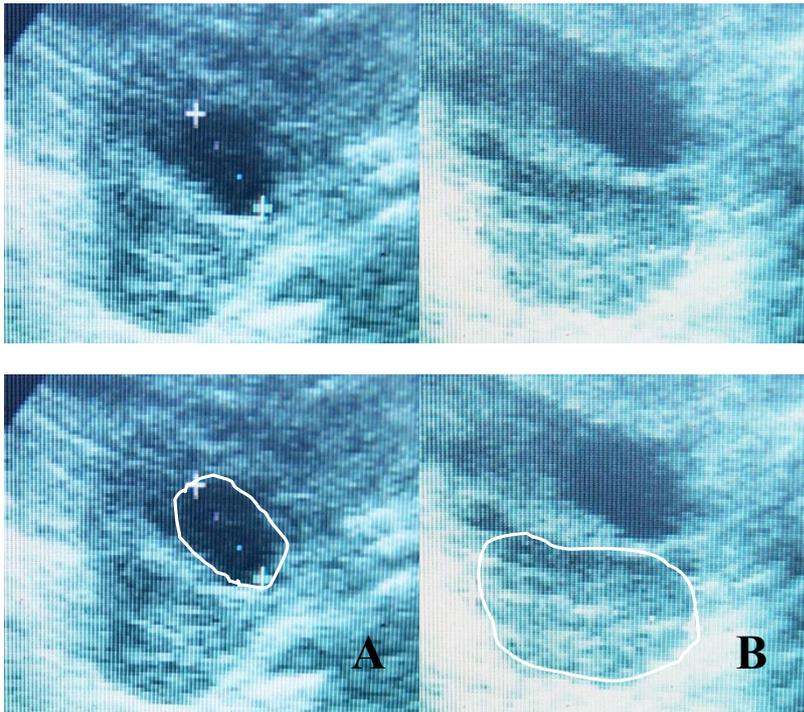


Figure N° 37 : A Follicule (\varnothing : 13 mm), B corps jaune (\varnothing : 24 mm) à T 0

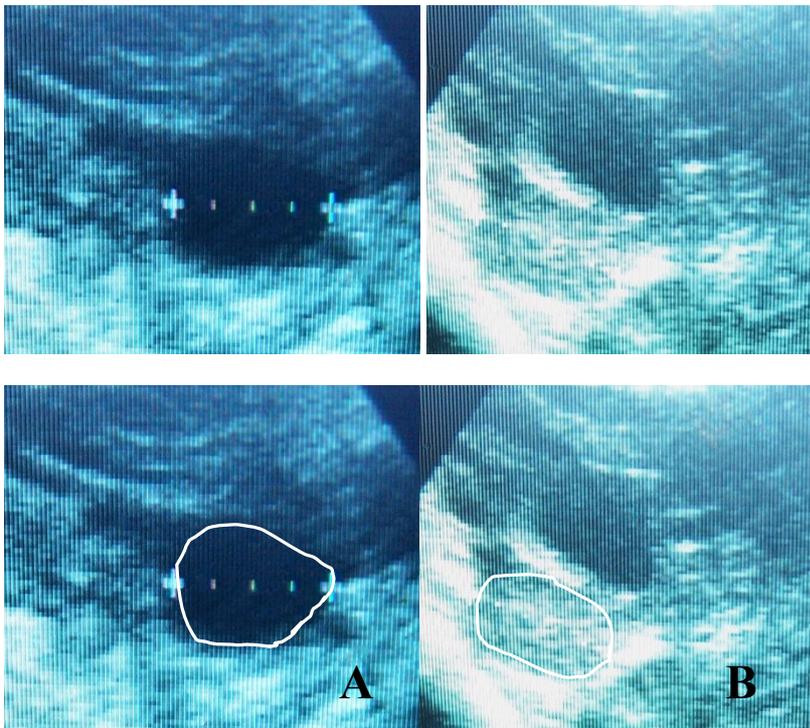


Figure N° 38 : A Follicule (\varnothing : 15 mm), B corps jaune (\varnothing : 20 mm) à T 24

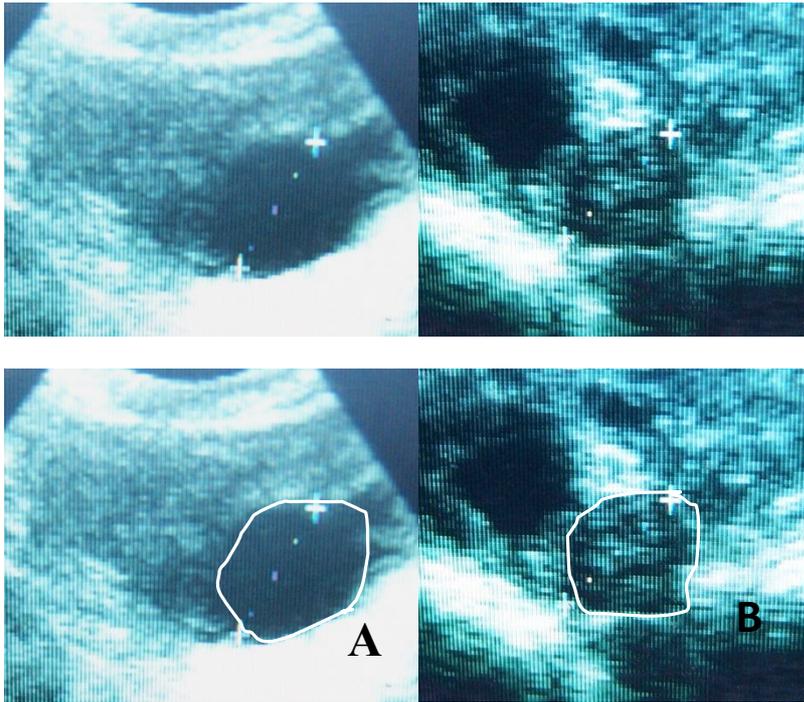


Figure N° 39 : A Follicule (\varnothing : 16 mm), B corps jaune (\varnothing : 16 mm) à T 48

