

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
République Algérienne Démocratique et Populaire
وزارة التعليم العالي و البحث العلمي
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche scientifique
جامعة سعد دحلب-البليدة
Université Saad Dahleb-BLIDA
كلية العلوم الزراعية والبيطرية
Faculté des sciences Agro-Vétérinaires et Biologie
دائرة العلوم البيطرية
Département des sciences vétérinaires

Mémoire

En vue d'obtention du diplôme de docteur en sciences vétérinaires

Thème :

Essai de la croissance des follicules ovariens par échographie chez la vache

Présenté par : Mlle BENAZIZA Nour el houda
Mr TAIBI Djaafer

Promoteur: Mr AMMI-Vétérinaire Université BLIDA

Le jury:

Président: Mr FERROUK M. Chargé de cours-Université
BLIDA

Examineurs: Mr GHERBI S. MAT-Université BLIDA
Mr YAHIMI A. MAT-Université BLIDA

Année 2005-2006

Dédicaces

Je dédie ce travail à :

*La mémoire de mon grand père : BOUCHEMA
RABAH;*

*Mes très chers parents : ALI et DJAMILA, pour leur
amour, leur sacrifice et leur patience avec tout
mon amour et ma reconnaissance ;*

Mon cher ange et unique frère : MOUAD;

Mes petites sœurs : AMINA, IMENE, IKRAME ;

Toutes les familles : BENAZIZA et BOUCHEMA ;

Tous mes amis

B. Nour el houda

DEDICACES

Je dédie ce modeste mémoire :

- ✓ *A mes très chères parents " M'HAMMED ET GHAND " qui m'ont appris et préparé pour affronter cette vie, ceux qui se sont sacrifiés pour moi et qui ont fait mon bonheur.*
- ✓ *A mes frères, mes sœurs, la petite fleur FERRIEL; NADIA ET IBTISSEM.*
- ✓ *A ma deuxième famille TAHIR (AMI HAMID; KHALTI LILA; SAMAH; FATIMA; HAMIDA; FATHI et bien sûr mon frère RAFIK merci d'être véritable amis sans oublier MAMI et le couple MOULOUD et BAHIA.*
- ✓ *A toute la famille BOUCHEREB " DR ABD EL MADJID ; KHALTI EL HADJA; TAREK; AMINE; HAKIM sa Femme et son bébé.*
- *A tous mes amis de la promo (2004-2005) et de KOLEA ET BLIDA.*

Et je n'oublie surtout pas de donner un grand remerciement à qui m'ont beaucoup donné et qui grâce à eux je suis là aujourd'hui.....

Le prof algérien...

DJAAFER

Remerciements

Nous exprimons nos vifs remerciements à tous ceux qui ont contribué à l'achèvement de ce travail.

Nos premiers remerciements vont à notre promoteur Mr Ammi Mohamed d'avoir proposé et dirigé ce travail. Nous le remercions vivement pour sa gentillesse, ses précieux conseils et sa disponibilité.

A Mr FERROUK M. Chargé de cour à l'Université de BLIDA, pour l'honneur qu'il nous fait en présidant ce jury.

A Mr GHERBI S. MAT à l'Université de BLIDA, d'avoir accepté d'examiner ce travail.

A Mr YAHIMI A. MAT à l'Université de BLIDA, d'avoir accepté d'examiner ce travail.

Nous remercions également :

Mr NABI Mustapha. Directeur de la Station de nous avoir permis de réaliser notre travail au niveau de la station expérimentale.

Nous n'oublierons pas Mr ADEL Djallal, vétérinaire de la Station pour son aide lors de la synchronisation des deux vaches.

Tout le personnel de la station expérimentale.

Enfin, à toutes les personnes qui ont contribué de près ou de loin à la réalisation de ce modeste travail.

Cordialement

***B.Nour el houda
T.Djaafar***

SOMMAIRE

Résumé.....	I
ملخص.....	II
Liste des abréviations.....	III
Liste des tableaux.....	IV
Liste des figures.....	V
Liste des photos.....	VI
Liste des images.....	VII
Introduction générale.....	IX

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

CHAPITRE I: Rappels anatomophysiologiques

I-1-Introduction.....	01
I-2-L'appareil génital femelle bovin.....	01
I-2-1-Les ovaires.....	01
I-2-1-1-Position.....	02
I-2-1-2-Structure.....	02
I-2-1-3-Follicules.....	03
I-2-1-3-1-L'histologie du follicule.....	03
I-2-1-3-2-Follicules primordiaux.....	05
I-2-1-3-3- Follicules primaire.....	06
I-2-1-3-4- Follicules secondaire.....	07
I-2-1-3-5- Follicules tertiaire.....	07
I-2-1-4-Corps jaune.....	08
I-2-2-Les trompes.....	09
I-2-3-L'uterus ou matrice.....	10
I-2-4-Le vagin.....	12
I-2-5-La vulve.....	12
I-3-Les vaisseaux de l'appareil génital.....	12
I-3-1-L'artère utero-ovarienne.....	13
I-3-2-L'artère uterine.....	13
I-3-3-L'artère vaginale.....	13

I-4-Le cycle sexuel chez la vache.....	13
I-4-1-Le cycle ovarien.....	13
I-2-1-1-La phase lutéale.....	14
I-2-1-2-La phase pre-ovulatoire ou folliculaire.....	14
I-4-2-Le cycle oestrien.....	15
I-4-2-1-Le pro-oestrus.....	15
I-4-2-2-L'oestrus.....	15
I-4-2-3-Le post-oestrus ou metoestrus.....	16
I-4-2-4-Le di-oestrus.....	16
I-5-Modifications physiologiques.....	16
I-6-Dynamisme de la croissance folliculaire.....	17
I-6-1-Notion de vague folliculaire.....	17
I-6-1-1-Mecanisme régulateur du nombre de vagues folliculaires.....	18
I-6-1-2-Effet du cycle sexuel sur la dynamique folliculaire.....	19
I-6-2-Folliculogenese.....	19
I-6-3-Notion de recrutement, sélection et dominance folliculaire chez la vache.....	20
I-6-3-1-La notion de recrutement.....	20
I-6-3-2- La notion de sélection.....	21
I-6-3-3- La notion de dominance.....	22
I-7-Ovulation.....	23
I-8-Atresie folliculaire.....	24
I-9-Ovocyte : morphologie.....	24
I-10-Les hormones de la reproduction.....	25
I-10-1-L'axe hypothalamo-hypophysaire.....	25
I-10-2-Les hormones hypothalamiques.....	25
I-10-3- Les hormones hypophysaires.....	26
I-10-4- Les hormones génitales.....	28
I-10-5-Autres hormones génitales.....	30

CHAPITRE II : Bases physiques de l'échographie

II-1-Introduction.....	32
II-2-Sons et ultrasons.....	32
II-3-Quelques types d'échographes.....	33

II-4-La sonde.....	33
II-4-1-Transducteur et effet piézoélectrique.....	33
II-4-2-Les différents types de sondes.....	33
II-4-2-1-Sonde linéaire.....	33
II-4-2-2-Sonde sectorielle.....	34
II-4-3-Fréquence de la sonde.....	35
II-4-4-Profondeur des différentes sondes.....	35
II-5-Reconstitution de l'image échographique.....	35
II-6-Echogénicité et anéchogénicité.....	36
II-7-Artéfacts.....	36

CHAPITRE III : Utilisation clinique de l'échographie en gynécologie bovine

III-1-Les cas d'utilisation clinique de l'échographie.....	37
III-2-Echographie de l'appareil génital femelle bovin.....	38
III-2-1-Methodologie.....	38
III-2-1-1-Choix du local d'examen.....	38
III-2-1-2-Contention des animaux.....	38
III-2-1-2-1-Stabulation entravée.....	38
III-2-1-2-2-Couloir de contention.....	38
III-2-1-3-Examen transrectal.....	40
III-2-1-4-Examen échographique du tractus génital.....	40
III-2-2-Les différentes structures visualisées.....	41
III-2-3-Examen échographique de l'utérus.....	41
III-2-3-1-Examen de l'utérus non gravide.....	41
III-2-3-1-1-Aspect physiologique.....	41
III-2-3-1-2-Quelques aspects pathologiques.....	42
III-2-4-Examen échographique des ovaires.....	43
III-2-4-1-Follicules.....	43
III-2-4-2-Le corps jaune.....	44
III-2-4-3-Quelques aspects pathologiques.....	46

CHAPITRE IV : Synchronisation des chaleurs

IV-1-Introduction.....	47
IV-2-Les traitements de synchronisation des chaleurs, mode d'action et résultats.....	48
IV-2-1-Les prostaglandines F2 α	48
IV-2-2-Les associations GnRH/PGF2 α	50
IV-2-3-Les associations œstrogènes/progestagènes/eCG.....	51
IV-3-Facteurs de variation de la fertilité à l'oestrus induit.....	53
IV-3-1-Stade physiologique de l'animal en début de traitement.....	53
IV-3-1-1-Cyclicité avant traitement.....	53
IV-3-1-2-Stade du cycle en début de traitement.....	54
IV-3-2-Facteurs de variation liés à l'animal.....	55
IV-3-2-1-Age/Parité.....	55
IV-3-2-2-Conditions du vêlage précédent.....	56
IV-3-3-Facteurs de variation liés à la conduite d'élevage.....	56
IV-3-3-1-Saison/Date du vêlage.....	56
IV-3-3-2-Intervalle velage-traitement.....	56
IV-3-3-3-Alimentation.....	57
IV-3-4-Effet cumulatif des facteurs.....	58
IV-4-Perspectives d'utilisation des traitements de synchronisation des chaleurs.....	58
IV-5-Conclusion.....	59

PARTIE EXPERIMENTALE

I-Introduction.....	61
II-Lieu.....	61
III-Materiel et méthodes.....	61
III-1-Les animaux.....	61
III-2-Les pièces anatomiques.....	63
III-3-Les hormones.....	64
III-4-Le matériel d'imagerie.....	64
III-5-Le matériel de contention des animaux.....	64
III-5-Methode de travail.....	65
III-5-1-Synchronisation des chaleurs.....	65
III-5-2-Methodologie d'échographie des vaches.....	65
III-5-3-Mesure du diamètre folliculaire.....	66
IV-Résultats et interprétations.....	67
V-Discussion.....	89
VI-Conclusion.....	90
VII-Recommandations.....	90
Références bibliographiques.	

Résumé

L'échographie est une technique bien connue maintenant, apparue il y a une trentaine d'années et tenant une part importante dans l'imagerie médicale.

Cette technique utilise les ultrasons qui vont être envoyés par une sonde présentant des fréquences variables en fonction de l'organe analysé et qui seront réceptionnés par cette même sonde. Le signal transmis correspondant aux différentes structures rencontrées (écho) sera analysé par un ordinateur et restitué en temps réel sur l'écran.

C'est dans la perspective de l'utilisation clinique de cette technique d'imagerie en gynécologie bovine que s'inscrit notre travail basé aussi sur des connaissances anatomiques et physiologiques de l'appareil génital femelle de la vache ainsi que sur les bases physiques de l'échographe afin de mieux comprendre le principe de base de son fonctionnement.

Notre travail comporte tout d'abord une étude bibliographique puis une étude expérimentale réalisée au niveau de la Station expérimentale de l'Université de BLIDA.

Notre étude a débuté par une période pré expérimental qui consiste en l'application d'une méthode de synchronisation des chaleurs des vaches à base de progestérone suivie d'une période expérimentale proprement dite comportant les différentes séances d'échographie.

Les séances d'échographie comprenaient deux principales étapes à savoir :

- la palpation manuelle transrectale des différentes parties du tractus génital pour chaque vache avant l'échographie et dont le but est d'apprécier l'état du tractus ainsi que des ovaires (bosselés, lisses, durs ou autres).

- la seconde étape correspond aux séances d'échographie, l'interprétation des images obtenues sur l'écran de l'échographe et la prise des mesures des différentes structures ovariennes.

ملخص

ظهرت تقنية التصوير بالموجات فوق صوتية منذ ثلاثين سنة و قد أصبحت في الوقت الحالي مستعملة بكثرة في جميع المجالات الطبية.

هذه التقنية تعتمد على استعمال الموجات فوق صوتية المنبعثة من المسبار ذات التذبذبات المختلفة، بحسب العضو المشخص، ثم تعود هذه الموجات لتستقبل مرة ثانية من طرف هذا المسبار.

الإشارة المنبعثة تختلف حسب نوعية الأنسجة و تحلل بواسطة جهاز الحاسوب، الذي يعمل على تحويل هذه الإشارة الصوتية إلى إشارة مرئية على شكل صورة تظهر من خلال شاشة.

و بصدد استعمال هذه التقنية التصويرية في مجال دراسة الأجهزة التناسلية للأبقار، قمنا بإنجاز هذا العمل الذي يعتمد أيضا على معارف تشريحية و فيزيولوجية للأجهزة التناسلية عند البقرة، و تعتمد كذلك على القواعد الفيزيائية للجهاز لكي نفهم أكثر مبدأ تشغيل و استعمال هذا الجهاز.

دراستنا هذه تنقسم إلى جزء نظري، و جزء عملي تم إنجازه على مستوى المحطة التجريبية لجامعة البليدة.

كما تنقسم دراستنا هذه إلى مرحلتين:

مرحلة قبل تجريبية، المتمثلة في العلاج الهرموني لتوافق مرحلة الشياح بواسطة هرمون البروجيستيرون متبوعة بمرحلة تجريبية محضة و المتمثلة في حصص التصوير بالموجات فوق الصوتية، هذه المرحلة تنقسم بدورها إلى:

مرحلة تقويم الأعضاء الداخلية التناسلية عبر المسبار و مرحلة ثانية متمثلة في حصص التصوير الفوق صوتي و اخذ مختلف القياسات للأنسجة المبيضية.

Liste des abréviations

CJ :	Corps jaune
cm :	centimètre
g :	gramme
h :	heure
IA:	Insémination artificielle
IM:	Intramusculaire
J :	Jour
Kg:	Kilogramme
MHz :	Mégahertz
Mm :	millimètre
m/s :	mètre par seconde
OV :	Ovaire
OVD :	Ovaire droit
OVG :	Ovaire gauche
PN :	Pie noire
PR :	Pie rouge
UF :	Unité fourragère
µM :	micromètre

Liste des tableaux

Tableau n°1 :page : 67
« Résultats d'examens des ovaires par palpation et mesures des structures ovariennes pour la
Pie noire n°98000 »

Tableau n°2 :page : 68
« Résultats d'examens des ovaires par palpation et mesures des structures ovariennes pour la
Pie rouge n°00008 »

Liste des figures

Figure 01 : Coupe médiane du bassin d'une vache.

Figure 02 : Représentation schématique d'une coupe histologique d'un follicule ovarien.

Figure 03 : Conformation intérieure de l'appareil génital d'une vache.

Figure 04 : Le déroulement du cycle sexuel d'une vache.

Figure 05 : Pie Médical 860.

Figure 06 : Dynamic Imaging.

Figure 07 : Sonde linéaires.

Figure 08 : Sonde sectorielle.

Figure 09 : Echographie sur support mobil.

Figure 10 : Echographie sur support fixe.

Figure 11 : Schéma de l'examen échographique de l'appareil génital de la vache utilisant une sonde linéaire.

Figure 12 : Echographie d'un Pyomètre.

Figure 13 : Répartition des chaleurs après traitement à base de prostaglandine $F_{2\alpha}$ et IA sur chaleurs observées chez des vaches laitières en suboestrus avant traitement.

Liste des photos

Photo 01 : Séance d'échographie de la Pie Noire n° 98000.

Photo 02 : Séance d'échographie de la Pie Rouge n°0008 dans le travail de contention.

Photo 03 : Tractus génital femelle bovin avec un ovaire portant un corps jaune.

Photo 04 : Mise en évidence du corps jaune.

Photo 05 : Manipulation de la sonde sous eau.

Photo 06 : Appareil échographe type TOSHIBA et sa sonde.

Liste des images

Image 01 :	J ₀	PN	OVG.....	69
Image 02 :	J ₀	PN	OVD.....	69
Image 03 :	J ₃	PN	OVG	70
Image 04 :	J ₃	PN	OVD.....	70
Image 05 :	J ₅	PN	OVG.....	71
Image 06 :	J ₅	PN	OVD.....	71
Image 07 :	J ₆	PN	OVG.....	72
Image 08 :	J ₆	PN	OVD.....	72
Image 09 :	J ₉	PN	OVG.....	73
Image 10 :	J ₉	PN	OVD.....	73
Image 11 :	J ₁₂	PN	OVG.....	74
Image 12 :	J ₁₂	PN	OVD.....	74
Image 13 :	J ₁₄	PN	OVD.....	75
Image 14 :	J ₁₈	PN	OVD.....	76
Image 15 :	J ₂₀	PN	OVG.....	77
Image 16 :	J ₂₀	PN	OVD.....	77
Image 17 :	J ₂₂	PN	OVG.....	78
Image 18 :	J ₂₂	PN	OVD.....	78
Image 19 :	J ₀	PR	OVG.....	79
Image 20 :	J ₀	PR	OVD.....	79
Image 21 :	J ₂	PR	OVD.....	80
Image 22 :	J ₄	PR	OVG.....	81
Image 23 :	J ₄	PR	OVD.....	81
Image 24 :	J ₅	PR	OVG.....	82
Image 25 :	J ₅	PR	OVD.....	82

Image 26 :	J ₈	PR	OVG.....	83
Image 27 :	J ₁₁	PR	OVG.....	84
Image 28 :	J ₁₁	PR	OVD.....	84
Image 29 :	J ₁₃	PR	OVG.....	85
Image 30 :	J ₁₃	PR	OVD.....	85
Image 31 :	J ₁₇	PR	OVG.....	86
Image 32 :	J ₁₇	PR	OVD.....	86
Image 33 :	J ₁₉	PR	OVG.....	87
Image 34 :	J ₁₉	PR	OVD.....	87
Image 35 :	J ₂₁	PR	OVG.....	88
Image 36 :	J ₂₁	PR	OVD.....	88

INTRODUCTION GENERALE

Introduction générale

Depuis une quinzaine d'années, l'échographie se développe en gynécologie bovine, en particulier, dans le cadre de suivis de reproduction. Cette technique fiable et rapide permet un examen gynécologique en vue de la détermination de l'état physiopathologique de l'appareil génital femelle des bovins en particulier celui des ovaires et de l'utérus. Par ailleurs, elle permet un diagnostic de gestation plus précoce que la palpation transrectale. Elle permet également le dénombrement et le sexage des fœtus. L'échographie est également utilisée dans les biotechnologies de pointe lors de la ponction des follicules ovariens (en vue de la collecte des ovocytes), de la ponction du follicule dominant ou des kystes folliculaires.

Recherchant les bénéfices apportés par cette technique nous avons essayé tout au long de notre étude de tirer le plus grand profit et expérience en manipulant le plus souvent l'appareil échographique et sa sonde soit sur les animaux vivants désignés pour ce fait durant notre expérimentation soit sur des pièces anatomiques, en l'occurrence des tractus génitaux issus de l'abattoir de Blida, pour débiter notre apprentissage en la matière en échographiant sous eau ces pièces.

L'usage de l'échographie sous eau nous a permis alors d'assimiler la technique et de parfaire nos connaissances en la matière, lentement élaborées avec assiduité durant notre travail.

Néanmoins, sans la disponibilité des vaches (gros animaux) désignées pour cette expérience par la Station expérimentale de l'université de Blida, notre étude n'aurait pas pu être réalisée

Partie
bibliographique

CHAPITRE I

Rappels anatomiques

I-1-Introduction

L'appareil génital femelle des bovins est constitué de trois sections à savoir : la section glandulaire (représentée par les ovaires), la section tubulaire (représentée par les voies génitales proprement dites qui sont : les trompes, l'utérus et le vagin) et la section urogénitale (représentée par le vestibule du vagin et la vulve). (Barone R, 1990).

La reproduction est un processus physiologique complexe résultant d'une chaîne de réactions bien synchronisées dont il faut retenir la maturation du follicule de De Graaf, l'œstrus, l'ovulation, l'accouplement, la fécondation, le développement de l'œuf, l'implantation, le développement fœtal et la parturition (J.Derivaux et F. Ectors, 1980).

I-2-L'appareil génital femelle bovin

I-2-1-Les ovaires

Glandes génitales situées dans l'abdomen, responsables de la gamétogenèse (développement folliculaire et ovocytaire) et de fonctions endocrines régulatrices du cycle œstral et de la folliculogénèse. Donc les ovaires ont deux fonctions principales :

- La première est une fonction **reproductrice**. Elle permet de produire des cellules reproductrices femelles : les ovocytes.

Le follicule contenant l'ovocyte mature (ovule) se rompra au moment de l'ovulation pour libérer ce gamète femelle.

- La seconde fonction de l'ovaire en est une **endocrinienne**. Elle se caractérise par la synthèse des hormones stéroïdiennes qu'ont entre autre rôle de préparer l'endomètre à l'implantation et au maintien d'une gestation, suite à une éventuelle fécondation.

Ovaire à surface granuleuse Ovaire ne présentant pas à la palpation manuelle de structures fonctionnelles ou pathologiques mais dont la surface n'est pas lisse.

Son diagnostic est fréquent lors d'anoœstrus ou au début du méœstrus.

Ovaire à surface lisse Ovaire ne présentant aucune structure décelable à la palpation caractérisant souvent les cas d'anoœstrus profond et long.

I-2-1-1-Position

Les ovaires sont de petits organes pairs (voire figure 01), situés en position latérale de la ligne médiane de la cavité pelvienne sur le plancher du bassin suspendus par la partie la plus craniale du ligament large, ce dernier est lui-même bordé cranialement par le ligament suspenseur de l'ovaire. la face latérale du ligament large donne insertion au salpinx qui porte la trompe utérine (Soltner D, 1993).

Chaque ovaire a la forme d'une amande de 4cm de longueur sur 2,5cm de largeur et 1,5cm d'épaisseur c'est le lieu d'élaboration des gamètes femelles et production des hormones

Les ovaires sont suspendus au ligament large, qui se dédouble, formant la bourse ovarique (Barone R, 1990) (figure 01).

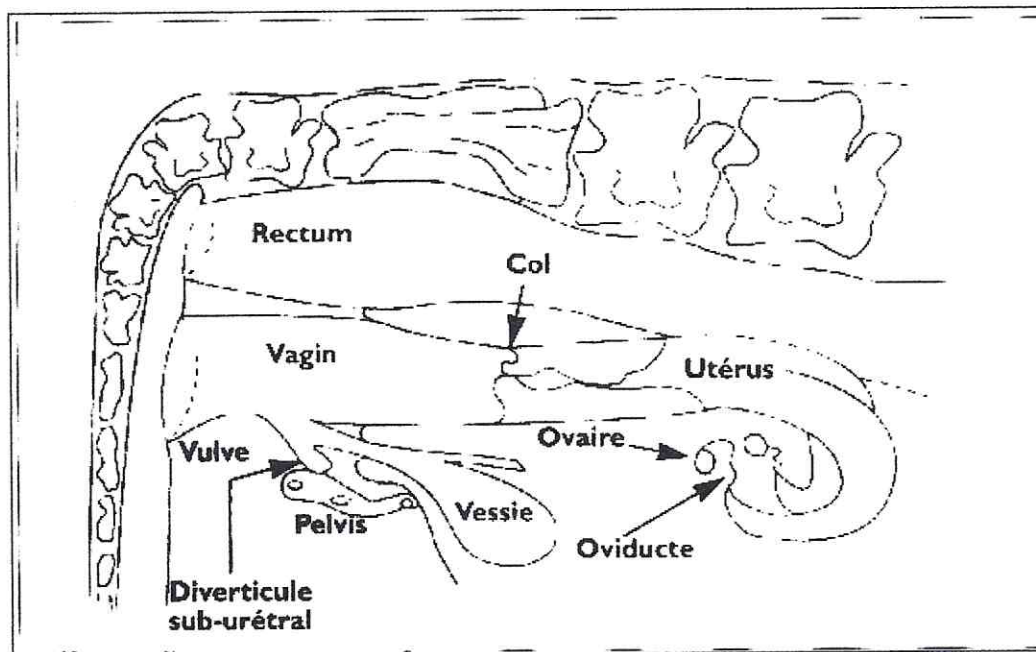


Figure 01 : Coupe médiane du bassin d'une vache. (Barone R, 1990).

I-2-1-2-Structure

Les ovaires de forme ovoïde la surface des ovaires sont souvent bosselés par les follicules et les corps jaunes (Barone, 1990). Un épithélium germinatif cubique simple enveloppe l'ovaire. Sous cet épithélium, on retrouve une couche de tissu conjonctif dense nommé l'albuginé. Un ovaire peut être sectionné en trois parties anatomiques différentes :



Le cortex

Appelée aussi zone parenchymateuse située sous l'albuginé et composée de tissus de soutien telles les fibres de collagènes, fibres élastiques et fibroblastes. Le cortex est le siège de l'activité folliculaire. On y retrouve donc les follicules qui renferment les gamètes femelles.

La médullaire

Partie centrale de l'ovaire contenant du tissu conjonctif lâche. Elle assure la pénétration et la ramification des nerfs, des vaisseaux sanguins et lymphatiques.

L'aspect extérieur et la structure de l'ovaire varient en fonction de l'âge, de la période du cycle sexuel et d'une éventuelle gestation. Elle est bosselée par les follicules pendant les phases actives de la vie génitale par contre, chez les animaux impubères ou en repos sexuel, la surface de l'ovaire est lisse. (Vaissaire J.P, 1977).

L'observation de la coupe de l'ovaire fait apparaître dans la zone médullaire, des follicules pouvant se trouver à plusieurs stades (Barone, 1990).

Le hile

Qui contient les nerfs, vaisseaux sanguins et lymphatiques (Barone R, 1978).

I-2-1-3- Follicules

Structure ovarienne assurant le développement et la maturation du gamète femelle, l'ovocyte. Il en existe différents types morphologiques: primordial, primaire, secondaire, tertiaire et de De Graaf. Au plan fonctionnel, les follicules sont classés en dominants et dominés. Sur les plans histologique et anatomique, on distingue les follicules cavitaires identifiables par échographie ou par palpation manuelle (tertiaire, de De Graaf) et non cavitaires (primordial, primaire et secondaire). A partir de la puberté, leur croissance se fait par vagues (2 ou 3 par cycle) (Hanzen et al, 2000).

Cliniquement, le follicule est identifié sur l'ovaire par palpation manuelle comme une zone lisse et dépressible de diamètre compris entre 1 et 2,5 cm et, par échographie, comme une zone anéchogène, plus ou moins sphérique, de taille comprise entre 2 et 25 mm, limitée par une paroi mince.

