



Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie

Département de Biologie

Mémoire de fin d'études

En vue de l'obtention du diplôme de Master dans le domaine SNV
Filière Sciences Biologiques

Option : Biologie et Physiologie de la Reproduction

Thème

Influence de la taille du follicule pré ovulatoire sur la
réussite de l'insémination artificielle chez le bovin

Présenté par :

Date de soutenance : 06/07/2022

*Boudâa Hana

*Chaou Rihab

Devant le jury :

Nom	Grade / Lieu	Qualité
Mme Zatra .Y	MCA/USDB1	Présidente
Mr Yahimi .A	MCA/USDB1	Examineur
Mr Metref .AK	MCB/CAC	Promoteur
Mr Nadjemi .H	Inspecteur vétérinaire	Co-promoteur

Promotion : 2021-2022

Remerciements

Tout d'abord nous remercions Dieu tout puissant, créateur des cieux et de la terre, de nous avoir donné la force, la capacité, la volonté et le courage d'accomplir ce modeste travail.

Sincères Remerciements

A

Dr Zatra Yamina

Qui nous a fait l'honneur d'accepter la présidence de notre jury

Dr Yahimi Abdelkrim

Pour l'intérêt qu'il a porté en acceptant d'examiner notre travail

Par ailleurs, nous tenons à présenter notre profonde gratitude à notre promoteur Mr Metref Ahmed pour toutes les informations qu'il nous a apportées, pour les conseils qu'il nous a prodigués et pour son suivi attentif dans l'élaboration de ce document.

Nous adressons, également, nos vifs remerciements à notre co-promoteur et le directeur de la ferme de Baba Ali à l'Institut Technique des Elevages, Mr Nadjemi Hamza, pour son aide précieuse, son suivi, pour le temps qu'il nous a consacré, ainsi que pour son humeur, sa sympathie et sa gentillesse envers nous.

Sans oublier d'adresser nos remerciements au personnel de la FDPS de Baba Ali, pour sa chaleureuse contribution à la réalisation de ce mémoire.

Dédicaces

*A ma très chère mère, pour son soutien
inconditionnel, ses sacrifices, sa tendresse, et son
amour infini.*

*A mon très cher père, pour sa bienveillance et ses
encouragements.*

*Je souhaite qu'ils trouvent en ce modeste travail le témoignage
de ma reconnaissance absolue.*

*A mes frères : Redha et Imad, et à ma sœur : Sihem, qui n'ont
jamais cessé de me conseiller, de m'encourager et de me
soutenir.*

*A mes neveux, Mayssa et Samy, source de bonheur et de joie
pour toute la famille.*

*A mes amis et collègues, qui ont été à mes côtés dans
l'élaboration de ce travail. Je vous souhaite toujours plus de
succès.*

Que Dieu vous protège

Dédicaces

Je profite de la présente occasion pour dédier ce travail à l'âme de mon grand-père maternel, paix à son âme. Tu as été un exemple de grand père toujours présent pour ses filles et sa femme, malgré une vie très dure professionnellement et physiquement. Ma grande admiration va pour cet homme qui s'est battu pour que sa famille ne manque de rien. Nous avons reçu tellement d'amour et d'attention, qu'il nous est très difficile d'imaginer notre vie sans lui. Et pourtant mon grand-père n'est plus là, je me souviendrai à jamais de son beau sourire dès qu'il me voit. Tu vas me manquer JEDOU, mais ton souvenir restera bien vivant dans mon cœur et dans ma vie . J'aimerai, pour finir citer cette phrase de Victor Hugo, qui prend tout son sens ici « Tu n'es plus là ou tu étais, mais tu es partout là ou je suis »

Puisse dieu t'avoir en sa sainte miséricorde JEDOU

ملخص:

التلقيح الاصطناعي هو تقنية التكاثر التي تعتمد عليها برامج الانتخاب اليوم، فشل العديد من عمليات التلقيح الاصطناعي لعدة أسباب.

الهدف من هذا العمل يتمثل في إبراز تأثير حجم الجريب على نجاح التلقيح الاصطناعي.

لذلك، تم إجراء تجربة تتضمن التزامن الشبقي للأبقار متبوع بحساب حجم جريب ما قبل التنبويض وإجراء التلقيح الاصطناعي على أبقار المعهد التقني لتربية الحيوانات في بابا علي.

تشير البيانات التي تم جمعها و المتعلقة بحجم جريب ما قبل التنبويض إلى متوسط قطر يبلغ 17.9 ملم، مع اختلاف ما بين 12.2 ملم و 21.6 ملم للأبقار التي قدمت نتيجة سلبية عند تشخيص الحمل، و ما بين 15 ملم و 21.7 ملم للأبقار الحوامل. لم تثبت هذه النتائج وجود علاقة ذات دلالة إحصائية بين حجم جريب ما قبل التنبويض ونجاح التلقيح الاصطناعي.

لكن يبدو أن درجة حالة جسم تلعب دوراً رئيسياً في نجاح هذا الأخير. وبالتالي، فإن الحيوانات التي تحصلت على نتيجة إيجابية في تشخيص الحمل، كان متوسط درجة جسمها 3.5. من ناحية أخرى، الأبقار التي كان لديها تشخيص سلبي للحمل تحصلت على متوسط 3.

الكلمات المفتاحية: التلقيح الاصطناعي، جريب ما قبل التنبويض، التزامن الشبقي، درجة حالة جسم.

Résumé :

L'insémination artificielle représente la technique de reproduction sur laquelle sont basés les programmes de la sélection. Aujourd'hui, de nombreuses inséminations artificielles ont échouées pour plusieurs raisons.

L'objectif de ce travail consiste à mettre en évidence une influence de la taille du follicule pré ovulatoire sur la réussite de l'insémination artificielle. Pour cela, une expérience incluant une synchronisation de chaleurs des vaches, suivie par le calcul de la taille du follicule pré ovulatoire et la réalisation d'une insémination artificielle a été réalisée sur le cheptel bovin de l'institut technique des élevages à Baba Ali.

Les données recueillies relatives à la taille du follicule pré ovulatoire nous indiquent un diamètre moyen de 17.9mm avec une variation entre 12.2mm et 21.6mm pour les vaches ayant présentées un résultat négatif au diagnostic de gestation, et entre 15mm et 21.7mm pour les vaches gestantes. Ces résultats n'ont pas démontré de relation significative entre la taille du follicule pré ovulatoire et la réussite de l'insémination artificielle.

Cependant, le BCS semble jouer un rôle prédominant dans la réussite de cette dernière. Ainsi, les animaux ayant obtenu un résultat positif au diagnostic de gestation, présentent une moyenne de score corporel de 3.5. Par contre ceux avec un diagnostic de gestation négatif obtiennent une moyenne de 3.

Mots clés : Insémination artificielle, follicule pré ovulatoire, synchronisation de chaleurs, BCS.

Abstract:

Artificial insemination represents the reproductive technique on which breeding programs are based. Today, many artificial inseminations have failed for several reasons.

The objective of this work is to highlight an influence of the size of the pre-ovulatory follicle on the success of artificial insemination. For this purpose, an experiment including a synchronization of the cows' heat, followed by the calculation of the size of the pre-ovulatory follicle and the realization of an artificial insemination was carried out on the cattle herd of the technical institute of breeding in Baba Ali.

The data collected relating to the size of the pre ovulatory follicle indicate an average diameter of 17.9mm with a variation between 12.2mm and 21.6mm for cows that presented a negative result at the pregnancy diagnosis, and between 15mm and 21.7mm for pregnant cows . These results did not demonstrate a significant relationship between the size of the pre ovulatory follicle and the success of artificial insemination.

However, the BCS seems to play a predominant role in its success. Thus, the animals having obtained a positive pregnancy diagnosis have an average body score of 3.5. On the other hand, those with a negative pregnancy diagnosis obtain an average of 3.

Key words: Artificial insemination, pre ovulatory follicle, heat synchronization, BCS.

Liste des tableaux :

<u>Tableau 1</u> : Détection précise des chaleurs.....	16
<u>Tableau 2</u> : Tableau descriptif des animaux de l'institut.....	37
<u>Tableau3</u> : Données recueillies chez les bovins synchronisés.....	47
<u>Tableau 4</u> : Données recueillies chez les bovins présentant des chaleurs naturelles	48
<u>Tableau 5</u> : Résultats des diagnostics de gestation en fonction du BCS	55

Liste des figures :

<u>Figure 01</u> : Appareil génital de la vache non gravide étalé après avoir été isolé et ouvert dorsalement	4
<u>Figure 02</u> : Représentation schématique de l’ovaire	6
<u>Figure 03</u> : Schéma de follicule primordial, follicule en développement, follicule primaire	7
<u>Figure 04</u> : Schéma d’un follicule Secondaire.....	8
<u>Figure 05</u> : Schéma d’un follicule tertiaire	8
<u>Figure 06</u> : Schéma d’un follicule de De Graaf.....	9
<u>Figure 07</u> : Schéma du corps jaune	10
<u>Figure 08</u> : Représentation schématique du cycle œstral chez la vache, indiquant les différentes phases du cycle	12
<u>Figure 09</u> : Changements hormonaux durant le cycle œstral de la vache.....	13
<u>Figure 10</u> : Evénements cellulaires ovariens et endocriniens du cycle œstral de la vache	13
<u>Figure 11</u> : Signes de chaleur.....	15
<u>Figure 12</u> : Les signes probables des chaleurs.....	16
<u>Figure 13</u> : Cycle sexuel de la vache.....	20
<u>Figure 14</u> : Dispositif vaginal Prid Delta	23
<u>Figure 15</u> : Dispositif vaginal CIDR.....	24
<u>Figure 16</u> : La méthode CRISTAR.....	25
<u>Figure 17</u> : Ovaire présentant un follicule pré ovulatoire.....	27
<u>Figure 18</u> : Ovaire présentant 5 follicules de différentes tailles.....	28
<u>Figure 19</u> : Corps jaune mature	29
<u>Figure 20</u> : Coupe transversale d’une corne utérine en période péri-œstrale.....	30

<u>Figure 21</u> : Prid delta.....	38
<u>Figure 22</u> : échographe utilisé dans cette étude.....	39
<u>Figure23</u> : Schéma représentant le protocole de synchronisation des chaleurs.....	40
<u>Figure 24</u> : Etapes de pose du dispositif vaginal.....	42
<u>Figure 25</u> : Retrait du dispositif vaginal.....	42
<u>Figure 26</u> : Follicules pré ovulatoires de diamètres insuffisants	43
<u>Figure 27</u> : Follicules pré ovulatoires avec diamètres répondants aux normes.....	44
<u>Figure 28</u> : Diagnostic de gestation positif.....	45
<u>Figure 29</u> : Diagnostic de gestation negative.....	45
<u>Figure 30</u> : Diagramme représentant la variabilité de la taille du follicule pré ovulatoire chez les vaches vides.....	49
<u>Figure 31</u> : Comparaison de la taille du follicule pré ovulatoire entre les vaches positives et négatives au diagnostic de gestation.....	49
<u>Figure 32</u> : Age des femelles gestantes et vides après IA.....	51
<u>Figure 33</u> : Schéma d'appréciation du BCS.....	52
<u>Figure 34</u> : Principaux critères d'appréciation de l'état corporel des vaches laitières.....	53
<u>Figure 35</u> : Appréciation de l'état corporel de profil.....	56
<u>Figure 36</u> : Appréciation de l'état corporel par l'arrière.....	56
<u>Figure 37</u> : Variations du BCS chez les vaches gestantes et les vaches vides	57
<u>Figure 38</u> : Variation de la taille du follicule pré ovulatoire en fonction du BCS.....	57

Liste d'abréviations

IA : insémination artificielle

BCS : Body Score Condition

ITELV : Institut Technique des Elevages

CNIAAG : centre national d'insémination artificielle et d'amélioration génétique

PMSG: Pregnant Mare Serum Gonadotropin

GnRH : Gonadotropin Releasing Hormone ou gonadolibérine

LH: Luteinizing Hormone

FSH: Follicle Stimulating Hormone

PgF2 α : Prostaglandines

MHz : Méga hertz

FDPS : ferme de démonstration et production de semence

BT : Biostat d'azote liquide

IV-IA1 : intervalle vêlage-première insémination artificielle

IV-IF : intervalle vêlage-insémination fécondante

Sommaire :

Introduction	1
--------------------	---

Partie bibliographique

Chapitre I : Appareil génital de la vache	4
I.1. Anatomie et fonctions de l'appareil génital femelle.....	4
I.1.1. Généralités	4
I.1.2. Les ovaires.....	5
I.1.2.1 La folliculogénèse.....	5
A- Follicules primordiaux.....	6
B- follicules primaire	7
C. Follicules secondaires	7
D. Follicules tertiaire (ou follicules à antrum).....	8
E. Les follicules de De Graaf ou follicules murs ou pré ovulatoires.....	9
I.1.2.2 Les corps jaunes.....	10
Chapitre II :Le cycle sexuel de la vache.....	12
II Le cycle sexuelle de la vache.....	12
II.1 Le déroulement du cycle œstral	13
II.1.1. Pro-œstrus:.....	14
II.1.2 Œstrus (chaleur):.....	14
II.1.3 Métœstrus :.....	17
II.1.4 Dicœstrus :.....	17
II.2 La maîtrise du cycle et synchronisation	17

II.2.1 Les hormones de la reproduction.....	18
A) L'hormone de croissance (GnRH).....	18
B) FSH	18
C) LH	18
D) œstrogène.....	18
E) Progestérone.....	18
F) prostaglandines F2 α et ses analogues	19
II.2.2 Méthodes de synchronisation	21
II.2.2.1 Méthode zootechnique	21
II.2.2.2 Méthode hormonale.....	21
A) Avec la prostaglandine F2 alpha.....	21
B) Avec la progestérone.....	22
C) Avec la GnRH.....	22
II.2.3 Dispositifs de synchronisation :.....	22
II.2.3.1 Dispositifs vaginaux :	22
II.2.3.2 La méthode CRESTAR	24
Chapitre III : Intérêt de l'échographie dans le contrôle de la reproduction chez les bovins	26
III.1 Utilisation de l'échographe dans le suivi de reproduction en élevage bovin.....	26
III.2 Applications de l'échographie dans le suivi de reproduction.....	26
III.2.1 Ovaires	26
III.2.2 Follicules.....	27
III.2.3 Corps jaune	28

III.2.4 Utérus	30
III.3 Avantages de l'échographie	31
III.4 Inconvénients de l'échographie	31
III.5 Intérêt économique	32
IV. Chapitre Facteurs d'échec de l'Insémination artificielle	33
IV.1 Les facteurs liés à l'animal :.....	33
IV.1.1 L'âge :.....	33
IV.1.2 La Production laitière	33
IV.1.3 l'état corporel	34
IV.1.4 Involution utérine :.....	34
IV.1.5 Activité ovarienne au cours du post-partum	34

Partie expérimentale

I. Objectif	36
II. Matériels et méthodes	36
II. 1.Période d'étude.	36
II.2. Description des animaux	37
II.3 Matériel	38
II.3.1. Prid delta.....	38
II.3.2. Echographe.....	39
II.3.3. Accessoires.....	39
II.4 Méthode.....	40
II.4.1. Synchronisation des chaleurs.....	40
II.4.2. Calcul de la taille du follicule pré ovulatoire.....	43

II.4.3. Insémination artificielle.....	45
II.4.4. diagnostic de gestation	45
III. Analyse des données	46
III.1 Influence de la taille du follicule ovulatoire sur la réussite de l'insémination artificielle	48
III. 2. Autres facteurs d'influence	50
III.2.1 Effet de parité.....	50
III.2.2 Effet inséminateur.....	50
III.2.3 Effet de l'âge.....	50
III.2.4 Effet du BCS	51
III.2.4.1 Calcul du BCS.....	52
III.2.4.2 BCS et gestation	55
III.2.4.3 BCS et taille du follicule pré-ovulatoire.....	57
IV. Discussion.....	58
V. Conclusion.....	66

INTROUDCTION :

La maîtrise de la reproduction est devenue une nécessité en élevage bovin, elle est primordiale notamment pour la rentabilité économique de l'élevage : réalisation de l'objectif d'un veau par vache et par an, planification des vêlages pour remplir le quota, diminution des frais d'insémination ou de traitement en cas d'échec à la mise à la reproduction.

La population bovine en Algérie en 2015 est estimées à 1.1078 millions, Cette statistique de l'élevage bovin en Algérie a diminué tout au long des années pour atteindre moins d'un million en 2017 selon (STATISTA SEARCH DEPARTEMENT le 09/05 /2019).

Des contraintes lourdes s'exercent sur le secteur agricole, et en particulier sur l'élevage bovin, limitant ainsi fortement son développement, notamment un climat peu favorable dû à l'irrégularité des précipitations, une offre insuffisante en ressources fourragères, un foncier agricole limité, mais aussi à des échec répétés à la conception due à une mauvaise insémination essentiellement conséquence d'un mauvais état corporel , une alimentation d'une mauvaise qualité et des vêlages dystociques ou des rétentions placentaires. La mauvaise qualité de la semence, le non-respect du temps de décongélation et le mauvais site de dépôt de la semence sont également classés parmi les causes majeures de ces échecs.

En Algérie l'insémination artificielle a été introduite à l'époque coloniale. Bien que très ancienne, son utilisation dans nos élevages est très limitée malgré les efforts et la maîtrise de la technologie par le CNIAAG. Son application très timide est souvent attribuée aux échecs répétés de la conception. Ainsi les taux de réussite rapportés en première insémination par divers auteurs restent encore très faibles, de l'ordre de 50% pour Ghozlane et al (2003) et moins de 30% pour Bouzebda et al (2006) ; ils sont presque comparables à ceux obtenus en Tunisie (40% pour Ben Salem et al., 2007). Dans les pays à tradition d'élevage, les résultats ne sont qu'un peu meilleurs (en moyenne 57 ± 2 % après 2 inséminations en France selon Meyer., 2008).

L'insémination artificielle est la biotechnologie de la reproduction la plus utilisée dans le monde. La performance de la reproduction étant considérée comme l'un des principaux facteurs qui influent sur la rentabilité du troupeau, l'insémination artificielle est donc un outil de choix pour la diffusion d'un matériel génétique de qualité (Lofti et al., 1996). Elle constitue à ce titre un outil de base du développement de l'élevage (Benlekhal., 1993).

Cependant son manque de maîtrise et ses échecs entraînent une augmentation des charges de l'exploitation (coûts économiques des inséminations supplémentaires, temps perdu à cause des échecs de l'insémination), suite à des facteurs intrinsèques ou extrinsèques liés à l'animal qui peuvent avoir une influence sur le taux de la réussite de l'insémination artificiel.

Le recours à l'insémination nécessite une bonne détection des chaleurs et/ou de l'ovulation par l'éleveur afin de cibler le moment optimal pour inséminer (= moment pour lequel l'IA aura le plus de chance d'être fécondante). La détection des chaleurs est une activité chronophage et difficile. Mais à l'inverse de cette médiocre sensibilité, la spécificité de la détection est excellente puisque seulement 4% des inséminations sont réalisées hors œstrus (Michel et al., 2003). Les raisons pour lesquelles certaines chaleurs ne sont pas ou mal détectées sont pour 90% d'entre elles reliées à des problèmes d'organisation ou de temps passé par l'éleveur à observer les vaches. Seulement 10% sont imputables à la vache elle-même (Diskin et al., 2000).

La connaissance et l'identification des signes présents lors de la période péri-ovulatoire sont indispensables à la bonne détection des chaleurs. Une fois l'œstrus mis en évidence et l'intervalle de temps idéal pour inséminer connu, se pose alors la question de l'influence de la taille du follicule ovulatoire sur la réussite de l'insémination artificielle.

Plusieurs articles ont fait référence à la relation entre la taille du follicule ovulatoire et la réussite de l'insémination artificielle. C'est notamment le cas d'une étude publiée dans « The Journal of Animal Science » ayant pour objectif de mettre en évidence l'influence de taille du follicule ovulatoire sur l'IA sur un groupe de vaches dont les chaleurs ont été induite par une injection de GnRH en comparaison avec un autre groupe d'animaux aux chaleurs spontanées. Il a ainsi été noté une influence significative de la taille du follicule ovulatoire sur la réussite de l'insémination artificielle et les mortalités embryonnaires et fœtales chez les vaches synchronisées. Par contre aucuns effets n'a été détecté chez les vaches ayant ovulé spontanément (Perry et al., 2005)

Il a également été démontré que le protocole défini pour la synchronisation des chaleurs pouvait avoir un rôle prépondérant sur la taille du follicule ovulatoire. Ainsi des vaches ayant reçu une seule injection de GnRH présentaient des follicules ovulatoires plus petits que celle ayant reçu 2 injections à 9 jours d'intervalle (Atkins et al., 2010).

Enfin, le stress chronique et notamment les problèmes de boiteries peuvent également influencer négativement sur la croissance folliculaire et les performances reproductives chez le bovin (Morris et al., 2011).

Chapitre I : Appareil génital de la vache :

I.1 / Anatomie et fonctions de l'appareil génital femelle :

I.1.1 / Généralités :

Lors des premiers stades du développement embryonnaire, l'appareil génital des deux sexes se développe de façon strictement identique. La différenciation sexuelle chez les bovins débute plus tôt que chez la plupart des autres mammifères c'est à dire lorsque le fœtus est âgé de 40 jours.

L'appareil génital femelle comprend alors :

- ✓ Deux gonades ou ovaires ayant la fonction exocrine gamétogène (ovogenèse) et la fonction endocrine (synthèse d'hormones femelles qui commandent la vie sexuelle).
- ✓ Des voies génitales : l'oviducte « lieu de fécondation », l'utérus « organe de gestation », le vagin et la vulve « organe d'accouplement ».
- ✓ Les mamelles.

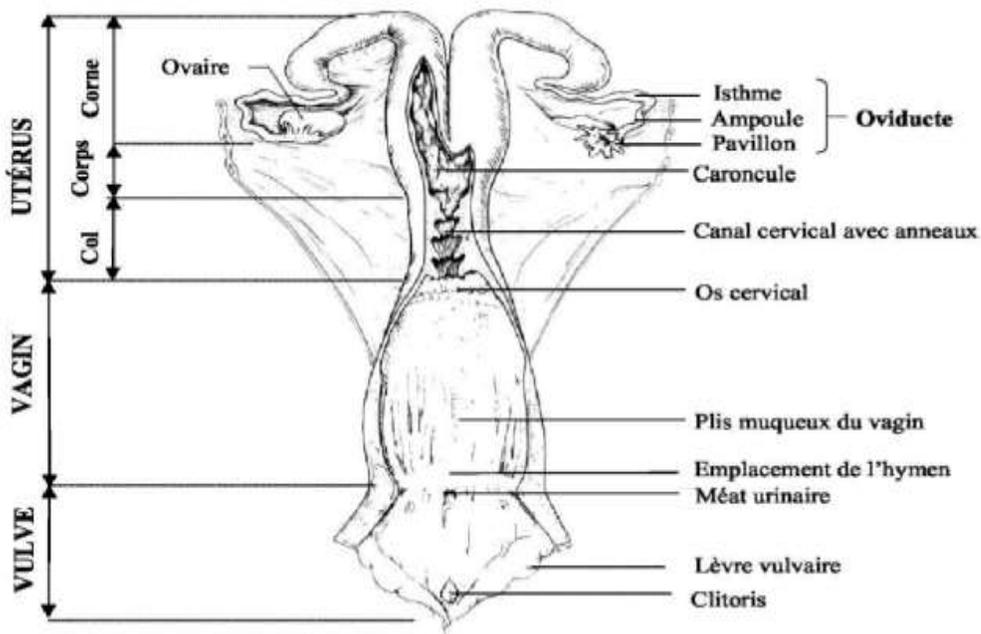


Figure 01: Appareil génital de la vache non gravide étalé après avoir été isolé et ouvert dorsalement (Dudouet., 2000)

I.1.2/ Les ovaires :

Les ovaires sont des organes pairs. Ils se situent dans la cavité abdominale, plus ou moins en arrière des reins. De forme ellipsoïde ou ovoïde, chaque ovaire est appendu au ligament large qui, à son niveau, se dédouble pour former une bourse ovarique plus ou moins profonde.