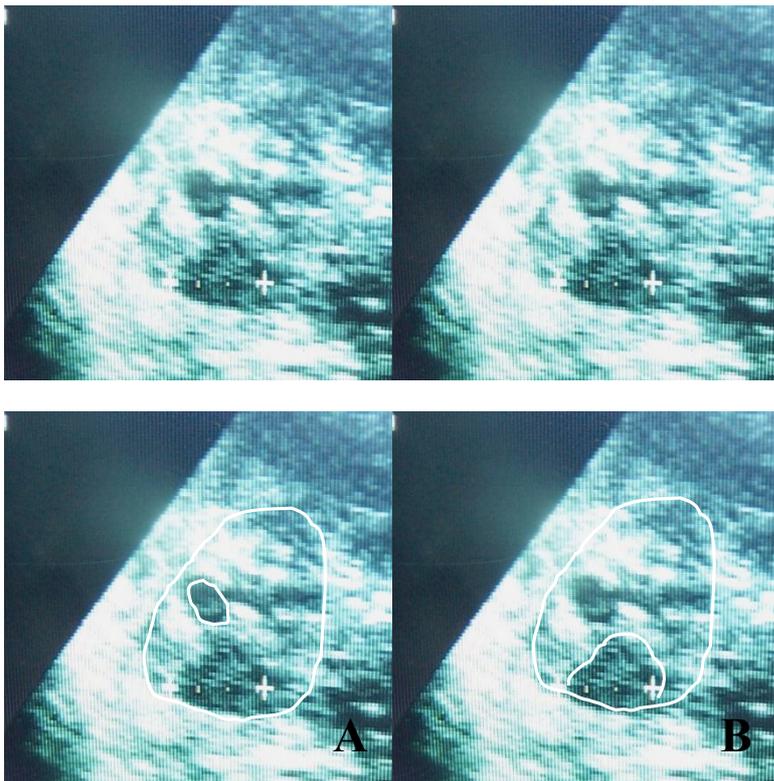


Figure N° 40 : A Follicule (\varnothing : 08 mm), B corps jaune (\varnothing : 12 mm) à T 72 (ovulation)

Annexe 03 :

Vache N° 01:

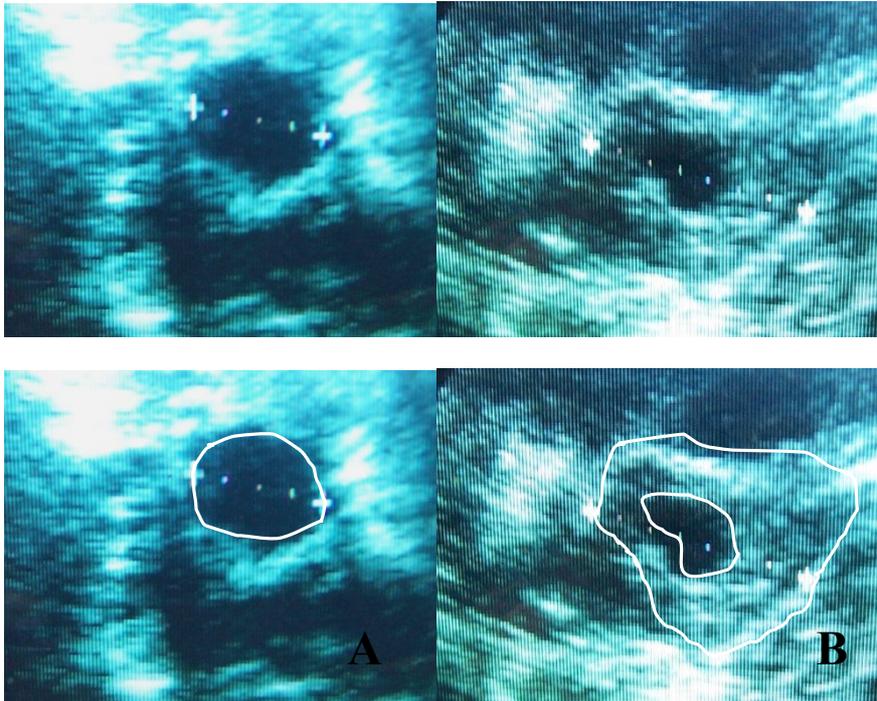


Figure N° 41 : A Follicule (\varnothing : 15 mm), B corps jaune cavitaire (\varnothing : 29 mm) à T 0