I-2-1-3-1-L'histologie du follicule

Chaque follicule ovarien (voir figure 02) fournit un micro environnement permettant la croissance et la maturation d'un ovocyte. De l'extérieur vers l'intérieur on retrouve les cellules de la thèque externe et interne, de la granulosa et les cellules du cumulus entourant l'ovocyte. Le follicule est constitué de deux types cellulaires, soit les cellules de la thèque et les cellules

de la granulosa. Les cellules de la thèque sont des cellules de types fibroblastiques et se divisent en deux couches cellulaires : la thèque externe et la thèque interne.

La thèque externe est compacte et traversée de vaisseaux sanguins et n'a pas de fonction sécrétoire. Au contraire, les cellules de la thèque interne sécrètent des stéroïdes (progestérone, androgènes et œstrogènes) (Moor et Trounson, 1977) grâce à un important réticulum endoplasmique lisse et des mitochondries à crêtes tubulaires, ce qui est une caractéristique des cellules synthétisant des stéroïdes (Stevens et Lowe, 1997).

Une lame basale contenant du collagène, de la fibronectine, de la laminine et des protéoglycans, sépare les feuillets des cellules de la thèque et de la granulosa. Les cellules de la granulosa ne sont pas irriguées par les vaisseaux sanguins et sont de type épithélial pseudostratifié.

Les cellules du cumulus oophorus sont des cellules de type granulosa entourant l'ovocyte qui se sont différenciées et qui constituent une sous-population. Les cellules du cumulus servent à nourrir l'ovocyte. La couche de cellules du cumulus (la couche la plus interne) qui est en étroit contact avec l'ovocyte, via des extensions cytoplasmiques se projetant à travers la zone pellucide, forme la corona radiata.

La corona radiata communique avec l'ovocyte et les cellules du cumulus via des pores appelés jonctions communicantes, « Gap Junctions ». Les cellules du cumulus sont, de plus, impliquées dans la modulation d'inhibiteurs de la maturation ovocytaire.

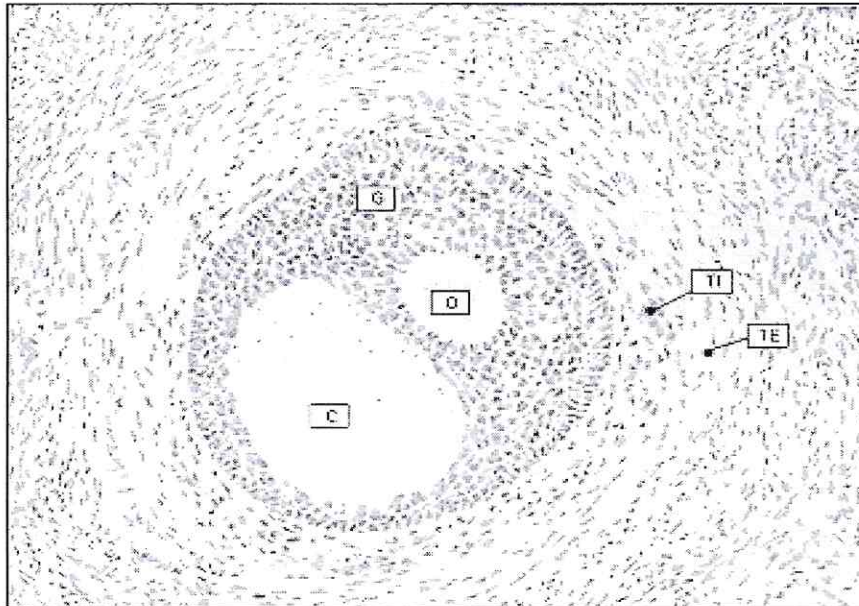


Figure 02 : Représentation schématique d'une coupe histologique d'un follicule ovarien.
(Stevens et Lowe, 1997).

Le follicule ovarien contient différents types cellulaires :

TE: Cellules de la Thèque Externe.

TI : Cellules de la Thèque Interne.

G : Cellules de la Granulosa.

C : Cavité antrale ou antrum.

O : Ovocyte. (Stevens et Lowe, 1997).

Pendant la folliculogénèse, l'ovocyte évolue dans son compartiment folliculaire, le follicule, jusqu'à l'ovulation. Le follicule ayant ovulé se transformera en corps jaune puis régressera en une cicatrice nommée corpus albicans (ou corps blanc) après la lutéolyse.

1-2-1-3-2-Follicules Primordiaux

Cette masse représente la réserve non renouvelable de follicule pour la vie reproductive des vaches .Le follicule primordial, de forme ellipsoïde , contient l'ovocyte (ovule immature) et est l'unité de développement fondamental des ovaires de vaches. Le diamètre des follicules

primordiaux est d'environ 40 à 50 μM et contient un ovocyte immature de moins de 30 μM de diamètre.

Ces follicules contiennent tous des ovocytes incapables de reprendre leur méiose. L'apparition des follicules primordiaux dans l'ovaire a lieu durant l'embryogenèse. Chez le bovin, ce phénomène se produit autour du 90^e jour de gestation.

Ce type de follicule se caractérise par un ovocyte au stade dictyé entouré par une seule couche de cellules épithéliales aplaties : les cellules de la pré-granulosa. Les pré-granulosa semblent être dérivés du rete ovari. La présence des cellules de la granulosa serait nécessaire pour que l'ovocyte puisse survivre et croître. Le follicule primordial est clairement délimité par du stroma ovarien et une lame basale.

Ces cellules stromales mésenchymateuses seraient possiblement l'origine des cellules de la thèque. Ces résultats suggèrent qu'il existerait une interaction entre les cellules de la thèque et les granulosa jouant un rôle des plus importants dans la régulation de la croissance et de la différenciation du follicule très tôt au cours de la folliculogenèse. Le cortex périphérique de l'ovaire contient les follicules primordiaux. Lorsque les follicules et les ovocytes commencent à prendre du volume et à s'expansionner, ils se déplacent plus profondément à l'intérieur du cortex. Chez le bovin, ils grossiront à l'intérieur du cortex jusqu'à ce que l'antrum redevienne visible en périphérie. Les facteurs régulateurs impliqués dans la différenciation ainsi que l'accumulation de plusieurs organelles dans le cytoplasme de l'ovocyte primordial restent à déterminer. Les facteurs biochimiques responsables de la croissance sélective de certains follicules demeurent encore inconnus.

2-1-3-3- Follicules primaires

Les follicules primordiaux seront activés pour devenir follicules primaires. Le mécanisme d'activation des follicules primordiaux et des ovocytes demeure encore inconnu (Fortune J.E, 1994). Les groupes de follicules primordiaux commencent à se développer pour devenir follicule primaire avant la naissance. Ce phénomène se produit indépendamment des hormones pituitaires gonadotrophines et ne semble pas être soumis qu'au contrôle ovarien.

Chez le bovin, ce phénomène se produit vers le 140^{ème} jour de gestation. Les ovocytes des follicules primaires ne diffèrent pas significativement en volume de ceux que l'on retrouve au stade primordial. Ils contiennent des ovocytes d'environ 30 μm de diamètre entourés de cellules de la granulosa devenues cuboïdales. Les ovocytes ne commenceront à prendre du volume qu'au moment où il y aura un nombre suffisant de cellules de granulosa, soit environ 40 cellules chez le bovin. Les cellules de la granulosa possèdent à ce stade des sites de liaison

pour la FSH et le bFGF. À ce stade, le diamètre folliculaire a progressé et mesure environ 100 μM . Des changements importants prennent place lors du développement du follicule primaire. La présence de jonctions communicantes (Gap Junctions) et de desmosomes entre les cellules de la granulosa et l'ovocyte a été démontré. De plus, c'est à ce stade que l'on observe la première trace de formation de la zone pellucide qui n'entoure pas encore tout à fait l'ovocyte. Elle finira de se former pour ceinturer complètement l'ovocyte qu'au moment où le follicule atteindra son stade préantral. La participation de l'ovocyte dans l'élaboration de la zone pellucide a été reconnue en se basant sur l'importance de son appareil de Golgi. Les mitochondries sont encore de formes rondes, mais ont augmenté faiblement de volume.

1-2-1-3-4-Follicules secondaires

Les follicules primordiaux, primaires et secondaires constituent ensemble 95% de la population folliculaire. Les follicules secondaires montrent une activité de divisions mitotiques intensives qui se manifeste par plusieurs couches de cellules de granulosa cubiques, ainsi qu'un ovocyte plus volumineux variant entre 50 et 60 μM . Chez le bovin, les follicules secondaires apparaissent vers le 210^{ème} jour de gestation. Le diamètre folliculaire est maintenant de 120 μM de diamètre. De plus, les cellules de thèques deviennent clairement identifiables à la face externe du follicule, favorisant ainsi le développement du réseau capillaire entourant l'ovocyte. Des sites de liaison à la FSH, au bFGF et à l'EGF sont présents sur les cellules de la granulosa, alors que les cellules de la thèque comportent plutôt des sites pour la LH chez le bovin. Bien que les sites de liaisons aux gonadotrophines soient présents à ce stade, il est bien reconnu que les premiers stades de croissance folliculaire sont indépendants des hormones gonadotropes. Enfin, il y a élaboration des granules corticaux et une migration des mitochondries rondes en périphérie.

1-2-1-3-5- Follicules tertiaires (antraux ou de De Graaf)

Les follicules secondaires deviendront tertiaires lorsqu'il y aura formation d'une cavité à l'intérieur du follicule connue sous le nom d'antra (ou antrum). Cette cavité est remplie de liquide folliculaire contenant de l'exsudat du plasma sanguin et de produits sécrétés par les cellules folliculaires. Le stade tertiaire correspond à la phase de recrutement folliculaire c'est au 270^{ème} jour de gestation que les premiers follicules antraux apparaissent.

Le follicule antral est composé de plusieurs couches de cellules de thèque, d'une membrane basale, d'un épithélium stratifié de cellules de la granulosa et d'un complexe ovocyte-cumulus

(COCs). La zone pellucide entourant l'ovocyte est maintenant devenue complète. Des projections de cellules de la corona radiata s'invaginent à la surface de l'ovocyte pour traverser la zone pellucide et former des jonctions communicantes ou gap junctions. À mesure que la croissance folliculaire augmente, les jonctions communicantes augmentent en nombre et en dimension. Cette association permet maintenant l'échange de facteurs régulateurs de la maturation ovocytaire. Il y a aussi modification de la structure des mitochondries, qui sont devenues en formes de crochets, et augmentation de leur dispersion. Juste avant l'ovulation un espace périvitellin se forme entre l'ovocyte et la zone pellucide.

Des caractéristiques stéroïdogéniques différentes ainsi qu'une distribution différente des récepteurs démarquent les cellules du cumulus des cellules de la granulosa. Les cellules de la granulosa possèdent des récepteurs à la FSH, tandis que les cellules de la thèque possèdent des récepteurs à la LH à leur surface. La stéroïdogénèse folliculaire est régulée par ces deux types cellulaires. C'est la théorie des deux cellules-deux gonadotrophines. Les cellules de la thèque produisent des androgènes une fois activées par leur récepteur LH. Les cellules de la granulosa, sous l'influence de la FSH utilisent les androgènes produits par les thèques. Les granulosa synthétisent les oestrogènes grâce à l'enzyme qu'elles possèdent, soit l'aromatase, qui transforme l'androstenedione en œstradiol. Les follicules au stade antraux sont devenus dépendants des gonadotrophines.

Les gonadotrophines peuvent influencer le développement des follicules antraux à partir du 60^{ème} jour post natal.

De plus, les cellules de la granulosa et de la thèque possèdent des sites de liaisons à l'IGF (Insulin Like Growth Factor). D'autres facteurs de croissance sont aussi présents dans le follicule tels le TGF β , l'EGF et le FGF. De plus, deux protéines, kit, un récepteur présent sur la membrane de l'ovocyte, et son ligand, kit-ligand, produit par les cellules de la granulosa, sont requises pour la formation de l'antra. Elles joueraient un effet protecteur contre l'apoptose, au stade du follicule pré-antral.

I-2-1-4-Le corps jaune

Structure ovarienne de forme sphérique ou ovoïde apparaissant après l'ovulation, formée par prolifération de cellules de la paroi du follicule et sécrétant la progestérone. Par exploration manuelle transrectale, il apparaît comme une structure à surface lisse et de consistance ferme (hépatique), de diamètre compris entre 2 et 3 cm, présentant souvent une papille plus saillante

(0,5 à 1 cm) en surface de l'ovaire. Le corps jaune de gestation est davantage enfoui dans l'ovaire et légèrement plus mou.

L'échographie montre une structure homogène, iso-échogène, de diamètre supérieur à 2 cm. Cependant, 60 % des corps jaunes présentent, à l'intérieur d'une paroi de plus de 5 mm d'épaisseur, une cavité de diamètre compris entre 2 et 22 mm (corps jaune cavitaire). Cette structure appelée à tort corps jaune kystique n'a pas de signification pathologique.

Le corps jaune hémorragique : structure de consistance molle de diamètre inférieur à 2 cm correspondant à un corps jaune en formation.

Son identification par exploration manuelle transrectale est difficile.

Le corps jaune atrétique : corps jaune ayant régressé se présentant sous la forme d'une structure dure, fibreuse, de 2 à 4 mm de diamètre, difficile à identifier par palpation manuelle.

Le corps jaune persistant : structure lutéale présente, en dehors de la gestation ou d'un pyomètre et en l'absence d'un retour en chaleurs de l'animal, au même endroit sur le même ovaire et de taille comparable lors de deux examens réalisés à 15 jours d'intervalle. Le diagnostic du corps jaune persistant étant exceptionnel, ce terme est employé de manière excessive. (Derivaux J., Ectors F., 1980).

I-2-2- Les trompes (oviducte ou salpinx)

Constitue la partie initiale des voies génitales femelles, c'est un conduit pair, étroit, tubulaire, flexueux, comprenant de l'arrière vers l'avant l'isthme, l'ampoule et le pavillon. Il assure la captation de l'ovocyte et le siège de la fécondation et du développement embryonnaire jusqu'au 4ème ou 5ème jour. Conduisent l'ovule fécondé ou œuf jusqu'à l'utérus. (Barone, 1990).

-Isthme de la trompe : Partie la plus rétrécie, à la base de l'oviducte, jouerait un filtre physiologique dans la remontée des spermatozoïdes jusqu'à l'ampoule (Soltner D, 1993).

-L'ampoule de la trompe : Partie médiane de l'oviducte, est le lieu de rencontre des spermatozoïdes et de l'ovule, donc de la fécondation.

-Le pavillon : Ou bourse ovarique, il a la forme d'entonnoir évasé où s'introduisent l'ovocyte et le liquide folliculaire au moment de l'ovulation.

I-2-3-L'utérus ou matrice

Partie de l'appareil génital de la femelle situé entre le vagin et les oviductes Représente l'organe de la gestation (assurant le développement de l'embryon puis du fœtus), De point de vue morphologique, l'utérus présente 3 parties :

-Deux cornes utérines

Segment crânial de l'utérus dans lesquelles débouchent les deux oviductes. Elles sont longues et recourbées ventralement. , elles ont un diamètre compris entre 2 et 5 cm. De nature essentiellement musculuse (myomètre), elles présentent d'évidentes modifications de consistance au cours du cycle œstral. Leur paroi interne, l'endomètre, est largement impliquée dans la régulation du cycle (sécrétion de prostaglandines).

Le ligament large s'insère au niveau de leur courbure. Elles sont effilées à leurs extrémités antérieures, et soudées sur une certaine étendue, à leur partie postérieure où elles sont réunies dans l'angle postérieur de bifurcation, par deux replis musculo-séreux superposés.

Entre ces deux replis, il est facile d'y introduire le doigt situé tout entier dans la cavité pelvienne chez les jeunes femelles, l'utérus gagne la cavité abdominale à la suite des gestations ; mais il dépasse rarement le plan vertical réunissant les deux angles de la hanche.

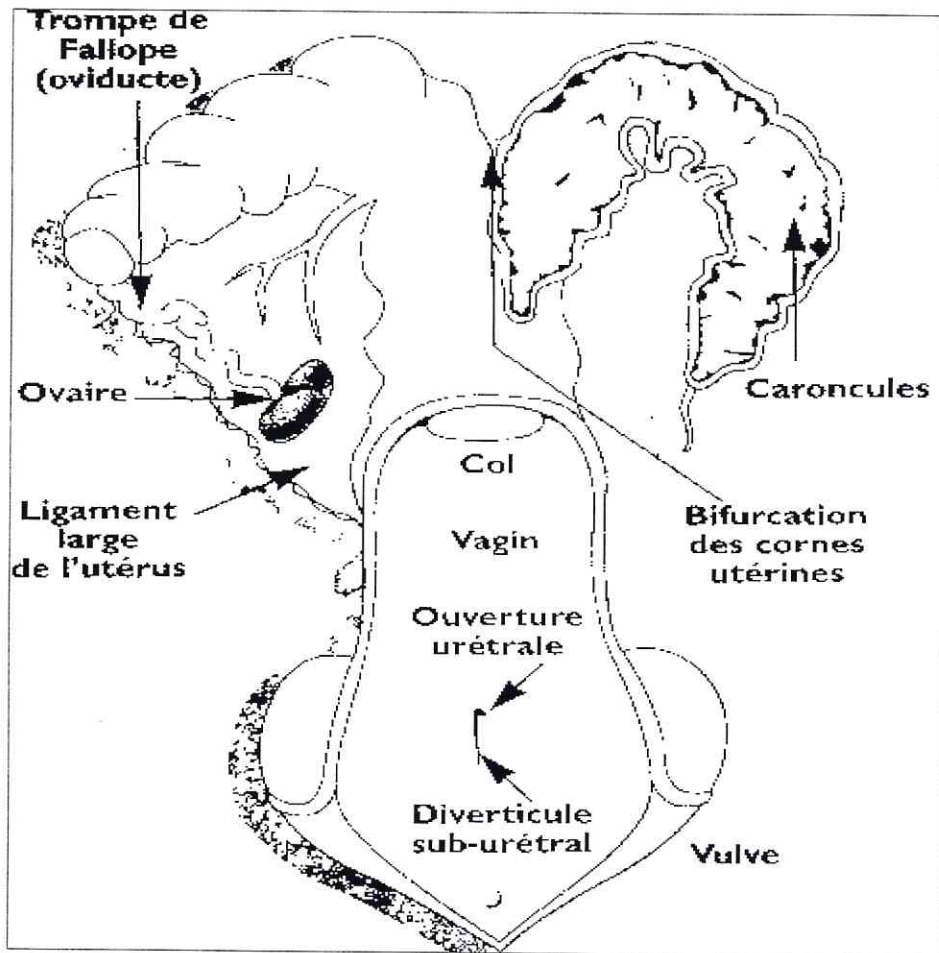


Figure 03 : Conformation intérieure de l'appareil génital d'une vache. (Vue dorsale, après ouverture et étalement de l'utérus, du vagin et du sinus uro-génital)
(BARONE1990).

-Corps utérin

Appelé aussi cavité utérine. La paroi du corps utérin est formée de trois tissus :

- **Une Muqueuse ou Endomètre**

Épaisse et molle, elle présente des plis longitudinaux fragmentés en élevures arrondies : ce sont les caroncules (70 à 110 en moyenne chez la vache). Après l'ovulation, l'épithélium de l'endomètre prolifère et forme des invaginations plus ou moins profondes, où débouchent les glandes utérines. La muqueuse joue un rôle fondamental dans la gestation en participant à la formation du placenta.

- **Une Musculeuse ou Myomètre**

Composée de trois couches inégales de fibres musculaires lisses. Ces fibres permettent les contractions utérines et l'expulsion du fœtus à la mise bas.

- **Une Séreuse ou Adventice**

Assurant la jonction utérus ligament large.

-Le col utérin ou cervix

Partie caudale de l'utérus située sur le plancher du bassin d'une structure cylindrique de 10 cm de longueur, et d'un diamètre compris entre 2 et 5 cm, il sépare le vagin du corps utérin, à paroi épaisse et dure; De nature essentiellement fibreuse, sa muqueuse est plissée et forme 2,3 voire 4 fleurs épanouies successivement et même concentriquement.

I-2-4- Le vagin

Partie du tractus génital, séparé de l'utérus par le col, il se termine vers l'extérieur par la vulve, formée d'un conduit membraneux s'étendant entre le méat urinaire et le col qui y forme une saillie bien marquée appelée fleur épanouie. (Vaissaire J.P, 1977).

Il est en rapport en haut avec le rectum, en bas avec la vessie et le canal de l'urètre, La muqueuse vaginale est tapissée de plis muqueux qui lui permettent de se dilater considérablement lors du passage du fœtus. (Derivaux et F. Ectors, 1980).

I-2-5- La vulve

Partie la plus caudale du tractus génital, c'est un orifice qui termine le canal génital situé sous l'anus dont elle est séparée par le périnée (le pont ano-vulvaire), (J.Derivaux et F.Ectors, 1980).

Comprenant deux lèvres musculaires latérales qui en assurent la bonne coaptation et deux commissures, supérieure et inférieure. Il en résulte un conduit impaire recevant l'organe mâle (pénis) pendant l'accouplement ou coït et donnant passage au nouveau-né lors de la parturition ou mise-bas.

I-3- Les vaisseaux de l'appareil génital

Tout le sang artériel de l'appareil génital est fourni par trois artères principales : l'utéro-ovarienne, l'utérine et la vaginal. (Derivaux et F. Ectors, 1980).

I-3-1- L'artère Utéro-Ovarienne

Naît de l'aorte postérieure, au voisinage de la petite mésentérique. Elle se divise près de l'ovaire en deux branches dont l'une, très flexueuse, est canalisée dans l'épaisseur de cet organe tandis que l'autre gagne la corne utérine. (Derivaux et F. Ectors, 1980).

I-3-2- L'artère Utérine

Issue de l'iliaque externe, passe entre les deux lames du ligament large, gagne la petite courbure où elle se divise en rameaux antérieurs et postérieurs. (Derivaux et F. Ectors, 1980). L'artère utérine est très développée en cours de gestation, et la perception du thrill à son niveau constitue un élément indicatif de l'état gestatif. Ce thrill est présent à partir du 4ème mois.

I-3-3- L'artère Vaginale

Naît de la honteuse, se porte sur la paroi du vagin et remonte jusqu'au corps de l'utérus. L'artère vaginale se développe considérablement en cours de gestation. (Derivaux et F. Ectors, 1980).

I-4-Le cycle sexuel chez la vache

Le cycle sexuel se traduit par des modifications initiales de la structure de l'ovaire, accompagnées au niveau des organes du tractus génital.

Le cycle sexuel, recouvre à la fois le cycle ovarien et le cycle oestrien, avec lequel il est souvent confondu (Vaissaire, 1977).

I-4-1-Le cycle ovarien

Chez la femelle non gestante, l'ovulation a lieu à intervalles réguliers.

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

Il peut être divisé en deux phases distinctes: la phase lutéale où prédomine le ou les corps jaunes, et la phase pré ovulatoire ou folliculaire (Gilbert B, 1995).

I-4-1-1-La phase lutéale

Elle correspond à la lutéogénèse et la lutéotrophie, elle est la plus longue. De l'ordre de 17 jours chez la vache, elle s'achève par le début de la lutéolyse et la différenciation des follicules cavitaires qui ovuleront au cycle suivant. Parallèlement pendant cette période de nombreux follicules subissent l'atrésie (Gilbert B, 1995).

Elle commence après l'ovulation lorsque le follicule s'effondre et le corpus luteum (ou corps jaune) est formé. Elle se traduit par une faible production d'œstrogènes ovariens, mais une forte concentration de progestérone provenant du corps jaune. Entre les ovulations, les corps jaunes sécrètent de la progestérone qui inhibera les sécrétions gonadotropes de l'hypophyse. Les comportements sexuels seront alors supprimés. En absence de fécondation, l'utérus secrètera des prostaglandines (PGF2 α) de façon endocrine. Cette hausse de PGF2 α résultera en la destruction des corps jaunes (lutéolyse) et supprimera ainsi du même coup la sécrétion de progestérone. Lorsque le corps jaune aura disparu, la glande pituitaire augmentera les taux de FSH et un nouveau cycle pourra commencer. Après l'involution du corps jaune, il ne persistera qu'une petite masse ovoïde blanchâtre (le corpus albicans ou corps blanc). Ce tissu fibreux relativement acellulaire diminuera de taille aux cours des ans, mais ne disparaîtra jamais, laissant une légère cicatrice . Par contre, si la femelle est fécondée, le corps jaune persistera et continuera de sécréter de la progestérone nécessaire à la gestation.

I-4-1-2-La phase pré ovulatoire ou folliculaire

Au cours de laquelle on assiste à une croissance brutale d'un ou plusieurs follicules à antrum destinés à ovuler, elle est beaucoup plus courte, 4 jours chez la vache, elle correspond en outre à la lutéolyse (Vaissaire, 1977).

Ces deux phases sont séparées par l'ovulation. Le cycle ovarien est l'élément fondamentale d'un cycle plus général qui intéresse l'ensemble de l'appareil génital femelle et auquel on donne le nom de cycle sexuel ou cycle oestrien (Vaissaire, 1977).

Elle est caractérisée par une forte production d'œstrogène ovarien, en absence de progestérone. C'est durant cette période qu'apparaît le comportement sexuel et la chaleur, nommé œstrus, qui dure 24 h à 48 h, au cours duquel l'insémination est réalisée. Pendant la phase folliculaire, la sécrétion de FSH encourage la croissance et le recrutement folliculaire suivi d'un pic de LH qui résultera en l'ovulation de follicule dominant chez la vache. Après l'ovulation, le niveau d'œstrogène chute brutalement, mais le taux de LH demeure constant aussi longtemps que le niveau de progestérone sécrété par le corps jaune n'est pas assez élevé.

I-4-2-Le cycle oestrien

Chez tous les mammifères, l'appareil génital femelle présente, au cours et pendant toute la période d'activité génitale, des modifications structurales se produisant toujours dans le même ordre et revenant à intervalles périodiques suivant un rythme bien défini pour chaque espèce .

Ces modifications, connus sous le nom de cycle sexuel ou cycle oestral commencent au moment de la puberté, se poursuivant tout le long de la vie génitale et ne sont interrompues que par la gestation, elle dépendant de l'activité fonctionnelle de l'ovaire, elle-même tributaire de l'action hypothalamo- hypophysaire (Vaissaire, 1977).

I-4-2-1- Le pro- oestrus

Période de maturation folliculaire, représente la période de transition entre la fin d'un cycle et le début du cycle suivant. Cette phase dure un à trois jours (entre le jours 20 et le jours 21), elle est caractérisée par:

- La régression du corps jaune du cycle précédant et la croissance folliculaire.
- Un ovaire avec un volume plus gros que pendant le dioestrus.
- Un oviducte congestionné.
- L'utérus s'hypertrophie, l'endomètre est congestionné et oedémateux, les glandes utérines augmentent leurs activités sécrétoires.
- Le vagin est fortement hyperémie.