Les ovaires chez la vache sont du volume d'une noix (3.8 x 2.5 cm), en forme d'amande, bosselés, dépourvus d'échancrure, suspendus au bord antérieur du ligament large, situés à l'entrée de la cavité pelvienne chez les jeunes sujets. Ils sont aisément palpables par fouiller rectal ce qui permet de préciser, au vu des structures identifiées sur l'ovaire, le stade du cycle sexuel de la femelle ou une pathologie éventuelle. L'état bosselé résulte de la présence de follicules à divers degrés de développement. Le corps jaune se reconnaît au sillon disjoncteur qui le sépare de l'ovaire.

L'ovaire est revêtu d'un épithélium formé de cellules plates et cubiques sous lequel on peut distinguer deux zones :

- ✓ La zone corticale, constituée par un tissu conjonctif, le stroma ovarien, se densifie sous l'épithélium pour former l'albuginée. C'est le lieu de la folliculogénèse
- ✓ La zone médullaire, située au centre de l'ovaire, est constituée par un tissu conjonctif qui, au niveau du hile, est en continuité avec le ligament large. Elle assure la pénétration et la ramification des nerfs, des vaisseaux sanguins et lymphatiques.

I.1.2.1 /La folliculogénèse :

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 vagues selon laquelle le développement folliculaire n'apparaît pas d'une manière aléatoire mais sous une forme de régression et de croissance de plusieurs follicules appelés vague.

La folliculogénèse est la succession des différentes étapes du développement du follicule 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 de follicules entrent dans une phase de croissance.

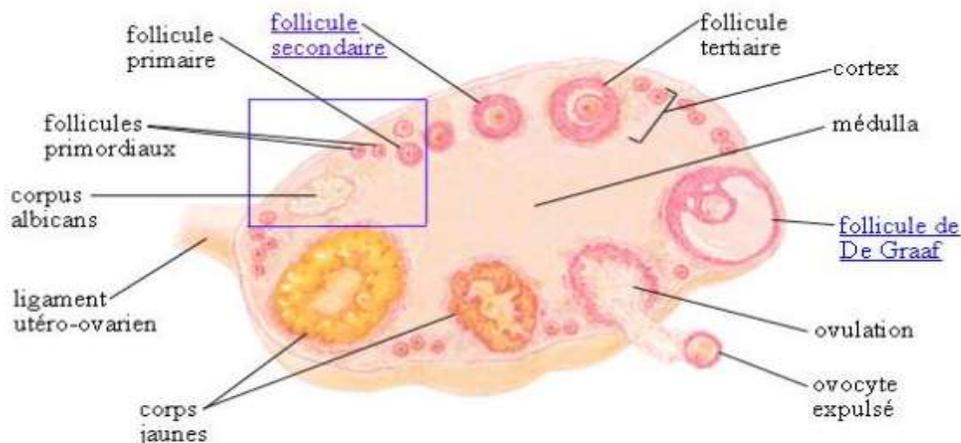


Figure 02 : Représentation schématique de l'ovaire (Gayrard., 2018)

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. La phase folliculaire couvre l'intervalle entre le début de la régression du corps jaune et l'ovulation.

I.1.2.1.A/ Follicules primordiaux :

L'ensemble de ces follicules représente la réserve non renouvelable de follicules pour la vie reproductive des vaches. Le follicule primordial, contient l'ovocyte (ovule immature) et constitue l'unité de développement fondamentale des ovaires de vaches. Le diamètre des follicules primordiaux est environ 40 – 50 μm contient un ovocyte immature de moins de 30 μm de diamètre.

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

Ce type de follicule se caractérise par un ovocyte au stade dicty entouré par une seule couche de cellules épithéliales aplaties : les cellules de la pré granulosa.

La présence des cellules de la granulosa serait nécessaire pour que l'ovocyte puisse survivre.

Les follicules primordiaux commencent à prendre du volume et à s'expanser. Ils se déplacent profondément à l'intérieur du cortex de l'ovule chez les bovins les follicules s'agrandissent à l'intérieur du cortex jusqu'à que l'antrum devienne visible en périphérie.

I.1.2.1.B/ Follicules primaire :

Après activation, les follicules primordiaux deviennent des follicules primaires. Les groupes de follicules primordiaux commencent à se développer pour devenir des follicules primaires avant la naissance. Ce phénomène n'est pas soumis à un contrôle ovarien mais il est dépendant des hormones pituitaires gonadotrophines.

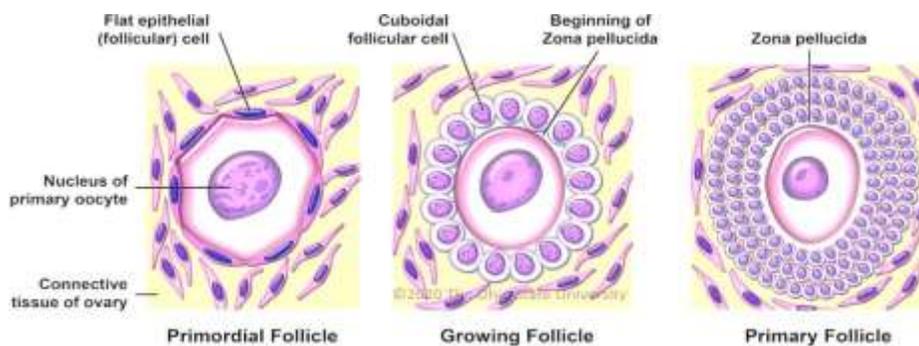


Figure 03 : Schéma de follicule primordial, follicule en développement, follicule primaire

(Jennings et Premanandan., 2020)

I.1.2.1.C/ Follicules secondaires :

Les follicules primordiaux, primaires et secondaires constituent environ 95% de la population folliculaire. Chez les bovins les follicules secondaires apparaissent vers le 210^{ème} jour de gestation. L'ovocyte a atteint sa taille maximale et s'entoure d'une couche de glycoprotéines : la zone pellucide. Les cellules granuleuses se multiplient activement pour former un amas plus ou moins important autour de l'ovocyte : la granulosa, au rôle nourricier pour le gamète femelle. En périphérie de la lame basale de la granulosa, deux couches de cellules du stroma s'organisent : la thèque interne granuleuse et riche en capillaires sanguins, et la thèque externe fibreuse, formée de tissu conjonctif.

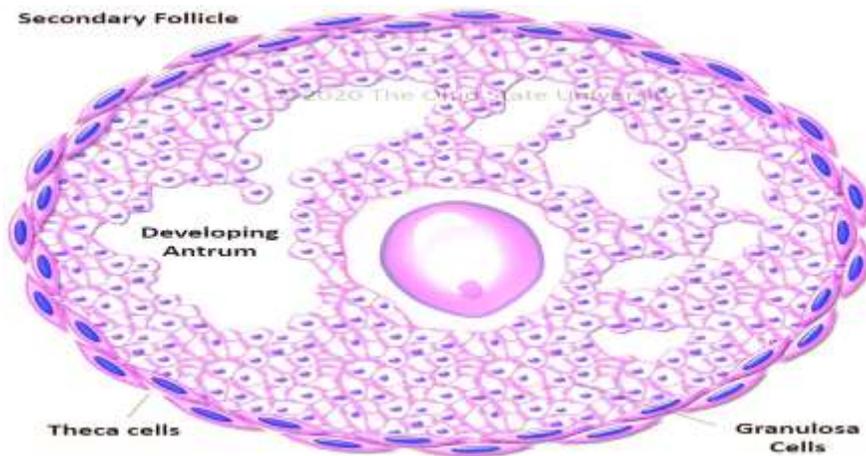


Figure 04 : Schéma d'un follicule Secondaire

(Jennings et Premanandan., 2020)

I.1.2.1.D/ Follicules tertiaire (ou follicules à antrum) :

Sous l'action de la FSH, gonadostimuline hypophysaire, les cellules de la granulosa ont une abondante sécrétion qui entraîne la formation d'une cavité (antrum) remplie de liquide folliculaire, d'une composition proche de celle du plasma sanguin.

. C'est au 270^{ème} jour de gestation que les premiers follicules cavitaires apparaissent.

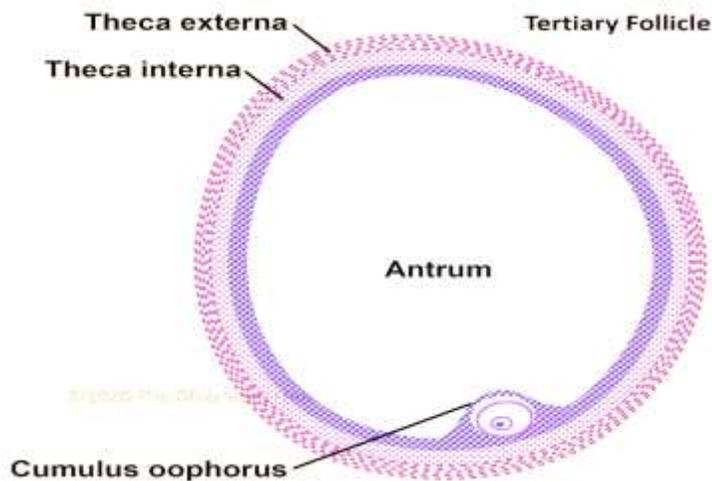


Figure 05 : Schéma d'un follicule tertiaire

(Jennings et Premanandan., 2020)

I.1.2.1.E/ Les follicules de De Graaf ou follicules murs ou pré ovulatoires :

Les follicules pré ovulatoires sont les plus volumineux : 12 à 19 mm chez la vache, leur présence est décelable par palpation.

En effet, Un follicule mur se distingue par :

- ✓ Un antrum très volumineux ;
- ✓ Un ovocyte situé dans le cumulus oophorus, un épaissement de la couche de cellules de la granulosa qui se projette dans l'antrum. L'ovocyte est alors entouré d'une couche régulière de cellules granuleuses, la couronne radiée.
- ✓ Une thèque interne richement vascularisée, dont les cellules, sous l'influence de la LH, synthétisent des androgènes ;
- ✓ Une thèque externe fibreuse ;
- ✓ Une granulosa très développée, dont les cellules, porteuses de récepteurs à la FSH, transforment en œstrogènes les androgènes produits par la thèque interne.

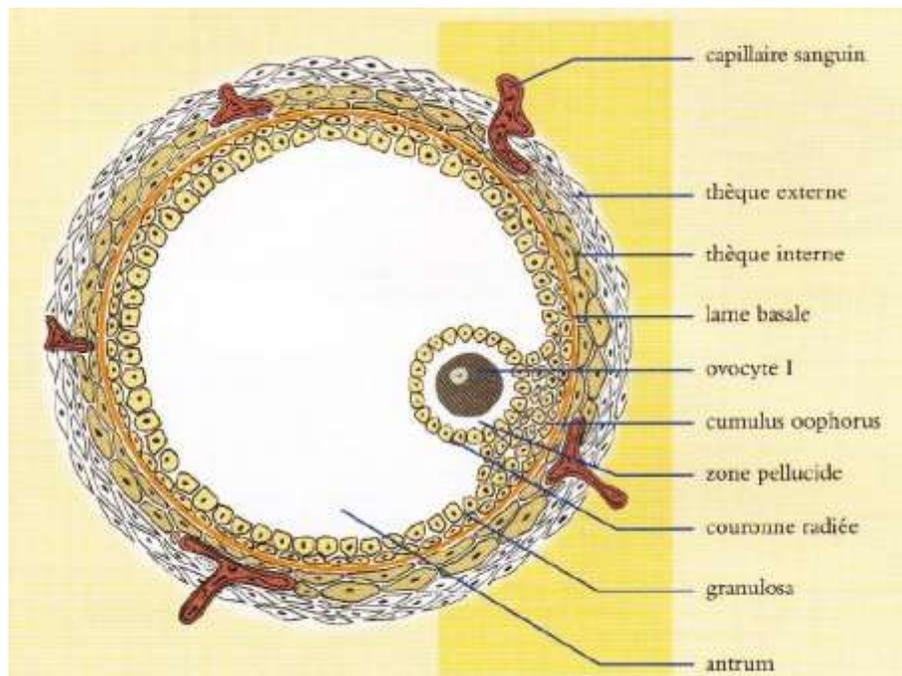


Figure 06 : Schéma d'un follicule de De Graaf

(fac.umc.edu.dz)

I.1.2.2/ Les corps jaunes :

Ils s'observent à l'emplacement des follicules de De Graaf ayant ovulé. Ils sont constitués à partir des cellules de la granulosa et de la thèque interne qui se transforment en cellules sécrétrices : les cellules lutéiniques, qui chez la plupart des mammifères sont colorées par un pigment orangé, la lutéine.

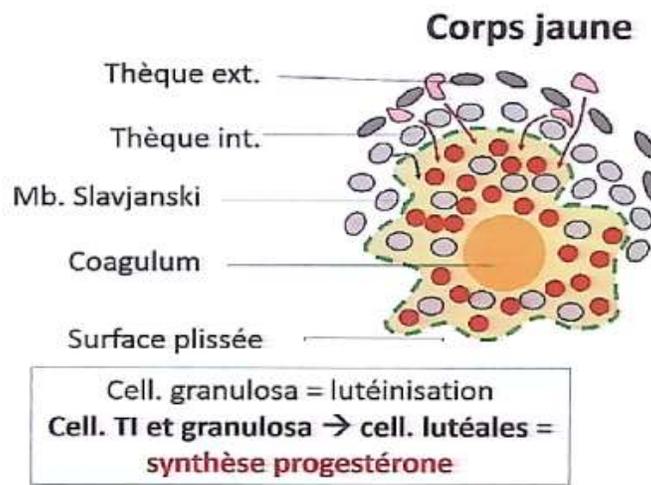


Figure 07 : Schéma du corps jaune (fac.umc.edu.dz)

Le déroulement de la croissance et de la maturation des follicules ovariens est un processus fondamental pour garantir une bonne fertilité. Chez la vache, la croissance folliculaire dure 3 à 4 mois et s'étend de la croissance des follicules primordiaux jusqu'à l'ovulation ou l'atresie qui correspond au devenir de 99.9% des follicules qui entrent en croissance. Cette croissance folliculaire est permanente et continue, que ce soit pendant la période pré pubère, la gestation, ou encore pendant l'ancestrus post-partum, périodes pendant lesquelles il n'y a pas d'ovulation. La folliculogénèse basale (follicules inférieurs à 1 mm de diamètre) est indépendante des hormones gonadotropes, alors que la croissance terminale des follicules (diamètre supérieur à 3mm) est dépendante de FSH et de LH. Le développement folliculaire se déroule par vague folliculaire d'une durée de 7 à 10 jours. Un cycle est composé de 2 à 3 vagues folliculaires, plus rarement 4, ce qui conditionne sa durée qui varie de 18 à 21 jours ou de 21 à 25 jours. Une vague folliculaire comprend différentes phases, le recrutement, la sélection et la dominance. Pour la première vague, le recrutement aboutit à la sélection d'un voire 2 follicules au jour 2 ou 3 du

cycle, qui deviendront le ou les follicules dominants au jour 4 ou 5. La dominance dure 3 à 4 jours. Le devenir du follicule dominant dépend de la pulsativité de LH. Si les concentrations en progestérone sont élevées, la pulsativité de LH est faible et le follicule dominant évolue vers l'atrésie. En fin de cycle, quand le corps jaune a régressé, la pulsativité de LH est élevée et le follicule dominant peut évoluer vers l'ovulation. Le follicule pré ovulatoire ou encore follicule de de Graaf est la dernière étape de la croissance folliculaire, il mesure de 15 à 20 mm de diamètre. Le corps jaune se développe progressivement pendant les 5-6 jours suivant l'ovulation, parallèlement à une augmentation des concentrations en progestérone. Le corps jaune est maintenu pendant toute la durée du diœstrus. En l'absence de fécondation, en fin de cycle, la prostaglandine F2 alpha est produite par l'utérus et entraîne la régression du corps jaune : c'est la lutéolyse.

Chapitre II : Le cycle sexuel de la vache

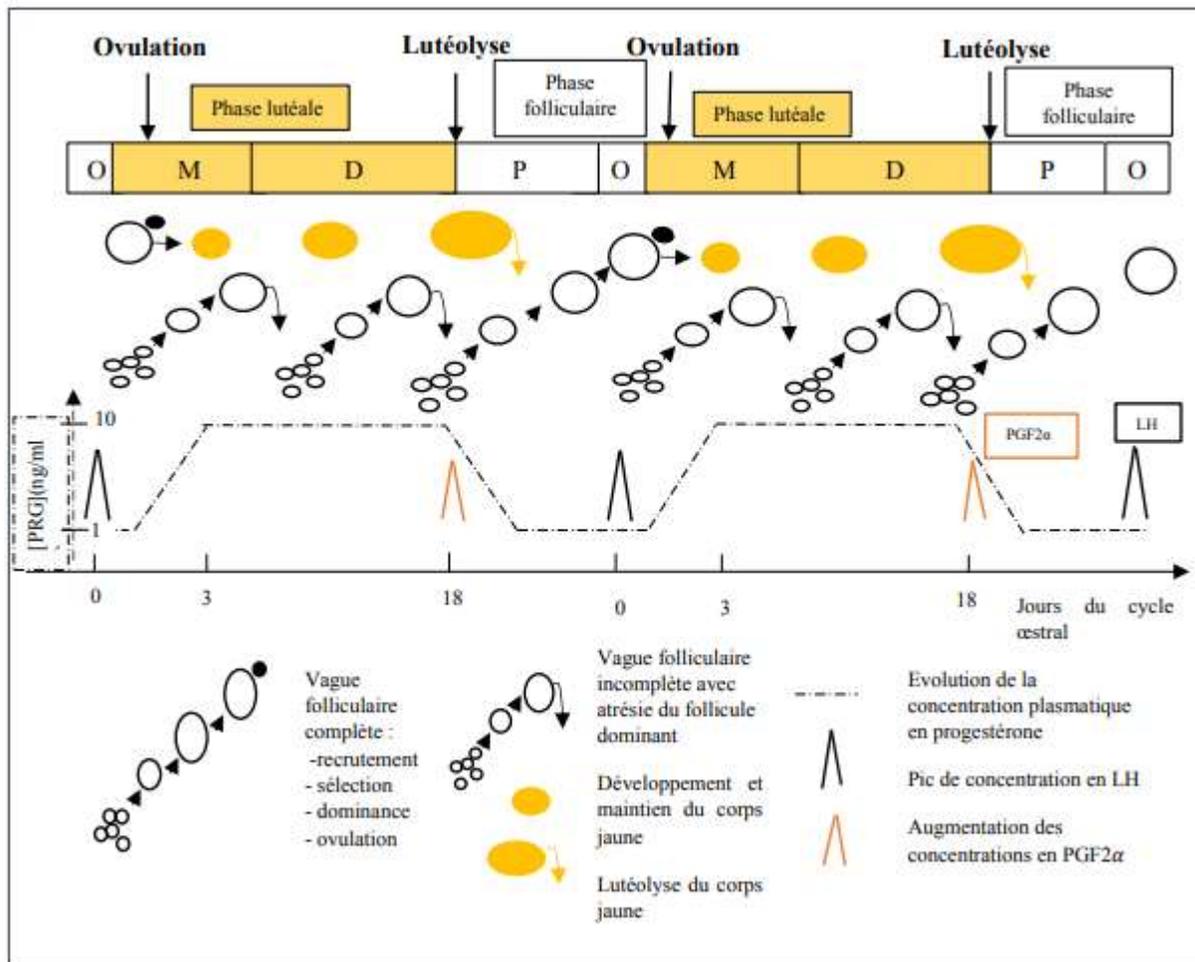


Figure 08 : Représentation schématique du cycle œstral chez la vache, indiquant les différentes phases du cycle : O = œstrus, M=Mœstrus ; D= Diœstrus et P= Proœstrus (Hervé., 2020)

La durée moyenne du cycle sexuel chez la vache est comprise entre 19 et 23 jours, cycle qui se répète toute l'année. Cette durée est un peu plus courte, inférieure d'environ deux jours, chez une génisse.

Au cours du cycle ovarien, on retrouve les deux phases du cycle sexuel :

- Une phase folliculaire (phase d'œstrus) caractérisée par la maturation d'un gros follicule en croissance, qui aboutit à l'ovulation du follicule (libération de l'ovule dans l'oviducte, lieu de la fécondation éventuelle). L'ovulation a lieu environ 12 heures après la fin de l'œstrus.

- Une phase lutéale (phase de diœstrus) : un corps jaune (tissu sécrétoire issu de la maturation d'un follicule) s'installe dans la zone d'ovulation de l'ovaire. Après une période de développement de 3-4 jours, il se maintient pendant une dizaine de jours, puis régresse sous 24-48 heures en l'absence de fécondation.

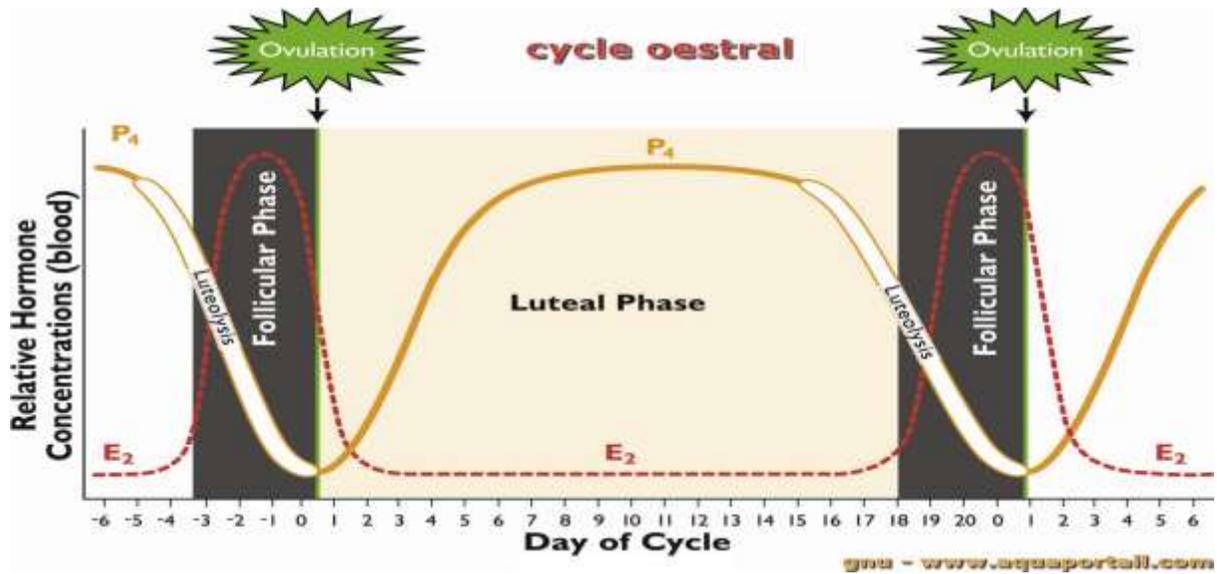


Figure09 : Changements hormonaux durant le cycle œstral de la vache

II.1 / Le déroulement du cycle œstral :

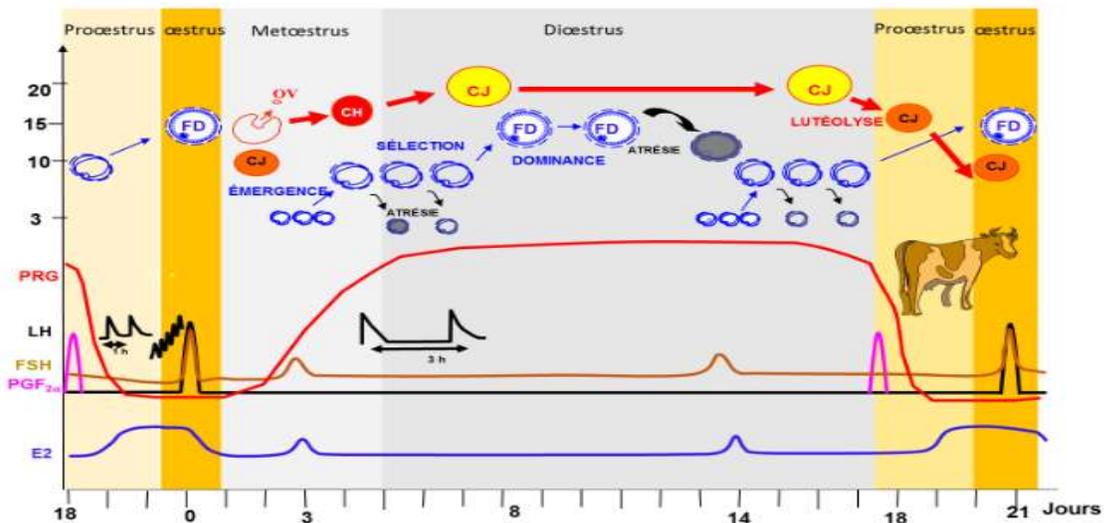


Figure 10 : Evénements cellulaires ovariens et endocriniens du cycle œstral de la vache (Gayraud., 2018)

Le cycle œstral est divisé en quatre phases distinctes :

II.1.1/ Pro-œstrus:

C'est la période de transition entre la fin d'un cycle et le commencement du cycle suivant. Cette phase dure de un à trois jours (les jours 20 et 21 du cycle). Elle est caractérisée par la dégénérescence du corps jaune du cycle précédent et par la maturation finale du follicule qui débute le nouveau cycle. (Wattiaux., 1995 ; Piton., 2004).