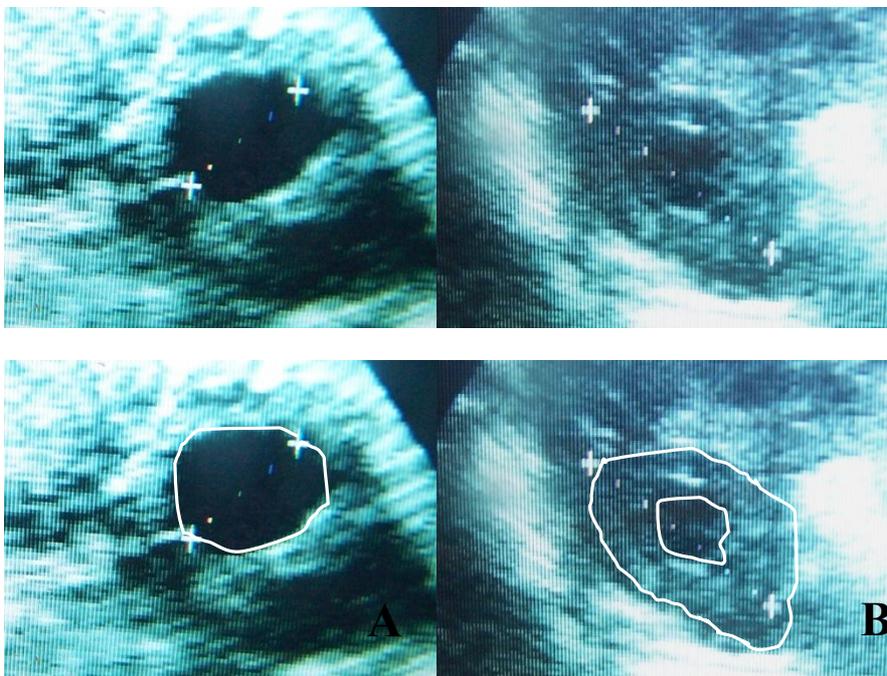


Figure N° 42 : A Follicule (\varnothing : 16 mm), B corps jaune (\varnothing : 27 mm) à T 24

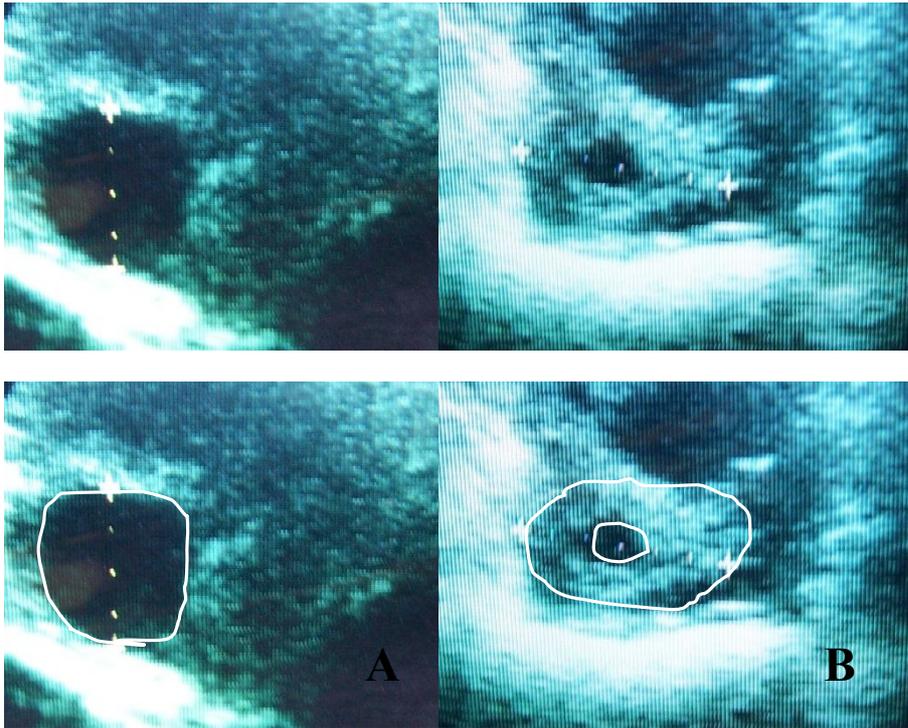


Figure N° 43 : A Follicule (\varnothing : 19 mm), B corps jaune cavitaire (\varnothing : 24 mm) à T 48

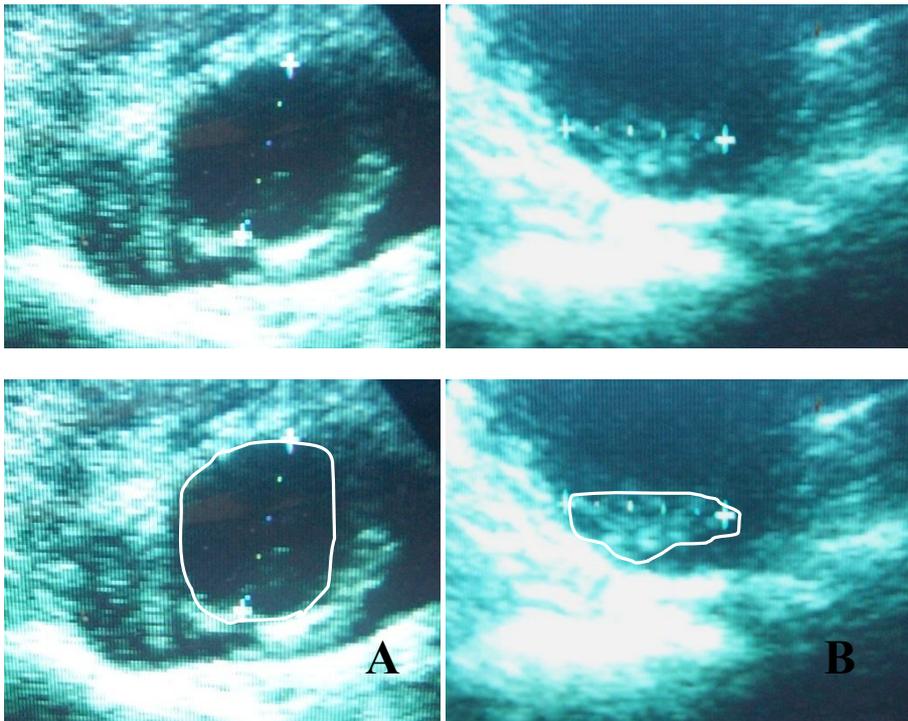


Figure N° 44 : A Follicule (\varnothing : 21 mm), B corps jaune (\varnothing : 19 mm) à T 72