I-4-2-2- L'oestrus

Etat physiologique de la femelle des mammifères qui les pousse à rechercher l'accouplement. Elle représente la période de réceptivité sexuelle qui dure en moyenne 24 heures marquant les premiers jours du cycle. C'est la période de maturité folliculaire suivi de l'ovulation 12 heures après fin des chaleurs.

Elle se caractérise par les modifications structurales et comportementales suivantes:

- Un ovaire ramolli avec un follicule mûr facilement palpable par exploration rectale.
- l'oviducte est très congestionné.
- La muqueuse utérine tuméfiée, rouge, le col utérin s'ouvre et l'écoulement d'une glaire cervical élastique.
- Acceptation du chevauchement.
- Beuglement.
- chute de production laitière.
- Mobilité plus grande.
- Réflexe lombaire.

I-4-2-3-Le post-oestrus ou metoestrus

C'est la phase qui succède à l'œstrus pendant laquelle les cellules de la granulosa du follicule ovulatoire subissent une lutéinisation responsable de la formation et fonctionnement du corps jaune, avec installation d'un état pré- gravidique de l'utérus.

Cette phase est caractérisée par:

- La diminution de la sécrétion des glandes utérines, cervicales et vaginales.
- Le début du développement du corps jaune non décelable à la palpation.
- Le col se referme (Vaissaire, 1977).

I-4-2-4-Le di- oestrus

Durant cette phase le corps jaune est en plein fonctionnement (sécrétion accrue de la progestérone) et dure 12 à 15 jours. Sur l'ovaire le corps jaune arrive à sa période d'état (vésicule molle, 2 à 3cm de long).

Cette phase est caractérisée par:

- Un grand développement des glandes utérines (subit une hyperplasie et hypertrophie).
- Les sécrétions du tractus génital sont rares et se collent.
- Le col est très dur et fermé.
- La muqueuse vaginale devient pâle (Hammond J, 1927).

I-5-Modifications physiologiques

Selon J.P. Vaissaire, 1977, les modifications physiologiques survenant sur l'ovaire de la vache au cours des différentes phases du cycle sont :

- pro-oestrus

- Volume plus gros que pendant le di-oestrus.

- oestrus

- Ovaire ramolli.

- Follicule mur (2cm) facilement palpable.

- Ovaire laisse ressentir une tension élastique.

- post-oestrus

- début de développement du corps jaune, non décelable à la palpation.

- di-oestrus

- corps jaune arrive à sa période d'état (vésicule molle, de 3cm de long).

I-6-Dynamisme de la croissance folliculaire

I-6-1- Notion de vague folliculaire

Ces dernières années, la mise au point et le recours de plus en plus intensif à l'échographie ont permis de décrire de manière plus précise la cinétique de la croissance folliculaire en confirmant la théorie de vague selon laquelle le développement folliculaire apparaît non pas de manière aléatoire mais sous la forme de croissance et de régression synchrones de plusieurs follicules appelés vagues.

Chaque vague consiste en l'émergence, tous les 7 à 9 jours environ, de plusieurs follicules, de diamètre égal ou supérieur à 5mm, par mis lesquels au bout de quelques jours apparaîtra un follicule dit dominant (Fortune et al, 1988).

La présence de deux ou trois vagues de croissance folliculaire entraîne des différences cliniquement décelable le cycle (12.5 vs 19.5 jours) et la phase lutéale (18 vs 16.7 jours) sont allongés si trois vagues de croissance folliculaire sont observées, de même dans ce cas la deuxième vague de croissance folliculaire apparaît plus précocement (9.4 vs 10.7 jours), le diamètre du follicule dominant de la première vague est moindre (12.8 vs 14.4 mm) et l'intervalle entre le moment où émerge le follicule dominant de la troisième vague et l'ovulation est plus courte (7 vs 11 jours) (Lavoir et al, 1990).

I-6-1-1-Mécanisme régulateur du nombre de vagues folliculaires

Le déterminisme du nombre de vagues par cycle est à ce jour encore peu connu, cependant des influences génétiques, nutritionnelles ou environnementaux propres aux follicules, peuvent être impliqués dans ce phénomène (Fortune et al, 1991).

Diverses observations cliniques et expérimentales ont néanmoins identifié le rôle essentiel joué par les variations quantitatives et qualitatives de la progestérone au cours du cycle.

Sur le plan qualitatif, l'allongement de la phase lutéal par l'administration exogène de progestagènes s'accompagne de l'apparition de 4 à 5 vagues de croissance folliculaire (Sirois et Fortune, 1990).

Sur le plan quantitatif une faible imprégnation progestéronique obtenue par la mise en place lors de la phase pré-ovulatoire du cycle d'un implant (Taylor et al, 1994).

Une double médiation des variations quand des variations quantitatives et qualitatives de la progestéronémie a été avancée:

L'action peut être locale

Certains auteurs ont en effet observé la présence d'un plus grand nombre de follicules sur l'ovaire ipsilatéral au corps jaune (Pierson et Ginther, 1986).

Résultat éventuel de l'atrésie du follicule dominant induite localement par la progestérone, capable d'y supprimer la synthèse d'oestradiol (Fortune et al, 1983).

L'action peut également être relayée par l'hormone LH

A la différence d'un état d'imprégnation progestéronique faible (Fortune et al, 1994). Une progestéronémie élevée naturelle ou induite exerce une rétroaction négative sur la libération de l'hormone LH. Il en résulte une réduction de la synthèse d'oestradiol par le follicule dominant et par conséquent sont atrésie. Ainsi, au cours du cycle, si la progestérone diminue alors que le follicule dominant de la deuxième vague de la croissance folliculaire est en phase de croissance, ce dernier va ovuler et le cycle ne comportera que deux vagues (Taylor et al, 1991).

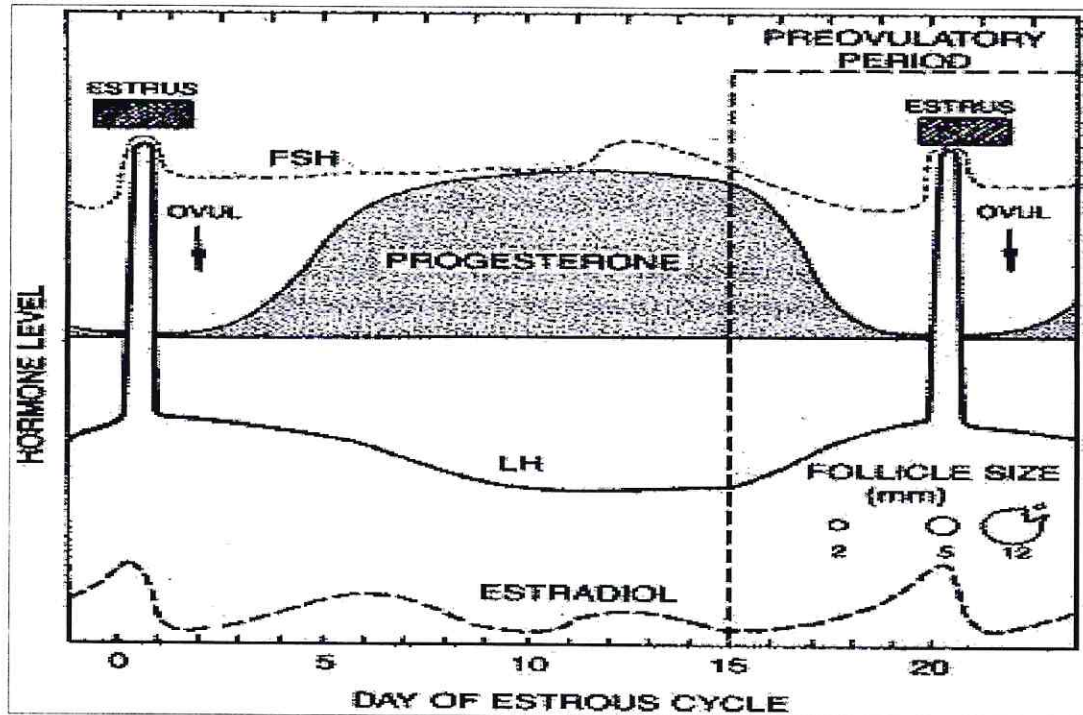


Figure 04 : Le déroulement du cycle sexuel d'une vache (Hanzen.2000).

I-6-1-2-Effets du cycle sexuel sur la dynamique folliculaire

Chez la vache, une à quatre vagues par cycle ont été décrites habituellement.

Cependant, un cycle ne comprend que deux à trois vagues, le follicule pré ovulatoire étant issu de la dernière vague (Adams, 1994).

La présence de deux ou trois vagues de croissance folliculaire entraîne des différences cliniquement décelables. Le cycle s'allonge si trois vagues de croissance folliculaire sont observées par rapport à deux vagues (21.5 vs 19.7 jours) de même dans ce cas la deuxième vague de croissance folliculaire apparaît plus précocement (9.4 vs 10.7 jours) avec une phase lutéale de (18 vs 16.7 jours).

Le diamètre du follicule dominant de la première vague est de (12.8 vs 14,4 cm) et l'intervalle entre le moment où émerge le follicule dominant de la troisième vague et l'ovulation est plus court (7 vs 11 jours) (Lavoir et Fortune, 1990).

I-6-2- Folliculogenèse

La folliculogenèse est la succession des différentes étapes du développement folliculaire ovarien, depuis le moment où il sort de la réserve jusqu'au moment de sa rupture à l'instant de

l'ovulation ou à son involution. Ce phénomène s'opère de façon continue, puisque chaque jour des follicules entrent dans une phase de croissance.

Chez les mammifères domestiques, la croissance folliculaire implique la présence de trois phénomènes bien distincts les uns des autres soit : le recrutement, la sélection et la dominance folliculaire. L'œstradiol et l'inhibine, dont la sécrétion augmente avec la croissance folliculaire, condamnent la sécrétion de FSH. La phase folliculaire couvre l'intervalle entre le début de la régression du corps jaune et l'ovulation.

Le développement des follicules antraux est régulé par les hormones gonadotropes, la FSH et la LH ainsi que des facteurs locaux tels les facteurs de croissance, les cytokines, les stéroïdes et autres molécules régulatrices connues et inconnues. Ces régulations peuvent être autocrines, paracrines et endocrines. Récemment, deux protéines, le récepteur kit et son ligand kit, ont été identifiés comme système paracrine étant impliqués dans la croissance ovocytaire et la différenciation des cellules de la thèque en début de la folliculogénèse (Drion et al., 2000).

I-6-3-Notion de recrutement, sélection et dominance folliculaire chez la vache

La croissance folliculaire se distingue en 3 phases, soit la phase de recrutement, la phase de sélection et la dominance folliculaire (Ginther et al, 1986). Ces phénomènes se produisent de façon continue et génèrent ce que l'on appelle des «vagues folliculaires». Une vague de croissance folliculaire est le développement synchrone d'un groupe de follicules à des temps différents, d'où le nom de vagues.

I-6-3-1- La notion de recrutement

Le terme "recrutement" s'applique à tout follicule qui à dépasser le stade auquel habituellement la plupart des follicules deviennent atrétiques (Fortune, 1994).

Le recrutement est l'entrée en croissance terminale d'un groupe de follicules.

Il concerne donc tout un ensemble de follicule entame dans un environnement d'influence gonadotrope que une maturation susceptible de les conduire à l'ovulation.

Les follicules après naissance deviennent sensibles aux gonadotrophines. Seuls les follicules ayant une dépendance aux gonadotrophines sont recrutés.

La taille folliculaire où apparaît la dépendance aux gonadotrophines est d'environ 3 mm chez la vache.

À mesure que le nombre de granulosa augmente dans le follicule en croissance, le nombre de récepteur à la FSH et à l'œstrogène augmente.

Le recrutement d'un nombre de follicules supérieur à celui nécessaire constituerait une garantie qu'au moins un follicule se trouve dans les conditions optimales de développement et de sensibilité à l'action de concentration minimales de FSH (Fortune et al, 1994).

La prolifération des cellules de la granulosa et des thèques diminue entre le jour 15 et l'œstrus, signe de leur différenciation.

Il a en effet démontré que la destruction d'un follicule dominant au début ou en fin d'une vague de croissance folliculaire retardait dans le premier cas la régression des follicules de taille directement inférieur et entraînait dans le second cas un recrutement plus précoce des follicules lors de la vague suivante. La taille de la cohorte des follicules recrutés est très variable entre les espèces.

I-6-3-2-La notion de sélection

La phase de sélection se caractérise par le choix du follicule qui deviendra dominant de la cohorte des follicules subordonnés. Les autres follicules entreront en atrophie. Les follicules subordonnés en croissance se feront compétition pour devenir dominants.

Cette notion trouve sa confirmation dans la constance du nombre d'ovulations malgré la diversité quantitatives et qualitatives de la population folliculaire entre individus. L'atrophie joue un rôle essentiel dans cette sélection, au cours de la phase de la sélection, le follicule dominant croît pendant plusieurs jours jusqu'à atteindre la taille de 9 mm environ (Sirois et Fortune, 1988).

Pendant la phase de sélection, la dépendance gonadotrophique des cellules passe de la FSH à la LH. C'est la baisse de FSH qui conduit à l'apparition du follicule dominant, ainsi que l'apparition du récepteur LH sur celui-ci. Pendant la folliculogénèse terminale, la cohorte sera réduite au nombre d'ovulations caractéristiques à chaque espèce soit 1 chez la vache (espèce monoovulatoire). Récemment, il a été observé que la sélection du follicule dominant se faisait 36 à 48 heures après le début de recrutement. Elle est temporellement liée à l'expression par le follicule de l'ARN, messager des récepteurs à l'hormone LH.

Le premier follicule qui acquiert des récepteurs à l'hormone LH devient le follicule dominant car ces cellules de granulosa sont capables de répondre aux hormones LH et FSH (Ko J.C et al ,1991).

I-6-3-3-La notion de dominance

La notion de dominance a été particulièrement bien décrite dans l'espèce bovine. Il n'y a plus de recrutement lors de la phase de dominance, le follicule sélectionné pour être dominant semble être celui qui développe en premier les récepteurs à la LH en surface de ces cellules de la granulosa. Les récepteurs à la LH sur les granulosa apparaissent lorsque les follicules ont atteint 5 à 6 mm et sont maximaux au jour 20 du cycle œstral. Elle est toute à la fois morphologique et fonctionnelle (Lavoit et Fourtune, 1990).

Elle est qualifiée de morphologique parce qu'elle est exercée par le plus gros follicule présent sur l'un ou l'autre ovaire. Elle est également fonctionnelle parce que le follicule dominant est le seul qui soit capable de provoquer la régression de follicules en croissance ou d'inhiber la croissance d'autres follicules (Sirois et Fortune, 1990), et d'ovuler dans environnement hormonal approprié (Gong et al, 1993).

Lors des premières vagues de croissance folliculaire, le follicule dominant ne pourra ovuler que si la régression du corps jaune est induite par une injection de prostaglandines, si cette injection est réalisée après la fin de dominance fonctionnelle, le follicule morphologiquement dominant subira l'atrésie et une nouvelle phase de recrutement s'initiera.

La diminution de FSH serait engendrée par la sécrétion de facteurs de rétrocontrôles négatifs par le follicule dominant tel l'inhibine et l'œstradiol. Ces facteurs associés à la baisse de FSH empêcheraient le développement des follicules subordonnés par le follicule dominant (Fortune, 1994).

L'intégration des notions de recrutement, sélection et dominance à celle de vagues de croissance folliculaires permet de répartir les follicules d'une même vague de croissance folliculaire en quatre classes (Lucy et al, 1991):

• Les follicules de première classe

La première concerne les follicules recrutés; leurs tailles comprises entre 3 et 5 mm est inférieur à la taille minimale requise pour observer une ovulation.

Pendant les deux premiers jours d'une vague, le nombre de ces follicules diminue tandis que celui des follicules de la classe deux augmente.

• Les follicules de deuxième classe

Leur taille est comprise entre 6 et 10 mm, leurs cellules granuleuses ne possèdent pas de récepteurs à l'hormone LH et peuvent potentiellement devenir le follicule ovulatoire (Irland et Roche, 1982).

- **Les follicules de troisième classe**

Cela concerne le follicule dominant qui apparaît vers le jour, sa taille est comprise entre 10 et 15 mm, sa granuleuse possède des récepteurs à l'hormone LH, il est virtuellement capable d'ovuler et sa présence s'accompagne au cours des jours suivant d'une diminution du nombre des follicules de la classe deux et vers le 6^{ème} et 7^{ème} jours de la vague, d'une augmentation du nombre de follicules de la classe un.

- **Les follicules de quatrième classe**

La quatrième concerne le follicule pré ovulatoire de taille supérieure à 15 mm qui persistera sur l'ovaire pendant 5 à 7 jour avant d'ovuler ou de s'atrophier. (Hanzen et al, 2000).

Suite à une forte élévation des gonadotrophines, si le follicule dominant se développe en synchronie avec la phase folliculaire du cycle œstral, il s'ouvrira et libèrera l'ovocyte : c'est l'ovulation. Sinon il rétrogradera par atrophie :

I-7-Ovulation

L'ovulation est l'étape ultime où le follicule dominant de la phase folliculaire du cycle œstral libère son ovocyte pour la fécondation. Suite au pic de LH (hormone lutéinisante) relâchée par l'adénohypophyse, l'ovulation se manifeste ultérieurement selon un temps caractéristique à l'espèce, 29-31 h chez la vache. Il y a appel d'eau vers l'intérieur du follicule (œdème) dû à l'acide hyaluronique produit par les cellules du cumulus en réponse à la décharge ovulatoire. Durant le processus, il y a une activité protéolytique intense qui s'accomplit. Le tissu conjonctif de l'apex folliculaire se dissocie, rendant la région sensible à la rupture (Reed et al, 1979). L'apport sanguin change drastiquement dans les vaisseaux capillaires des thèques, provoquant ainsi un encombrement et étire la membrane basale soutenant les cellules de granulosa, provoquant ainsi le relâchement de l'ovule

Plusieurs changements morphologiques et métaboliques se produisent au cours de l'ovulation. Les activités stéroïdogéniques changent radicalement. Les cellules de la granulosa emmagasinent des gouttelettes lipidiques dans leur cytoplasme témoignant de l'augmentation de la progestérone. Cette synthèse de progestérone demeure l'un des changements d'importance majeure. L'augmentation de la progestérone est associée à la diminution drastique de la sécrétion d'œstradiol par le follicule pré-ovulatoire. Ces changements se déclenchent ultérieurement au pic de LH. Plusieurs des changements morphologiques et métaboliques observés lors de l'ovulation ressemblent à ceux observés lors d'une réaction inflammatoire.

Quelques agents similaires ont été identifiés et sont impliqués dans ces 2 phénomènes tels l'histamine, le PAF «platelet activating factor», la bradykinine, les prostaglandines E₂ et F_{2α} et les leucotriènes . Ces agents conduisent à une vasodilatation, une lyse du collagène, un remodelage du tissu, une hyperthermie, un œdème, une prolifération cellulaire, ainsi que d'autres réactions de type inflammatoire. Il a été démontré que l'administration d'indométacine, un inhibiteur des prostaglandines, inhibe l'ovulation .Peu après le pic de LH, l'ovocyte reprendra sa division méiotique pour arriver au stade de métaphase II au moment de l'ovulation. Une fois libéré de son follicule De Graaf, l'ovule ne subit pas de transformation majeure. Il est donc prêt à être fécondé par un spermatozoïde.

I-8-Atrésie folliculaire

La majorité des follicules sont voués à l'involution (ou atrésie folliculaire), soit 99.9 % . L'atrésie se définit comme étant la régression du follicule jusqu'à sa disparition dans le stroma ovarien. L'atrésie folliculaire est le processus normal qui permet d'éliminer les cellules inutiles, qui ne se sont pas développées correctement et/ou qui sont endommagées. Pour définir l'atrésie folliculaire, deux types de critères sont généralement utilisés, soit les critères morphologiques tels la taille du follicule, le nombre et l'aspect des cellules de la granulosa, nombre de pycnoses (point noir de nécrose), soit des critères fonctionnels telle la production d'œstrogène, androgène et de progestérone, liaison de LH et FSH sur les récepteurs.

I-9- Ovocyte : morphologie

L'ovocyte (ovule immature) est l'unité de développement fondamental des ovaires de mammifères. Le début de la croissance des ovocytes est apparemment régulé que par des facteurs ovariens et n'est pas d'origine gonadotrope. L'ovocyte est entouré de cellules du cumulus elles-mêmes entourées de cellules de granulosa. La première couche de cellules du cumulus qui est accolée à la zone pellucide forme la corona radiata .Certaines évidences démontrent l'importance des interactions entre l'ovocyte et les cellules du cumulus via des jonctions communicantes. Ces jonctions permettraient l'apport de nutriments et de substrats pour favoriser la croissance ovocytaire. La zone pellucide, tant qu'à elle, servira à l'interaction de liaison grâce à ces glycoprotéines de surfaces (ZP) entre l'ovule et les spermatozoïdes lors de la fécondation. L'ovocyte présente aussi un nombre limité de microvillosités à sa surface. Les mitochondries sont ovoïdes et l'appareil de Golgi est situé près du noyau. Les ribosomes sont rarement associés au petit réticulum endoplasmique. Plusieurs ovocytes dégèrent

pendant la prophase-1 de la méiose. Le mécanisme par lequel les ovocytes sont éliminés est par la phagocytose des cellules somatiques environnantes. Le mécanisme responsable du maintien de l'arrêt méiotique pour une longue période de temps demeure encore inconnu aujourd'hui.

I-10-Les hormones de la reproduction

I-10-1-L'axe hypothalamo- hypophysaire

L'hypothalamus apparaît comme un véritable carrefour entre le système nerveux et l'appareil endocrinien; il reçoit des informations d'origine externe appartenant à toutes les modalités sensorielles (lumière, températures...). Ses connexions préférentielles avec le système hypophysaire en font la zone clef des coordinations neuroendocriniennes, il apparaît ainsi comme le véritable (chef d'orchestre) du système hormonal (Gilbert B, 1995).

L'hypothalamus a une activité neuro- glandulaire orientée dans deux directions:

1-l'antéhypophyse par l'intermédiaire du système porte, et le lobe nerveux, hypophysaire par l'intermédiaire de l'éminence médiane.

2-l'adénohypophyse représente un organe glandulaire relativement simple en dépit de la multiplicité des hormones élaborées et des modalités de contrôle.

Par contre la neuro- hypophyse est un organe complexe: sa partie distale le lobe nerveux; constitué d'un simple réservoir d'hormones, tandis que sa partie proximale; l'éminence médiane est un carrefour d'où divergent les deux groupes de neuro- hormones hypothalamiques, c'est à ce niveau que peuvent s'établir les corrélations encore mal connues qui semblent exister entre les deux axes fonctionnels.

I-10-2- Les hormones hypothalamiques

GnRH

Il semblerait qu'il y est, une seule hormone hypothalamique dotée de la double activité de stimulation gonadotrope, cette substance a été appelée GnRH (gonadotropin releasing hormone) ou gonadolibérine, elle libérerait mieux LH que FSH (Scheiber Y, 1974).

La gonadolibérine GnRH est une hormone protidique responsable de la synthèse et de la libération de deux hormones hypophysaires, les gonadotropines FSH et LH (Gilbert B, 1995). Les principales activités de GnRH:

Chez la vache, la GNRH provoque la libération de LH, induit l'ovulation du follicule dominant.

PIH, PRH :

Pour la prolactine (PRL), chez les mammifères, "Inhibing hormone" prédomine dans la régulation de cette activité. C'est le PIH (prolactine inhibing hormone) ou PIF ou prolactostatine (Meites J, 1970).

La levée d'inhibition vis-à-vis de la prolactine qui se produit au cours de la gestation et surtout de la lactation correspond à la disparition du PIH au niveau de l'hypothalamus. Cette disparition peut avoir un conditionnement humoral et nerveux:

-humoral : Pendant la gestation, les oestrogènes libérés en excès vident l'hypothalamus de son PIH.

-nerveux : Pendant la tété, il y'a stimulation des cellules à prolactine et disparition du PIH de l'hypothalamus (Vaissaire, 1977)

TRH :

Le TRH(thyrotropin releasing hormone) ou TRF ou thyrolibérine est l'hormone hypothalamique qui favorise la libération de la thyroestimuline (TSH) ou thyrotrophine, hormone adéno- hypophysaire qui stimule la production d'hormone thyroïdiennes .

I-10-3-Les hormones hypophysaires

L'activité endocrine des glandes sexuelles est en corrélation fonctionnelle obligatoire avec le lobe antérieur de l'hypophyse.

FSH :

Hormone folliculo-stimulante ou follitropine, c'est une glycoprotéine, sa sécrétion est sous la double commande de l'hypothalamus et de facteurs périphériques.

Les principales activités de FSH sont résumées comme suit:(Vaissaire, 1977)

- Ne peut, seul, provoquer l'ovulation mais prépare l'ovaire à l'action de LH.
- Provoque la sécrétion du liquide folliculaire, favorise la prolifération de la granulosa.
- Aide au maintien du corps jaune avec le concours d'autres hormones.
- Stimule la sécrétion des oestrogènes par les follicules.
- Chez la ratte hypophysectomisée ou impubère, FSH provoque le développement de l'ovaire, l'accroissement et la maturation de follicule de De Graaf (Vaissaire, 1977).

LH :

Ou hormone lutéinostimulante ou lutropine est également une glycoprotéine.

Les principales activités de LH sont résumées:(Vaissaire, 1977)

- Achève la maturation des follicules.

- Provoque l'ovulation (synergie fonctionnelle avec FSH).
- Entraîne la formation du corps jaune et stimule la sécrétion de progestérone à partir de cholestérol.
- Stimule l'activité métabolique de l'ovaire (débit circulatoire, captation de glucose, consommation d'oxygène, synthèse de l'ARN sont augmentés, le taux d'acide ascorbique est fortement déprimé).
- LH associée ou non à FSH et à PRL stimule la sécrétion de différents stéroïdes (oestrogènes, progestérones...).
- Inhibe sa propre libération (probablement en diminue la sécrétion de LH-RH) selon que les oestrogènes et les progestagènes agissent à doses faibles ou fortes, et selon qu'ils influencent l'un ou l'autre des centres régulateurs leur action "feed-back" est positive ou négative.
- Chez la femelle hypophysectomisée, LH provoque la régénération du tissu interstitiel de l'ovaire.

PRL :

La prolactine, hormone lutrope ou lactogène est une hormone protéique. Les principales activités de la prolactine sont résumées.