II.1.2/ Œstrus (chaleur):

Correspond à la période de réceptivité sexuelle qui dure de huit à trente heures et qui marque le premier jour d'un cycle.

C'est à ce moment qu'il y a rupture folliculaire, suivie du phénomène de la ponte ovulaire et d'une sécrétion maximale d'œstrogènes.

Les glandes utérines, cervicales et vaginales secrètent une grande quantité de mucus de consistance fluide ; le vagin et la vulve sont congestionnés et tuméfiés. (Derivaux., 1980).

II.1.2.A/ Signes de chaleurs

L'immobilisation de la vache pour être chevauchée est considérée comme le principal signe de chaleur.

Parmi les signes secondaires : (Murray., 1996)

- Comportement agité,
- Comportement agressif ; coups de cornes ;
- Vulve tuméfiée
- Écoulement de mucus
- Rétention de lait
- Urination plus fréquente
- Chevauchement des autres vaches
- Reniflement et léchage de la vulve.

Il existe de grandes différences entre animaux au point de vue manifestation de signes secondaires. Il faut noter ces signes et surveiller la vache de plus près. (Murray., 1996 ; Piton., 2004).

L'immobilisation de la vache pour être chevauchée est une période brève, car, en moyenne les vaches ne demeureront dans cet état que pendant 10 heures.

Les résultats de nombreuses recherches indiquent que la majorité des tentatives de monte se produisent la nuit. En fait plus ou moins 70% des montes se produisent entre 7 heures du soir et 7 heures du matin. (Wattiaux., 1995).

Pour une détection précise, il faut observer les vaches deux ou trois fois par jour. Le tableau n1 montre qu'avec trois observations quotidiennes on détectera 90% des chaleurs ; alors qu'avec une seule observation, on n'en détectera que 60 %. Par ailleurs, Il faut passer au moins 20 minutes à observer les vaches. (Murray., 1996).

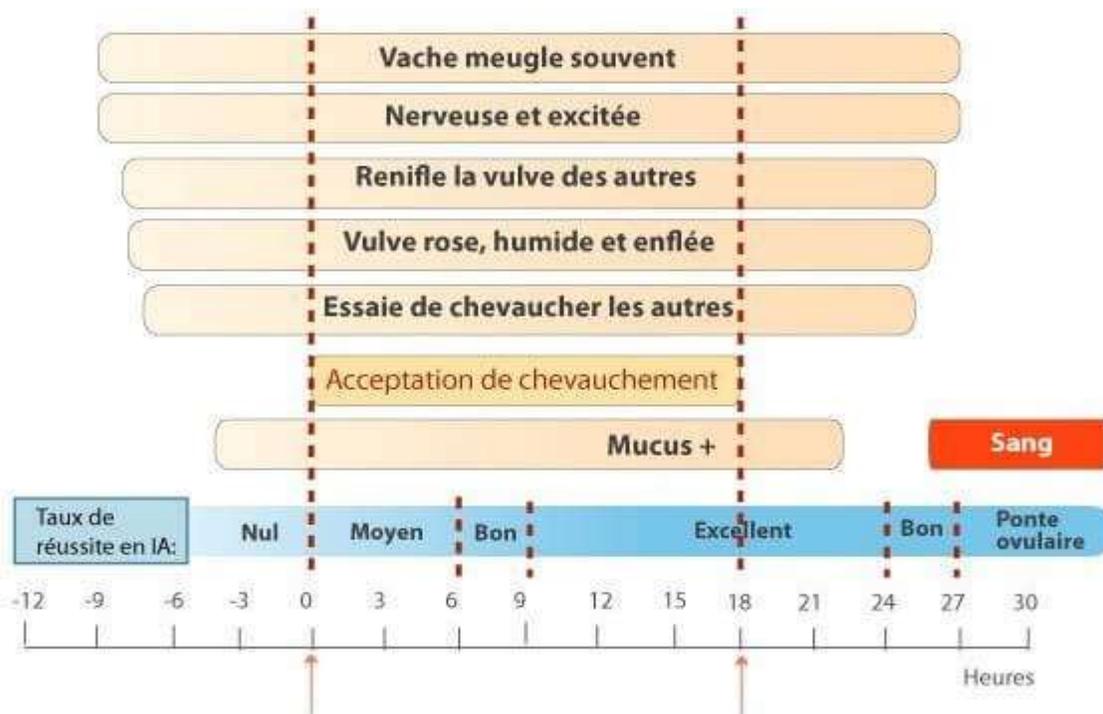


Figure 11 : Signes de chaleur (Murray., 1996).

Tableau 1 : détection précise de chaleur (Murray., 1996)

Nombre d'observations	% des vaches en chaleur
1 fois par jour	60%
2 fois par jour	70%
3 fois par jour	80%
4 fois par jour	100%

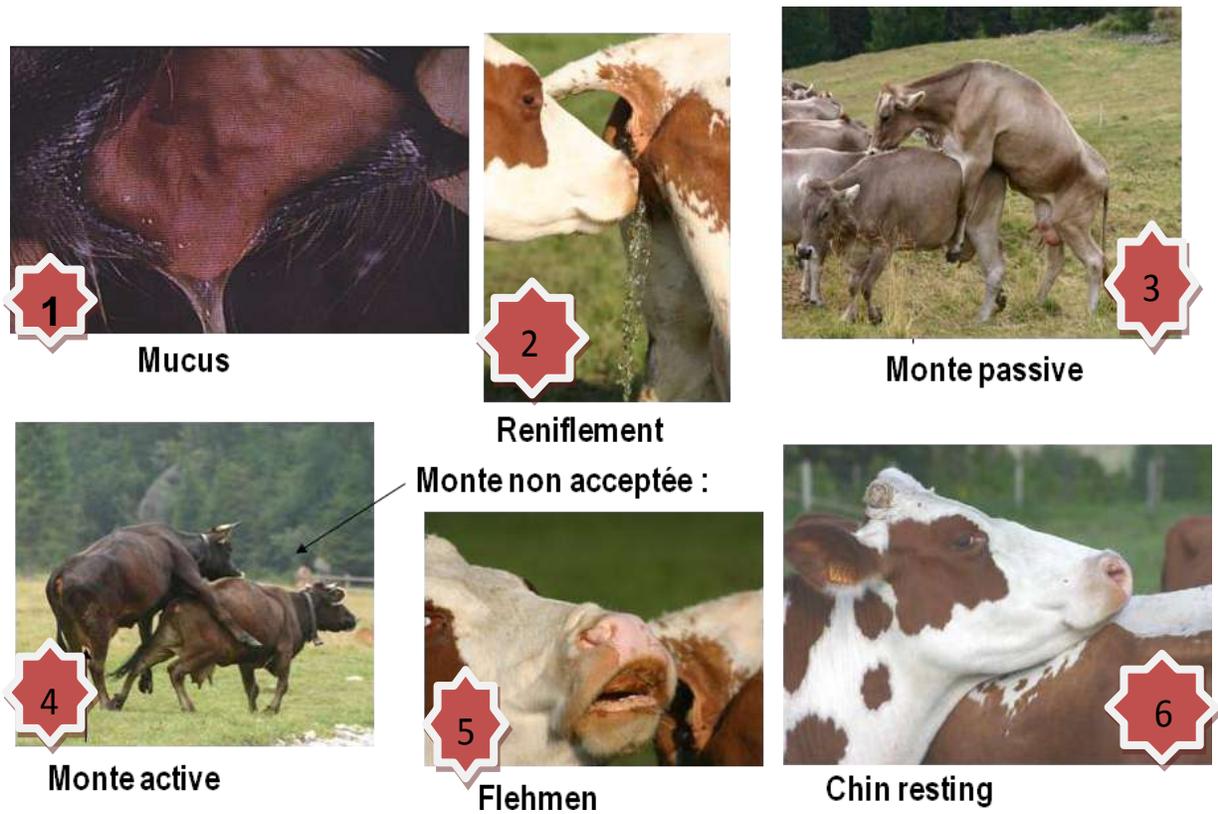


Figure 12 : Les signes probables des chaleurs (Hanzen., 2010)

II.1.3/ Métoestrus :

Pendant cette période le follicule est éjecté de l'ovaire dans l'oviducte (ovulation) de 10 à 14 heures après les derniers signes de chaleurs. Pendant le Métoestrus, les cellules de la paroi interne du follicule qui s'est ouvert commencent à former le corps jaune. Cette phase dure plus ou moins trois jours (jours 2 à 5 du cycle. (Wattiaux., 1995 ; Piton., 2004).

II.1.4/ Dioestrus :

Dure de 12 à 15 jours (les jours 6 à 18 du cycle). La durée de cette phase est la plus variable et en conséquence, elle détermine la durée du cycle (de 18 en 24 jours). Des les premiers jours du cycle quelques follicules commencent leur développement. Ces follicules ; dont l'un domine les autres croissent ensuite régressent en une période de 11 a 12 jours.

Aux jours 16 à 18 du cycle, le corps jaune commence à régresser. L'utérus de la vache peut déceler la présence ou l'absence d'un embryon. Si la vache n'est pas pleine, l'utérus envoie un signal hormonal au corps jaune qui régresse et permet au cycle de se répéter (Wattiaux., 1995). Cependant ; si l'ovule a été fertilisée, la vache est gestante et le corps jaune ne régresse pas. Au contraire ; il continue à produire l'hormone (progestérone qui empêche le développement complet des follicules et ainsi, permet de maintenir la gestation. Selon (Derivaux., 1980) le di-œstrus correspond a la période d'activité du corps jaune ; la femelle refuse le male le col se ferme la sécrétion vaginale est épaisse et visqueuse. En l'absence de fécondation ; le corps jaune devient sensible a la PGf2 α et la lutéolyse s'effectue en une journée. (Piton., 2004). Les mauvaises conditions d'entretien ; d'environnement ; de nutrition peuvent interférer sur le déroulement du cycle et entraîner soit son irrégularité ; soit sa suppression. (Derivaux et Ectors., 1980).

II.2/ La maîtrise du cycle et synchronisation :

L'activité cyclique chez le bovin est contrôlée par le système nerveux central. L'hypothalamus apparait comme un carrefour entre le système nerveux et l'appareil endocrinien, il reçoit des informations d'origine externe appartenant à toutes les modalités sensorielle (lumière,

température ..). Ces connexions préférentielles avec le système hypophysaire en font la zone clé des coordinations neuroendocriniennes. Il apparaît ainsi comme le véritable (chef d'orchestre) du système hormonal.

II.2.1/ Régulation hormonale du cycle œstral :

Il existe quatre organes qui secrètent des hormones et qui jouent un rôle dans le fonctionnement sexuel de la femelle ; l'hypothalamus, hypophyse antérieure, l'ovaire, corps jaune (en cas de gestation ainsi que le placenta)

II.2.1.A/ L'hormone de croissance (GnRH) :

Secrétée par l'hypothalamus ou plancher du cerveau L'hormone de croissance (GH: Growth Hormone, ST: Somatotropin) appelée aussi gonadolibérine. Cette hormone stimule les sécrétions hormonales de l'anté-hypophyse qui se situe juste en dessous de l'hypothalamus.

II.2.1.B/ FSH :

C'est une hormone sécrétée par l'Antéhypophyse ou adénohypophyse ou hypophyse antérieure Petite glande située juste sous l'hypothalamus. Elle induit la sécrétion d'œstrogène folliculaire qui intervient dans le recrutement des follicules et assure leur croissance.

II.2.1.C/ LH :

Hormone sécrétée par l'adénohypophyse ou hypophyse. Elle assure la maturation folliculaire, provoque l'ovulation et la reprise de méiose de l'ovocyte ainsi la formation du corps jaune et la production de progestérone.

II.2.1.D/ Œstrogène :

L'œstrogène c'est une hormone sécrétée par l'ovaire. Elle est synthétisée au niveau de thèque interne ils favorisent la maturation de tout les l'appareil génital femelle ; développement de l'utérus, des trompes du vagin et des mamelles. Au cours du cycle les œstrogènes stimulent la croissance de l'endomètre, la sécrétion de la glaire cervicale par le col utérin.

II.2.1.E/ Progestérone :

La progestérone est aussi une hormone synthétisée par l'ovaire (synthétisée par les cellules lutéiniques du corps jaune). Elle peut également être synthétisée par le placenta. Elle apparaît

après l'ovulation et la fécondation. Elle prépare la nidation, entraîne une transformation sécrétoire de l'endomètre dont la glande deviennent tortueuse et secrètent du glycogène et du mucus. Elle diminue la contractilité du myomètre entraîne la coagulation de la glaire cervicale qui devient imperméable aux spermatozoïdes.

II.2.1.F/ Prostaglandines F2 α et ses analogues :

Ce sont des cytokines qui jouent des rôles importants dans les organismes vivants.

On distingue la prostaglandine F2 α naturelle et les analogues de synthèses (exemples : cloprosténol)

la prostaglandine est naturellement synthétisée par différents tissus elle intervient dans des situations variées telle que l'implantation, la reproduction la coagulation, le tonus musculaire des muscles lisses bronchiques ou digestif, les prostaglandines du sperme entraînent un relâchement du col utérin pour permettre le passage des spermatozoïdes. La sécrétion de PGf2 alpha en fin du cycle provoque la lutéolyse du corps jaune qui décroît, freine momentanément la sécrétion hypophysaire de LH et prolactine (entraînent le corps jaune) et déclenche les contractions utérines.

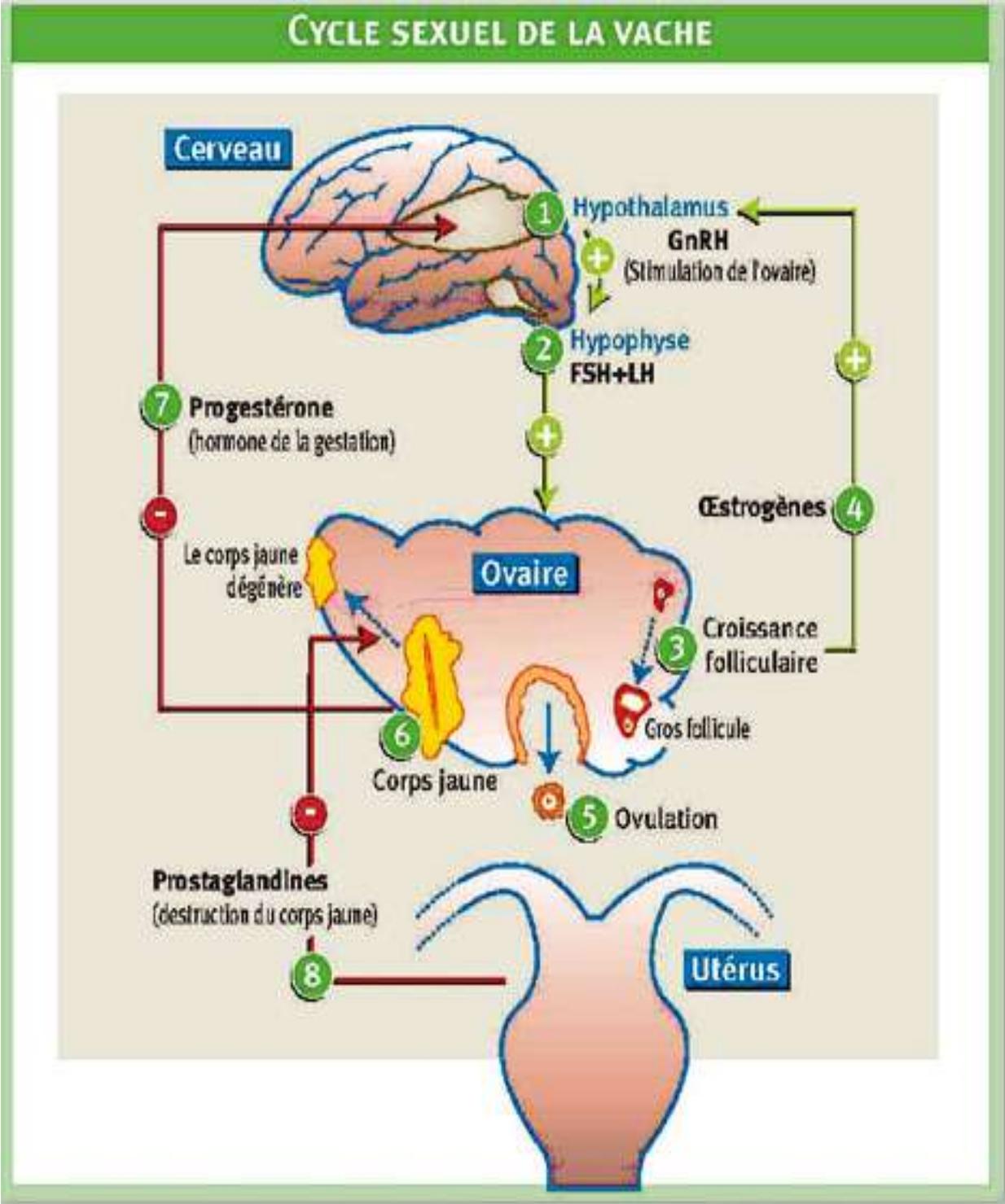


Figure 13 : Cycle sexuel de la vache

Extrait de Réussir Lait Élevage / Réussir Bovins Viande (dossier spécial médicament vétérinaire)

Décembre 2003

II.2.2/ Méthodes de synchronisation :

II.2.2.1/ Méthode zootechnique :

Les méthodes zootechniques conviennent pour induire ou grouper les ovulations, sans véritablement synchroniser les chaleurs.

Elles sont représentées par :

- L'effet mâle : l'introduction d'un taureau dans un troupeau de femelles qui en étaient momentanément séparées, provoque l'ovulation des femelles, probablement en relation avec des phéromones émises dans l'urine du mâle.
- L'effet groupe : il est obtenu par la mise en lot de vaches, ce qui augmente la durée des chaleurs. La mise en lot de génisses permet d'avancer l'âge à la puberté.
- Le flushing : il consiste à augmenter le niveau énergétique de l'alimentation sur une courte période, améliorant la fertilité des vaches maigres.

II.2.2.2/ Méthode hormonale :

Les méthodes hormonales permettent de grouper les ovulations et donc les chaleurs, afin de pouvoir inséminer toutes les vaches en une seule fois. Elles reposent sur l'utilisation d'analogues d'hormones de la reproduction.

Trois méthodes sont principalement utilisées :

II. 2.2.2.A/ Avec la prostaglandine F2 alpha :

La prostaglandine est responsable de la régression du corps jaune et de l'arrêt de la sécrétion de progestérone. Elle permet de synchroniser les femelles cyclées qui présentent un corps jaune à la palpation transrectale. Administrée entre le 5ème et le 17ème jour du cycle (par voie intramusculaire), elle entraîne la chute du niveau de progestérone et l'apparition des chaleurs dans les deux à trois jours qui suivent. En revanche, avant le 5ème et après le 17ème jour, la prostaglandine F2 alpha ne modifie pas la durée du cycle normal : soit le corps jaune est trop jeune pour être sensible aux prostaglandines, soit il est déjà en train de dégénérer sous l'effet des prostaglandines sécrétées naturellement par l'utérus de la vache en fin de cycle. Une seule administration de prostaglandine ne permet pas de synchroniser toutes les femelles d'un troupeau, il faut réaliser deux injections à onze ou douze jours d'intervalle afin de regrouper toutes les

chaleurs. Au moment de la deuxième injection, théoriquement entre J5 et J17, toutes les femelles sont réceptives à la prostaglandine et les chaleurs apparaissent 48 h à 72 h plus tard.

Attention, l'utilisation de la prostaglandine chez une femelle gestante entraîne un avortement.

II. 2.2.2.B/ Avec la progestérone :

Chez les femelles non cyclées, la progestérone (ou ses analogues) administrée de façon continue (sous forme d'un implant sous-cutané ou d'une spirale vaginale, pendant 8 à 12 jours), permet de simuler la phase lutéale, empêchant ainsi l'apparition des chaleurs et de l'ovulation. Le retrait de l'implant entraîne une chute brutale de son taux circulant, d'où un pic de LH qui provoque l'ovulation. On peut associer à la progestérone de la prostaglandine (deux jours avant le retrait de l'implant, pour faire disparaître un éventuel corps jaune) ou de la PMSG [Pregnant Mare Serum Gonadotropin] (au moment du retrait de l'implant, pour multiplier les ovulations). Les chaleurs apparaissent 24 h à 48 h après l'arrêt du traitement.

II. 2.2.2.C/ Avec la GnRH :

Chez les vaches qui reviennent régulièrement en chaleur malgré 2 ou 3 IA, on utilise un protocole à base de GnRH, qui agit en amont du dysfonctionnement hormonal. On pratique une injection de GnRH, suivie d'une injection de PGF2a 4 jours plus tard pour provoquer une lutéolyse complète. Les vaches viennent en chaleur 48 à 72 heures plus tard. Une deuxième injection de GnRH quelques jours après l'insémination augmente la sécrétion de progestérone par le corps jaune, diminuant ainsi les pertes embryonnaires.