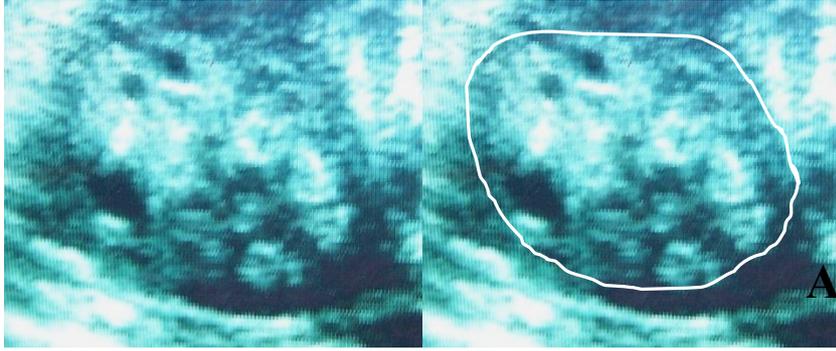


Figure N° 45 : A ovaire à T 96 (ovulation)

Vache N° 02:

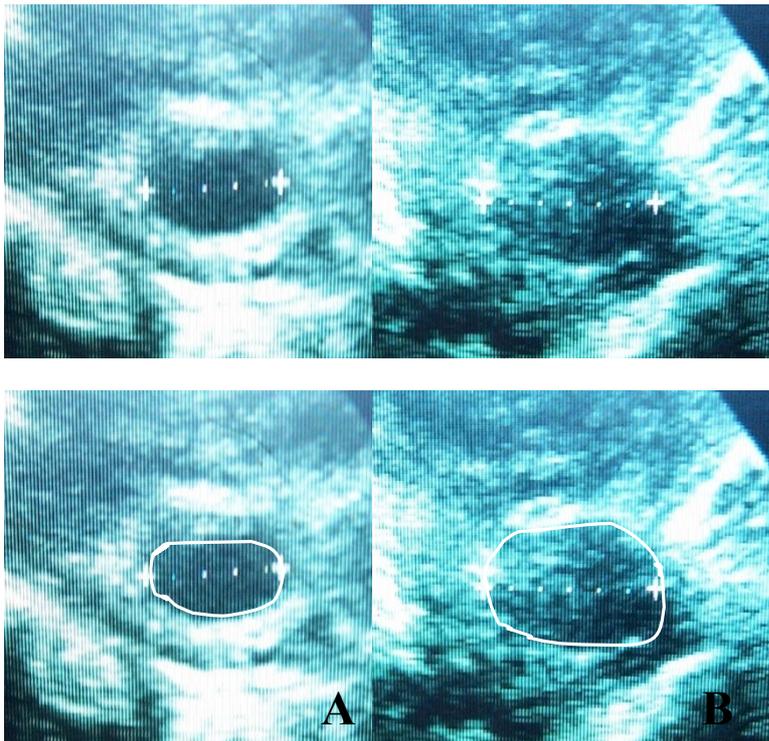


Figure N° 46 : A Follicule (\O : 17 mm), B corps jaune (\O : 23 mm) à T 0

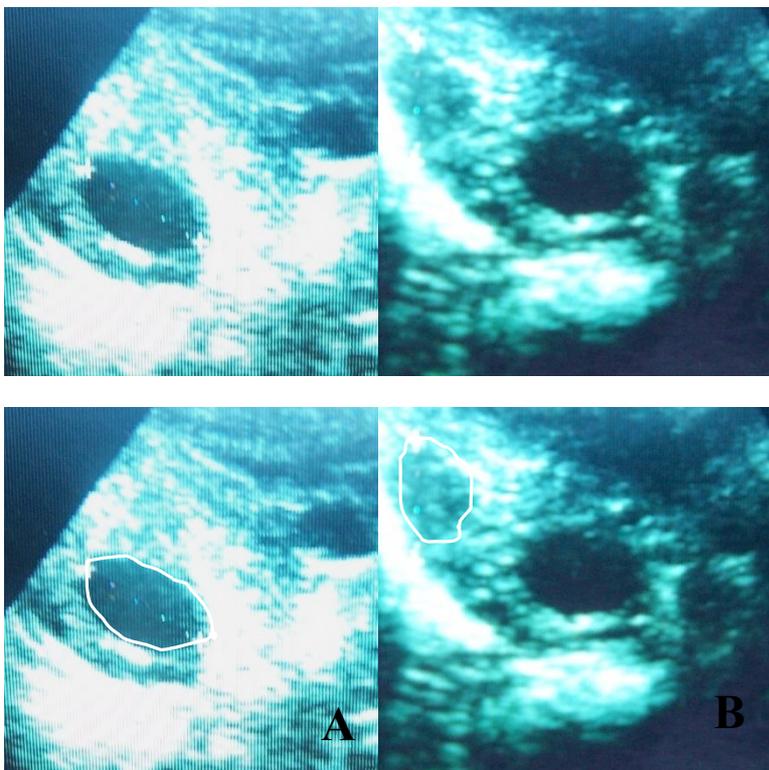


Figure N° 47 : A Follicule (\O : 18 mm), B corps jaune (\O :17 mm) à T 24

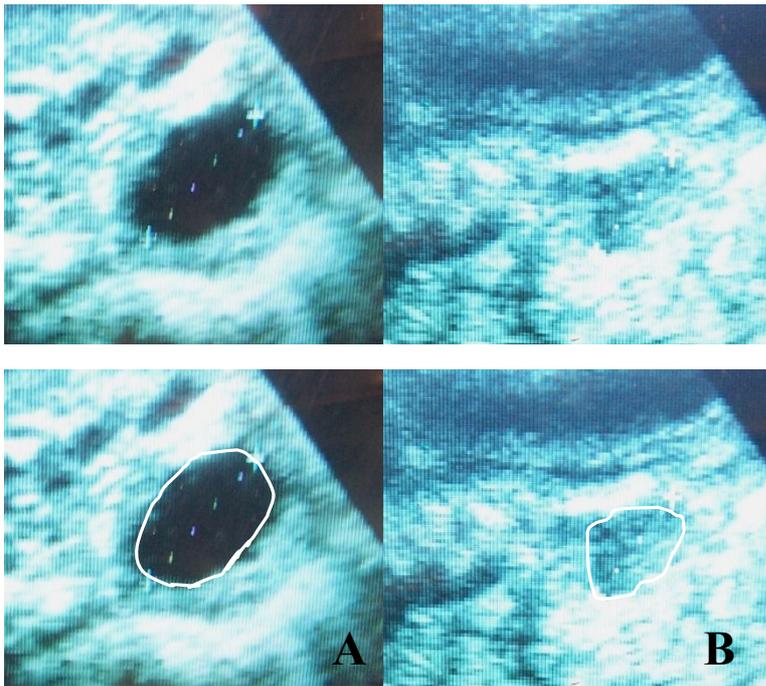