- Chez la femelle la prolactine a une action sur les glandes mammaires (stimulation) après traitement par les oestrogènes et la progestérone.
- Action sur la lactation; nécessaire à l'initiation et au maintien de la sécrétion lactée.
- Inhibition des contractions du myomètre.
- Relâchement du col utérin chez la ratte.

Nous avons vu que la régulation de la sécrétion de PRL dépendait des hormones hypothalamiques PIH et peut être PRH, de la tété, des hormones génitales circulantes et d'autres facteurs pharmacologiques (Vaissaire, 1977).

L'ocytocine :

C'est une substance capable d'augmenter le tonus, la force ou le rythme des contractions de l'utérus, sécrétée par l'hypothalamus elle est libérée par la post- hypophyse sous l'influences des hormones génitales (oestrogènes et progestérone en proportion convenable) (Vaissaire, 1977).

L'ocytocine a une action sur les glandes mammaires; au cours de l'allaitement la succion de la tétine libère l'ocytocine (stimuli atteignant l'hypothalamus par l'intermédiaire des voies sensibles de la moelle épinière) qu'est responsable de l'éjection du lait par action contractantes directe sur les cellules myoépithéliales de la mamelle.

I-10-4-Les hormones génitales

Les hormones génitales, sécrétées principalement par les gonades, ou glandes sexuelles, et placenta, sont chargés d'assurer dans la sphère génitale, l'équilibre physiologique, le développement et le maintien des caractères sexuels et les corrélations indispensables à la reproduction (accouplement, fécondation, gestation et parturition).

On distingue les androgènes (testostérone), les oestrogènes (oestradiol, oestrone,...), et les progestagènes (progestérone) (Vaissaire, 1977).

Les androgènes :

Les androgènes ou hormones mâles sont des hormones stéroïdes, capables de développer et de maintenir les caractères sexuels mâles, d'intervenir dans la spermatogenèse, et de conditionner le comportement sexuel de mâle.

La testostérone est l'hormone mâle naturelle qui sert de référence pour ces hormones.

Les principales activités des androgènes chez la femelle sont (Vaissaire, 1977)

- Au niveau de l'utérus, lutéotrophie.
- Au niveau de l'hypothalamus, hypophyse: freination hypophysaire.
- Au niveau de système nerveux central: action sur le comportement sexuel.

Les oestrogènes :

Provoquent l'œstrus (période pendant laquelle la femelle des mammifères est fécondable: période de rut " ensemble des phénomènes contemporains de l'ovulation").

- Leur administration prolongée diminue la sécrétion des gonadotrophines et par la suite entraîne l'atrophie des ovaires.
 - La castration déclenche une hypersécrétion des gonadostimulines.
 - Par ailleurs, selon la dose, les oestrogènes favorisent ou inhibent la libération de LH et de PRL.
- Chez la femelle normale, les oestrogènes provoquent la congestion de l'oviducte et de l'utérus, l'avortement chez certaines espèces et inhibent l'instinct maternel.

Les principales activités des oestrogènes dans la sphère génitale:(Vaissaire, 1977)

- Pendant la vie intra-utérine: sexualisent l'hypothalamus dans le sens femelle.
- Assurent le développement et le maintien des caractères sexuel de la femelle.
- Déclenchent l'œstrus: provoquent la prolifération de la muqueuse utérine, et la stratification de la muqueuse vaginale.
- Provoquent l'ovulation.
- Assurent le maintien du corps jaune.

- Augmente le péristaltisme de l'oviducte.
- Participent à des feed-back (-) et (+) : augmentent ou diminuent la sécrétion de LH-RH: augmente ou diminue la libération de LH.
- Diminue la libération de PIH et augmente la libération de PRL.

Les progestagènes :

Les progestagènes forment également un groupe d'hormones naturelles sécrétées principalement par l'ovaire (progestérone) ou de produits de synthèse qui agissent sur la muqueuse utérine, préparée par les oestrogènes, pour permettre la nidation ou implantation de l'œuf .

La progestérone est une hormone sexuelle stéroïdienne, sécrétée par le corps jaune fonctionnel pendant la période post- ovulatoire du cycle, par le corps jaune gravidique pendant la gestation puis par le placenta (Vaissaire, 1977)

Les principales activités biologiques de la progestérone sont:

Notons que la progestérone, à elle seule, ne déclenche que de faibles réactions

Les organes cibles doivent être préalablement préparés par les oestrogènes qui agiront en suite en synergie avec la progestérone :

- Au niveau de l'ovaire, la progestérone peut inhiber l'ovulation.
- Une hyperplasie de l'endomètre : les glandes prolifèrent et s'allongent.
- Une inhibition de la motricité du myomètre même sous l'action de l'ocytocine et une prolifération de la muqueuse utérine ce qui maintiennent la gestation.
- Augmente la sécrétion de prolactine et diminue la libération de PIH.
- Augmente la libération de LH.
- Inhibe le pic pré- ovulatoire de LH-RH.

La relaxine :

Est une hormone polypeptidique sécrétée par le corps jaune et le placenta de début à la fin de la gestation.

La plupart des actions physiologiques de la relaxine présupposent la sensibilisation des tissus intéressés par les hormones stéroïdes femelle, notamment les oestrogènes.

Les principales actions sont:

- Elle favorise la croissance de l'utérus.
- Elle provoque l'inhibition des contractions utérines et la dilatation du col utérin.
- Elle agit en synergie avec l'oestradiol et la progestérone sur la croissance de la glande mammaire.

L'inhibine :

Est une substance protidique classée dans les groupes des cyberines: substances autre que les stéroïdes interfèrent sur le contrôle des gonadotrophines hypophysaires et intervenant dans le processus de maturation gamétique; leur intervention se situerait au niveau des facteurs de liaison des hormones hypophysaires sur les récepteurs gonadiques.

I-10-5-Autres hormones génitales

Le placenta endocrine

Son rôle endocrine a été reconnu pour la première fois par HALBAN (1905), depuis on attribue au placenta l'élaboration de nombreuses hormones gonadotrophines; relaxine, oestrogène, progestérone, androgène.

HCG :

La gonadotrophine chorionique est une glycoprotéine, sécrétée par le placenta éliminée dans les urines de femme en ceinte, de certaines primates et de jument gravis, l'action de HCG est de type LH:

- Elle provoque l'apparition de follicules hémorragiques et de corps jaune au niveau de l'ovaire.
- Elle maintient le corps jaune.
- Elle agit sur les gonades mâles et femelles en stimulant les cellules interstitielles et les corps jaunes, déclenchant de la stéroïdogénèse.

PMSG :

Le sérum de jument gravis contient une gonadotrophine (prégnant mare sérum gonadotrophin), glycoprotéine qui apparaît entre le jour 40 et 45 de la gestation, elle permet ainsi le diagnostic biologique de la gestation chez la jument, elle stimule les follicules comme FSH et la glande interstitielle de l'ovaire comme LH en favorisant la sécrétion de la progestérone.

Les prostaglandines :

Sont un ensemble de molécules de natures lipidique; elles doivent leur nom au fait qu'elles ont été isolées pour la première fois dans la prostate (Gilbert B et al, 1995). Ce sont des substances hormonales dérivées de l'acide prostanoïque, la plus importante d'entre elles pour la reproduction est la PGF_{2α}.

Les prostaglandines se trouvent dans tous les tissus et organes des mammifères, leur teneur dans l'appareil génital mâle et femelle est particulièrement élevée à l'exception du liquide séminale. En ce qui concerne la reproduction, leurs principaux rôles sont les suivants:

- Elles sont présentées dans le follicule pré- ovulatoire, permettant l'éclatement du follicule au moment de l'ovulation.
- Elles déclenchent la régression du corps jaune ou lutéolyse: les prostaglandines sont alors essentiellement d'origine utérine, à ce titre qu'elles sont utilisées chez les femelles bovines cyclées pour la maîtrise des cycles sexuels.
- Elles déclenchent et entretiennent les contractions du myomètre au moment de la mise- bas, elles peuvent être utilisées pour induire la mise bas surtout chez la vache.
- Parturition : Cause des contractions utérines, pendant la fin de gestation, PGE2 et PGF2 α entraînent l'avortement.
- Ovaire : Action lutéinisante (stimulation de la production de la progestérone).

Chapitre II

Bases physiques de l'échographie

II-1-Introduction

L'échographie est une technique d'imagerie médicale qui utilise les **ultrasons**. Ainsi, la réflexion des ondes ultrasonores pour l'exploration visuelle d'un organe ou d'une région, (l'écho renvoyé par les différentes structures) est reçue sur **un écran cathodique**.

Des **sondes** émettant et recevant des vibrations ultrasoniques de 4 à 20 Megaheurtz (MHz), avec des distances focales différentes selon l'organe à explorer, sont promenées sur la surface à explorer.

II-2-Sons et ultrasons

Les ultrasons sont des sons dont la fréquence est supérieure à 20 000 Hz ; ils sont inaudibles pour l'oreille humaine. En échographie vétérinaire, les fréquences les plus employées se situent entre 3,5 et 10 MHz.

-Caractéristique de l'onde sonore

Les sons sont émis par des corps animés d'un mouvement vibratoire et se propagent sous forme d'ondes mécaniques susceptible de subir des réflexions (écho), des réfractions et des interférences. La propagation des sons ne peut se faire que dans la matière. Les sons ne sont pas transmis par le vide, contrairement aux rayonnements électromagnétiques (rayons x). Les molécules du milieu traversé subissent des phénomènes de compression et de relaxation successifs et transmettent ces modifications aux molécules voisines.

L'onde sonore en déplacement dans un milieu donné est caractérisée par sa fréquence et sa longueur d'onde. Ces deux caractéristiques permettent de déterminer la vitesse de propagation des sons dans le milieu.

La vitesse de propagation des sons dans la matière dépend essentiellement des caractéristiques du milieu (élasticité, densité). La vitesse de propagation moyenne dans les tissus mous (1540m/s) est utilisée pour déterminer la distance de l'écho.

II-3-Quelques types d'échographes

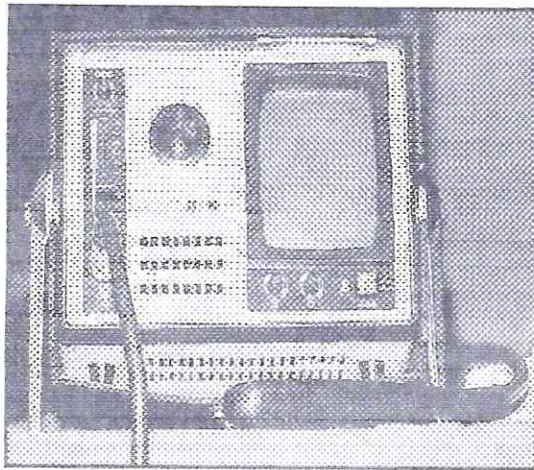


Figure 05: Pie Médical 860 (Hanzen ,2000).

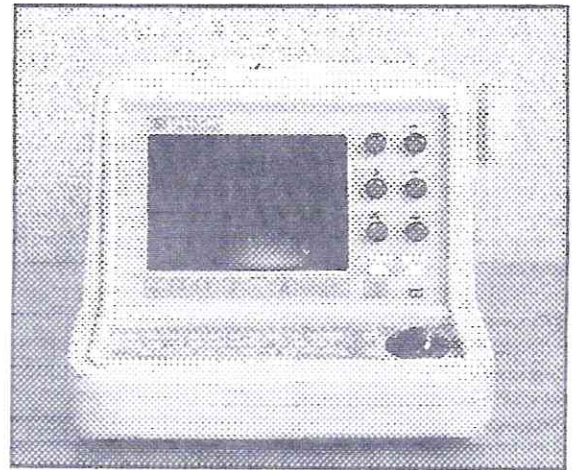


Figure 06: Dynamic Imaging (Hanzen ,2000).

II-4-La sonde

II-4-1- Transducteur et effet piézoélectrique

Un transducteur est un élément qui transforme une forme d'énergie en une autre. Pour les sondes d'échographie, l'énergie électrique est convertie en ultrasons et vice versa.

La sonde est composée de la juxtaposition de cristaux piézo-électriques comme le quartz qui ont la propriété de se changer lorsqu'ils sont soumis à un champ électrique.

En appliquant un courant alternatif sur un cristal piézoélectrique, le cristal se comprime alternativement et émet donc un son. Dans une sonde d'échographie, l'excitation du cristal piézoélectrique est réalisée par une impulsion électrique, à la manière d'une cloche que l'on frappe.

Le cristal entre alors en résonance et émet des ultrasons dont la fréquence dépend de l'épaisseur du cristal. La fréquence est d'autant plus élevée que le cristal est mince.

Les ultrasons, générés par ces cristaux, entrent au contact des tissus organiques, qui, selon leur impédance acoustique (c'est-à-dire, leur résistance à la transmission des ultrasons), vont plus ou moins les réfléchir (Chevalier, 1988).

II-4-2-Les différents types de sondes

II-4-2-1- Sonde linéaire

Ces sondes présentent de nombreux avantages (Moumene, 2002):

a- L'apprentissage de la manipulation et de la représentation dans l'espace du plan de coupe est rapide.

- b- Le plan de coupe est constitué de lignes d'échos réfléchies toutes parallèles entre elles; la résolution latérale est bonne et constante sur toute la profondeur du champs examiné.
- c- Il est possible de visualiser des structures de grandes dimensions (plusieurs centimètres) même à proximité immédiate de la surface de la sonde ce qui est souvent le cas en gynécologie bovine. Cependant divers inconvénients peuvent être signalés:
- d- La surface avec la partie à examiner doit être importante; C'est le matériel idéal pour les vétérinaires qui utilisent l'échographie essentiellement pour la gynécologie des bovins (Mialot et al, 1991).

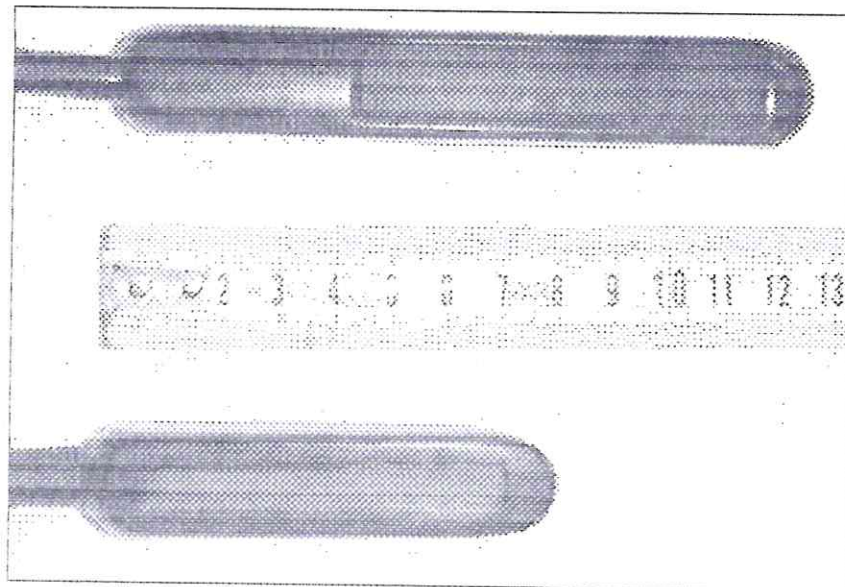


Figure 07: Sonde linéaires (Hanzen, 2005).

II-4-2-2- Sonde sectorielle

Elles sont intéressantes pour examiner les parties profondes. Elles permettent des plans de coupes transversales. Par contre, elles provoquent une distorsion de l'image. Les structures de grandes dimensions sont donc de visualisation plus difficile, à proximité de la sonde. De plus, elles sont plus chères, plus fragiles, et d'une durée de vie plus faible par rapport aux sondes linéaire.

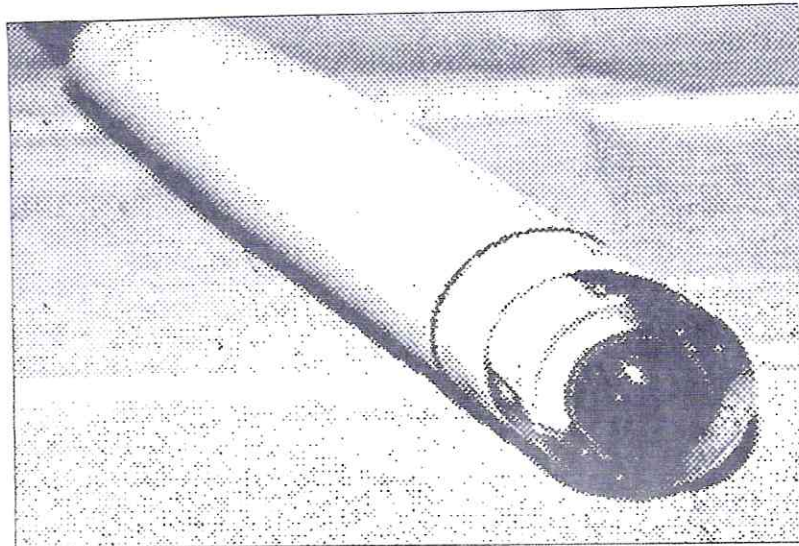


Figure 08 : Sonde sectorielle (Hanzen, 2005).

II-4-3-Fréquence de la sonde

Le choix de la sonde est fonction de la profondeur d'exploration.

En gynécologie bovine la sonde la mieux adaptée est celle de 5MHz permettant une pénétration sans atténuation des échos distaux sur environ 10cm (Mialot et al, 1991).

II-4-4- Profondeur des différentes sondes

(Mialot et al, 1991).

2MHz	: 30 cm	2,5-3,5 MHz	: >15 cm
3,5MHz	: 17 cm	5 MHz	: 10 cm
5MHz	: 12 cm	7,5 MHz	: 5-6 cm
7,5MHz	: 8cm	10-12 MHz	: 2-3 cm
10MHz	: 6 cm.		

II-5- Reconstruction de l'image échographique

Les ultrasons émis par la sonde puis réfléchis par les tissus, sont réceptionnés celle-ci, pour être transformés en une énergie électrique, puis grâce à un logiciel complexe qui permet de transformer l'écho en signal lumineux (image) sur un écran pour être interprété par l'opérateur. (Jainudeen et Hafez, 1993).

II-6- Echogénicité et anéchogénicité

La brillance des points lumineux est alors proportionnelle à l'intensité des ultrasons réfléchis. Il existe ainsi un dégradé de brillance, allant du noir(anéchogénicité; exemple: les liquides), au blanc(très forte réflexion =hyperéchogénicité; exemple: l'os et les gaz), en passant par toute une gamme de gris(rendue par les différents types de tissus mous), (Loussouarn, 1999).

II-7- Artefacts

L'image échographique comprend souvent de nombreux artefacts, c'est-à-dire une représentation de l'image qui ne correspond pas à la réalité de l'objet imagé. Certains artefacts sont nuisibles car ils dégradent la qualité de l'image et en compliquent l'interprétation.

Il résulte souvent d'une utilisation incorrecte des réglages électroniques, d'une mauvaise méthode d'exploration avec la sonde ou d'une mauvaise préparation de l'animal.

Chapitre III

Utilisation Clinique de l'Echographie en

Gynécologie Bovine

III-1-Les cas d'utilisation clinique de l'échographie

La maîtrise de la reproduction surtout chez les bovins a été améliorée depuis l'entrée de la technique de l'échographie dans le domaine de la reproduction. Quand la technique de l'échographie a été introduite dans le domaine vétérinaire et plus spécialement dans la reproduction animale, elle a été utilisée en premier chez les brebis pour le diagnostic précoce de la gestation, la détection des jumeaux et de la documentation photographique de la gestation.

Actuellement l'échographie est utilisée chez la majorité des espèces de la communauté animale (Ginther, 1995).

Parmi les cas cliniques où elle est utilisée on peut citer :

a- Selon Ginther, 1995 :

- Détermination du statut saisonnier des ovaires.
- Détermination des femelles qui ont atteint la puberté.
- Différenciation entre un seul ou double follicule ovulatoire et les ovulations.
- Etablissement du temps ou défaut d'ovulation.
- Suivi du développement du corps jaune.
- Estimation du stade du cycle.
- Evaluation du temps et la convenance des chaleurs.

b- Selon Hanzen, 2005 :

- Diagnostic des structures ovariennes physiologiques (follicules, corps jaune) ou pathologiques (kystes, tumeurs).
- Examen de l'utérus non gravide.
- Examen de l'utérus gravide (diagnostic de gestation, examen de l'embryon/foetus).
- La ponction echo-guidée.

III-2-Echographie de l'appareil génital femelle bovin

III-2-1-Méthodologie

III-2-1-1- Choix du local d'examen

La lumière solaire doit être évitée. Les reflets sont en effet un frein à bonne visualisation de l'image apparaissant à l'écran. L'obscurité permet d'utiliser au maximum toutes les nuances de gris, donnant une qualité optimale de l'image. Il convient donc de placer l'appareil à l'ombre, et à gauche de l'opérateur s'il est droitier (Decante, 1990 ; Mercier et al, 1991 ; Maarten et Pieterse, 1998 ; Tainturier et al, 1998).

III-2-1-2- Contention des animaux

III-2-1-2-1- Stabulation entravée

Il faut attacher les femelles aux cornadis, les unes à côté des autres afin d'éviter d'éventuels déplacements latéraux au cours de l'examen. L'inconvénient de ce type d'attache est que l'appareil doit être mobile (sur une brouette ou une table roulante). Cela rend l'examen plus laborieux.

III-2-1-2-2-Couloir de contention

Les animaux sont introduits un à un. L'avantage est que l'échographe reste en position fixe. Dans les élevages laitiers en stabulation logettes, on peut installer l'échographe dans une logette et amener les animaux un par un dans la logette voisine.

Il faut alors que les animaux se montrent coopératifs, et qu'ils se laissent facilement conduire, sous peine d'avoir un examen échographique particulièrement pénible.

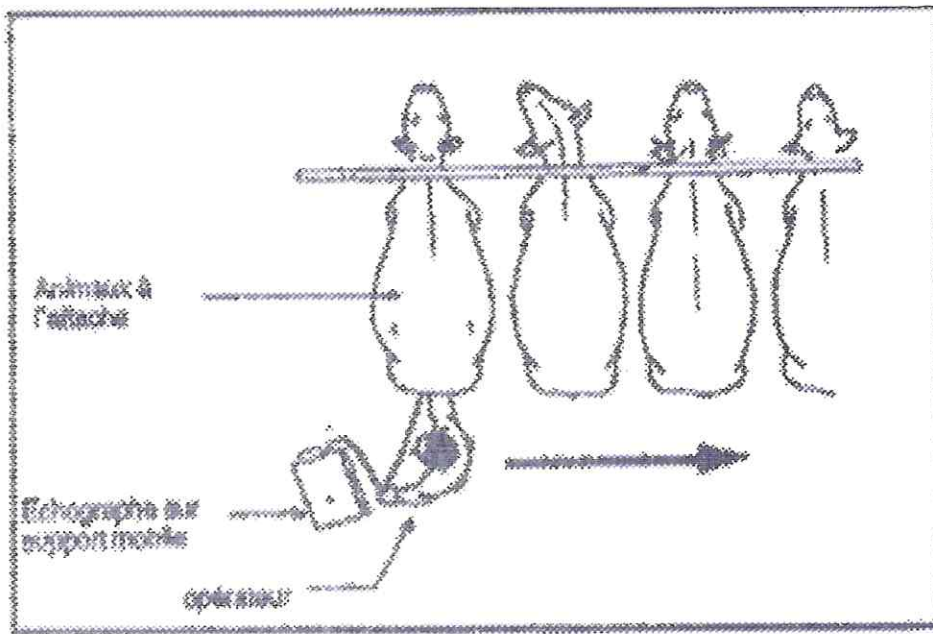


Figure 09 : Echographie sur support mobil (Decante ,1990).

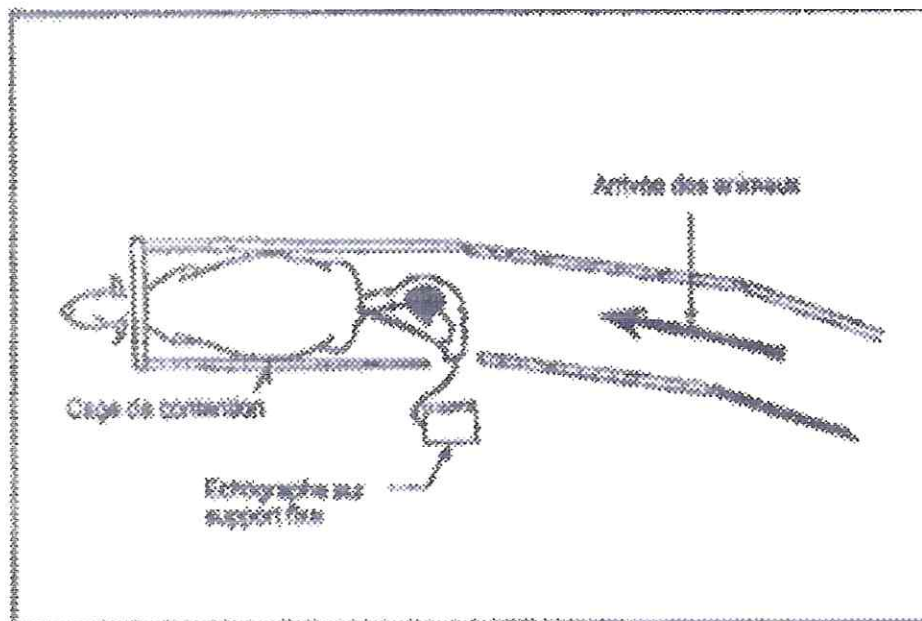


Figure 10 : Echographie sur support fixe (Decante ,1990).

III-2-1-3-Examen transrectal

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

III-2-1-4-Examen échographique du tractus génital

Dans un deuxième temps, la sonde est introduite dans le rectum. Elle doit être bien lubrifiée et parfaitement étanche. Dans le cas d'une sonde linéaire, il est conseillé de la tenir avec le pouce dans le creux de la main, les autres doigts regroupant l'appareil génital sous la sonde (Tainturier et al, 1998).

La sonde doit être fermement plaquée contre le plancher du rectum. Dès lors, on essaie de visualiser les différentes structures en la faisant progresser dans le rectum.