II.2.3/ Dispositifs de synchronisation :

II.2.3.1/ Dispositifs vaginaux :

Ces dispositifs sont globalement à base de progestérone. Cette dernière interagit avec des récepteurs intranucléaires spécifiques et se lie à des séquences spécifiques de l'ADN. Elle initie ainsi la transcription d'un ensemble spécifique de gènes, qui sont responsables de la traduction des actions hormonales en effets physiologiques. La progestérone a une action rétroactive négative sur l'axe hypothalamo-hypophysaire, principalement sur la GnRH et par conséquent sur la sécrétion de LH. La progestérone empêche la décharge hormonale par l'hypophyse (FSH et

LH) et prévient ainsi l'apparition des chaleurs et de l'ovulation. Lors du retrait, la progestérone chute de façon significative en 1 heure, permettant d'obtenir dans un temps limité la maturation folliculaire, l'œstrus et l'ovulation

Le PRID DELTA est un système de diffusion vaginal à base de 1,55 g de progestérone par animal, de forme triangulaire blanchâtre avec tige, se présentant dans des sachets contenant 10 dispositifs.

Il est introduit dans le vagin de l'animal à l'aide d'un applicateur prévu à cet effet. Celui-ci doit rester en place pendant 7 jours.

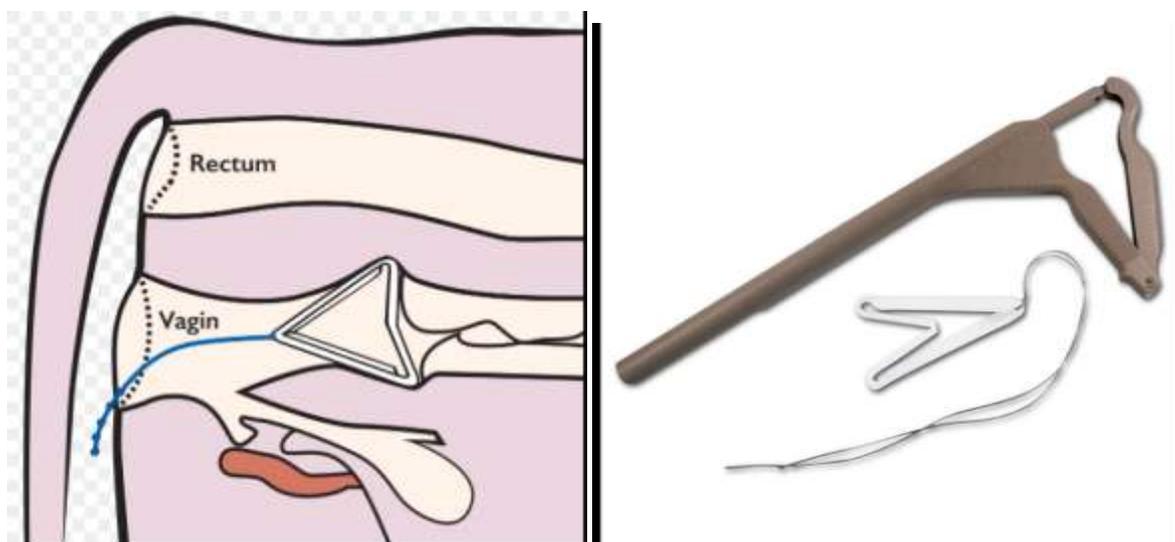


Figure 14 : Dispositif vaginal Prid Delta (priddelta.ca)

De même que le CIDR, contenant 1,38 g de progestérone (1 dispositif) par animal. Sa pose dure 7 à 9 jours (en fonction de l'indication).

Ce dispositif se présente en forme de « T » constitué d'un support inerte en nylon sur lequel est moulé un élastomère de silicone imprégné de progestérone.



Figure 15 : Dispositif vaginal CIDR (bovine-elite.com)

Ces dispositifs vaginaux sont indiqués dans la maîtrise du cycle œstral chez les vaches et génisses, incluant :

- La synchronisation de l'œstrus chez les femelles cyclées. A utiliser en association avec une prostaglandine (PGF2 alpha).
- L'induction et la synchronisation de l'œstrus chez les femelles non-cyclées. A utiliser avec une prostaglandine et une gonadotrophine chorionique équine (eCG, appelée également PMSG).

II.2.3.2/ La méthode CRESTAR :

Elle se déroule en plusieurs étapes :

- La mise en place d'un Implant CRESTAR sous la peau de la face externe de l'oreille. Cet implant CRESTAR reste en place 9 ou 10 jours.
- L'administration simultanée de 2 ml CRESTAR injectable par voie intramusculaire.
- Suivant le cas, injection de PROSOLVIN (analogue de la PGF2 α) et/ou de PMSG (Gonadotrophine sérique – CHRONOGEST/PMSG).
- L'insémination des femelles à un moment déterminé à l'avance, sans détection des chaleurs.

L'implant CRESTAR est composé de Norgestomet 3 mg, tandis que l'injectable contient du Norgestomet 3 mg, Valérate d'oestradiol 3,8 mg et un excipient q.s.p 2 ml.

Il agit selon différents principes suivant le stade du cycle chez la vache.

- Femelles ayant une activité ovarienne cyclique : l'injectable CRESTAR raccourcit la durée de vie du Corps Jaune, surtout lorsqu'il est injecté en début du cycle sexuel.

Le Norgestomet apporté par l'Implant CRESTAR (environ 0.2 mg par jour) bloque la libération d'hormones gonadotropes par l'hypophyse.

Au retrait de l'implant CRESTAR cette inhibition cesse brutalement et les femelles qui ont reçu CRESTAR présentent alors, de façon synchronisée, une phase folliculaire qui mènera aux chaleurs et à une ovulation.

- Femelles en repos ovarien avant l'application de CRESTAR : le progestagène (Norgestomet) prépare la libération des hormones hypophysaires et/ou augmente la sensibilité des organes sexuels aux stimulations des gonadotropines endogènes et exogènes.

Lors du retrait de l'Implant CRESTAR, on injectera de la gonadotrophine sérique (400 à 700 U.I. selon les cas – CHRONO-GEST/PMSG) afin de compléter ou remplacer la décharge d'hormones gonadotropes endogènes.



Figure 16 : La méthode CRESTAR (msd-animal-health.com)

Chapitre III/ Intérêt de l'échographie dans le contrôle de la reproduction chez les bovins :

L'échographie est une technique fondée sur l'utilisation d'ondes ultrasonores, utilisée en imagerie médicale. Principalement développée dans les années 1980, cette technique est à présent utilisée en routine en médecine vétérinaire, notamment en gynécologie dans le cadre des suivis de reproduction des élevages bovins, afin de gérer la reproduction et d'améliorer les performances du troupeau (délai de mise à la reproduction, intervalles vêlage-vêlage, détection précoce des animaux non gravides...). En gynécologie bovine, l'échographie transrectale représente un outil fiable et non invasif, dont la maîtrise se révèle importante pour le vétérinaire praticien.

Les performances des échographes se sont améliorées ces dernières années, avec notamment une résolution plus importante permettant d'obtenir des images de meilleure qualité. Toutefois, l'apprentissage de l'échographie nécessite des connaissances sur la biophysique des ultrasons, l'anatomie, la physiologie et la pathologie de la reproduction afin d'interpréter les images, ainsi qu'une maîtrise de l'examen gynécologique pour réaliser des images de bonne qualité.

III.1/ Utilisation de l'échographe dans le suivi de la reproduction en élevage bovin :

L'échographie du tractus génital de la vache représente une aide précieuse à la gestion de la reproduction et au diagnostic des pathologies de l'appareil génital de la vache. Elle nécessite cependant de bonnes connaissances sur la biophysique des ultrasons, l'anatomie, la physiologie et la pathologie de la reproduction, ainsi qu'une maîtrise de l'examen gynécologique pour réaliser des images de bonne qualité.

III.2 Applications de l'échographie dans le suivi de reproduction :

III.2.1/ Les ovaires :

Les ovaires sont généralement localisés ventralement à l'os iliaque, au niveau de la bifurcation des cornes. L'ovaire a une forme en amande, avec des dimensions de l'ordre de 3 à 5 cm de longueur sur 2 à 2,5 cm d'épaisseur. Il contient des organites périphériques (follicules et corps jaune) au sein du stroma ovarien. La médulla présente une apparence échographique homogène, tandis que le cortex ovarien a un aspect hétérogène en raison de la présence d'organites ovariens ou de vaisseaux sanguins. Avec des appareils échographiques avec une résolution moyenne, il est parfois difficile de distinguer le contour de l'ovaire des tissus mous adjacents.

III.2.2/ Le follicule :

L'échographie des ovaires chez la vache n'est pas mise en œuvre systématiquement, comme chez la jument, pour suivre la croissance folliculaire et repérer le moment de l'ovulation.

On peut observer des follicules sur l'ovaire à tout moment du cycle de la vache, de tailles extrêmement différentes. Ces zones anéchogènes globalement rondes apparaissent par contraste au stroma ovarien, et leur croissance peut être suivie par échographie jusqu'au stade dominant (environ 15mm de diamètre) puis pré ovulatoire par exemple mesure de follicule préovulatoire: du fait de la pression exercée par la sonde le follicule se déforme. C'est pourquoi deux mesures perpendiculaires du diamètre sont réalisées pour en effectuer la moyenne.

L'ovulation intervient chez les bovins lorsque le diamètre folliculaire atteint 17 à 22 mm. Dans les heures précédant l'ovulation, le follicule se déforme pour devenir légèrement triangulaire comme si le fond du follicule « poussait » l'ovocyte vers la cavité abdominale.

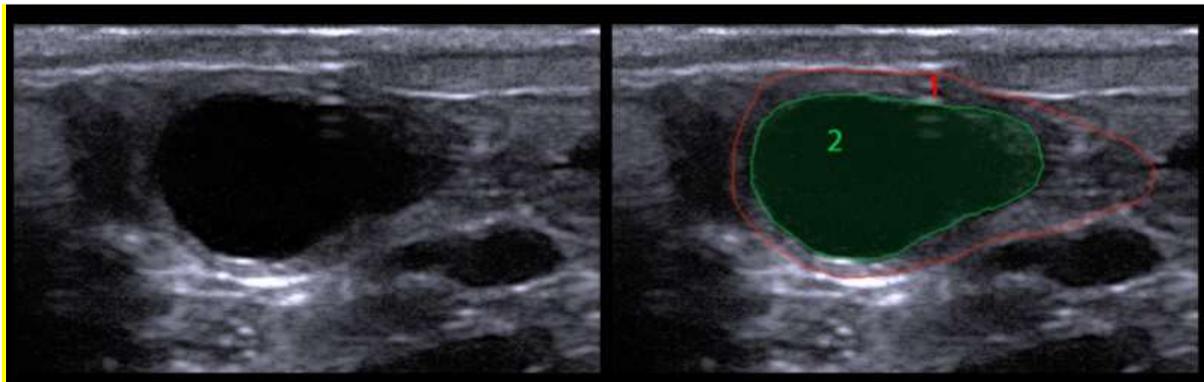


Figure 17 : Ovaire présentant un follicule pré ovulatoire 1 : contour de l'ovaire - 2 : follicule dominant

(Julia et Taveau., 2013)

Sur un ovaire, il est possible d'identifier un ou plusieurs follicules, de tailles variables selon leur stade de croissance. Leur diamètre varie de 3 mm (taille minimale du follicule facilement identifiable à l'échographie avec une sonde de 10 MHz compte tenu du pouvoir de résolution), jusqu'à 20 mm (pour le follicule pré ovulatoire).

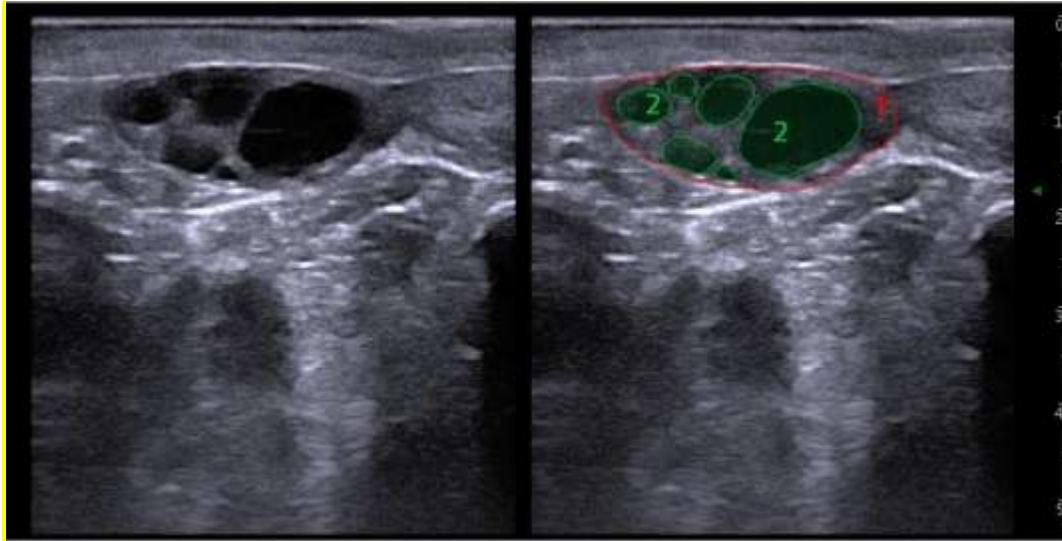


Figure 18 : Ovaire présentant 5 follicules de différentes tailles 1 : Stroma ovarien – 2 : Follicules de différentes tailles (Julia et Taveau., 2013)

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

III.2.3/ Corps jaune :

En gynécologie bovine, la présence du corps jaune est systématiquement recherchée. Elle permet de savoir si la femelle est cyclée et d'évaluer le développement du corps jaune afin de rationaliser l'utilisation des PGF2 α . Lors de diagnostic de gestation, elle permet d'orienter la recherche du conceptus dans la corne ipsilatérale au corps jaune. Le corps jaune mature, de forme sphérique ou en « bouchon de champagne », est hypoéchogène comparativement au parenchyme ovarien en raison des réflexions non spéculaires. Il apparaît comme une structure grise homogène et bien délimitée, et peut présenter en son centre une ligne plus échogène correspondant à du tissu fibreux plus dense. Le diamètre du corps jaune mature est supérieur à 2 cm. 40% environ des corps jaune matures présentent en leur centre une cavité de moins de 2 cm de diamètre, contenant un liquide anéchogène. Ces corps jaunes cavitaires sont considérés comme des structures lutéales normales.

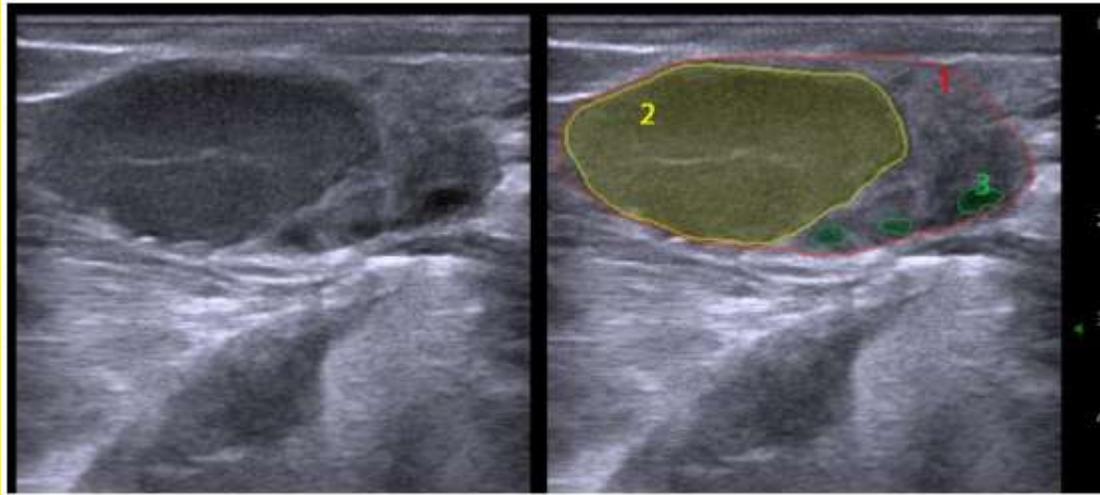


Figure 19 : Corps jaune mature : une ligne hyperéchogène est présente en son centre, correspondant à du tissu fibreux dense 1 : Stroma ovarien – 2 : Corps jaune mature de 2 cm sur 3,2 cm – 3 : Follicule (Julia et Taveau., 2013)

On ne peut pas différencier un corps jaune gestatif d'un corps jaune périodique sur la base de leur échogénicité. En outre, leurs dimensions sont du même ordre.

Différents critères permettent de différencier un corps jaune d'autres organites ovariens physiologiques ou pathologiques ou d'autres structures proches des ovaires :

- La distinction entre la cavité d'un corps jaune et un follicule se fait par la présence de la paroi lutéale de 5 à 10 millimètres d'épaisseur, observée sur les corps jaunes cavitaires.

- D'un point de vue physiopathologique, il est important de distinguer un corps jaune d'un kyste lutéinisé, qui possède une cavité liquidienne de diamètre supérieur à 25 mm et une paroi lutéale plus fine.

- Enfin, le corps jaune doit être différencié des placentomes (qui sont ovoïdes et situés au niveau de la paroi utérine), de coupe transversale des cornes utérines (pour lesquelles différentes couches concentriques sont discernables au niveau de la paroi) ou du nœud lymphatique ilio-fémoral

III.2.4/ L'utérus :

Le corps de l'utérus bovin est court (3 cm de longueur) et se prolonge par deux longues cornes (30 à 40 cm) reliées à leur bifurcation par deux ligaments intercornuaux. Le diamètre des cornes à la base varie de 2 à 4 cm et diminue progressivement jusqu'à 5-6 mm au niveau de la jonction utéro-tubaire. La façon dont elles sont recourbées peut être comparée à la forme d'un guidon de vélo de course. Les parois de l'utérus sont constituées d'une tunique muqueuse riche en glandes (endomètre), d'une tunique musculuse puissante (myomètre), et d'une séreuse.

Une sonde linéaire appliquée dorsalement sur l'utérus permet d'obtenir une coupe longitudinale de l'organe, avec sa grande courbure formant une courbe convexe. Dans la plupart des cas, il est difficile de voir la totalité de l'enroulement d'une corne utérine dans un seul plan de coupe, mais la corne est coupée en plusieurs endroits.

Avec une sonde linéaire, 2 à 4 sections transversales de cornes utérines sont visibles dans un plan de coupe . La section de la paroi utérine apparaît en tons gris et avec une structure granuleuse variable. Sur une coupe transversale ou longitudinale, une zone hyperéchogène apparaît en périphérie de la corne utérine, correspondant au myomètre, tandis qu'une zone faiblement échogène est observée à proximité de la lumière, correspondant à l'endomètre.

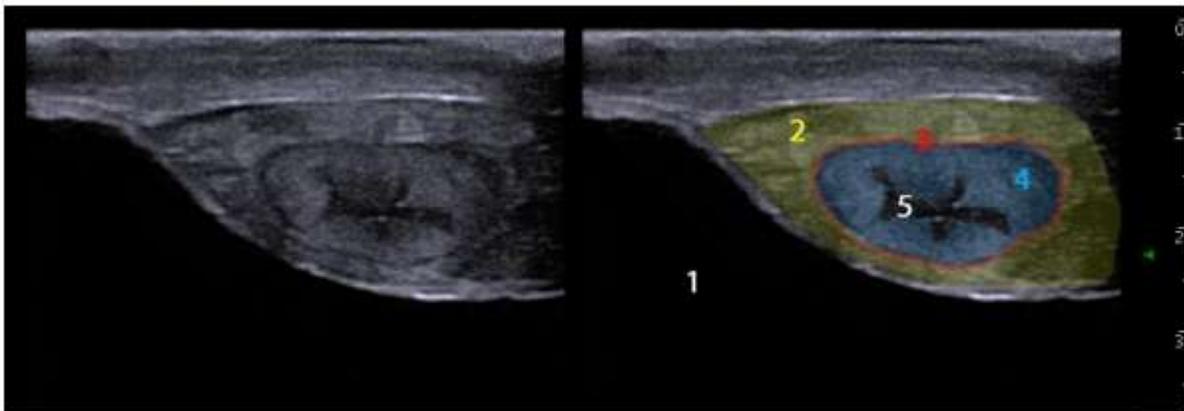


Figure 20 : Coupe transversale d'une corne utérine en période péri-œstrale 1 : Vessie – 2 : Myomètre – 3 : Vascularisation – 4 : Endomètre – 5 : Lumière remplie de mucus
(Julia et Taveau., 2013)

III.3/ Avantages de l'échographie :

- L'utilisation des ultrasons est quasiment sans danger : c'est la seule technique permettant d'avoir une image du fœtus avec une bonne innocuité. Il n' y a pas d'allergie ni de contre-indication à cet examen.
- Elle est indolore. Elle ne nécessite, sauf exceptions, ni hospitalisation, ni anesthésie. Elle peut être répétée sans problème.
- L'échographie est une technique d'imagerie médicale relativement peu coûteuse : elle ne nécessite qu'un appareil et le prix des consommables peut être négligeable. L'examen est réalisé avec une seule personne.
- L'échographe est mobile, permettant le déplacement de l'opérateur.
- Le résultat est immédiat.
- Lorsque l'échogénicité et la distance à l'organe le permettent, l'échographie possède dans certains cas une résolution spatiale supérieure au scanner et à l'IRM

III.4/ Inconvénients de l'échographie:

- L'image manque parfois de netteté, jusqu'à être parfois inexploitable : c'est le problème de l'échogénéicité.
- L'examen, et donc ses résultats, reste "examineur-dépendant". Les mesures et la qualité des images dépendent beaucoup de la position de la sonde (plan de coupe), et donc, de l'habilité et de la compétence de l'examineur. Ce positionnement manuel de la sonde varie d'un examen à l'autre et n'est pas connu a priori, ce qui rend complexe toute réinterprétation de l'examen et tout recalage avec une autre modalité d'imagerie médicale. Autrement dit, en cas de doute ou de discussion, l'examen doit être refait en totalité, idéalement par un autre examineur.
- Le principal bruit qui vient perturber les images ultrasonores est le "speckle" (= "tavelure" en français) ou granularité (car l'image donne l'impression d'être formée de grains). Ce bruit est dû au fait que l'imagerie ultrasonore est une technique d'imagerie cohérente, ce qui autorise les interférences entre les ondes et donc cet aspect granuleux de l'image.

III.5/ Intérêt économique de l'échographie :

Un appareil d'échographie est un investissement important, mais la dépense peut être facilement amortie sur deux ans.

L'amortissement peut être même être réalisé plus tôt selon le nombre d'éleveurs visités régulièrement et les prestations facturées pour ces visites.

L'échographie peut être un choix très économique lorsque l'on étudie les avantages d'un programme de reproduction.

- Précise la détermination de la gestation ou non gestation dès 27 jours
- Évaluation de la viabilité fœtale
- Diagnostic des cancers ovariens et des anomalies utérines
- Contrôles de gestation plus rapides (en fonction de l'habileté et de l'expérience de l'opérateur de l'échographe
- Précision du stade du cycle précis pour l'utilisation avec l'insémination artificielle programmée
- Nouvelle insémination précoce des vaches vides
- Moins de stress sur les bovins et les praticiens

L'échographie peut aider à réduire les frais généraux liés aux vaches non gestantes, gravides et malades lorsqu'elle est utilisée en conjonction avec un programme approprié de gestion du troupeau. L'impact le plus significatif sur la rentabilité des élevages provient de la détection précoce des vaches non gestantes. Les vaches dont la non gravidité est détectée plus tôt peuvent être plus rapidement inséminées à nouveau, ce qui conduit à une réduction du nombre de jours entre les gestations.

L'exactitude et la détection précoce de la gestation augmente à mesure que le niveau de compétence et d'expérience de l'opérateur de l'échographe s'améliore.

Chapitre IV : Facteurs d'échec de l'Insémination artificielle :

L'Algérie, comme beaucoup d'autres pays en développement tente de développer le recours à l'insémination artificielle par la création d'un centre spécialisé dans ce domaine : centre national d'Insémination Artificielle et d'Amélioration Génétique. Son application très timide est souvent attribuée aux échecs répétés de la conception ; ainsi les taux de réussite rapportés en première insémination par divers auteurs restent encore très faibles (CNIAAG., 1988).