Figure N° 48 : A Follicule ($\text{\O} : 20 \text{ mm}$), B corps jaune ($\text{\O} : 15 \text{ mm}$) à T 48

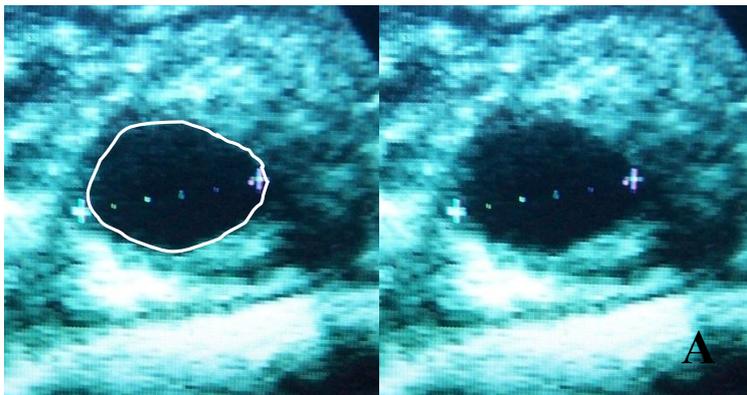


Figure N° 49: A Follicule ($\text{\O} : 21 \text{ mm}$) à T 72

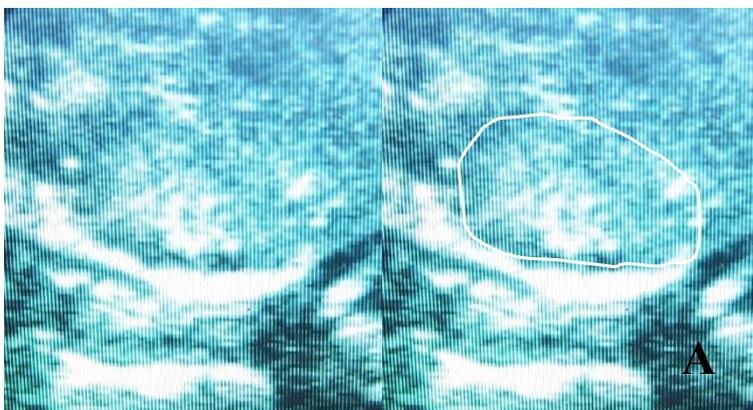


Figure N° 50 : A ovaire à T 96 (ovulation)

Annexe 04 :

Vache N° 01 :

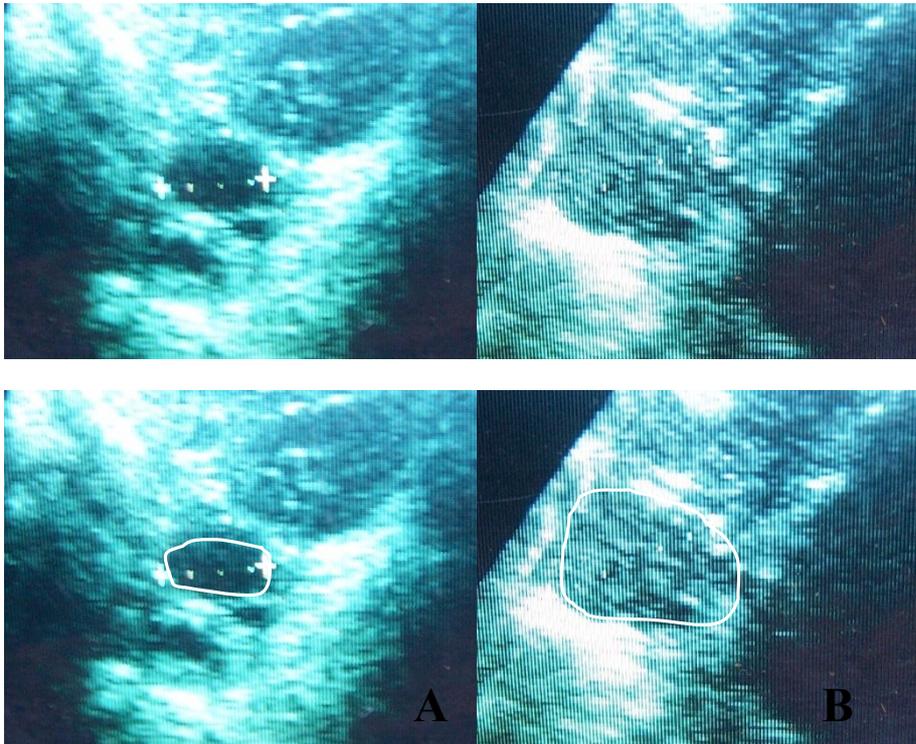


Figure N° 51: A Follicule (\varnothing : 13 mm), B corps jaune (\varnothing : 23 mm) à T 0