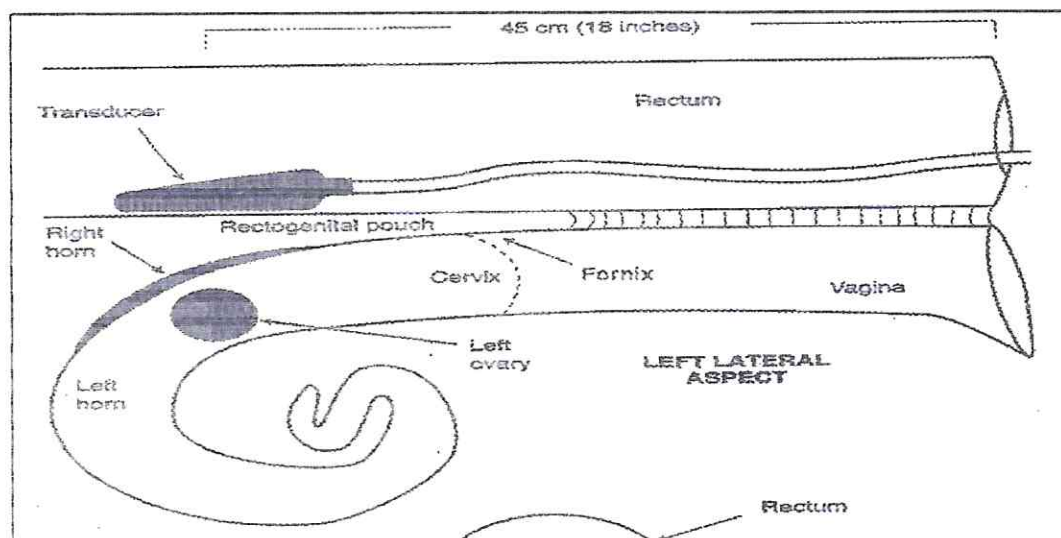


Figure 11 : Schéma de l'examen échographique de l'appareil génital de la vache utilisant une sonde linéaire (Hanzen ,2005-2006).

III-2-2- Les différentes structures visualisées

Tout d'abord, l'opérateur doit visualiser la vessie (organe anéchogène du moins si elle est en partie pleine). Il faut bien différencier cette dernière du tractus génital (étant donné la forme en poire caractéristique de la vessie (Loussouarn, 1999).

En faisant progresser la sonde, l'opérateur peut apercevoir *le col* de l'utérus. Il se distingue par des plis circulaires, et le canal cervical apparaît gris tout autour, avec une structure granuleuse variable. On voit souvent au centre, la muqueuse endométriale étroitement accolée formant une ligne claire. Suivant la phase du cycle, on peut observer dans la lumière utérine des cavités filiformes plus petites, de quelques millimètres d'épaisseur (période d'œstrus, voire le dioestrus parfois), (Kahn, 1994).

Le corps et les cornes de l'utérus se voient immédiatement en avant sur la ligne médiale (Kahn, 1994).

Les cornes utérines peuvent être vues en coupe longitudinale ou transversale en inclinant d'un côté puis de l'autre la sonde (si le type est linéaire) (Chaffaux et al, 1988 ; Chevalier, 1988).

Les contours de l'utérus sont plus échogènes que son contenu qui n'est cependant jamais complètement vide d'écho (Chaffaux et al, 1982).

Les cornes utérines sont prises comme repère pour localiser les ovaires dans le but de les examiner chacun de son côté.

III-2-3-Examen échographique de l'utérus

III-2-3-1-Examen de l'utérus non gravide

III-2-3-1-1-Aspect physiologique

L'examen de l'utérus au moyen d'une sonde linéaire permet d'obtenir une image longitudinale des deux tiers postérieurs de la corne utérine gauche ou droite et une image transversale de leur tiers antérieur, qui est d'avantage spiralé.

Les caractéristiques échographiques de l'utérus changent au cours du cycle. L'épaisseur de la paroi du corps utérin augmente 3 à 4 jours avant l'ovulation, c'est-à-dire vers le 17ème jour du cycle, et diminue à partir du jour précédant l'ovulation jusqu'au 3ème jour du cycle suivant pour demeurer constante tout au long du dioestrus.

Au cours de la période perioestrals, la paroi utérine présente une échostructure beaucoup plus hétérogène que celle mise en évidence pendant la phase dioestrals, suite à l'augmentation

de la vascularisation et à l'œdème des cornes utérines. La quantité de liquides utérins et vaginaux augmente entre le 17ème et le 18ème jour du cycle.

Au cours du dioestrus, l'endomètre apparaît habituellement moins échogènes que le myomètre.

Au cours de cette phase d'imprégnation progestéronique, les cornes utérines sont d'avantage circonvoluées, ce qui augmente le nombre de sections transversales de l'utérus qu'il est possible d'observer par échographie.

La différenciation échographique du myomètre et de l'endomètre est également possible lors de l'involution utérine. Au cours du post-partum, les cotylédons en voie d'involution peuvent être identifiés par échographie (Kahn, 1989).

Leur centre est moins échogènes que leur périphérie.

III-2-3-1-2-Quelques aspects pathologiques

-Utérus puerpéral

Après le part les structures échographiques intra-utérines les plus marquantes sont les cotylédons (Kahn, 1994). La cavité de l'utérus semble souvent en grande partie refermée dès le lendemain de l'accouchement et on n'observe pas de collection liquide importante.

- Endométrite

Une accumulation de liquide dans la cavité d'un utérus non gravide caractérise l'endométrite chronique où la quantité liquidienne peut fortement varier.

Les sécrétions de l'endomètre se distinguent par leur plus forte échogénicité des autres liquides utérins, tels que les sécrétions de l'oestrus ou des liquides foetaux en début de gestation.

Des liquides anéchogènes n'apparaissent en règle générale que dans les états Physiologiques.

-Pyomètre

Le pyomètre, forme extrême de l'endométrite, se reconnaît à l'échographie à la forte dilatation de l'utérus par une importante collection de liquide (voir figure). Sur l'écran la sécrétion utérine est parsemée d'échos diffus en flocons (khan, 1991). Leur intensité dépend de la consistance du contenu du pyomètre.



Figure 12 : Echographie d'un Pyomètre (Hanzen, 2005)

III-2-4- Examen échographique des ovaires

L'examen échographique des ovaires se fait habituellement par voie transrectale. Une évacuation complète du rectum est indispensable. La mobilité de l'ovaire en rend l'examen échographique plus difficile que celui de l'utérus. La sonde est habituellement maintenue au moyen du pouce, de l'index et du majeur tandis que la manipulation de l'ovaire et son maintien contre la sonde est assuré par l'annulaire et le petit doigt.

La voie transvaginale a été proposée pour améliorer la visualisation des ovaires. Cette méthode suppose néanmoins des conditions sanitaires d'examen plus strictes et le recours à un guide métallique de la sonde échographique (linéaire, semi linéaire ou sectorielle dans le vagin tandis que l'ovaire est maintenu manuellement par voie transrectale. Cette voie est classiquement utilisée pour le prélèvement d'ovocytes (OPU : Ovum Pick Up).

III-2-4-1-Follicules

La coupe échographique du follicule est caractérisée chez la vache par la surface ronde et presque noire de la cavité folliculaire. Le balayage avec le faisceau d'ultrasons révèle sa forme sphérique. Le contenu liquide ne contient généralement pas d'échos. Dans de très rares cas seulement, sur des follicules proches de l'ovulation, on peut parfois observer dans la cavité des échos punctiformes sur la paroi. On ne sait pas encore, s'il s'agit du cumulus oophorus ou d'une échostructure d'une autre nature (Kahn, 1991). On ne peut que rarement reconnaître la paroi du follicule incluse dans le parenchyme ovarien échogène. L'étroite paroi du follicule est parfois séparée du parenchyme ovarien par une très forte ligne anéchogène (Kahn, 1994).

- La limite de résolution est de 6 à 8 mm avec les échographes à 3,5 MHz (Pierson et Ginther, 1984 b). Chez les bovins, les échographes à fréquences moindres ne conviennent que partiellement pour un examen précis des follicules (Kahn, 1994).

- Les vésicules d'un diamètre supérieur à 10mm se reconnaissent sans difficultés à une fréquence de 5MHz (Kahn et Leidl, 1986).

- Avec une technique soignée, le diamètre intérieur des follicules mesuré par échographie correspond assez exactement à leur taille réelle (Quirk et al, 1986).

-Le développement folliculaire se fait par vague chez la vache. Au metoestrus, au dioestrus, au pro-oestrus et au début de la gestation, les vésicules ont généralement un diamètre inférieur à 14 mm. Cependant, dans quelques cas, des follicules de 14 à 20 mm apparaissent au dioestrus et pendant les premières semaines de gestation (Kahn, 1994). Le jour de l'oestrus le follicule a un diamètre intérieur de 15mm en moyenne (Pierson et Ginther, 1984 b, Kahn et Leidl 1986).

Le follicule prêt à ovuler avec paroi folliculaire comprise a une taille totale d'environ 18mm (Quirk et al, 1986). Le jour des chaleurs, le diamètre intérieur varie de 10 à 20.

III-2-4-2-Le corps jaune

C'est habituellement 3 à 4 jours environ après l'ovulation qu'une structure lutéale bien distincte (corps jaune hémorragique) est identifiée sous la forme d'une zone anéchogène renfermant quelques points plus échogènes, bien démarquée du stroma ovarien .

L'échogénicité de la structure lutéale s'intensifie au cours du dioestrus. Le corps jaune apparaît comme une zone grise plus ou moins échogène, à l'inverse du follicule anéchogène ou du tissu ovarien plus échogène. Il n'est pas possible de préciser par échographie le stade du dioestrus auquel l'animal se trouve. Le corps jaune cyclique est également discernable pendant sa phase de régression jusqu'en moyenne 1 à 3 jours après l'ovulation suivante (corpus albicans). L'image du corps jaune n'est pas différente chez les animaux gestants ou non gestants à ce stade du cycle.

L'échographie offre la possibilité avantageuse de pouvoir quantifier, par une mesure de surface, le développement du tissu lutéal au cours du cycle.

L'échogénicité de cette cavité centrale est semblable à celle du follicule. Cependant, elle est habituellement: (Ignore, 1980).

- Moins sphérique

- Plus lobulée

III-2-4-3 Quelques aspects pathologiques

-les kystes ovariens et tumeurs ovariennes

Les kystes ovariens constituent une cause non négligeable d'infertilité chez la bête bovine. L'échographie constitue une méthode de choix pour établir un diagnostic différentiel entre les différents types de kystes ovariens, (Ignore, 1980).

- Les kystes folliculaires

Le kyste folliculaire présente les mêmes caractéristiques échographiques que le follicule et ne s'en différencie que par l'évaluation de son diamètre (Ignore, 1980).

- Le kyste folliculaire a un diamètre supérieur à 25 mm.

- Une paroi qui n'est pas identifiable par échographie.

- Leur configuration est sphérique, ovoïde ou polygonale en fonction des pressions relatives exercées par les kystes adjacents sur l'ovaire (Kahn et Leidl 1989). La forme sphérique est habituellement rencontrée lors de la présence d'un seul kyste.

- Les kystes folliculaires sont anéchogènes.

Comme dans le cas des follicules, une zone hyperéchogène (artéfact de transmission) peut être observée à la partie ventrale du kyste.

- Les kystes folliculaires lutéinisés ou kystes lutéaux

Il possède, à sa périphérie:

- du tissu lutéal d'une épaisseur de quelques mm (< 5 mm).

- entourant une cavité centrale anéchogène.

- un diamètre égal au supérieur à 25 mm. Cette cavité est dans certains cas entrecoupée par des trabécules conjonctifs échogènes. Les formes intermédiaires ont été signalées et sont d'un diagnostic plus difficile (pieterse, 1989).

- Les tumeurs ovariennes

Les tumeurs ovariennes sont extrêmement rares dans l'espèce bovine. Les tumeurs de la granulose sont habituellement poly kystiques et anéchogènes et encapsulées par du tissu conjonctif plus échogène (Ignore, 1980).

CHAPITRE IV

Synchronisation des chaleurs

IV-1-Introduction

Les traitements de synchronisation des chaleurs permettent, chez les bovins, de rationaliser le travail au moment de la mise à la reproduction. Après un traitement hormonal, les animaux sont inséminés sur chaleurs observées ou, mieux, à l'aveugle. Il est donc possible, dans certains cas, de s'affranchir de la détection des chaleurs et d'inséminer tous les animaux synchronisés le même jour. Si la technique est séduisante, le taux de fertilité à l'œstrus induit varie grandement entre les élevages mais aussi au sein d'un même élevage d'un lot à l'autre, d'une année à l'autre (Odde 1990, Diskin *et al* 2001, Thatcher *et al* 2001).

Une partie de cette variabilité tient au traitement lui-même. Une bonne connaissance des mécanismes physiologiques expliquant la synchronisation et parfois l'induction des ovulations permet de comprendre en partie les limites des traitements disponibles à l'heure actuelle. Nous nous attacherons dans cet article à décrire les mécanismes d'action impliqués dans les traitements les plus utilisés en France : prostaglandine $F_2\alpha$ et ses analogues (appelés 'les $PGF_2\alpha$ '), combinaison GnRH (Gonadotropin Releasing Hormone) et $PGF_2\alpha$ traitement à base de progestagène.

Une autre partie de la variabilité est due aux animaux traités. Il est très important de distinguer les utilisations zootechniques de ces traitements (application à des animaux en bonne santé, voire à des animaux sélectionnés sur leurs aptitudes à la reproduction) des utilisations thérapeutiques (application à des animaux malades, en œstrus ou en subœstrus). Il est illusoire d'espérer obtenir les mêmes résultats dans les deux cas. Cela tient en partie aux facteurs clairement identifiés de la fertilité à l'œstrus induit. Nous nous attacherons lors de la présentation des résultats à distinguer le plus souvent possible ces populations, à décrire et à expliquer lorsque ce sera possible l'effet des facteurs liés à l'animal qui peuvent affecter la fertilité.

Enfin, une autre partie de la variabilité est liée à la conduite d'élevage. La majeure partie de l'effet élevage retrouvé dans les études épidémiologiques n'est pas expliquée à ce jour. On l'attribue aux conditions pédo-climatiques propres à la ferme, à l'effet logement, à l'effet

éleveur. Mais certains paramètres de la conduite d'élevage ont des effets connus. Il sera possible de les utiliser pour améliorer la fertilité des animaux à risque.

Enfin, l'utilisation des hormones en élevage n'a pas bonne presse aujourd'hui. Nous discuterons aussi des modifications probables des traitements et des alternatives envisageables dans un proche avenir.

IV-2- Les traitements de synchronisation des chaleurs, modes d'action et résultats

Remarque préliminaire : les résultats des études présentées dans cet article sont donnés par rapport à l'ensemble des animaux traités (vaches gestantes/vaches traitées = pregnancy rate en anglais). La fertilité des vaches inséminées (vaches gestantes/vaches inséminées = conception rate en anglais) est parfois indiquée mais cela est alors explicitement précisé. Ce dernier taux peut en effet être sensiblement différent du précédent.

De récentes revues bibliographiques font le point sur les principes des traitements de maîtrise des cycles et leur intérêt (Odde 1990, Nebel et Josbst 1997, Diskin *et al* 2001, Driancourt 2001, Thatcher *et al* 2001). Ce chapitre s'appuie en grande partie sur ces articles.

Le contrôle de la durée du cycle sexuel s'appuie sur deux principes : le contrôle de la croissance folliculaire et le contrôle de la durée de vie du corps jaune ou de la phase d'imprégnation progestéronique. De nombreuses hormones, utilisées seules ou associées, permettent de synchroniser et parfois d'induire l'ovulation afin d'obtenir une fécondation en inséminant sur chaleurs observées ou à l'aveugle à des moments bien précis après l'arrêt du traitement.

IV-2-1- Les prostaglandines $F_{2\alpha}$

L'effet lutéolytique de la prostaglandine $F_{2\alpha}$ est connu depuis 1972/1973 (Lauderdale *et al* 1974). La $PGF_{2\alpha}$ administrée entre J5 et J17 du cycle sexuel provoque la régression du corps jaune. La fréquence des pulses de LH augmente alors, provoquant une élévation significative de la sécrétion d'œstradiol par le follicule dominant, l'apparition de l'œstrus et l'ovulation.

Malgré la lutéolyse rapide (24 heures), l'intervalle entre l'injection et les chaleurs est variable et dépend du stade de croissance du follicule au moment du traitement. Les animaux qui possèdent un follicule dominant au moment de l'injection présentent des chaleurs dans les 2

à 3 jours. Si l'injection a lieu pendant la phase de recrutement, le follicule dominant se forme en 2 à 4 jours et l'intervalle entre l'injection et l'oestrus est plus long et plus variable.

La prostaglandine $F_{2\alpha}$ ou ses analogues n'étant efficaces qu'entre J5 et J17, seuls 60 % des individus d'un lot d'animaux cyclés sont susceptibles de répondre correctement à une injection.

Aussi les protocoles de synchronisation conseillés comprennent-ils 2 injections à 11-14 jours d'intervalle, toutes les femelles étant alors en phase de dioestrus au moment de la deuxième injection. La plupart des animaux expriment des chaleurs entre 48 et 96 h après l'arrêt du traitement et peuvent être inséminés à l'aveugle à 72 et 96 h.

Cependant, la synchronisation n'est pas optimale. Le pourcentage de vaches en oestrus dans les 5 à 7 jours varie de 38 à 97 % (Mc Intosh *et al* 1984, Odde 1990, Laverdière 1994). Pour Mialot *et al* (1998a) par exemple, seules 60 % des vaches laitières inséminées 72 et 96 h après 2 injections de $PGF_{2\alpha}$ à 11 jours d'intervalle présentaient une progestéronémie compatible avec la phase oestrals au moment des inséminations artificielles (IA). En effet, si les $PGF_{2\alpha}$ agissent sur la durée de vie du corps jaune, elles n'ont pas d'effet direct sur la croissance folliculaire. Au moment de la lutéolyse, le follicule dominant présent sur l'ovaire n'est pas à un stade précis de développement, ce qui explique l'étalement des chaleurs après traitement (Mialot *et al* 1999, Driancourt 2001) (figure 33). Ceci explique que la fertilité soit généralement meilleure après insémination sur chaleurs observées que lors d'insémination systématique. De plus, toutes les vaches ne sont pas vues en chaleurs après traitement (55,5 %, Stevenson *et al* 1999 ; 68 %, Mialot *et al* 1999). Ainsi, on conseille de réaliser une insémination sur chaleurs observées après la première injection de $PGF_{2\alpha}$. Si l'animal n'est pas venu en chaleur, la deuxième injection est réalisée et l'animal inséminé sur chaleurs observées ou de façon systématique 72 et 96 h après la deuxième injection s'il n'est de nouveau pas vu en chaleurs. Ceci permet de réduire le coût du traitement et des inséminations.

Les taux de gestation (nombre de femelles gestantes/nombre de femelles traitées) calculés sur de grands lots d'animaux ($n > 100$) varient de 22 à 58 %.

L'évaluation de l'utilisation systématique de ces traitements en élevage laitier montre qu'il existe un intérêt économique (intervalle vêlage-insémination plus court à taux de gestation global constant, Lucy *et al* 1986), surtout lorsque le taux de détection des chaleurs avant mise en place est faible (inférieur à 55 % ; Heuwieser *et al* 1995, Pankowski *et al* 1995, Mateus *et al* 2001).

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

IV-2-2-Les associations GnRH/ $\text{PGF}_{2\alpha}$

L'idée de synchroniser la folliculogénèse avant l'administration de $\text{PGF}_{2\alpha}$ a amené à utiliser le GnRH. Le protocole, maintenant classique, est le suivant : injection de GnRH à J0, $\text{PGF}_{2\alpha}$ 7 jours plus tard, GnRH 48 h après l'injection de $\text{PGF}_{2\alpha}$ (Twagiramungu *et al* 1994 et 1995, Pursley *et al* 1995). En fonction du stade de croissance du follicule dominant, le GnRH provoque soit l'atrésie soit l'ovulation ou la lutéinisation des gros follicules présents dans l'ovaire au moment du traitement et une nouvelle vague de croissance folliculaire émerge dans les 3-4 jours. Une injection de $\text{PGF}_{2\alpha}$ pratiquée 7 jours après la première injection de GnRH entraîne la lutéolyse au moment où un follicule dominant est présent et celui-ci devient préovulatoire. L'injection de GnRH réalisée 48 h après l'injection de $\text{PGF}_{2\alpha}$ provoque un pic de LH et l'ovulation 24 à 32 h plus tard pour 87 à 100 % des vaches (Pursley *et al* 1995 et 1998, Thatcher *et al* 2001). L'insémination peut être pratiquée entre 12 et 24 h après la seconde injection de GnRH (12-18 h, Chastant-Maillard *et al* 2002 ; 16 h, Diskin *et al* 2001 ; 16-20 h : Pursley *et al* 1997, Cartmill *et al* 2001 ; 16-24 h, Mialot *et al* 2003 ; 16-24 h, Moreira *et al* 2000a) (figure 34).

La synchronisation des chaleurs est alors meilleure qu'avec les $\text{PGF}_{2\alpha}$ seules et permet l'insémination systématique sans détection des chaleurs (Pursley *et al* 1997a).

L'utilisation dans le cadre du traitement du subœstrus en France (Mialot *et al* 1999) a montré que l'expression des chaleurs est faible : seuls 30 % des animaux sont vus en chaleurs lors de l'insémination systématique à J10. De plus, un petit pourcentage d'animaux (15 %) vient en chaleurs en dehors de J10. Il est alors conseillé de les inséminer ou de les réinséminer sur chaleurs observées.

L'utilisation systématique de ces traitements en élevage laitier aux Etats-Unis a amélioré les résultats de reproduction par rapport à l'IA sur chaleurs observée après injection de $\text{PGF}_{2\alpha}$ (Pursley *et al* 1997a). En France, ce traitement est plus coûteux que ceux à base de $\text{PGF}_{2\alpha}$ ou de progestagènes.

IV-2-3-Les associations oestrogènes/progestagènes/eCG

Deux dispositifs diffusant des progestagènes sont disponibles en France. L'implant Crestar® (Intervet, 3 mg de norgestomet), la spirale vaginale PRID® (Progesterone Intravaginal Device, Ceva, 1,55 g de progestérone). Ces dispositifs sont mis en place pendant 9 à 12 jours. Le traitement est complété par l'administration d'un œstrogène en début de traitement (injection de 5 mg de valérate d'œstradiol par voie intra-musculaire (IM) dans le cas du Crestar®, capsule contenant 10 mg de benzoate d'œstradiol associée au dispositif intravaginal pour le PRID® ;(figure 35) et d'une surcharge de progestagène dans le cas du Crestar (3 mg de norgestomet par voie IM).

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

Administrés en début de cycle, les oestrogènes ont une activité antilutéotrope, ils provoquent la disparition d'un corps jaune en début de formation qui pourrait persister après le retrait du dispositif et ainsi diminuer le taux de synchronisation des chaleurs. Administrés en présence d'un corps jaune fonctionnel, les oestrogènes ont une activité lutéolytique. L'introduction de ces hormones en début de protocole a permis de réduire la durée du traitement progestatif et d'améliorer la fertilité à l'œstrus induit (Diskin *et al* 2001). Cependant, cette activité antilutéotrope et lutéolytique n'est pas efficace à 100 %. Si le traitement commence entre J0 et J4 du cycle, le corps jaune peut persister dans 14 à 85 % des cas. Ce pourcentage est inférieur à 20 % si le traitement commence entre J5 et J8 (Miksh *et al* 1978, Humblot *et al* 1980, Pratt *et al* 1991, Burns *et al* 1993, Kesler *et al* 1997). De plus, l'activité antilutéotrope semble plus importante avec les fortes concentrations d'œstradiol atteintes grâce aux présentations intra-musculaires qu'avec les capsules intravaginales (Gyawu *et al* 1991). C'est pourquoi associer une injection de PGF_{2α} au moment du retrait ou, mieux, 48 h avant le retrait du dispositif peut améliorer la synchronisation des chaleurs et la fertilité des vaches cyclées avant traitement (Chupin *et al* 1977a sur vaches laitières, Mialot *et al* 1998b sur vaches allaitantes). Cet effet améliorateur n'est cependant pas toujours observé (Grimard *et al* 2000 sur vaches allaitantes cyclées). L'utilisation des PGF_{2α} permet de plus de réduire la durée de traitement à 7 jours chez les vaches cyclées (Beggs *et al* 2000, Lucy *et al* 2001).

L'association oestrogène + progestérone en début de traitement exerce une rétro-action négative et diminue les concentrations circulantes de FSH (effet des oestrogènes) et LH (effet

de la progestérone) provoquant l'atréisie du follicule dominant. Ceci permet le redémarrage d'une nouvelle vague de croissance folliculaire 3 à 5 jours plus tard (Bo *et al* 1991, 1993, 1994 et 2000, Yelich *et al* 1997, Burke *et al* 2000, Rhodes *et al* 2002). Après le retrait du dispositif, les ovulations sont mieux synchronisées et la fertilité est meilleure qu'en l'absence d'oestrogènes (Ryan *et al* 1995). Cette action sur la croissance folliculaire est plus importante avec les fortes concentrations plasmatiques atteintes par les injections d'oestrogènes (15-20 pg/ml avec 0,75 mg de benzoate d'oestradiol IM, 40-60 pg/ml avec 10 mg de benzoate d'oestradiol IM, 40 pg/ml avec 5 mg de valérate d'oestradiol IM) qu'avec les capsules intravaginales (2-4 pg/ml avec les capsules de 10 mg de benzoate d'oestradiol, Chupin et Saumande 1981, O'Rourke *et al* 1998, Bo *et al* 2000).

L'administration chronique de progestérone permet d'augmenter le nombre de récepteurs à LH présents sur le follicule dominant et sa sensibilité au pic de LH qui va précéder l'ovulation (Inskeep *et al* 1988). Cette sensibilité à LH persiste sur le corps jaune après l'ovulation puisque l'imprégnation par la progestérone diminue la fréquence des phases lutéales courtes observées lors d'induction d'ovulation chez les vaches en anœstrus post-partum avant traitement (Troxel *et al* 1993, Riviera *et al* 1998).

Enfin les oestrogènes favorisent l'absorption vaginale de la progestérone ce qui permet d'atteindre des concentrations élevées en début de traitement avec les spirales vaginales PRID® sans injection supplémentaire de progestérone (Roche et Ireland 1981, Munro 1987).

Une injection d'eCG (Equine Chorionic Gonadotropin, anciennement PMSG) est conseillée au moment du retrait du dispositif, surtout si les vaches sont en anœstrus avant traitement (400 à 600 UI selon l'âge, le type génétique et la saison). L'effet FSH et LH de l'eCG va soutenir la croissance folliculaire terminale, la production endogène d'oestrogènes et va favoriser l'ovulation (Chupin *et al* 1977b, Petit *et al* 1979, Deletang 1983). L'association oestrogènes-progestagènes-eCG est alors susceptible d'induire l'ovulation chez les animaux non cyclés avant traitement. L'injection d'eCG n'est pas indispensable si les animaux sont cyclés avant traitement, comme c'est le cas la plupart du temps chez les génisses et les vaches laitières.