Nous aborderons dans notre travail uniquement les facteurs d'échec de l'insémination artificielle liés à l'animal

IV.1 Les facteurs liés à l'animal

IV.1.1/ L'âge :

Une diminution de l'intervalle entre vêlage et l'insémination fécondante est en relation avec l'âge de l'animal (Grerory et al., 1990). Une augmentation de fréquence des gestations gémellaire, des rétentions placentaires, des kystes ovariens, des fièvres vitulaires, des retards de l'involution utérine et des métrites est notée avec l'âge (Derivaux et Ectors., 1980).

IV.1.2/ La production laitière :

Les études relatives aux effets de la production laitière sur les performances et les pathologies de la reproduction sont éminemment contradictoires. Le manque d'harmonisation relative aux paramètres d'évaluation retenus n'est pas étranger à cette Situation.

Les taux de conception sont de moins de 50%, après insémination, lorsque la concentration matière grasse est plus élevée que la moyenne, cela suggère que le rendement laitier peut réduire ou limiter la conception des vaches (Stevenson et al., 1983).

Il n'y a pas de relation antagoniste évidente entre la production laitière et la reproduction (Raheja et al., 1989).

Ces conclusions opposées peuvent être le résultat de mesures de performances de reproduction divers. Lorsque différentes mesures de la fertilité sont utilisées, telles que l'intervalle entre les

vêlages, l'intervalle vêlage-saillie fécondante et le pourcentage de non retour en chaleurs, il peut y avoir une possibilité de confusion entre les Effets de gestion et de biologie (Hillers et al., 1984).

IV.1.3/ L'état corporel :

Les vaches qui perdent plus d'une unité d'état corporel présentent plus d'échec à l'insémination que les vaches qui maintiennent des réserves au moment de leurs mises à la reproduction. Une fertilité optimale est maintenue lorsque le déficit énergétique cumulé ne dépasse pas 350 Mcal, ce qui représente une perte inférieure à une unité d'état corporel (Ferguson et al., 1998).

IV.1.4/ Involution utérine :

La durée de l'involution utérine et cervicale est normalement d'une trentaine de Jours (Fosgate et al., 1962 ; Morrow et al., 1966 ; Marion et al., 1968). Elle est soumise à l'influence de divers facteurs tels le nombre de lactations (Buch et al., 1955 ; Morrow et al., 1966 ; Fonseca et al., 1983), la saison (Marion et al., 1968) ou à la manifestation par l'animal de complications infectieuses ou métaboliques au cours du postpartum (Morrow et al., 1966 ; Fonseca et al., 1983 ; Watson., 1984).

Ses effets sur les performances de reproduction ont été peu étudiés. En l'absence de métrites, il ne semble pas qu'un retard d'involution réduise la fertilité ultérieure de la vache. (Tennant et Peddicord., 1968).

IV.1.5/ Activité ovarienne au cours du post-partum :

La reprise d'une activité ovarienne après le vêlage dépend physiologiquement de la réapparition d'une libération pulsatile de la GnRH et d'une récupération par l'hypophyse d'une sensibilité à l'action de cette hormone. Ces phénomènes sont acquis vers le 10ème Jour du postpartum chez la vache laitière (Echterkamp et Hansel., 1973 ; Peters et al., 1981) et entre le 20ème et le 30ème jour suivant le vêlage chez la Vache allaitante (Radford et al., 1978 ; Peters et al., 1981).

Diverses études hormonales, comportementales et cliniques ont identifié plusieurs évolutions possibles de l'activité ovarienne au cours du post-partum: reprise précoce mais cyclicité anormale, Absence d'activité (anoestrus fonctionnel) et persistance du follicule (kyste ovarien).

PARTIE EXPERIMENTALE

I/ Objectif :

L'objectif de notre étude est de mettre en évidence l'impact de la taille du follicule pré ovulatoire sur la réussite de l'insémination artificielle. Ainsi que l'apport du suivi par échographie de l'évolution de l'état gestationnel des candidates à la reproduction.

Pour cela nous avons pris comme support expérimentale la ferme de démonstration et production de semence (FDPS) de l'institut technique des élevages (ITELV) de Baba Ali, wilaya d'Alger.

La partie pratique a été réalisée sur un effectif de 28 vaches de race améliorée « Holstein, Montbéliarde, Brune de Alpes, Normande et Fleckvieh».

II / Matériels et méthodes :

II.1/ Période d'études :

Une étude transversale a porté sur un effectif de 28 vaches de race améliorée, âgées entre 02 et 09 ans et dont le score corporel varie entre 2 et 4. Elle s'est étendue de Février 2022 jusqu'à juin 2022.

II.2/ Description des animaux :

Tableau 2 : Tableau descriptif des animaux de l'institut

N° identification	Espèce	Race	SCC	Date naissance	Catégorie
12028	Bovine	PN Holstein	3.25	25/10/2012	Vache
14001	Bovine	Montbéliarde	2.75	03/01/2014	Vache
15011	Bovine	Fleckvieh	3.5	07/10/2015	Vache
15014	Bovine	Normande	3.5	09/11/2015	Vache
15016	Bovine	PN Holstein	2.25	10/11/2015	Vache
15022	Bovine	PN Holstein	2.5	14/11/2015	Vache
15028	Bovine	Normande	4	22/11/2015	Vache
15030	Bovine	Montbéliarde	4	27/11/2015	Vache
16006	Bovine	Montbéliarde	3.5	10/02/2016	Vache
16013	Bovine	PN Holstein	4	21/10/2016	Vache
17001	Bovine	Montbéliarde	4	24/01/2017	Vache
17003	Bovine	Montbéliarde	3.5	14/03/2017	Vache
17006	Bovine	Brune des Alpes	3.25	20/07/2017	Génisse
17009	Bovine	Montbéliarde	3.75	04/09/2017	Vache
17012	Bovine	PN Holstein	3	14/12/2017	Vache
17014	Bovine	Brune des Alpes	2.5	20/12/2017	Génisse
18004	Bovine	Normande	3.5	13/03/2018	Génisse
18007	Bovine	Montbéliarde	2.25	08/07/2018	Vache
18009	Bovine	Montbéliarde	2	27/07/2018	Vache
18014	Bovine	Montbéliarde	2	12/09/2018	Génisse
19001	Bovine	Montbéliarde	3.5	17/01/2019	Génisse
19008	Bovine	PN Holstein	3.5	22/07/2019	Génisse
19009	Bovine	PN Holstein	3.5	22/07/2019	Génisse
19010	Bovine	Brune des Alpes	3.5	16/08/2019	Génisse
19011	Bovine	Montbéliarde	3.25	21/08/2019	vache
19012	Bovine	Brune des Alpes	3.25	11/09/2019	Génisse
19013	Bovine	Montbéliarde	3.25	12/09/2019	Génisse
20001	Bovine	PN Holstein	2.25	08/02/2020	Génisse

II.2.A/ Prophylaxie sanitaire :

Le cheptel présent au niveau de la FDPS est soumis à toutes les vaccinations et traitements antiparasitaires nécessaires selon un plan de prophylaxie adapté par les vétérinaires de la ferme.

II.2.B/ Alimentation :

Une alimentation équilibrée est distribuées suivant un plan élaboré par les ingénieurs agronomes et adapté aux besoins des animaux (Croissance, entretien, gestation, lactation)

II.2.C/ Reproduction :

Toutes les vaches retenues pour l'étude ont subi un examen échographique afin de s'assurer que l'ensemble d'entre elles étaient non gestantes au moment de l'expérimentation.

II.3/ Matériel :

II.3.A/ Prid Delta :

La synchronisation des vaches à été réalisée par l'utilisation du PRID DELTA®, qui correspond à un système de diffusion vaginal à base de progestagènes de synthèse (1.55 g de progestérone).



Figure 21 : Prid delta (photo personnelle)

II.3.B/ Echographe :

Le suivi échographique a été réalisé à l'aide d'un appareil portable de référence IMAGO « SN : 1211MG22 », muni d'une sonde linéaire avec une fréquence allant de 5 à 10 MHz.

La fréquence utilisée durant notre travail était de 7.5 MHz, qui équivaut à une profondeur d'ondes de 5 cm. Cela correspond à la distance idéale pour un examen obstétrique chez le bovin.



Figure 22 : échographe utilisé dans cette étude

II.3.C/ Accessoires

II.3.C.1/ Accessoires de synchronisation :

Prid delta, applicateur, Gel lubrifiant, gant latex, gants jetables de film plastique bras long papier absorbant, désinfectant, hormones, seringues et aiguilles jetables.

II.3.C.2/ Accessoires d'insémination :

Pistolet d'insémination artificielle pour bovin, biostat, paillettes de semence de taureaux congelée, bain marie, thermomètre, gaine, ciseau, papier hygiénique, gants.

II.4/ Méthode :

II.4.1/ Synchronisation des chaleurs :

II.4.1.1/ Description du protocole de synchronisation :

La synchronisation des chaleurs des animaux a été réalisée selon les étapes suivantes :

- Insérer un dispositif vaginal pendant 7 jours.
- Injecter une dose de prostaglandine (PGF2 α) ou analogue 24 heures avant le retrait du dispositif.
- Injecter une dose de Gonadotropine sérique « Folligon » au moment du retrait du dispositif.
- Les animaux doivent être inséminés 56 heures après le retrait du dispositif.



Figure 23 : Schéma représentant le protocole de synchronisation des chaleurs

II.4.1.2/ Pose et retrait du dispositif vaginal :

II.4.1.2.A/ Pose du Prid Delta :

L'application du dispositif Prid Delta se fait comme suit :

À l'aide de l'applicateur prévu à cet effet, introduire le système de diffusion vaginal dans le vagin de l'animal. Celui-ci doit rester en place pendant 7 jours.

Avant l'utilisation, il est impératif de nettoyer et de désinfecter l'applicateur dans une solution antiseptique non irritante, puis dans la foulée :

-
1. Plier le dispositif et le placer dans l'applicateur. L'extrémité de la tige doit être à l'extérieur de l'applicateur.
 2. Appliquer une petite quantité de lubrifiant obstétrique à l'extrémité de l'applicateur chargé.
 3. Soulever la queue et nettoyer la vulve et le périnée avec du permanganate de potassium
 4. Sécher de la vulve avec du papier absorbant
 5. Insérer doucement l'applicateur dans le vagin, d'abord dans le sens vertical puis horizontalement jusqu'à rencontrer une certaine résistance.
 6. S'assurer que la tige de retrait est libre, appuyer sur la poignée de l'applicateur et le retirer, en laissant la tige de retrait en dehors à la vulve.
 7. Nettoyer et désinfecter l'applicateur après utilisation et avant utilisation sur un autre animal.

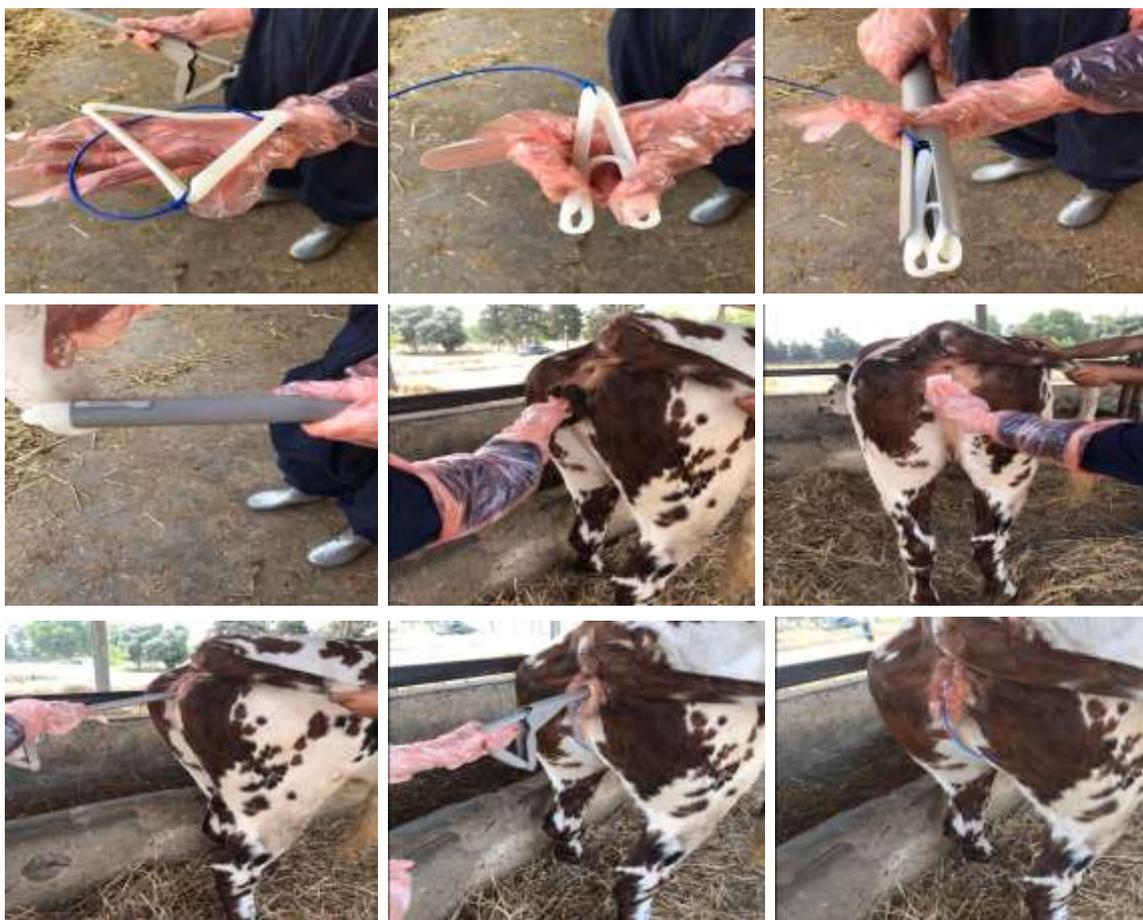


Figure 24 : Etapes de pose du dispositif vaginal (photos personnelles)

II.4.1.2.B/ Retrait du Prid Delta :

Retirer le système de diffusion vaginal 7 jours après son insertion en tirant doucement sur la tige de retrait. Le retrait du dispositif ne doit pas nécessiter de force. Si une résistance apparaît, utiliser une main gantée pour aider au retrait.



Figure 25 : Retrait du dispositif vaginal (photos personnelles)

II.4.2/ Calcul de la taille du follicule pré ovulatoire :

Le calcul de la taille du follicule pré ovulatoire a été réalisé le jour de l'insémination artificielle, à J 9 du protocole de synchronisation à l'aide d'un échographe référence IMAGO « SN : 1211MG22 ». Pour ce, deux étapes sont nécessaires :

- Localisation du follicule pré ovulatoire (ovaire droit ou gauche)
- Calcul de la taille du follicule pré ovulatoire, qui correspond au calcul de la distance entre les deux points le plus éloignés du contour du follicule sur l'image échographique.

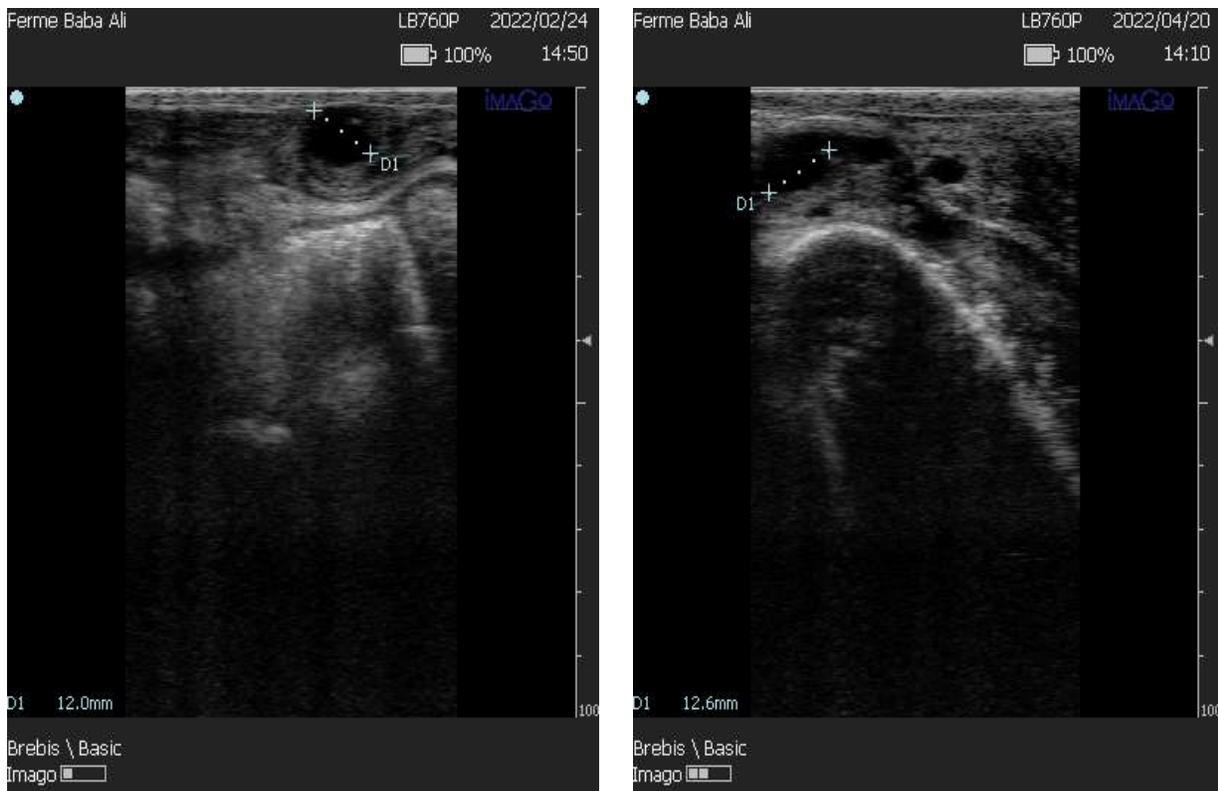


Figure 26 : Follicules pré ovulatoires de diamètres insuffisants (photos personnelles)

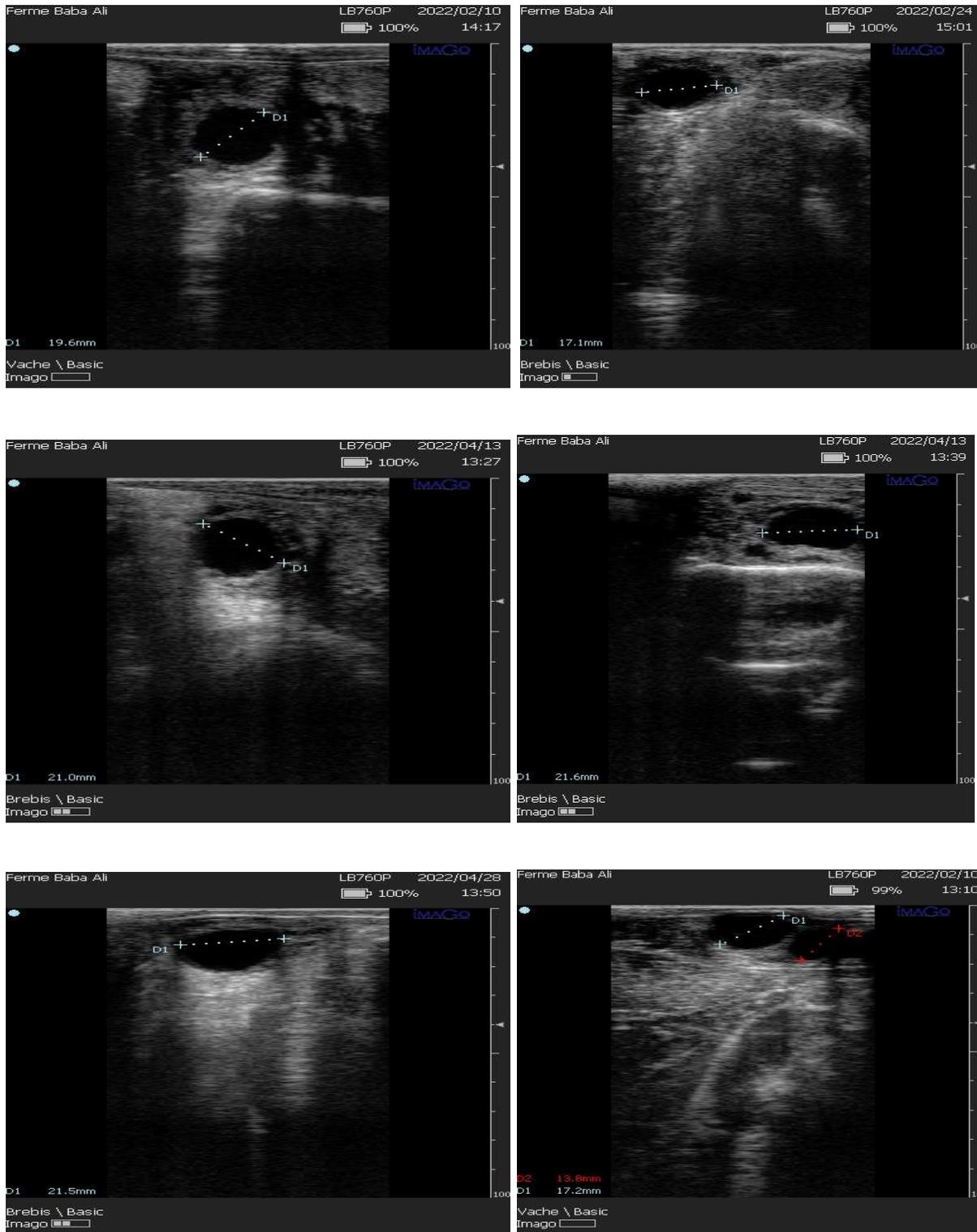


Figure 27 : Follicules pré ovulatoires avec diamètres répondants aux normes (photos personnelles)

II.4.3/ Insémination artificielle :

Les femelles ont été inséminées, une seule fois, 56 heures après le retrait du dispositif vaginal à l'aide d'une semence congelée, fournie par le CNIAAG et provenant de taureaux sélectionnés de race améliorée.

II.4.4/ Diagnostic de gestation :

Le Diagnostic de gestation à été réalisé entre J 30 et J 45 après l'insémination artificielle à l'aide d'un échographe référence IMAGO « SN : 1211MG22 ».



Figure 28 : Diagnostic de gestation positif

(Photos personnelles)



Figure 29 : Diagnostic de gestation négative

(Photos personnelles)

III/ Analyse des données :

Durant la première phase de l'expérimentation, il a été noté que les mesures de la taille du follicule pré ovulatoire ont été réalisées sur un effectif de 27 vaches ayant suivi un protocole de synchronisation des chaleurs, contre seulement 03 vaches ayant présentées de chaleurs naturelles. Cela correspond respectivement à 90% et 10% de l'effectif étudié.

En somme, la synchronisation des chaleurs est une technique qui nous a offert des avantages non négligeables, notamment sur le fait de maîtriser le cycle sexuel des vaches et pouvoir ainsi adapté le recueil des données à un espace temps limité.