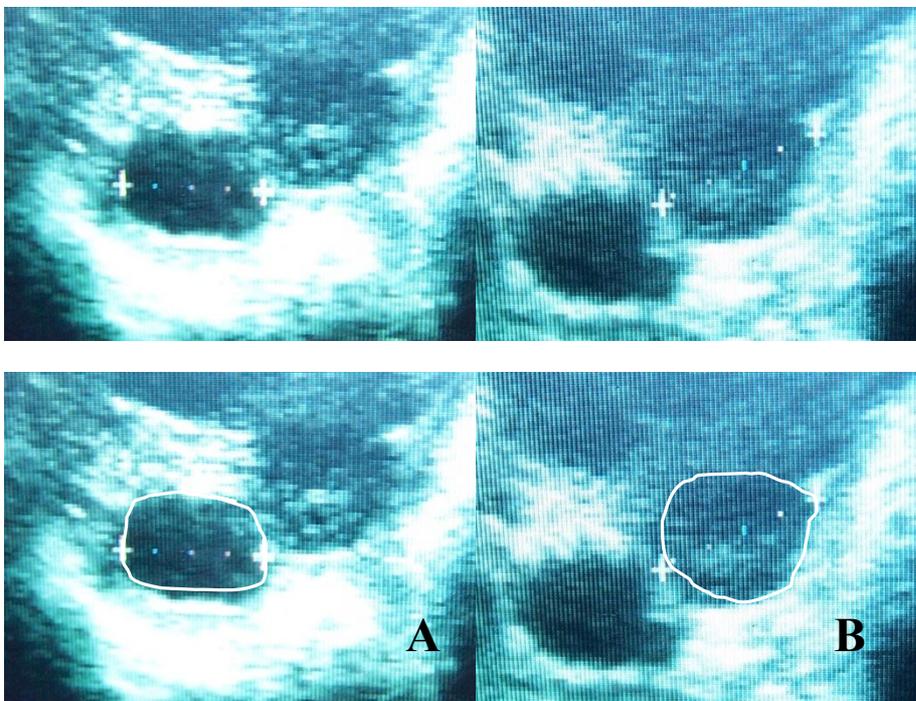


Figure N° 52: A Follicule (\varnothing : 15 mm), B corps jaune (\varnothing : 17 mm) à T 24

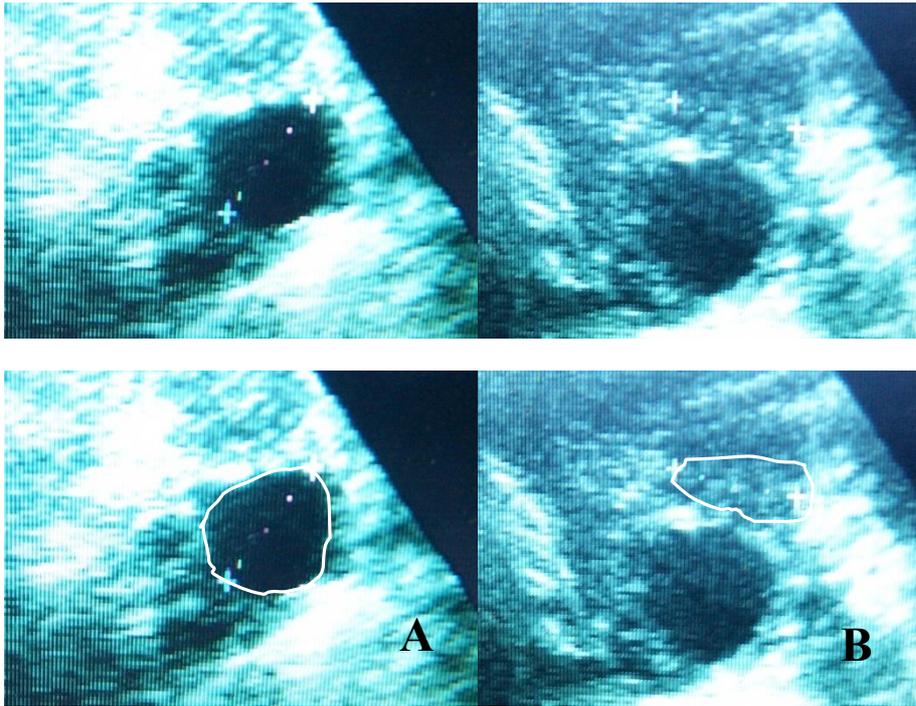


Figure N° 53 : A Follicule (\varnothing : 16 mm), B corps jaune (\varnothing : 15 mm) à T 48