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

après retrait (figure 36). Les taux de gestation observés sur de grands lots d'animaux vont de 26 à 68 %.

Le traitement permet d'avancer les vêlages par rapport à des inséminations sur chaleurs observées, que ce soit chez la vache laitière (Drew *et al* 1982 : gain de 15 jours sur l'intervalle vêlage-insémination fécondante) ou allaitante (Grimard *et al* 1997b : intervalle vêlage-vêlage réduit de 43 jours chez les primipares, pas d'effet sur celui des multipares). Le traitement permet aussi d'améliorer le regroupement des vêlages (Grimard *et al* 1997b). En France, le coût des traitements associant œstrogène-progestagène et eCG est intermédiaire entre celui des deux autres. Il augmente si on ajoute une injection de PGF_{2α} en fin de traitement.

Les mécanismes d'action des traitements de maîtrise des cycles peuvent être relativement complexes. Les effets sur la croissance folliculaire et la durée de vie du corps jaune vont, de plus, dépendre de la situation physiologique des animaux quand les hormones sont injectées (anœstrus, stade du cycle, stade de la vague de croissance folliculaire, stade de développement du corps jaune). Ces variations expliquent la plus ou moins bonne synchronisation des venues en chaleur et, en partie, les écarts de fertilité qui peuvent être observés sur le terrain. Mais des facteurs liés à l'environnement peuvent aussi avoir un effet sur la fertilité à l'œstrus induit.

IV-3-Facteurs de variation de la fertilité à l'œstrus induit

IV-3-1-Stade physiologique de l'animal en début de traitement

IV-3-1-1-Cyclicité avant traitement

Les traitements à base de PGF_{2α} ne sont efficaces que chez les animaux cyclés avant traitement. Chez les animaux en anœstrus vrai, ils seront donc sans effet.

Les traitements combinant GnRH et PGF_{2α} sont susceptibles d'induire les chaleurs chez des vaches non cyclées avant traitement. Si certaines études ne montrent pas de différences de fertilité entre vaches cyclées et vaches en anoestrus avant traitement (Cordoba et Fricke 2001), d'autres montrent que la fertilité est plus faible chez les vaches en anoestrus que chez des vaches cyclées avant traitement. Cette différence peut être supérieure ou égale à 10 points de taux de gestation (49 % vs 59 %, Geary *et al* 1998, n=214 vaches allaitantes ; 53 % vs 66 %, Thatcher *et al* 2001, n=473 vaches allaitantes). Pour Mialot *et al* (2003), le traitement GnRH-PG-GnRH n'induit l'ovulation que pour 45,5 % des vaches allaitantes en anœstrus avant traitement alors que l'ovulation est correctement synchronisée pour 85,0 % des vaches cyclées.

Le traitement à base de progestagène est le traitement de choix pour induire les chaleurs chez les vaches en œstrus. Il est alors impératif d'inclure l'injection d'eCG dans le traitement. Cependant, certaines vaches non cyclées ne répondent pas au traitement. De plus, la fertilité des ovulations induites est plus faible que la fertilité des ovulations synchronisées (Chupin 1977, Grimard *et al* 1992b). La fertilité à l'œstrus induit sera donc plus élevée chez les vaches cyclées avant traitement que chez les vaches en œstrus, même si les différences observées ne sont pas toujours significatives.

IV-3-1-2-Stade du cycle en début de traitement

Les PGF_{2α} ne sont efficaces qu'entre J5 et J17. Lors de l'utilisation de deux injections à 11-14 jours d'intervalle, la deuxième injection sera bien pratiquée pour tous les animaux en phase lutéale quel que soit le stade du cycle en début de traitement. Cependant, la fertilité après la deuxième injection est liée à la progestéronémie avant injection (<5 ng/ml dans le plasma, fertilité 36 % ; >5 ng/ml dans le plasma, fertilité 75 % ; Folman *et al* 1990). Si l'injection est effectuée pendant une période de moindre sensibilité du corps jaune (début de cycle ou corps jaune de fin de cycle déjà en régression) le traitement est moins efficace. Ainsi, il n'est pas possible de réduire l'intervalle entre les deux injections sous peine de voir la fertilité diminuer. L'intervalle de 14 jours entre les deux injections permet, chez la vache, d'obtenir de meilleurs résultats que l'intervalle de 11 jours. Il est aussi plus pratique à mettre en œuvre en élevage puisque les injections se font le même jour de la semaine.

Le traitement associant GnRH et PGF_{2α} a une efficacité optimale s'il commence lorsqu'un follicule dominant susceptible d'ovuler suite à la première injection de GnRH est présent (par exemple J5 ou J18 du cycle pour une vache présentant deux vagues de croissance folliculaire). Si le traitement commence au moment du recrutement des follicules d'une cohorte, le GnRH ne va pas agir sur le développement du follicule dominant qui va se développer au-delà de J7. Au moment de la deuxième injection de GnRH il sera âgé (plus de 5 jours de dominance) et l'ovocyte qu'il va expulser sera moins fertile. Si la première injection de GnRH est réalisée en fin de vague de croissance folliculaire, une nouvelle vague est généralement initiée, mais le développement du follicule ne sera pas suffisamment avancé au moment de l'injection de PGF_{2α} et de la deuxième injection de GnRH. Il sera généralement trop petit pour ovuler et se transformer en corps jaune normal. Pour Thatcher *et al* (2001), les meilleurs résultats de fertilité sont obtenus quand la première injection de GnRH a lieu entre J5 et J12 ou entre J18 et J20. Pour Vasconcelos *et al* (1999), l'utilisation du protocole Ovsynch au début (J1-J4) et à la

fin du cycle (J17-J21) chez des vaches laitières donne de plus mauvais résultats qu'entre J5 et J9 du cycle. Pour Moreira *et al* (2000a), le nombre (2-3) et la durée des vagues de croissance folliculaires (7-9 jours) expliqueraient ces variations de l'efficacité du protocole associant GnRH et PGF_{2α}.

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

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

IV-3-2-Facteurs de variation liés à l'animal

IV-3-2-1-Age/parité

Les PGF_{2α} peuvent être utilisées chez les génisses et chez les vaches pourvu que les femelles soient cyclées avant traitement. Folman *et al* (1990)

Les traitements associant GnRH et PGF_{2α} ne sont pas conseillés sur génisses (Pursley *et al* 1997b). Pour Pursley *et al* (1998), les résultats sont meilleurs sur des vaches laitières en deuxième lactation (48 % de fertilité) que sur les primipares (37 %) ou les vaches plus âgées (35 %). Cependant, dans cette étude, l'effet du rang de vêlage n'est significatif que si les IA sont réalisées moins de 100 jours post-partum.

Les traitements à base de progestagène donnent de bons résultats sur génisses. Dans certaines études effectuées chez des vaches allaitantes, la fertilité est plus élevée chez les

multipares que chez les primipares (Chupin 1977, Grimard *et al* 1992b, Ponsart *et al* 1996) ce qui peut sans doute s'expliquer en partie par le taux de cyclicité avant traitement, généralement plus faible en première lactation. En effet, pour Aguer (1981), le taux de gestation des vaches cyclées avant traitement n'est pas affecté par le rang de vêlage.

IV-3-2-2-Conditions du vêlage précédent

Les effets des conditions de vêlage ont surtout été explorés chez les vaches allaitantes dans le cadre de l'utilisation des traitements à base de progestagènes. L'effet des conditions de vêlage n'a pas été, à notre connaissance, mis en évidence sur la fertilité à l'œstrus induit avec d'autres types de traitement, mais certains auteurs excluent les animaux ayant eu un vêlage difficile (extraction forcée ou césarienne) des études (Mialot *et al* 1999 et 2003, Lucy *et al* 2001).

IV-3-3-Facteurs de variation liés à la conduite d'élevage

IV-3-3-1-Saison/date de vêlage

Plusieurs hypothèses sont avancées pour expliquer l'effet saison : l'évolution concomitante du pourcentage de vaches cyclées avant traitement, la sous-alimentation en fin d'hiver, le stress lors de la mise à l'herbe, l'influence de la température.

En France, dans les troupeaux avec vêlages de fin d'été et d'automne, le pourcentage de vaches cyclées lors de la mise à la reproduction en automne est généralement très élevé, entre 70 et 80 % (Mialot *et al* 1998a et 1998b).

IV-3-3-2-Intervalle vêlage-traitement

Le respect d'un intervalle minimum entre le vêlage et le traitement est une des conditions de réussite chez les vaches. Ceci est très vraisemblablement en rapport avec l'influence bien établie de l'intervalle vêlage-insémination sur la fertilité à la suite d'IA sur œstrus naturel. Pour les traitements à base de PGF_{2α} il est bien évidemment nécessaire d'attendre que tous les animaux soient cyclés.

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

Pour les traitements à base de progestagène, l'effet de l'intervalle vêlage-traitement est fréquemment cité. Par exemple, pour Humblot *et al* (1996), la fertilité de vaches allaitantes primipares est de 23,8 % si les animaux sont inséminés moins de 60 jours post-partum. Ces observations amènent à conseiller de ne commencer les traitements qu'après 60 jours post-partum chez les multipares allaitantes et 70 jours chez les primipares (Grimard *et al* 1996a). Cet effet de l'intervalle vêlage-traitement va pouvoir être utilisé dans la pratique.

IV-3-3-3-Alimentation

Dans le cas des apports protéiques, des effets néfastes des excès d'azote soluble dans la ration sur la fertilité ont été mis en évidence expérimentalement. Mais ces effets n'apparaissent qu'avec des taux de protéines solubles considérés comme toxiques en France (apports d'urée supérieurs à 50 g/ 100 kg de poids vif par exemple). Dans les études épidémiologiques, les relations entre taux d'urée du lait et fertilité chez la vache laitière, par exemple, sont plutôt positifs (Ponter *et al* 1999). Cependant, les excès peuvent intervenir dans le cas d'erreur de rationnement, de mauvaise conservation de fourrage ou au moment de la mise à l'herbe.

Les effets de l'alimentation sur la fertilité à l'oestrus induit ont surtout été explorés pour les traitements à base de progestagène (revues de Grimard *et al* 1996a et 1996b). Ces effets apparaissent fréquemment dans les études comprenant des vaches non cyclées avant traitement, moins fréquemment lorsque les taux de cyclicité avant traitement sont élevés (Mialot *et al* 1998b et 2003), ce qui tend à suggérer qu'une partie de l'effet du niveau alimentaire s'explique par son effet sur la durée de l'ancestrus post-partum.

La note d'état corporel au vêlage et au début du traitement de synchronisation affecte la fertilité à l'oestrus induit par les traitements à base de progestagène. Pour Burke *et al* (1996), il existe une corrélation positive entre la note d'état corporel et le taux de gestation : Chez la vache allaitante, le statut énergétique au moment des IA réalisées après traitement semble être déterminant. Si les animaux sont en bilan énergétique négatif, la sécrétion de LH, la croissance folliculaire et la stéroïdogénèse sont réduites et certaines vaches, en ancestrus avant traitement, n'ovulent pas après traitement (Grimard *et al* 1995 et 1997a). En revanche, si les vaches ont rééquilibré leur balance énergétique, la fertilité est bonne, même si la note d'état corporel est faible (Grimard *et al* 1994).

Le flushing, c'est-à-dire une période courte d'augmentation des apports énergétiques (2 UF supplémentaires), réalisé pendant la période de traitement et poursuivi trois semaines après IA,

améliore la fertilité à l'œstrus induit des vaches maigres Le flushing peut être réalisé en distribuant des concentrés (céréales le plus fréquemment), mais aussi des fourrages de bonne qualité (ensilage de maïs, Ponsart *et al* 2000).

Dans les conditions expérimentales, un excès important d'azote soluble dans la ration entraîne une diminution de la fertilité chez la génisse et la vache laitière (Butler 1998). Ainsi, les excès d'azote soluble, possibles à la mise à l'herbe ou lors de consommation excessive d'urée ou d'ensilage d'herbe mal conservé, peuvent sans doute être mis en cause pour expliquer certains échecs .

IV-3-4-Effet cumulatif des facteurs

Les effets des facteurs de variation de la fertilité à l'œstrus induit sont cumulatifs comme l'ont observé Humblot *et al* (1996) sur des vaches allaitantes primipares pour les facteurs intervalle vêlage-traitement, condition de vêlage et note d'état corporel. Malheureusement, ce sont souvent les mêmes animaux qui présentent plusieurs facteurs de risque (par exemple : primipare, maigre, vêlage difficile et non cyclée).

Dans ce cas deux options sont possibles : soit on écarte ces animaux des traitements de synchronisation et l'on se place dans le cadre d'une utilisation zootechnique des traitements, soit on tente d'augmenter la fertilité de ces animaux en considérant que l'on se situe plutôt dans le cadre d'une utilisation thérapeutique du traitement de maîtrise des cycles. Il est possible alors de jouer sur l'intervalle vêlage-traitement (augmenter le délai de mise à la reproduction sur les animaux à risque), sur le bilan énergétique (conseiller un flushing ou l'arrêt temporaire de l'allaitement chez les animaux maigres) observé pour améliorer la fertilité des animaux traités.

IV-4-Perspectives d'utilisation des traitements de synchronisation des chaleurs

L'utilisation systématique des traitements de synchronisation des chaleurs existe dans les grands troupeaux laitiers à l'étranger (Beggs *et al* 2000, Jemmeson 2000). La comparaison des traitements sur de grands nombres d'animaux montre dans ce cas que les traitements combinant progestagènes-oestrogènes et $\text{PGF}_2\alpha$ donnent en moyenne de meilleurs résultats que les traitements à base de $\text{PGF}_2\alpha$ seules (Beggs *et al* 2000), qui sont eux-mêmes plus efficaces que les traitements à base de GnRH et $\text{PGF}_2\alpha$ (Jemmeson 2000). Mais les différences ne vont pas toutes dans le même sens dans tous les élevages. Ceci est probablement dû aux caractéristiques des troupeaux soumis à l'expérimentation. Dans les troupeaux où certaines vaches sont en

ancestrus au moment de la mise à la reproduction, les traitements combinants progestagènes-oestrogènes et PGF_{2α} donneront les meilleurs résultats.

Dans les troupeaux où les animaux sont cyclés mais où la détection des chaleurs est défectueuse, l'association GnRH-PGF_{2α}-GnRH apportera un plus par rapport à l'utilisation des PGF_{2α} seules. Ainsi, l'identification des problèmes de reproduction rencontrés dans le troupeau va orienter le choix du traitement de synchronisation à mettre en place afin d'en tirer le maximum de bénéfice.

Dans les pays européens, l'utilisation systématique des traitements de synchronisation n'est pas très répandue même si les troupeaux s'agrandissent. L'utilisation des hormones n'a pas bonne presse et la gestion de l'image 'naturelle' de l'élevage des bovins auprès du consommateur freine et freinera probablement cette utilisation dans l'avenir.

L'utilisation des oestrogènes a été remise en cause (Berg 2001). Sa suppression risquait de diminuer l'efficacité des traitements à base de progestagènes. La suppression de l'injection d'oestrogène en début de traitement entraîne en effet une diminution de la fertilité à l'œstrus induit (Ryan *et al* 1995). Des traitements alternatifs existent. Ils consistent à ajouter une injection de GnRH en début de traitement (atréisie du follicule dominant), une injection de PGF_{2α} en fin de traitement (lyse d'un corps jaune éventuellement présent en fin de traitement) et, éventuellement, une injection de GnRH juste avant ou au moment de l'insémination systématique pour mieux synchroniser les ovulations. Mais ces modifications entraînent une augmentation du coût du traitement et une baisse de l'efficacité.

IV-5-Conclusion

Actuellement en France trois types de traitement de synchronisation des chaleurs sont utilisés. Chacun a ses caractéristiques, son coût. Une bonne connaissance des mécanismes d'action de ces traitements permet d'en comprendre les points forts et les limites. Ils ne sont pas destinés aux mêmes types d'animaux ni aux mêmes élevages. Dans les troupeaux où la détection des chaleurs est bonne et où les animaux à synchroniser sont cyclés, on privilégiera l'utilisation des PGF_{2α}, le traitement le moins coûteux. Dans les troupeaux de vaches laitières, l'association GnRH et PGF_{2α} permettra de pallier en partie une détection des chaleurs défectueuse si les vaches sont cyclées, mais le coût est élevé. Mais, si une partie des femelles est en ancestrus, le traitement le plus adapté est celui à base de progestagène. Ainsi, une analyse des problèmes du troupeau et un examen gynécologique des animaux à synchroniser s'impose si l'on veut utiliser au mieux ces traitements.

Il existe de nombreux facteurs de variation de la réponse aux traitements de maîtrise des cycles. Au moment de la mise en place du traitement, l'identification des animaux à risque doit permettre d'appliquer des mesures ciblées visant à augmenter la fertilité à l'oestrus induit.

Enfin, les attentes des consommateurs doivent être prise en compte. La disparition potentielle de l'oestradiol doit amener à rechercher des alternatives efficaces à moindre coût. Les possibilités actuelles sont coûteuses et freineraient sans doute l'utilisation des traitements de maîtrise des cycles en élevage allaitant. Elles pourraient être réservées à certains types d'animaux (vaches en anoestrus), ce qui mérite d'être étudié en France.

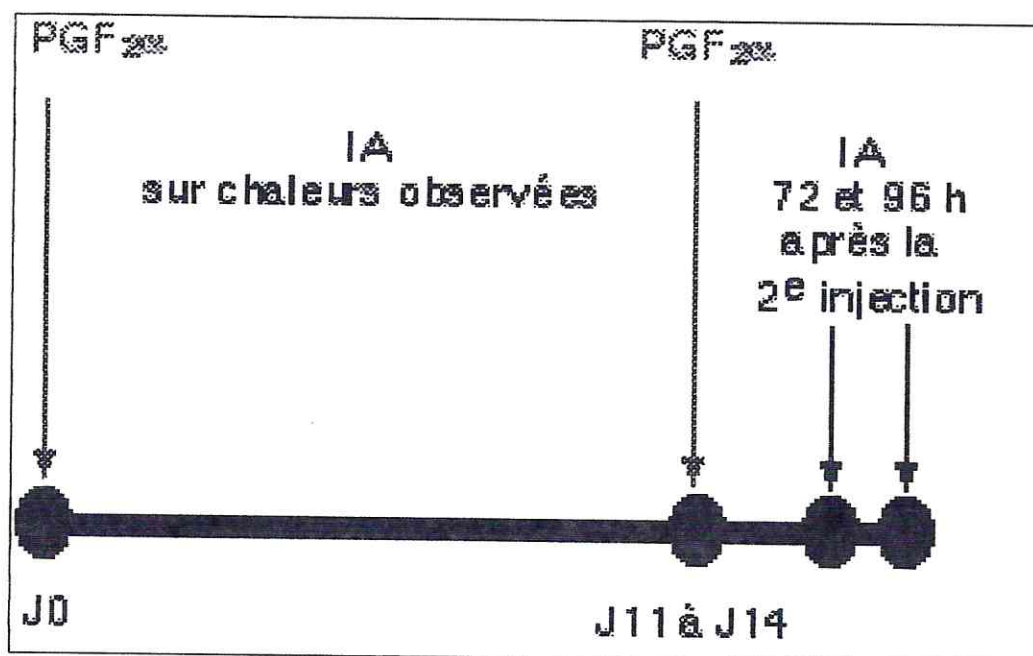


Figure 13 : Répartition des chaleurs après traitement à base de prostaglandine $F_{2\alpha}$ et IA sur chaleurs observées chez des vaches laitières en suboestrus avant traitement (73,5 % de vaches détectées, Mialot *et al* 1999).

Partie Expérimentale

-Vache N°1 :

Robe: Pie Noir

Numéro de matricule: 98000

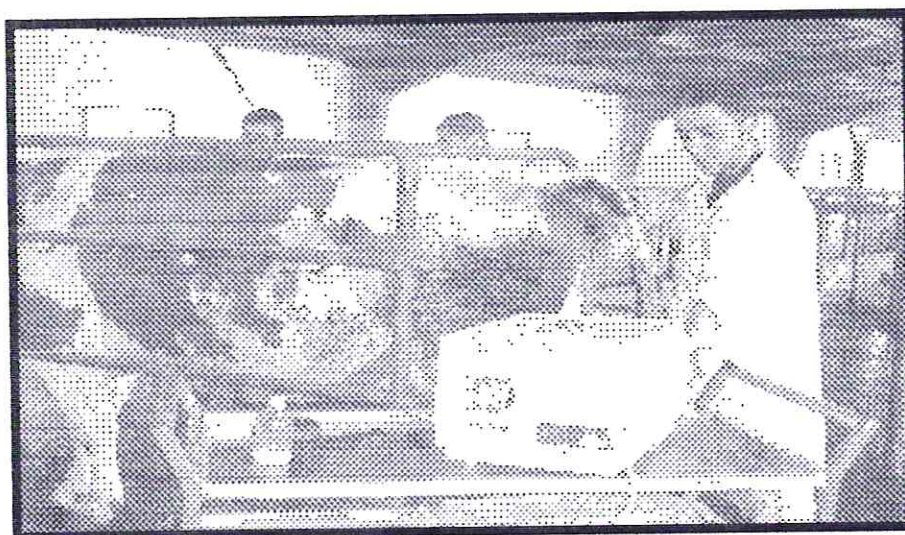


**Photo 01 : Séance d'échographie de
la Pie Noire n°98000**

-Vache N°2 :

Robe: Pie Rouge

Numéro de matricule: 00008



**Photo 02 : Et de la Pie rouge n°0008 dans le
travail de contention.**

III-2-Les pièces anatomiques

Appareils reproducteurs (Matrices récupérées à l'abattoir de Blida)

Pendant notre travail, nous avons effectué plusieurs séances d'échographie sous eau d'organes (matrices) issus de l'abattoir de Blida. Le but de ces séances, étant de se familiariser avec la palpation de ces organes, de mieux assimiler la manipulation de la sonde échographique, ainsi que la maîtrise de l'interprétation de l'image échographique en concordance avec l'organe, de visu.



Photo 03 : Tractus génital femelle bovin.

Ovaire portant un Corps Jaune.

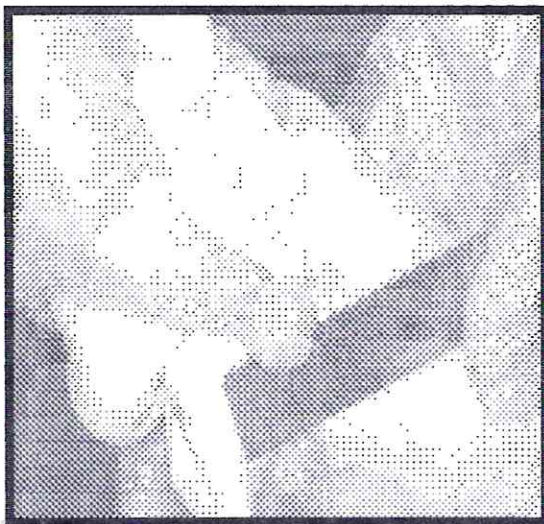


Photo 04 : Mise en évidence du corps jaune.



Photo 05 : Manipulation de la sonde sous eau.

III-3- Les hormones

Pour la synchronisation des deux vaches, des implants sous-cutanés contenant de la progestérone ont été posés et l'injection d'une surcharge a été administrée.

III-4- Le matériel d'imagerie

- Echographes : (un appareil de type TOSHIBA et un autre de type PIE MEDICAL 800)
- sonde linéaire à fréquence de 5 Mhz (servant l'appareil Toshiba)
- sonde linéaire à fréquence de 6 Mhz (servant l'appareil Pie Medical)
- câble rallonge d'électricité
- Toile noire pour éviter les reflets de lumière parasite
- Appareil photo numérique
- Seau d'eau non métallique
- Gants pour fouiller rectal
- Gel lubrifiant
- Table de travail pour le matériel
- Eponge
- Papier absorbant
- Bloc-notes

III-5- Le matériel de contention des animaux : Un travail de contention pour bovins.

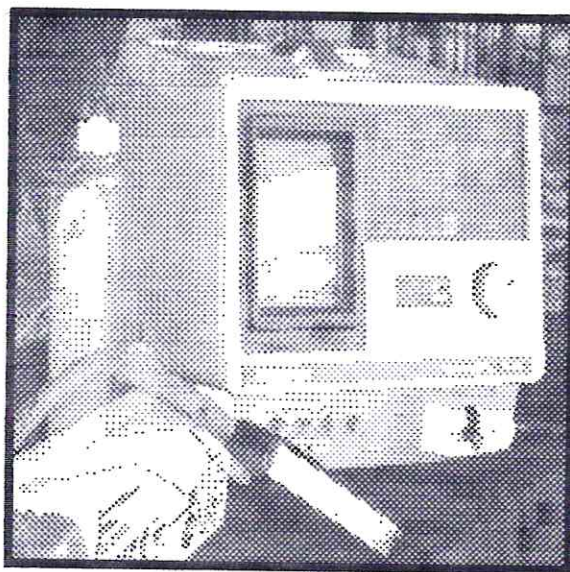


Photo 06 : Appareil échographe type
Toshiba et sa sonde

III-6-Méthode de travail

III-6-1-Synchronisation des chaleurs

La synchronisation des chaleurs des deux vaches a été réalisée selon un planning établi en accord avec le vétérinaire de la Station :

- Le 01/03/2006 : nous avons placé au niveau de l'oreille de chaque vache les implants sous-cutanés et administré en intra-musculaire une injection de progestérone
- Le 09/03/2006 : injection de PGF2 α
- Le 11/03/2006 : Retrait des implants.
- Le 13/03/2006 : Apparition des chaleurs chez les deux vaches avec signes caractéristiques

III-6-2-Méthodologie d'échographie des vaches

Les deux vaches à échographier restent à leurs places habituelles, et mises dans un travail de contention. le matériel d'échographie mis en œuvre, la sonde est plongée auparavant dans le seau rempli d'eau. L'examen échographique des bovins fait appel à la connaissance de l'anatomie des organes pelviens de la vache. L'opérateur après avoir enfilé des gants de fouille, introduit la main dans le rectum et le vide de ses fécès. Pendant cette étape, il faut éviter de retirer trop souvent le bras afin d'éviter de provoquer l'aspiration de l'air qui favoriserait la distension des parois de l'ampoule rectale.

On procède à une Palpation superficielle du tractus génital pour localiser le vagin, le col , la vessie et les cornes utérines. La palpation est effectuée de façon lente, complète et systématique lors de chaque examen échographique.