Tableau3 : Données recueillies chez les bovins synchronisés

Numéro de l'animal	Date de pose du Prid Delta	Injection de PGF2 α	Injection PMSG et Retrait	Follicule ovulatoire		Date de l'insémination artificielle	Diagnostic de gestation	
				Localisation	Taille		Date	Résultat
17009	01/02/2022	07/02/2022	08/02/2022	Droit	17.2mm	10/02/2022	10/03/2022	Positif
12028	01/02/2022	07/02/2022	08/02/2022	Droit	20.2mm	10/02/2022	10/03/2022	Positif
17012	01/02/2022	07/02/2022	08/02/2022	Droit	16.3mm	10/02/2022	10/03/2022	Positif
16013	01/02/2022	07/02/2022	08/02/2022	Droit	18.8mm	10/02/2022	10/03/2022	Négatif
16006	15/02/2022	21/02/2022	22/02/2022	Gauche	19.6mm	24/02/2022	24/03/2022	Négatif
18009	15/02/2022	21/02/2022	22/02/2022	Droit Gauche	12mm 12.2mm	24/02/2022	24/03/2022	Négatif
18007	15/02/2022	21/02/2022	22/02/2022	Gauche	13.3mm	24/02/2022	24/03/2022	Négatif
17006	15/02/2022	21/02/2022	22/02/2022	Droit	17.1mm	24/02/2022	24/03/2022	Négatif
15030	21/03/2022	27/03/2022	28/03/2022	Gauche	17.4mm	30/03/2022	28/04/2022	Négatif
19010	21/03/2022	27/03/2022	28/03/2022	Droit	15mm	30/03/2022	28/04/2022	Positif
19001	21/03/2022	27/03/2022	28/03/2022	Gauche	19.2mm	30/03/2022	28/04/2022	Positif
18004	21/03/2022	27/03/2022	28/03/2022	Gauche	16.4mm	30/03/2022	28/04/2022	Négatif
14001	28/03/2022	03/04/2022	04/04/2022	Droit	20.2mm	06/04/2022	05/05/2022	Positif
15011	28/03/2022	03/04/2022	04/04/2022	Gauche	18.2mm	06/04/2022	05/05/2022	Négatif
15016	28/03/2022	03/04/2022	04/04/2022	Droit	18.1mm	06/04/2022	05/05/2022	Négatif
18014	28/03/2022	03/04/2022	04/04/2022	Gauche	16.2mm	06/04/2022	05/05/2022	Négatif
17014	28/03/2022	03/04/2022	04/04/2022	Droit Gauche	15.7mm 18.3mm	06/04/2022	05/05/2022	Négatif
17003	04/04/2022	10/04/2022	11/04/2022	Droit	21mm	13/04/2022	12/05/2022	Négatif
17001	04/04/2022	10/04/2022	11/04/2022	Gauche	19.3mm	13/04/2022	12/05/2022	Positif
15022	04/04/2022	10/04/2022	11/04/2022	Gauche	21.6mm	13/04/2022	12/05/2022	Négatif
19011	04/04/2022	10/04/2022	11/04/2022	Gauche	17.7mm	13/04/2022	12/05/2022	Négatif
19008	11/04/2022	17/04/2022	18/04/2022	Gauche	17.7mm	20/04/2022	19/05/2022	Positif
19012	11/04/2022	17/04/2022	18/04/2022	Droit	17.6mm	20/04/2022	19/05/2022	Positif
19013	11/04/2022	17/04/2022	18/04/2022	Droit	21.7mm	20/04/2022	19/05/2022	Positif
20001	11/04/2022	17/04/2022	18/04/2022	Droit	12.6mm	20/04/2022	19/05/2022	Négatif
17006	19/04/2022	25/04/2022	26/04/2022	Droit	18.8mm	28/04/2022	26/05/2022	Négatif
15014	19/04/2022	25/04/2022	26/04/2022	Gauche	16.9mm	28/04/2022	26/05/2022	Négatif

Tableau 4: Données recueillies chez les bovins présentant des chaleurs naturelles

Numéro de l'animal	Follicule ovulatoire		Date de l'insémination artificielle	Diagnostic de gestation	
	Localisation	Taille		Date	Résultat
19009	Gauche	16.2mm	10/02/2022	10/03/2022	Positif
15028	Droit	21.7mm	17/04/2022	17/05/2022	Positif
15016	Droit	21.5mm	28/04/2022	26/05/2022	Négatif

En premier lieu, les résultats obtenus nous renseignent sur le taux de réussite de l'insémination artificielle. Pour l'effectif étudié, il est de 40% (12/30), contre 60% de vaches non gestantes (18/30). Ces résultats sont inférieurs aux objectifs recommandés par de nombreux auteurs (Vallet et Paccard., 1984 ; Serieys., 1997 ; Hagen et Gayrard., 2005) qui ont rapporté qu'en élevage bovin laitier, le taux de réussite en première I.A. doit être supérieur à 60%.

Ces résultats changent sensiblement quand on met en comparaison les vaches synchronisées et celles inséminées sur chaleurs naturelles. Ainsi, on passe à 37 % de réussite et 63% d'échec pour les vaches synchronisées, contre 67% de réussite et 33% d'échec pour les vaches avec des chaleurs spontanées. Ces valeurs sont en contradiction avec celles obtenues par Nirwana et al 2021 qui avancent des valeurs de 58.7% pour les vaches synchronisées contre 46.7% seulement pour celles inséminées sur chaleur naturelles, donnant pour cause une mauvaise détection du moment idéal de l'insémination durant les chaleurs spontanées.

III.1/ Influence de la taille du follicule pré ovulatoire sur la réussite de l'insémination artificielle :

Les données recueillies relatives à la taille du follicule pré ovulatoire nous indiquent un diamètre moyen de 17.9mm avec une variation entre 12.2mm et 21.6mm pour les vaches ayant présentées un résultat négatif au diagnostic de gestation, et entre 15mm et 21.7mm pour les vaches gestantes. Ces résultats sont proches de ceux fournis par Fieni et al (1998) stipulant qu'à veille de l'ovulation, le follicule pré-ovulatoire peut présenter un diamètre compris entre 8 et 20 mm de diamètre.

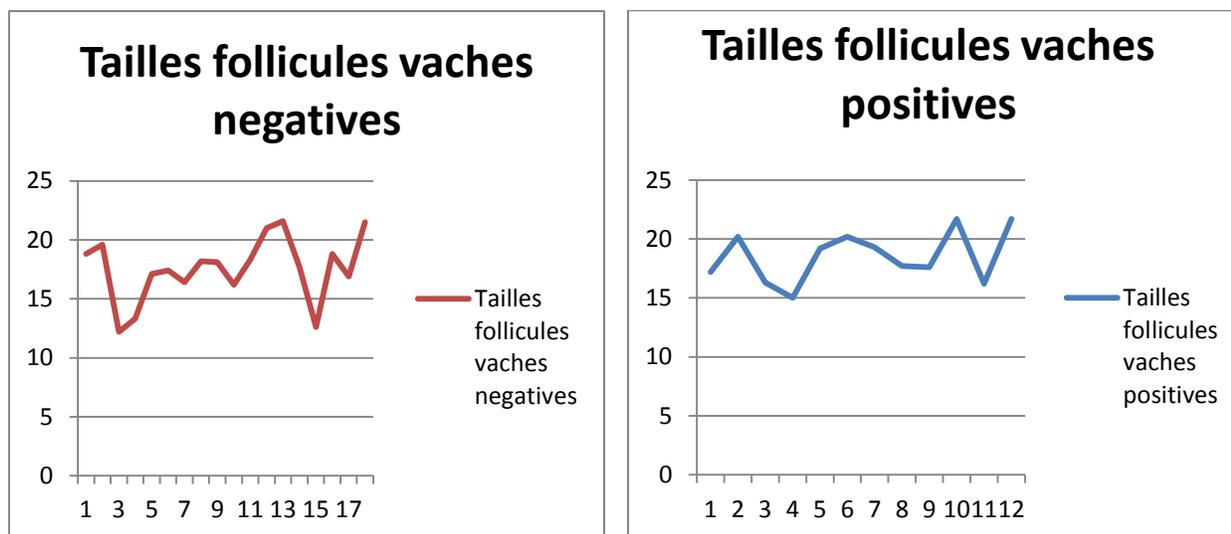


Figure 30 : Diagramme représentant la variabilité de la taille du follicule pré ovulatoire chez les vaches vides et les vaches pleines

En utilisant, pour l'analyse statistique, le test-t de Student sur Excel, concernant l'influence de la taille du follicule ovulatoire sur la réussite de l'insémination artificielle, il a été noté que sur un effectif de 30 vaches, la différence de taille du follicule était non significative entre les vaches vides et gestantes ($p=0.3 > 0.05$).

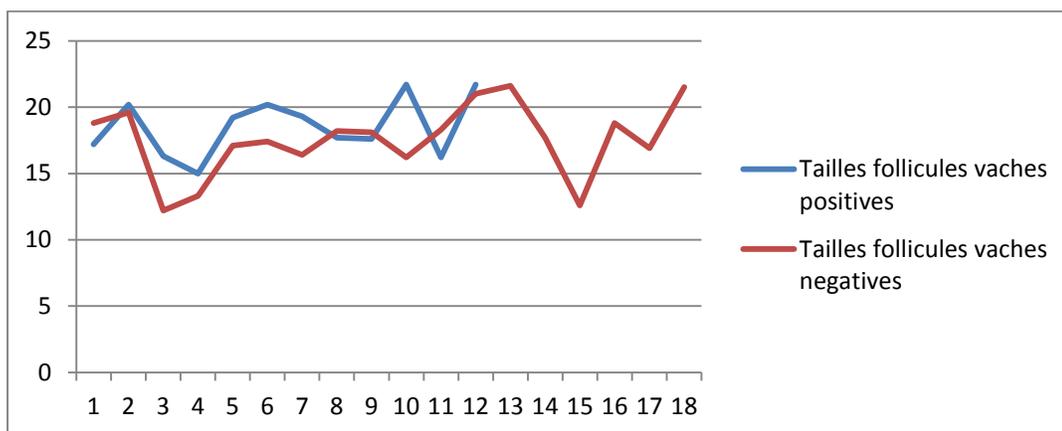


Figure 31 : Comparaison de la taille du follicule pré ovulatoire entre les vaches positives et négatives au diagnostic de gestation

Le cas échéant, plusieurs autres facteurs peuvent donc influencer sur la réussite de l'insémination artificielle.

III.2/Autres facteurs d'influence

III.2.1/ Effet de parité :

Sur les 30 bovins inséminés, 12 ont présenté un résultat positif au diagnostic de gestation. Ces derniers sont répartis équitablement en 6 vaches et 6 génisses, ce qui correspond à un pourcentage similaire de 50% pour chacune des catégories.

Par contre si on compare le taux de réussite de l'IA séparément chez les primipares et les multipares, on remarque que le pourcentage de génisses pleines est de 50% (6/12), ce qui est nettement supérieur à celui des vaches pleines qui est de 33% (6/18).

Les données de la littérature sont contrastées sur ce point. Certaines rapportent des résultats similaires chez les vaches et les génisses (Lucy et al., 1992 ; Stevenson et al., 1983), d'autres constatent que les paramètres de fertilité sont significativement plus élevés chez les primipares que chez les multipares (Humblot., 2001 ; Weller et Ron., 1992).

III.2.2/ Effet inséminateur :

Malgré que l'effet inséminateur sur la fertilité s'avère très significative dans de nombreuses études (Anel et al., 2005), (Donovan et al., 2004), (Garcia-Ispierito., 2007). Dans notre étude, l'insémination a été réalisée par le même inséminateur et donc la variation de fertilité liée à l'inséminateur ne peut pas être mise en évidence.

III.2.3/ Effet de l'âge:

Selon une étude réalisée par Shorten et al 2015, le taux de gestation chez le bovin augmente entre 2 et 6 ans pour ensuite décroître à partir de 7 à 11 ans ($P < 0.01$).

Une diminution de l'intervalle entre vêlage et l'insémination fécondante est en relation avec l'âge de l'animal (Grerory et al., 1990). Dans une autre étude, il à été démontré que l'augmentation de fréquence des gestations gémellaire, des rétentions placentaires, des kystes ovariens, des fièvres vitulaires, des retards de l'involution utérine et des métrites étaient en relation avec l'âge (Derivaux et Ectors., 1980).

Alors que la moyenne d'âge des femelles dans nôtre expérimentation est de 4.5 ans. La comparaison de la moyenne d'âge des vaches gestantes avec celui des vaches vides nous donne

respectivement des valeurs de 4.333 ans et 4.733 ans. Il résulte après une analyse statistique à l'aide d'un test-t de student que cette différence de moyenne n'est pas significative (P=0.6)

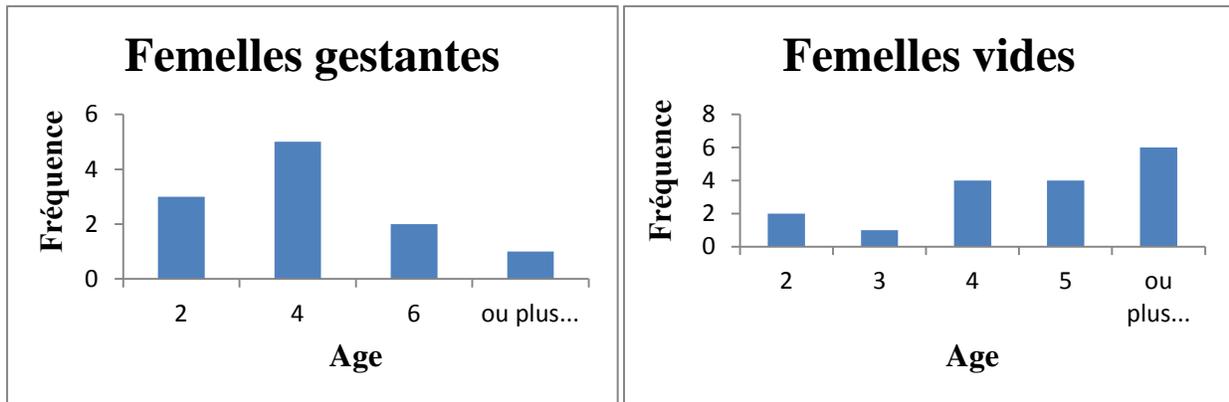


Figure 32 : Age des femelles gestantes et vides après IA

III.2.4/ Effet du BCS :

Il a été prouvé que les notes de l'état corporel au moment du vêlage ainsi qu'une perte de poids importante en début de lactation étaient étroitement liées à la santé, la fertilité et à la production laitière. (Markusfeld et al., 1997).

Les vaches qui perdent plus d'une unité d'état corporel présentent plus d'échecs à l'insémination que les vaches qui maintiennent des réserves au moment de leurs mises à la reproduction. Une fertilité optimale (0% de conception à 50%) est maintenue lorsque le déficit énergétique cumulé ne dépasse pas 350 Mcal, ce qui représente une perte inférieure à une unité d'état corporel (Ferguson et al., 1998).

L'état corporel d'une vache correspond à la quantité de réserves énergétiques (sous forme de tissu gras sous-cutané).

Le système BCS (Body Condition Scoring) est une méthode de notation de l'état corporel par évaluation des dépôts de graisse situés directement sous la peau dans les régions lombaires et pelviennes (reins et croupe).

III.2.4.1 Calcul du BCS

Un schéma d'appréciation précis garantit la fiabilité et la répétabilité de la notation.

- Contrôle de la ligne "hanche-trochanter-ischion" ;
- Examen de détail: appréciation visuelle ou tactile de positions anatomiques complémentaires ;
- Notation globale sur une échelle de 1 à 5 avec subdivisions en ¼.

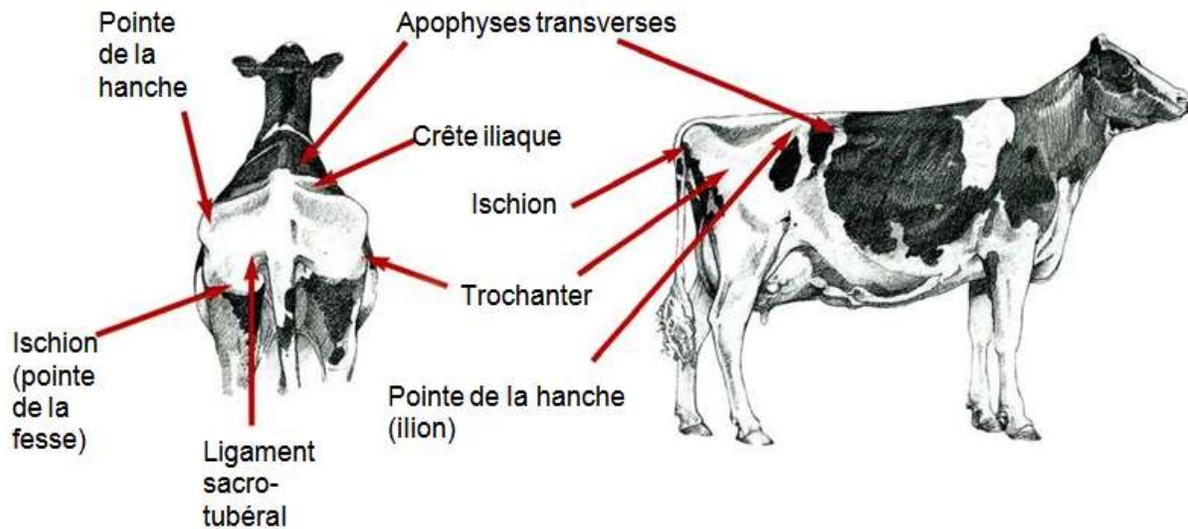


Figure 33 : Schéma d'appréciation du BCS (agridea.ch 2006)

Le système BCS est un auxiliaire de gestion pratique qui permet de maximiser la production laitière, améliorer les résultats de reproduction, réduire les troubles métaboliques et les problèmes de vêlage.

Le système BCS est applicable à différents types de vaches mais la prudence est requise pour les comparaisons entre races et numéros de lactation.

Observer de côté la région du bassin. Contrôler la ligne hanche-trochanterischion



V Ligne formant un V ouvert BCS ≤ 3.0



U Ligne formant un croissant ou un U ouvert BCS ≥ 3.25

Vue de derrière



1 Pointe de la hanche arrondie BCS = 3.0



2 Pointe de la hanche angulaire BCS < 3.0
Contrôler les ischions
Ischions couverts BCS = 2.75



3 Ischions angulaires BCS < 2.75
Bourrelet gras sur les ischions BCS = 2.50



4 Absence de bourrelet de gras sur les ischions BCS < 2.50

Observer l'ondulation formée par les apophyses transverses

Ondulation visible sur la $\frac{1}{2}$ de la longueur des apophyses BCS = 2.25

Ondulation visible sur les $\frac{3}{4}$ de la longueur BCS = 2.0

Trochanter proéminent et apophyses épineuses en dents de scie BCS < 2.0



1 Crête iliaque et ligament sacro-tubéral apparents BCS = 3.25



2 Crête iliaque apparente et ligament sacro-tubéral à peine visible BCS = 3.50



3 Crête iliaque à peine apparente et ligament sacro-tubéral non apparent BCS = 3.75
Crête iliaque et ligament sacro-tubéral non apparents BCS = 4.0



4 Trochanter plat BCS > 4.0

Pointe des apophyses transverses à peine apparentes BCS = 4.25

Trochanter plat et ischions recouverts BCS = 4.5

Pointe de la hanche à peine apparente BCS = 4.75

Totalité des proéminences osseuses bien arrondies BCS = 5.0

Figure 34 : Principaux critères d'appréciation de l'état corporel des vaches laitières (Bazin, 1984)

L'inconvénient de cette technique est sa subjectivité, qui peut être plus ou moins maîtrisée grâce à des critères de notation très précis, un nombre restreint de personnes effectuant ces notations, et la répétition de ces notations. La répétabilité de la notation (corrélation entre les notes attribuées à un même animal par un même juge au cours de différents tests) atteint 82 % et la reproductibilité (corrélation entre la note mise par plusieurs juges au cours d'un même test) 79 % (Agabriel et al., 1986). La notation d'état corporel est donc un outil de choix pour les scientifiques et les éleveurs : outre son faible coût et sa facilité de mise en œuvre, cette technique bien maîtrisée permet une estimation fiable de l'état d'engraissement (Broster & Broster., 1998).

III.2.4.2 BCS et gestation

Tableau 5 : Résultats des diagnostics de gestation en fonction du BCS

N° identification	Race	BCS	Diagnostic de Gestation
12028	PN Holstein	3.25	positif
14001	Montbéliarde	2.75	positif
15011	Fleckvieh	3.5	negatif
15014	Normande	3.5	negatif
15016	PN Holstein	2.25	negatif
15022	PN Holstein	2.5	negatif
15028	Normande	4	positif
15030	Montbéliarde	4	negatif
16006	Montbéliarde	3.5	negatif
16013	PN Holstein	4	negatif
17001	Montbéliarde	4	positif
17003	Montbéliarde	3.5	negatif
17006	Brune des Alpes	3.25	negatif
17009	Montbéliarde	3.75	positif
17012	PN Holstein	3	positif
17014	Brune des Alpes	2.5	negatif
18004	Normande	3.5	negatif
18007	Montbéliarde	2.25	negatif
18009	Montbéliarde	2	negatif
18014	Montbéliarde	2	negatif
19001	Montbéliarde	3.5	positif
19008	PN Holstein	3.5	positif
19009	PN Holstein	3.5	positif
19010	Brune des Alpes	3.5	positif
19011	Montbéliarde	3.25	negatif
19012	Brune des Alpes	3.25	positif
19013	Montbéliarde	3.25	positif
20001	PN Holstein	2.25	negatif

Dans notre étude, le BCS a été un facteur puissant dans l'analyse des résultats. Les animaux ayant obtenu un résultat positif au diagnostic de gestation, présentent une moyenne de score corporel de 3.5. Par contre ceux avec un diagnostic de gestation négatif obtiennent une

moyenne de 3. Cette différence est significative ($p=0.02$) compte tenu de l'influence visible du BCS sur la réussite de l'insémination artificielle.



Figure 35 : Appréciation de l'état corporel de profil (photos personnelles)



Figure 36 : Appréciation de l'état corporel par l'arrière (photos personnelles)

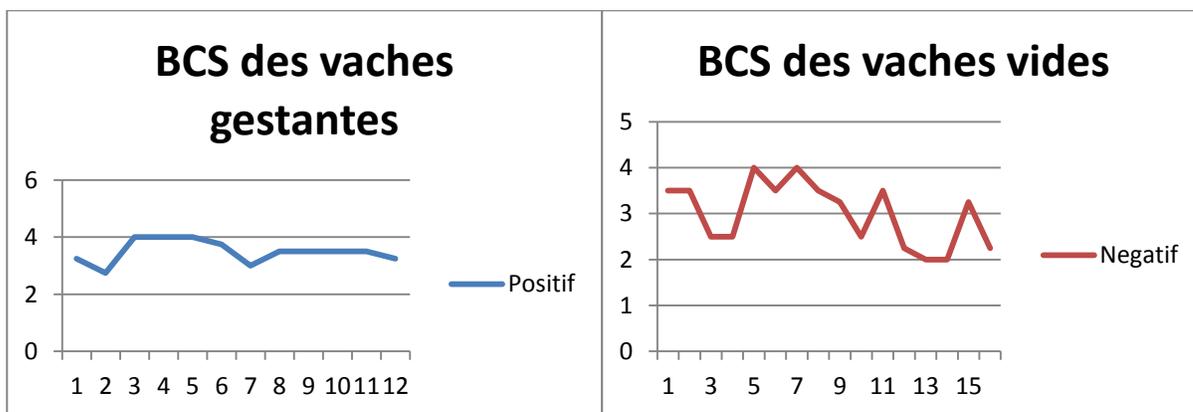


Figure 37 : Variations du BCS chez les vaches gestantes et les vaches vides

III.2.4.3 BCS et taille du follicule pré-ovulatoire

Un autre paramètre est à prendre en compte, qui est l'influence du BCS sur la taille du follicule pré ovulatoire. Il a été noté une différence fortement significative ($p=0.006$) entre la taille des follicules chez les vaches présentant un $BCS \geq 2.5$ et celles avec un $BCS < 2.5$. Ainsi, la moyenne du diamètre du follicule ovulatoire est de 18.6 mm pour les vaches avec un BCS satisfaisant (≥ 2.5), ce qui correspond aux résultats fournis par Fieni et al (1998). Par contre, celles avec un $BCS < 2.5$, obtiennent une moyenne de 13.6 mm seulement.