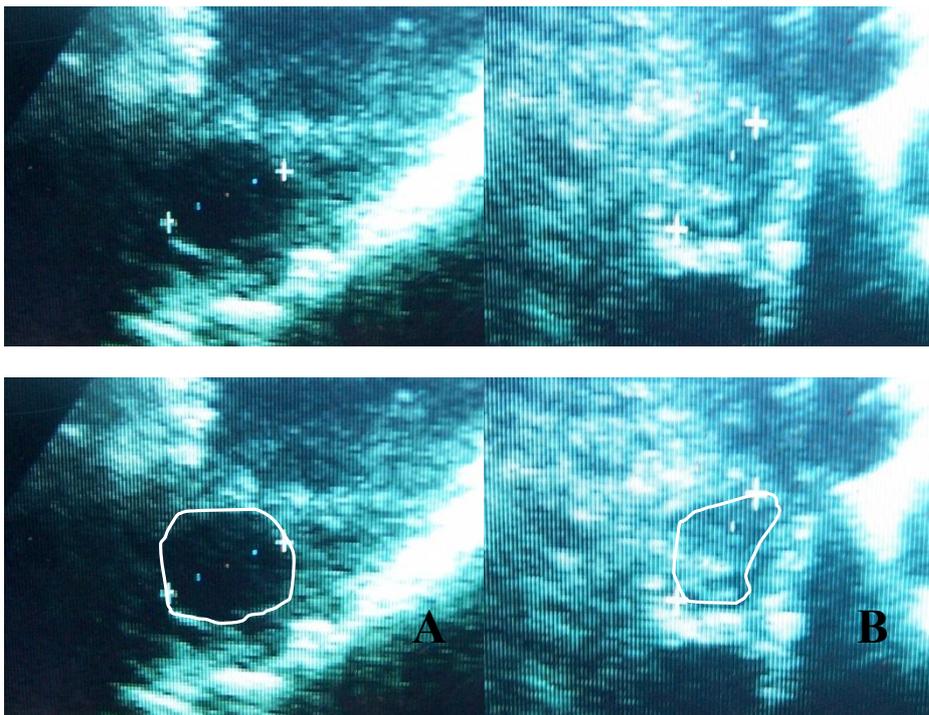


Figure N° 54 : A Follicule (\varnothing : 16 mm), B corps jaune (\varnothing : 14 mm) à T 72

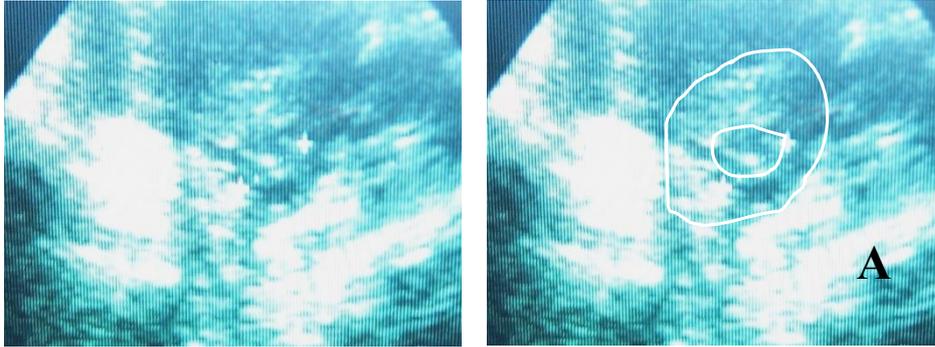


Figure N° 55 : A corps jaune (\varnothing : 11 mm) à T 96 (ovulation)

Vache N° 02 :

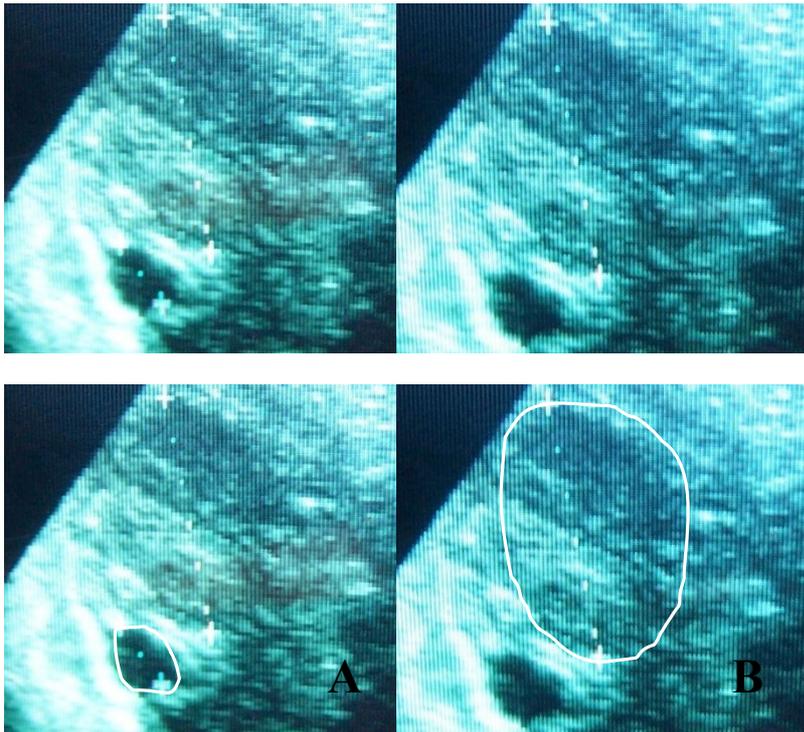


Figure N° 56: A Follicule (\varnothing : 08 mm), B corps jaune (\varnothing : 27 mm) à T 0

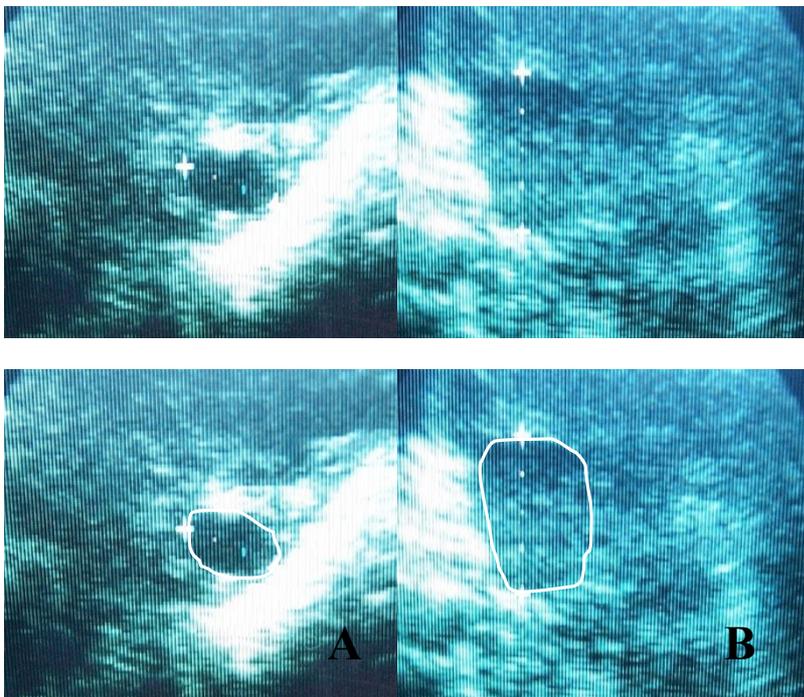


Figure N° 57: A Follicule (\varnothing : 12 mm), B corps jaune (\varnothing : 21 mm) à T 24