La sonde échographique lubrifiée avec du gel est alors introduite doucement dans le rectum en évitant de la pousser lorsque l'animal « pousse ». La sonde est déplacée lentement avec une application ferme pour optimiser le contact avec la paroi rectale.

La sonde tenue entre le pouce, l'index et le majeur est avancée et reculée longitudinalement selon l'intérêt que nous recherchons, elle peut aussi subir des mouvements de rotation de gauche à droite sur son axe longitudinal, les ovaires sont tenus entre l'annulaire et l'auriculaire pour visionner leur image..

On procède au réglage optimal des gains et du contraste par les boutons de l'appareil désignés pour cet effet. Il faut éventuellement procéder à la correction des artefacts et réverbérations indésirables. Tout au long de cet examen, nous faisons le diagnostic différentiel entre les vaisseaux sanguins, les follicules et autres...

C'est à partir de cette étape que nous pouvons nous intéresser de façon plus appliquée à l'identification des follicules ainsi qu'à leur dénombrement possible en les classant dans trois catégories, à savoir : petits (<5 mm), moyens (5 à 10 mm) et gros (>10 mm). La sonde de 5Mhz avec laquelle nous avons travaillé ne permet pas de visualiser les follicules de taille inférieure à 02 mm

Les follicules apparaissent alors comme des zones noires sphériques plus au moins bien circonscrites, anéchogène, de taille variant entre 02 et 30 mm limitées par une paroi mince, parfois leur forme varie à cause de la pression qu'ils exercent les uns sur les autres lorsqu'ils sont accolés et de taille différente.

III-6-3-Mesure du diamètre folliculaire

Pour effectuer la mesure du diamètre des follicules il faut veiller à l'obtention d'une image aussi nette que possible en procédant à des petits réglages de l'échographe, positionner enfin le curseur sur l'interface, et procéder à la mesure. Lors de ce positionnement du curseur, une marge d'erreur de 0,1 à 01mm est universellement admise.

Si le follicule n'est pas sphérique, faire la moyenne des deux plus grands diamètres, reconstruire mentalement la forme du follicule, évaluer le diamètre et geler l'image en activant le bouton « Freeze » pour prendre des photos de la structure visualisée, puis réactiver le « freeze » pour réanimer l'image écho et poursuivre l'examen d'une autre structure. Il faut utiliser la toile noire pour annuler tout reflet de lumière parasite sur l'écran pouvant gêner la prise de photographie. Porter ensuite les notations sur le bloc-notes.

A la fin de l'examen, la sonde est mise dans le seau d'eau pour éviter que les matières fécales ne collent dessus.

IV-Résultats et interprétations

PIE NOIRE N° 98000 :

Tableau n°2 : Résultats d'examens des ovaires par palpation et mesures des structures ovariennes pour la Pie noire n° 98000.

Date	Palpation rectale		Echographie OVG (mm)			Echographie OVD (mm)		
	OVG	OVD	Diamètre	Structure	Corps jaune	Diamètre	Structure	Corps jaune
J ₀	Bosselé	Bosselé	55x46	13x11 32x14 <5	/	48x35	28x12 27x13 1x<5	/
J ₃	Lisse	Lisse	37,4x22,8	16,4x15,1 13,5x9,5	/	53,9x25,5	19,8x16,1 6,1x5,1 1x<5	/
J ₅	Bosselé	Bosselé	59x37	14x9	+/-	61x30	2x (10x9)	/
J ₆	Bosselé	Bosselé	57x29	20x10 2x<5	+/-	58x46	7x6 1x<5	+/-
J ₉	Bosselé	Lisse	64,9x27	2x<5	/	69x60	27,9x25,3 17,2x9,1	+/-
J ₁₂	Bosselé	Bosselé	64x29	2x<5	/	60x58,9	34x24 14x8	+/-
J ₁₄	Bosselé	Lisse	64x42	21x14	+/-	62x37	35,2x35,2	/
J ₁₈					/		33/32 13/9	/
J ₂₀		Bosselé Allongé	63x30	23x11 17x13	+/-	72x40	32x32	/
J ₂₂	Bosselé Mole	/	65x34	23x13,5 16,4x10,6	/	50x26,7	21,9x13,5 16,4x10,6	/

PIE ROUGE N° 00008 :

Tableau n°3 : Résultats d'examens des ovaires par palpation et mesures des structures ovariennes pour la Pie rouge n° 00008.

Date	Palpation rectale		Echographie OVG (mm)			Echographie OVD (mm)		
	OVG	OVD	Diamètre	Structure	Corps jaune	Diamètre	Structure	Corps jaune
J ₀	Grand Bosselé		41x30	9x9 1x<5	/	31x50	8x5 7x5 5x5	/
J ₂			31x50	9x9	/	45x42	16x9 2x<5	/
J ₄			52x40	18x8 8x5	/	47x45	13x8 3x<5	/
J ₅		Lisse	50x21	28x19 5x5 1x<5	/	52x45	2x(12x11)	+/-
J ₈			60x29	3x<5	+	60x13	5,9x5	/
J ₁₁		Bosselé	62x29	20x14 8x8 11x6	/	60x17	22x13	/
J ₁₃	Lisse	Bosselé	62x30	2x<5 2moyens	Structure lutéale 21x20	61x30		+
J ₁₇	Plus grand mais moins bosselé	Bien bosselé	60x30		+	65x44	28x16 7x6	+
J ₁₉	Bosselé	Bien bosselé	58x30	13x13 9x9	/	62x31	9x9 1x<5	/
J ₂₁	Plus petit	Dur moins bosselé	41,2x33,8	14x8,1 autres<5	/	40,8x26,5	14,2x15,6 autres<5	/

PIE NOIRE N° 98000 :



Image 01 : J₀ PN OVG.

Un ovaire de 55x46mm, avec apparemment deux structures anéchogènes de 32x14mm et 13x11mm, ainsi qu'une plus petite <5mm, rappelant des follicules.



Image 02 : J₀ PN OVD.

A la palpation l'ovaire apparaît bosselé, l'écho a donné un diamètre de 48x35mm. Deux structures anéchogènes superposées (Follicules) mesurant respectivement 28x12mm ,27x13mm et une <5mm.

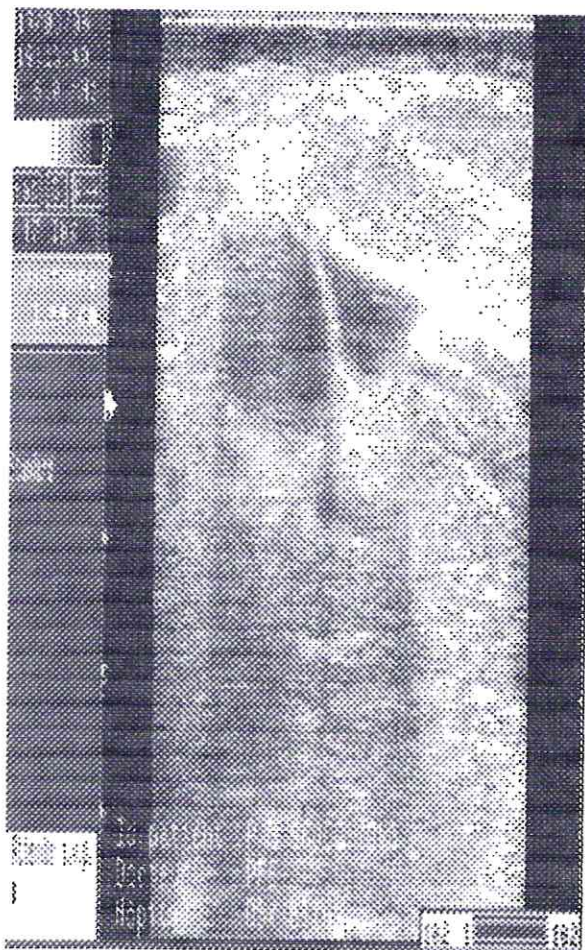


Image 03 : J₃ PN OVG .

La sonde de 6MHz, laisse apparaître deux structures anéchogènes accolées (déjà observées quelques jours auparavant).

Les deux structures sont ici observées sous un angle différent.



Image 04 : J₃ PN OVD.

Sur cette image écho, la sonde de 6MHz fait apparaître des structures dans l'ovaire.

Une de 19,8x16,1mm, une autre de 6,1x5,1mm et plusieurs plus petites inférieurs à 5mm.

Les formes géométriques des parois du plus gros follicule, avec l'importante quantité de liquide et l'épaisseur de ses parois de 4 à 5mm, évoquent la formation kystique.

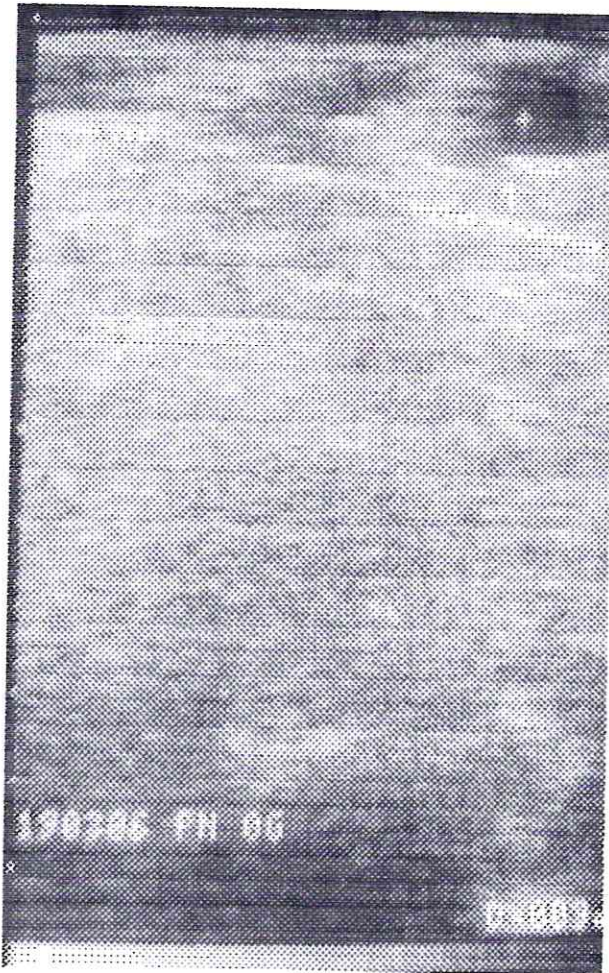


Image 05 : J₅ PN OVG.

L'ovaire gauche présente un follicule de 14x9mm.

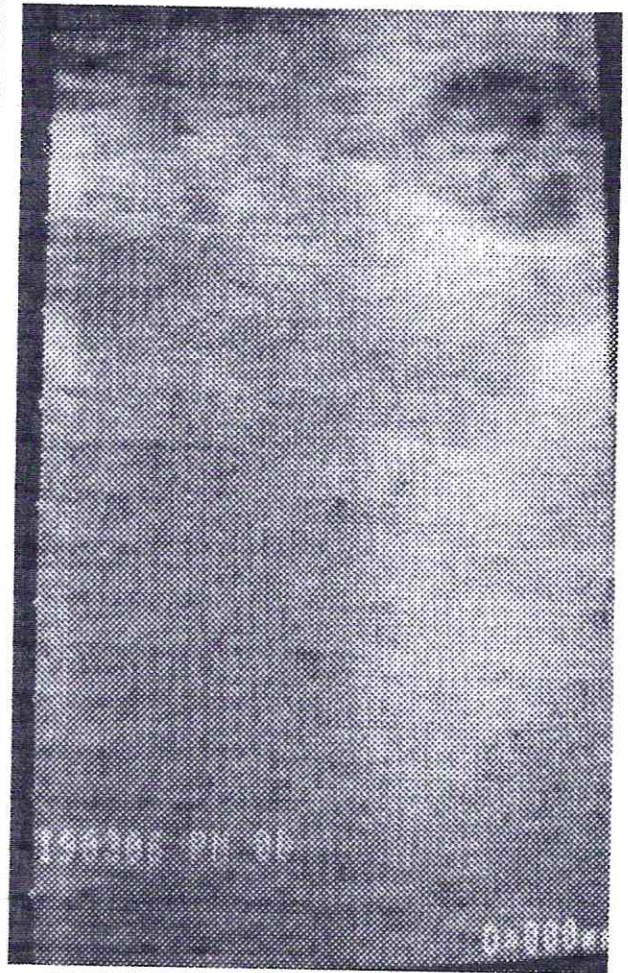


Image 06 : J₅ PN OVD.

La prise de photo de l'ovaire droit, n'a pas été recessie, alors que pendant la séance d'échographie, le relevé des indications a donné : Un ovaire de 61x30mm avec un corps jaune et deux follicules de 10x9mm.



Image 07 : J₆ PN OVG.

Sur cette photo écho, deux lignes très echogenes (l'une supérieure et l'autre inférieure) délimitent la zone de l'ovaire qui porte un follicule de 20x10mm (curseurs) et deux autres inférieurs à 5mm.



Image 08 : J₆ PN OVD.

Le lendemain, cette échographie montre un ovaire juste au dessus d'une ligne sigmoïde echogene et mesure 66x58mm, il porte un corps jaune déjà observé la veille ainsi que deux follicules, l'un de 20x50mm et l'autre de 7x6mm.

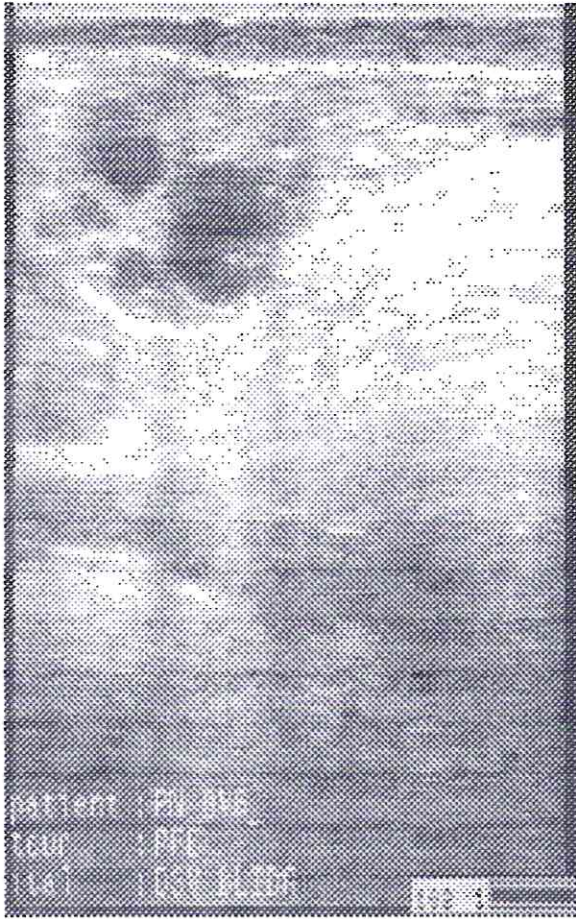


Image 09 : J₉, PN OVG.

Pour cette photo écho (sonde de 6MHz), les structures de l'ovaire offrent une excellente échogénicité rendue par les follicules ainsi qu'un bon dégradé des différents tons de gris, ce qui rend l'image très lisible. Le plus gros follicule (20x11mm) du bas laisse voir un trabecule échogène infiltrant son liquide.

On note également un autre follicule mesurant (17x10mm) en haut et d'autres follicules petits inférieurs à 5mm.



Image 10 : J₉, PN OVD.

Le diamètre de l'ovaire a augmenté : 69x60mm, les deux follicules mesurent (27,9x25,3mm) et (17,2x9,1mm). Le corps jaune est bien installé mais la qualité de l'image n'est pas parfaite.



Image 11 : J₁₂ PN OVG.

L'ovaire aux contours bien apparents mesure 64x29mm. Il contient deux gros follicules, un de 20x14mm et l'autre de 17x11mm ainsi que deux petits inférieurs à 5mm.



Image 12 : J₁₂ PN OVD.

Sur cette image (sonde de 6MHz) l'ovaire a pris un diamètre de 60x58,9mm et porte deux structures anéchogènes dont l'une de 34x24mm a pris toute l'importance sur l'autre plus petit à gauche de l'écran

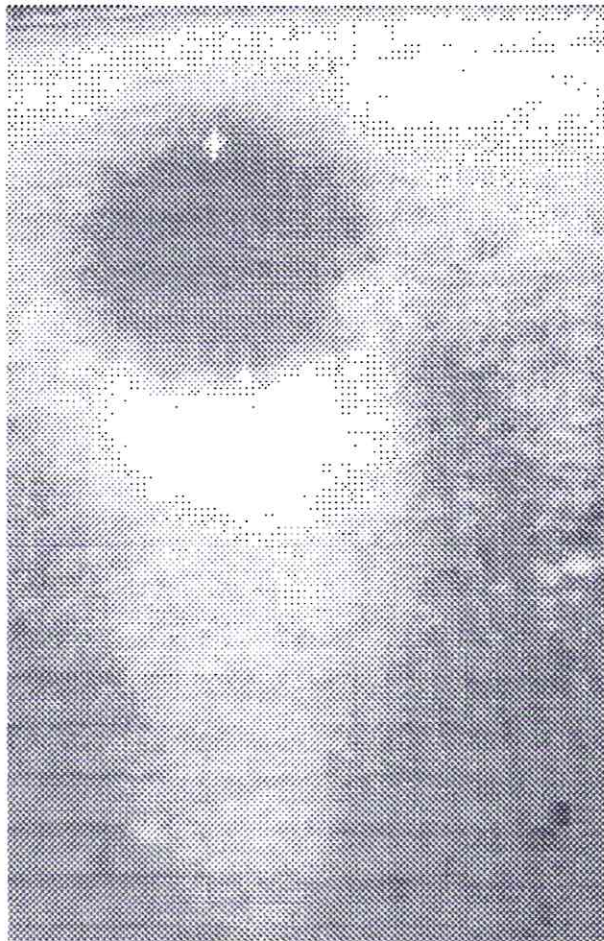


Image 13 : J₁₄ PN OVD.

Une structure anechogene, d'aspect sphérique, contenant du liquide (noir), montrant une zone très échogène à son pôle inférieur, caractéristique du follicule entouré du tissu ovarien d'aspect plus gris.



Image 14 : J₁₈ PN OVD.

L'image met en évidence l'aspect oblong de l'ovaire avec deux structures anéchogènes (33x32mm) et (13x9mm) juxtaposées et séparées par une paroi de 5 mm.

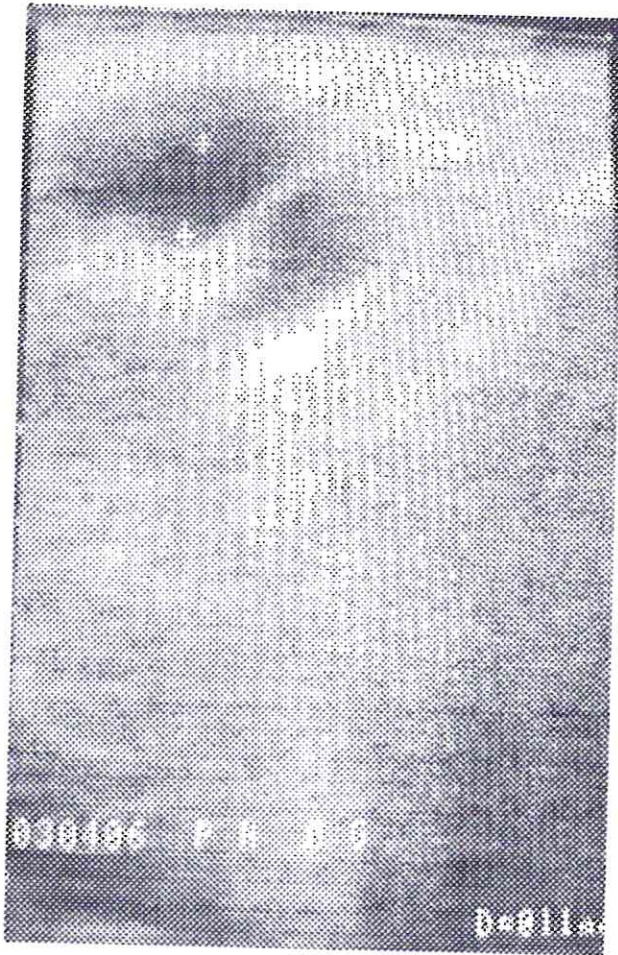


Image 15 : J₂₀ PN OVG.

L'ovaire mesure 65x34mm et contient deux follicules accolés l'un de 23x11mm, l'autre de 17x13mm.



Image 16 : J₂₀ PN OVD.

L'ovaire allongé mesure 72x40mm et ne laisse voir qu'une seule structure anéchogène de 32x32mm (curseurs) rappelant l'aspect du follicule.



Image 17 : J₂₂ PN OVG.

L'ovaire mesure 65x34mm et contient deux structures anéchogènes observées deux jours auparavant, elles sont bien mises en évidence, leurs tailles (23x13,5mm) et (16,4x10,6mm).



Image 18 : J₂₂ PN OVD.

La photo présente deux structures anéchogènes, la plus volumineuse contient une importante quantité de liquide dans laquelle apparaît en haut, une travée échogène.

Cette volumineuse structure aux parois mesurant 4mm, laisse penser à une formation kystique.

PIE ROUGE N° 00008 :



Image 19 : J₀ PR OVG.

L'ovaire bien délimité entre deux lignes échogènes, l'une horizontale supérieure et l'autre sigmoïde inférieure, montre deux follicules juxtaposés, l'un de (9x9mm) et l'autre plus petit inférieur à 5mm.



Image 20 : J₀ PR OVD.

L'ovaire d'un diamètre de 50x31mm. Une structure anechogène irrégulière laissant penser à un follicule centrale (8x5mm) apparent accolé à d'autres follicules moyens (7x5mm) et (5x5mm).

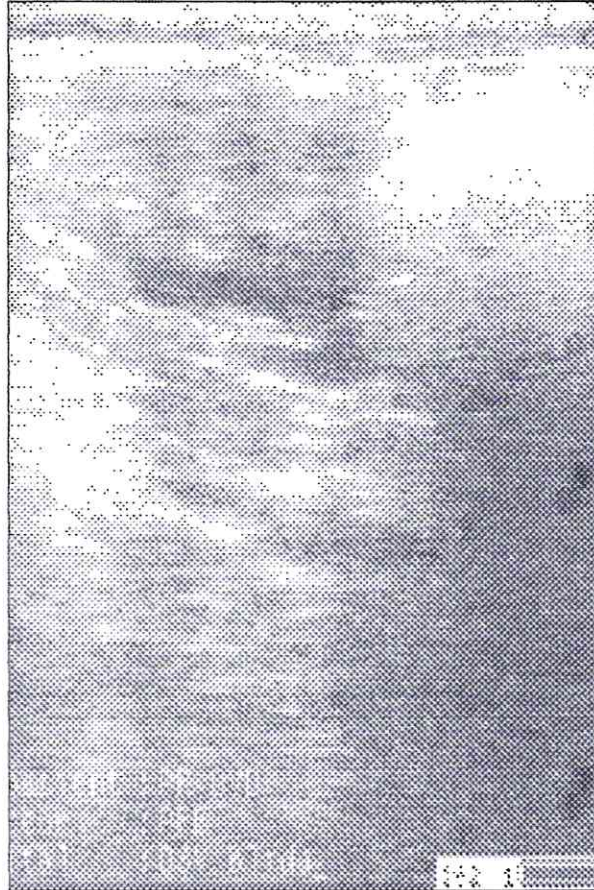


Image 21 : J₂ PR OVD.

Le diamètre de l'ovaire a évolué à 45x42mm et contient visiblement deux follicules de taille inférieure à 5mm et un follicule plus gros de 16x9mm.



Image 22 : J₄ PR OVG.

Présence de deux follicules de taille moyenne : (8x5mm) et (18x8mm).

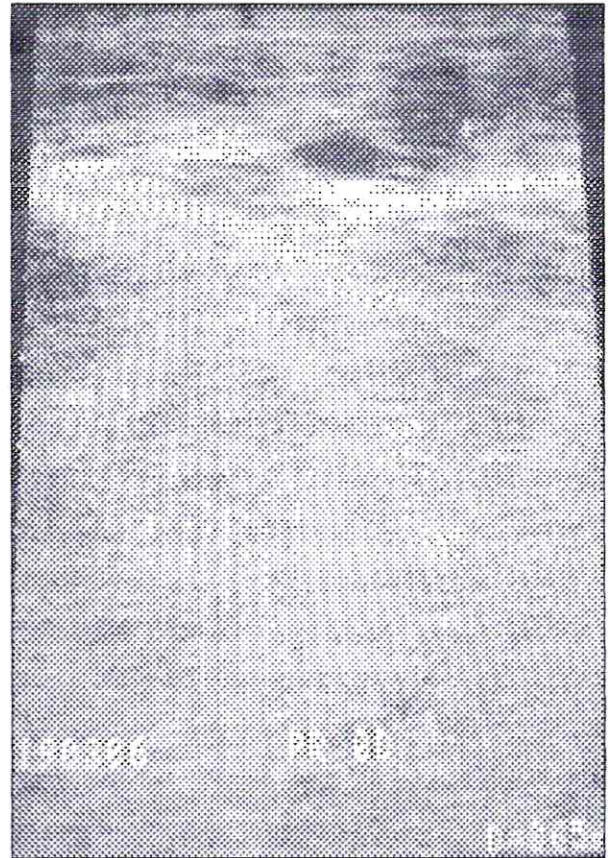


Image 23 : J₄ PR OVD.

L'ovaire droit paraît un peu plus gros que le gauche et contient un follicule de (13x8mm) avec trois autres petits inférieurs à 5mm.

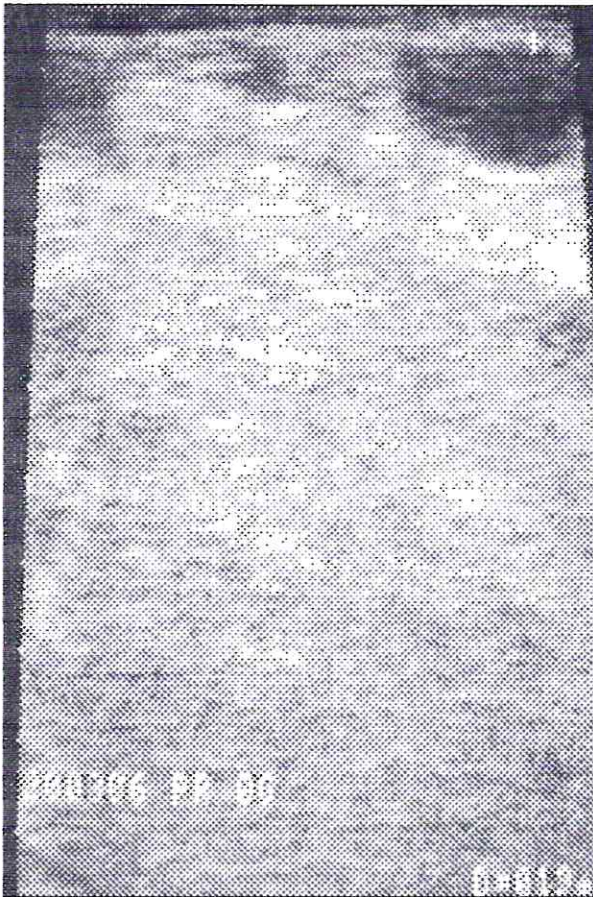


Image 24 : J₅ PR OVG.