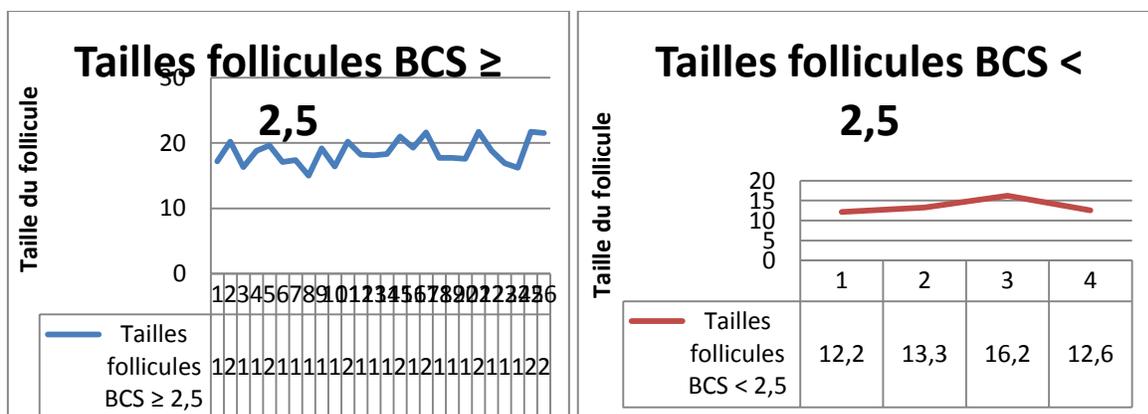


Figure 38 : Variation de la taille du follicule pré ovulatoire en fonction du BCS

IV/ Discussion :

Les résultats obtenus à la fin de ce travail avec l'échographe ont démontré qu'il y'a une grande similarité de la taille du follicule pré ovulatoire entre les vaches positives et négatives au diagnostic de gestation. Ceci nous empêche donc de déduire que la taille de follicule a une influence significative sur la réussite de l'insémination artificielle. Ce constat est en contradiction avec les conclusions de (Perry et al., 2005) qui prétend que les effets des concentrations sériques d'œstradiol et de l'œstrus comportemental sur le taux de grossesse semblent être déterminés par la taille du follicule pré ovulatoire, et que les pratiques de gestion qui optimisent la taille du follicule pré ovulatoire peuvent améliorer la fertilité.

Dans ce cas, d'autres facteurs peuvent être pris en considération pour expliquer les données recueillies, les principales étant :

IV.1/ Influence du bilan énergétique sur la réussite de l'insémination artificielle :

La relation entre le BCS et la réussite de l'insémination artificielle est établie. De ce fait, on peut prétendre qu'il existe un lien direct entre un bilan énergétique négatif et l'échec de l'IA.

Les vaches ayant obtenu un résultat positif au diagnostic de gestation présentent un BCS moyen de 3.5. Ce résultat correspond aux valeurs recommandées par (Bosio., 2006), qui fixe un intervalle entre 2,5 et 3,5 pour les vaches primipares et entre 3,0 et 4,0 pour les multipares.

L'intervalle vêlage-vêlage est donc influencé par l'état corporel de la femelle. (Agabriel et al, 1992) cités par (Ballery, 2005) affirment que les jeunes vaches avec une note corporelle inférieure à 2,5 présentent une augmentation de l'intervalle entre deux mises bas estimée à au moins 30 jours par point.

Chez les génisses, Une ration déficitaire en énergie et, plus globalement, un apport alimentaire insuffisant occasionnent des retards de croissance. Une diminution du GMQ retarde l'apparition de la puberté : pour des GMQ de 820 g/j, 680 g/j, 540 g/j, la puberté survient à respectivement 10, 11 et 14 mois. Ce retard de puberté est préjudiciable aux

performances de la future reproductrice. En outre, un amaigrissement post-pubertaire affecte sensiblement le taux de conception (Paragon., 1991).

La puberté est déclenchée par une diminution de la sensibilité de l'axe hypothalamohypophysaire au retro-contrôle négatif exercé par l'oestradiol. Cette diminution entraîne l'augmentation de la fréquence des pulses de GnRH et de LH et la maturation terminale des follicules. La période peri-pubertaire est caractérisée par une élévation des concentrations sanguines en stéroïdes sexuels, en GH, en IGF et en insuline, ainsi que par une diminution du nombre de récepteurs hypothalamiques à oestradiol (Monget & Martin., 1998).

La survenue de la puberté est étroitement liée à la composition corporelle, notamment à la masse grasseuse. La leptine, hormone synthétisée par les adipocytes, pourrait constituer un signal nécessaire au système nerveux central pour déclencher la puberté. La notion de poids vif minimal implique l'existence d'une proportion de graisses corporelles susceptible de synthétiser la leptine en quantité suffisante pour stimuler l'hypothalamus et l'hypophyse.

Le déficit énergétique post partum, presque systématique pendant les 6-12 premières semaines de lactation, concerne 92 % des vaches laitières. Sa durée et son intensité permettent de distinguer les cas pathologiques des cas physiologiques. Théoriquement, une vache multipare forte productrice doit vêler avec une note d'état corporel de 3.5 à 4, puis perdre environ 0.5 à 1 point dans les 30 à 60 jours suivant le vêlage, se stabiliser à 2.5 - 3 pendant les trois premiers mois de lactation puis reprendre de l'état à partir de 12 - 14 semaines post partum. Une vache doit rester à 3 pendant la majeure partie de sa lactation, puis engraisser en fin de lactation, de manière à atteindre la note de 3.5 - 4 avant son tarissement. Sur l'ensemble du troupeau, la perte d'état post-partum ne doit pas excéder un point (Heinrichs & O'Connor., 1991).

L'organisme tolère une perte d'état corporel de 0.67 point avant que les performances de reproduction ne soient altérées ; dès que la perte d'état dépasse un point (soit 40 kg de tissu adipeux ou 56 kg de poids vif ou 16 742 MJ), les paramètres de reproduction se détériorent (Butler et Smith., 1989) (Disenhaus et al., 1985). L'anoestrus post partum entraîne un allongement des intervalles IV-IA1 et IV-IF. La perte d'état entre le vêlage et l'insémination première est corrélée négativement au taux de Réussite en Insémination première. En

revanche, le nombre d'inséminations nécessaires à la gestation n'est pas proportionnel à l'intensité de la perte d'état (Domecq et al., 1997 ; Pedron et al., 1993).

Lors d'un déficit énergétique, la diminution de la sécrétion des hormones hypophysaires et la baisse de la sensibilité ovarienne à la stimulation par les gonadotrophines expliquent les retards de maturation folliculaire et d'ovulation qui sont responsables de l'allongement de la durée de l'anoestrus post partum (Jolly et al., 1995). L'intervalle vêlage - première ovulation est inversement corrélé à la fréquence et à l'amplitude des pics de LH, qui augmentent parallèlement au bilan énergétique (Canfield et al., 1990).

Le faible développement folliculaire et la diminution de la concentration de LH perturbent la lutéinisation : le corps jaune, sub-normal, synthétise moins de progestérone ; il est davantage prédisposé à une lutéolyse précoce (Weaver., 1987). La diminution de la sécrétion de progestérone associée à une moindre qualité des ovocytes explique les faibles taux de réussite en insémination première.

Il faut également savoir que chez des vaches en bilan énergétique négatif, seulement 16.7 % des premières ovulations sont accompagnées de manifestations d'oestrus, contre 60 % chez des vaches en bilan positif ; cette tendance s'estompe dès le 2ème oestrus (66.7 % contre 80 %) (Spicer et al., 1990). L'expression des chaleurs s'améliore au fur et à mesure que le bilan énergétique retourne vers des valeurs positives : 34.4 % des oestrus sont détectés lors de la 1ère ovulation, 72 % à la 2ème, 83 % à la 3ème (Villa-Godoy et al., 1988).

IV.2/ Non-fécondation, mortalité embryonnaire précoce :

IV.2.1/ Absence de fécondation :

L'asynchronisme entre le moment de l'ovulation et l'insémination limite les chances de fécondation en raison du vieillissement rapide des gamètes dans le tractus génital (environ 24 heures pour les spermatozoïdes et moins de 6 heures pour l'ovocyte). L'insémination des vaches au mauvais moment, (phase lutéale), concerne en moyenne 4 à 5 % des vaches laitières mises à la reproduction (Michel et al., 2003 ; Fréret et al., 2005 ; Ledoux et al., 2006) mais cette fréquence est très variable entre élevages (Fréret et al., 2005).

IV.2.2/ Mortalité embryonnaire précoce :

La mortalité embryonnaire est définie comme la mort du conceptus avant le 42^e jour de gestation. La mortalité embryonnaire précoce survient avant le signal de reconnaissance de gestation, c-à-d avant le 17^e jour après insémination. Pour cette raison, la vache qui traverse un avortement précoce revient en chaleur comme si l'animal n'avait pas été inséminé (entre le 19^e et le 23^e jour).

Diskin (1986) a rapporté un taux de mortalité embryonnaire et fœtal d'environ 40%. Par ailleurs, Coleman et al. (1985) ont pour leur part rapporté un taux de mortalité embryonnaire précoce variant entre 21% et 65%. Plusieurs étiologies peuvent être mises en causes, les plus importantes sont :

IV.2.2.1/ Facteurs propres à l'embryon :

IV.2.2.1.A/ Les anomalies chromosomiques :

Les anomalies chromosomiques (délétion, duplication) peuvent être héritées ou acquises au cours de la gamétogénèse, de la fécondation (polyspermie, absence d'expulsion du globule polaire) ou de l'embryogenèse (formation d'un nombre excessif supérieur à 25 % de cellules polyploïdiques) (King 1985, Hare et al., 1980). Ainsi, les traitements de superovulation augmentent le risque de polyspermie, celle-ci apparaissant plus fréquemment après injection de PMSG que de FSH (King., 1985). La fréquence des anomalies caryotypiques (translocations, mutations) d'embryons produits in vivo et analysés avant le 18^e jour de gestation serait en moyenne de 10 % (7 à 36 %) (King et al., 1990 ; King et al., 1995). Elles concernent le plus souvent les embryons âgés de moins de 7 jours. Cette fréquence diminue avec l'âge de l'embryon, preuve indirecte de leur implication dans la mortalité embryonnaire, celle-ci pouvant être considérée comme un élément régulateur essentiel des embryons anormaux (King et al., 1990 ; Iwasaki et al., 1991). Elles représenteraient une des causes majeures de mortalité embryonnaire et fœtale.

IV.2.2.1.B/ Le sexe de l'embryon :

Le sexe du fœtus est déterminé au moment de la fécondation, son expression n'apparaissant que beaucoup plus tard. Une capacité de développement dépendante du sexe a été démontrée chez les embryons bovins produits in vivo et in vitro. Les embryons de sexe mâle se développeraient plus rapidement que ceux de sexe femelle tout au moins jusqu'au stade de blastocyste (Avery., 1989 ; Avery et al., 1989, ; Xu et al., 1992 ; Yadav et al., 1993). En effet, 95 % des embryons sexés au 7ème jour de gestation se révèlent être des mâles (Avery et al., 1992). L'absence de différences significatives du sex-ratio habituellement rapportée à l'encontre des veaux nouveau-nés laisse supposer que les embryons de sexe mâle seraient davantage exposés à une mortalité embryonnaire ou fœtale (Berg et al., 1992).

IV.2.2.1.C/ Le nombre d'embryons :

Dans l'espèce bovine, la double ovulation s'observe dans 75 % des cas sur le même ovaire (Hanranhan., 1983). Elle s'accompagne ou non, en cas de gestation (Sreenan et Diskin., 1989), d'un plus grand risque de mortalité embryonnaire (Gordon et al., 1962 ; Rowson et al., 1971, Erb et Morrison., 1959 ; Day et al., 1995). Celle-ci est plus fréquente si les deux gestations se développent dans la même corne utérine (Day et al., 1995) et davantage encore si la corne droite est concernée (Echternkamp et al., 1990).

IV.2.2.2/ Facteurs parentaux :

IV.2.2.2.A/ Facteurs paternels :

Diverses publications ont fait état de l'effet négatif exercé par un sperme de mauvaise qualité sur le risque de mortalité embryonnaire précoce (Courot et Colas., 1986 ; Dejarnette et al., 1992 ; Setchell et al., 1988). De même l'influence du taureau sur le développement embryonnaire a été observé dans diverses expériences de fécondation in vivo (Coleman et al., 1987 ; Miller et al., 1982) et in vitro (Eyestone et First., 1989 ; Hillery et al., 1990 ; Shi et al., 1990).

IV.2.2.2.B/ Facteurs maternels :

- **L'environnement de l'oviducte**

L'oviducte et plus particulièrement la jonction utéro-tubaire est le siège de la fécondation et des premières étapes du développement embryonnaire jusqu'au stade 8 à 16 cellules, atteint vers le 2ème - 3ème jour de gestation. Il exerce un rôle essentiel dans le cadre de la L'infertilité dans l'espèce bovine pendant migration des embryons. En effet, lors de superovulation, l'augmentation du nombre d'embryons dégénérés récoltés a été imputée à leur passage trop rapide dans l'utérus suite à une accélération de leur transport dans l'oviducte sous l'effet de l'augmentation trop précoce de la progestérone synthétisée par des follicules prématurément lutéinisés (El Banna et Hafez., 1970).

- **L'âge de l'animal**

Selon les études, la mortalité embryonnaire est plus fréquente chez les primipares (Erb et Holtz 1958) ou chez les vaches avec plus de 5 lactations (Boyd et Reed., 1961 ; Ball., 1978) que les vaches entre la deuxième et la quatrième lactation.

IV.2.2.3/ L'insémination artificielle :

La fréquence de la mortalité embryonnaire est 4 fois plus élevée chez les animaux inséminés plus de trois fois que chez les autres (20.3 % vs 5.2 %) (Vaillancourt et al., 1979). Wijeratne observe également une augmentation de la mortalité embryonnaire avec le numéro d'insémination, que les animaux aient été inséminés avec du sperme frais ou congelé (Wijeratne., 1973).

IV.3/ Impact des endométrites sub cliniques et des anomalies de l'oviducte sur la reproduction :

De très nombreuses études permettent de penser que les affections utérines ont une part non négligeable dans les mauvais résultats liés à la fertilité et à la fécondité chez les bovins (Fonseca et al., 1983).

La contamination bactérienne de la lumière utérine est quasi systématique chez la vache, peu après la parturition ; des bactéries peuvent y être isolées chez plus de 90% d'entre elles durant les deux premières semaines du post partum (Paisley et al., 1986). Cependant, la plupart des animaux éliminent ces germes au cours des cinq semaines qui suivent le vêlage, mais dans certains cas les bactéries persistent.

L'atteinte par des germes est accentuée par la présence des facteurs de risque qui sont nombreux en cas d'endométrites chroniques. On peut ainsi citer la rétention placentaire, les conditions de vêlage inadéquates, les avortements, la gémellité et l'alimentation comme principaux facteurs de risque, le premier étant le plus important parmi eux (Sheldon., 2004).

En l'absence d'un diagnostic ou d'un traitement précoce, les endométrites chroniques sont à l'origine d'une diminution des performances de reproduction des vaches : allongement de l'intervalle vêlage-insémination fécondante (IV-IAF), augmentation du nombre d'inséminations par gestation, et l'augmentation du taux de réforme (Kasimanickam et al., 2004 ; Gilbert et al., 2005).

Ces résultats expliqueraient le taux de réussite de l'IA particulièrement bas chez les vaches 33% en comparaison avec les génisses 50%.

Ainsi, l'endométrite retarde la mise en place d'un nouveau cycle, en interférant sur la folliculogénèse et la lutéolyse (Peter et al., 1988). Les vaches avec ces infections ont une perturbation de la croissance du premier follicule post partum ; ces affections sont à l'origine de la baisse de la concentration plasmatique de l'œstradiol durant cette période, pour les animaux qui ont ovulés le taux plasmatique de la progestérone diminue 5-7 jour après l'ovulation (< 2 contre > 5/ml dans la normale) (Sheldon et al., 2006 ;Williams et al., 2007).

Il a aussi démontré que le Lipopolysaccharide de E. coli a pour effet d'empêcher la libération hypothalamique de GnRH et donc de perturber la sécrétion de LH, ce qui inhibe le phénomène d'ovulation malgré la présence de follicules dominants (Sheldon et al., 2002 ; Dobson et al., 2007). Ce bouleversement conduit à a formation des kystes folliculaire, cause d'ancœstrus (Bonnett et al., 1993 ; Sheldon et Dobson., 2004)

Les anomalies des oviductes, qu'elles soient congénitales ou acquises, sont généralement synonymes d'infertilité. Toutefois, elles ne sont pas fréquentes ; (Kessy et Noakes., 1985) Un défaut de captation des ovocytes par le pavillon tubaire, les malformations et obstructions des oviductes sont des causes évoquées lors du syndrome «repeat-breeding» (Bruyas et al., 1993).

IV.4/ Importance de l'échographe dans le suivi de la reproduction :

Le suivi de l'ovulation et le diagnostic de gestation précoce par échographie représente un domaine prometteur dans la maîtrise des paramètres de reproduction chez le bovin. Ainsi, l'échographie transrectale a permis d'améliorer nos connaissances en reproduction bovine d'une part et de nous rassurer sur la fiabilité des résultats d'autre part. Cette technique d'imagerie prend de l'avance sur les autres méthodes de détermination des paramètres de la reproduction bovine (hormonologie et palpation rectale) car elle donne les résultats immédiats et observables par tous les acteurs présents sur place.

Ce gain de temps est d'une importance majeure car il permet de raccourcir les délais de remise à la reproduction des vaches.

L'examen échographique nous a, par ailleurs, permis de déceler les anomalies des ovaires (follicule kystique, corps jaune persistant, ovaire lisse..ect). Il nous a également renseignés sur l'existence ou non d'ovulation, afin de pallier au manque d'observation de retour des chaleurs.

V/ Conclusion :

Depuis 50 ans, de nombreuses études ont montré une dégradation des résultats de reproduction des vaches laitières. Notre étude, réalisée sur 30 vaches/génisses laitières montre que les performances sont en dessous des objectifs, avec notamment un taux de réussite en première insémination de 40% environ.

Plusieurs facteurs peuvent expliquer cette dégradation : l'augmentation de la production laitière par animal, responsable indirectement d'un déficit énergétique plus prononcé en début de lactation, est un facteur limitant des performances de reproduction.

Aux vues des résultats obtenus, on peut dire qu'une vache maigre est synonyme d'une "vache infertile". Contrairement aux mesures de la taille des follicules pré ovulatoire des vaches qui n'ont pas fourni un résultat fiable et utilisable pour que la gestation soit toujours positive. Le BCS de son côté a joué un rôle prédominant dans la réussite de l'insémination artificielle.

Le suivi de la reproduction des élevages est la pierre angulaire de la réussite de l'entreprise agricole. Le principal facteur étudié dans le présent document se heurte à des résultats mitigés. De ce fait, les facteurs de risque doivent être identifiés et solutionnés pour éviter toute influence sur la validité des données.

Recommandations :

Ce travail doit être étendu à d'autres jeux de données sur un échantillon plus important pour confirmer ou infirmer la validité de ces prédictions.

Pour finir, le secret d'une insémination réussie passe par la bonne connaissance de la vache à inséminer, aux différents stades importants de sa vie. Un suivi échographique très poussé, après vêlage, le jour de l'IA et après insémination permettent d'obtenir un nombre d'informations très précieux, pour le praticien, et pour les éleveurs, qui peuvent mener leurs vaches à la reproduction dans de bonnes conditions.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

1. **AGABRIEL, J., GIRAUD, J.M., PETIT, M., 1986.** Détermination et utilisation de la note d'état d'engraissement en élevage allaitant. Bull. ibch. CRZV Theix, INRA, vol 66, p 43-50.
2. **AGABRIEL, J., GRENET, N ET PETIT, M., 1992.** Etat corporel et intervalle entre vêlages chez la Vache allaitante. Bilan de deux années d'enquêtes en exploitation. In : INRA Productions animales. 1992. vol. 5, n° 5, p. 355-369.
3. **ANEL, L., KAABI, M., ABROUG, B., ALVAREZ, M., ANEL, E., BOIXO, J.C., DE LA FUENTE, L.F., DE PAZ, P., 2005.** Factors influencing the success of vaginal and laparoscopic artificial insemination in churra ewes: a field assay. Theriogenology, vol 63, p 1235-1247.
4. **ATKINS, J. A., SMITH, M. F., WELLS, K. J., GEARY, T. W., 2010.** Factors affecting pre ovulatory follicle diameter and ovulation rate after gonadotropin-releasing hormone in postpartum beef cows. Part I: Cycling cows¹. Journal Animal Science, vol 88, p 2300–2310.
5. **AVERY, B., 1989.** Impact of asynchronous ovulations on the expression of sex-dependent growth rate in bovine preimplantation embryos Journal of Reproduction and Fertility, vol 87, p 627-631
6. **AVERY, B., JORGENSEN, C.B., MADISON, V and GREVE., 1992.** Morphological development and sex of bovine in vitro-fertilized embryos Molecular Reproduction and Development, vol 32, p 265-270.
7. **AVERY, B., SCHMIDT, M and GREVE., 1989.** Sex determination of bovine embryos based on embryonic cleavage rates Acta Veterinaria Scandinavica, vol 30, p 147—153.
8. **BALL, P.J.H., 1978.** The relationship of age and stage of gestation to the incidence of embryo death in dairy cattle .Res. Vet. Sci., vol 25, p. 120-122.
9. **BALLERY, R., 2005.** Mise au point sur les protocoles de maîtrise des cycles chez les bovins. Thèse Méd. Vét., Alfort, 136 p.
10. **BAZIN, S. (avec la collaboration d'EDE et de l'INRA), 1984.** Grille de notation de l'état d'engraissement des vaches Pie-Noires. Brochure rédigée par S. Bazin et éditée par l'Institut Technique de l'Elevage Bovin, 149, rue de Bercy - 75595 Paris Cedex 12.