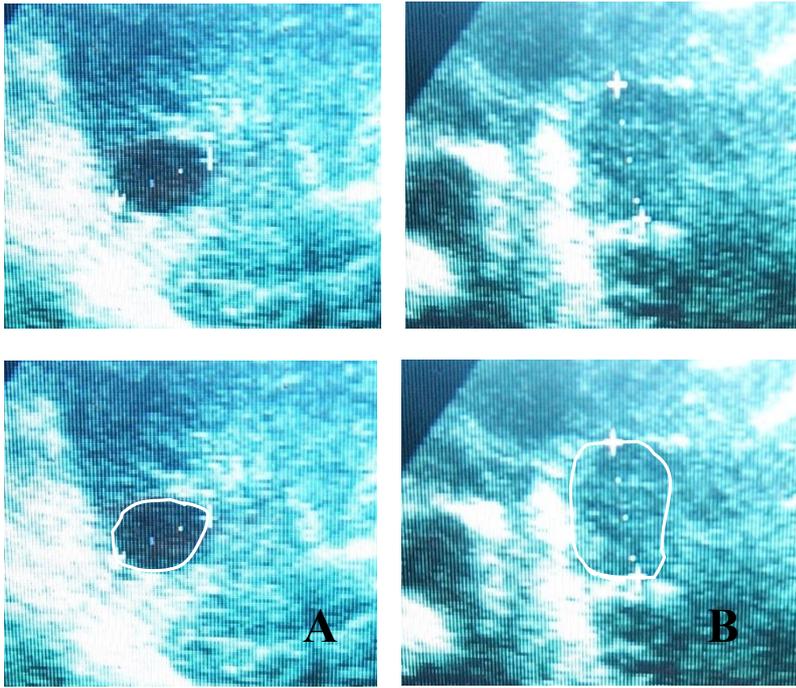


Figure N° 58 : A Follicule (\emptyset : 13 mm), B corps jaune (\emptyset : 16 mm) à T 48

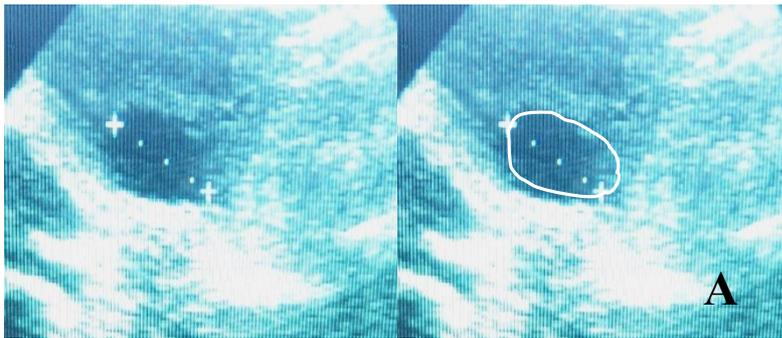


Figure N° 59 : A Follicule (\emptyset : 15 mm) à T 72

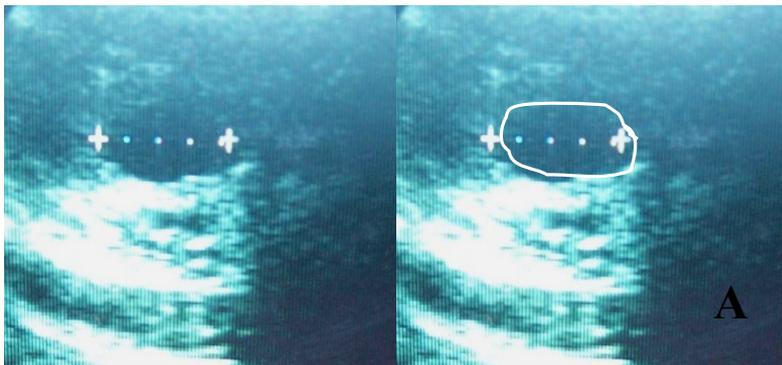


Figure N° 60 : A Follicule (\emptyset : 16 mm) à T 96

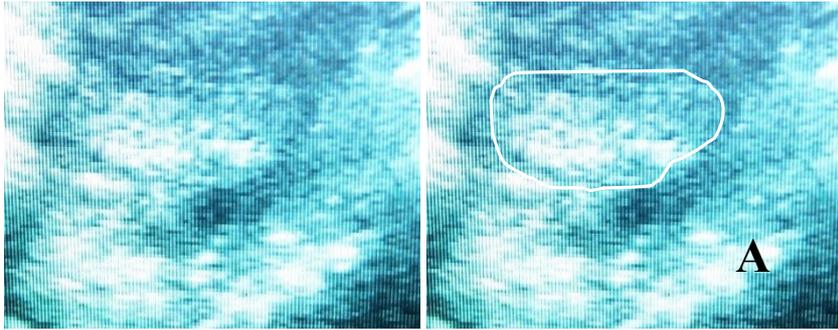


Figure N° 61 : A ovaire à T 120 (ovulation)