La taille de l'ovaire a atteint (50x21mm).

On note la présence de deux structures d'échogénicité différente : l'une rappelant celle d'un follicule (28x19mm) l'autre moins dense et renferme une zone ronde plus sombre, fait penser à un corps jaune (6x5mm).

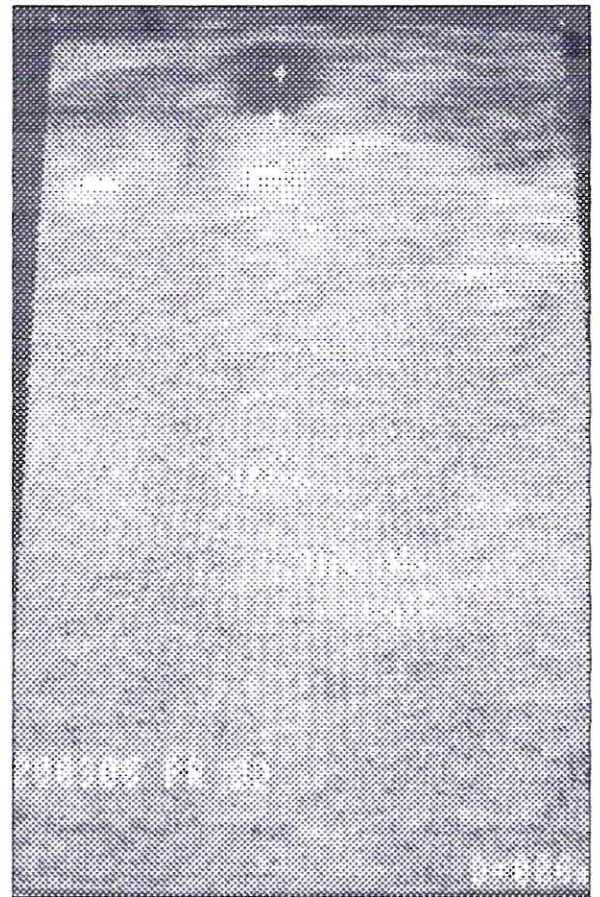


Image 25 : J₅ PR OVD.

Ovaire de 52x43mm avec deux follicules de 12x11mm.



Image 26 : J₈ PR OVG.

Ovaire de 40,5x18,1mm. Trois structures à peine visualisables et mal délimitées, inférieures à 5mm, formant une ligne irrégulière anéchogène délimitant le corps jaune à sa droite.



Image 27 : J₁₁ PR OVG.

Taille de l'ovaire (62x29mm). Des structures internes anechogene difficilement individualisables sont soit un seul follicule de 20x14mm, soit deux follicules, un de (8x8mm) accolé à un autre de (11x6mm).



Image 28 : J₁₁ PR OVD.

Ovaire fait (60x17mm), contient un follicule bien apparent de (22x13mm) et de forme irrégulière.



Image 29 : J₁₃ PR OVG.

Taille de l'ovaire (62x30mm). Deux follicules petits inférieurs à 5mm, deux autres moyens et une grosse structure de (21x20mm) avec deux zones intérieures d'échogénicité différente (l'une plus foncée que l'autre) très semblable à une structure lutéale.

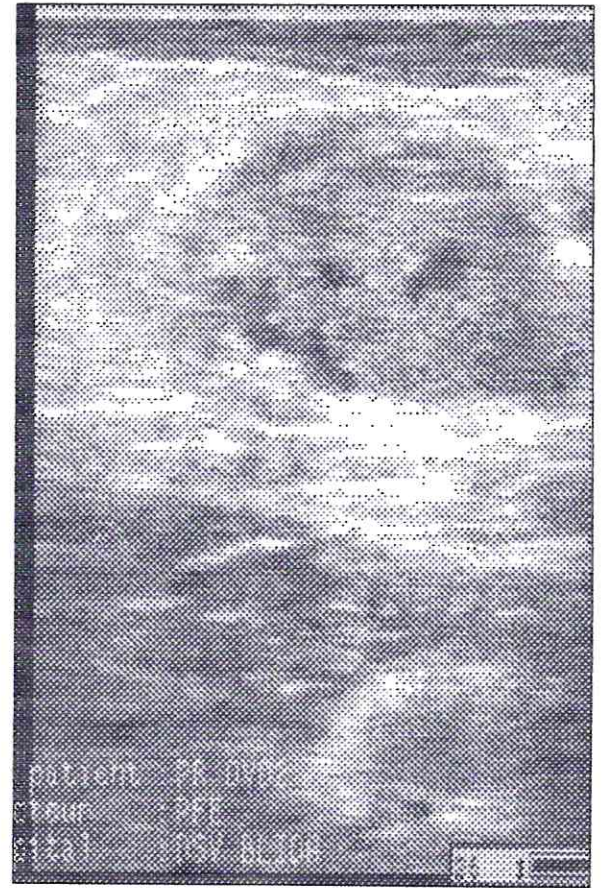


Image 30 : J₁₃ PR OVD.

Diamètre de l'ovaire 61x30mm. Lors de l'examen (sonde de 6MHz), on a constaté la présence de deux follicules mal circonscrits aplatis, concomitants avec un corps jaune.

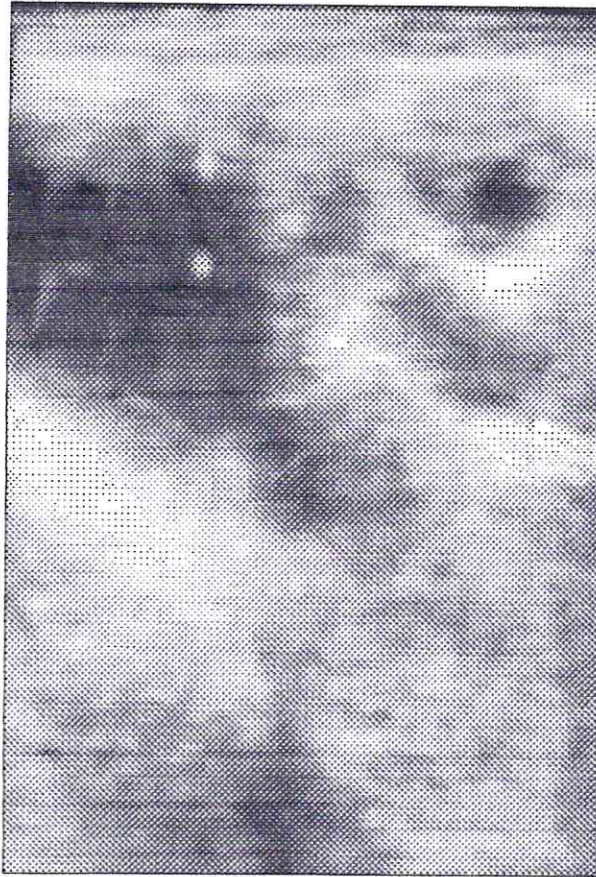


Image 31 : J₁₇ PR OVG.

L'ovaire gauche est plus gros que l'ovaire droit mais moins bosselé, son diamètre est de 60x30mm. La forme en croissant du tissu gris entourant une zone (à sa base) plus sphérique et plus anéchogène, semble confirmer la présence du corps jaune, remarqué trois jours auparavant.

La vessie apparaît à gauche de l'ovaire sous une forme oblongue et fortement anéchogène.

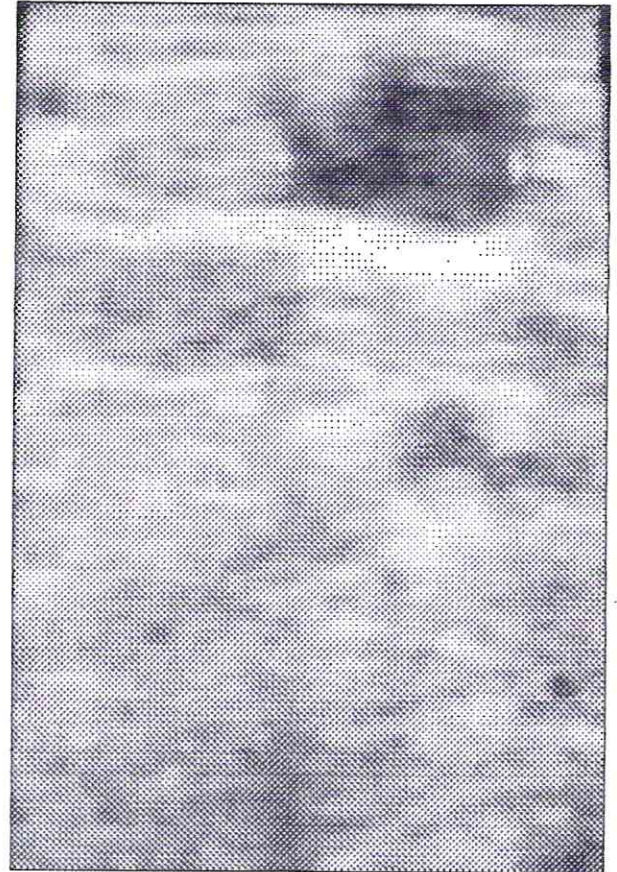


Image 32 : J₁₇ PR OVD.

A la palpation, l'ovaire laisse ressentir un renflement, son diamètre est de 65x44mm.

L'image écho laisse voir deux follicules cote à cote (le plus gros mesurerait 28x16mm et le plus petit 7x6mm) néanmoins, la différence d'échogénicité nous amène à admettre la présence d'un corps jaune.

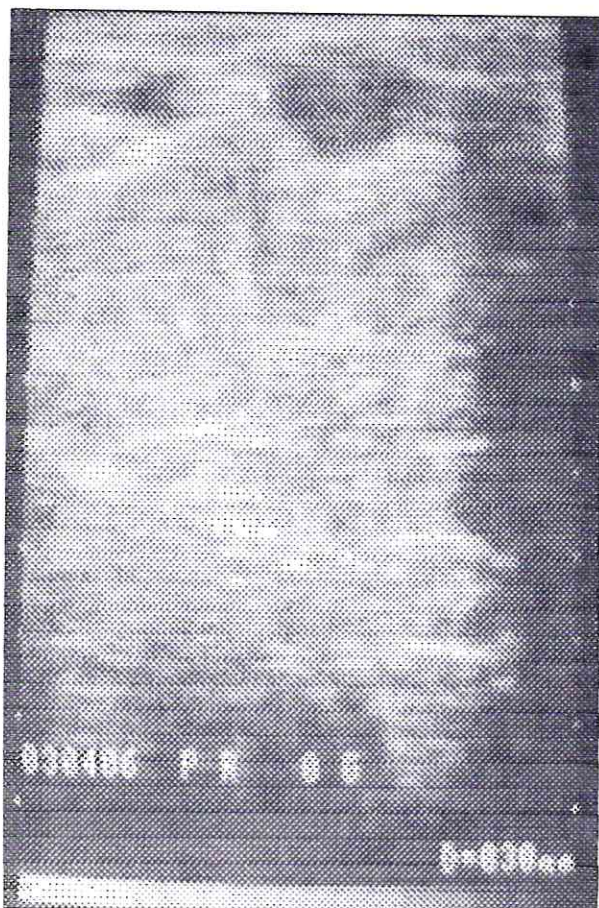


Image 33 : J₁₉ PR OVG.

Lors de la palpation, l'ovaire était renflé sous les doigts mais plus petit que l'ovaire droit.

A l'écho, le diamètre de l'ovaire est de (58x30mm), nous pouvons visualiser deux formations anéchogènes : (13x13mm) et (9x9mm).

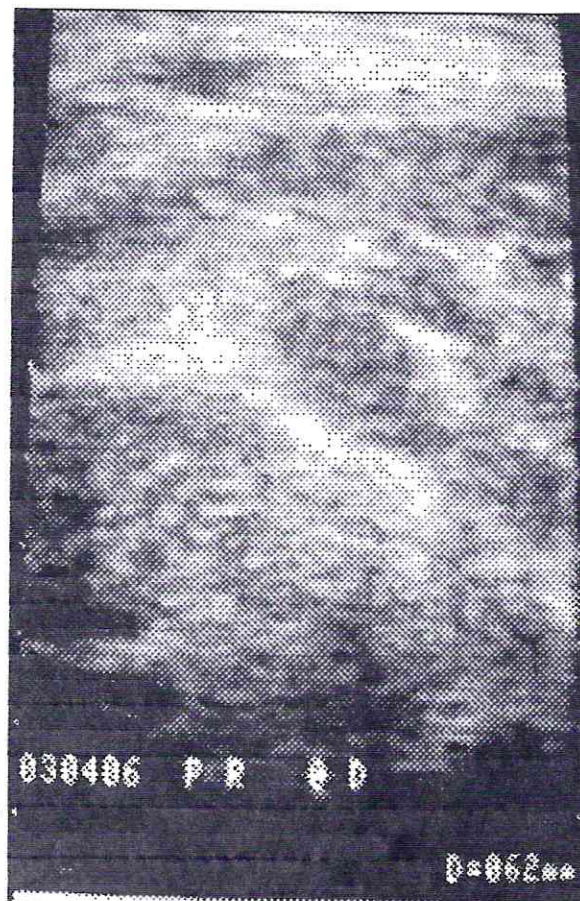


Image 34 : J₁₉ PR OVD.

Plus volumineux que le gauche et à la palpation apparaît bosselé. Cet ovaire de (62x31mm) contient plusieurs follicules, un de (9x9mm), l'autre de (13x10mm) et un autre petit (< 5mm).



Image 35 : J₂₁ PR OVG.

A la palpation, l'ovaire est plus petit, d'un diamètre de (41,2x33,8mm) et renferme trois structures visibles (14x8,1mm) dont deux superposées, séparées par une ligne echogene horizontale. L'ensemble faisant penser à des follicules.

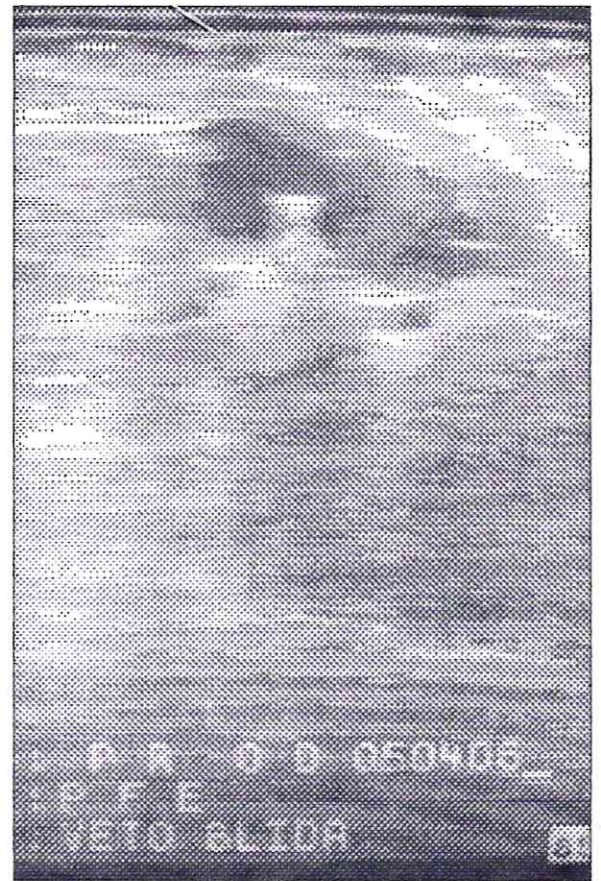


Image 36 : J₂₁ PR OVD.

A la palpation, l'ovaire semble moins bosselé qu'avant mais dur. A l'échographie on aperçoit à gauche, deux structures folliculaires superposées et intimement accolées (15,6x14,2mm) et communiquant avec une troisième structure à droite.

V-DISCUSSION

Les résultats de notre étude expérimentale, nous a permis de relever que les descriptions des structures ovariennes (Follicules, Corps jaunes, Kystes) observées, concordaient avec les mêmes structures énoncées et décrites dans notre bibliographie.

L'échographie nous a permis de constater que les follicules apparaissent sur l'écran comme des zones foncées d'aspect plutôt sphérique anéchogène et entourées de tissu ovarien qui donne un rendu plus grisâtre.

La présence d'autres structures telles que follicule et corps jaune voisin, peuvent exercer des pressions sur l'une ou l'autre de ces structures, leurs imposant parfois un aspect irrégulier et influe ainsi sur leurs diamètres. Les examens répétés, permettent de suivre la progression de ces mesures.

La croissance du follicule suit un développement progressif de deux à trois millimètres par moyenne et par jour.

La relation entre la taille du follicule et le jour de l'oestrus ne permet pas d'anticiper et de connaître le jour de l'ovulation. Aussi la sonde de 5 MHz, ne permet pas de visualiser avec précision les follicules dits petits (< 5 mm).

L'échogénicité rendue par le follicule et son liquide folliculaire, ne subissent pas trop de modifications lorsqu'ils atteignent la phase finale de leur développement.

Nous n'avons pas pu mettre en évidence la formation du corps jaune d'âge inférieur à 5 jours. Alors que son diagnostic par palpation rectale ne nous a pas permis de l'établir aussi avant cette période.

Une fois cette structure lutéale établie, il nous a été plus facile de visualiser par échographie dans cette structure une zone anéchogène centrale entourée d'une zone plus dense de la forme d'un croissant et d'aspect grisâtre marquant la différence entre le tissu

ovarien et la zone sombre. Ce tissu lutéale augmente progressivement pendant l'étape suivante.

C'est grâce à l'échographie que nous avons pu mesurer l'épaisseur de la paroi d'une structure anéchogène et pouvoir dire que c'est une structure kystique, en renforçant notre diagnostic par l'observation de la forme géométrique polygonale des parois de ces structures kystiques.

VI-Conclusion

Notre étude nous a permis de relever le bénéfice pour le praticien apporté par l'usage de l'échographie pour le suivi de la première étape en reproduction bovine (suivi ovarien).

Néanmoins, nous avons pu constater que sans une parfaite connaissance de l'anatomie pelvienne bovine (Tractus génitale) et une longue pratique de l'exploration manuelle de ce tractus, l'usage de l'échographie et quelque soit l'appareil utilisé, n'était d'aucun intérêt pour celui qui la pratique en aveugle et sans préparation pour cette manipulation.

VII-Recommandations

Après notre étude par échographie de l'ovaire chez les bovins, il nous semble utile de recommander l'utilisation de cette technique d'imagerie médicale indolore et sans dangers pour la santé de l'animal et celle de l'opérateur. Technique offrant un diagnostic réel et instantané, un diagnostic de l'état dans lequel se trouve le tractus génital, l'ovaire et ses structures internes.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- **ADAMS G.P., EVANS.A.C.O. RAWLING N.C.**, 1994. Follicular waves and circulating gonadotrophin in 8 month old prepubertal heifers.j.reprod.Fert, 27-33,100.

- **BARONE R.**, 1978. Anatomie comparée des mammifères domestiques –tomes 3- Splanchnologie (fascicule 2) Edition VIGOT, PARIS

- **BARONE R.**, 1990. Anatomie comparée des mammifères domestiques -tome 4- Splanchnologie II Edition VIGOT, PARIS,401-404-406-408-540-584-587.

- **CHAFFAUX S., BIANCHI M., BHAT P., HEDGE G.V., REDDY G.N.J., THIBIER M.**, 1988. L'échographie en temps réel par voie transrectale, intérêt pour le diagnostic de gestation chez la vache.Rec.Méd.Vet.164, (2) ,101-108.

- CHAFFAUX S., VALON F., MARTINEZ J.**, 1982. Evolution de l'image échographique du produit de conception chez la vache.bull.Acad.Vet.fr, 55,213-221.

- **CHEVALIER F.**, 1988. Echographie de l'appareil génital des femelles domestiques.Rec.Méd.Vét, 164,(2),81-100.

- **CURRAN S., PIERSON A., GINTHER O.J.**, 1986b. Ultrasonography appearance of the bovine conceptus from days 20 through 60.J.A.V.M.A, 189, (10), 1295-1303.

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

- **DERIVEAUX J., ECTORS F.**, 1980. Physiologie de la gestation et obstetrique vétérinaire.Edition du Point vétérinaire, Maison Alfort, 1-86.

- **FORTUNE J.E.**, 1994. Ovarien follicular growth and development in mammals.Biol.

Reprod,50,225-232.

- **FORTUNE J.E., SIROIS J., QUIRKS M.**,1988. The growth and differentiation of ovarian follicles during the bovine oestrous cycle. *Theriogenology*,29,95-109.

- **FORTUNE J.E., SIROIS J., TURZILL O A.M., LAVOIR M.**, 1991. Follicule sélection in domestic ruminants.*j.reprod.fert.suppl*,43,187-198.

- **FORTUNE J.E., VINCENT S.E.**, 1983. Progesterone inhibits the induction of aromatase activity in rat granulosa cells in vitro.*Biol.reprod*,28,1078-1089.

- **GILBERT B.**,1995. Reproduction des mammifères d'élevage. Les Edition FOUCHER
-128 rue de Rivoli- PARIS. Collection INRAP.

- **GINTHER O.J., KASTELIC J.P., KNOPF L.**, 1989a. Composition and characteristics of follicular waves during the bovine oestrous cycle.*Aim.Reprod.sci*, 20,187-200.

- **GONG J.G., BRAMLEY T.A., WEBB R.**, 1993. The effect of recombinant bovine somatotrophin on ovarian follicular , growth and development in heifers.*j.reprod.fert.*,97,247-254.

- **HAMMOND J.**, 1927. The physiologie of reproduction in the cow.1 vol Cambridge univ.perss, 217.

- **HANZEN CH., LOURTIE O., DRION P.V.**, 2000. Le developpement folliculaire , aspect morphologiques et cinétiques. *Ann.med.vet*,144,223-235.

- **IRLAND J.J., ROCHE J.E.**, 1982. Development of antral follicles in cattle after prostaglandin-induced luteolysis: changes in serum hormone, steroids in follicular fluid and gonadotrophin receptors, *Endocrinology*, 111, 2077.

- **JAINUDEEN M.R., HAFEZ E.S.E.**, 1993. Pregnancy diagnosis.chapitre 22. In: reproduction in farm animals.6th Edition L.E.A and FEBIGER, Philadelphia,446-486.

- **KAHN W.**, 1989. Sonographic fetometry in the bovine. *theriogenology*
- **KAHN W.**, 1990. Sonographic imaging of the bovine fetus. *Theriogenology*, 33, 385-396.
- **KAHN W.**, 1994. Atlas de diagnostic s échographiques: Examen gynécologique et reproduction Ed.Maloine,.
- **KO J.C.H., KASTELIC J.P., DELCAMPO M.R., GINTHER O.J.**, 1991. Effect of a dominant follicle on ovarian follicular dynamics during the oestrous cycle in heifers, 91,511-519.
- **LAVOIR M., FORTUNE J.E.**, 1990. Follicular dynamics in heifers after injection of PGF2a during the first wave of follicular development, *theriogenologie*. Les Editions FOUCHER PARIS, 33,270.
- **LOUSSOUARN C.**, 1999. Le diagnostic de (non) gestation chez les bovins: comparaison entre l'échographie et le dosage de la progesteronémie. *ENV de Nantes*,9-14,22-25,71,108.
- **LUCY M.C., STAPLES C.R., MICHEL F.M., THATCHER W.W., BOLT D.J.**, 1991. Effect of feeding calcium soaps to early post partum dairy cows on plasma prostaglandin F2-alpha luteinizing hormone, and follicular growth, 74,483-489.
- **MEITES J.**, 1970. Hypophysiotropic hormones of the hypothalamus: assay and chemistry, 338.
- **MIALOT J.P., LEVY I., GRIMARD B.**, 1991. L'échographie dans la gestion de la reproduction chez les bovins. *Rec.Med.Vet*, 167(1) ,21-31.
- **MOUMENE A.**, 2000. Intérêt du diagnostic de gestation dans l'optimisation de la gestion de la reproduction bovine, Thèse de Magister, ISV, BLIDA.
- **Pieterse M.C., Traverne M.A.M, KRUIPT.A.M., et WILLEMS A.H.** (1990) Detection of corpora lutea and follicles in cows: a comparaison of transvaginal ultrasonography and rectal palpation. *Vet.Rec*, 126, 252-554.

-SCHEIBER Y., 1974. In "Biochemistry of hormones", "RICKENBERG(H.V), BUTTERWORTHS,61-100.

- SIROIS C., FORTUNE J.E., 1990. Lengthening the bovine oestrous cycle with low levels of exogenous progesterone: a model for studying ovarian follicular dominance, Endocrinology, 127, 216-925.

- SIROIS J., FORTUNE J.E., 1988. Ovarian follicular dynamics during the oestrous cycle in heifers monitored by real-time ultra sonography-biol.of reprod, 39,308-317.

- SOLTNER D., 1993. La reproduction des animaux d'élevages -tome 1- 2^{ème} Edition,18-19,23-25.

-TAINTURIER D., FIENI F., BRUYAS J-F., BATTUT I., 1998. Diagnostic de gestation chez la vache: Application au diagnostic du sexe. Compte rendu des journées nationales des G.T.V., tours, 27-28-29 Mai 397-404.

- TAYLOR C., MANIKKAM M., RAJAMAHENDRAN R., 1994. Changes in ovarian follicular dynamics and luteinizing hormone profiles following different progestagen treatments in cattle.Can.J.Anim.Sci, 74,273-279.

- TAYLOR C., RAJAMAHENDRAN R., 1991. Follicular dynamics, corpus luteum growth and regression in lactating dairy cattle.Can.J.Anim.Sci, 71, 61-68.

- VAISSAIRE J.P., 1977. Sexualité et reproduction des mammifères domestiques et de laboratoire .Maloine S.A, Editeur- PARIS, 242-247.

Stes Internet :

-<http://www.inra.fr/productions-animales/an2003/num233/grimard/bg233.htm>

-<http://www.fmv.ulg.ac/chapitre1> : Propédeutique de l'appareil génitale de la vache/Octobre2000 (Dr HANZEN, Dr J LOUP Castaigne).

-File://A :\ Vulgaris 5.htm