11. **BEN SALEM, M., BOURAOUI, R., CHEBBI, I., 2007.** Tendances et identification des facteurs de variation des paramètres de reproduction chez la vache laitière en Tunisie, 14èmes Rencontres de la Recherche sur les Ruminants, paris, page 371.
12. **BENLEKHAL, A., 1993.** L'insémination artificielle: Bilan et perspectives (3~42) In: Gestion de la reproduction et amélioration génétique. Kénitra: A.N. V.S.P - 120 p.
13. **BERG, U., REICHENBACH, H.D., LIEBRICH, J., BREM, G., 1992.** Sex ratio of calves born after transfer of in vitro produced embryos. Theriogenology, vol 37, p. 1910.
14. **BONNETT, B., MARTIN, S., MEEK, A., 1993.** Associations of clinical findings, bacteriological and histological results of endometrial biopsy with reproductive performance of postpartum dairy cows. Prev Vet Med, vol 15, p 205-20.
15. **BOSIO, L., 2006.** Relation entre fertilité et évolution de l'état corporel chez la vache laitière : Le point sur la bibliographie. Thèse en vue de l'obtention de grande de garde de Docteur Vétérinaire, Université Claude-Bernard Lyon I, 110p.
16. **BOUZEZBDA, Z., BOUZEZBDA, F., GUELLATI, M.A., GRAIN, F., 2006.** Evaluation des paramètres de la gestion de la reproduction dans un élevage bovin laitier du nord-est Algérien.
17. **BOYD, H., REED, H.C.B., 1961.** Investigations into the incidence and causes of infertility in dairy cattle. Influence of some management factors affecting the semen and insemination conditions. Br. Vet. J., vol 117, p. 74-86.
18. **BROSTER, W.H., BROSTER, V.J., 1998.** Body Score of Dairy Cows Review. Journal of Dairy Research, vol 65, p 155-173.
19. **BRUYAS, J.F., FIENI, F., TAINTURIER, D., 1993.** Le syndrome "repeat-breeding" : analyse bibliographique. 1ère partie : étiologie. Rev. Med. Vêt., vol 144, p 385-398.
20. **BUCH, N.C. et AL., 1955., MORROW, D.A. et al., 1966., FONSECA, V., et AL., 1983.** Postpartum estrus and involution of the uterus in an experimental herd of Holstein-Friesian cows. J. Dairy Sci, vol 38, p 73-76.
21. **BUTLER, W.R., SMITH, R.D., 1989.** Interrelationships between energy balance and postpartum reproductive function in dairy cattle. J. Dairy Sci., vol 72, p 767-783.
22. **CANFIELD, R.W., SNIFFEN, C.J., BUTLER, W.R., 1990.** Effects of excess degradable protein on post-partum reproduction and energy balance in dairy cattle. J. Dairy Sci, vol 73, p 2342-2349.

- 23. COLEMAN, D.A., DAILEY, R.E., LEFFEL, R.E., BAKER, R.D., 1987.** Estrous synchronization and establishment of pregnancy in bovine embryo transfer recipients. *J. Dairy Sci.*, vol 70, p. 858-866.
- 24. COLEMAN, D.A., THAYNE, W.V., DAILEY, R.A., 1985.** Factors Affecting Reproductive Performance of Dairy Cows. *Journal of Dairy Science*, vol 68, p 1793-1803.
- 25. COUROT, M., COLAS, G., 1986.** The role of the male in embryonic mortality (cattle and sheep) Embryonic Mortality in Farm Animals, p. 195-203. , Greenan J.M., Diskin M.G. (eds). Dordrecht, Martinus Nijhoff.
- 26. DAY, J.D., WEAVER, L.D., FRANTI, C.E., 1995.** Twin pregnancy diagnosis in holstein cows - Discriminatory powers and accuracy of diagnosis by transrectal palpation and outcome of twin pregnancies .*Can. Vet. J.*, vol 36, p. 93-97.
- 27. DEJARNETTE, J.M., SAACKE, R.G., BAME, J., VOLGER, C.J., 1992.** Accessory sperm, their importance to fertility and embryo quality, and attempts to alter their numbers in artificially inseminated cattle *J. Anim. Sci.*, vol 70, p. 484-491
- 28. DERIVAUX, J., ECTORS, F., 1980.** *Physiologie de la gestation et obstétrique vétérinaire.* Edition du point vétérinaire, Maison ALFORT, 288p.
- 29. DISENHAUS, C., AUGCARD, P., BAZIN, S., PHILIPPEAU, G., 1985.** Nous, les vaches taries. Influence de l'alimentation pendant le tarissement sur la santé, la reproduction et la production en début de lactation. Rennes (France) : EDE Bretagne-Pays-de-Loire, 65 p.
- 30. DISKIN, M. G., SREENAN, J. M., 2000.** Expression and detection of oestrus in cattle. *Reproduction Nutrition Development*, vol 40, p 481–491.
- 31. DISKIN, M.G., 1986.** The Extent and Timing of Embryonic Mortality in the Cow. In: *Embryonic Mortality in Farm Animals*, Springer, Dordrecht, p 1-11.
- 32. DOBSON, H., SMITH, R., ROYAL, M., KNIGHT, C., SHELDON, I. 2007 .**The high producing dairy cow and its reproductive performance. *Reprod.Domest.Anim.*42 (Suppl.2), p 17– 23.
- 33. DOMEcq, J.J., SKIDMORE, A.L., LLOYD, J.W., KANEENE, J.B., 1997.** Relationship between body condition scores and conception at first artificial insemination in a large dairy herd of high yielding Holstein cows. *J. Dairy Sci*, vol 80, p 113-120.
- 34. DONOVAN, A., HANRAHAN, J.P., KUMMEN, E., DUFFY, P., BOLAND, M.P., 2004.** Fertility in the ewe following cervical insemination with fresh or frozen–thawed semen at a

natural or synchronised oestrus. *Animal Reproduction Science*, vol 84, p 359-368.

35. **DUDOUE, C., 2004.** La production des bovins allaitants. France Agricole Editions. 383 pages.
36. **ECHTERKAMP, S.E., HANSEL, W., 1973., PETERS, A.R., et AL., 1981.** Concurrent changes in bovine plasma hormone levels prior to and during the first post-partum estrus cycle. *J. Anim. Sci.*, vol 37, p 1362-1370.
37. **ECHTERNKAMP, S.E., GREGORY, K.E., DICKERSON, G.E., CUNDIFF, L.V., KOCH, R.M., VANVLECK, L.D., 1990.** Twinning in cattle. 2. Genetic and environmental effects on ovulation rate in puberal heifers and post-partum cows and the effects of ovulation rate on embryonic survival. *J. Anim. Sci.*, vol 68, p. 1877-1888.
38. **EL BANNA, A.A., HAFEZ, E.S., 1970.** Egg transport in beef cattle. *J. Anim. Sci.*, vol 30, p. 430-432.
39. **ERB, R.E., HOLTZ, E.W., 1958.** Factors associated with estimated fertilization and service efficiency of cows. *J. Dairy Sci.*, vol 41, p. 1541-1552.
40. **ERB, R.E., MORRISON, R.A., 1959.** Effects of twinning on reproductive efficiency in a holstein-friesian herd. *J. Dairy Sci.*, vol 42, p. 512-518.
41. **EYESTONE, W.H., FIRST, N.L., 1989.** Variation in bovine embryo development in vitro due to bulls. *Theriogenology*, vol 31, p. 191.
42. **FERGUSON, J.D et AL., 1998.** Diet, production and reproduction in dairy cows. *Anim, Feed Sci. Technol*, vol 59, p 173-184
43. **FIENI, F., TAINTURUER, D., BRUYAS, J.F., BATTUT, I., 1998.** Examen échotomographique des ovaires chez la vache. Journées nationales des GTV, Tours 27, 28 et 29 mai, p 411-415.
44. **FONSECA, FA., BRITT, J.H., MCDANIEL, B.T., WILK, J.C., RAKES, A.H., 1983.** Reproductive traits of holsteins and jersey. Effect of age, milk yield, and clinical abnormalities on involution of cervix and uterus, ovulation, estrous cycles, detection of estrus, conception rate, and days Open. *J Dairy Sci*, vol 66, p 1128- 1147.
45. **FOSGATE, D.T et AL., 1962., MORROW, D.A et AL., 1966., MARION, G.B et AL., 1968.** Influence of 17- alphahydroxy-progesterone-m-caproate up on post-partum reproductive activity in the bovine. *J. Anim. Sci*, vol 21, p 791-793.
46. **FRERET, S., CHARBONNIER, G., CONGNARD, V., JEANGUYOT, N., DUBOIS, P.,**

- LEVERT, J., HUMBLLOT, P., PONSART, C., 2005.** Expression et détection des chaleurs, reprise de la cyclicité et perte d'Etat corporel après vêlage en élevage laitier. Renc. Rech. Rum., vol 12, p 149-152.
- 47. GARCÍA-ISPIERTO, I., LÓPEZ-GATIUS, F., BECH-SABAT, G., SANTOLARIA, P., YANIZ, J.L., NOGAREDA, C., DE RENSIS, F., LÓPEZ-BÉJAR, M., 2007.** Climate factors affecting conception rate of high producing dairy cows in northeastern Spain. Theriogenology, vol 67, p 1379-1385.
- 48. GAYRARD, V., 2018.** Physiologie de la reproduction des mammifères domestiques, ENV Toulouse.
- 49. GHOZLANE, F., YAKHLEF, H., YAICI, S., 2003.** Performances de reproduction et de production laitière des bovins laitiers en Algérie. Annales de l'Institut National Agronomique, El-Harrach. Volume 24 N°1 et 2.
- 50. GILBERT, O.R, SHIN, S.T., GUARD, C.L., ERB, H.N., FRAJBLAT, M. 2005.** Prevalence of endometritis and its effects on reproductive performance of dairy cows. Theriogenology, vol 64, p 1879-1888.
- 51. GORDON, I., WILLIAMS, G., EDWARDS, J., 1962.** The use of sérum gonadotrophin (P.M.S.) in the induction of twin-pregnancy in the .Cow. J. Agric. Sci. (Cambridge), vol 59, p. 143-198.
- 52. GREGORY, K.E, ECHTERKAMP, S.E., DICKERSON, G.E., CUNDIFF, L.V., KOCH, R.M., VAN VLECK, L.D, 1990 .**Twinning in cattle, III. Effects of twinning on dystocia, reproductive traits, calf survival, calf growth and cow productivity. Journal of Animal Science, vol 68, p 3133 - 3144.
- 53. HAGEN, N et GAYRARD, V., 2005 .**Mémento des critères numériques de reproduction des mammifères domestiques. 8 p.
- 54. HANRANHAN, J.P., 1983.** The inter-ovarian distribution of twin ovulations and embryo survival in the bovine. Theriogenology, vol 20, p. 3-11.
- 55. HANZEN, CH., 2010.** Cours d'inséminations artificielles chez les ruminants..Faculté de médecine vétérinaire, Université de liège, p 4, 5, 6.
- 56. HARE, W.C.D., SINGH, E.L., BETTERIDGE, K.J et AL 1980.** Chromosomal analysis of 159 bovine embryos collected 12 to 18 days after estrus. Can J Genet Cytol, vol 22, p 615-

- 57. HEINRICHS, A.J., O'CONNOR, M.L., 1991.** Charting body condition identifies problems in dairy cows. *Feedstuffs*, vol 15, p 15-16.
- 58. HERVE, A., 2020.** Comparaison de deux protocoles de synchronisation des chaleurs fondés sur l'utilisation de progestérone et de prostaglandines F2alpha chez les vaches allaitantes en France. Thèse d'exercice, Médecine vétérinaire, Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse – ENVT, 81 p.
- 59. HILLERS, J.K., SENGER, P.L., DARLINGTON, R.L., FLEMING, W.N., 1984.** Effects of production, season, age of cow, days dry and days in milk on conception to first service in large commercial dairy herds. *J. Dairy Sci*, vol 67, p 861-867.
- 60. HILLERY, F.L., PARRISH, J.J., FIRST, N.L., 1990.** Bull specific effect on fertilization and embryo development in vitro. *Theriogenology*, vol 33, p. 24
- 61. HUMBLLOT, P., 2001.** Use of pregnancy specific proteins and progesterone assays to monitor pregnancy and determine the timing, frequencies and sources of embryonic mortality in ruminants. *Theriogenology*, vol 56. p 1417 - 1433.
- 62. IWASAKI, S., HAMANO, S., 1991.** Occurrence of haploid cells bearing Y chromosomes in bovine embryos fertilized in vitro. *J Hered*, vol 82, p 420-421.
- 63. JENNINGS, R., PREMANANDAN, C., 2020.** Veterinary histology textbook. Chapter 13; female reproductive system: the ovary. Ohio state university, p 193 – 195.
- 64. JOLLY, P.D., MCDOUGALL, S., FITZPATRICK, L.A et AL., 1995.** Physiological effects of undernutrition on postpartum anoestrus in cows. *J. Reprod. Fertil. Suppl.*, vol 49, p 477-492.
- 65. JULIA, J., TAVEAU, J., 2013.** Physiologie et pathologie de la reproduction de la vache : élaboration de ressources pédagogiques en ligne à partir d'images échographiques de l'appareil génital. Thèse d'exercice, Médecine vétérinaire, Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse - ENVT, 65 p.
- 66. KASIMANICKAM, R., DUFFIELD, T., FOSTER, R.A., GARTLEY, C.J., LESLIE, K.E., WALTON, J.S., JOHNSON, W.H., 2004.** Endometrial cytology and ultrasonography for the detection of subclinical endometritis in postpartum dairy cows. *Theriogenology*, vol 62, p 9- 23.
- 67. KESSY, B., NOAKES, D.E., 1985.** Uterine tube abnormalities as a cause of bovine

infertility. *Vet. Rec.*, vol 117, p 122-124.

- 68. KING, W.A 1990.** Chromosome abnormalities and pregnancy failure: In: *Advances in Veterinary Science and Comparative Medicine: Domestic Animal Cytogenetics* (RA McFeely, ed), Academic Press Inc, New York, USA, vol 43, p 229-250.
- 69. KING, W.A., PICARD, L., 1985.** Haploidy in preattachment bovine embryos. *Can J Genet Cytol*, vol 27, p 69-73.
- 70. KING, W.A., VERINI SUPPLIZI, A., DIOP, H.E.P., BOUSQUET, D., 1995.** Chromosomal analysis of embryos produced by artificially inseminated superovulated cattle. *Genet Sel Envol*, vol 27, p 189-194.
- 71. LEDOUX, D., HUMBLLOT, P., CONSTANT, F., PONTER, A., GRIMARD, B., 2006.** Echecs précoces de gestation chez la vache laitière. *Point Vet*, vol 37 (numéro spécial reproduction des ruminants), p. 50-55.
- 72. LOFTI, N., BENLEKHAL, A., MAZOUZ, A., BATTAR, M. EZZAHIRI, A., BOUHADANNE, M., 1996.** Utilisation des techniques nouvelles de reproduction dans le programme d'amélioration génétique du cheptel bovin laitier au Maroc (263-270). In: *Reproduction et production laitière*. Tunis: SERVICED - 316 p. (Actualité Scientifique AUPELF-UREF).
- 73. LUCY, M.C., STAPLES, C.R., THATCHER, W.W., ERICKSON, P.S., CLEALE, R.M., FIRKINS, J.L., CLARK, J.H., MURPHY, M.R AND BRODIE, B.O., 1992.** Influence of diet composition, dry-matter intake, milk production and energy balance on time of post-partum ovulation and fertility in dairy cows. *Animal Production*, vol 54, p 323 – 331
- 74. MARION, G.B et AL., 1968.** Uterus of the cow after parturition, factor affecting regression, *Amer. J. Vet .Res*, vol 29, p 71-75.
- 75. MARKUSFELD, O., GALON, N., EZRA, E., 1997.** Body condition score, health, yield and fertility in dairy cows. *Vet Record*, vol 141, p 67-72.
- 76. MEYER, C., 2008.** La reproduction des bovins. Cas de la zone tropicale (surtout taurins N'Dama et Baoulé). Support de cours pour le Master BGAE Elevage dans les pays du Sud, Environnement Développement (EPSSED). 11 ed. Vol. 1. 2008, Montpellier: CIRAD / Université de Montpellier II. 148 p.

- 77. MICHEL, A., PONSART, C., FRERET, S., HUMBLLOT, P., 2003.** Influence de la conduite de la reproduction sur les résultats à l'insémination en période de pâturage Renc. Rech Rum 10 :131-135.
- 78. MICHEL, A., PONSART, C., FRERET, S., HUMBLLOT, P., 2003.** Influence de la conduite de la reproduction sur les résultats à l'insémination en période de pâturage Renc. Rech. Rum., vol 10, p 131-134.
- 79. MILLER, D., HRUDKA, M., CATES, W.F., 1982.** Infertility in a bull with a nuclear sperm defect, a case report .Theriogenology, vol 17, p. 611-621.
- 80. MONGET, P., MARTIN, G.B., 1998.** Les interactions métabolisme-reproduction chez les animaux domestiques. Contraception Fertilité Sexualité, 1998, vol 26, p 554-563.
- 81. MORRIS, M.J., KANEKOA, K., WALKERA, S.L., JONESA, D.N., ROUTLYA, J.E., SMITHA, R.F., DOBSON, H., 2011.** Influence of lameness on follicular growth, ovulation, reproductive hormone concentrations and estrus behavior in dairy cows. Theriogenology, vol 76, p 658 – 668.
- 82. MORROW, D.A et AL., 1966., FONSECA, V. et AL., 1983., WATSON, J.G., 1984.** Postpartum ovarian activity and uterine involution in dairy cattle. J.A.V.M.A, vol 149, p 1596-1609.
- 83. MURRAY, B., 1996.** Comment maximiser le taux de conception chez la vache laitière ; détection des chaleurs. Ontario .Canada, p 5-8.
- 84. NIRWANA, U.A., TOLENG, A.L and YUSUF, M., 2021.** Pregnancy rate of Artificial Insemination in beef cows after estrous synchronization at different regions.
- 85. PAISLEY, L.G., MICHELSON, W.D. and ANDERSON, P.B., 1986.** Mechanisms and Therapy for Retained Fetal Membranes and Uterine Infections of Cows; A Review. Theriogenology, vol 25, p 353-381.
- 86. PARAGON, B.M., 1991.** Qualité alimentaire et fécondité chez la génisse et la vache adulte : importance des nutriments non énergétiques. Bull. GTV., vol 91, p 39-52.
- 87. PEDRON, O., CHELI, F., SENATORE, E., BAROLI, D., RIZZI, R., 1993.** Effects of body condition score at calving on performance, some blood parameters, and milk fatty acid composition in dairy cows. J. Dairy Sci., vol 76, p 2528-2535.
- 88. PERRY, G.A., SMITH, M.F., LUCY, M.C. , GREEN, J.A., PARKS, T.E., MACNEIL, M.D., ROBERTS, A.J., GEARY, T.W., 2005.** Relationship between follicle size at

insemination and pregnancy success. PNAS, vol 102, no.14, p 5268–5273.

- 89. PETER, A.T., BOSU, W.T.K. 1988.** Relationship of uterine infections and folliculogenesis in dairy cows during early puerperium. *Theriogenology*, vol 30, p 1045- 1051.
- 90. PITON, I., 2004.** Canicule et reproduction chez la vache laitière. Thèse de Doctorat vétérinaire. Université Claude Bernard .Lyon. 67 p.
- 91. RADFORD, H.M et AL., 1978., PETERS, A.R et AL., 1981.** Ovarien fonction in Suckling and non- Suckling beefcows post-partum .*J.Reprod.Fert*, vol 54, p 49-56.
- 92. RAHEJA, K.L., BURNSIDE, E.B., SCHAEFFER, L.R., 1989.** Relationships between fertility and production in Holstein dairy cattle in different lactations. *J.Dairy Sci.* vol 72 p 2670-2678.
- 93. ROWSON, L.E.A., LAWSON, R.A.S., MOOR, R.M.,1971.** Production of twins in cattle by egg transfer. *J. Reprod. Fertil*, vol 25, p. 261-268.
- 94. SERIEYS, F., 1997.** Le tarissement des vaches laitières. Editions France Agricole. 224 p.
- 95. SETCHELL, B.P., D'OCCHIO, M.J., HALL, M.S., LOURIE, M.S., TUCKER, M.J., ZUPP, J.L., 1988.** Is embryonic mortality increased in normal female rats mated to subfertile males? *J. Reprod. Fertil.*,vol 83, p. 567-574.
- 96. SHELDON, I.M. 2004.** The postpartum utérus. *Vet Clin Food Anim* 2004, vol 20, p 569-591
- 97. SHELDON, I.M., DOBSON, H., 2004.** Postpartum uterine health in cattle. *Animal reproduction science – Elsevier*, vol 82–83, p 295-306.
- 98. SHELDON, I.M., LEWIS, G.S., LEBLANC, S., GILBERT, R.O., 2006.** Defining postpartum uterine disease in cattle. *Theriogenology*, vol 65, p 1516-1530.
- 99. SHELDON, I.M., NOAKES., D.E, RYCROFT., A.N, PFEIFFER D.U & DOBSON, H., 2002.** Influence of uterine bacterial contamination after parturition on ovarian dominant follicle selection and follicle growth and function in cattle. *Reproduction*, vol 123, p 837–845.
- 100. SHI, K.S., LU, K.H., GORDON, I., 1990.** Effect of bulls on fertilization of bovine oocytes and their subsequent development in vitro. *Theriogenology*, vol 33, p. 324
- 101. SPICER, L.J., TUCKER, W.B., ADAMS, G.D., 1990.** Insulin-like growth factor I in dairy cows: relationship among energy balance, body condition, ovarian activity, and oestrus behavior. *J. Dairy Sci.*, vol 73, p 929-937.

102. **SREENAN, J.M., DISKIN, M.G., 1989.** Effect of a unilateral or bilateral twin embryo distribution on twinning and embryo survival rate in the cow. *J. Reprod. Fertil*, vol 87, p. 657-664.
103. **STEVENSON, J. S., SCHMIDT, M. K., CALL, E.P., 1983.** Factors affecting reproductive performance of dairy cows first inseminated after five weeks post-partum *J. Dairy Sci.* vol 66, p 1148-1154
104. **STEVENSON, J.S., SCHMIDT, M.K AND CALL, E.P., 1983.** Factors affecting reproductive performance of dairy cows first inseminated after five weeks postpartum. *Journal of Dairy Science*, vol 66, p 1148 - 1154.
105. **TENNANT, B., PEDDICORD, R.G., 1968.** The influence of delayed uterine involution and endometritis on bovine fertility. *Cornell Vet*, vol 58, p 185-192.
106. **VAILLANCOURT, D., BIERSCHWAL, C.J., OGWU, D., ELMORE, R.G., MARTIN, C.E., SHARP, A.J., YOUNGQUIST, R.S., 1979.** Correlation between pregnancy diagnosis by membrane slip and embryonic mortality. *J.A.V.M.A*, vol 175, p 466-468.
107. **VALLET, A ET PACCARD, P., 1984.** Définition et mesures des paramètres de l'infécondité et de l'infertilité *Bulletin Technique d'Insémination Animale* n° 32 p 2 - 3.
108. **VILLA-GODOY, A., HUGHES, T.L., EMERY, R.S., 1988.** Association between energy balance and luteal function in lactating dairy cows. *J. Dairy Sci*, vol 71, p 1063-1072.
109. **WATTIAUX, M., 1995.** *Système reproduction du bétail laitier, guide technique.* 90 p.
110. **WEAVER, L.D., 1987.** Effects of nutrition on reproduction in dairy cows. *Vet. Clin. of North Amer: Food Anim. Pract*, vol 3, p 513-521.
111. **WELLER, J.I and RON, M., 1992.** Genetic Analysis of Fertility Traits in Holsteins by Linear and Threshold Models. *Journal of Dairy Science*, vol 75, p 2541-2548.
112. **WIJERATNE, W.V.S., 1973.** A population study of apparent embryonic mortality in cattle, with special reference to genetic factors. *Anim. Prod*, vol 16, p 251-259.
113. **WILLIAMS, E.J., FISCHER, D.P., NOAKES, D.E., ENGLAND, G.C.W., RYCROFT, A., DOBSON, H., SHELDON, I.M., 2007.** The relation between uterine pathogen growth density and ovarian fuction in the postportum dairy cow. *Theriogenology*, vol 63, p 102-17.
114. **XU, K.P., YADAV, B.R., KING, W.A and BETTERIDGE. K.J., 1992.** Sex-related

differences in developmental rates of bovine embryos produced and cultured in vitro
Molecular Reproduction and Development, vol 31, p 249—252.

- 115. YADAV, B.R., KING, W.A and BETTERIDGE. K.J., 1993.** Relationships between the completion of first cleavage and the chromosomal complement, sex, and developmental rates of bovine embryos generated in vitro Molecular Reproduction and Development, vol 36, p 434—439.